

Isolation and infectivity of *Sclerocystis sinuosa* in three grass varieties: *Megathyrsus maximum*, *Urochloa brizantha*, and *Zea mays*.

Aislamiento e infectividad de *Sclerocystis sinuosa* en tres variedades de gramíneas: *Megathyrsus maximum*, *Urochloa brizantha* y *Zea mays*.

Los Autores:

Chávez-Pinargote, Ricardina Elizabeth
UNIVERSIDAD TÉCNICA DE MANABÍ
Maestría en Zootecnia
Mención Producción de Ganadería Sostenible de la Facultad de Posgrado.
Chone-Ecuador



rchavez0264@utm.edu.ec



<https://orcid.org/0009-0004-7121-2737>

Bonilla-Loor, Mario Javier
UNIVERSIDAD TÉCNICA DE MANABÍ
Ing. Agroindustrial, Doctor de investigación en Ciencias Agrarias, Alimentarias y Agro-ambientales
Docente Tutor
Portoviejo – Ecuador



mario.bonilla@utm.edu.ec



<https://orcid.org/0000-0002-5207-4824>

Dueñas-Rivadeneira, Juan Pablo
UNIVERSIDAD TÉCNICA DE MANABÍ
Docente investigador de la Facultad de Agrociencias
Estudiante del programa de doctorado en Ciencias Agropecuarias
Chone-Ecuador



pablo.duenas@utm.edu.ec



<https://orcid.org/0000-0002-7673-089X>

Fechas de recepción: 02-MAY-2026 aceptación: 03-JUN-2026 publicación: 20-JUN-2026



<https://orcid.org/0000-0002-8695-5005>

<http://mqrinvestigar.com/>

Resumen

Los Hongos de Micorrízicos Arbusculares son de gran importancia para los sistemas agrícolas y pecuarios, debido a que pueden colonizar el 80% de plantas terrestres, estos sistemas biológicos mejoran la salud del suelo, lo cual, se traduce a mayor eficiencia en el crecimiento, producción y resistencia a patógenos de las plantas micorrizadas, por lo tanto, la presente investigación tuvo como objetivo evaluar el aislamiento e infectividad de *Sclerocystis sinuosa* en *Megathyrus maximus*, *Urochloa brizantha* y *Zea mays*, bajo un diseño completamente al azar (DCA) con tres tratamientos y diez repeticiones cada uno. Las muestras de suelo micorrizado se recolectó mediante el modelo de muestreo en “X” y para la extracción de esporas se utilizó el método de tamizado y decantación en húmedo, el aislamiento y reproducción de las esporas se ejecutó mediante cultivos trampas inoculando 50 esporas en la raíz de las plántulas mediante el método de sándwich con papel de nitrocelulosa, el proceso de tinción de raíces con azul de tripán y mediante observación microscópica se evaluó el porcentaje de colonización e infectividad mediante el método de intersección de cuadrícula. Los resultados evidenciaron la ausencia de presencia fúngicas tales como hifas, arbusculos y vesículas intracelulares en las raíces de las gramíneas en estudio. La no colonización de la espora se pudo relacionar al estado de maduración de la espora, tiempo de duración del experimento, factores ambientales o viabilidad del inóculo. Se concluye que, *Sclerocystis sinuosa* no presentó colonización en las gramíneas inoculadas bajo las condiciones del experimento.

Palabras clave: Hongos; Colonización; Infectividad; *Sclerocystis sinuosa*; Micorrizas.

Abstract

Arbuscular Mycorrhizal Fungi are of great importance for agricultural and livestock systems because they are capable of colonizing up to 80% of terrestrial plants. These biological systems improve soil health, which translates into greater efficiency in the growth, productivity, and resistance to pathogens of mycorrhizal plants. Therefore, the objective of this research was to evaluate the isolation and infectivity of *Sclerocystis sinuosa* in *Megathyrsus maximus*, *Urochloa brizantha*, and *Zea mays*, under a completely randomized design (CRD) with three treatments and ten replicates each. Samples of mycorrhizal soil were collected using the “X” sampling model, and spore extraction was performed using the wet sieving and decanting method. Spore isolation and reproduction were carried out through trap cultures by inoculating 50 spores into seedling roots using the sandwich method with nitrocellulose paper. Root staining with trypan blue was performed, and the percentages of colonization and infectivity were evaluated through microscopic observation using the gridline intersection method. The results evidenced the absence of fungal structures such as hyphae, arbuscules, and intracellular vesicles in the roots of the grass species under study. The lack of spore colonization could be related to the maturation stage of the spores, duration of the experiment, environmental factors, or inoculum viability. It was concluded that *Sclerocystis sinuosa* did not show colonization in the inoculated grasses under the experimental conditions.

Keywords: Fungi; Colonization; Infectivity; *Sclerocystis sinuosa*; mycorrhizal.

Introducción

La actividad microbiana en la rizosfera es en parte la responsable del funcionamiento de los ecosistemas terrestres y de la fertilidad de los suelos agrícolas, entre los microorganismos benéficos de importancia en la rizosfera, se encuentran los hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA), los cuales contribuyen con el desarrollo y la nutrición de la planta y el incremento de la tolerancia de los cultivos contra condiciones de estrés de tipo biótico o abiótico. El uso de estos recursos biológicos, contribuyen a optimizar la calidad y la salud del suelo, suministrar el aporte de nutrientes e incrementar los rendimientos de los cultivos para sistemas agrícolas y pecuarios. (Pérez et al., 2016.).

Las micorrizas son asociaciones simbióticas mutualistas entre raíces del 80% de las plantas terrestres, estos hongos benéficos juegan un papel importante en la rizosfera de las plantas favoreciendo la calidad nutricional, puesto que permiten a la raíz explorar un volumen de suelo mayor del que lo hacen las raíces no micorrizadas, lo que se traduce en un mejor crecimiento y desarrollo de las mismas (Cabrales Herrera et al., 2017). Numerosos estudios han demostrado que los hongos micorrízicos arbusculares (AM) ayudan en la mejora del crecimiento de las plantas, ya sea aumentando su resistencia a la sequía y a las enfermedades o mejorando la eficiencia de la absorción de nutrientes (Bi et al., 2004) las gramíneas forrajeras presentan alto potencial para ser utilizadas como cultivos trampa para la reproducción y establecimiento de estos sistemas.

Sclerocystis sinuosa, es parte de este grupo de HMA benéficos para el suelo y cultivos, mostrando esporas con características singulares y capacidad para colonizar en diferentes variedades de plantas. Según indica (Sánchez-Reyna et al., 2020); esta especie de HMA posee cualidades de un alto potencial simbiótico, sin embargo, es una variedad muy poca estudiada y la información sobre reproducción e infectividad en estudios controlados con especies de gramíneas del trópico es bastante limitada.

En Ecuador, la diversidad forrajera es un pilar fundamental para la sostenibilidad de la ganadería que permite optimizar la alimentación del ganado e incluso mejorar la resiliencia de los sistemas productivos. (Pinela Castro et al., 2025), el estudio de la relación entre *Sclerocystis sinuosa* y las gramíneas forrajeras nos ayudará a mejorar la colonización de la espora, lo cual, es importante porque influye de manera positiva en el rendimiento de las pasturas, mejorando el impacto en la productividad y sostenibilidad de la ganadería, optimizando la eficiencia del uso de recursos y reduciendo también la dependencia de insumos externos como fertilizantes químicos, contribuyendo a mejorar la calidad y la salud del suelo.

El cultivo de especies y variedades de gramíneas más productivas, adaptadas a las diferentes condiciones edafoclimáticas en que se desarrolla la actividad pecuaria, es una de las vías para mejorar la base alimentaria del ganado (Rosales-Jenqui et al., 2021). Por lo tanto, las gramíneas seleccionadas para esta investigación (*Megathyrsus maximus*, *Urochloa brizantha* y *Zea mays*), son de gran importancia, teniendo en cuenta que en el trópico la actividad ganadera tiene un rol importante y es conocido que la alimentación del ganado

básicamente es en torno a las gramíneas, por ser la principal fuente de nutrientes y de bajo costo que crece en los potreros. Solís et al., (2020).

En consecuencia, el presente trabajo tuvo como objetivo evaluar el aislamiento e infectividad de *Sclerocystis sinuosa* en *Megathyrsus maximus*, *Urochloa brizantha* y *Zea mays*, estableciendo el porcentaje de colonización e infectividad micorrízicas en el sistema radicular, partiendo desde la recolección de suelo micorrizado, extracción y reproducción de las esporas en estudio, mediante técnicas microbiológicas ampliamente estudiadas en el campo experimental, con el fin, de aportar información científica para el aprovechamiento de Hongos Micorrízicos Arbusculares en diferentes sistemas productivos.

Material y métodos

Área de estudio.

El estudio se realizó en la facultad de Agro ciencias de la universidad Técnica de Manabí extensión Chone, situada en las coordenadas latitud sur 0°41' y 18.31", longitud oeste 80° 7' 25.01".

Diseño experimental y análisis estadísticos.

La investigación es de tipo experimental bajo un diseño completamente al azar (DCA) con alcance descriptivo, con tres tratamientos que corresponden a las variedades de gramíneas evaluadas, cada tratamiento con 10 repeticiones cada uno, utilizando un total de 30 unidades experimentales. Cada unidad experimental está compuesta por una planta cultivada en condiciones controladas e inoculadas con los HMAs *Sclerocystis sinuosa*.

Tabla 1.-

Detalle de los tratamientos aplicados.

Tratamiento	Especie	Repeticiones
T1	<i>Megathyrsus maximus</i> + <i>S. sinuosum</i>	10
T2	<i>Urochloa brizantha</i> + <i>S. sinuosa</i>	10
T3	<i>Zea mays</i> + <i>sinuosa</i> .	10

Fuente: Los Autores

Recolección de muestras.

Se realizó la recolección de muestras seleccionando 5 puntos al azar dentro de la facultad de Agro ciencias en cultivo de moringa y presencia de arvenses, estos a su vez se subdividieron utilizando un modelo de muestreo en "X" donde la primera muestra se toma en el centro y las otras 4 en cada extremo del área seleccionada, a una profundidad de 20 cm formando una sola muestra compuesta y homogénea de aproximadamente 1 kg de suelo por punto de extracción.

Figura 1.-

Diagrama de distribución de los 25 puntos de recolección de suelo micorrizado en el área de estudio.

MUESTRAS DE SUELO FACULTAD DE AGROCIENCIAS											
	P2		P3						P7		P8
		P1								P6	
	P4		P5						P9		P10
					P12		P13				
						P11					
P22		P23			P14		P15				
	P21										
P24		P25									
									P17		P18
										P16	
									P19		P20

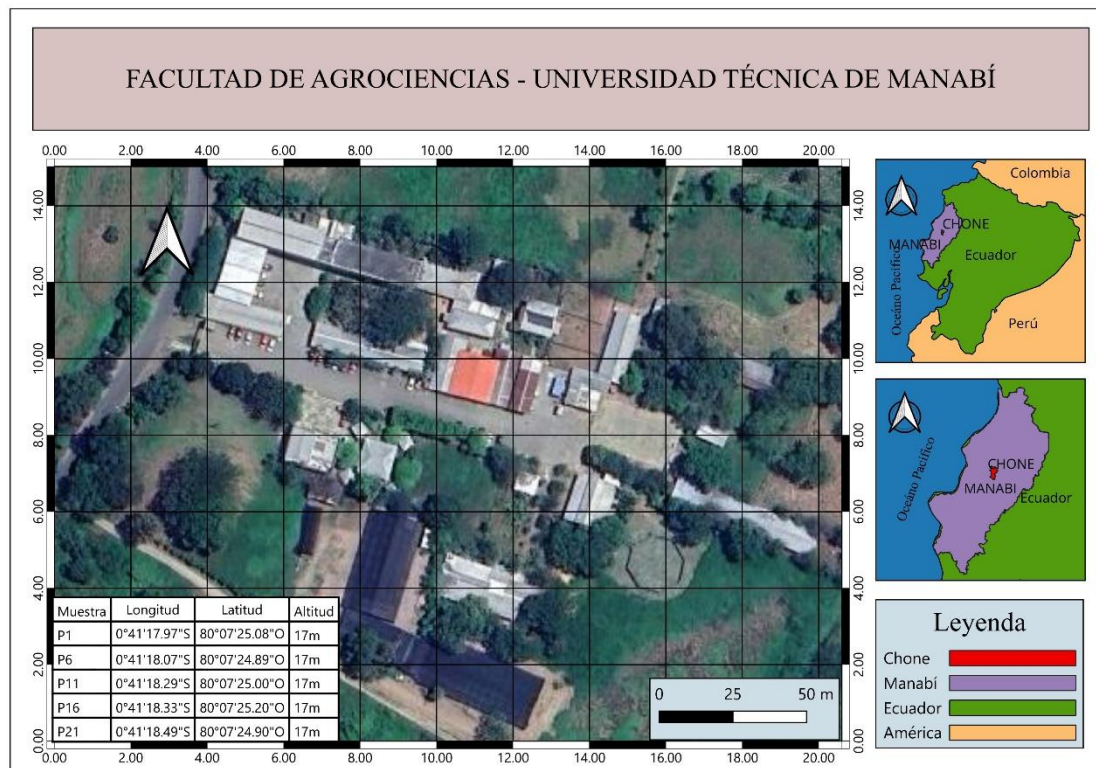
Fuente: Los Autores

Tabla 2.-
 Coordenadas de los puntos de muestreos.

Coordenadas Geográficas del suelo experimental			
Muestra	Longitud	Latitud	Altitud
P1	0°41'17.97"S	80°07'25.08"O	17m
P6	0°41'18.07"S	80°07'24.89"O	17m
P11	0°41'18.29"S	80°07'25.00"O	17m
P16	0°41'18.33"S	80°07'25.20"O	17m
P21	0°41'18.49"S	80°07'24.90"O	17m

Fuente: Los Autores

Figura 2.-
 Mapeo del lugar de muestreo.



Fuente: Los Autores

Extracción y conteo de esporas.

El proceso de extracción de esporas del suelo se realizó mediante la metodología de tamizado y decantación húmeda de (Gerdemann & Nicolson, 1963), de cada muestra se tomaron 100 gramos que son mezclados con agua en un recipiente, fusionando y agitando por varios minutos hasta disolver totalmente la parte sólida, para luego dejar en reposo por dos minutos aproximadamente.

Se filtró la mezcla a través de tamices de 425 μm , 125 μm y 45 μm , apilados en ese orden desde la parte superior, el material atrapado de cada tamiz se enjuaga con agua destilada y transfirió a una caja Petri con 5 ml de agua destilada, donde finalmente es realizada la identificación de esporas bajo el estereoscopio (OLYMPUS CX31) y extraídas con una pipeta Pasteur para realizar el conteo y guardarlas en tubos Eppendorf

Figura 3.-

Diagrama del proceso de extracción y aislamiento de esporas micorrízicas.



Fuente: Los Autores

Establecimiento de cultivos trampa para la multiplicación de esporas.

Para la reproducción de las esporas se realizó mediante el método de cultivos trampas, se inició realizando el semillero de las tres variedades de gramíneas hidratando la semilla por 12 horas para su germinación utilizando algodón, hasta realizar la inoculación de las esporas en la raíz de las plántulas.

Utilizando tarrinas de plástico de 1 kg debidamente identificadas, se inició llenando los envases con una capa ligera de ripio en el fondo, esto para facilitar el drenaje de agua favoreciendo así el desarrollo radicular, más suelo estéril como sustrato principal que consiste en tierra negra auto clavada a 121° C por 40 minutos, para la inoculación de las esporas se

realizó utilizando el método de sándwich con papel de nitrocelulosa de 45 micras de diámetro, inoculando 50 esporas en la raíz de las plántulas.

Establecido el cultivo se aplicó riego con agua de grifo, pasando un día durante 90 días, pasado ese tiempo se sometió el cultivo a un estrés hídrico con el fin de que haya población de esporas, bajando la frecuencia de riego una vez por semana, el experimento tuvo una duración total de 120 días, y se realizó en el laboratorio de suelos de la Facultad de Agrociencias de la Universidad Técnica de Manabí.

Variables a evaluar:

Caracterizar morfológicamente las esporas de *Sclerocystis sinuosa*, mediante técnicas de microscopia para confirmar su identidad.

De las esporas extraídas previamente, se realizó la separación de 50 esporas de *Sclerocystis sinuosa* en caja Petri, para caracterizarlas morfológicamente, estas se lavaron tres veces utilizando agua destilada y se observaron con el estereoscopio (OLYMPUS CX31), para evitar que las esporas sufran alteraciones en los extractos de la pared, ya que para la caracterización de las esporas se basa en las características morfológicas (diámetro, color, forma) realizando la comparación de esta especie con la descripción Internacional Vesícula Arbuscular Culture Collection (<https://invam.ku.edu/sinuosum/>), el diámetro de las esporas fue establecido por un ocular micrométrico adaptado al estereoscopio.

Evaluación del porcentaje de colonización micorrízicas: El porcentaje de colonización se evaluó utilizando pequeños fragmentos de raíces colonizadas al terminar el experimento, en el cual, se escogieron y cortaron 200 mg de raíces frescas por cada muestra previamente lavadas para eliminar restos de tierra adherido y se colocaron en tubos de ensayos a los que se añadió solución de KOH al 10% hasta cubrir la muestra, durante 1h en baño maría a 90°C para realizar el proceso de aclaramiento de raíces.

Después de transcurrido ese tiempo se lavó con abundante agua potable y se añadió una solución de HCL al 2% para acidificar, este proceso se realizó durante 20 min en baño maría a 90°C; luego se decantó y se aplicó 1 ml de colorante azul de tripán 0.4 % más 1 ml de agua destilada para teñir las raíces llevando las muestras a baño maría por 15 min a 90 °C, siguiendo la metodología de (Phillips & Hayman, 1970), seguido se procedió a retirar el exceso de colorante lavando las muestras cuidadosamente con abundante agua.

La valoración el porcentaje de colonización se realizó mediante de la metodología de intersección descrito por (Giovannetti & Mosse, 1980), mediante una cuadrícula de 1mm x 1mm observando al estereoscopio presencia de hifas, vesículas y arbuscúlos registrando mediante un contador manual las intersecciones micorrízicas.

El porcentaje de colonización micorrízicas se evaluó con la siguiente fórmula:

$$CM (\%) = \frac{NIC}{NT} \times 100$$

Donde:

CM (%) = Porcentaje de colonización Micorrízicas.

NIC= Número de intersecciones colonizadas.

NT= Número total de intersecciones colonizadas.

Evaluación del porcentaje de infectividad.

El porcentaje de infectividad, se evaluó mediante la capacidad del hongo *Sclerocystis sinuosa* para penetrar e invadir la raíz intensamente, y a su vez, formar asociación funcional dentro de las variedades de gramíneas utilizadas.

Por lo cual, se evaluó presencia fúngica intracelular en raíces teñidas obtenidas en el experimento, esta se realizó mediante la técnica microscópica del método del cuadrante de (Giovannetti & Mosse, 1980), representado numéricamente por la siguiente fórmula.

$$I (\%) = \frac{\text{Segmentos infectados}}{\text{Segmentos totales observados}} \times 100$$

Donde:

I (%) = Porcentaje de infectividad.

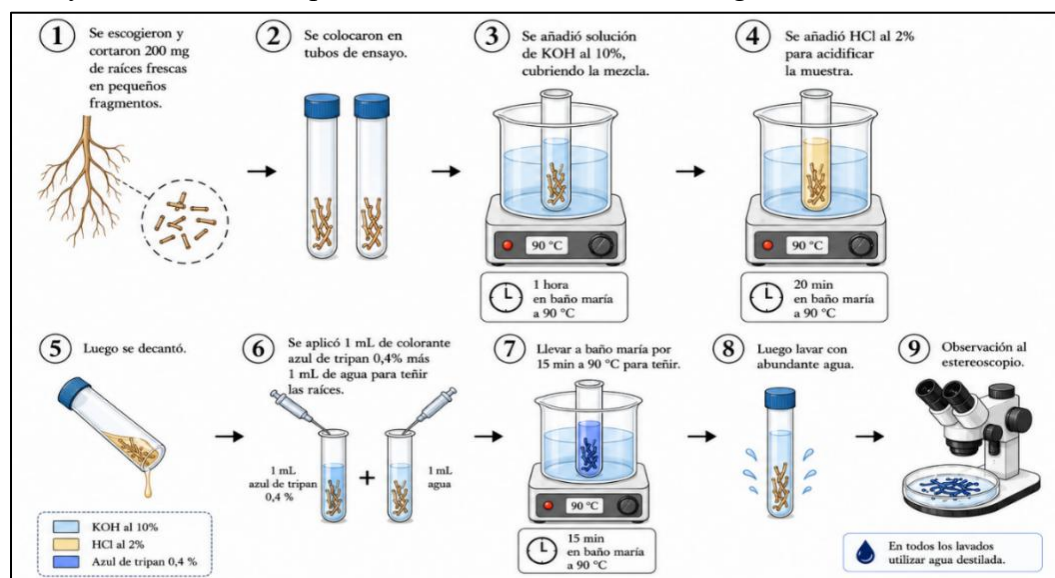
SI= Segmentos infectados.

STO= Segmentos totales observados.

Figura 4.-

Esquema del proceso de coloración y tinción de raíces

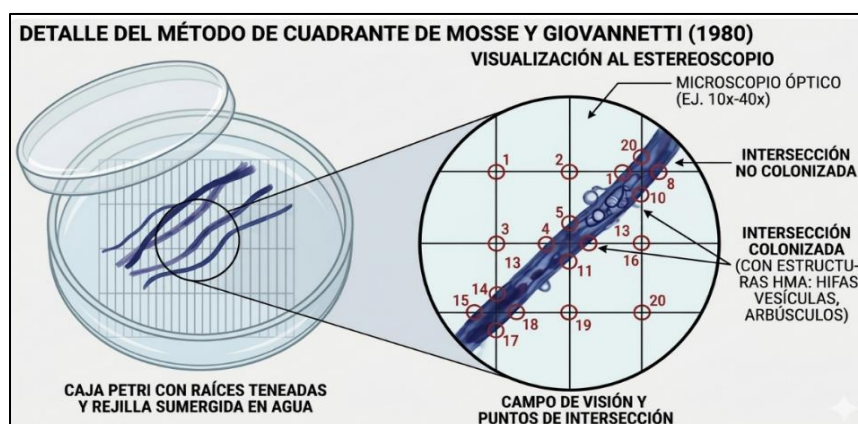
Aclaración y tinción de raíces para evaluar colonización de hongos micorrizas arbusculares



Fuente: Los Autores

Figura 5.-

Esquema del método de observación de colonización micorrícica.

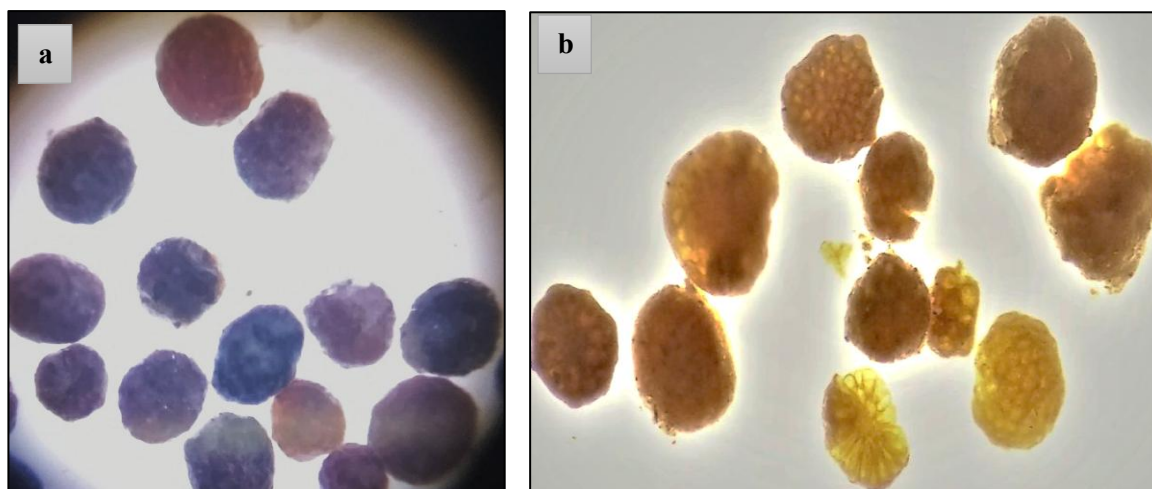


Fuente: Los Autores

Resultados

Caracterización morfológicamente las esporas de *Sclerocystis sinuosa*, mediante técnicas de microscopía.

Las esporas observadas mostraron morfología globosa o subglobosa, con diámetro que oscila entre 90 y 260 μm , presentaron coloración variable desde amarillo claro hasta marrón anaranjado oscuro esto se debe al estado de maduración de la espora. Se observaron agrupaciones densas de esporas formando estructuras tipo esporocarpos. Dichas características coinciden con las imágenes y descripciones presentadas por la base de datos Colección Internacional de Hongos Micorrízicos Arbusculares (Vesiculares) INVAM para el género de *Sclerocystis*.

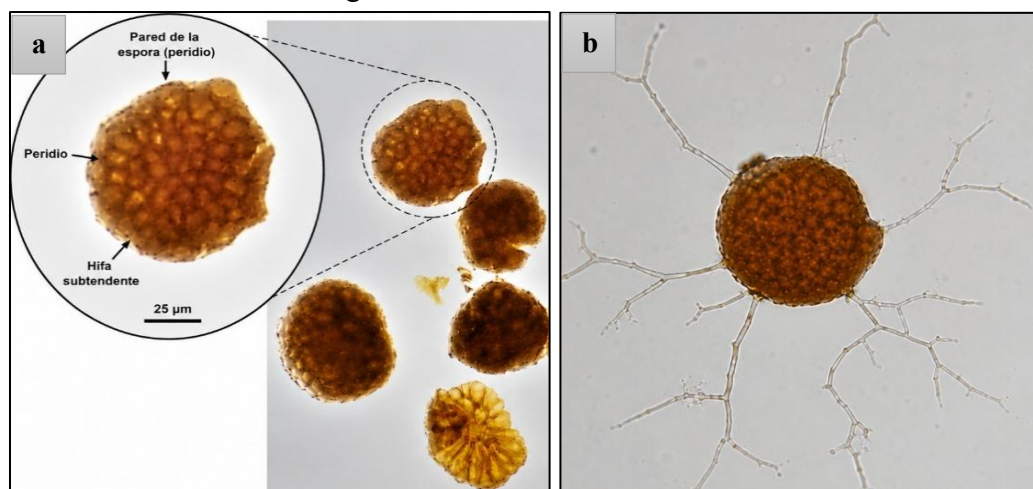
Figura 6.-Esporas de *Sclerocystis sinuosa* aisladas.

Fuente: Los Autores

Ilustración de esporas *Sclerocystis sinuosa* observadas al estereoscopio, para la caracterización morfológicas: a= *Sclerocystis sinuosa* de color más oscuras; b= *Sclerocystis sinuosa* con variación de tonalidades marrón-amarillentas de diferentes tamaños.

Figura 7.-

Caracterización morfológica de las partes de la espora y representación gráfica del proceso de germinación de hifas.



Fuente: Los Autores

Esquema de *Sclerocystis sinuosa*, observando peridio (pared de la espora), e hifa subterente (a); representación gráfica del proceso de germinación de la espora elaborada a partir de imágenes obtenidas in vitro reportada por Bi et al., (2004) (b).

Porcentaje de colonización:

De la colonización micorrízicas, se mostró ausencia total de la presencia de estructuras fúngicas asociadas a *Sclerocystis sinuosa* en las raíces de *Megathyrsus maximus*, *Urochloa brizantha* y *Zea mays*, durante la observación microscópica con estereoscopio de las muestras teñidas no se evidenció presencia alguna de intersecciones radical de hifas, vesículas y arbuscúlos.

Por lo tanto, el análisis mediante el método de intersección de Giovannetti & Mosse, (1980), arrojó resultados 0% de porcentaje de colonización para los tres tratamientos aplicados, estos resultados indican la no colonización de *Sclerocystis sinuosa* en las raíces de las gramíneas en estudio bajo las condiciones experimentales aplicados en esta investigación.

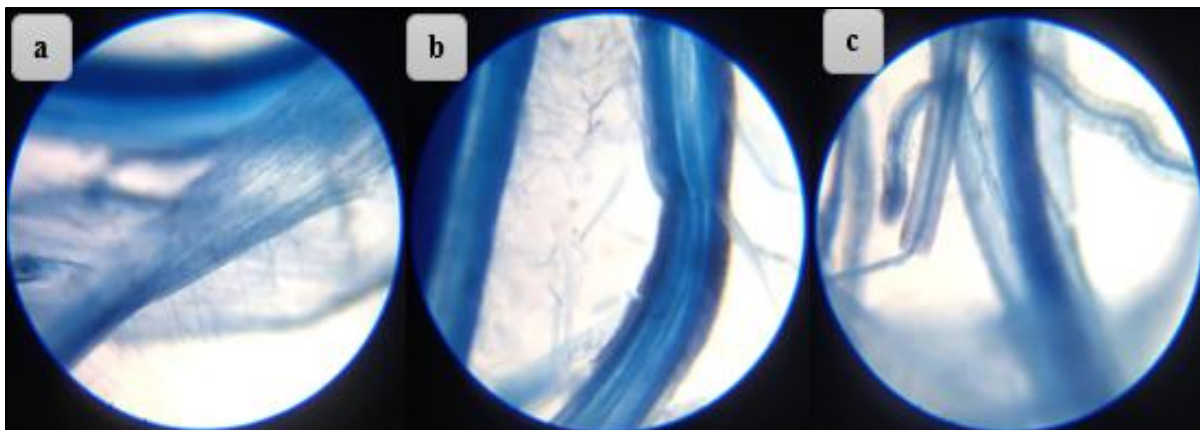
Porcentaje de infectividad:

De la infectividad, se mostró ausencia total de la presencia de esporas asociadas a *Sclerocystis sinuosa* en las raíces de *Megathyrsus maximus*, *Urochloa brizantha* y *Zea mays*, durante la observación microscópica con estereoscopio de las muestras teñidas no se evidenció presencia alguna de hifas, vesículas y arbuscúlos intracelulares.

En consecuencia, se reporta 0% de porcentaje de infectividad para los tratamientos aplicados, exponiendo así, que las esporas de *Sclerocystis sinuosa* no lograron asociación en las gramíneas de estudio durante el tiempo de duración del experimento.

Figura 8.-

Observación microscópica de raíces teñidas de las gramíneas evaluadas sin presencia de estructuras fúngicas: hifas, arbuscúlos y vesículas.



Muestras de raíces teñidas con azul de tripán observadas al microscopio sin presencia de estructuras micorrízicas. a.- *Megathyrus maximus*; b.- *Urochloa brizantha* y c.- *Zea Mays*.

Fuente: Los Autores

Discusión

Caracterización de esporas.

Como se logró evidenciar en la caracterización morfológica de las esporas, nos permitió establecer similitudes con *Sclerocystis sinuosa*, observándose agrupaciones densas de esporas formado por estructuras tipo esporocarpos de paredes gruesas debido al desarrollo de hifas entrelazadas, según Salmerón-Santiago et al., (2015) es una característica morfológica importante para este género, con coloración marrón oscura hasta amarillo claro, características descritas por INVAM, (s,f) y Bi et al., (2004), con diámetro que oscila entre 90 y 260 μm intervalos que coinciden con Wu, (1993) reportado para *Sclerocystis sinuosa*.

Colonización e Infectividad.

Bi et al., (2004), reportan germinación exitosas para *Sclerocystis sinuosa* bajo condiciones experimentales in vitro, para esta investigación experimental se reportan 0 % de colonización e infectividad en la variedades de gramíneas evaluadas; diferencias que se pueden atribuir al estado fisiológica de las esporas, ya que, Almeida & Schenck, (1990) indican que, en esporas inmaduras o senescentes baja el contenido celular lo que disminuye la capacidad germinativa bajando la colonización en las raíces hospederas.

(Lara-Pérez et al., 2020), Indican que, la afluencia y composición de los Hongos Micorrizicos Arbusculares puede variar según la estacionalidad y las condiciones ambientales, haciendo diferencia importante en las épocas de sequía y lluviosa; basado en este contexto el estado fisiológico de las esporas extraídas para este experimento pudo influir de manera significativa en el establecimiento simbiótico de *Sclerocystis sinuosa* en las gramíneas de estudio debido a que las esporas fueron recolectadas en el mes de Agosto correspondiente a época seca en Ecuador.

Según Salgado García et al.,(2014), reportan porcentaje de (88.9%) en colonización natural micorrizica con *Sclerocystis sinuosa* en cultivos de caña establecidos; valores que difieren con este experimento obteniendo 0% de colonización e infectividad inoculando directamente las esporas aisladas obtenidas de muestras micorrizadas en la raíz de las plantulas. Por otro lado la capacidad infectiva del hongo micorrizico arbuscular depende de la fuente del inóculo (Lauriano-Barajas & Vega-Frutis, 2018), obteniendo resultados altos de colonización entre comunidades de micorizas establecidas versus esporas inoculadas directamente al hospedador.

Liu & Wang, (2003) sugiere que, existe selectividad entre las plantas hospedadoras y los HMA, así mismo, varios autores coinciden en que existe la incompatibilidad funcional entre las especies de AM y las plantas hospedantes (Barea et al. 1991, Cuenca 2009). y aunque no hay una especificidad estricta del hospedador, hay una preferencia del hospedador entre los simbiontes (Kiers et al. 2011). obtenido de (Lauriano-Barajas & Vega-Frutis, 2018), y por los resultados alcanzados en esta investigación, y debido a la poca información de la aplicación de *Sclerocystis sinuosa* inoculadas en cultivos se puede inferir en la baja compatibilidad hospedador-simbionte con las variedades de gramíneas bajo las condiciones experimentales en este estudio

Por otro lado Ricárdez-Pérez et al., (2025), dice que la afluencia de la asociación simbiótica puede disminuir radicalmente debido a que exista incompatibilidad biológica con el hospedador, en este contexto la adaptación entre el hongo micorrízico y el hospedador pudo ser afectado. Por lo tanto, debido a la versatilidad en el comportamiento de adaptabilidad de los HMA, podemos decir que el éxito de la colonización micorrízica, no depende únicamente del ecosistema ambiental dentro del experimento, también influye la coadaptación de *Sclerocystis sinuosa* y *Megathyrsus maximus*, *Urochloa brizantha* y *Zea mays*, lo cual pudo haber afectado la simbiosis. Cheng et al., (2021)

Es posible que el déficit hídrico se haya aplicado de manera tardía, lo cual infirió en la falta de germinación inicial de la espora como indica Santana et al., (2023) coincidiendo con la misma teoría, (Benavides et al., 2011), quien expone, además, que el tipo de planta y hongo, las condiciones de cultivo y el tiempo de exposición interfieren con el potencial de colonización radical.

Por lo tanto, los resultados obtenidos en esta investigación exhortan a la realización de pruebas de compatibilidad más específicas del inóculo, para evitar fallas en el proceso de colonización. Berruti et al., (2016), tomando en cuenta que la capacidad del hongo de realizar simbiosis con el hospedante puede disminuir fuera de su área natural González Cañizares et al., (2016), estudios adicionales con mayor número de aislamientos micorrízicos, permitirán dilucidar los factores que impidan la colonización fúngica. Arcidiacono et al., (2024).

La publicación de resultados negativos, como los obtenidos en esta investigación es crucial porque nos ayuda a comprender las interacciones complejas entre planta-hongo en los cultivos de interés en condiciones controladas Prettl et al., (2024) Como también el estudio más profundo de dependencias temporales de las interacciones HMA-Planta, Sendek, et al, (2019) de esta manera nos permitirá evaluar el periodo de duración de 120 días de este experimento fue el correcto, o a lo mejor *Sclerocystis sinuosa* necesita más tiempo para realizar la germinación.

Conclusiones

Durante este experimento se realizó el aislamiento de esporas *Sclerocystis sinuosa* para evaluar la simbiosis biótica con las gramíneas de interés pecuario *Megathyrsus maximus*, *Urochloa brizantha* y *Zea mays*, obteniendo valores de 0% de colonización e infectividad en un periodo de tiempo de 120 días, aun inoculando esporas morfológicamente compatibles con el cultivo.

Según la literatura, indica que la asociación activa hongos-planta, se debe a varios factores, como condiciones ambientales, la coadaptación simbiótica, viabilidad del inóculo, tiempo de evaluación, componentes que pudieron interferir en un resultado positivo, lo cual, nos permite comprender la complejidad de estas interacciones entre hongos micorrízicos y sus hospedantes.

Realizar evaluaciones experimentales con diferentes tipos de inóculos, mayor tiempo de evaluación nos permitirá aportar evidencias que ayuden a dilucidar las dudas existentes sobre este proceso biológico en importante para los cultivos.

Referencias bibliográficas

- Arcidiacono, M., Pellegrino, E., Nuti, M., & Ercoli, L. (2024). Field inoculation by arbuscular mycorrhizal fungi with contrasting life-history strategies differently affects tomato nutrient uptake and residue decomposition dynamics. *Plant and Soil*, 500(1–2), 105–127. <https://doi.org/10.1007/s11104-023-05995-8>
- Almeida, R. T., & Schenck, N. C. (1990). A revision of the genus *Sclerocystis* (Glomaceae, Glomales). *Mycologia*, 82(6), 703–714.
- Benavides, O. P., Belezaca Pinargote, C., Silva, W. M., Zambrano, E. V., Lara, V. G., Mendoza, E. P., Haz Álvarez, I. M., Vía, ½, Domingo De Los Tsáchilas, S., Quevedo, C. P. 73, Ríos, L., & Haz Álvarez, M. (2011). Recibido en forma corregida. In *Publicado como ARTÍCULO en Ciencia y Tecnología* (Vol. 4, Number 2).
- Berruti, A., Lumini, E., Balestrini, R., & Bianciotto, V. (2016). Arbuscular mycorrhizal fungi as natural biofertilizers: Let's benefit from past successes. In *Frontiers in Microbiology* (Vol. 6, Number JAN). Frontiers Media S.A. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2015.01559>
- Bi, Y., Li, X., Wang, H., & Christie, P. (2004a). Establishment of monoxenic culture between the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus sinuosum* and Ri T-DNA-transformed carrot roots. *Plant and Soil*, 261(1–2), 239–244. <https://doi.org/10.1023/B:PLSO.0000035537.16639.7b>
- Bi, Y., Li, X., Wang, H., & Christie, P. (2004b). Establishment of monoxenic culture between the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus sinuosum* and Ri T-DNA-transformed carrot roots. *Plant and Soil*, 261(1–2), 239–244. <https://doi.org/10.1023/B:PLSO.0000035537.16639.7b>
- Cabrales Herrera, E. M., Luis Barrera Violeth, J., & Titular Área Fitotecnia, D. (2017). *HONGOS MICORRIZÓGENOS NATIVOS DE SUELOS SULFATADOS ÁCIDOS DEL DEPARTAMENTO DE CÓRDOBA*.
- Cheng, S., Zou, Y. N., Kuča, K., Hashem, A., Abd-Allah, E. F., & Wu, Q. S. (2021). Elucidating the Mechanisms Underlying Enhanced Drought Tolerance in Plants Mediated by Arbuscular Mycorrhizal Fungi. In *Frontiers in Microbiology* (Vol. 12). Frontiers Media S.A. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.809473>
- Giovannetti, M., & Mosse, B. (1980). An Evaluation of Techniques for Measuring Vesicular Arbuscular Mycorrhizal Infection in Roots. *The New Phytologist* 84, no. 3, 489–500.
- González Cañizares, P. J., Ramírez Pedroso, J. F., Espinosa, R. R., Jiménez, A. H., & Flores, G. C. (2016). Effectiveness of inoculation of two forage legumes grown on two soil types with arbuscular mycorrhizal fungi. *Tropical Grasslands-Forrajes Tropicales*, 4(2), 82–90. [https://doi.org/10.17138/tgft\(4\)82-90](https://doi.org/10.17138/tgft(4)82-90)
- INVAM. (s.f). *nternational Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi*. Obtenido de *Sclerocystis sinuosum*. : <https://invam.ku.edu/sinuosum>
- Lara-Pérez, L. A., Oros-Ortega, I., Córdova-Lara, I., Estrada-Medina, H., O'Connor-Sánchez, A., Góngora-Castillo, E., & Sáenz-Carbonell, L. (2020). Seasonal shifts of

- arbuscular mycorrhizal fungi in Cocos nucifera roots in Yucatan, Mexico. *Mycorrhiza*, 30(2–3), 269–283. <https://doi.org/10.1007/s00572-020-00944-0>
- Lauriano-Barajas, J., & Vega-Frutis, R. (2018). Infectivity and effectivity of commercial and native arbuscular mycorrhizal biofertilizers in seedlings of maize (*Zea mays*). *Botanical Sciences*, 96(3), 395–404. <https://doi.org/10.17129/botsci.1855>
- Liu, R., & Wang, F. (2003). Selection of appropriate host plants used in trap culture of arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*, 13(3), 123–127. <https://doi.org/10.1007/s00572-002-0207-4>
- Pérez, A. F., Cury, K. I., & Oviedo, L. E. (n.d.). *Colonización de micorrizas arbusculares en tres especies de pasturas del departamento de Sucre* Colonization of arbuscular mycorrhizas fungi in three species of pastures of the department of Sucre.
- Pinela Castro, D., González Puetate, I., Cedeño Reyes, P. P., Álava Cobeña, J., Villacis Mosquera, S., & Novillo Celleri, J. (2025). Fortalecimiento de la Ganadería
- Phillips, J., & Hayman, D. (1970). Improved procedures for clearing rooys and vesicular-arbuscular fungi for rapid assessment of the infection. *Mycological Society*, 55: 158-161.
- Ecuatoriana: Manejo Sostenible de Pastos, Forrajes y Sistemas Silvopastoriles para un Futuro Resiliente. *LATAM Revista Latinoamericana de Ciencias Sociales y Humanidades*, 6(2). <https://doi.org/10.56712/latam.v6i2.3769>
- Ricárdez-Pérez, J. D., Rodríguez-Robles, U., Villanueva-López, G., Van der Wall, H., Oros-Ortega, I., & Lara-Pérez, L. A. (2025). Biotic and abiotic factors determining the presence of arbuscular mycorrhizal fungi in tropical agroecosystems of Tabasco, Mexico. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 28(3). <https://doi.org/10.56369/tsaes.5863>
- Salmerón-Santiago, I. A., Pedraza-Santos, M. E., Mendoza-Oviedo, L. S., & Chávez-Bárceñas, A. T. (2015). CRONOLOGÍA DE LA TAXONOMÍA Y CLADÍSTICA DE LOS GLOMEROMICETOS CHRONOLOGY OF THE TAXONOMY AND CLADISTICS OF GLOMEROMYCETES. In *Artículo de Revisión Rev. Fitotec. Mex* (Vol. 38, Number 2).
- Salgado García, S. C. (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.
- Sánchez-Reyna, L., Salgado-García, S., Cordova Sanchez, S., Hernández-Cuevas, L., Gómez-Leyva, J. F., Palma-López, D. J., Castañeda-Ceja, R., & García-de la Cruz, R. (2020). La Capacidad infectiva de propágulos de Hongos Micorrizicos Arbusculares en caña de azúcar (*Saccharum spp.*). *Agro Productividad*, 13(1). <https://doi.org/10.32854/agrop.vi0.1576>
- Santana, L. R., da Silva, L. N., Tavares, G. G., Batista, P. F., Cabral, J. S. R., & Souchie, E. L. (2023). Arbuscular mycorrhizal fungi associated with maize plants during hydric deficit. *Scientific Reports*, 13(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-023-28744-4>

- Solís Canchingre, E. V., Intriago Mendoza, H. O., Noa Monzón, A., Zambrano Barcia, T. A., & Andrade Almeida, J. A. (2020). Efecto de la inoculación de micorrizas arbustivas en la evaluación agronómica de cuatro tipos de pastos en el cantón Pedernales, provincia de Manabí, Ecuador. *TAYACAJA*, 3(2). <https://doi.org/10.46908/rict.v3i2.99>
- Wu, C.-G. (1993). Glomales of Taiwan: IV. A monograph of Sclerocystis (Glomaceae). *Mycotaxon*, 49, 327-349.

Conflicto de intereses:

Los Autores declaran que no existe conflicto de interés posible.

Financiamiento:

No existió asistencia financiera de partes externas al presente artículo.

Agradecimiento:

Nos gustaría agradecer al Centro de Análisis Biológico y Agroalimentario de la Universidad Técnica de Manabí por su valiosa colaboración y apoyo técnico en el desarrollo de esta investigación. Su compromiso con la excelencia científica se refleja en los resultados alcanzados.

Nota:

El artículo no es producto de una publicación anterior