

Área del Conocimiento de Agricultura

EVALUACIÓN DE TIPOS DE PLANTAS HOSPEDERAS Y SUSTRATOS PARA LA PROPAGACIÓN DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES AISLADOS DEL CULTIVO DE FRIJOL (*PHASEOLUS VULGARIS* L.)

Trabajo Monográfico para optar al título de
Ingeniero Químico

Elaborado por:

Br. BEATRIZ
ALEJANDRA TÉLLEZ
2019-0824U

Br. ARVELL MEXICALI
VILLARES LÓPEZ
2019-0789U

Tutor:

MSc. HEYSELL
DODANIG DELGADO
SILVA

13 de febrero de 2026

Managua, Nicaragua

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a la Universidad Nacional de Ingeniería (UNI), ya que esta investigación se desarrolló bajo los fondos de la Beca de investigación I+D+i, corte 2024-2025, la cual brindó el respaldo necesario para llevar a cabo este proyecto.

De igual manera, expresamos nuestro reconocimiento al Programa de Investigación, Estudios Nacionales y Servicios del Ambiente (PIENSA-UNI) por el apoyo institucional brindado, así como por la facilitación de sus instalaciones, lo que permitió desarrollar de manera efectiva las distintas fases de la investigación. Así mismo, agradecemos al Dr. Roberto Emanuel Ontivero y PhD. Jonás Álvarez Lopezello por su valioso asesoramiento durante el desarrollo del estudio.

De manera especial, manifestamos gratitud a nuestra tutora, MSc. Heysell Dodanig Delgado Silva, por su constante orientación, dedicación y paciencia durante todo el proyecto, así como a todos los docentes de la carrera, cuya enseñanza y guía han sido fundamentales en nuestra formación como investigadores.

También extendemos nuestro agradecimiento al Ing. José Rigoberto Rodríguez Castellón por su colaboración durante la fase de propagación a nivel de invernadero, y a los pasantes de la Universidad Nacional Politécnica (UNP), cuyo compromiso y dedicación hicieron un valioso aporte a la investigación.

Finalmente, reconocemos la constancia y el empeño de todas las personas que contribuyeron a este trabajo, así como nuestro propio compromiso, perseverancia y determinación, que nos permitieron superar desafíos y culminar exitosamente esta investigación.

Beatriz Alejandra Téllez

Arvell Mexicali Villares López

DEDICATORIA

“A mi mamá, por su amor incondicional, por ser mi fuerza en los momentos difíciles y enseñarme a perseverar con esfuerzo; a mi abuelita, cuya fe y sabiduría continúan iluminando mi camino e inspirando cada uno de mis logros. A ambas, mi eterno agradecimiento y admiración.”

Beatriz Alejandra Téllez

DEDICATORIA

A mi madre, por supuesto.

Arvell Mexicali Villares López

RESUMEN

La presente investigación tuvo como propósito evaluar la eficiencia de distintos tipos de plantas hospederas y combinaciones de sustratos en la propagación de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) nativos aislados de la rizosfera del cultivo de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) en Nicaragua, con el fin de establecer parámetros técnicos para la producción de bioinóculos adaptados a las condiciones edáficas locales.

El diseño metodológico contempló dos fases complementarias: una fase descriptiva, orientada a la caracterización morfológica y ecológica de los HMA en campo, y una fase experimental, centrada en la evaluación de la esporulación y colonización bajo condiciones controladas de invernadero.

Los análisis fisicoquímicos evidenciaron diferencias edáficas notables: los suelos de Masatepe presentaron textura franco-arenosa, pH próximo a la neutralidad (6.07–6.9) y alta humedad, mientras que los de Matagalpa fueron franco-arcillosos, ácidos (pH 3.78–4.81) y con menor porosidad. Se identificaron 41 morfotipos pertenecientes a ocho géneros del phylum *Glomeromycota*, con predominancia de *Glomus* y *Acaulospora*, lo que sugiere una alta estabilidad ecológica y diversidad estructural de las comunidades micorrízicas nativas. La correlación de Spearman reveló asociaciones significativas entre las propiedades edáficas y la dinámica micorrízica: el pH se correlacionó positivamente con la abundancia de esporas ($\rho = 0.8$), mientras que el fósforo disponible mostró correlación negativa ($\rho = -0.8$), indicando que los suelos menos ácidos y con moderada disponibilidad de fósforo favorecen la esporulación y simbiosis efectiva.

Durante la fase experimental, se emplearon dos hospederos -*Zea mays* y *Phaseolus vulgaris*- en dos combinaciones de sustrato: (1) suelo:arena 50:50 y (2) suelo:arena:Biogreen 50:30:20. Los resultados demostraron diferencias altamente significativas ($p < 0.01$) en la producción de esporas y grado de colonización. *P. vulgaris* en el sustrato 50:50 alcanzó los mayores valores de esporulación (media 1473.6 esporas por 50 g de suelo), mientras que *Z. mays* en el sustrato 50:30:20 mostró la colonización radicular más alta (media 84.8%). El análisis PERMANOVA confirmó que la interacción hospedero y sustrato explicó el 67% de la variación total, lo cual evidencia un efecto sinérgico entre ambos factores. Estos hallazgos permiten establecer un modelo dual de propagación: el frijol como hospedero eficiente para la multiplicación masiva de esporas, y el maíz como hospedero idóneo para el mantenimiento de colonización activa y viable.

ABSTRACT

This study aimed to evaluate the efficiency of different host plants and substrate combinations in the propagation of native arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) isolated from the rhizosphere of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) in Nicaragua, in order to establish technical parameters for the production of bioinoculants adapted to local edaphic conditions.

The methodological design comprised two complementary phases: a descriptive phase focused on the morphological and ecological characterization of field AMF populations, and an experimental phase centered on the assessment of spore production and root colonization under controlled greenhouse conditions.

Physicochemical analyses revealed marked edaphic contrasts: soils from Masatepe exhibited a sandy-loam texture, near-neutral pH (6.07–6.9), and high moisture content, whereas those from Matagalpa were clay-loam, acidic (pH 3.78–4.81), and less porous. A total of 41 morphotypes belonging to eight genera of the phylum *Glomeromycota* were identified, with *Glomus* and *Acaulospora* predominating—an indication of high ecological stability and structural diversity within native AMF communities. Spearman's correlation analysis revealed significant associations between edaphic properties and mycorrhizal dynamics: soil pH correlated positively with spore abundance ($\rho = 0.8$), while available phosphorus showed a negative correlation ($\rho = -0.8$), suggesting that less acidic soils with moderate phosphorus availability favor spore production and effective symbiosis.

During the experimental phase, two host species—*Zea mays* and *P. vulgaris*—were tested using two substrate combinations: (1) soil: sand (50:50) and (2) soil: sand:Biogreen (50:30:20). Results showed highly significant differences ($p < 0.01$) in both spore production and root colonization rates. *P. vulgaris* grown in the 50:50 substrate achieved the highest spore yield (mean 1473.6 spores per 50 g of soil), whereas *Z. mays* in the 50:30:20 mixture exhibited the highest root colonization (mean 84.8%). PERMANOVA analysis confirmed that the host $\times$ substrate interaction explained 67% of total variance, evidencing a synergistic effect between both factors. These findings support a dual propagation model: bean as an efficient host for massive spore multiplication, and maize as an optimal host for maintaining active and viable colonization.

INDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIA	ii
RESUMEN	iv
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	3
2.1 Objetivo General	3
2.2 Objetivos Específicos	3
III. MARCO TEÓRICO	4
3.1 Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA)	4
3.1.1 Definición y características de HMA y la Micorriza Arbuscular (MA)	4
3.1.2 Clasificación taxonómica de los HMA	5
3.1.3 Morfología de los HMA	7
3.1.4 Relación simbiótica Hongo-Planta en los HMA	8
3.2 Frijol (<i>Phaseolus vulgaris</i> L.)	9
3.2.1 Generalidades	9
3.2.2 Clasificación taxonómica	10
3.2.3 Morfología de la Planta	11
3.2.4 Requerimientos edafoclimáticos para el cultivo del frijol	12
3.2.5 Cultivo en Nicaragua	13
3.2.6 Simbiosis micorrízica	15
3.3 Plantas hospederas para la propagación de HMA	16
3.3.1 Características para la selección de las plantas hospederas para la propagación de HMA	16
3.3.2 Interacción entre las plantas hospederas y los HMA	17
3.4 Sustratos empleados en la propagación de HMA	17
3.4.1 Tipos de sustratos empleados en la propagación de HMA	18
3.4.2 Propiedades de los sustratos	19
3.4.3 Efectos del sustrato sobre la propagación de HMA	21
3.5 Condiciones de invernadero	21
3.5.1 Características de las condiciones de invernadero	21
3.5.2 Efecto de las condiciones de invernadero para la propagación de HMA	22
IV. HIPÓTESIS	23
V. METODOLOGÍA	24
5.1. Tipo de estudio y diseño general del estudio	24

5.2	Ubicación del estudio.....	25
5.2.3	Toma de muestras.....	28
5.3	Aislamiento y caracterización de esporas de HMA asociadas al frijol.....	30
5.3.1	Aislamiento y separación de las esporas de HMA.....	30
5.3.2	Montaje de las esporas de HMA.....	32
5.3.3	Cuantificación de la abundancia de esporas de HMA.....	33
5.3.4	Caracterización morfológica y morfométrica de las esporas de HMA.....	34
5.4	Tinción de raíces.....	34
5.4.1	Estimación de la colonización micorrízica.....	35
5.5	Multiplicación de las especies de HMA a nivel de invernadero.....	36
5.5.1	Condiciones de invernadero.....	36
5.5.2	Establecimiento de sustratos.....	38
5.5.3	Establecimiento de cultivos hospederos y sustratos.....	38
5.5.4	Preparación del inóculo.....	39
5.5.5	Propagación del inóculo en las plantas hospederas.....	39
5.5.6	Cuantificación de esporas y determinación de porcentaje de colonización de raíces de plantas hospederas.....	41
VI.	DISCUSIÓN DE RESULTADOS.....	42
6.1	Área de estudio y sitios de muestreo.....	42
6.2	Relación entre propiedades fisicoquímicas del suelo y abundancia de esporas.....	44
6.3	Diversidad de HMA nativos asociados al cultivo de frijol.....	57
6.3.1	Estimación de la colonización Micorrízica en raíces de las fincas de las regiones pacífico y Norte de Nicaragua.....	57
6.4	Caracterización morfológica y morfométrica de las esporas aisladas de HMA nativos de las regiones Pacífico y Norte de Nicaragua.....	59
6.5	Propagación del consorcio nativo de HMA.....	61
6.5.1	Establecimiento de cultivos hospederos.....	61
6.6	Abundancia de esporas de HMA propagadas y colonización micorrízica.....	65
6.7	Efectos del sustrato y planta hospedera sobre la propagación de HMA nativos.....	76
VII.	CONCLUSIONES.....	78
VIII.	RECOMENDACIONES.....	80
IX.	BIBLIOGRAFIA.....	81
X.	ANEXOS.....	90

INDICE DE TABLAS

Tabla 1 Clasificación taxonómica del frijol (<i>Phaseolus vulgaris</i> L.)	10
Tabla 2 Épocas y fechas aproximadas de siembra del cultivo de frijol	14
Tabla 3 Área y producción de frijoles de Nicaragua, 2016-2022.....	15
Tabla 4 Materiales que pueden utilizarse como sustrato y su origen.....	19
Tabla 5 Principales propiedades de los sustratos	20
Tabla 6 Intervalos óptimos para las propiedades físicas de los sustratos de cultivos	21
Tabla 7 Método empleado para la determinación de parámetros de los distintos suelos en las fincas de la región Pacífico y Norte de Nicaragua	29
Tabla 8 Tratamientos experimentales de plantas hospedera y combinación de sustratos	40
Tabla 9 Resumen del muestreo en los sembradíos de frijol de las regiones pacífico y norte de Nicaragua.....	44
Tabla 10 Resultados de análisis Físico Mecánicos y Elementos disponibles de las fincas en las regiones Pacífico y Norte de Nicaragua	45
Tabla 11 Resultados de la abundancia de esporas aisladas en las fincas de las regiones Pacífico y Norte de Nicaragua	47
Tabla 12 Resultados de la aplicación del coeficiente de correlación de Spearman (ρ)..	48
Tabla 13 Resumen de resultados obtenidos en las diferentes pruebas estadísticas aplicadas para el análisis de abundancia de HMA.....	53
Tabla 14 Número de esporas y % de colonización de los tratamientos para la producción de HMA	64
Tabla 15 Estadísticos descriptivos de número total de esporas	66
Tabla 16 Estadísticos descriptivos del % de colonización	68
Tabla 17 Análisis de normalidad por Shapiro-Wilks.....	69
Tabla 18 Prueba de Kruskal-Wallis para determinar las diferencias significativas entre factores	70
Tabla 19 Prueba de Kruskal-Wallis para determinar las diferencias significativas entre grupos (Planta hospedera + Combinación de sustratos).....	71
Tabla 19 Prueba de Dunn para determinar las diferencias entre factores	72
Tabla 21 Prueba de Dunn Esporas-Grupo	73
Tabla 22 Prueba de Dunn Colonización-Grupo	73
Tabla 23 PERMANOVA para determinar las diferencias significativas entre factores ...	74
Tabla 24 PERMANOVA para determinar las diferencias significativas entre grupos	75

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Estructuras de Colonización de la raíz en las interacciones ectomicorrízicas y micorrízica arbuscular..	4
Figura 2. Comparación de las raíces micorrizadas versus no micorrizadas..	5
Figura 3. Clasificación actual de las familias y géneros de los HMA..	6
Figura 4. Intercambio de nutrientes en la relación simbiótica hongo-planta-suelo. (Bonfante y Genre, 2010)..	9
Figura 5. Frijol (<i>Phaseolus vulgaris</i> L). con sus partes vegetativas y reproductivas. (INATEC,2018)..	12
Figura 6. Zonas de cultivo de frijol de acuerdo con las diferentes épocas de siembra en Nicaragua..	14
Figura 7. Identificación de la diversidad de HMA asociadas al cultivo de frijol (<i>Phaseolus vulgaris</i> L). 7A. Cultivo de frijol (<i>Phaseolus vulgaris</i> L). 7B. Método de tamizado húmedo de esporas. 7C. Registro de las características morfológicas. 7D. Esporas de HMA bajo microscopio..	24
Figura 8. Propagación de HMA a nivel de invernadero. 8A. Establecimiento de cultivos hospederos. 8B. Preparación del inoculo de HMA. 8C. Enraizamiento de planta hospedera. 8D. Determinación del porcentaje de colonización. Elaboración propia.	25
Figura 9. Macro localización del muestreo. 9A. Departamento de Masaya. 9B. Departamento de Matagalpa.	26
Figura 10. Micro localización del muestreo de la zona del Pacífico. 10A. Municipio de Masatepe. 10B. Finca “Los Llanos” 10C. Finca “San José” ..	27
Figura 11. Micro localización del muestreo de la zona Norte. 11A. Departamento de Matagalpa. 11B.Finca “San Antonio”. “11C. Finca “Los Marciales”.....	27
Figura 12. Método de muestreo. 12A.Toma de submuestra de la rizosfera del cultivo de frijol a 20 cm de profundidad. 12B. Muestreo Zigzag.....	28
Figura 13. Acondicionamiento de las muestras. 13A. Submuestras utilizadas para la homogeneización, 13B. Homogenización manual de muestras en recipientes plásticos previamente desinfectados, 13C. Secado de muestras por aireación pasiva.....	30
Figura 14. Aislamiento de esporas de HMA. 14A. Lavado de la muestra. 14B. Preparación de solución de sacarosa. 14C. Recuperación en tamices. 14D y 14E. Preparación de tubos Falcon para centrifugación a 1500 rpm por 5 minutos. 14F. Lavado de exceso de sacarosa en tamiz de 36 µm. 14G. Separación de las esporas. Elaboración propia.	32
Figura 15. Montaje en placa de las esporas aisladas con reactivo de Melzer. Elaboración propia.	33
Figura 16. Cuantificación de esporas. 16A.Portaobjetos subdivididos en campos ópticos y 16B. Estimación del número total de esporas observadas bajo estereoscopio..	33
Figura 17. Interfaz del programa AmScope empleado en la caracterización morfológica y morfométrica..	34
Figura 18. Proceso de tinción de raíces de los cultivos. 18A. Lavado de raíces para la tinción. 18B. Calentamientos en microondas en la solución de KOH al 10%. 18C.Resultado de la decoloración con solución de KOH al 10%. 18D. Raíces en el proceso de acidificación, 18E. Raíces sumergidas en la solución de tinta. 18F. Raíces teñidas en el portaobjetos listas para su visualización.....	35
Figura 19. Esquema de la cuantificación de estructuras de HMA en las raíces teñidas para la determinación de la colonización micorrízica.	36

Figura 20. Montaje del invernadero experimental de DACA-UNI. 20A. Aislamiento estructural para minimizar el ingreso de contaminantes externos. 20B. Monitoreo de temperatura.	37
Figura 21. Proceso de establecimiento de los cultivos hospederos. 21A. Desinfección de las semillas en solución de hipoclorito de sodio. 21B. Secado de las semillas en cabina de flujo laminar. 21C. Siembra en bandejas de germinación. 21D. Traslado al invernadero..	38
Figura 22. Proceso de inoculación de los cultivos hospederos. Elaboración propia.	40
Figura 23. Muestreos en los sembradíos de frijol región del Pacífico y Norte. 23A. Finca “Los llanos”. 23B. Finca “San José”. 23C. Finca “San Antonio” 23D. Finca “Los Marciales”.	43
Figura 24. Caracterización de muestras de suelo. 23A y 23B. determinación de humedad. 23C. Determinación de pH y conductividad. 23D. Determinación de textura..	45
Figura 25. Colonización micorrízica vista en 40x y 100x en el sembradío de frijol de la finca “San José” ubicada en el municipio de Masatepe, región pacífica. 25A. Vesícula intracelular. 25B. Esporas intraradicales y formación arbuscular. 25C. Ovillos de las hifas. 25D. Vesículas alargadas.....	58
Figura 26. Colonización micorrízica vista en 40x y 100x en el sembradío de frijol de la finca “Los Marciales” ubicada en el departamento de Matagalpa, región Norte. 26A. Hifas extraradicales. 26B. Esporas intraradicales. 25C. Hifas intraradicales. 26D. Arbúsculos E. Espora.....	58
Figura 27. Morfotipos de HMA.	60
Figura 28. Desarrollo de las plantas hospederas (<i>Phaseolus vulgaris</i> L. y <i>Zea Mays</i>) en el invernadero.....	62
Figura 29. Crecimiento de las plantas hospederas, A. <i>Phaseolus vulgaris</i> L., B. <i>Zea Mays</i> en el invernadero.....	62
Figura 30. Corte de las plantas hospederas para su posterior estrés hídrico, A. <i>Phaseolus vulgaris</i> L., B. <i>Zea Mays</i> en el invernadero.....	63
Figura 31. Diferencia entre el enraizamiento de las plantas A. <i>Zea Mays</i> , B. <i>Phaseolus vulgaris</i> L. en el invernadero.....	63
Figura 32. Boxplot del número total de esporas y porcentaje de colonización individual.	66
Figura 33. Boxplot del número total de esporas y porcentaje de colonización por grupo..	67

I. INTRODUCCIÓN

La agricultura constituye una de las principales actividades económicas y sociales en Nicaragua, no solo por su contribución al PIB, sino por su papel esencial en la seguridad alimentaria nacional. Sin embargo, este sector enfrenta presiones crecientes derivadas del cambio climático, el cual altera variables fundamentales para el desarrollo de los cultivos —como la temperatura, la precipitación y la humedad— provocando pérdidas significativas en rendimiento y estabilidad productiva. Estas alteraciones son especialmente críticas en el Corredor Seco Nicaragüense (CSN), donde la irregularidad de las lluvias y la degradación del suelo amenazan de manera recurrente la sostenibilidad agrícola (INTA, 2024).

En este contexto, el frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), cultivo estratégico por su aporte nutricional y su importancia socioeconómica, ha mostrado vulnerabilidad ante las variaciones climáticas. Aunque su producción ha mantenido una tendencia positiva en la última década (Ministerio Agropecuario (MAG), 2023), la dependencia de fertilizantes minerales para sostener los rendimientos incrementa la presión ambiental: la aplicación excesiva de nitrógeno y fósforo genera eutrofización, contaminación hídrica y pérdida de biodiversidad edáfica (MEFCCA, 2017). Frente a ello, la búsqueda de alternativas biotecnológicas sostenibles constituye una prioridad para reducir la dependencia de insumos químicos y restaurar la funcionalidad ecológica del suelo (García-Seco, 2017).

Entre estas alternativas, los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) destacan por su capacidad simbiótica de mejorar la absorción de nutrientes, aumentar la tolerancia al estrés hídrico y contribuir al equilibrio biológico del ecosistema (Han et al., 2025). Su uso como bioinoculantes representa una vía prometedora hacia una agricultura regenerativa, capaz de mantener la productividad sin comprometer la salud del suelo (Boyno et al., 2025). Desde el punto de vista de la ingeniería química tal como lo resalta Ghorui et al., (2025) , el desarrollo de inóculos micorrízicos implica procesos de aislamiento, multiplicación, formulación y estabilización que requieren la integración de principios de control de procesos y optimización de sistemas biológicos, orientados a la producción de biofertilizantes de alta calidad y bajo impacto ambiental.

A pesar de los avances registrados en diversos países latinoamericanos en el aislamiento y caracterización de especies micorrízicas, en Nicaragua el conocimiento sobre la diversidad de HMA asociados a cultivos de frijol sigue siendo limitado (Escalon et al., 2022). Este vacío científico dificulta el diseño de bioinsumos adaptados a las condiciones locales y limita el aprovechamiento del potencial simbiótico de estos microorganismos. Además, el carácter de simbiontes obligados de los HMA exige el uso de plantas hospederas para su multiplicación, ya que no pueden crecer en medios libres de raíces vegetales. La elección adecuada de estas plantas, junto con la selección del sustrato de propagación, constituye un factor crítico para garantizar una colonización efectiva y una producción elevada de esporas.

En consonancia con las directrices establecidas por el Plan Nacional de Lucha contra la Pobreza y para el Desarrollo Humano 2022–2026, particularmente bajo el lineamiento estratégico de “Más y Mejor Producción”, esta investigación responde a los esfuerzos estatales orientados a potenciar la productividad agropecuaria mediante la implementación de tecnologías sostenibles, inclusivas y adaptativas (Gobierno de Reconciliación y Unidad Nacional, 2025).

La evaluación científica de plantas hospederas y sustratos para la propagación de HMA se concibe como una estrategia biotecnológica de bajo costo y elevado impacto ambiental positivo, cuya finalidad es optimizar la fertilidad del suelo, reducir la dependencia de insumos agroquímicos importados y robustecer la resiliencia del cultivo de frijol, principal recurso alimentario y económico para amplias franjas rurales nicaragüenses, frente a las amenazas del cambio climático. De este modo, los resultados derivados del presente estudio no sólo enriquecen el acervo técnico-científico en microbiología agrícola, sino que se alinean con las metas nacionales de desarrollo rural sostenible.(Gobierno de Reconciliación y Unidad Nacional, 2024)

II. OBJETIVOS

2.1 Objetivo General

- Evaluar el tipo de planta hospedera y sustrato para la propagación de las esporas de HMA aisladas del cultivo de frijol (*Phaseolus vulgaris L.*) en las regiones Pacífico y Norte de Nicaragua.

2.2 Objetivos Específicos

- Aislar las esporas de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) en asociación simbiótica de cultivos de frijol (*Phaseolus vulgaris L.*) ubicados en la región Pacífica y Norte de Nicaragua.
- Caracterizar morfológica y morfométricamente las esporas de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) aisladas del cultivo de frijol (*Phaseolus vulgaris L.*).
- Determinar la mejor combinación de sustrato y planta hospedera mediante la propagación de las esporas caracterizadas de Hongos Micorrízicos Arbusculares en condiciones de invernadero.

III. MARCO TEÓRICO

3.1 Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA)

3.1.1 Definición y características de HMA y la Micorriza Arbuscular (MA)

Los hongos micorrízicos son un grupo diverso de taxones de hongos que se asocian con las raíces de más del 90% de las especies de plantas (Bonfante y Genre, 2010). Las interacciones micorrízicas se clasifican principalmente en dos categorías basadas en los rasgos anatómicos de las plantas: Ectomicorrizas y Endomicorrizas (Figura 1). Las ectomicorrizas se caracterizan por la restricción del hongo a los espacios intercelulares de los tejidos radiculares externos, colonizan árboles y arbustos con hifas que permanecen extracelulares y provocan cambios significativos en la morfogénesis de las raíces, aunque solo causan modificaciones sutiles en las células epidérmicas o corticales (Chim, 2019). En contraste, las endomicorrizas implican la penetración de los hongos en las células vivas del huésped. Este grupo incluye tipos como la micorriza ericoide, la orquídea y la arbuscular, donde en esta última, las hifas invaden las células de la raíz para establecer una simbiosis intracelular (Bonfante y Genre, 2010).

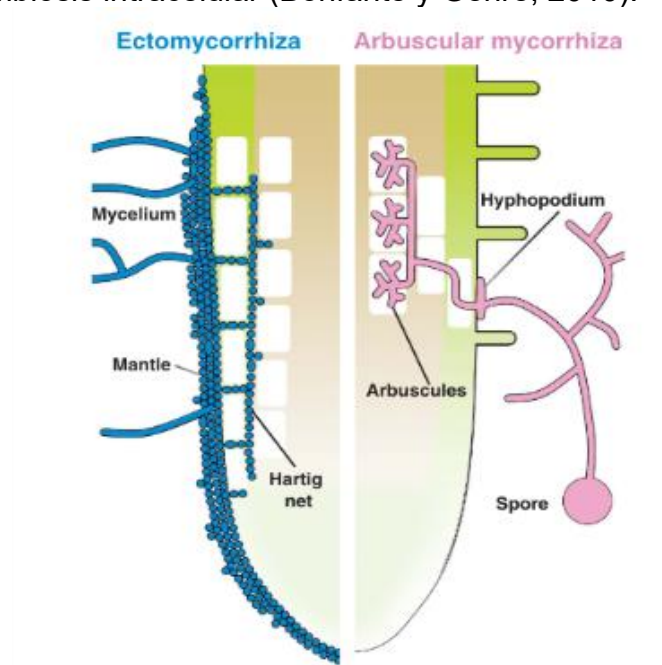


Figura 1. Estructuras de Colonización de la raíz en las interacciones ectomicorrízicas y micorrízica arbuscular. Fuente: *Bonfante y Genre, 2010*.

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) son pertenecientes al grupo de endomicorrizas, aquellos que establecen una asociación mutualista con las raíces formando las micorrizas arbusculares (gr. *mykes*, hongo y *rhiza*, raíz. (Montaño et al., 2007) definidas como asociaciones simbióticas mutualistas de diversos

tipos que se establecen entre ciertos hongos del suelo y las raíces de una (L. Gómez et al., 2007). Son simbiosis obligados, es decir, requieren de la planta para completar su ciclo de vida (Figura 2); capaces de asociarse con más del 90% de las plantas terrestres (Bonfante y Genre, 2010). Actualmente se conocen 342 especies descritas, (Shuessler, 2021). se caracterizan por el desarrollo de hifas inter e intracelulares y estructuras de intercambio denominadas arbuscúlos dentro de las células corticales de la raíz y por la producción de esporas intra y extraradicales. Además, algunas especies desarrollan vesículas dentro de las raíces (Saparrat et al., 2020).

Los HMA aportan beneficios como el aumento en el transporte de nutrientes y la protección frente a condiciones de estrés, incluyendo patógenos radicales, salinidad, sequía, acidez y toxicidad. Además, influyen en la diversidad y productividad vegetal en ecosistemas naturales (Saparrat et al., 2020). Estos hongos reciben un suministro constante de carbono de su hospedante, lo que favorece la viabilidad prolongada de sus hifas y su papel en la estabilidad de agregados del suelo (González et al., 2004; Chim, 2019).

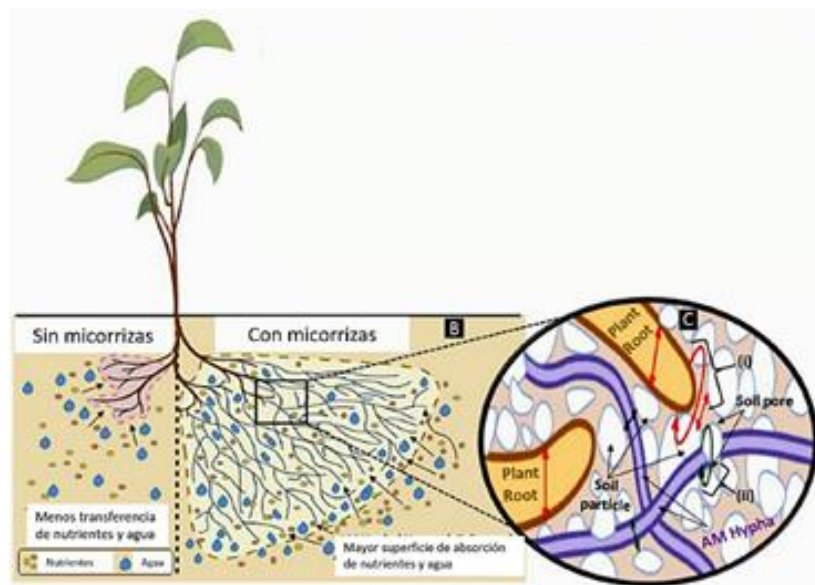


Figura 2. Comparación de las raíces micorrizadas versus no micorrizadas. (Kuila y Ghosh, 2022).

3.1.2 Clasificación taxonómica de los HMA

Los HMA actualmente se ubican en un único *phylum* independiente: *Glomeromycota* (Yakelín et al., 2014) cuatro órdenes independientes: *Archaeosporales*, *Diversisporales*, *Glomerales* y *Paraglomerales*; los cuales se subdividen en diferentes familias y géneros (Figura 3). La clasificación más reciente de *Glomeromycota* se basa en un consenso de regiones que abarcan genes de ARN ribosómico: 18S (SSU), ITS1-5.8S-ITS2 (ITS) y/o 28S (LSU) (The International Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi INVAM, 2024).

Los HMA de los órdenes Glomerales y Diversisporales forman vesículas en las raíces, mientras que los Gigasporales carecen de ellas, pero desarrollan células auxiliares en el micelio extraradical. Los Archaeosporomycetes incluyen géneros biomórficos y los Paraglomeromycetes producen esporas glomoides que germinan a través de la pared. Tradicionalmente, los HMA se diferenciaban por características de colonización radical y rasgos morfológicos de las esporas. Actualmente, los caracteres moleculares son esenciales para su clasificación (Saparrat et al., 2020).

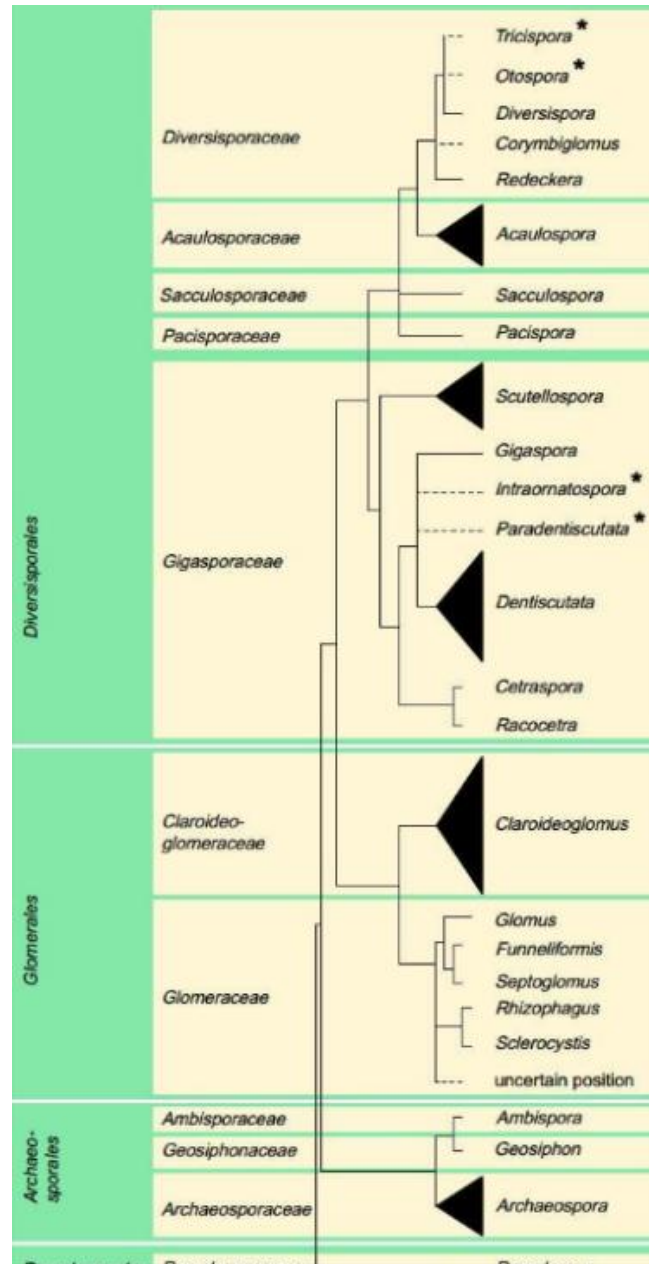


Figura 3. Clasificación actual de las familias y géneros de los HMA. Fuente: *AMF PHYLOGENY*, 2024.

3.1.3 Morfología de los HMA

Los estudios taxonómicos de los HMA se realizan a partir de una observación microscópica, clasificándolos según la morfología de las esporas analizando características como: forma de la hifa de sostén, tamaño y forma de la espora. (Beltrán y Díaz, 2017). Las estructuras que forman los HMA son: esporas, arbúsculos, vesículas e hifas, sin embargo, existen diversos caracteres morfológicos que son empleados para la identificación de los HMA, Posada et al., (2010), definen algunos de estos:

- **Hifa de conexión o soporte:** Es la hifa de la cual se origina la espora en muchas especies de HMA, esta le da soporte a la espora y en muchos casos sirve como ruta de germinación. Existen varios: tipos, en bulbo, sin bulbo, en bate, colita de marrano, pico de pájaro. Sin esta hifa de soporte no es posible identificar muchos de los HMA.
- **Unión de la hifa de conexión:** en el punto donde se unen la hifa de conexión y la espora, la capa o pared que cierra la espora toma formas características que dependen de la especie.
- **Sáculo esporífero:** muchas veces la espora no se produce al final de una hifa, sino con anterioridad a la formación de un ensanchamiento de la hifa, este ensanchamiento tiene forma de saco y se le denomina sáculo esporífero.
- **Formación acaulosporoide o glomoide:** se refiere al proceso de formación de la espora, si se realiza por hifa de conexión (típica de *Glomus*) o por formación de sáculo esporífero (típico de *Acaulospora*).
- **Pared y capa:** la pared es una estructura integral que envuelve y da forma a la espora, cuando la espora está madura se puede diferenciar que cada una tiene una o más capas que la conforman, a partir de éstas se realizan los murogramas como ayuda para la identificación.
- **Tallo:** algunas especies de *Entrophospora* y afines con presencia de sáculo, poseen en su pared externa varias capas, las capas más externas son continuas con el sáculo y se desprenden con éste, las capas más internas son más permanentes y sobre estas se desarrollan dos estructuras opuestas en forma de tallos, las cuales, una se une al sáculo esporífero y la otra al cuello del sáculo.
- **Cicatriz:** cuando el tallo ha desaparecido puede quedar un remanente llamado cicatriz, similar a pequeños anillos con un borde ligeramente levantado.
- **Escudo de germinación:** es una estructura en forma de placa, delgada, uniforme, hialina o coloreada, con lóbulos más o menos curvados (con diferente curvatura) y márgenes con incisiones.

- **GTI (Germ Tube Initiation):** es uno de los puntos por donde puede germinar una espora, principalmente sobre los escudos del grupo *Gigaspora*.
- **Células auxiliares:** el micelio de algunos HMA se modifica para dar origen a células ornamentadas que se presentan comúnmente en racimo. No se conoce la función que cumplen, pero si hay células auxiliares no hay formación de vesículas y es una característica distintiva dentro del grupo *Gigaspora*. Las células auxiliares del género *Gigaspora* normalmente son papiladas, recuerdan una cabeza de mazo con prolongaciones espinosas (semejan un arma de la edad media) y en *Scutellospora* normalmente las prolongaciones son redondeadas sin espinas.
- **Vesículas:** también dentro del micelio de los HMA se presentan abultamientos (especie de *clamidosporas*) al interior de las hifas o en forma terminal. Estos abultamientos se denominan vesículas y pueden distribuirse al interior y/o entre las células de la corteza radical. Se ha establecido que son órganos de almacenamiento de los HMA que las forman. Actualmente se conoce que hay géneros que no forman vesículas como es el caso de *Paraglomus* y del grupo *Gigaspora*.

3.1.4 Relación simbiótica Hongo-Planta en los HMA

En la asociación micorrízica, tanto el hongo como la planta se benefician a través de un intercambio bidireccional (Figura 4). La planta suministra carbono derivado de la fotosíntesis al hongo y le brinda protección. A su vez, el hongo facilita la absorción de agua y nutrientes como fósforo y nitrógeno, esenciales para la planta en condiciones extremas (Montaño et al., 2007). La Micorriza Arbuscular (MA) se caracteriza por la formación de "arbuscúlos" en las células del parénquima radical, donde se realiza el intercambio de nutrientes. El sistema micorrízico incluye un conjunto de hifas conectadas a la raíz, que se extienden y ramifican en el suelo, formando una red que interconecta las raíces de diferentes plantas y facilita el flujo de agua y nutrientes entre ellas (Montaño et al., 2007). Estos hongos dependen estrictamente de sus hospederos para su crecimiento y reproducción.

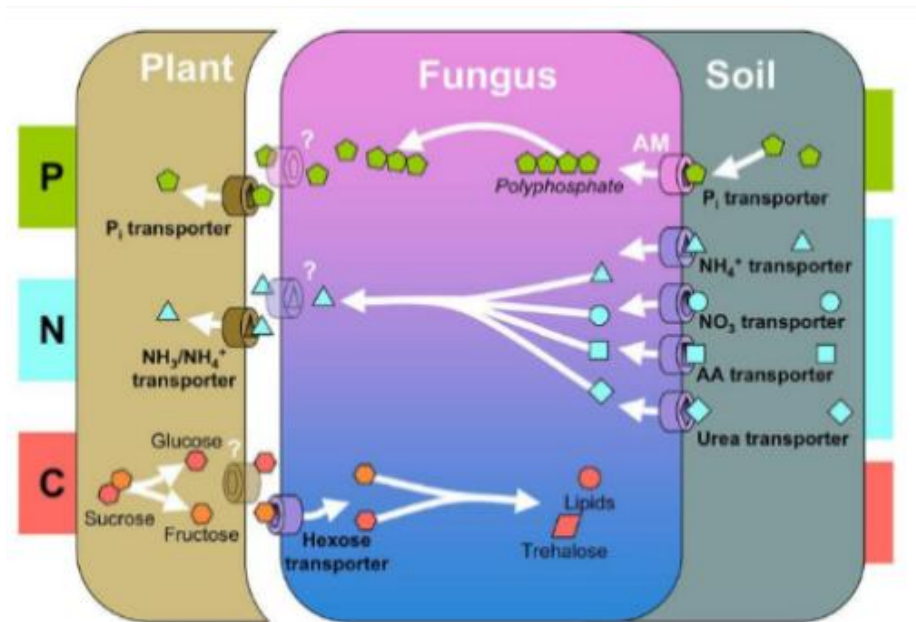


Figura 4. Intercambio de nutrientes en la relación simbiótica hongo-planta-suelo. Fuente: Bonfante y Genre, 2010.

El establecimiento de la simbiosis hongo-planta implica varias etapas de desarrollo. Antes del contacto con las raíces, una etapa difusible permite el reconocimiento recíproco entre los simbiosistas mediante moléculas pre simbióticas (Lanfranco et al., 2016). Los exudados vegetales liberados por la raíz del huésped inducen la ramificación de las hifas, aumentando la probabilidad de contacto directo. Simultáneamente, los exudados fúngicos son percibidos por la raíz, facilitando la colonización de los HMA (Bonfante y Genre, 2010). El contacto de las hifas fúngicas con la epidermis de la raíz forma estructuras de adhesión llamadas hifopodios, que penetran en la epidermis. La célula epidérmica en contacto desarrolla un aparato de pre-penetración. Dentro de la raíz, las hifas crecen inter e intracelularmente hasta las células corticales profundas, donde se desarrollan los arbuscúlos. A medida que avanza la colonización de la raíz, el hongo explora el suelo mediante una amplia red de hifas conocida como micelio extraradical (Lanfranco et al., 2016).

3.2 Frijol (*Phaseolus vulgaris* L.)

3.2.1 Generalidades

El frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) es una de las leguminosas más importantes del mundo, solo superada por la soya. Es la principal leguminosa de grano seco, seguida por la lenteja y el garbanzo. Domesticado en el nuevo mundo, fue fundamental en la alimentación de los primeros asentamientos en Mesoamérica y Sudamérica (Moreno, 2014). Tras llegar a América a través de las tribus nómadas que cruzaron el estrecho de Bering, fue cultivado y desarrollado por las

civilizaciones azteca e inca, quienes lo difundieron por todo el continente. (MEFCCA, 2017)

La forma silvestre de *Phaseolus vulgaris* L. es indeterminada y trepadora, con flores moradas. Sus vainas son pequeñas, delgadas y dehiscentes, con semillas grises, uniformes o jaspeadas. Se encuentra desde el norte de México hasta el noroeste de Argentina, a altitudes de 500 a 2000 metros, y con precipitaciones anuales de 500 a 1800 mm. Prefiere ambientes boscosos con baja densidad de árboles, sitios con arbustos espinosos y maleza, así como riberas de ríos y hábitats perturbados (Moreno, 2014). Esta planta anual y herbácea presenta un hábito arbustivo en monocultivo y trepador cuando se asocia con maíz (*Zea Mays* L.). Su ciclo biológico varía de 85 a 270 días, dependiendo del crecimiento, clima y época de siembra. Aunque se cultiva ampliamente desde Argentina hasta Canadá y desde el nivel del mar hasta los 3200 metros, es termófila y susceptible a las heladas (Lépiz Ildefonso et al., 2010).

3.2.2 Clasificación taxonómica

El frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) pertenece a la familia Fabaceae y a la subfamilia Papilionoideae, consolidándose como un cultivo esencial debido a su alto valor proteico y su importancia en la seguridad alimentaria (INATEC, 2018). A continuación, se presenta su clasificación taxonómica en la Tabla 1.

Tabla 1

Clasificación taxonómica del frijol (*Phaseolus vulgaris* L.)

Ámbito de Clasificación	Categoría / Parámetro	Descripción y Detalles (Contexto Nicaragua)
Taxonómico	Reino	Plantae
	División	Magnoliophyta
	Clase	Magnoliopsida
	Orden	Fabales
	Familia	Fabaceae
	Subfamilia	Papilionoideae
	Género	<i>Phaseolus</i>
	Especie	<i>Phaseolus vulgaris</i> L.
Agronómico	Hábito de Crecimiento	Determinado: Arbustivo (aprox. 30 cm). Indeterminado: Trepador (hasta 3 metros).
	Ciclo Biológico	Varía de 85 a 270 días (según clima y variedad).

Comercial	Color del Grano	Rojo: (Mayor diversidad: INTA-Rojo, Rojo Seda, etc.) Negro: (INTA-Cárdenas, INTA-Nueva Guinea) Blanco: (Variedades Criollas y Chiricanos) Series INTA: Jinotepe, Estelí, Rojo, Canela, Cárdenas, Nueva Guinea; y Línea Rojo Seda y DOR-364.
	Variedades (14 principales)	
Productivo	Épocas de Siembra	Primera: Mayo - Junio (Zonas secas/norte). Postrema: Septiembre - Octubre (Pacífico/Central). Apante: Noviembre - Diciembre (Zonas húmedas).
	Zonas de Producción	Matagalpa, Jinotega y Costa Caribe (concentran el 60%).

Fuente: *INATEC, 2018*.

3.2.3 Morfología de la Planta

La planta presenta un sistema radicular poco profundo y ramificado, especializado en la absorción de nutrientes y la fijación de nitrógeno (INATEC, 2018). Su tallo herbáceo varía desde los 30 cm en variedades enanas hasta los 3 metros en tipos trepadores, con hojas trifoliadas de forma lanceolada. Las flores papilionáceas, cuyos colores oscilan entre el blanco y el púrpura, se agrupan en racimos axilares que dan origen al fruto. Este consiste en una vaina o legumbre de tamaño variable que protege de 4 a 6 semillas oblongas o arriñonadas (INATEC, 2018). El desarrollo morfológico atraviesa fases críticas, desde la emergencia y floración hasta la madurez fisiológica del grano.



Figura 5. Frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) con sus partes vegetativas y reproductivas. Fuente: INATEC, 2018.

3.2.4 Requerimientos edafoclimáticos para el cultivo del frijol

El éxito productivo de *Phaseolus vulgaris* L. depende de la interacción de factores bióticos y abióticos. Según el Ministerio Agropecuario (MAG, 2023), el manejo adecuado de estas variables es determinante para alcanzar el potencial de rendimiento de las variedades mejoradas en Nicaragua. Los requerimientos se detallan a continuación:

- **Tipo de suelo**

El frijol requiere suelos de textura ligera, preferiblemente francos, franco-limosos o franco-arcillosos, que garanticen una adecuada aireación y drenaje. Se deben evitar suelos con contenidos de arcilla superiores al 40%, ya que la saturación hídrica provoca la asfixia radicular y favorece patógenos fúngicos (INATEC, 2018). Los suelos de origen volcánico con niveles de materia orgánica superiores al 1.5% son ideales para el establecimiento del cultivo.

- **Reacción del suelo (pH)**

El rango óptimo de pH se sitúa entre 6.5 y 7.5, condiciones en las que la disponibilidad de nutrientes esenciales como el fósforo es máxima. Aunque el cultivo muestra tolerancia en un rango de 4.5 a 8.2, los suelos ácidos con presencia de aluminio y manganeso limitan severamente el desarrollo radicular y la eficiencia de la simbiosis con microorganismos del suelo (MEFCCA, 2017).

- **Temperatura**

El frijol es una planta termófila que prospera en rangos térmicos de 15 °C a 27 °C. Temperaturas superiores a los 30 °C, especialmente si coinciden con la etapa de floración, pueden provocar el aborto de flores y una disminución drástica en la formación de vainas. Por el contrario, temperaturas inferiores a los 12 °C ralentizan el metabolismo de la planta y prolongan el ciclo vegetativo (García, 2009).

- **Precipitación y requerimiento hídrico**

El cultivo demanda una precipitación bien distribuida de entre 400 y 600 mm durante su ciclo biológico. El estrés hídrico en las fases de floración y llenado de grano es crítico, ya que reduce el peso del grano y el rendimiento final. En Nicaragua, las zonas húmedas permiten el cultivo en la época de Apante, aprovechando la humedad residual del suelo (MAG, 2023).

- **Altitud**

En el territorio nacional, el frijol se cultiva desde el nivel del mar hasta los 1,500 metros sobre el nivel del mar (m.s.n.m.). La altitud influye directamente en la temperatura y la humedad relativa, factores que definen la incidencia de enfermedades y la tasa de evapotranspiración del cultivo (Icabalceta et al., 2023).

- **Luminosidad (Fotoperiodo)**

Como planta de día corto, el frijol requiere una adecuada exposición solar para realizar procesos fotosintéticos eficientes. La nubosidad excesiva durante las etapas iniciales puede provocar el etiolamiento de las plántulas, mientras que una buena radiación favorece la síntesis de proteínas y carbohidratos en el grano (Moreno, 2014)

3.2.5 Cultivo en Nicaragua

En Nicaragua, el cultivo de frijol se extiende a nivel nacional, concentrándose el 60% del área total sembrada en Matagalpa, Jinotega y la Costa Caribe (INATEC, 2018). La producción se organiza actualmente en tres épocas de siembra distribuidas durante el año (Tabla 1). De las 14 variedades cultivadas en el territorio (WFP, 2021), sobresalen el frijol negro, con las semillas INTA-Cárdenas e INTA-Nueva Guinea, y el frijol blanco, que abarca variedades Criollas y Chiricanos.

Por otro lado, el frijol rojo abarca una mayor diversidad, con las variedades INTA-Jinotepe, INTA-Estelí, INTA-Rojo, INTA-Canela, DOR-364 y Rojo Seda (Línea). (Mejía, 2022). Actualmente se identifican 3 zonas agroclimáticas de cultivo de

frijol diferenciadas por las épocas de siembra; en las zona secas o cálidas y áreas secas del Norte son preferidas para siembra de primera, para la zona semihúmeda (Pacífico e Interior Central) para siembra de postrera y para las zonas húmedas, para siembra de apante (INATEC, 2018), (Figura 6).



Figura 6. Zonas de cultivo de frijol de acuerdo con las diferentes épocas de siembra en Nicaragua. *Fuente: INATEC, 2018.*

Tabla 2

Épocas y fechas aproximadas de siembra del cultivo de frijol

Época	Fecha
Primera	20 de mayo – 10 de junio
Postrera	01 de septiembre - 05 de octubre
Apante	10 de noviembre - 15 de diciembre

Fuente: INATEC, 2018.

En el periodo entre 2016 y 2022 en promedio se cultivaron 337.56 miles de manzanas de frijol y la producción ascendió, en el mismo periodo, a un promedio de 4.44 millones de quintales. Se puede observar que las áreas y la producción se ha mantenido, o sea, han variado poco en magnitud. Eso refleja la importancia del cultivo del frijol para los nicaragüenses. Estas cantidades permiten apreciar la importancia económica y nutricional de este rubro para la población del país. (Icabalceta et al., 2023). Los datos de área y producción de frijoles de Nicaragua, 2016 – 2022 se muestran en la siguiente tabla 3.

Tabla 3

Área y producción de frijoles de Nicaragua, 2016-2022

Año	Área, Mz	Producción, QQ
2016	355,126.38	4,073,070.93
2017	319,146.42	4,262,608.54
2018	326,246.42	4,348,480.50
2019	325,921.24	4,344,291.00
2020	344,760.38	4,650,587.55
2021	345,700.42	4,631,404.05
2022	346,000.00	4,780,000.00
Promedio	337,557.32	4,441,491.80

Fuente: *Icabalceta et al., 2023 realizada con datos de FAOSTAT.*

En Nicaragua el cultivo de frijol rojo ha mostrado un crecimiento sostenido durante los últimos años, garantizando el consumo nacional e impulsando el crecimiento de las exportaciones, las cuales en el año 2022 cerraron con 115.8 millones de dólares, 28.3% superior al año anterior, (Ministerio Agropecuario (MAG), 2023). La producción nacional de frijol rojo en el presente ciclo 2022/2023, alcanzó 4.8 millones de quintales, representando crecimiento de 1.5%, en comparación a la producción del ciclo anterior y representa el 100% de cumplimiento de la meta del Plan Nacional de Producción, Consumo y Comercio. Esta producción está en manos de más de 140 mil Pequeños Productores que cultivan a nivel nacional y están siendo acompañados desde el Sistema Nacional de Producción, Consumo y Comercio. (MAG, 2023).

3.2.6 Simbiosis micorrízica

En el caso del frijol, la asociación simbiótica es particularmente beneficiosa; las micorrizas ayudan a la planta a mejorar la absorción de nutrientes esenciales, como el fósforo, y a aumentar la eficiencia en la captación de agua. Al ser una leguminosa, el frijol posee un sistema radicular superficial y abundante, lo que lo hace propenso a la colonización micorrízica. La simbiosis micorrízica puede fortalecer la resistencia del frijol contra patógenos del suelo y estrés ambiental, promoviendo un crecimiento más vigoroso y una mayor productividad en las cosechas. (Sánchez, 2022). En leguminosas como el frijol existen pocas referencias de experimentos realizados donde se evalúe la resistencia de estas plantas micorrizadas a diversas situaciones como el estrés hídrico, Ballesteros-

Almanza et al., 2010, reporta que en plantas de frijol común micorrizadas al ser expuestas en condiciones de escases de agua se aumenta la cantidad de hifa intraradical y extraradical, además de un mayor número y desarrollo de arbuscúlos.

3.3 Plantas hospederas para la propagación de HMA

Cuando la cantidad de esporas presentes en una muestra de suelo proveniente del campo es muy reducida, se recomienda reproducir los hongos en condiciones controladas empleando plantas mico tróficas y sustratos estériles. Este sistema, conocido como cultivo en planta trampa o planta hospedera, permite lograr dos cosas: multiplicar hongos nativos colectados en el campo aumentando así la cantidad de esporas del hongo o promover la esporulación de hongos "escondidos" en la muestra. El uso de plantas hospederas para el estudio y propagación de HMA es una técnica recurrente cuando se quiere asegurar e incrementar la colonización micorrízica con el objetivo de evaluar el papel funcional de los HMA en el desarrollo de algunas especies de plantas (A. et al., 2012). Sin embargo, el desarrollo de la planta y el grado de colonización varían dependiendo de la composición de los HMA y de la especie de la planta hospedera. La colonización puede alterarse por efecto del tipo de suelo y su manejo, la disponibilidad de nutrimentos y las interacciones bióticas. (Gianinazzi et al., 2010)

3.3.1 Características para la selección de las plantas hospederas para la propagación de HMA

Como planta hospedera para los HMA, se puede utilizar cualquiera que sea capaz de formar simbiosis MA. Sin embargo, una serie de características en las plantas seleccionadas, pueden llevar a que la planta hospedera sea exitoso, (Posada et al., 2010) menciona algunas de ellas: a) que sea altamente micotrófica y compatible con diferentes HMA, b) sistemas radicales fibrosos y ampliamente extendidos, que aseguren la posibilidad de diferentes sitios de colonización por los HMA, c) períodos de germinación rápidos y emergencia, que asegure que la planta pronto estará fotosintetizando, de manera que se cubran las necesidades de carbono y de hábitat del micosimbionte, d) que sea resistente a sequía, combinada con alta capacidad fotosintética (plantas C-4), e) que se adapte a las condiciones ambientales en las cuales se propague y f) el hecho que se pueda podar y sea perenne son dos características más a tener en cuenta dentro de la selección. Dentro de las plantas hospederas más adecuados, sobresalen gramíneas y leguminosas. Entre las que más se utilizan están pasto barrero (*Brachiaria decumbens*), pasto llanero (*Brachiaria dyctioneura*), maíz (*Zea Mays L.*), sorgo (*Sorghum bicolor*) y kudzú (*Pueraria phaseoloides*) (Posada et al., 2010).

3.3.2 Interacción entre las plantas hospederas y los HMA

Los HMA, al ser simbioses obligados, no pueden cultivarse en ausencia de plantas hospederas (Berruti et al., 2016). Para su propagación, se emplean plantas hospederas que emplean suelo a granel o mezclas de suelo y raíces de la rizosfera con diluyentes esterilizados, junto con huéspedes adecuados. Esta estrategia permite producir un gran número de esporas saludables y facilita la evaluación de la diversidad de especies locales en diferentes ecosistemas (Leal et al., 2009)

El establecimiento de las plantas hospederas es esencial para una propagación exitosa del inóculo inicial, pero diversos factores pueden afectar la propagación de todas las especies presentes, como el tipo de suelo, la manipulación de los cultivos y las especies de plantas utilizadas (Yao et al., 2010). Para los programas aplicativos, es crucial que los HMA se adapten a los ecosistemas y tipos de suelo donde serán introducidos, y que establezcan una simbiosis funcional, incluyendo mecanismos de transferencia de nutrientes (Berruti et al., 2016). La producción de propágulos infecciosos depende de las especies de plantas hospederas, que juegan un papel clave en el desarrollo de micorrizas y la formación de esporas ((Gaur y Adholeya, 2002)). La producción de HMA mediante cultivos hospederos en sustrato es el método más empleado debido a su facilidad de establecimiento, bajo costo y alta densidad de propágulos infectivos obtenidos, considerándose el sistema más conveniente para la producción a gran escala de HMA (Chim, 2019).

Existen diferentes criterios para la clasificación de los sustratos, basados en el origen de los materiales, su composición, sus propiedades fisicoquímicas, su capacidad de degradación, entre otros. (Burés, 1997)

3.4 Sustratos empleados en la propagación de HMA

El término "sustrato" se refiere a todos aquellos materiales sólidos y porosos, distintos al suelo natural "in situ", que se colocan en un contenedor para permitir que las raíces de las plantas se anclen y brinden soporte a toda la planta. Estos materiales pueden usarse de forma pura o mezclada y son esenciales para la propagación de HMA en las plantas y cultivos, en ambientes controlados (Abad-Merjón et al., 1993). Desde una perspectiva hortícola, el objetivo de cualquier sustrato de cultivo es generar una planta de alta calidad en el menor tiempo posible y con costos de producción mínimos. Asimismo, la adquisición y disposición final del sustrato, tras su uso, no deben ocasionar un impacto ambiental significativo (Abad-Merjón et al., 1993). La cantidad de materiales que pueden ser utilizados como sustratos es muy amplia, así como las diversas combinaciones que se realizan para obtener las propiedades idóneas para el cultivo.

3.4.1 Tipos de sustratos empleados en la propagación de HMA

Existen diferentes criterios para la clasificación de los sustratos, basados en el origen de los materiales, su composición, sus propiedades fisicoquímicas, su capacidad de degradación, entre otros. (Burés, 1997)

- Según su naturaleza

Materiales orgánicos: este grupo incluye materiales de origen natural, productos sintéticos, así como subproductos y residuos provenientes de diversas actividades agrícolas, industriales y urbanas.

Materiales inorgánicos: en esta categoría se encuentran los sustratos de origen no natural, materiales sintéticos, así como subproductos y residuos generados por distintas actividades agrícolas, industriales y urbanas.

- Según sus propiedades fisicoquímicas

Sustratos químicamente inertes: sirven solo como soporte para la planta y no participan en la adsorción ni en la fijación de nutrientes, por lo que deben suministrarse mediante una solución fertilizante (Arena granítica o silícea, grava, roca volcánica, perlita, arcilla expandida).

Sustratos químicamente activos: proporcionan soporte a la planta, pero además actúan como un depósito de nutrientes, almacenándolos y liberándolos conforme las necesidades de la planta (compost, turbas rubias y negras, corteza de pino, vermiculita, materiales lignocelulósicos).

- Según su origen

Los sustratos pueden consistir en diversos tipos de materiales, principalmente residuos orgánicos. En la Tabla 4 se presentan algunos de los materiales que pueden utilizarse como sustratos y su procedencia.

Tabla 4

Materiales que pueden utilizarse como sustrato y su origen

Origen	Productos
Industria de la madera	Corteza, serrín, viruta
Residuos urbanos	Hojarasca, lodos de depuradora, residuos de jardinería
Industria textil	Residuos de lino, lana y algodón
Industria ganadera	Gallinaza, estiércol de porcino, paja
Industria alimentaria	Desechos de soja, residuos de fritas, café y lúpulo, paja, fibra de coco, cascarilla de arroz
Industria del tabaco	Polvos y restos de hoja de tabaco
Recursos naturales	Turba, grava, puzolana, arena, esquistos, materiales volcánicos
Industria del papel	Corteza y lodos de depuración
Industria siderúrgica	Escorias de fundición

Fuente: *García, 2016*.

3.4.2 Propiedades de los sustratos

El sustrato se compone de tres fracciones, cada una con una función específica: la fracción sólida proporciona soporte mecánico al sistema radicular y estabilidad a la planta; la fracción líquida suministra agua a la planta y, al interactuar con la fracción sólida, proporciona los nutrientes necesarios; y la fracción gaseosa facilita el intercambio de oxígeno y dióxido de carbono (CO₂) en el entorno radicular (Lemaire et al., 2005). Por lo tanto, es fundamental comprender las propiedades físicas, fisicoquímicas y biológicas de los sustratos a como se muestra en la Tabla 5, ya que influyen significativamente en los cultivos. (López-Cuadrado, 2006).

Las propiedades físicas de un sustrato son cruciales porque representan un factor limitante en su utilización; estas características no pueden modificarse una vez que la planta ha comenzado su desarrollo en el medio de cultivo.

Tabla 5

Principales propiedades de los sustratos

Propiedades físicas	• Elevada capacidad de retención de agua fácilmente disponible • Suficiente suministro de aire • Distribución del tamaño de las partículas que mantengan bajo las condiciones adecuadas • Baja densidad aparente • Elevada porosidad • Estructura estable, impide la contracción del sustrato y fluido • Moderada capacidad de intercambio catiónico • Suficiente nivel de nutrientes asimilables
	Propiedades químicas
	• Baja salinidad • Elevada capacidad tampón y capacidad para mantener constante el pH • Mínima velocidad de descomposición del sustrato
	Otras propiedades
	• Fácil de desinfectar y estabilidad ante la desinfección • Resistencia a cambios físicos químicos y ambientales.

Fuente: *Abad-Merjón et al., 1993.*

En la tabla 6, se presentan los intervalos óptimos para las propiedades físicas de un sustrato ideal.

Tabla 6

Intervalos óptimos para las propiedades físicas de los sustratos de cultivos

Propiedad física	Unidades	Nivel óptimo
Tamaño de las partículas	mm	0.25-2.5
Densidad aparente	g cm ⁻³	<0.4
Densidad de partícula	g cm ⁻³	1.45-2.65
Espacio poroso total	% vol	>85

Fuente: *Abad-Merjón et al., 1993, y Noguera et al., 2003.*

3.4.3 Efectos del sustrato sobre la propagación de HMA

El sustrato juega un papel fundamental en la propagación de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA). Las características físicas, químicas y biológicas del sustrato pueden influir significativamente en el crecimiento y la dispersión de estos hongos simbióticos. Un sustrato adecuado proporciona las condiciones necesarias para el desarrollo de las esporas y la colonización de las raíces de las plantas hospederas, promoviendo así la formación de micorrizas. Además, la capacidad de retención de agua, la porosidad y el contenido de nutrientes del sustrato son factores críticos que afectan la efectividad de la propagación de HMA (Smith y Read, 2008).

3.5 Condiciones de invernadero

3.5.1 Características de las condiciones de invernadero

En los invernaderos, se controlan diversas condiciones ambientales para optimizar el crecimiento de las plantas: se regula la temperatura mediante calefacción y ventilación para mantener el ambiente ideal (Noble y Wright, 2008); se mantiene la humedad adecuada para prevenir enfermedades y promover un desarrollo saludable (Marschner, 2012); se regula la luz con cubiertas y sistemas de sombreado para maximizar la fotosíntesis (Gosselin y Trudel, 2008); algunos sistemas ajustan el nivel de CO₂ para mejorar la fotosíntesis y el crecimiento (Kacira y Li, 2014); se emplean sistemas de riego como el riego por goteo para una gestión eficiente del agua (Hartz, 2006); se asegura una adecuada ventilación y circulación del aire para mantener el equilibrio térmico y controlar la humedad (Tao y Wang, 2011); y se utiliza tecnología de monitoreo y automatización para controlar las condiciones ambientales de manera eficiente (Zhang y Tsiropoulos, 2015).

3.5.2 Efecto de las condiciones de invernadero para la propagación de HMA

La propagación de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) en invernaderos se realiza mediante técnicas de inoculación que mejoran la estructura del suelo y promueven el crecimiento de las plantas al optimizar las condiciones ambientales controladas para el desarrollo de estos hongos beneficiosos (Miller y Jastrow, 2000).

Las condiciones de invernadero influyen significativamente en la propagación de los HMA al permitir un control preciso de los factores ambientales que afectan su desarrollo. La temperatura óptima en invernaderos, generalmente entre 20-30°C, favorece la germinación de esporas y el crecimiento de HMA (Gerdemann y Nicolson, 1963). La humedad adecuada, controlada a través de sistemas de riego, es crucial para mantener la viabilidad de las esporas y evitar enfermedades competidoras (Koide y Schreiner, 2008). La luz se regula mediante cubiertas y sombreado para optimizar la fotosíntesis en las plantas, beneficiando indirectamente a los HMA (Gosselin y Trudel, 2008). El CO₂ en niveles adecuados mejora la fotosíntesis, lo que fortalece la relación simbiótica con los HMA (Hepper y Read, 1993). La ventilación y la circulación del aire evitan problemas de humedad excesiva y enfermedades, creando un ambiente saludable para los HMA (Tao y Wang, 2011).

IV. HIPÓTESIS

Hipótesis nula (H_0):

La combinación específica de una variedad de planta hospedera con un tipo de sustrato no presenta incremento sobre el porcentaje de colonización de las especies de Hongos Micorrízicos Arbusculares aisladas de la rizosfera del cultivo de frijol.

Hipótesis alternativa (H_1):

La combinación específica de una variedad de planta hospedera con un tipo de sustrato incrementará el porcentaje de colonización de las especies de Hongos Micorrízicos Arbusculares aisladas de la rizosfera del cultivo de frijol.

V. METODOLOGÍA

5.1. Tipo de estudio y diseño general del estudio

La investigación propuesta combinó enfoques descriptivos y experimentales. En su primera fase descriptiva (Figura 7), se recopilaban datos mediante el aislamiento por el método de tamizado húmedo de esporas de muestras de suelo; este proceso permitió obtener información sobre la diversidad de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) en las plantaciones de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) ubicadas en las regiones pacífico y norte del país, para lo cual se realizó la observación y registro de las características morfológicas de las especies encontradas, esto permitió concretar la identificación de las especies de HMA aisladas.



Figura 7. Identificación de la diversidad de HMA asociadas al cultivo de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.). 7A. Cultivo de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.). 7B. Método de tamizado húmedo de esporas. 7C. Registro de las características morfológicas. 7D. Esporas de HMA bajo microscopio. *Fuente: Elaboración propia.*

En la segunda fase de la presente investigación (Figura 8), se evaluó experimentalmente la propagación de la diversidad de especies de HMA bajo condiciones de invernadero, a través de dos tipos de plantas hospederas y empleando dos tipos de sustratos, con el fin de analizar su influencia, número total de esporas y el porcentaje de colonización de HMA, se utilizó un diseño experimental del tipo bloques completamente al azar (DBCA) controlando la variabilidad inherente al ambiente del invernadero, dividiendo el área experimental en bloques homogéneos y asignando los tratamientos de manera aleatoria dentro de cada bloque, asignando un total de cuatro tratamientos.



Figura 8. Propagación de HMA a nivel de invernadero. 8A. Establecimiento de cultivos hospederos. 8B. Preparación del inoculo de HMA. 8C. Enraizamiento de planta hospedera. 8D. Determinación del porcentaje de colonización. Fuente: *Elaboración propia.*

5.2. Ubicación del estudio

El presente estudio se desarrolló bajo un enfoque de macro y micro localización, integrando el rastreo de coordenadas geográficas según el relieve topográfico de las zonas productivas evaluadas.

5.2.1. Macro Localización

La macro localización del estudio comprende el territorio nacional de Nicaragua, abarcando de las regiones del Pacífico y Norte, los departamentos de Masaya y Matagalpa. El departamento de Masaya se encuentra aproximadamente en una latitud de 11° 58'25" N y longitud de 86°05'46" O; Este colinda al Norte con el departamento de Managua, al Sur con el departamento de Carazo, al Este con el departamento de Granada y al Oeste con los departamentos de Managua y Carazo. Finalmente, este departamento se encuentra a 191 m s. n. m. (Figura 9A)

Por otra parte, el departamento de Matagalpa se encuentra en coordenadas de latitud 12° 55'26" N y longitud de 85° 55'06" O, limita al Norte con los Departamentos de Jinotega y Nueva Segovia, al Sur con los departamentos de Managua y Boaco, al Este con la Región Autónoma de la Costa Caribe Norte (RACCN) y la Región Autónoma de la Costa Caribe Sur (RACCS) y al Oeste con los departamentos de Estelí y León. Se encuentra a aproximadamente 682 m s. n. m. (Figura 9B)



Figura 9. Macro localización del muestreo. 9A. Departamento de Masaya. 9B. Departamento de Matagalpa. Fuente: *Elaboración propia*.

5.2.2. Micro Localización

La micro localización se desglosa en dos áreas específicas de muestreo:

- Zona Pacífico (Masatepe, Masaya): El estudio se concentró en el municipio de Masatepe, de latitud $11^{\circ}55'00''$ y longitud de $86^{\circ}08'00''$ con una altitud aproximada de 455 msnm. Los sitios de muestreo incluyen la finca “Los Llanos” ($11^{\circ}52'48''$ N; $86^{\circ}08'37''$ O) situada en la comarca “El Crucero”, y la finca “San José” ($11^{\circ}52'64''$ N; $86^{\circ}10'62''$ O), ubicada un kilómetro al sur de la escuela Mirazul del Llano, camino a Jinotepe (Figura 10).
- Zona Norte (Matagalpa): Los puntos de estudio se localizaron en el departamento de Matagalpa, con latitud de $12^{\circ}55'00''$ y longitud de $85^{\circ}55'00''$ elevado a aproximadamente a 680 msnm. Se seleccionaron las fincas aledañas “San Antonio” ($12^{\circ}54'24''$ N, $85^{\circ}55'08''$ O) y “Los Marciales” ($12^{\circ}54'48''$ N; $85^{\circ}55'08''$ O) esta última ubicada a cinco kilómetros al norte de la entrada al cerro El Calvario (Figura 10).



Figura 10. Micro localización del muestreo de la zona del Pacífico. 10A. Municipio de Masatepe. 10B. Finca “Los Llanos” 10C. Finca “San José”. Fuente: *Elaboración propia a partir de Google maps.*

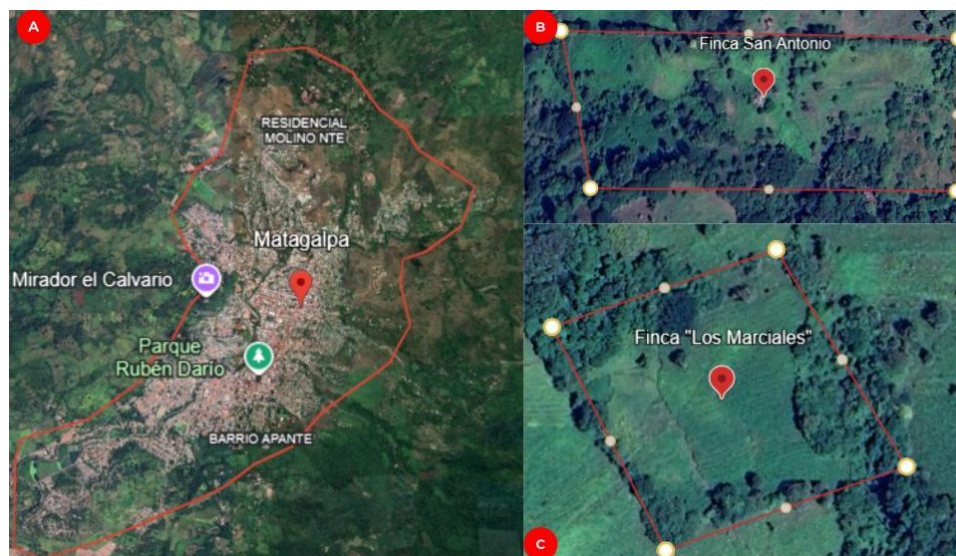


Figura 11. Micro localización del muestreo de la zona Norte. 11A. Departamento de Matagalpa. 11B. Finca “San Antonio”. 11C. Finca “Los Marciales”. Fuente: *Elaboración propia a partir de Google maps.*

Para el análisis en laboratorio que englobó la fase descriptiva y la experimental, se hizo uso del Laboratorio de Biotecnología del Programa de Investigación, Estudios Nacionales y Servicios del Ambiente (PIENSA) de la Universidad Nacional de Ingeniería-Recinto Universitario Simón Bolívar (UNI-RUSB);

asimismo, la propagación de esporas aisladas se realizó en el invernadero experimental del Programa Académico de Ingeniería Agrícola (PAIA-UNI-RUSB).

5.2.3. Toma de muestras

La toma de muestras se realizó a través de muestreo dirigido asistemático con recorrido en zigzag, de cada finca se seleccionaron parcelas que cubrieran cada unidad de muestreo estableciendo un área, se inició con un punto al azar de donde se procedió a extraer la primera submuestra registrando las geo-coordenadas UTM con un dispositivo GPS de la marca Garmin modelo Montana 610, por cada submuestra. Luego, se empleó un mecate y estacas para fijar los puntos en dirección zigzag y haciendo uso de una pala (previamente esterilizada con solución de hipoclorito de sodio al 3%) se recolectaron las submuestras, para lo cual primero se retiró la superficie del suelo (la hojarasca, aproximadamente 1 mm) y se colectó tanto suelo como raíces de la rizosfera del cultivo de frijol haciendo un corte de 15 a 20 cm de profundidad (Figura 12). (Posada et al., 2010).



Figura 12. Método de muestreo. 12A.Toma de submuestra de la rizosfera del cultivo de frijol a 20 cm de profundidad. 12B. Muestreo Zigzag. Fuente: *Elaboración propia.*

Posteriormente, las muestras colectadas fueron depositadas en bolsas plásticas de cierre hermético debidamente codificadas con las especificaciones siguientes: Código de muestra, fecha de toma de muestra, comunidad, sector, nombre del lote, código de zona, cultivo principal, edad del cultivo principal y aplicación de fertilizante y plaguicidas; asimismo, se entrevistó a los administradores de las fincas sobre los diversos tratamientos que se le proporcionaban al suelo antes, durante y postcosecha. Una vez finalizado el muestreo, todas las submuestras fueron transportadas hacia el laboratorio del PIENSA almacenándose en refrigeración a 4 °C hasta el momento del análisis. (Posada et al., 2010)

A su vez, también se tomaron muestra de suelos en un punto cercano al área seleccionada de toma de submuestras para el aislamiento, a no más de 10 metros, esto con el fin de ser utilizado en la preparación del sustrato para la propagación y para la realización de algunos ensayos de caracterización de suelos de acuerdo con la metodología planteada por la Normativa Mexicana RECNAT 2001 (Secretaría de medio ambiente y recursos naturales, 2002). Este suelo fue almacenado en sacos cerrados herméticamente y también trasladado a los laboratorios del PIENSA.

Los parámetros de humedad, densidad aparente, densidad real, textura, pH y conductividad eléctrica se determinaron siguiendo estrictamente la metodología planteada por la Normativa Mexicana RECNAT 2002, mientras que los contenidos de materia orgánica, nitrógeno total, fósforo y potasio disponible se evaluaron posteriormente (Tabla 7). Para ello, las muestras fueron rotuladas, selladas herméticamente y enviadas al Centro de Investigación en Biotecnología (CIB) de la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua (UNAN-Managua), donde se realizaron los análisis correspondientes.

Tabla 7

Método empleado para la determinación de parámetros de los distintos suelos en las fincas de la región Pacífico y Norte de Nicaragua

Parámetro	Método	Bibliografía
Humedad	AS 05	NOM-RECNAT 2001
Densidad Aparente	Método del cilindro	Guía Práctica de Fundamentos del Suelo
Densidad Real	AS 04	NOM-RECNAT 2001
Textura	AS 05	NOM-RECNAT 2001
pH y conductividad	AS 02	NOM-RECNAT 2001
Materia Orgánica	J. Benton Jones Jr., 2001	J. Benton Jones Jr., 2001
Nitrógeno Total	NTC 5889	NORMA TÉCNICA COLOMBIANA 2011
Fósforo Disponible	NTC 5350	NORMA TÉCNICA COLOMBIANA 2005
Potasio Disponible	NTC 5349:2008	NORMA TÉCNICA COLOMBIANA 2008

Fuente: *Elaboración propia*

Para la recolección de raíces, se realizó un muestreo destructivo al azar en las zonas de cultivos de frijol en un área de 12 m² tomando todo el sistema radical, sacando un cepejón con suelo, el cual posteriormente se desmoronó con cuidado para obtener el mayor número de raicillas y raíces jóvenes para observar la colonización micorrízica. Estas raíces también fueron almacenadas en bolsas con cierre hermético y en un refrigerador de laboratorio a 4 °C hasta el momento del análisis.

5.3. Aislamiento y caracterización de esporas de HMA asociadas al frijol

5.3.1. Aislamiento y separación de las esporas de HMA.

A partir de las muestras obtenidas de la rizosfera de los cultivos de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) en las diferentes fincas, se realizó el aislamiento de esporas con el propósito de determinar sus características morfológicas y morfométricas, así como su posible asociación simbiótica con el cultivo. Las bolsas que contenían las muestras fueron retiradas del refrigerador y, posteriormente, se prepararon muestras compuestas a partir de las submuestras, con el fin de obtener una muestra representativa por cada parcela de muestreo (PL I-MAS, PL II-MAS, FLL-MAS, FSJ-MAS, P II-MAT, P III-MAT y P IV-MAT).

La homogenización se efectuó en baldes plásticos previamente desinfectados con una solución de hipoclorito de sodio al 3%. Posteriormente, las muestras fueron transferidas a bandejas plásticas igualmente desinfectadas y se dejaron secar por aireación pasiva a temperatura ambiente durante un período aproximado de tres días, garantizando así su adecuada preparación para el posterior análisis.



Figura 13. Acondicionamiento de las muestras. 13A. Submuestras utilizadas para la homogeneización, 13B. Homogenización manual de muestras en recipientes plásticos previamente desinfectados, 13C. Secado de muestras por aireación pasiva. Fuente: *Elaboración propia*.

Con las muestras secas, se realizó un tamizado seco utilizando un tamiz de 2000 µm, con el objetivo de eliminar partículas y residuos no deseados, facilitando así el aislamiento de las esporas. A partir de la muestra tamizada, se pesaron 50 g de

suelo de cada parcela para proceder al aislamiento mediante el método de tamizado húmedo y decantación. Esta metodología de extracción de esporas de HMA, combinada con centrifugación en solución de sacarosa, ha sido ampliamente utilizada en Latinoamérica, con adaptaciones según el tipo de sustrato y la especie hospedera (Esquivel-Quispe et al., 2021).

La muestra de 50 g se dispuso en un beaker de 2 L, llenándose con agua de grifo hasta completar el volumen del beaker, a continuación, con una varilla de agitación se agitó durante dos minutos; posteriormente, se esperó aproximadamente dos minutos de asentamiento y se procedió a decantar la muestra en una columna de tamices (500, 355, 300, 180, 106, 63, 45, 36 μm). La decantación en los tamices se repitió siete veces por cada réplica correspondiente a cada parcela.

Se prepararon dos soluciones de sacarosa de diferentes concentraciones (30 % y 70 %) con el fin de generar un gradiente de densidad. En tubos Falcon de 0.05 L se colocó primero la solución al 30 %, y posteriormente, con ayuda de una pipeta, se incorporó cuidadosamente la solución al 70 % en el fondo, evitando la mezcla entre ambas capas. Este gradiente permitió la separación de las esporas de hongos micorrízicos arbusculares (HMA), las cuales quedaron retenidas en la interfaz correspondiente a su densidad, mientras que el material orgánico más pesado se sedimentó en el fondo y los residuos más ligeros permanecieron en la superficie. Este método, basado en la separación por densidad, ha sido ampliamente utilizado para la purificación de esporas de HMA, garantizando su recuperación con alta pureza sin alterar su estructura (Walker et al., 2018; Álvarez-Solís, 2024).

El material resultante de la decantación fue extraído cuidadosamente con un gotero, empleando la menor cantidad posible de agua destilada hasta eliminar por completo los residuos del tamiz. Posteriormente, las fracciones que contenían las esporas fueron enjuagadas varias veces con agua destilada para eliminar los restos de sacarosa, evitando alterar su integridad estructural. Finalmente, las esporas limpias se concentraron en un volumen reducido de agua destilada y se conservaron en tubos rotulados según los órdenes de tamices utilizados (500 y 355; 300 y 180; 106 y 63; 46 y 36 μm) para su posterior observación microscópica y recuento.

Estos tubos se llevaron a una centrifuga compacta LSE marca Corning modelo 6755 a una velocidad de 1500 rpm durante 5 minutos. Durante el proceso de centrifugación, las partículas de mayor densidad se sedimentan en el fondo del tubo falcon, mientras que las esporas, debido a su menor densidad relativa, se concentran en la interfase superior de la solución de sacarosa. En tanto, los residuos orgánicos de baja densidad flotan en la capa superficial del medio acuoso, separándose eficientemente del resto de los componentes.

Una vez centrifugados los tubos, se procedió a separar el material orgánico de la superficie, vertiendo el sobrenadante en una placa Petri rotulada como "Suciedad"

para realizar separación de esporas y esporocarpos en caso de existir. El resto de contenido de los tubos se pasó nuevamente por el tamiz de malla más pequeña (36 μ m) y con abundante agua se eliminó el exceso de sacarosa. Para realizar la separación de esporas en el estereoscopio, con un gotero se extrajo nuevamente el contenido en los tamices libres de exceso de sacarosa y se vertió en placas Petri rotuladas según el par de tamices representativos.

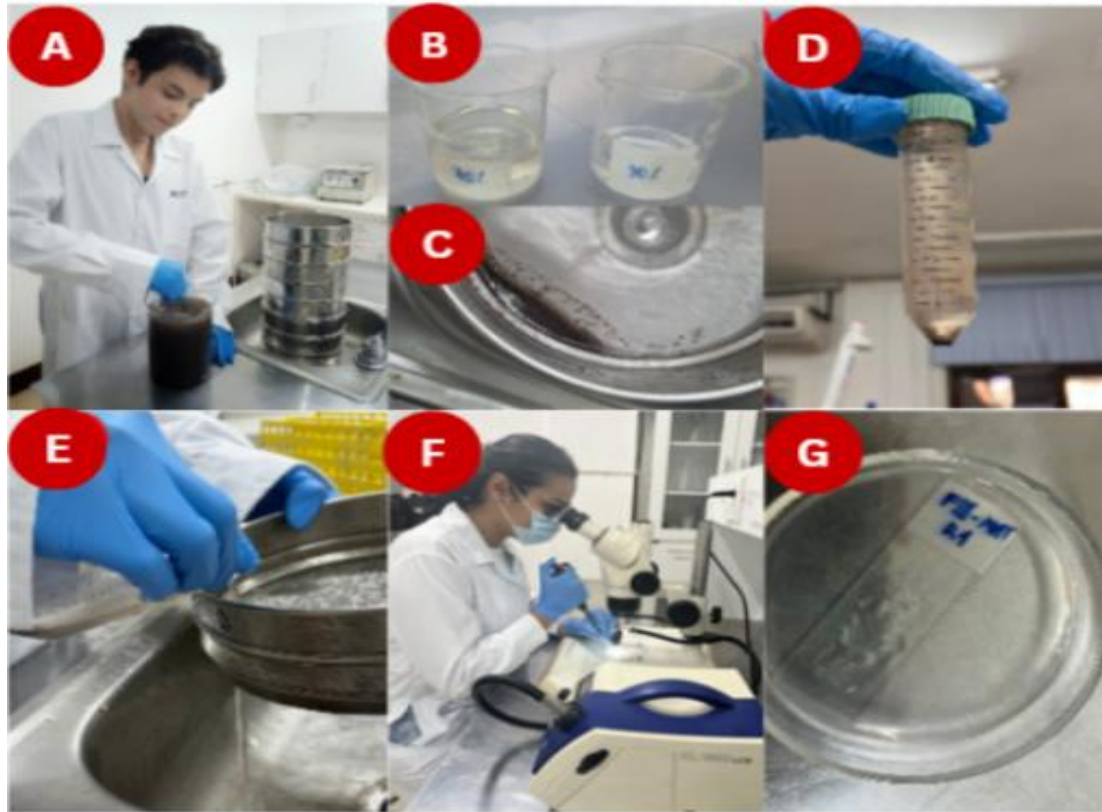


Figura 14. Aislamiento de esporas de HMA. 14A. Lavado de la muestra. 14B. Preparación de solución de sacarosa. 14C. Recuperación en tamices. 14D y 14E. Preparación de tubos Falcon para centrifugación a 1500 rpm por 5 minutos. 14F. Lavado de exceso de sacarosa en tamiz de 36 μ m. 14G. Separación de las esporas. Fuente: *Elaboración propia*.

5.3.2. Montaje de las esporas de HMA

Se llevó a cabo el montaje de esporas como una fase preliminar para la observación microscópica, con el objetivo de realizar la caracterización de las propiedades morfométricas y morfológicas. El montaje adecuado permitió la visualización de estructuras morfológicas claves que no eran observables mediante el uso del estereoscopio (Posada et al., 2010). Se utilizó una micropipeta de 5 microlitros para dispersar y separar las esporas individuales, las cuales luego fueron posicionadas en portaobjetos y montadas con el reactivo de Melzer, según lo indicado por Ontiviero et al. (2023). Después de 2 minutos, se colocó un cubreobjetos y las muestras se dejaron en reposo durante una semana para su posterior análisis microscópico (Figura 15).



Figura 15. Montaje en placa de las esporas aisladas con reactivo de Melzer.
Fuente: *Elaboración propia*.

5.3.3. Cuantificación de la abundancia de esporas de HMA

El recuento de esporas se llevó a cabo con el propósito de determinar la composición de la comunidad de esporas, calculando el número total de esporas presentes en cada muestra de suelo, expresado como esporas por cada 50 g de suelo. La cuantificación se realizó después del proceso de separación y montaje, las esporas fueron observadas y cuantificadas empleando un estereoscopio ZEISS KL 1500 LCD con objetivo de 40x y un microscopio Olympus BH-2 configurado con objetivo de 40x, utilizando portaobjetos subdivididos inicialmente en cuatro campos ópticos, y cada campo a su vez dividido en cuatro cuadrantes, lo que permitió una estimación más precisa del número de esporas en cada réplica del aislamiento (Figura 16) (Ontivero et al., 2023).

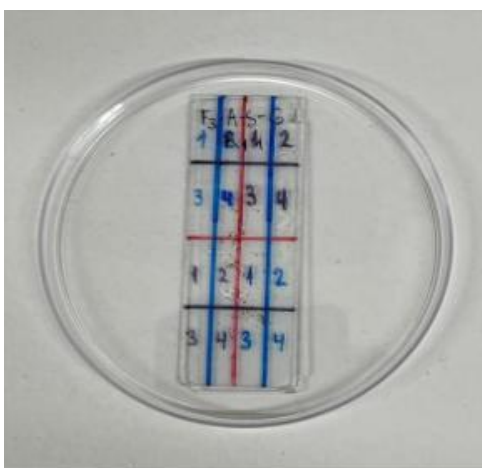


Figura 16. Cuantificación de esporas. 16A. Portaobjetos subdivididos en campos ópticos y 16B. Estimación del número total de esporas observadas bajo estereoscopio. Fuente: *Elaboración propia*.

5.3.4. Caracterización morfológica y morfométrica de las esporas de HMA

Se llevó a cabo la caracterización morfológica y morfométrica de la comunidad de esporas de HMA, Para la observación de las esporas aisladas se utilizó el microscopio a un aumento de 100x y para su registro fotográfico se empleó el software AmScope, haciendo uso de una cámara microscópica con ocular digital marca AmScope, modelo MD300, que permitió la visualización y medición de las esporas a través de sus distintas herramientas (Figura 17); esto permitió poder hacer las comparaciones con las claves taxonómicas de la International Culture Collection of Vesicular Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM) y siguiendo el procedimiento de Schenck y Pérez (1990), con algunas modificaciones para comparar las especies aisladas de las muestras con las registradas en la bibliografía de estudios previos..



Figura 17. Interfaz del programa AmScope empleado en la caracterización morfológica y morfométrica. Fuente: *Elaboración propia a partir de la interfaz AmScope.*

El registro de las características morfológicas y morfométricas claves para la identificación de las esporas de HMA incluyó: forma de la espora, diámetro ecuatorial, diámetro meridional, color de espora, tipo de inserción de la hifa en la espora, estructura de la pared de la espora y número de capas de la pared.

5.4. Tinción de raíces

Siguiendo la metodología descrita por Aguilar-Ulloa et al. (2016), se tomaron 1 g de raíces secundarias y terciarias con un diámetro aproximado de 2 mm. Estas fueron lavadas cuidadosamente con abundante agua para eliminar completamente el suelo adherido y otras impurezas. A continuación, las raíces se colocaron en un beaker de 0.05 L y se cubrieron por completo con una solución de hidróxido de potasio (KOH) al 10 % (m/v). El recipiente fue introducido en un horno microondas marca SAMSUNG, modelo AME83M y sometido a ciclos de

calentamiento de aproximadamente 12 segundos, repitiendo el proceso cuantas veces fue necesario hasta obtener raíces con una coloración blanco-transparente, sin permitir que la solución alcanzara el punto de ebullición.

Una vez concluido el aclaramiento, las raíces fueron enjuagadas con abundante agua evitando la pérdida de fragmentos finos. Seguidamente, se sumergieron en ácido clorhídrico (HCl) al 10 % durante 15 minutos a temperatura ambiente, con el objetivo de acidificar los tejidos y facilitar la absorción del colorante. Luego, las raíces se enjuagaron nuevamente y se tiñeron con tinta china azul marca Pelikan, preparada a razón de 0.025 L de tinta por cada 1 L de agua destilada. Las muestras permanecieron en esta solución durante un periodo de 5 a 20 minutos, tras lo cual se realizó un lavado final para eliminar el exceso de colorante.

Finalmente, se montaron diez fragmentos de raíz en cada portaobjetos, distribuyéndolos de manera uniforme, y se cubrieron con cubreobjetos para su posterior observación al microscopio.

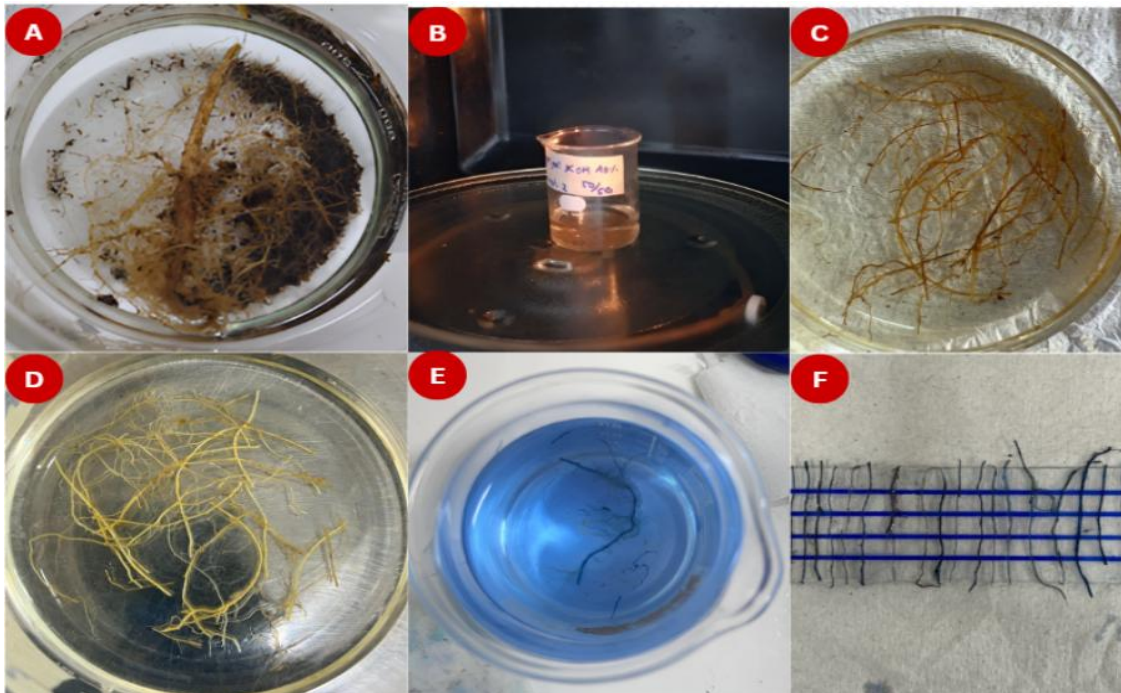


Figura 18. Proceso de tinción de raíces de los cultivos. 18A. Lavado de raíces para la tinción. 18B. Calentamientos en microondas en la solución de KOH al 10%. 18C. Resultado de la decoloración con solución de KOH al 10%. 18D. Raíces en el proceso de acidificación. 18E. Raíces sumergidas en la solución de tinta. 18F. Raíces teñidas en el portaobjetos listas para su visualización. Fuente: *Elaboración propia*.

5.4.1. Estimación de la colonización micorrízica

Para la determinación del nivel de colonización en cada unidad experimental, se prepararon dos portaobjetos subdivididos en cinco campos equidistantes sobre

cada segmento de raíz; cada una con 10 fragmentos de raíces teñidas. (Figura 19) Cada raíz se encontraba separadas entre ellas a la misma distancia (1-2 mm) (Posada et al., 2010). Las observaciones se realizaron con un microscopio óptico utilizando un objetivo de 40X, 50x y 100x. donde se registraron por campos visuales los que contuvieran estructuras micorrízicas (hifas cenocítas, arbuscúlos y vesículas) y aquellos que no estén colonizados.

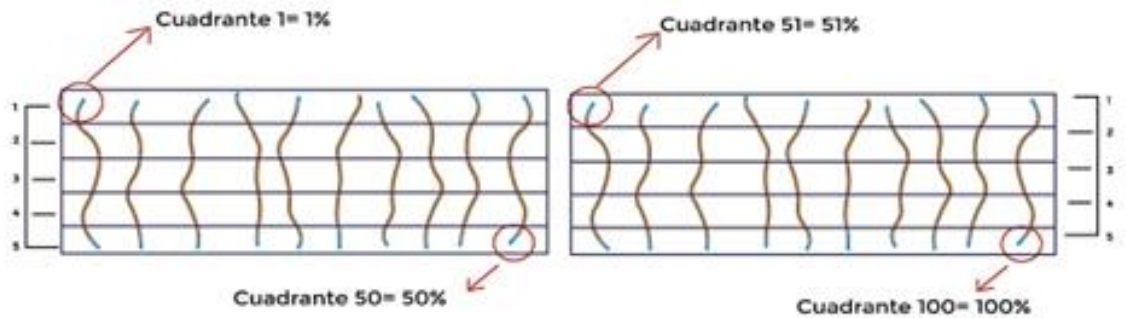


Figura 19. Esquema de la cuantificación de estructuras de HMA en las raíces teñidas para la determinación de la colonización micorrízica. Fuente: *Elaboración propia*.

La infección por los HMA se calculó dividiendo el número de campos colonizados por el número de campos observados y multiplicando el total por 100, de tal forma que se obtendrá el grado de colonización dentro de las siguientes categorías: colonización baja (0-20%), colonización media (20.1-50%) y colonización alta (>50%) (Aguilar-Ulloa et al., 2016).

A continuación, la ecuación utilizada.

$$\% \text{ de colonización} = \frac{\text{Número de fragmentos de plantas colonizadas por hongos}}{\text{Número total de fragmentos de plantas analizadas}} * 100 \quad (1)$$

Fuente: Posada et al., 2010.

5.5. Multiplicación de las especies de HMA a nivel de invernadero

5.5.1. Condiciones de invernadero

Durante el ensayo se utilizó un invernadero tipo túnel con dimensiones de 6 metros de largo por 3 metros de ancho, ubicado en el Recinto Universitario Simón Bolívar (RUSB) de la Universidad Nacional de Ingeniería, específicamente en el Programa Académico de Ingeniería Agrícola (PAIA). La estructura contaba con recubrimientos laterales, frontales y posteriores elaborados con malla antiviral MESH 50 color cristal, mientras que el techo fue cubierto con malla sarán tejida al 50 % de sombra, color negro, con el objetivo de regular la radiación solar incidente y mantener condiciones adecuadas para el desarrollo de la planta hospedera (Figura 20).

Durante todo el proceso de germinación, inoculación y crecimiento de las plantas, se implementó un control riguroso de las condiciones micro climáticas internas del invernadero. La temperatura fue monitoreada tres veces al día con un termómetro infrarrojo de amplio rango ($-50\text{ }^{\circ}\text{C}$ a $1000\text{ }^{\circ}\text{C}$) modelo 1832, marca Thomas Scientific lo que permitió estimar la temperatura promedio diaria y evaluar la eficiencia del sombreado proporcionado por la malla.

Considerando las condiciones climáticas cálidas del área experimental, se estableció un régimen de riego con agua no clorada dos veces al día para satisfacer la demanda hídrica de las plantas. Como parte del manejo nutricional, quince días después de la germinación se implementó un riego nutritivo con fertilizante NPK (Nitrógeno, Fósforo y Potasio) (15-15-15), aplicado una vez por semana en una dosis de 0.004 L por planta hospedera, conforme a lo señalado por Martínez (2016). Esta práctica tuvo como finalidad mantener un suministro balanceado de nutrientes que favoreciera el desarrollo radicular sin comprometer la simbiosis micorrízica.

Asimismo, se garantizó un adecuado aislamiento del invernadero para minimizar el ingreso de contaminantes externos. Se aplicaron medidas de control preventivo frente a malezas, patógenos y plagas, tanto en el interior como en los alrededores del invernadero. Para ello, se recurrió al uso de pesticidas orgánicos, entre ellos jabón potásico y soluciones maceradas de chile y ajo, reconocidos por su eficacia como agentes bio-controladores y su bajo impacto ambiental. Esta estrategia ha sido reportada en estudios latinoamericanos, adaptada según los tipos de cultivos y condiciones locales (Esquivel-Quispe et al., 2021), así como en investigaciones internacionales que destacan el papel de los bio-herbicidas y extractos vegetales como alternativas sostenibles en la protección de cultivos protegidos (Raza y Khan, 2025).



Figura 20. Montaje del invernadero experimental de DACA-UNI. 20A. Aislamiento estructural para minimizar el ingreso de contaminantes externos. 20B. Monitoreo de temperatura. Fuente: *Elaboración propia*.

5.5.2. Establecimiento de sustratos

Se establecieron dos tipos de sustratos para la propagación de los HMA, ambos en diferentes proporciones. El primer sustrato consistió en una mezcla de suelo y arena en proporción 50%-50%, mientras que el segundo estuvo compuesto por suelo (50%), arena (30%) y el biofertilizante Biogreen (20%). Para garantizar condiciones homogéneas y eliminar posibles contaminantes, tanto el suelo como la arena fueron esterilizados en una autoclave modelo Yamato SQ810C a 121 °C y 20 psi durante 3 horas. Sin embargo, el Biogreen no fue sometido a este proceso, con el fin de preservar sus propiedades fisicoquímicas y microbiológicas.

Una vez estéril tanto el suelo como la arena, se procedió a realizar la homogenización debidamente en baldes plásticos desinfectados; posteriormente se llenaron 4 kg aproximadamente para cada una de las 24 macetas en un primer momento, una vez las macetas llenas.

5.5.3. Establecimiento de cultivos hospederos y sustratos

Como cultivos hospederos se establecieron dos tipos de plantas: maíz blanco (*Zea Mays* L.) variedad NB6, y frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), variedad INTA-Rojo Sequía. Inicialmente, las semillas se seleccionaron de acuerdo con su aspecto físico (forma, color, integridad del tegumento) (Grupo Cooperativo Cajamar, 2020), luego, fueron lavadas con agua estéril y posteriormente desinfectadas mediante inmersión en una solución de hipoclorito de sodio al 0.03% durante 15 minutos. Posteriormente, se secaron en una cabina de flujo laminar por 8 horas (Grupo Cooperativo Cajamar, 2020). Una vez secas, se procedió a su germinación en sustrato de germinación Turba QTS (Anexo 10) empleando bandejas plásticas de germinación desinfectadas con hipoclorito de sodio, utilizando pinzas estériles para garantizar la inocuidad del proceso, se introdujo cuidadosamente una semilla en cada cavidad de la bandeja a aproximadamente 2 cm de profundidad. Posteriormente se llevaron al invernadero donde se les aplicó la primera dosificación de agua decolorada.



Figura 21. Proceso de establecimiento de los cultivos hospederos. 21A. Desinfección de las semillas en solución de hipoclorito de sodio. 21B. Secado de las semillas en cabina de flujo laminar. 21C. Siembra en bandejas de germinación. 21D. Traslado al invernadero. Fuente: *Elaboración propia*.

A los 15 días, cuando los cultivos hospederos alcanzaron la fase de germinación, se efectuó el trasplante de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) y maíz (*Zea Mays* L.) a macetas plásticas con capacidad aproximada de 5 kg, previamente desinfectadas

con hipoclorito de sodio. El procedimiento se realizó en el invernadero, abriendo un orificio de aproximadamente 5 cm en el sustrato correspondiente a cada tratamiento para colocar las plántulas.

5.5.4. Preparación del inóculo

Una vez establecidos tanto las plantas hospederas como los sustratos, se procedió con la preparación del inóculo, la cual consistió en la extracción de esporas de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) a partir de muestras de suelo nativo provenientes de Matagalpa y Masatepe empleando la técnica de aislamiento descrito en el acápite 7.3.1 y realizando la separación de esporas empleando la técnica de separación descrita en el acápite 7.3.2. Para garantizar una inoculación eficiente, se aplicó una concentración estimada de 200 esporas por planta hospedera, cantidad recomendada para promover el establecimiento exitoso de la simbiosis micorrízica. (Aguilar-Ulloa et al., 2016)

Las esporas anteriormente aisladas fueron cuidadosamente depositadas sobre portaobjetos plásticos estériles, los cuales se colocaron dentro de placas de Petri. Posteriormente, el material fue trasladado al invernadero, donde se procedió a realizar la inoculación según el tratamiento correspondiente.

5.5.5. Propagación del inóculo en las plantas hospederas

La inoculación en las plantas hospederas se realizó bajo condiciones controladas en el invernadero, procurando un ambiente libre de contaminantes para favorecer el establecimiento de la simbiosis micorrízica. La aplicación del inóculo se efectuó de forma directa durante el trasplante, técnica que garantiza un contacto inmediato entre las esporas y las raíces jóvenes. Para ello, las plántulas seleccionadas fueron extraídas cuidadosamente del sustrato de germinación, procurando no dañar el sistema radicular. Posteriormente, el contenido del portaobjeto que contenía las esporas de HMA se depositó directamente sobre las raíces expuestas, asegurando una adecuada cobertura y contacto entre el inóculo y los tejidos radiculares. Finalmente, las plántulas fueron reintroducidas cuidadosamente en el sustrato estéril correspondiente, completando así el proceso de inoculación (Esquivel-Quispe et al., 2021).



Figura 22. Proceso de inoculación de los cultivos hospederos. Fuente: *Elaboración propia.*

En total, se establecieron 24 unidades experimentales, distribuidas en 20 tratamientos inoculados y 4 tratamientos control o blancos (sin inoculación con HMA). Los tratamientos inoculados corresponden a las diferentes combinaciones evaluadas entre los tipos de plantas hospederas y los tipos de sustratos seleccionados para la propagación de esporas de HMA (Tabla 8). Por su parte, los tratamientos blancos se mantuvieron bajo las mismas condiciones de manejo, pero sin la aplicación de esporas, con el fin de evaluar el efecto exclusivo de la inoculación micorrízica sobre el desarrollo de la simbiosis. Todos los tratamientos se desarrollaron durante un período de 92 días.

El diseño experimental adoptado fue completamente aleatorizado, asegurando la distribución equitativa de los tratamientos en las camas de invernadero y minimizando los efectos de variabilidad espacial.

Tabla 8

Tratamientos experimentales de plantas hospedera y combinación de sustratos

Tratamiento	Planta	Sustrato	Tratamiento	Planta	Sustrato
1	Maíz	50-30-20	11	Frijol	50-30-20
2	Maíz	50-30-20	12	Frijol	50-30-20
3	Maíz	50-30-20	13	Frijol	50-30-20
4	Maíz	50-30-20	14	Frijol	50-30-20
5	Maíz	50-30-20	15	Frijol	50-30-20
6	Maíz	50-50	16	Frijol	50-50
7	Maíz	50-50	17	Frijol	50-50

8	Maíz	50-50	18	Frijol	50-50
9	Maíz	50-50	19	Frijol	50-50
10	Maíz	50-50	20	Frijol	50-50
Blanco	Maíz	50-30-20	Blanco	Frijol	50-30-20
Blanco	Maíz	50-50	Blanco	Frijol	50-50

Fuente: *Elaboración propia*

5.5.6. Cuantificación de esporas y determinación de porcentaje de colonización de raíces de plantas hospederas

Con el propósito de inducir un periodo controlado de estrés hídrico, quince días antes de la recolección se interrumpieron el riego, la aplicación de fertilizante NPK y la fumigación del área experimental. Posteriormente, ocho días previos a la recolección de muestras, se efectuó un corte a 10 cm de la base del tallo de cada una de las plantas hospederas. Al concluir este proceso, el contenido de cada maceta fue extraído con precaución, aplicando suaves golpes en las paredes para facilitar el desprendimiento del sustrato y dejar expuesto el sistema radical.

Posteriormente, se recolectaron las muestras correspondientes a cada tratamiento. El suelo fue depositado en bolsas herméticas previamente rotuladas, procurando recuperar la mayor cantidad posible. De forma paralela, las raíces fueron separadas manualmente del sustrato y almacenadas en bolsas individuales por tratamiento. Todas las muestras fueron selladas adecuadamente y trasladadas al laboratorio de Biotecnología del Programa de Investigación, Estudios Nacionales y Servicios del Ambiente (PIENSA) para su análisis posterior.

Para la cuantificación de las esporas propagadas en los tratamientos se empleó la misma técnica de aislamiento descrita en el acápite 5.3.1 y la técnica de cuantificación de la abundancia descrita en la 5.3.3. Para la estimación de porcentaje de colonización micorrízica se empleó el procedimiento de la tinción descrito en el acápite 5.4 y se estimó bajo lo estipulado en el acápite 5.4.1.

VI. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

6.1. Área de estudio y sitios de muestreo

El muestreo en ambas zonas se llevó a cabo entre junio y julio de 2024, coincidiendo con la época de primera. La primera toma de muestras se realizó en la finca “Los Llanos”, ubicada en el municipio de Masatepe, departamento de Masaya. Al momento del muestreo, las condiciones climáticas registradas fueron: cielo con pocas nubes dispersas a 670 m de altitud, 70% de humedad relativa, presión atmosférica de 1013 mbar, vientos de entre 15 y 26 km/h, temperatura ambiente de 30 °C y una sensación térmica de 35 °C (Freemeteo, 2024).

En la finca “Los Llanos”, se seleccionaron dos parcelas mediante inspección visual, considerando el grado fisiológico del frijol, el cual era más avanzado en estas áreas en comparación con el resto del cultivo. El terreno de la finca presentaba una topografía predominantemente plana y, durante el muestreo, se estaban realizando labores de riego y fumigación. En cada una de las parcelas seleccionadas, se tomaron siete submuestras, las cuales fueron almacenadas en bolsas plásticas selladas herméticamente. En el anexo 1,2,3 y 4 se presentan las coordenadas UTM de cada punto de muestreo, obtenidas con un dispositivo GPS. Para la finca “San José”, se seleccionó una única parcela para la toma de siete submuestras igualmente, el grado fisiológico del frijol en esta finca era menor que en la finca “Los Llanos” debido a que el frijol tenía menor tiempo sembrado. El terreno de la finca era de igual forma particularmente planicie.

El segundo sitio de muestreo se estableció en las fincas aledañas “San Antonio” y “Los Marciales”, ubicadas en el departamento de Matagalpa. Durante la recolección de muestras, las condiciones meteorológicas registradas fueron las siguientes: cielo con nubosidad dispersa a una altitud de 610 m sobre el nivel del mar, presión atmosférica de 1010.0 mbar, punto de rocío de 23 °C, humedad relativa del 59 %, velocidad del viento de 15 km/h, temperatura ambiente de 32 °C y una sensación térmica de 37 °C. Estos datos fueron obtenidos a partir del servicio meteorológico Freemeteo (2024) y reflejan las condiciones ambientales al momento del muestreo, las cuales infieren en la dinámica edáfica y microbiológica del suelo.

En la finca “San Antonio”, se seleccionaron tres parcelas de muestreo. La toma de submuestras varió debido a las condiciones rocosas y por la disposición del terreno pues ambas fincas poseían una gran pendiente. Adicionalmente, se recopiló información sobre el manejo y tratamiento aplicado en ambas fincas; por otra parte, la finca “Los Marciales” presentaba una topografía en pendiente, aunque con una inclinación menor en comparación con la finca “San Antonio”. Las características edáficas del terreno indicaron una menor presencia de material rocoso en relación con la finca “San Antonio”, lo que facilitó la extracción de muestras. En este sitio, se delimitó una única parcela de muestreo, en la cual se recolectaron cinco submuestras de suelo.



Figura 23. Muestreos en los sembradíos de frijol región del Pacífico y Norte. 23A. Finca “Los Llanos”. 23B. Finca “San José”. 23C. Finca “San Antonio” 23D. Finca “Los Marciales”. Fuente: *Elaboración propia*.

Durante el muestreo en el Pacífico (finca “Los Llanos”, Masatepe, Masaya), se registraron temperaturas altas (30 °C, sensación térmica de 35 °C), humedad relativa del 70% y vientos moderados, bajo cielo con pocas nubes. Estas condiciones son representativas del inicio de la temporada lluviosa en la región, periodo en el que prevalecen temperaturas entre 30 y 35 °C y humedad relativa entre 60% y 80%, generando ambientes favorables para la actividad edáfica y el desarrollo de cultivos (MAG, 2024). En esta época, los suelos cuentan con buena humedad superficial, esenciales para la germinación y la colonización radicular de micorrizas. (Zhou et al., 2022)

En contraste, en el Norte (fincas “San Antonio” y “Los Marciales”, Matagalpa) se reportaron temperaturas levemente superiores (32 °C, sensación térmica de 37 °C), menor humedad relativa (59%), nubosidad dispersa y presiones similares. Esta región, aun en época de lluvias, puede experimentar variabilidad climática, con microclimas locales influyendo en la humedad y la temperatura del suelo, especialmente en áreas de mayor altitud y terreno rocoso (MAG, 2024); (INETER, 2024). La topografía en pendiente y la variabilidad en los suelos de la zona norte suelen afectar la retención de humedad y el comportamiento microbiano a escala local.

Las muestras se guardaron herméticamente en bolsas plásticas y se mantuvieron en refrigeración hasta el momento del análisis. En total se contabilizaron 7 parcelas muestreadas y 41 submuestras de suelo, además de 20 muestras de cultivo para la tinción de raíces. En la tabla 9, se muestra la región y la finca correspondiente a la misma, el código por parcela, el área total de muestreo y la edad en cuanto a labranza de la finca, además de antecedentes de cultivo.

Tabla 9

Resumen del muestreo en los sembradíos de frijol de las regiones pacífico y norte de Nicaragua

PUNTOS DE MUESTREOS						
Región	Finca	Codificación por parcelas	Número de submuestras por finca	Área de muestreo total (m ²)	Edad	Antecedentes
Masatepe	"Los llanos"	FLI-MAS	7	1016	4 años	Frijol, Maíz
		PLII-MAS	7	1022		
	"San José"	FSJ-MAS	7	2048	3 años	Frijol, limón, aguacate
		PI-MAT	3	638		
Matagalpa	"San Antonio"	PII-MAT	6	500	8 años	Frijol
		PIII-MAT	6	250		
	"Los Marciales"	PIV-MAT	5	103	20 años	Frijol

Fuente: *Elaboración propia.*

6.2. Relación entre propiedades fisicoquímicas del suelo y abundancia de esporas

Se realizaron análisis fisicoquímicos de los suelos de las fincas de acuerdo a la NOM-021-RECNAT-2000 (Secretaría de medio ambiente y recursos naturales, 2002) de acuerdo a la disponibilidad de recursos tanto en el laboratorio de edafología y los laboratorios del Programa de Investigación, Estudios Nacionales y Servicios del Ambiente (PIENSA). Otros análisis se realizaron en el Centro de investigación en Biotecnología (CIB) ubicado en la Universidad Autónoma de Nicaragua UNAN; en total, los ensayos realizados fueron: textura, humedad, densidad real, densidad aparente, porcentaje de materia orgánica, pH, conductividad eléctrica, nitrógeno, fósforo y potasio disponibles. Las propiedades físico- mecánicas y elementos disponibles se presentan de manera detallada en la Tabla 10.

Tabla 10

Resultados de análisis Físico Mecánicos y Elementos disponibles de las fincas en las regiones Pacífico y Norte de Nicaragua

ANÁLISIS FÍSICO - MECÁNICO						ELEMENTOS DISPONIBLES			
Finca	% Humedad	pH	Densidad real (g. cm ³)	Densidad aparente	Textura	% M.O.	% N	P (mg. Kg ⁻¹)	K (mg. Kg ⁻¹)
Los llanos	46.1	6.07	1.8509	1.4506	Franco arenoso	24.2	0.78	0.62	834.99
San José	48.5	6.9	1.8125	1.5721	Franco arenoso	25	0.7	0.7	285.09
San Antonio	17.1	4.81	2.176	1.3785	Franco arcilloso	24.5	0.53	16.36	560.04
Los Marciales	32.5	3.78	2.357	1.4632	Franco arcilloso	8.5	0.35	24.08	636.87

Fuente: *Elaboración propia.*

La Figura 24 muestra el proceso de caracterización y preparación de las muestras de suelo previo a los análisis fisicoquímicos.



Figura 24. Caracterización de muestras de suelo. 23A y 23B. determinación de humedad. 23C. Determinación de pH y conductividad. 23D. Determinación de textura. Fuente: *Elaboración propia.*

Para el aislamiento, se realizaron tres réplicas de tamizado húmedo por parcela, seguidas de tres réplicas de montaje en placa, con el objetivo de incrementar la fiabilidad de los datos. Posteriormente, se llevó a cabo la cuantificación de esporas viables y no viables mediante observación en un microscopio estereoscópico. El recuento se realizó de manera individual para cada réplica, garantizando la precisión en la estimación. Finalmente, se determinó el promedio de esporas por cada 50 g de suelo analizado.

De acuerdo con los resultados de las propiedades físico-mecánicas y de los elementos disponibles, las fincas de Masatepe (“Los Llanos” y “San José”) presentan suelos de textura franco-arenosa, con alta humedad (46.1–48.5 %), pH moderadamente ácido (6.07–6.9) y elevados contenidos de materia orgánica (24.2–25 %) (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, 2002). Estos suelos muestran valores menores de densidad real y densidad aparente (1.81–1.85 g/cm³ y 1.45–1.57 g/cm³, respectivamente), lo cual se asocia con una mayor porosidad y una elevada capacidad de retención hídrica (Noreen et al., 2023). En cuanto a la disponibilidad de nutrientes, se observa una oferta balanceada; los contenidos de nitrógeno (0.7–0.78 %) y fósforo (0.62–0.7 mg/kg) resultan adecuados para el desarrollo vegetal (Méndez-Gálvez et al., 2021), mientras que el potasio presenta valores particularmente elevados en la finca “Los Llanos” (834.99 mg/kg).

Los suelos analizados en Masatepe (Pacífico) presentan altos contenidos de MO (24.2–25%), textura franco arenosa y pH ligeramente ácido y neutro (6.07–6.9), (Secretaría de medio ambiente y recursos naturales, 2002); lo que coincide con los mayores conteos de esporas vivas obtenidos (313–482 por 50 g suelo). Estos valores son significativamente superiores a los encontrados en estudios de (Carrillo-Aguilar et al., 2021) donde los suelos con ~3.2% de MO y pH similar alcanzaron máximos de 1700 esporas/100 g (~850 por 50 g) en ambientes bananeros; sin embargo, parcelas con menor MO reportaron solo 581 esporas/100 g (~290 por 50 g), lo que muestra la importancia de la MO y el manejo edáfico.

Tabla 11

Resultados de la abundancia de esporas aisladas en las fincas de las regiones Pacífico y Norte de Nicaragua

Región	Municipio	Código de muestra	Promedio de esporas viables/50 g suelo	Promedio de esporas no viables/ 50 g suelo	Promedio de esporas viables $\pm$ desviación estándar (σ)
Pacífico	Masatepe	FSJ-MAS	482	42	482 $\pm$ 25.31
		FLLI-MAS	313	79	313 $\pm$ 12.83
		PLII-MAS	350	108	350 $\pm$ 57.27
Norte	Matagalpa	PII-MAT	294	90	294 $\pm$ 51.03
		PIII-MAT	416	88	416 $\pm$ 119.25
		PIV-MAT	109	88	109 $\pm$ 47.26

Fuente: *Elaboración propia.*

En contraste, las fincas de Matagalpa (“San Antonio” y “Los Marciales”) se caracterizan por una textura franco arcillosa, baja humedad (17.1–32.5%) y pH ácido a fuertemente ácido (3.78–4.81) (Secretaría de medio ambiente y recursos naturales, 2002). Estas condiciones se acompañan de mayores densidades real y aparente, indicativas de suelos más compactos y menos porosos, lo que reduce la retención de agua y altera la dinámica edáfica (Carrillo Aguilar et al., 2021). El contenido de nitrógeno total (0.35–0.53%) es bajo, mientras que el fósforo y el potasio alcanzan concentraciones relativamente elevadas, especialmente en “San Antonio” (16.36 mg/kg de P y 560.04 mg/kg de K) y en “Los Marciales” (24.08 mg/kg de P y 636.87 mg/kg de K).

Aunque “San Antonio” presenta un alto porcentaje de materia orgánica (24.5%), la textura arcillosa y la fuerte acidez del suelo parecen restringir la actividad de los HMA, evidenciada en la alta variabilidad de esporas vivas (109–416 por 50 g de suelo) y en la mayor proporción de esporas no viables. Estos resultados coinciden con López Botía y Peña, (2018) quienes señalan que, si bien la materia orgánica favorece la formación de esporas (hasta 20 esporas/g en suelos con 18.6% de MO), una acidez excesiva y la compactación pueden limitar significativamente la colonización micorrízica incluso bajo condiciones orgánicas favorables. Por otra parte, la finca “Los Marciales” exhibe un valor de 8.5% de materia orgánica y la más baja abundancia de esporas, Mukhongo et al., (2023) recientemente reportaron que suelos en su estudio presentaban valores bajos de MO entre

0.64% y 2.5%; en estos, la cantidad de esporas se mantuvo baja: la mediana de esporas por muestra fue de 47 a 60 esporas por 50 g de suelo, con los valores más bajos en los campos de camote (aprox. 47–48 esporas/50 g suelo) donde la MO reportada fue cerca de 0.64–0.82%, por lo que se puede decir que Los suelos con poca materia orgánica (<1%) presentan las menores abundancias y diversidad de esporas, y muestran fuerte evidencia de que la baja MO restringe la proliferación y el ciclo vital de los HMA en cultivos agrícolas.(Mukhongo et al., 2023)

Con el propósito de identificar las relaciones existentes entre la abundancia de esporas de HMA y las propiedades fisicoquímicas del suelo, se aplicó el coeficiente de correlación de Spearman (ρ) mostrando los resultados en la Tabla 12. Este análisis no paramétrico permite evaluar la fuerza y dirección de las asociaciones monótonas entre variables, sin requerir normalidad en los datos (Dinno, 2015), condición que suele no cumplirse en estudios edáficos y biológicos (Han et al., 2025). La matriz de correlaciones obtenida permite determinar cómo variables como el pH, la humedad, la materia orgánica y los contenidos de nutrientes (N, P, K) se asocian con la cantidad promedio de esporas (Alrajhei et al., 2022), facilitando la interpretación ecológica de los factores que favorecen o limitan la simbiosis micorrízica.

Tabla 12

Resultados de la aplicación del coeficiente de correlación de Spearman (ρ)

	Esporas promedio	Humedad	pH	MO	N	P	K
Espora s promedio	1	0.4	0.8	1	0.4	-0.4	-0.8
% Humedad	0.4	1	0.8	0.4	0.6	-0.6	-0.2
pH	0.8	0.8	1	0.8	0.8	-0.8	-0.4
% M. O	1	0.4	0.8	1	0.4	-0.4	-0.8
N	0.4	0.6	0.8	0.4	1	-1	0.2
P	-0.4	-0.6	-0.8	-0.4	-1	1	-0.2
K	-0.8	-0.2	-0.4	-0.8	0.2	-0.2	1

Fuente: *Elaboración propia.*

La matriz de correlación de Spearman permitió identificar las asociaciones más relevantes entre la abundancia promedio de esporas de HMA y las propiedades

fisicoquímicas del suelo en las regiones estudiadas. Los resultados evidencian una correlación positiva fuerte entre el número de esporas y el pH del suelo ($p = 0.8$), lo que sugiere que los HMA se desarrollan con mayor abundancia en suelos menos ácidos, lo cual concuerda con Sandoya-Sánchez et al., (2025) donde se ha documentado un aumento en la abundancia de esporas en suelos con pH entre 6 y 7, ya que esta condición es óptima para la colonización y fructificación de las micorrizas.

Los suelos de Masatepe presentan un pH cercano a la neutralidad (6.07–6.9), óptimo para la mayoría de las especies de HMA y actividad microbiana en general (Arocha-Rodríguez et al., 2019; Burak et al., 2024; Simó-González et al., 2017) afirman que en suelos cercanos a la neutralidad (pH 7.3–7.8), se observó respuesta positiva en biomasa fúngica. En contraste, Matagalpa exhibe pH ácido (3.78–4.81), condición que puede afectar negativamente la diversidad y colonización de HMA, debido a la solubilización de metales pesados y limitación de nutrientes esenciales (Z. Feng et al., 2023). Esto se refuerza con el estudio de Bertolini et al., (2018) en donde los suelos de todos los sitios estudiados tienen un pH ácido y valores en el intervalo de 4.5 a 5.9, registrando valores de abundancia de 87, 129 y 137 esporas en 50 g de suelo.

Por otra parte, Chim, (2019) en su estudio realizado en las costas de Yucatán, reveló que en todos los suelos de estudio, presentaron valores cercanos a la neutralidad en los valores de pH (7.7 máximo y 7.4 mínimo) con una abundancia promedio de 810 ± 220.2 esporas en por 50 g de suelo esto refuerza lo comprobado en este estudio, lo que sugiere que las condiciones neutras favorecen la proliferación de HMA. En contraste, los suelos analizados en el presente estudio presentaron valores de pH entre muy ácidos (región norte) y más cercanos a la neutralidad (región pacífica), lo cual coincide con una menor densidad de esporas en la mayoría de las muestras de la región norte en contraste con las del pacífico.

En la tabla 12, también se observa una correlación moderadamente positiva entre la humedad del suelo y la cantidad de esporas ($p = 0.4$), indicando que la disponibilidad de agua en el suelo constituye un factor que incide en la esporulación, aunque no de manera determinante. La humedad superior en Masatepe (46–48.5%) contrasta con valores mucho menores en Matagalpa (17.1–32.5%), reflejando no solo condiciones climáticas distintas sino también la capacidad del suelo para retener agua, fundamental para la dinámica de esporulación y colonización micorrízica (Vieira et al., 2025).

Un estudio realizado por Deepika y Kothamasi, (2015) demuestra que la mayor diversidad y colonización de HMA en raíces de *Sorghum vulgare* se alcanza cuando el contenido de humedad gravimétrica del suelo se mantiene en torno al 15–20%, mientras que valores inferiores o superiores (particularmente bajo sequía o inundación) reducen drásticamente la diversidad y funcionalidad micorrízica, superado consistentemente en Masatepe pero no en Matagalpa, donde las fluctuaciones pueden limitar la expresión óptima simbiótica.

Por su parte, el fósforo (P) mostró una correlación negativa significativa con el pH y la abundancia de esporas de HMA ($\rho = -0.8$), respaldando lo reportado por recientes investigaciones tales como las de Ma et al., (2023) quienes determinaron a nivel global que el aumento de fósforo disponible está vinculado a la disminución de la diversidad y abundancia de HMA, por otra parte; y Rosita et al., (2025) confirmaron mediante su estudio que la adición de fósforo disponible conduce a una reducción consistente en la densidad y variedad de esporas presentes en el suelo, sustentándose en lo descrito por Ahmed et al., (2025) quien describe que este fenómeno se debe a que el exceso de fósforo reduce la dependencia de las plantas hacia la simbiosis micorrízica, lo que se manifiesta en la inhibición de la colonización, la formación de esporas y la alteración en la señalización molecular entre raíz y hongo, particularmente en la expresión de genes asociados a la simbiosis.

Del mismo modo, Ilyas et al., (2024) demostraron en un ensayo con zanahoria y cebolla que suelos de alto fósforo presentan una composición micorrízica diferente, con menor riqueza y abundancia de esporas. Asimismo, el experimento realizado por K. Feng et al., (2024) confirmó que la alta disponibilidad de fósforo en el área radical reduce directamente la densidad de esporas y la colonización de *Pueraria javanica*. Esto refuerza los hallazgos realizados en este estudio, en donde la mayor cantidad de fósforo disponible se encontró en las regiones de Matagalpa, en las fincas “San Antonio” y “Los Marciales” siendo esta última la que presentó mayor disponibilidad de fósforo y la menor abundancia de esporas de HMA.

La correlación positiva entre el contenido de nitrógeno (N) y el pH del suelo ($\rho = 0.8$) observada en los sitios evaluados indica que los suelos menos ácidos tienden a exhibir mayores concentraciones de nitrógeno total o disponible, lo que repercute tanto en la fertilidad edáfica como en la dinámica biológica (Santiago et al., 2025). La evidencia reciente como el estudio realizado por Li et al., (2024) señala que, en suelos con pH moderadamente ácido o cercano a la neutralidad, los procesos de mineralización y nitrificación se potencian debido al aumento en la actividad microbiana y enzimática, reflejando una mayor eficiencia en la conversión y disponibilidad de nitrógeno para las plantas. En contraste Hu et al., (2024) señala que la acidez intensa restringe el crecimiento de bacterias nitrificantes como *Nitrosomonas* y *Nitrobacter*, reduciendo la disponibilidad de nitrógeno en el suelo, lo que limita tanto el crecimiento vegetal y la actividad de organismos simbiotes.

Esta mayor disponibilidad de nitrógeno (N) en suelos de pH más alto puede beneficiar indirectamente la simbiosis micorrízica arbuscular, al mejorar la nutrición de la planta hospedante y estimular la emisión de señales radiculares que facilitan el reconocimiento y colonización por parte del hongo. (Smith y Read, 2008).

A su vez, la presencia de HMA contribuye a una mayor eficiencia en la captación de N y P, cerrando un ciclo de retroalimentación positiva entre la fertilidad del

suelo y la abundancia fúngica (Maboreke et al., 2017), por otra parte, los valores reportados en este estudio son de carácter bajos-medios (0.35–0.78 mg/kg). Múltiples estudios recientes como el de Luo et al., (2021) y Carrillo-Saucedo et al., (2022) muestran que una fertilidad baja en N puede incentivar la esporulación, ya que las plantas y refuerzan la simbiosis para eficiencia nutrimental, tal como lo refleja mayor producción de esporas.

El potasio (K), por su parte, presentó una correlación negativa con la abundancia de esporas ($\rho = -0.8$); este patrón puede estar reflejando condiciones edáficas asociadas a suelos más lixiviados, pobres en nutrientes y con menor estabilidad estructural (Alizadeh et al., 2025). Han et al., (2025) reportaron que aplicaciones adicionales de potasio pueden incrementar la colonización dependiendo del balance con otros nutrientes. Sin embargo, diversos estudios como el de Yuan et al., (2023) indican que suelos con alta lixiviación de potasio (K) tienden a tener menor densidad de esporas, vinculado a la reducción de la estabilidad física y química del sustrato, lo cual dificulta el establecimiento de la simbiosis micorrízica y limita el desarrollo fúngico.

De manera adicional, (Ahmed et al., 2025) confirman que las micorrizas arbusculares desempeñan un papel fundamental en la absorción de potasio, especialmente en suelos marginales y pobres en nutrientes, mediante la extensión de redes hifales que facilitan la captación de K y su transporte hacia la raíz vegetal.

Los suelos franco-arenosos de Masatepe (46.1–48.5% humedad, densidades reales de 1.81–1.85 g/cm³ y aparente 1.45–1.57 g/cm³) ofrecen una estructura suelta y porosa favorable para la aireación y retención adecuada del agua, parámetros decisivos para la actividad biológica, incluida la proliferación de HMA. La textura arenosa facilita la movilidad de esporas e hifas fúngicas, así como el desarrollo radicular adecuado, factores demostrados en estudios regionales como los de Carrillo-Aguilar et al., (2021) en agroecosistemas costeros de México de carácter franco arenoso, donde la textura influye directamente en la abundancia y diversidad de HMA por su carácter poroso.

En contraste, los suelos franco-arcillosos de Matagalpa, con mayor densidad real (2.18–2.36 g/cm³) y aparente (1.37–1.46 g/cm³), tienden a presentar mayor compactación, menor porosidad, y retención hídrica menos dinámica, lo que puede restringir la movilidad y establecimiento de micorrizas y otros microorganismos. De acuerdo con Méndez-Gálvez et al., (2021), la capacidad limita el intercambio gaseoso y el contacto hongo-raíz, deprime la colonización micorrízica en suelos tropicales con pendientes pronunciadas, coincidiendo con lo observado en Matagalpa.

El contenido de materia orgánica (M.O.) entre fincas, con valores que superan el 24% en Masatepe en ambas fincas y San Antonio en Matagalpa un valor significativamente menor (8.5%) en Los Marciales se corresponde perfectamente con los valores de abundancia promedio de esporas de HMA, evidenciando una correlación positiva perfecta ($\rho = 1.0$). La presencia

de altos porcentajes de materia orgánica no solo mejora la estructura y porosidad del suelo, facilitando la colonización, sino que también incrementa la disponibilidad de áreas de descomposición, proporcionando sustratos de nutrientes que favorecen el desarrollo y esporulación de HMA (López Botía y Peña, 2018).

Carrillo Aguilar et al., (2021) demostraron que la Materia Orgánica (%MO) en análisis de componentes principales influye de manera positiva en la abundancia de esporas durante la época de lluvias (coeficiente 0.308). Los máximos valores de esporas registradas en banano en Colima, México, fueron de 850 esporas por 50 gramos de suelo en parcelas con mayor porcentaje de MO con un máximo de 18.6%, respecto a 291 esporas por 50 gramos en suelos con menos materia orgánica (4.7%), del mismo modo, Robles-González et al., (2023) determinaron que con un máximo de MO (11%) se obtenían el máximo de 139 ± 3.7 esporas en 50 g de suelo.

Estos resultados concuerdan con estudios que demuestran una relación directa entre el contenido de Materia Orgánica y la proliferación de HMA. Shao et al., (2024) determinaron que la diversidad y abundancia de HMA están significativamente correlacionadas de forma positiva con la materia orgánica del suelo, siendo este uno de los factores clave para la funcionalidad simbiótica. De igual manera, estudios realizados por Bünemann et al., (2018) destacan la materia orgánica como uno de los indicadores más confiables y sensibles de la calidad del suelo, afectando directamente la actividad y colonización de los HMA.

En investigaciones sobre diversidad y abundancia de HMA en diferentes usos de suelo, Salgado García et al., (2014) y Robles-González et al., (2023) destacan resultados donde la abundancia de esporas no sólo es una variable continua susceptible de presentar normalidad, sino que así se interpreta frecuentemente en el análisis estadístico de comunidades microbianas del suelo agrícola.

En relación con la abundancia de esporas, el mayor valor se registró en la finca “San José”, ubicada en el municipio de Masatepe, con 482 esporas por 50 g de suelo; mientras que la menor abundancia, así como la ausencia de viabilidad, se observó en la finca “Los Marciales”, del departamento de Matagalpa, con un total de 109 esporas por 50 g de suelo. A partir de estos resultados, se realizó un análisis estadístico con el fin de determinar la existencia de diferencias significativas entre los sembradíos de frijol de las regiones Pacífico y Norte, permitiendo una comparación entre ambas zonas.

En la tabla 13, se presenta un resumen de los resultados obtenidos en las diferentes pruebas estadísticas aplicadas para analizar la abundancia de esporas de HMA en las distintas fincas evaluadas. Cada prueba fue seleccionada en función de la naturaleza de los datos y del tamaño de muestra disponible, cumpliendo con los supuestos estadísticos requeridos para garantizar la validez de los resultados, y permitiendo comparar objetivamente las diferencias y patrones observados entre fincas y regiones.

Tabla 13

Resumen de resultados obtenidos en las diferentes pruebas estadísticas aplicadas para el análisis de abundancia de HMA

Prueba estadística	Variable evaluada	Región	Finca	Valor estadístico	p-Value	Interpretación principal
Shapiro-Wilk	Abundancia de HMA	Pacífico	Los Llanos	-	0.823	Distribución normal
Shapiro-Wilk	Abundancia de HMA		San José	-	0.982	Distribución normal
Shapiro-Wilk	Abundancia de HMA	Norte	San Antonio	-	0.157	Distribución normal
Shapiro-Wilk	Abundancia de HMA		Los Marciales	-	0.454	Distribución normal
Kruskal-Wallis	Abundancia de HMA (Todas las fincas)	-	-	$\chi^2=9.513$; $gl=3$	0.0232	Diferencias significativas entre al menos dos fincas
Post hoc de Dunn (Bonferroni)	Abundancia de HMA (Entre fincas)	Pacífico vs. Norte	San José vs. San Antonio		≈ 0.05	Diferencias localizadas entre finca "San José y San Antonio"

Fuente: *Elaboración propia*.

En el análisis de los datos obtenidos, se observó que los valores de p-value obtenidos a través de la prueba de normalidad de Shapiro-Wilk fueron superiores a 0.05, lo que sugiere que la distribución de la cantidad de esporas vivas por finca y por región tiende a ser normal. No obstante, considerando el tamaño reducido de la muestra, se optó por aplicar pruebas no paramétricas en las comparaciones, con el objetivo de minimizar el riesgo de cometer falsos positivos y así asegurar la robustez de los resultados estadísticos (Ghasemi y Zahediasl, 2011).

El análisis estadístico aplicado a la cantidad de esporas de HMA por fincas mostró, mediante la prueba de normalidad Shapiro-Wilk, que los datos no se apartan de la normalidad. Varios estudios recientes confirman que la cantidad de esporas y otras variables microbiológicas del suelo suelen ajustarse a una distribución normal, lo que valida el empleo de pruebas de normalidad como Shapiro-Wilk en este tipo de datos; Flores y Beiza (2022) realizaron la prueba de Shapiro-Wilk sobre el número de esporas de HMA obtenidas por muestra y reportaron que los datos no se apartaron de la normalidad, utilizando esta prueba para comprobar los supuestos antes de aplicar ANOVA y otros análisis de comparación, Por otra

parte, Baleón-Sepúlveda et al., (2022), confirmaron la normalidad de sus datos de esporas de HMA con la prueba de Shapiro-Wilk en estudios de diversidad y abundancia en diferentes tipos de suelo, permitiendo así la aplicación de métodos paramétricos o no paramétricos según el resultado.

Para evaluar las diferencias entre la cantidad de esporas vivas en distintas fincas, se empleó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis. El resultado arrojó un p-value menor a 0.05, indicando diferencias estadísticamente significativas en al menos una de las fincas evaluadas.

El análisis estadístico y geográfico de la cantidad de esporas vivas de HMA por región en el Norte y Pacífico de Nicaragua revela importantes consideraciones tanto en la interpretación de los datos como en su contexto territorial.

Para la variable cantidad de esporas vivas, la normalidad fue confirmada tanto para la región Norte ($p = 0.312$) como para la región Pacífico ($p = 0.615$), aunque se empleó un enfoque no paramétrico (prueba de Wilcoxon) debido al tamaño reducido de la muestra. Los resultados de Wilcoxon ($p = 0.2161$) indican que no existen diferencias estadísticas significativas en la cantidad de esporas vivas entre ambas regiones.

A nivel estadístico, no se observaron diferencias significativas entre la región Norte y la región Pacífico ($p = 0.2161$, prueba de Wilcoxon), lo que respalda la homogeneidad regional en la presencia de esporas vivas, pese a que sí existen particularidades ambientales y de uso agrícola entre ambas zonas. En investigaciones realizadas en la región Norte en viveros de café en Jinotega realizada por Soza Espinoza y Jiménez Alvarado (2018), variables como la abundancia de HMA responden más a factores de manejo agronómico y condiciones climáticas tales como la humedad, las precipitaciones y temperatura que a diferencias estrictamente geográficas.

Esto se confirma en el estudio realizado por Mayorga Darce y Martínez Thomas, (2019), donde la presencia y efectividad de micorrizas nativas e introducidas varían por fertilización, tipo de cultivo, manejo orgánico y condiciones climáticas más que por la ubicación. Desde el punto de vista estadístico, geográfico y funcional, las diferencias territoriales entre Norte y Pacífico no implican necesariamente una variabilidad significativa en la cantidad de esporas vivas de micorrizas.

Esto sugiere que, en general, las regiones presentan valores similares, posiblemente debido a condiciones edáficas o de manejo agrícola comparables. Desde el punto de vista estadístico, estas condiciones similares entre regiones explican la falta de diferencias significativas en la cantidad de esporas vivas halladas entre el Norte y el Pacífico, según el resultado de la prueba de Wilcoxon. La homogeneidad de las condiciones ambientales asociada a la época de muestreo (MAG, 2024; IINETER, 2024; INTA, 2024) nivela las variaciones que podrían esperarse por la ubicación geográfica, reforzando la interpretación de la

estabilidad funcional de la comunidad micorrízica en ambos contextos agroecológicos.

En contraste con la investigación pionera sobre HMA en Nicaragua realizada por Espinales y Moreno (1998), quienes en la primera fase de su estudio experimental reportaron una densidad de 9 a 12 esporas por gramo de suelo, lo que equivale a una abundancia de 467 a 603 esporas por 50 gramos de suelo en muestras provenientes de la meseta central del kilómetro 12 de la carretera Masaya-Granada. Estos hallazgos constituyen un referente clave para la región del Pacífico y proporcionan una base comparativa con la presente investigación, en la cual se encontró una alta abundancia de esporas en las regiones Pacífico de Nicaragua. La concordancia entre ambos estudios sugiere que las condiciones edáficas y climáticas de esta zona favorecen la proliferación de HMA.

Diversos estudios han resaltado el impacto que tienen las condiciones climáticas sobre la abundancia de esporas de HMA en suelos tropicales, Robles-González et al., (2023) reportaron una densidad máxima de aproximadamente 99 esporas por 50 gramos de suelo, alrededor de 850 por 50 g en un cafetal bajo un clima cálido subhúmedo, con régimen de lluvias en verano y temperaturas medias anuales entre 25–27 °C; estos valores se agruparon en el periodo de mayor humedad del suelo, factor decisivo para la proliferación de esporas en este sistema agrícola. De forma semejante, Chim (2019) obtuvo hasta 81 esporas por 50 gramos de suelo en distintos puntos de la duna costera yucateca, zona caracterizada por marcadas oscilaciones en humedad edáfica entre estaciones seca y lluviosa.

A partir de los datos, en las fincas “Los Llanos” y “San José” se obtuvieron valores significativamente altos de esporas viables de HMA en 50 g de suelo, acompañados de un bajo porcentaje de esporas no viables, en comparación con las fincas ubicadas en Matagalpa. Los productores de ambas zonas indicaron que el manejo previo y posterior a la cosecha, así como la aplicación de tratamientos químicos durante la época de primera, difieren en intensidad y frecuencia entre regiones.

En ambos sitios, siete días después del pretratamiento del suelo, se aplica glifosato (comúnmente llamado “llanero”) para el control de malezas. En Masatepe, se utilizan de 2 a 3 litros del herbicida a una concentración de 35.6 SL en 200 litros de agua (100 mL/L), mientras que en Matagalpa se emplean aproximadamente 5 litros por manzana con la misma concentración. La finca “Los Marciales” registra además cerca de 20 años de uso agrícola continuo para el cultivo de frijol.

De acuerdo con lo reportado por Jansa et al., (2006) las prácticas de acondicionamiento del terreno previo a la siembra —que comprenden labranza, rastrillado y aplicación de herbicidas— alteran la estructura física del suelo y las redes hifales preexistentes, reduciendo la capacidad del sistema radical para establecer asociaciones micorrízicas efectivas. Este efecto ha sido confirmado en

múltiples estudios que evidencian una menor densidad de propágulos, esporas e hifas en suelos sujetos a perturbación mecánica.

Este efecto ha sido ampliamente documentado, Jr y Millner, (1999) demostraron que la labranza disminuye significativamente la diversidad y densidad de esporas de HMA, ya que la fragmentación del micelio y la redistribución de los propágulos en el perfil edáfico limitan la colonización y afectan la persistencia de especies sensibles a la perturbación, por otra parte, Kabir, (2005) concluyó que la labranza convencional reduce la riqueza de especies, la sobrevivencia y la infectividad de los HMA, debido a que muchas especies son abundantes en la capa superficial del suelo, la cual al ser perturbada diluye los propágulos y reduce la tasa de infección radicular. Además, destaca que la labranza afecta especialmente a las hifas extramicorrízicas, que representan la principal fuente de inóculo en sistemas con mínima perturbación.

La relación entre la biomasa fúngica y bacteriana tiende a ser mayor en suelos bajo sistemas de no labranza en comparación con aquellos sometidos a labranza convencional (Spedding et al., 2004). Este incremento en la biomasa fúngica podría estar asociado con el desarrollo más pronunciado de HMA en ausencia de perturbaciones mecánicas del suelo, como se ha evidenciado a través del análisis de perfiles de ácidos grasos en suelos con diferentes manejos de labranza (Drijber et al., 2000).

En estudios más recientes como el de Thomopoulos et al., (2025) y Zinati et al., (2025) confirman que la labranza de conservación favorece la abundancia y actividad de los HMA, mientras que la labranza intensiva reduce su presencia y afecta negativamente la dinámica microbiana en el suelo, confirmando la relación entre prácticas de baja perturbación y mayor funcionalidad micorrízica, además muestran que sistemas con labranza frecuente incrementan la erosión y disminuyen la salud del suelo, incluidos los parámetros relacionados con la biomasa y diversidad de HMA, consolidando que la perturbación mecánica impacta negativamente la formación de asociaciones simbióticas.

El glifosato (N-(fosfonometil) glicina), el herbicida más utilizado a nivel mundial (se utiliza a menudo para controlar las malezas antes y después de la restauración ecológica). Zaller et al., (2014) Estudiaron los efectos de distintos herbicidas y determinaron que el glifosato redujo significativamente la micorrización radicular, la biomasa de esporas de HMA en el suelo, las vesículas y los propágulos; por otra parte, González Ortega et al., (2022) realizaron un estudio en donde se analiza el efecto del glifosato y como este ejerce múltiples efectos sobre los HMA, como la inhibición de la actividad micorrízica, lo cual se refleja en la nutrición vegetal e incluso en la rizósfera. Se informan resultados contrastantes sobre el efecto del glifosato en especies de lombrices de tierra y, en el contexto del principio precautorio, puede aseverarse que es tóxico para estos anélidos, afectando su actividad esencial promotora de la calidad del suelo y el desarrollo vegetal.

Helander et al. (2018) evaluaron la interacción entre los HMA y el glifosato, determinando que la aplicación de este herbicida redujo significativamente la colonización micorrízica total en un 23 % en *Festuca pratensis* y un 25 % en *Elymus repens*. Además, se observó una disminución en la formación de arbuscúlos, con una reducción del 44 % en *F. pratensis* y del 27 % en *E. repens*. Estos hallazgos respaldan la evidencia de que la aplicación intensiva de glifosato afecta negativamente la propagación y viabilidad de los propágulos de HMA en el suelo; asimismo, Ahmed et al., (2025) demostró que la intensificación agrícola (uso excesivo de fertilizantes y labranza intensiva) degrada el suelo, reduce los HMA y limita la provisión de servicios ecosistémicos claves relacionados con suelos productivos y sostenibles.

En este contexto, los resultados obtenidos en las fincas de Masatepe, donde se registró una mayor cantidad de esporas viables de HMA, se relacionan estrechamente con el manejo agronómico del suelo y una baja frecuencia de aplicación de glifosato (N-(fosfonometil) glicina) (Druille, 2014). Durante la temporada posttrera, la ausencia de prácticas intensivas de curación del suelo y el empleo de glifosato para el control de vegetación inciden en la dinámica simbiótica: la reducción de raíces hospedadoras limita la colonización activa y promueve la acumulación de esporas, pues los propágulos micorrízicos tienden a incrementarse bajo condiciones de estrés y en ausencia de hospederos, como mecanismo de sobrevivencia.(González y Fuentes, 2022).

Al aplicar la prueba post hoc de Dunn con corrección de Bonferroni, se identificó que la diferencia significativa se encuentra entre las fincas San José y San Antonio, siendo la cantidad de esporas vivas registrada significativamente menor en San José (482 esporas / 50 g suelo) en comparación con San Antonio (416 esporas / 50 g suelo), mientras que las otras comparaciones no mostraron diferencias estadísticamente relevantes bajo el umbral de significancia ajustado.(Zhu et al., 2023).

De los datos anteriormente mostrados, se evidencia estadísticamente que existen diferencias significativas en la distribución de esporas vivas entre algunas fincas, pero no se observan diferencias relevantes cuando se comparan las regiones en su conjunto (Bertolini et al., 2018).

6.3. Diversidad de HMA nativos asociados al cultivo de frijol

6.3.1. Estimación de la colonización Micorrízica en raíces de las fincas de las regiones pacífico y Norte de Nicaragua

Debido a que la mayor abundancia de esporas se registró en la finca San José del municipio de Masatepe, se escogió esta finca para realizar la cuantificación de la colonización micorrízica inicial para conocer la viabilidad de las esporas en las raíces. Se observaron estructuras características de la colonización de los HMA (Figura 25).

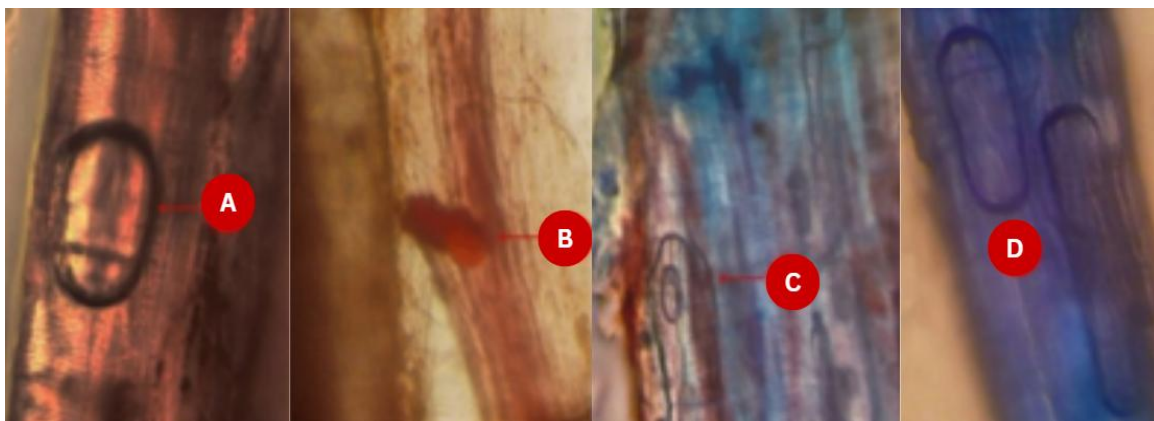


Figura 25. Colonización micorrízica vista en 40x y 100x en el sembradío de frijol de la finca “San José” ubicada en el municipio de Masatepe, región pacífica. 25A. Vesícula intracelular. 25B. Esporas intraradicales y formación arbuscular. 25C. Ovillos de las hifas. 25D. Vesículas alargadas. Fuente: *Elaboración propia*.

Asimismo, se procedió a realizar la evaluación de colonización micorrízica en la finca “Los Marciales”, debido a la baja densidad de esporas registrada durante la cuantificación de abundancia (Figura 26). Esta condición puede estar relacionada con el historial de prácticas agrícolas intensivas en la zona, ya que se identificó como la finca con mayor antecedente de labranza continua, estimado en aproximadamente 20 años, lo cual podría haber afectado negativamente la diversidad y presencia de HMA en el suelo.

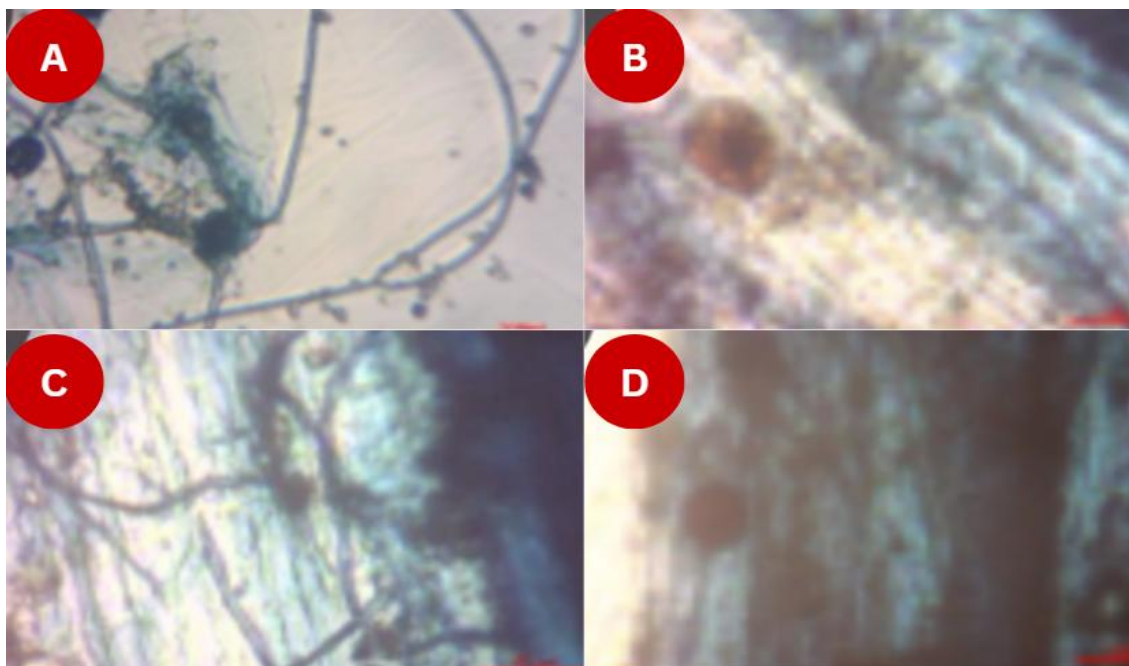


Figura 26. Colonización micorrízica vista en 40x y 100x en el sembradío de frijol de la finca “Los Marciales” ubicada en el departamento de Matagalpa, región Norte. 26A. Hifas extraradicales. 26B. Esporas intraradicales. 25C. Hifas intraradicales. 26D. Arbúsculos E. Espora. Fuente: *Elaboración propia*.

El porcentaje de colonización micorrízica en las fincas “San José” y “Los Marciales” fue de 39% y 35% aproximadamente 39%, esto puede deberse al efecto del mismo glifosato pues según lo expresado por González et al., (2022) altera la capacidad de colonización de los HMA y desregula la expresión de genes implicados en procesos como el metabolismo de los aminoácidos o vías relacionadas con detoxificación.

6.4. Caracterización morfológica y morfométrica de las esporas aisladas de HMA nativos de las regiones Pacífico y Norte de Nicaragua

La caracterización morfológica de los HMA aislados en las fincas de las regiones del Pacífico (Masatepe) y del Norte (Matagalpa) permitió identificar una amplia diversidad estructural en las esporas recuperadas, reflejada en un total de 41 morfotipos con rasgos diagnósticos distintivos. En el Anexo 11, se muestran los principales atributos morfológicos observados, incluyendo forma, color, tipo de pared, ornamentación, conexión hifal, reacción al reactivo de Melzer y género tentativo, con base en las claves taxonómicas propuestas por (INVAM, 2024). La descripción detallada de cada morfotipo permitió agrupar las esporas dentro de los géneros *Glomus*, *Acaulospora*, *Diversispora*, *Claroideoglomus*, *Gigaspora*, *Scutellospora*, *Ambispora* y *Paraglomus*, todos pertenecientes a las principales familias de Glomeromycota (Moncada et al., 2024). Las diferencias en el grosor y número de capas de pared, así como en la forma de la hifa subtendente y la respuesta a Melzer, constituyeron los criterios determinantes para su asignación taxonómica.

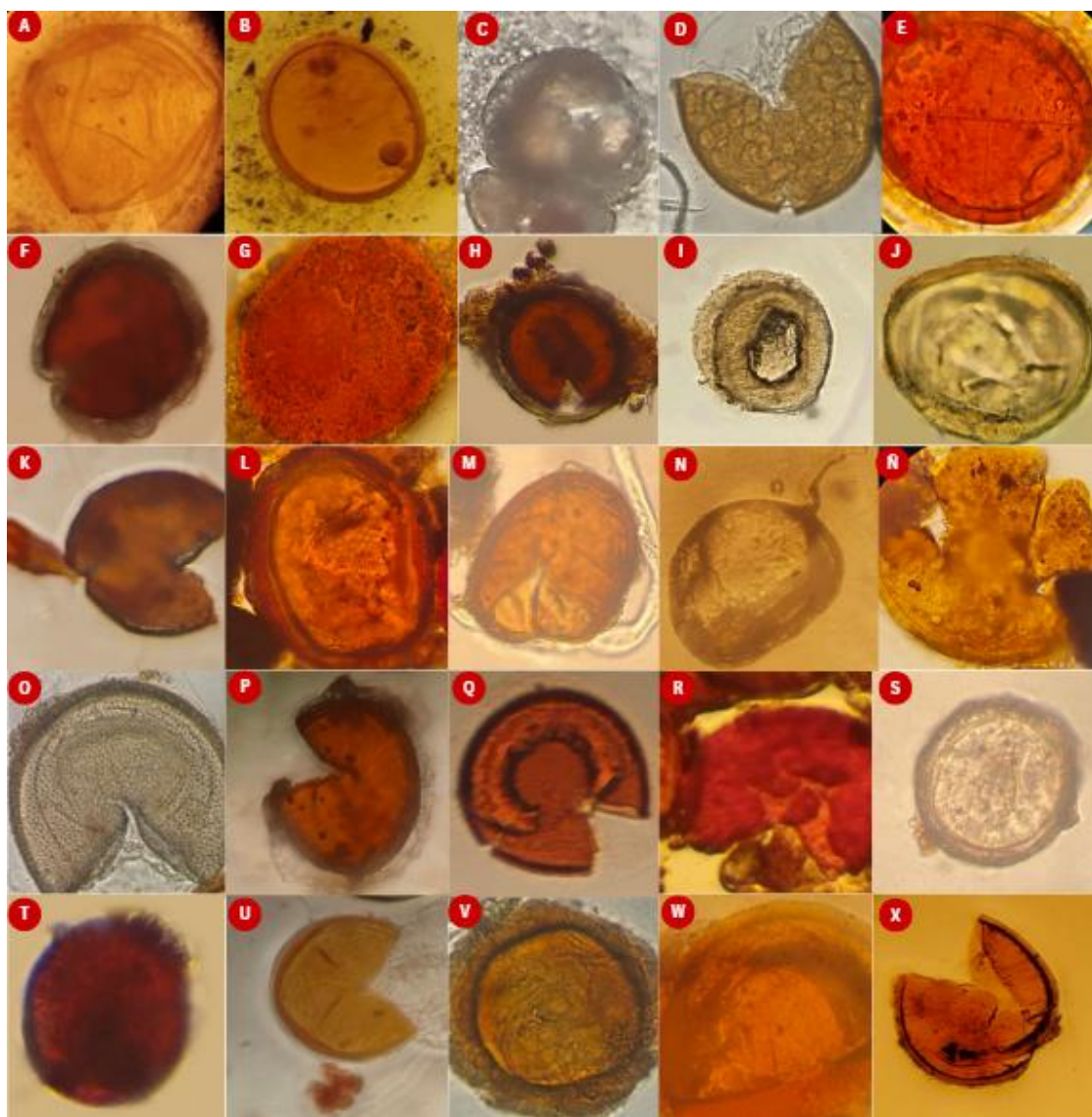


Figura 27. Morfotipos de HMA. 27A.Diversispora. 27B.Glomus. 27C. Glomus. 27D.Acaulospora. 27E.Glomus. 27F.Glomus. 27G.Glomus. 27H.Glomus. 27I.Glomus. 27J.Glomus. 27K. Acaulospora. 27L.Acaulospora. 27M. Acaulospora. 27N. Claroideoglomus. 27Ñ.Diversispora. 27O.Acaulospora. 27P.Acaulospora. 27Q. Gigaspora. 27R.Gigaspora. 27S.Glomus. 27T.Glomus. 27U.Glomus. 27V.Glomus. 27W.Glomus. 27X.Glomus. Fuente: *Elaboración propia*.

El análisis comparativo de la abundancia de morfotipos de HMA entre regiones revela patrones de distribución que reflejan la heterogeneidad ambiental y edáfica de los sitios muestreados (Moncada et al., 2024). En total se identificaron 41 morfotipos, distribuidos en siete géneros principales, con una predominancia clara del género *Glomus* (≈ 22 morfotipos), seguido por *Acaulospora* (≈ 14) y, en menor proporción, *Diversispora*, *Scutellospora*, *Gigaspora*, *Ambispora*, *Claroideoglomus* y *Paraglomus*. Al comparar entre regiones, Masatepe mostró mayor riqueza total de morfotipos (38) frente a 30 en Matagalpa, lo que sugiere una mayor diversidad

de propágulos en la franja Pacífica, posiblemente favorecida por suelos con mayor contenido de materia orgánica, pH neutro y mayor actividad agrícola.

Dentro de esta tendencia, *Glomus* presentó su mayor representación en Masatepe, tanto en número absoluto (21 morfotipos) como en proporción ($\approx 55\%$), mientras que *Acaulospora* alcanzó una presencia ligeramente más elevada en términos relativos en Matagalpa (36.7% de los morfotipos registrados), aunque con mayor número total en Masatepe (13 vs. 11).

A nivel nacional, esto constituye un referente en cuanto al registro de géneros y especies de HMA puesto que no ha habido estudios en donde se hayan reportado la diversidad demostrada en este estudio. Escalon et al., (2022) en su estudio registró un 99% de predominancia del género *Glomus*.

El contraste entre regiones puede explicarse por la ecología funcional diferenciada de ambas familias: las *Glomeraceae* (principalmente *Glomus*) tienden a dominar en suelos más disturbados o de uso agrícola intensivo, donde muestran una alta capacidad de colonización y tolerancia a variaciones de pH y disponibilidad de fósforo (Robles-González et al., 2023); mientras que las *Acaulosporaceae* (*Acaulospora*, *Ambispora*) exhiben mayor sensibilidad a las condiciones edáficas y suelen asociarse con sustratos menos intervenidos o con menor fertilidad disponible, rasgo que concuerda con las condiciones más ácidas y menos fértiles observadas en los suelos de Matagalpa. Estos resultados confirman un gradiente ecológico en la composición de comunidades micorrízicas, donde las *Glomeraceae* prevalecen en ambientes agrícolas del Pacífico, y las *Acaulosporaceae* mantienen una representación estable, aunque menos abundante, en la zona norte montañosa, evidenciando la influencia combinada de factores edáficos, climáticos y de manejo sobre la estructura de las comunidades HMA.

6.5. Propagación del consorcio nativo de HMA

6.5.1. Establecimiento de cultivos hospederos

El establecimiento de las plantas hospederas presentó diversas dificultades, debido a las condiciones climatológicas como las altas temperaturas y la poca humedad, además de la posición del invernadero y las variedades de cultivo seleccionadas; que exigían un riego constante, fertilización, control de plagas que, en ausencia de esto, las plantas morían aproximadamente a los 3 días. Se realizaron diversos intentos de establecer los cultivos hasta que se logró la supervivencia y crecimiento de las plantas; identificados los períodos de riego, fertilización, posición óptima del invernadero, metodología de preparación del sustrato se procedió a establecer los cultivos hospederos individuales de las dos especies (Frijol y Maíz) en las macetas con ambos sustratos (Suelo-Arena y Suelo-Arena-Biogreen) (Figura 28).



Figura 28. Desarrollo de las plantas hospederas (*Phaseolus vulgaris* L. y *Zea Mays*) en el invernadero. Fuente: *Elaboración propia*.

El desarrollo de las plantas, si bien presentó ciertas complicaciones como la presencia de plagas, se logró dar con éxito bajo las condiciones especificadas anteriormente, enfrentándose a las variaciones climáticas tales como lluvias irregulares, alzas en la temperatura y cambios bruscos entre temperaturas altas y medias que presentaba la zona por el período en el que transcurrió el experimento (diciembre 2024-abril 2025).

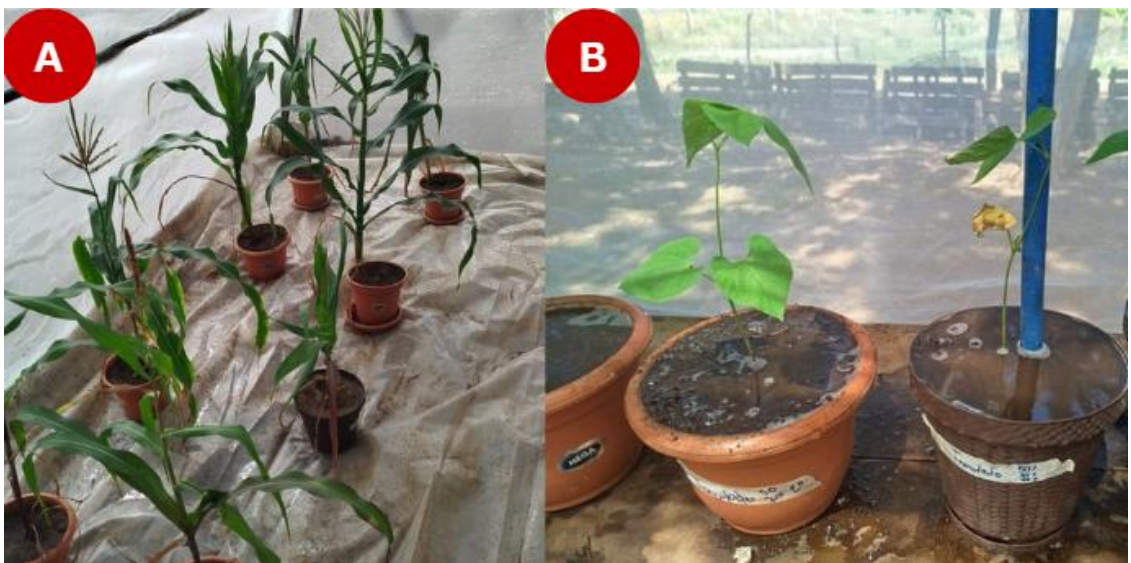


Figura 29. Crecimiento de las plantas hospederas, A. *Phaseolus vulgaris* L., B. *Zea Mays* en el invernadero. Fuente: *Elaboración propia*.



Figura 30. Corte de las plantas hospederas para su posterior estrés hídrico, A. *Phaseolus vulgaris* L., B. *Zea Mays* en el invernadero. Fuente: *Elaboración propia*.

Al momento de realizar el desplante, se observó diferencias físicas entre las raíces del frijol y el maíz, siendo más abundante el grado de enraizamiento del maíz, por otra parte, las raíces del frijol se notaban en menor cantidad y mucho más débiles al momento de la extracción de las muestras, comportamiento similar reportado por Chim, (2019) quien usó estas mismas plantas como hospedantes en condiciones de invernadero durante cuatro meses aproximadamente (Figura 31).



Figura 31. Diferencia entre el enraizamiento de las plantas A. *Zea Mays*, B. *Phaseolus vulgaris* L. en el invernadero. Fuente: *Elaboración propia*.

En la Tabla 14 se presentan los resultados del ensayo en invernadero correspondiente a la producción HMA, utilizando como plantas hospederas al maíz (*Zea mays*, variedad NB6) y al frijol (*Phaseolus vulgaris* L., variedad INTA Rojo sequía), se detallan el número de esporas por cada 50 g de suelo y el porcentaje de colonización radicular cuantificado en cada tratamiento.

Tabla 14

Número de esporas y % de colonización de los tratamientos para la producción de HMA

Tratamiento	Planta	Sustrato	Esporas / 50 g suelo	% de colonización
1	Maíz	50-30-20	560	73%
2	Maíz	50-30-20	780	91%
3	Maíz	50-30-20	795	83%
4	Maíz	50-30-20	645	87%
5	Maíz	50-30-20	615	90%
6	Maíz	50-50	623	54%
7	Maíz	50-50	301	43%
8	Maíz	50-50	210	49%
9	Maíz	50-50	120	31%
10	Maíz	50-50	240	29%
Blanco	Maíz	50-30-20	98	51%
Blanco	Maíz	50-50	75	38%
11	Frijol	50-30-20	550	43%
12	Frijol	50-30-20	830	73%
13	Frijol	50-30-20	640	40%
14	Frijol	50-30-20	495	64%
15	Frijol	50-30-20	1360	85%
16	Frijol	50-50	1817	78%
17	Frijol	50-50	2090	86%
18	Frijol	50-50	965	70%

19	Frijol	50-50	1585	82%
20	Frijol	50-50	911	80%
Blanco	Frijol	50-30-20	48	38%
Blanco	Frijol	50-50	96	39%

Fuente: *Elaboración propia.*

Los resultados muestran diferencias marcadas entre las especies hospederas y los tipos de sustrato evaluados. En general, los tratamientos con frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) presentaron mayores valores de esporas con un máximo de 2090 en 50 g de suelo y altos porcentajes de colonización (70–86%), especialmente en el sustrato constituido por suelo-arena. Por el contrario, los tratamientos con maíz (*Zea Mays*) mostraron menor densidad de esporas (120–795/50 g de suelo), aunque con niveles de colonización moderados a altos (29–91%), particularmente en el sustrato con Biogreen (50–30–20).

El análisis estadístico de la propagación de las esporas de HMA en condiciones de invernadero mostró que tanto frijol como maíz permiten la propagación de esporas y colonización de HMA, pero con diferencias significativas en eficiencia según la combinación hospedero-sustrato.

6.6. Abundancia de esporas de HMA propagadas y colonización micorrízica

Con el propósito de determinar el efecto de la planta hospedera y del tipo de sustrato sobre la propagación de HMA, se aplicaron pruebas estadísticas no paramétricas dada la naturaleza y distribución de los datos (Dinno, 2015). Siendo las variables dependientes el número total de esporas y porcentaje de colonización.

El análisis se orientó a determinar el efecto de la planta hospedera (frijol vs. maíz) y del sustrato (50-50 vs. 50-30-20) sobre dos variables respuesta: número total de esporas (por 50 g de suelo) y porcentaje de colonización micorrízica. Dado el tamaño muestral por celda y la posible asimetría (sugerida por los boxplots), se priorizó un enfoque no paramétrico: Kruskal–Wallis (univariado) con post-hoc de Dunn para comparaciones pareadas y PERMANOVA (multivariado) para evaluar el efecto conjunto (esporas + colonización) y la interacción planta-sustrato. Esta estrategia es apropiada cuando la normalidad/varianza homogénea no puede asumirse con seguridad y cuando interesa evaluar efectos multivariados sin requerir normalidad multivariada. (Anderson, 2001)

La Tabla 15 presenta los estadísticos descriptivos correspondientes al número total de esporas de HMA obtenidas por planta hospedera y por combinación de

sustrato, permitiendo evaluar la variabilidad y tendencia central de los resultados obtenidos en el ensayo (Anderson, 2001). El análisis incluye los valores de media, mínimo, máximo y desviación estándar (SD) para cada grupo experimental (Ghasemi y Zahediasl, 2011), donde la interpretación de la media refleja el rendimiento promedio de esporas por tratamiento, mientras que la desviación estándar evidencia la dispersión o uniformidad de la producción, factores que son claves para determinar la estabilidad del sistema simbiótico y la reproducibilidad del inóculo.

Tabla 15

Estadísticos descriptivos de número total de esporas

Planta hospedera	Combinación de sustrato	Media (Esporas)	Min (Esporas)	Max (Esporas)	SD (Esporas)
Maíz	50-30-20	679	560	795	103.77
Maíz	50-50	298.8	120	623	192.63
Frijol	50-30-20	775	495	1360	350.89
Frijol	50-50	1473.6	911	2090	520.93

Fuente: *Elaboración propia*.

Las Figuras 32 y 33 presentan diagramas de caja (boxplot) que muestran la dispersión y valores extremos del número de esporas en cada tratamiento. Además, el boxplot de colonización resume la variabilidad y consistencia entre los grupos evaluados, al mostrar la mediana, el rango intercuartílico y los posibles valores atípicos, facilitando la comparación del comportamiento micorrízico (GraphPad, 2025).

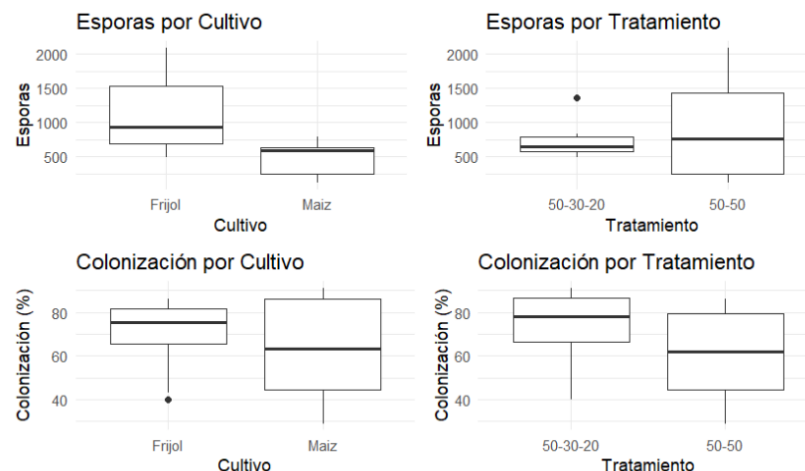


Figura 32. Boxplot del número total de esporas y porcentaje de colonización individual. Fuente: *Elaboración propia*.

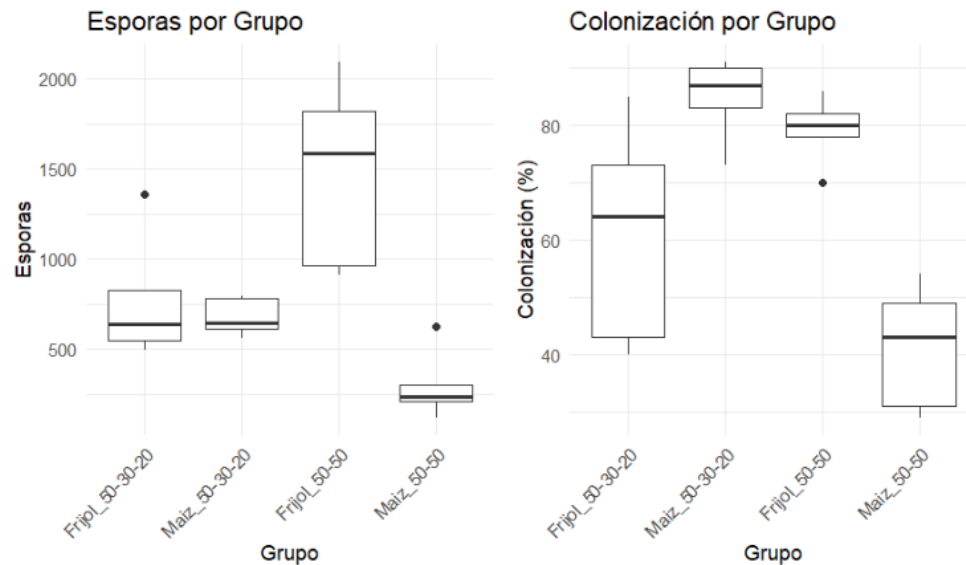


Figura 33. Boxplot del número total de esporas y porcentaje de colonización por grupo. Fuente: *Elaboración propia*.

El análisis de los estadísticos descriptivos evidencia diferencias notables en la producción de esporas entre las plantas hospederas y los tipos de sustrato evaluados. En términos generales, el frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) mostró una mayor capacidad de multiplicación micorrízica, alcanzando medias de 775 esporas/50 g en el sustrato 50-30-20 y 1473.6 esporas/50 g en el 50-50, este último con el valor máximo de 2090 esporas, lo que representa la producción más alta del experimento. En contraste, el maíz (*Zea mays*.) presentó medias inferiores, con 679 esporas/50 g en el sustrato 50-30-20 y 298.8 esporas/50 g en el 50-50, evidenciando una menor eficiencia simbiótica bajo las mismas condiciones de manejo.

Desde el punto de vista estadístico, la desviación estándar (SD) aporta información sobre la variabilidad interna de cada grupo (Dinno, 2015). El frijol mostró una dispersión mayor (SD = 350.89–520.93), lo que indica una respuesta más heterogénea entre las repeticiones; en cambio, el maíz presentó menor dispersión (SD = 103.77–192.63), lo que sugiere una respuesta más uniforme, pero con rendimientos más bajos.

En la Tabla 16, se resumen los descriptivos del porcentaje de colonización por combinación planta-sustrato.

Tabla 16
Estadísticos descriptivos del % de colonización

Planta hospedera	Combinación de sustrato	Media (Colonización)	Min (Colonización)	Max (Colonización)	SD (Colonización)
Maíz	50-30-20	84.8	73	91	7.29
Maíz	50-50	41.2	29	54	10.96
Frijol	50-30-20	61	40	85	19.33
Frijol	50-50	79.2	70	86	5.93

Fuente: *Elaboración propia.*

El porcentaje de colonización fue particularmente alto y consistente en maíz 50-30-20 (media = 84.8%, rango 73–91%, SD = 7.29). En frijol 50-50 la colonización fue también elevada (media = 79.2%, 70–86%, SD = 5.93), mientras que maíz 50-50 mostró valores menores y más dispersos (media = 41.2%, 29–54%, SD = 10.96). Esto anticipa que el componente orgánico (50-30-20) puede favorecer colonización en maíz, aun cuando no necesariamente incrementa, por sí solo, la esporulación.

Estos resultados coinciden con observaciones de otros trabajos que demuestran que la incorporación de materia orgánica en el sustrato favorece la colonización de HMA en maíz sin garantizar un aumento proporcional en la esporulación. Por ejemplo, Cruz-Macías et al., (2020) encontraron que la adición de composta incrementó significativamente el porcentaje de colonización en maíz a valores superiores al 80%, mientras que el número de esporas variaba ampliamente y no presentaba una tendencia directa con la colonización, apoyando la hipótesis de que la materia orgánica promueve condiciones favorables, pero no determina por sí sola la esporulación.

Asimismo, Martínez-Gamiño et al., (2023) reportaron que la colonización en maíz fue más alta cuando el sustrato contenía al menos 30% de materia orgánica (media = 78.4%, SD = 6.1), en comparación con sustratos minerales puros, pero la densidad de esporas mostró alta dispersión, lo que coincide con tus observaciones sobre la relación no lineal entre colonización y esporulación

El tratamiento con frijol en el sustrato 50–50 presenta la mayor dispersión de los datos y concentra los valores máximos de esporulación; en contraste, el maíz de sustrato 50–30–20 muestra una distribución más homogénea.

Los tratamientos de maíz con sustrato enriquecido (50-30-20) destacan por su alto y estable porcentaje de colonización, en contraste con la mayor dispersión observada en frijol y sustratos menos ricos tal como sucede con lo reportado por Robles-González et al., (2023) en donde la adición de sustrato orgánico influencia

directamente el porcentaje de colonización alcanzando máximos en maíz con abono orgánico.

Se evaluó la normalidad de los datos para el número de esporas y porcentaje de colonización empleando la prueba de Shapiro-Wilk por grupo para revisar normalidad (Tabla 17). Aunque la normalidad no es requisito de las pruebas no paramétricas, el resultado orienta sobre la forma de la distribución. (Ghasemi y Zahediasl, 2011)

Tabla 17

Análisis de normalidad por Shapiro-Wilks

Planta hospedera	Combinación de sustrato	Variable	p-value	Normalidad
Maíz	50-30-20	Esporas	0.367652	Normal
Maiz	50-30-20	Colonización	0.29142	Normal
Maiz	50-50	Esporas	0.211575	Normal
Maiz	50-50	Colonización	0.490578	Normal
Frijol	50-30-20	Esporas	0.159924	Normal
Frijol	50-30-20	Colonización	0.554449	Normal
Frijol	50-50	Esporas	0.418523	Normal
Frijol	50-50	Colonización	0.777253	Normal

Fuente: *Elaboración propia.*

Los p-valores por grupo fueron > 0.05 en todos los casos (p.ej., maíz 50-30-20 esporas: 0.3677; maíz 50-50 colonización: 0.4906; frijol 50-50 colonización: 0.7773), lo cual no evidencia desviaciones severas respecto a normalidad; sin embargo, dado el n reducido y la asimetría observada en las esporas de frijol, se mantuvo el enfoque no paramétrico por prudencia y robustez (recomendación clásica con muestras pequeñas) (Ghasemi y Zahediasl, 2012).

Previo al análisis inferencial, se realizó la verificación de los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianzas para las variables dependientes: número total de esporas y porcentaje de colonización micorrízica. Los resultados del test de Shapiro-Wilk no mostraron desviaciones severas respecto a la normalidad ($p > 0.05$ en la mayoría de los grupos); sin embargo, dada la pequeña cantidad de réplicas por tratamiento y la asimetría observada en los boxplots — especialmente en el número de esporas del frijol —, se optó por aplicar pruebas no paramétricas, que no requieren el cumplimiento estricto de dichos supuestos.

Este enfoque resulta estadísticamente apropiado para experimentos con distribuciones potencialmente sesgadas o con tamaño muestral reducido, tal como recomienda Dinno, (2015)

Para corroborar visualmente la forma de las distribuciones, se inspeccionaron los Q–Q plots por combinación planta-sustrato para cada variable (Figuras 34A–34D). En conjunto, los patrones apoyan la decisión de emplear pruebas no paramétricas.

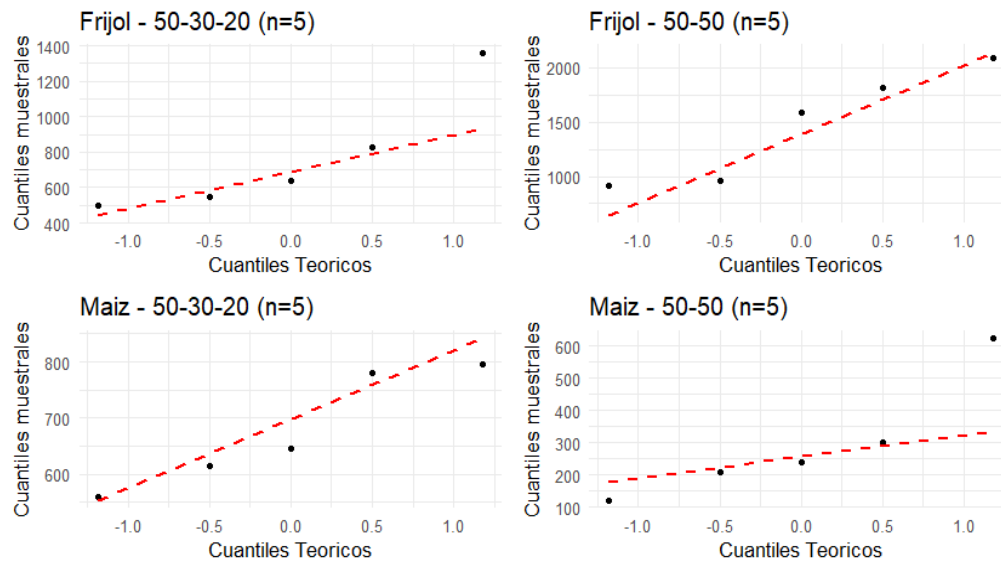


Figura 34 QQ-plots de cantidad de esporas por cultivo y porcentaje de colonización. Fuente: *Elaboración propia*.

Los Q–Q plots mostraron alineación general con la diagonal, con ligera curvatura en colas para esporas en frijol 50–50, sugiriendo asimetría y posibles valores altos; ello respalda el uso de Kruskal–Wallis y Dunn pese a p-valores > 0.05 en Shapiro–Wilk, contrastando las medianas entre niveles de cada factor para cada variable (Tabla 18).

Tabla 18

Prueba de Kruskal-Wallis para determinar las diferencias significativas entre factores

Comparación	Chi cuadrado	DF	p-value
Esporas-Planta hospedera	7	1	0.008151
Esporas-Combinación de sustrato	0.022857143	1	0.879829
Colonización-Planta hospedera	0.022891566	1	0.879739

Fuente: *Elaboración propia*.

A nivel factorial, la planta hospedera explica la variación en esporas; el sustrato, aislado, no muestra efecto global. Para colonización, ninguna fuente aislada resultó significativa, lo que sugiere que la interacción planta hospedera-sustrato puede ser estadísticamente clave.

La prueba de Kruskal-Wallis permitió determinar si existían diferencias significativas entre los niveles de los factores planta hospedera y tipo de sustrato. Los resultados evidenciaron un efecto significativo del tipo de planta hospedera sobre el número total de esporas ($\chi^2 = 7.00$; $p = 0.0081$), indicando que el frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) promovió una mayor producción de esporas en comparación con el maíz (*Zea mays* L.). En contraste, no se observaron diferencias significativas en la esporulación entre los tipos de sustrato evaluados ($p = 0.88$), lo cual sugiere que la variabilidad atribuible al componente fisicoquímico del medio de cultivo no fue determinante cuando se analiza de forma aislada.

Para contrastar las cuatro combinaciones planta - sustrato, se aplicó la prueba de Kruskal-Wallis de una vía por variable (Tabla 19). Los resultados evidencian diferencias globales significativas tanto en el número total de esporas (esporas - grupo: $\chi^2 = 13.6286$, $df = 3$, $p = 0.003457$) como en el porcentaje de colonización (Colonización - grupo: $\chi^2 = 12.5360$, $df = 3$, $p = 0.005755$). Dado que $p < 0.01$ en ambos casos, se concluye que al menos una de las combinaciones difiere del resto en cada variable, de comparaciones post-hoc para identificar qué pares de grupos explican estas diferencias y en qué dirección.

Tabla 19

Prueba de Kruskal-Wallis para determinar las diferencias significativas entre grupos (Planta hospederas + Combinación de sustratos)

Comparación	Chi-Cuadrado	DF	p_value
Esporas-Grupo	13.62857143	3	0.003457
Colonización-Grupo	12.53599398	3	0.005755

Fuente: *Elaboración propia*.

Tras detectar diferencias globales con Kruskal-Wallis, se aplicó la prueba de Dunn para comparar factores principales por separado: (i) planta hospedera (frijol vs. maíz) y (ii) combinación de sustrato (50-30-20 vs. 50-50). Se reportan el estadístico Z, el p.unadj y el p.adj (ajuste por comparaciones múltiples) (Tabla 19).

En esporas - planta hospedera, la comparación frijol vs. maíz fue significativa ($Z = 2.65$, $p_{\text{adj}} = 0.0082$), indicando mayor esporulación en frijol que en maíz. Para colonización ~ planta, la diferencia no fue significativa ($Z = 0.1513$, $p_{\text{adj}} = 0.8797$), por lo que no se evidencia un efecto principal de la planta sobre el porcentaje de colonización.

En esporas - sustrato, la comparación 50-30-20 vs. 50-50 no mostró diferencias ($Z = -0.151$, $p_{\text{adj}} = 0.8798$), y en colonización ~ sustrato se observó una señal positiva ($Z = 1.475$, $p_{\text{adj}} = 0.1402$) a favor de 50-30-20, aunque insuficiente para alcanzar significancia tras el ajuste. En conjunto, la planta hospedera emerge como el factor determinante para esporulación, mientras que ni planta ni sustrato, por sí solos, explican diferencias globales en colonización.

Tabla 20

Prueba de Dunn para determinar las diferencias entre factores

Esporas-Planta hospedera			
Comparación	Z	p.unadj	p.adj
Frijol - Maíz	2.65	0.0082	0.0082
Colonización-Planta hospedera			
Comparación	Z	p.unadj	p.adj
Frijol - Maíz	0.1513	0.879739	0.879739
Esporas-Combinación de sustrato			
Comparación	Z	p.unadj	p.adj
50-30-20 - 50-50	-0.15119	0.879829	0.879829
Colonización-Combinación de sustratos			
Comparación	Z	p.unadj	p.adj
50-30-20 - 50-50	1.475171	0.140167	0.140167

Fuente: *Elaboración propia.*

Para identificar qué combinaciones específicas (planta × sustrato) explican las diferencias globales en número total de esporas, se aplicó Dunn a las cuatro combinaciones: Frijol_50-50, Frijol_50-30-20, Maíz_50-50 y Maíz_50-30-20. Se interpretan magnitud y dirección del efecto. (Tabla 21).

Tabla 21

Prueba de Dunn Esporas-Grupo

Comparación	Z	p.unadj	p.adj
Frijol_50-30-20 - Frijol_50-50	-1.92428	0.054319	0.325916
Frijol_50-30-20 - Maiz_50-30-20	0.053452	0.957372	1
Frijol_50-50 - Maiz_50-30-20	1.977733	0.047959	0.287753
Frijol_50-30-20 - Maiz_50-50	1.763924	0.077745	0.466468
Frijol_50-50 - Maiz_50-50	3.688205	0.000226	0.001355
Maiz_50-30-20 - Maiz_50-50	1.710472	0.087179	0.523072

Fuente: *Elaboración propia.*

La comparación Frijol_50-50 vs. Maíz_50-50 resultó significativa ($Z = 3.688$, $p\text{-adj} = 0.001355$), confirmando que Frijol_50-50 es la combinación con mayor esporulación del conjunto. El resto de los contrastes no retuvieron significancia tras el ajuste, aunque se observan tendencias coherentes con los descriptivos: (i) Frijol_50-50 > Maíz_50-30-20 ($Z = 1.978$, $p_{\text{unadj}} = 0.0479$, $p_{\text{adj}} = 0.2878$), (ii) Maíz_50-30-20 > Maíz_50-50 ($Z = 1.710$, $p_{\text{unadj}} = 0.0872$, $p_{\text{adj}} = 0.5231$), y (iii) Frijol_50-30-20 < Frijol_50-50 ($Z = -1.924$, $p_{\text{unadj}} = 0.0543$, $p_{\text{adj}} = 0.3259$). Estas señales apuntan a un ordenamiento donde Frijol (50-50) tiende a superar a las demás combinaciones en abundancia de esporas, seguido por Maíz (50-30-20) y Frijol (50-30-20), mientras que Maíz (50-50) presenta los valores más bajos. La única diferencia estadísticamente sólida, sin embargo, es Frijol_50-50 > Maíz (50-50).

Se aplicó Dunn a las mismas cuatro combinaciones para la variable “Porcentaje de colonización”, con el fin de ubicar pares responsables de las diferencias globales detectadas por Kruskal–Wallis en colonización (Tabla 22).

Tabla 22

Prueba de Dunn Colonización-Grupo

Comparación	Z	p.unadj	p.adj
Frijol_50-30-20 - Frijol_50-50	-1.23033	0.218575	1
Frijol_50-30-20 - Maiz_50-30-20	-2.16645	0.030277	0.181663
Frijol_50-50 - Maiz_50-30-20	-0.93612	0.349212	1

Frijol_50-30-20 - Maiz_50-50	1.150088	0.250107	1
Frijol_50-50 - Maiz_50-50	2.380416	0.017293	0.103759
Maiz_50-30-20 - Maiz_50-50	3.316534	0.000911	0.005468

Fuente: *Elaboración propia*.

El contraste Maíz (50-30-20) vs. Maíz (50-50) fue significativo ($Z = 3.317$, $p_{adj} = 0.005468$), evidenciando que la combinación 50-30-20 mejora significativamente la colonización en maíz respecto a 50-50. El par Frijol_50-50 vs. Maíz (50-50) mostró tendencia ($Z = 2.380$, $p_{unadj} = 0.0173$, $p_{adj} = 0.1038$), compatible con mayor colonización en Frijol (50-50), pero no significativa tras el ajuste.

La comparación Frijol (50-30-20) vs. Maíz (50-30-20) arrojó Z negativo ($Z = -2.166$, $p_{unadj} = 0.0303$, $p_{adj} = 0.1817$), sugiriendo menor colonización en frijol que en maíz bajo 50-30-20, aunque sin significancia ajustada. El resto de los pares no mostró diferencias. En síntesis, para colonización la combinación más sólida es Maíz_50-30-20, mientras que el resto de las comparaciones no supera el umbral de significancia tras corrección, corroborando que la interacción planta-sustrato y específicamente el componente orgánico en maíz es clave para estabilizar y elevar el porcentaje de colonización.

Para evaluar el efecto conjunto de las variables respuesta (esporas + colonización) y contrastar los factores principales (planta hospedera y combinación de sustrato), se aplicó una PERMANOVA basada en distancia euclídea (Tabla 23) (Anderson, 2001).

Tabla 23

PERMANOVA para determinar las diferencias significativas entre factores

Grados de Libertad	Suma de cuadrados	R2	F	Pr(>F)	Factor
1	0.462	0.291	7.38	0.003	Planta hospedera
18	1.127	0.709			Planta hospedera
19	1.589	1			Planta hospedera
1	0.163	0.103	2.061	0.124	Combinación de sustrato
18	1.426	0.897			Combinación de sustrato
19	1.589	1			Combinación de sustrato

Fuente: *Elaboración propia*.

Los resultados muestran un efecto significativo de la planta hospedera sobre la respuesta conjunta ($df = 1$; $F = 7.38$; $p = 0.003$; $R^2 = 0.291$), indicando que la planta explica ~29.1% de la variación multivariada entre tratamientos. En contraste, el sustrato no evidenció efecto como factor aislado ($df = 1$; $F = 2.061$; $p = 0.124$; $R^2 = 0.103$), es decir, las diferencias atribuibles solo al tipo de mezcla (50-50 vs. 50-30-20) no alcanzan significancia cuando se analizan sin la planta. En conjunto, la planta hospedera emerge como el determinante principal del patrón multivariado, coherente con que los HMA responden de forma marcada al hospedero.

Para explorar si la respuesta multivariada depende de la combinación específica, se corrió una PERMANOVA por grupos (las cuatro combinaciones). Este análisis permite cuantificar la interacción biológica entre hospedero y mezcla de sustrato sobre el perfil conjunto de esporas y colonización (Tabla 24) (Bakker, 2024).

Tabla 24

PERMANOVA para determinar las diferencias significativas entre grupos

Grados de libertad	Suma de Cuadrados	R ²	F	Pr(>F)	Factor
3	1.06	0.67	10.65	0.001	Planta hospedera- Combinación de sustrato
16	0.53	0.33			Planta hospedera- Combinación de sustrato
19	1.59	1			Planta hospedera- Combinación de sustrato

Fuente: *Elaboración propia*.

Se detectaron diferencias globales altamente significativas entre grupos ($df = 3$; $F = 10.65$; $p = 0.001$; $R^2 = 0.67$), lo que indica que la interacción planta-sustrato explica ~67% de la variación multivariada total. La respuesta de los HMA no se entiende solo por “planta” o “sustrato” de forma aislada, sino por su combinación específica. En términos prácticos, esto respalda que ciertas duplas (p. ej., maíz 50-30-20 para altas colonizaciones; frijol 50-50 para máxima esporulación, según los análisis univariados anteriores) optimicen métricas distintas de propagación. Esta lectura concuerda con lo planteado por Medeiros et al., (2023), Robles-González et al., (2023) y Chim, (2019) quienes evidencian que el hospedero utilizado para multiplicar el inóculo y el tanto el origen como la combinación de sustrato, así como la interacción planta-sustrato moldean la comunidad de los HMA y, con ello, el desempeño del inóculo, tanto así como la abundancia, riqueza, desarrollo y colonización.

6.7. Efectos del sustrato y planta hospedera sobre la propagación de HMA nativos

Las micorrizas se reconocen como simbiosis compatibles e íntimas entre las raíces de las plantas y algunos hongos del suelo. La condición micorrícica es el estado dominante en las plantas en su hábitat natural. Se han encontrado desde los polos hasta las selvas tropicales y desiertos. Se estima que más del 80% de las plantas terrestres presentan la simbiosis. (Posada et al., 2010). Algunos estudios han evaluado la respuesta de plantas hospederas a la inoculación con diferentes especies de HMA, a fin de identificar aquellas que favorecen la esporulación y desarrollan altos niveles de colonización de HMA en sus raíces (Esquivel-Quispe, 2020; Yao et. Al., 2010). Las plantas hospederas que han demostrado cualidades favorables de esporulación y colonización micorrízica han sido utilizadas como cultivos hospederos en estudios de biodiversidad y para la propagación de HMA nativos (Moreira et. Al., 2007; Ohel et al., 2009).

Con respecto a la selección de los cultivos hospederos, diversos autores han determinado ciertos criterios para una selección de un cultivo hospedero que garantice tanto una colonización micorrízica eficaz y alta esporulación. Posada et al., (2010) establece que este tipo de plantas posean como genotipo vegetal con alta susceptibilidad a la colonización por HMA, poseer un ciclo de vida corto, sistemas radicales altamente ramificados y superficiales, dependencia por HMA y alta tasa fotosintética. Yao et. al (2010) afirma que *Zea Mays*, es una planta que debido a su fisionomía y presenta altos índices de riqueza y diversidad de especies de HMA en el sustrato en el cual está cultivada.

Diversos estudios han evaluado frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) y maíz (*Zea Mays* L.) bajo condiciones semejantes de sustrato y hospedero, mostrando resultados consistentes con los hallazgos realizados en este estudio. A nivel nacional, hasta la fecha no se han reportado estudios en cuanto al uso de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) como plantas hospederas en la propagación de HMA, sin embargo, en estudios como el de Mayorga Darce y Martínez Thomas, (2019) en su estudio, evaluaron cepas nativas de HMA para su uso en fertilización orgánica en el cultivo del Maíz (*Zea Mays*) tiene una mejor respuesta empleando inoculación de micorriza y la incorporación del abono orgánico Bocachi y foliares como biofertilizantes.

Por otra parte, Escalon et al., (2022) estudiaron el efecto de los HMA sobre el desarrollo vegetativo de portainjertos de limón (*Citrus limon* L.) empleando un sustrato compuesto por 50% suelo, 30% Lombrhumus y 20% arena, obteniendo un máximo de 93% de colonización micorrízica en la primera parte de su experimento, reforzando la idea de que la implementación de un agente orgánico es propicio para alcanzar niveles altos de colonización micorrízica.

En el trabajo de Robles-González et al. (2023) empleó maíz y frijol como cultivos hospederos para propagación de HMA, usando suelo-arena y suelo-arena-abono orgánico. Ellos registraron que el maíz en sustrato enriquecido (25-25-50 de suelo,

arena de río y abono orgánico) alcanzó máximos de 134 ± 2.9 esporas por 50 g de suelo, mientras que la diversidad de HMA fue mayor en frijol con dicho abono, con nueve especies e índice de Shannon-Wiener de 2.03.

Vallejos-Torres et al., (2022) evaluaron la multiplicación masiva de HMA utilizando maíz como planta hospedera y sustratos enriquecidos en periodos extendidos de propagación. Los resultados mostraron que el maíz, en combinación con sustrato de tierra agrícola y arena (volumen 3:1) y tiempos prolongados (220 días), logró porcentajes muy altos de colonización fúngica en raíces, alcanzando hasta 80.55% con el efecto simple y 85.56% bajo condiciones óptimas, superando ampliamente a otros hospederos como arroz y leguminosas similares en suelos comparables.

Los resultados confirman la hipótesis alternativa (H1): la interacción específica planta-sustrato incrementa la colonización y propagación de HMA. Frijol destaca en producción de esporas, especialmente en mezcla suelo-arena, y en diversidad de especies propagadas. El maíz muestra ventajas claras en colonización, estabilizando los consorcios de HMA, especialmente cuando se utiliza sustrato enriquecido con biofertilizante Biogreen, fenómeno descrito y explicado por otros autores a partir de aportes de exudados y nutrientes.

VII. CONCLUSIONES

El aislamiento de esporas de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) a partir de suelos rizosféricos de cultivos de frijol permitió evidenciar diferencias regionales asociadas a las condiciones edáficas y de manejo agrícola. Se observó una correlación positiva fuerte entre el número de esporas y el pH del suelo ($p = 0.8$), lo que indica que la abundancia de HMA tiende a incrementarse en suelos menos ácidos. Los valores de pH oscilaron entre muy ácidos en la región norte y cercanos a la neutralidad en la zona del pacífico, condición que coincide con una mayor densidad de esporas en Masatepe respecto a Matagalpa. Asimismo, la mayor disponibilidad de agua en los suelos de Masatepe (46–48.5%) en comparación con Matagalpa (17.1–32.5%) refuerza la importancia de la humedad del suelo como factor clave en la esporulación y colonización micorrízica.

El análisis físico de los suelos evidenció que los francos arenosos de Masatepe, con densidades reales entre 1.81–1.85 g/cm³ y aparentes de 1.45–1.57 g/cm³, presentan una estructura suelta y aireada que favorece el crecimiento micelial y la proliferación de esporas. En contraste, los suelos franco-arcillosos de Matagalpa, con densidades superiores (2.18–2.36 g/cm³) y menor porosidad, tienden a limitar la colonización radicular por HMA. El contenido de materia orgánica también resultó determinante: valores superiores al 24% en Masatepe se asociaron con mayor abundancia de esporas, mientras que fincas como Los Marciales (8.5%) presentaron menor densidad, lo que respalda la relación positiva entre materia orgánica y proliferación de HMA.

A nivel estadístico, aunque se identificaron diferencias significativas en la distribución de esporas vivas entre fincas ($p < 0.05$), no se evidenciaron variaciones relevantes entre las regiones en conjunto, lo que sugiere que la abundancia de HMA responde principalmente a factores de manejo agronómico, contenido de materia orgánica, humedad y pH, más que a la ubicación geográfica.

La caracterización morfológica permitió identificar una diversidad estructural amplia, compuesta por 41 morfotipos distribuidos en ocho géneros pertenecientes al grupo *Glomeromycota*: *Glomus*, *Acaulospora*, *Diversispora*, *Claroideoglomus*, *Gigaspora*, *Scutellospora*, *Ambispora* y *Paraglomus*. El género *Glomus* presentó la mayor abundancia relativa, con predominio en Masatepe (≈55%), seguido de *Acaulospora* con una representación más alta en Matagalpa (≈36.7%). Estas diferencias reflejan adaptaciones funcionales, dado que las especies de *Glomus* (familia *Glomeraceae*) suelen dominar en suelos agrícolas y más neutros, mientras que las *Acaulosporaceae* se asocian a ambientes menos intervenidos y más ácidos, concordando con lo observado en los suelos del norte.

La variación en grosor de pared, ornamentación y reacción al reactivo de Melzer fueron rasgos diagnósticos clave para la identificación. Los resultados obtenidos se alinean con los registros globales de diversidad micorrízica en sistemas agrícolas tropicales, donde *Glomus* representa el género más ampliamente distribuido y con mayor plasticidad ecológica.

En relación con la propagación de los hongos micorrízicos arbusculares (HMA), los resultados obtenidos evidenciaron que el frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) presentó una sobresaliente capacidad de esporulación, alcanzando valores máximos de 2090 esporas por cada 50 g de suelo en la mezcla suelo–arena (50:50). En contraste, el maíz (*Zea mays* L.) registró los mayores porcentajes de colonización radicular, con valores de hasta 91%, demostrando una alta capacidad de establecimiento del consorcio micorrízico en sustratos enriquecidos con el biofertilizante Biogreen. Sin embargo, los tratamientos con frijol también alcanzaron altos niveles de colonización, con valores de hasta 86%, lo que, en conjunto con su destacada producción de esporas, permite inferir que este cultivo constituye la alternativa más adecuada para la propagación eficiente de HMA bajo las condiciones experimentales evaluadas en el presente estudio.

La propagación más eficiente de HMA se obtuvo en el sustrato con proporciones 50-50 de suelo y arena, y en asociación simbiótica con frijol como hospedero. Estas combinaciones optimizan tanto la abundancia de esporas como la diversidad de los morfotipos, consolidando su potencial para la producción de inóculo nativo.

VIII. RECOMENDACIONES

- Se sugiere implementar planes de manejo nutricional específicos para cada finca, priorizando el ajuste del pH, la retención de humedad y el incremento de materia orgánica. Asimismo, se recomienda la rotación de cultivos con especies altamente micotróficas, como el frijol, para estimular el banco de esporas nativo de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) y potenciar la productividad del suelo de forma sostenible.
- Dada la convergencia estructural que presentan ciertos géneros de HMA, se recomienda transitar de la identificación morfológica preliminar hacia una caracterización molecular mediante el uso de marcadores genéticos específicos. Este enfoque integrado permitirá una clasificación taxonómica robusta a nivel de especie, garantizando la precisión necesaria para futuros estudios de bioprospección.
- Asimismo, se sugiere desarrollar un análisis macroecológico posterior que incluya la evaluación cuantitativa de la abundancia relativa de cada especie y el cálculo de índices de diversidad, tales como el índice de Shannon-Wiener, con el fin de comprender de manera más profunda la estructura y dinámica de las comunidades de HMA en los ecosistemas estudiados. Este tipo de análisis contribuirá no solo a la conservación del recurso micorrízico nativo, sino también al diseño de estrategias más eficientes para su aprovechamiento en programas de biofertilización y manejo sostenible del suelo.
- Se recomienda realizar una caracterización fisicoquímica del sustrato una vez concluido el proceso de propagación, con el objetivo de determinar con mayor precisión la influencia biológica y edáfica que dicho sustrato ejerce sobre la eficacia del proceso de multiplicación. Determinar cómo la actividad simbiótica de los HMA modifica parámetros como la disponibilidad de nutrientes y la capacidad de intercambio catiónico permitirá evaluar la calidad final del inóculo producido y su influencia biológica en el hospedero.
- Para investigaciones posteriores, se recomienda emplear una proporción de suelo y arena de 50:50 en los procesos de propagación de Hongos Micorrízicos Arbusculares, puesto que dicha combinación ha demostrado favorecer significativamente tanto la abundancia de esporas como la diversidad morfológica, contribuyendo de manera notable a la eficiencia en la producción de inóculo nativo. De igual forma, se sugiere considerar al frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) como planta hospedera preferente en sistemas agrícolas orientados a la multiplicación de HMA, dado que este cultivo evidenció una mayor capacidad de producción de esporas y una interacción simbiótica más efectiva en comparación con otros hospederos, como el maíz (*Zea mays* L.).

IX. BIBLIOGRAFIA

Abad-Merjín, R., Bartolomé, E., Martínez, P., y Perez, A. (1993). *Sustratos hortícolas: Caracterización y manejo*. Mundi-Prensa.

Aguilar-Ulloa, M., Mendoza, R., y Figueroa, S. (2016). Aislamiento y caracterización de especies de Glomeromycota asociadas a cultivos de importancia agrícola. *Revista Mexicana de Micología*, 44, 61–74.

Ahmed, N., Li, J., Li, Y., Deng, L., Deng, L., Chachar, M., Chachar, Z., Chachar, S., Hayat, F., Raza, A., Umrani, J. H., Gong, L., y Tu, P. (2025). Symbiotic synergy: How arbuscular mycorrhizal fungi enhance nutrient uptake, stress tolerance, and soil health through molecular mechanisms and hormonal regulation. *IMA Fungus*, 16, e144989. <https://doi.org/10.3897/imafungus.16.144989>

Alizadeh, Z., Heidari, P., y Asghari, H. R. (2025). Exploring the influence of symbiosis between arbuscular mycorrhizal fungi and beans on potassium uptake and the activity of AKT and HKT genes. *Scientific Reports*, 15(1), 19169. <https://doi.org/10.1038/s41598-025-04385-7>

Alrajhei, K., Saleh, I., y Mohamed, H. (2022). Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in plant roots and rhizosphere soil from different arid land environment of Qatar. 6(1), 1–16. <https://doi.org/10.1002/pld3.369>

Anderson, M. J. (2001). A new method for non-parametric multivariate analysis of variance. *Austral Ecology*, 26(1), 32–46. <https://doi.org/10.1111/j.1442-9993.2001.01070.pp.x>

Arocha-Rodríguez, M. de la C., Pérez-Ortega, E., Fernández-Suárez, K., y Haesaert, G. (2019). Efecto del pH del medio de cultivo en el crecimiento presimbiótico de *Rhizoglyphus irregularis*. *Cultivos Tropicales*, 40(2), e08–e08.

Bakker, J. D. (2024, enero 3). *Applied multivariate statistics in R (PERMANOVA)*. University of Washington. <https://uw.pressbooks.pub/appliedmultivariatestatistics/chapter/permanova/>

Baleón-Sepúlveda, A., Rodríguez-Galicia, V., Hudler, C., Sánchez-Gallen, I., Casariego-Martínez, M., Barajas-Guzmán, G., y Álvarez-Sánchez, J. (2022). La comunidad de hongos micorrizógenos arbusculares en diferentes usos de suelo del bosque tropical perennifolio de Veracruz, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 93. <https://doi.org/10.22201/ib.20078706e.2022.93.3854>

Bertolini, V., Montaña, N. M., Chimal Sánchez, E., Varela Fregoso, L., Gómez Ruiz, J., y Martínez Vázquez, J. M. (2018a). Abundancia y riqueza de hongos micorrizógenos arbusculares en cafetales de Soconusco, Chiapas, México. *Revista de Biología Tropical*, 66(1), 91–105. <https://doi.org/10.15517/rbt.v66i1.27946>

- Bertolini, V., Montaña, N. M., Chimal Sánchez, E., Varela Fregoso, L., Gómez Ruiz, J., y Martínez Vázquez, J. M. (2018b). Abundancia y riqueza de hongos micorrizógenos arbusculares en cafetales de Soconusco, Chiapas, México. *Revista de Biología Tropical*, 66(1), 91–105. <https://doi.org/10.15517/rbt.v66i1.27946>
- Bünemann, E. K., Bongiorno, G., Bai, Z., Creamer, R. E., De Deyn, G., de Goede, R., Flesskens, L., Geissen, V., Kuyper, T. W., Mäder, P., Pulleman, M., Sukkel, W., van Groenigen, J. W., y Brussaard, L. (2018). Soil quality: A critical review. *Soil Biology and Biochemistry*, 120, 105–125. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2018.01.030>
- Burak, K., Yanardağ, İ. H., Gómez-López, M. D., Faz, Á., Yalçın, H., Sakin, E., Ramazanoğlu, E., Orak, A. B., y Yanardağ, A. (2024). The effect of arbuscular mycorrhizal fungi on biological activity and biochemical properties of soil under vetch growing conditions in calcareous soils. *Heliyon*, 10(3), e24820. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.e24820>
- Burs, J. (1997). Growing media for ornamental plants and vegetables. *Acta Horticulturae*, 450, 35–44. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.1997.450.6>
- Carrillo Aguilar, D. G., Hernández Ortega, H. A., Franco Ramírez, A., Vallejo Jiménez, B., Guzmán González, S., Manzo Sánchez, G., y Sánchez Rangel, J. C. (2021). Influencia de las propiedades edáficas en la abundancia de esporas y colonización de hongos micorrízicos arbusculares en banano en dos temporadas del año. *Scientia Fungorum*, 51. <https://doi.org/10.33885/sf.2021.51.1306>
- Carrillo-Saucedo, S. M., Puente-Rivera, J., Montes-Recinas, S., y Cruz-Ortega, R. (2022). Las micorrizas como una herramienta para la restauración ecológica. *Acta Botánica Mexicana*, 129. <https://doi.org/10.21829/abm129.2022.1932>
- Chim, J. L. E. (2019). *Establecimiento de la producción de hongos micorrízicos arbusculares asociados a cocotero a través de cultivos trampa* [Informe técnico]. Centro de Investigación Científica de Yucatán, A.C.
- Cruz-Macías, W. O., Rodríguez-Larramendi, L. A., Salas-Marina, M. Á., Hernández-García, V., Campos-Saldaña, R. A., Chávez-Hernández, M. H., y Gordillo-Curiel, A. (2020). Efecto de la materia orgánica y la capacidad de intercambio catiónico en la acidez de suelos cultivados con maíz en dos regiones de Chiapas, México. *Terra Latinoamericana*, 38(3), 475–480. <https://doi.org/10.28940/terra.v38i3.506>
- Deepika, S., y Kothamasi, D. (2015). Soil moisture: A regulator of arbuscular mycorrhizal fungal community assembly and symbiotic phosphorus uptake. *Mycorrhiza*, 25(1), 67–75. <https://doi.org/10.1007/s00572-014-0596-1>
- Dinno, A. (2015). Nonparametric pairwise multiple comparisons in independent groups using Dunn's test. *The Stata Journal*, 15(1), 292–300. <https://doi.org/10.1177/1536867X1501500117>

Drijber, R. A., Doran, J. W., Parkhurst, A. M., y Lyon, D. J. (2000). Changes in soil microbial community structure with tillage under long-term wheat-fallow management. *Soil Biology and Biochemistry*, 32(10), 1419–1430. [https://doi.org/10.1016/S0038-0717\(00\)00060-2](https://doi.org/10.1016/S0038-0717(00)00060-2)

Druille, M. (2014). *Efectos directos e indirectos del herbicida glifosato sobre los hongos micorrízicos arbusculares en pastizales de la Pampa Deprimida* [Tesis doctoral, Universidad de Buenos Aires]. <http://ri.agro.uba.ar/files/download/tesis/doctorado/2014druillemagdalena.pdf>

Escalon, J. Y. R., Ruiz, L. E. P., Gómez, I. S., y Cruz-Castillo, J. B. (2022). Micorrizas arbusculares y su efecto sobre el desarrollo vegetativo de portainjertos de limón (*Citrus limon* L.). *La Calera*, 22(38), Artículo 38. <https://doi.org/10.5377/calera.v22i38.14152>

Feng, K., Lu, Y., Zhou, W., Xu, Z., Ye, J., Zhang, S., Chen, J., y Zhao, J. (2024). Metagenomics revealing biomolecular insights into the enhanced toluene removal and electricity generation in PANI@CNT bioanode. *Science of the Total Environment*, 927, 172402. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2024.172402>

Feng, Z., Liu, X., Qin, Y., Feng, G., Zhou, Y., Zhu, H., y Yao, Q. (2023). Cooperation of arbuscular mycorrhizal fungi and bacteria to facilitate host plant growth dependent on soil pH. *Frontiers in Microbiology*, 14. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1116943>

Flores, M. E., y Beiza, J. S. (2022). Evaluación de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en la rehabilitación ecológica de ecosistemas con actividad minera. *Ecosistemas*, 31(2), 2304–2304. <https://doi.org/10.7818/ECOS.2304>

García, A. (2016). *Sustratos y enmiendas orgánicas*. Editorial Universidad de León.

Gerdemann, J. W., y Nicolson, T. H. (1963). Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society*, 46(2), 235–244. [https://doi.org/10.1016/S0007-1536\(63\)80079-0](https://doi.org/10.1016/S0007-1536(63)80079-0)

Ghasemi, A., y Zahediasl, S. (2011). Normality tests for statistical analysis: A guide for non-statisticians. *International Journal of Endocrinology and Metabolism*, 10(2), 486–489. <https://brieflands.com/articles/ijem-71904>

Ghasemi, A., y Zahediasl, S. (2012). Normality tests for statistical analysis: A guide for non-statisticians. *International Journal of Endocrinology and Metabolism*, 10(2), 486–489. <https://doi.org/10.5812/ijem.3505>

González Ortega, E., y Fuentes Ponce, M. H. (2022). Dinámica del glifosato en el suelo y sus efectos en la microbiota. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 38. <https://doi.org/10.20937/rica.54197>

González Ortega, E., Fuentes Ponce, M. H., y Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco. Departamento de Producción Agrícola y Animal. (2022). Dinámica del

glifosato en el suelo y sus efectos en la microbiota. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 38, 127–144. <https://doi.org/10.20937/RICA.54197>

GraphPad. (2025). *GraphPad Prism 10 statistics guide: Nonparametric tests with small and large samples*. https://www.graphpad.com/guides/prism/latest/statistics/choosing_parametric_vs_nonparametric.htm

Han, X., Zhang, J., Wan, Y., y Wang, Q. (2025). Ecological role of mycorrhizal fungi under climate change scenarios. *Applied Soil Ecology*, 189, 104976. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2025.104976>

Han, Y., Yuan, G., Yang, X., Fang, L., Liang, Y., Zhou, B., y Wei, Z. (2025). Arbuscular mycorrhizal fungi enhance soil nutrient cycling by regulating soil bacterial community structures in mango orchards with different soil fertility rates. *Frontiers in Microbiology*, 16. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2025.1615694>

Harris-Valle, C., Esqueda, M., Valenzuela-Soto, E. M., y Castellanos, A. E. (2009). Tolerancia al estrés hídrico en la interacción planta–hongo micorrízico arbuscular: Metabolismo energético y fisiología. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 32(4), 265–271.

Hu, R., Zhang, H., Sun, J., Zhang, Y., He, M., y Zhang, Z. (2024). Biocrusts enhance soil nitrogen mineralization and nitrification under experimental warming in a dryland ecosystem. *Applied Soil Ecology*, 201, 105502. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2024.105502>

Ilyas, U., du Toit, L. J., Hajibabaei, M., y McDonald, M. R. (2024). Influence of plant species, mycorrhizal inoculant, and soil phosphorus level on arbuscular mycorrhizal communities in onion and carrot roots. *Frontiers in Plant Science*, 14. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1324626>

Jansa, J., Wiekman, A., y Frossard, E. (2006). The effects of agricultural practices on arbuscular mycorrhizal fungi. *Geological Society, London, Special Publications*, 89–115. <https://doi.org/10.1144/GSL.SP.2006.266.01.08>

Douds Jr., D. D., y Millner, P. D. (1999). Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems. *Agriculture, Ecosystems y Environment*, 74, 77–93. [https://doi.org/10.1016/S0167-8809\(99\)00031-6](https://doi.org/10.1016/S0167-8809(99)00031-6)

Kabir, Z. (2005). Tillage or no-tillage: Impact on mycorrhizae. *Canadian Journal of Plant Science*, 85(1), 23–29.

Koide, R. T., y Schreiner, R. P. (2008). Regulation of the mutualism. En S. E. Smith y D. J. Read (Eds.), *Mycorrhizal symbiosis* (3.^a ed., pp. 123–146). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-370526-6.50008-5>

Lemaire, F., Bouguet, D., y Demolon, P. (2005). Physical properties of horticultural substrates and their relation to plant growth. *Acta Horticulturae*, 697, 23–30. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2005.697.2>

Li, D., Li, Y., Yao, S., Zhou, H., Huang, S., Peng, X., y Meng, Y. (2024). Dynamics of nitrogen mineralization and nitrogen cycling functional genes in response to soil pore size distribution. *European Journal of Soil Biology*, 123, 103692. <https://doi.org/10.1016/j.ejsobi.2024.103692>

López Botía, F., y Peña, D. (2018). Presencia de esporas de hongos micorrízicos arbusculares en cinco estados sucesionales de bosque altoandino colombiano. 9(2), 136–147. <https://doi.org/10.22490/21456453.2194>

López-Cuadrado, M. C. (2006). Evaluación de la calidad de sustratos hortícolas. *Agricultura, Sociedad y Desarrollo*, 3(2), 103–108.

Luo, X., Shi, S., Liu, Y., Yang, H., Li, N., Dong, Z., Zhu, B., y He, X. (2021). Arbuscular mycorrhizal fungal communities of topsoil and subsoil of an annual maize–wheat rotation after 15 years of differential mineral and organic fertilization. *Agriculture, Ecosystems y Environment*, 315, 107442. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2021.107442>

Ma, X., Xu, X., Geng, Q., Luo, Y., Ju, C., Li, Q., y Zhou, Y. (2023). Global arbuscular mycorrhizal fungal diversity and abundance decreases with soil available phosphorus. *Global Ecology and Biogeography*, 32(8), 1423–1434. <https://doi.org/10.1111/geb.13704>

Maboreke, H. R., Graf, M., Grams, T. E. E., Herrmann, S., Scheu, S., y Ruess, L. (2017). Multitrophic interactions in the rhizosphere of a temperate forest tree affect plant carbon flow into the belowground food web. *Soil Biology and Biochemistry*, 115, 526–536. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2017.09.002>

Marschner, H. (2012). *Marschner's mineral nutrition of higher plants* (3.^a ed.). Academic Press.

Martínez-Gamiño, M. Á., Osuna-Ceja, E. S., Padilla Rampirez, J. S., y Pimentel-López, J. (2023). Agricultura de conservación: Alternativa para la mitigación del cambio climático en el altiplano semiárido de México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 14(6), e2957. <https://doi.org/10.29312/remexca.v14i6.2957>

Mayorga Darce, F. J., y Martínez Thomas, J. A. (2019). *Evaluación de cepas nativas de micorrizas arbusculares para su uso en fertilización orgánica en el cultivo del maíz (Zea mays) época de postrera del ciclo 2018/2019*. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, León. <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/8167/1/245072.pdf>

Medeiros, A. S., Scaloppi, J. C., Damasceno, E. S., Goto, B. T., Vieira, D. C. M., Socolowski, F., Rodrigues, R. G., y Yano-Melo, A. M. (2023). Arbuscular mycorrhizal fungi communities shaped by host-plant affect the outcome of plant–soil feedback in dryland

restoration. *Journal of Applied Ecology*, 60(3), 507–518. <https://doi.org/10.1111/1365-2664.14330>

Méndez-Gálvez, S., Esquivel-Quispe, R., y Ochoa-Yupanqui, W. W. (2021). Indicadores de colonización de hongos micorrízicos arbusculares en papa (*Solanum tuberosum* L.). *Bianual*, 9(1). <https://portal.amelica.org/ameli/jatsRepo/71/712395009/html/index.html>

Miller, R. M., y Jastrow, J. D. (2000). Mycorrhizal fungi influence soil structure. En Y. Kapulnik y D. D. Douds Jr. (Eds.), *Arbuscular mycorrhizas: Physiology and function* (pp. 3–18). Springer. https://doi.org/10.1007/978-94-017-0776-3_1

Ministerio Agropecuario (MAG), Instituto Nicaragüense de Estudios Territoriales (INETER), y Instituto de Protección y Sanidad Ciudadana. (2024, agosto). *Boletín agrometeorológico, del 21 al 31 de julio 2024*. Gobierno de Reconciliación y Unidad Nacional. <https://mag.gob.ni/images/pdf/NIC%20TERCERA%20DECENA%20JUL24.pdf>

Ministerio Agropecuario (MAG), Instituto Nicaragüense de Tecnología Agropecuaria (INTA), Instituto Nicaragüense de Estudios Territoriales (INETER), Instituto de Protección y Sanidad Ciudadana, y Grupo Técnico Agrometeorológico Interinstitucional. (2024, julio). *Boletín agrometeorológico, del 01 al 10 de junio 2024*. Gobierno de Reconciliación y Unidad Nacional. <https://mag.gob.ni/images/pdf/NIC%20PRIMERA%20DECENA%20JUN24.pdf>

Noble, R., y Wright, A. (2008). Peat substitutes and sustainability in horticulture. *Acta Horticulturae*, 779, 45–56. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2008.779.5>

Noguera, D., Benítez, A., y Guerrero, R. (2003). Caracterización física y química de sustratos hortícolas. *Agroecología*, 9(2), 71–78.

Noreen, S., Yaseen, T., Iqbal, J., Abbasi, B. A., Farouk Elsadek, M., Eldin, S. M., Ijaz, S., y Ali, I. (2023). Morphological and molecular characterizations of arbuscular mycorrhizal fungi and their influence on soil physicochemical properties and plant nutrition. *ACS Omega*, 8(36), 32468–32482. <https://doi.org/10.1021/acsomega.3c02489>

Ontivero, M., Castaño, C., y Pérez, S. (2023). Técnicas de tinción para la identificación de micorrizas arbusculares en raíces. *Boletín Latinoamericano de Micorrizas*, 33(1), 67–73.

Posada, R. H., Franco, R. H., y Zapata, A. (2010). Muestreo y valoración de hongos micorrízicos arbusculares. *Fitopatología Colombiana*, 34(2), 93–102.

Posada, R. H., Sánchez de Prager, M., Pomar, D., y Castillo, M. (2010). *Metodologías básicas para el trabajo con micorriza arbuscular y hongos formadores de micorriza arbuscular*.

Robles-González, K. K., Álvarez-Solís, J. D., Bertolini, V., y Pérez-Luna, Y. C. (2023). Diversidad y propagación de hongos micorrízicos arbusculares nativos de un cafetal

orgánico en Chiapas, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 46(2), 147. <https://doi.org/10.35196/rfm.2023.2.147>

Rosita, R., Suryadi, J. C., y Eris, D. D. (2025). The effect of mycorrhiza application and phosphorus addition on AMF spores density and *Pueraria javanica* growth. *BIODIVERS – BIOTROP Science Magazine*, 4(1). <https://journal.biotrop.org/index.php/biodivers/article/view/2493>

Salgado García, S., Castelán Estrada, M., Jiménez Jerónimo, R., Gómez Leyva, J. F., y Osorio Miranda, M. (2014). Diversidad de hongos micorrízicos arbusculares en suelos cultivados con caña de azúcar en la región de la Chontalpa, Tabasco. *Revista Mexicana de Micología*, 40, 7–16.

Sandoya-Sánchez, V., Ascencio-Lino, T., Gudiño-Gomezjurado, M., y Perez-Cárdenas, M. (2025). Influence of elevation and soil conditions on arbuscular mycorrhizal fungi colonization in the rhizosphere of *Cedrela montana*. *Studies in Fungi*, 10(1). <https://doi.org/10.48130/sif-0025-0005>

Santiago, S. T., Clark, N., Leinfelder-Miles, M., Light, S., Mathesius, K., Wilson, R., Parikh, S., Savidge, M., y Geisseler, D. (2025). Nitrogen mineralization from soil organic matter under field conditions in California soils. *Soil Science Society of America Journal*, 89(2), e70055. <https://doi.org/10.1002/saj2.70055>

Schenck, N. C., y Pérez, Y. (1990). *Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi* (2.^a ed.). Synergistic Publications.

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. (2002, 31 de diciembre). *NOM-021-REC NAT-2000: Requisitos para la conservación, manejo y aprovechamiento sustentable de los recursos naturales*. Diario Oficial de la Federación, 73.

Shao, L., Yan, P., Ye, S., Bai, H., Zhang, R., Shi, G., Hu, Y., Pang, D., Niu, X., y Ni, X. (2024). Soil organic matter and water content affect the community characteristics of arbuscular mycorrhizal fungi in Helan Mountain, an arid desert grassland area in China. *Frontiers in Microbiology*, 15, 1377763. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1377763>

Simó-González, J. E., Ruiz-Martínez, L. A., y Rivera-Espinosa, R. (2017). Inoculación de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) y relaciones suelo pardo–abonos orgánicos en la aclimatización de vitroplantas de banano. *Cultivos Tropicales*, 38(3), 102–111.

Smith, S. E., y Read, D. (Eds.). (2008). Preface. En *Mycorrhizal symbiosis* (3.^a ed., pp. vii–ix). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-012370526-6.50001-5>

Smith, S. E., y Read, D. J. (2008). *Mycorrhizal symbiosis* (3.^a ed., pp. 1–800). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-370526-6.00001-9>

Soza Espinoza, H. J., y Jiménez Alvarado, O. A. (2018, octubre). *Validación de dos dosis de micorrizas en el desarrollo de las plantas en vivero de café (Coffea arabica L.), variedad Caturra en dos localidades del municipio de Jinotega, periodo 2017–2018*.

Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, Managua.
<https://repositorio.unan.edu.ni/id/eprint/10158/1/6939.pdf>

Spedding, T. A., Hamel, C., Mehuys, G. R., y Madramootoo, C. A. (2004). Soil microbial dynamics in maize-growing soil under different tillage and residue management systems. *Soil Biology and Biochemistry*, 36(3), 499–512. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2003.10.026>

Thomopoulos, S., Munkholm, L. J., Elsgaard, L., y Ravnskov, S. (2025). Tillage and residue management modulate the links between soil physical signatures and arbuscular mycorrhizal fungal biomarkers. *Geoderma*, 454, 117204. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2025.117204>

Vallejos-Torres, G., Tenorio-Cercado, M., Gaona-Jimenez, N., Corazon-Guivin, M., Ormeño-Luna, J., Paredes, C., Saavedra, J., Tuesta, J., Tuesta, O., Alguacil, M. M., Becerra, A., y Marín, C. (2022). Multiplicación masiva de hongos micorrízicos arbusculares aislados de suelos cultivados con cacao. *Bioagro*, 34(3), 265–276. <https://doi.org/10.51372/bioagro343.6>

Vieira, C. K., dos Anjos Borges, L. G., Marascalchi, M. N., Russi, C. H., Marandola, T., Kemmelmeier, K., Soares, C. R. F. S., Stürmer, S. L., y Giongo, A. (2025). Interaction between arbuscular mycorrhizal fungi and native soil microbiome on early stage restoration of a coal-mine soil. *Mycorrhiza*, 35(4), 49. <https://doi.org/10.1007/s00572-025-01218-3>

Walker, C., Vestberg, M., y Demircik, F. (2018). International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM). *Mycological Research*, 122(2), 117–132. <https://doi.org/10.1016/j.mycres.2017.10.001>

Yuan, J., Shi, K., Zhou, X., Wang, L., Xu, C., Zhang, H., Zhu, G., Si, C., Wang, J., y Zhang, Y. (2023). Interactive impact of potassium and arbuscular mycorrhizal fungi on the root morphology and nutrient uptake of sweet potato (*Ipomoea batatas* L.). *Frontiers in Microbiology*, 13. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.1075957>

Zaller, J. G., Heigl, F., Ruess, L., y Grabmaier, A. (2014). Glyphosate herbicide affects belowground interactions between earthworms and symbiotic mycorrhizal fungi in a model ecosystem. *Scientific Reports*, 4(1), 5634. <https://doi.org/10.1038/srep05634>

Zhou, Y., Chen, K., Muneer, M. A., Li, C., Shi, H., Tang, Y., Zhang, J., y Ji, B. (2022). Soil moisture and pH differentially drive arbuscular mycorrhizal fungal composition in the riparian zone along an alpine river of Nam Co watershed. *Frontiers in Microbiology*, 13, 994918. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.994918>

Zhu, Z., Liu, X., Hsiang, T., Ji, R., y Liu, S. (2023). Forest type and climate outweigh soil bank in shaping dynamic changes in macrofungal diversity in the Ancient Tree Park of Northeast China. *Journal of Fungi*, 9(8), 856. <https://doi.org/10.3390/jof9080856>

Zinati, G., Carrara, J. E., Das, S., Caetani, R., Kalra, A., Carr, E. A., y Heller, W. P. (2025). Impact of tillage practices and arbuscular mycorrhizal fungi inoculation on organic sweet corn yield and nutritional quality. *Soil and Tillage Research*, 251, 106545. <https://doi.org/10.1016/j.still.2025.106545>

X. ANEXOS

Anexo 1

Coordenadas geográficas UTM de toma de submuestras en la parcela 1 y 2 en la finca “Los llanos”

Punto de muestreo	Parcela 1		Punto de muestreo	Parcela 2	
	Coordenadas UTM			Coordenadas UTM	
1	16P 0593447	1313821	1	16P 0593424	1313858
2	16P 0593454	1313818	2	16P 0593420	1313860
3	16P 0593448	1313812	3	16P 0593427	1313855
4	16P 0593455	1313810	4	16P 0593419	1313869
5	16P 0593450	1313803	5	16P 0593426	1313875
6	16P 0593457	1313801	6	16P 0593420	1313879
7	16P 0593451	1313796	7	16P 0593423	1313884

Anexo 2

Coordenadas geográficas UTM de toma de submuestras en la parcela 1 en la finca "San José"

Punto de muestreo	Parcela 1	
	Coordenadas UTM	
1	16P 0590471	1312333
2	16P 0590464	1312334
3	16P 0590467	1312328
4	16P 0590459	1312330
5	16P 0590461	1312324
6	16P 0590452	1312325
7	16P 0590453	1312317

Anexo 3

Coordenadas geográficas UTM de toma de submuestras en la parcela 1, 2 y 3 en la finca "San Antonio".

Punto de muestreo	Parcela 1	Punto de muestreo	Parcela 2	Punto de muestreo	Parcela 3
	Coordenadas UTM		Coordenadas UTM		Coordenadas UTM
1	16P 0615003 1429652	1	16P 0615136 1429568	1	16P 0615029 1429636
2	16P 0615006 1429657	2	16P 0615142 1429565	2	16P 0615035 1429634
3	16P 0615003 1429664	3	16P 0615136 1429559	3	16P 0615032 1429629
		4	16P 0615142 1429574	4	16P 0615035 1429626
		5	16P 0615136 1429577	5	16P 0615033 1429624
		6	0 615142 1429584	6	16P 0615037 1429620

Anexo 4

Coordenadas geográficas UTM de toma de submuestras en la parcela 1 en la finca “Los Marciales”.

Punto de muestreo	Parcela 4	
	Coordenadas UTM	
1	16P 0614344	1430410
2	16P 0614345	1430403
3	16P 0614345	1430398
4	16P 0614342	1430393
5	16P 0614346	1430390

Anexo 5

Resultados analíticos de muestra de suelo P III-MAT



UNIVERSIDAD
NACIONAL
AUTÓNOMA DE
NICARAGUA,
MANAGUA
UNAN - MANAGUA

**Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, Managua
(UNAN - Managua)
Centro de Investigación en Biotecnología (CIB)**



RESULTADOS ANALÍTICOS

BIOTECR-2025-0180

Ciente / Proyecto: Universidad Nacional de Ingeniería (UNI)
Atención: Ing. Xochilt Barahona
Teléfono de contacto: (505) 7732-6558
Correo electrónico: xochilt.barahona@piensa.uni.edu.ni

Matriz / Fuente: Suelo / Agrícola
Identificación de la muestra: P III - MAT
Municipio / Departamento: NR
Coordenadas: NR

Fecha de muestreo: 2025-04-27
Hora de muestreo: 11 h 00
Fecha del reporte: 2025-05-20
Código de laboratorio: LQ-2504-0060

No.	Parámetro	Método	Resultado	Límite de detección	Unidades
1	Materia orgánica	J. Benton Jones, Jr., 2001	24,5	0,004	%
2	Nitrógeno Total	NTC 5889 ²	0,53	-	%
3	Fósforo disponible	NTC 5350 ³	16,36	-	mg.kg ⁻¹
4	Potasio disponible	NTC 5349:2008 ⁴	560,040	0,780	mg.kg ⁻¹

Claves:

NR: No reportado

¹ J. BENTON JONES, JR. *Laboratory Guide For Conducting Soil Test and Plant Analysis*. 1st ed. Washington: CRC Press, 2001. ISBN: 9780429132117.

² NORMA TÉCNICA COLOMBIANA (NTC). NTC 5889:2011, *Análisis de suelos. Determinación del nitrógeno total*.

³ NORMA TÉCNICA COLOMBIANA (NTC). NTC 5350:2005, *Calidad de suelo. Determinación de fósforo disponible*.

⁴ NORMA TÉCNICA COLOMBIANA (NTC) NTC 5349:2008, *Calidad de suelo. Determinación de las Bases Intercambiables: los Cationes Calcio, Magnesio, Sodio y Potasio. Método de extracción con acetato de amonio 1N y pH7*.

La muestra fue colectada, preservada y transportada al Centro por el cliente.


Dra. Martha Lacayo Romero
Directora



¡Universidad del Pueblo y para el Pueblo!

Anexo 6

Resultados analíticos de muestra de suelo P IV-MAT



UNIVERSIDAD
NACIONAL
AUTÓNOMA DE
NICARAGUA,
MANAGUA
UNAN - MANAGUA

Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, Managua
(UNAN - Managua)
Centro de Investigación en Biotecnología (CIB)



RESULTADOS ANALÍTICOS

BIOTECR-2025-0181

Cliente / Proyecto: Universidad Nacional de Ingeniería (UNI)
Atención: Ing. Xochilt Barahona
Teléfono de contacto: (505) 7732-6558
Correo electrónico: xochilt.barahona@piensa.uni.edu.ni

Matriz / Fuente: Suelo / Agrícola
Identificación de la muestra: P IV - MAT
Municipio/Departamento: NR
Coordenadas: NR

Fecha de muestreo: 2025-04-27
Hora de muestreo: 11 h 00
Fecha del reporte: 2025-05-20
Código de laboratorio: LQ-2504-0061

No.	Parámetro	Método	Resultado	Límite de detección	Unidades
1	Materia orgánica	J. Benton Jones, Jr., 2001	8,5	0,004	%
2	Nitrógeno Total	NTC 5889 ²	0,35	-	%
3	Fósforo disponible	NTC 5350 ³	24,08	-	mg.kg ⁻¹
4	Potasio disponible	NTC 5349:2008 ⁴	636,870	0,780	mg.kg ⁻¹

Claves:

NR: No reportado

¹ J. BENTON JONES, JR. *Laboratory Guide For Conducting Soil Test and Plant Analysis*. 1st ed. Washington: CRC Press, 2001. ISBN: 9780429132117.

² NORMA TÉCNICA COLOMBIANA (NTC). NTC 5889:2011, *Análisis de suelos. Determinación del nitrógeno total*.

³ NORMA TÉCNICA COLOMBIANA (NTC). NTC 5350:2005, *Calidad de suelo. Determinación de fósforo disponible*.

⁴ NORMA TÉCNICA COLOMBIANA (NTC) NTC 5349:2008, *Calidad de suelo. Determinación de las Bases Intercambiables: los Cationes Calcio, Magnesio, Sodio y Potasio. Método de extracción con acetato de amonio 1N y pH7*.

La muestra fue colectada, preservada y transportada al Centro por el cliente.


Dra. Martha Lacayo Romero
Directora



Universidad del Pueblo y para el Pueblo!

Anexo 7

Resultados analíticos de muestra de suelo PL II-MAS



UNIVERSIDAD
NACIONAL
AUTÓNOMA DE
NICARAGUA,
MANAGUA
UNAN - MANAGUA

**Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, Managua
(UNAN - Managua)
Centro de Investigación en Biotecnología (CIB)**



RESULTADOS ANALÍTICOS BIOTECR-2025-0182

Ciente / Proyecto: Universidad Nacional de Ingeniería (UNI)
Atención: Ing. Xochilt Barahona
Teléfono de contacto: (505) 7732-6558
Correo electrónico: xochilt.barahona@piensa.uni.edu.ni

Matriz / Fuente: Suelo / Agrícola
Identificación de la muestra: PL II - MAS
Municipio/Departamento: NR
Coordenadas: NR

Fecha de muestreo: 2025-04-28
Hora de muestreo: 10 h 00
Fecha del reporte: 2025-05-20
Código de laboratorio: LQ-2504-0062

No.	Parámetro	Método	Resultado	Límite de detección	Unidades
1	Materia orgánica	J. Benton Jones, Jr., 2001	24,2	0,004	%
2	Nitrógeno Total	NTC 5889 ²	0,78	-	%
3	Fósforo disponible	NTC 5350 ³	0,62	-	mg.kg ⁻¹
4	Potasio disponible	NTC 5349:2008 ⁴	834,990	0,780	mg.kg ⁻¹

Claves:

NR: No reportado

¹ J. BENTON JONES, JR. *Laboratory Guide For Conducting Soil Test and Plant Analysis*. 1st ed. Washington: CRC Press, 2001. ISBN: 9780429132117.

² NORMA TÉCNICA COLOMBIANA (NTC). NTC 5889:2011, *Análisis de suelos. Determinación del nitrógeno total*.

³ NORMA TÉCNICA COLOMBIANA (NTC). NTC 5350:2005, *Calidad de suelo. Determinación de fósforo disponible*.

⁴ NORMA TÉCNICA COLOMBIANA (NTC) NTC 5349:2008, *Calidad de suelo. Determinación de las Bases Intercambiables: los Cationes Calcio, Magnesio, Sodio y Potasio. Método de extracción con acetato de amonio 1N y pH7*.

La muestra fue colectada, preservada y transportada al Centro por el cliente.


Dra. Martha Lacayo Romero
Directora



¡Universidad del Pueblo y para el Pueblo!

Anexo 8

Resultados analíticos de muestra de suelo FSJ-MAS



UNIVERSIDAD
NACIONAL
AUTÓNOMA DE
NICARAGUA,
MANAGUA
UNAN - MANAGUA

**Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, Managua
(UNAN - Managua)
Centro de Investigación en Biotecnología (CIB)**



RESULTADOS ANALÍTICOS BIOTECR-2025-0183

Cliente / Proyecto: Universidad Nacional de Ingeniería (UNI)
Atención: Ing. Xochilt Barahona
Teléfono de contacto: (505) 7732-6558
Correo electrónico: xochilt.barahona@piensa.uni.edu.ni

Matriz / Fuente: Suelo / Agrícola
Identificación de la muestra: FSJ - MAS
Municipio/Departamento: NR
Coordenadas: NR

Fecha de muestreo: 2025-04-28
Hora de muestreo: 10 h 00
Fecha del reporte: 2025-05-20
Código de laboratorio: LQ-2504-0063

No.	Parámetro	Método	Resultado	Límite de detección	Unidades
1	Materia orgánica	J. Benton Jones, Jr., 2001	25,0	0,004	%
2	Nitrógeno Total	NTC 5889 ²	0,70	-	%
3	Fósforo disponible	NTC 5350 ³	0,70	-	mg.kg ⁻¹
4	Potasio disponible	NTC 5349:2008 ⁴	285,090	0,780	mg.kg ⁻¹

Claves:

NR: No reportado

¹ J. BENTON JONES, JR. *Laboratory Guide For Conducting Soil Test and Plant Analysis*. 1st ed. Washington: CRC Press, 2001. ISBN: 9780429132117.

² NORMA TÉCNICA COLOMBIANA (NTC). NTC 5889:2011, *Análisis de suelos. Determinación del nitrógeno total*.

³ NORMA TÉCNICA COLOMBIANA (NTC). NTC 5350:2005, *Calidad de suelo. Determinación de fósforo disponible*.

⁴ NORMA TÉCNICA COLOMBIANA (NTC) NTC 5349:2008, *Calidad de suelo. Determinación de las Bases Intercambiables: los Cationes Calcio, Magnesio, Sodio y Potasio. Método de extracción con acetato de amonio 1N y pH7*.

La muestra fue colectada, preservada y transportada al Centro por el cliente.


Dra. Martha Lacayo Romero
Directora



Universidad del Pueblo y para el Pueblo!

Anexo 9

Tabla de composición del sustrato "BIOGREEN"

COMPOSICIÓN		
Dosis	454.5 kg	a 2273 kg/ha
Materia Orgánica	28.8 %	%
Relación C/N	13.64 - 16.67	%
Nitrógeno (N)	1.6 %	%
Pentaóxido de Fósforo (P_2O_5)	2.8 %	%
Óxido de Potasio (K_2O)	2.7 %	%
Óxido de Calcio (CaO)	11.7 %	%
Óxido de Magnesio (MgO)	1.5 %	%
Óxido de Sodio (Na_2O)	0.63 - 0.7 %	%
Carbono (C)	24.95 - 30.50 %	%
Hierro (Fe)	0.2 %	%
Azufre (S)	0.18 - 0.22 %	%
Cobre (Cu)	76.32 - 93.28 ppm	ppm
Manganeso (Mn)	617.94 - 755.26 ppm	ppm
Zinc (Zn)	240.57 - 294.03 ppm	ppm
Trióxido de Boro (B_2O_3)	40.05 - 48.95 ppm	ppm
Humedad	47.08 - 57.54 %	
Ceniza	512.76 %	%
pH	7.38 ± 9.02	%
Ácidos Fúlvicos	0.9 %	%

Ácidos Húmicos	0.9 %	%
Conductividad Eléctrica	32,100 $\mu\text{S/cm}$	$\mu\text{S/cm}$
Capacidad de Intercambio Catiónico	88.33	meq/100g

Fuente: El Granjero. (s. f.). *Abono orgánico* [Página web]. Recuperado de <http://elgranjero.com.ni/productos/2/abono-organico/>

Anexo 10

Ficha técnica del sustrato Turba QTS de germinación empleado para la germinación de las semillas de frijol y maíz



Nombre del producto: QTS WHITE PEAT 0-10 mm

Descripción	Turba rubia, fertilizante NPK, microelementos, agente humectante, cal.
Nombre químico	Sustrato turba
Fabricante	Compaqpeat SIA, Poces, Rucavas pag., Rucavas nov. Letonia
ingredientes	
• Densidad a granel 190 (± 40) g/l seco • Valor pH (CaCl₂): 5.2 -5.8 • Solubilidad en H₂O: No es soluble; pierde el valor de pH aproximadamente a 3-6 • Apariencia y olor: Marrón, tiene un olor a tierra • Estado Físico: Sólido	
Envasado	

• Tipo de envase: Balas. • Material del envase: Polietileno LDPE • Capacidad: 250 litros •
Condiciones de almacenamiento
• Guardar en lugares frescos y secos, lejos de la luz solar directa
Principales características
• Medio de cultivo para sembrar y replicar plantas jóvenes de varios cultivos en macetas

Ubicación y Fecha: Rucava, 3477 Letonia, 7 de diciembre de 2020. Firma: Rasa Martens, director general.

Fuente: Compaqpeat SIA. Dirección: Poces, Rucavas pag., Rucavas nov., 3477 Letonia. Teléfono: +371 25773241 Correo electrónico: info@compaqpeat.com Sitio web: www.compaqpeat.com



Fuente: Compaqpeat. (s. f.). *Compaqpeat – High-quality substrates for the international commercial horticulture sector.* Recuperado de <https://www.compaqpeat.com/>

Anexo 11

Caracterización morfológica de esporas de HMA, según color, forma, tipo de superficie, diámetro ecuatorial y meridional, intersección de la hifa, número de capas de la pared esporal y reacción al reactivo de Melzer

Color	Forma	Superficie	Diámetro ecuatorial(μm)	Diámetro meridional (μm)	Intersección de hifa	No. de capas	Reactivo de Melzer	Foto
Marrón Oscuro	Globosa-Subglobosa	Semirugosa	80	79	Célula esporogénea	3	No	
Naranja pardo	Globosa-Elíptica	Semirugosa	144	141.6	Simple	4	Si	
Amarillo pardo	Elíptica	Rugosa	102	133	Bulbo	3	No	
Amarillo pardo	Globosa	Rugosa	50	51	Bulbo	3	No	
Marrón oscuro	Elíptica	Lisa	65	47	Simple	2	No	
Amarillo	Globosa-Subglobosa	Rugosa	170	145	Bulbo	2	No	
Amarillo hialino	Elíptica	Rugosa	186	145	Septo	3	No	
Rojo pardo	Globosa-Subglobosa	Semirugosa	200	146	Septo o bulbo	2	Si	

Hialino	Globosa-Subglobosa	Lisa	123	100	Simple	3	No	
Naranja pardo	Globosa-Subglobosa	Rugosa	143	123	Bulbo	2	Si	
Marrón oscuro/negro	Globosa-Subglobosa	Lisa	230	190	Bulbo	3	No	
Amarillo	Globosa	Rugosa	60	55	Bulbo	3	No	
Naranja pardo	Globosa-Subglobosa	Rugosa	240	250	Septo	4	Si	
Amarillo hialino	Globosa-Subglobosa	Rugosa	640	680	Simple	2	No	
Rojo Pardo	Globosa	Lisa	140	132	Simple	4	Si	
Rojo Pardo	Globosa	Rugosa	170	200	Simple	4	No	
Naranja pardo	Globosa-Subglobosa	Rugosa	135	150	Simple	3	No	
Naranja pardo	Globosa	Rugosa	70	70	Simple	3	No	
Amarillo	Subglobosa	Semirugosa	145	190	Bulbo	4	No	

Rojo pardo	Elíptica	Rugosa	85	120	Bulbo/septo	2	Si	
Naranja pardo	Globosa	Semirugosa	150	150	Bulbo	3	Si	
Rojo pardo	Globosa	Rugosa	163	190	Bulbo	4	Si	
Amarillo	Globosa	Semirugosa	120	122	Septo	3	No	
