



UNIVERSIDAD DE ORIENTE
NÚCLEO DE SUCRE
ESCUELA DE CIENCIAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA

EFECTO DE LA INOCULACIÓN CON HONGOS MICORRÍZICOS
ARBUSCULARES SOBRE LA TOLERANCIA SALINA DEL CULTIVO DE
CHÍCHARO (*Cajanus cajan* L. Millsp.)
(Modalidad: Tesis de Grado)

EUDAR LUIS CABELLO CHACÓN

TRABAJO DE GRADO PRESENTADO COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OPTAR AL TÍTULO DE LICENCIADO EN BIOLOGÍA

CUMANÁ, 2022

EFFECTO DE LA INOCULACIÓN CON HONGOS MICORRÍZICOS
ARBUSCULARES SOBRE LA TOLERANCIA SALINA DEL CULTIVO DE
CHÍCHARO (*Cajanus cajan* L. Millsp.)

APROBADO POR:



Profa. Fanny Medina
Asesora



Profa. Rosanna Valerio
Jurado



Profa. Elérída Franco
Jurado

ÍNDICE

| | |
|---|-----|
| DEDICATORIA | I |
| AGRADECIMIENTOS | II |
| LISTA DE TABLAS | III |
| LISTA DE FIGURAS..... | IV |
| RESUMEN | V |
| INTRODUCCIÓN | 1 |
| METODOLOGÍA | 6 |
| Ubicación del ensayo..... | 6 |
| Material de siembra | 6 |
| Manipulación y análisis del suelo | 6 |
| Inóculo micorrízico | 6 |
| Siembra e inoculación | 7 |
| Salinidad..... | 7 |
| Fertilización fosfórica..... | 7 |
| Diseño experimental..... | 8 |
| Estudios en el vivero | 8 |
| Altura de la planta | 8 |
| Grosor del cuello del tallo..... | 8 |
| Número de hojas | 9 |
| Sobrevivencia de las plantas de chícharo..... | 9 |
| Longitud del sistema radical | 9 |
| Estudios en el laboratorio | 9 |
| Biomasa seca de las plantas | 9 |
| Porcentaje de infección micorrízica..... | 10 |
| Análisis estadísticos | 11 |
| RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 12 |
| Análisis fisicoquímico del suelo..... | 12 |
| Evaluación de la parte aérea de las plantas | 17 |
| Altura de la planta | 17 |
| Grosor del cuello del tallo..... | 19 |

| | |
|---|----|
| Número de hojas | 21 |
| Sobrevivencia | 24 |
| Longitud del sistema radical..... | 27 |
| Biomasa seca | 28 |
| Porcentaje de infección micorrízica | 30 |
| CONCLUSIONES | 35 |
| RECOMENDACIONES..... | 36 |
| BIBLIOGRAFÍA | 37 |
| APÉNDICES | 47 |
| ANEXOS | 51 |
| HOJA DE METADATOS | 52 |

DEDICATORIA

Para mi mamá Gledys Chacón que siempre me ha apoyado en todas las cosas referentes a mi educación y ha cuidado de mí en cada etapa de mi vida; junto con mi abuela Luisa Elena Meneses, tías Yumirla, Odalys y Belkys Chacón y mi familia materna. También a mi papá Eudar Cabello y a Marlenis Marcano quienes a su modo colaboraron en lograr esta meta.

Tengo tres madres académicas a quienes también dedico este trabajo por influenciar con su amor a esta área y su dedicación en cultivar ese amor por las plantas y hongos micorrízicos en sus alumnos. La profesora Isabel Mimbela la cual me introdujo al mundo de micorriza y siempre tuvo la disposición a guiarme desde antes de pedirle ser su tesista, a la profesora Elérida Franco por ser la profesora que notó mi interés por las plantas y me pidió que fuera el preparador del Laboratorio de Botánica; del cual aprendí tanto y me permitió enamorarme cada vez más de las plantas.

Otra persona que influyó bastante en seguir mi amor por las plantas tal vez al ser mi primer profesor de Biología en la Universidad de Oriente fue José Veliz, quien sembró en mí la semilla del interés por estudiar las plantas y fue esta una de las razones de volver a esta carrera tras cambiarme a Bioanálisis. Deje al último pero para nada es menos importante a mi asesora Fanny Medina, quien ha sido vital en esta etapa académica tan crítica y poco alentadora; ha sido fundamental en los momentos en que decía que no se puede, ella me ha demostrado que si se puede y ha sido sumamente dedicada en cada cosita puesta para esta tesis y en mi formación en esta área y solo espero hacerla sentir orgullosa al igual que a todos los mencionados en esta dedicatoria.

AGRADECIMIENTOS

Al Laboratorio de Suelos de la Escuela de Ingeniería Agronómica de la Universidad de Oriente núcleo de Monagas, por la realización del análisis fisicoquímico del suelo.

Al señor Robert Rodríguez y Juan Palomo quienes siempre tuvieron la buena disposición de hacerme de transporte cuando más lo necesitaba.

A los miembros del Departamento de Biología (especialmente a Zulema Cortez, la señora Gladys Urtiaga y el señor Frankis Campos) quienes siempre han sido muy amables conmigo en cada momento que necesitaba alguna información o realizar muchos trámites.

A los profesores de quienes valoraré sus enseñanzas sobre las plantas y sus polinizadores: José Imery, Mercedes Acosta, Rosanna Valerio, Víctor Franco, Yelitza Mago, Tania Ramírez, Jorge Muñoz y Gedio Marín.

A los compañeros que me animaron cuando pensé que no seguiría: Ana Milano, Wendy Ozols, Adriana Castillejo, Abdy García, Mydream Montilla y Rolando Balbás.

Amigas que hice en Bioanálisis y que llevaré en mi mente y corazón para toda la vida: Lourdes Bastardo, Oriannys Pineda y Solmarlys Millán. Aprovecharé de agradecer a todas las personas que conforman el Departamento de Bioanálisis, tanto compañeros como profesores, con las cuales pude aprender, compartir e hicieron agradable mi estadía en esta carrera.

No puedo dejar de agradecer a mis amigos y colegas tesisistas, los cuales hemos sido muy cómplice en cada uno de los pasos en esta última etapa de la carrera. Algunas nuevas como es el caso de Amieluz Ramos y Beda Acuña, pero no por eso quiero menos. Y a los que iniciaron conmigo, Juan Centeno y Geraldine Rodríguez, quienes a pesar de por un tiempo no estar en la misma carrera la amistad siempre siguió. Otro que inició con nosotros es mi amigo Antonio Alvarado que me insistió volver a Biología y hasta ofreció ayudarme con los trabajos manuales que nunca fui bueno, nunca cumplió y hasta terminó abandonando la carrera pero sé que no la amistad.

LISTA DE TABLAS

| | |
|--|----|
| Tabla 1. Análisis fisicoquímico de un suelo de vivero proveniente de una plantación ubicada en la población de San Fernando, comunidad San Fernando, municipio Montes, estado Sucre, Venezuela. | 12 |
|--|----|

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1. Altura de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), durante los 42 días después de la emergencia..... 18
- Figura 2. Grosor del cuello del tallo (mm) de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), durante los 42 días después de la emergencia 20
- Figura 3. Número de hojas de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), durante los 42 días después de la emergencia..... 22
- Figura 4. Porcentaje de sobrevivencia de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM) 25
- Figura 5. Porcentaje de sobrevivencia de plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), durante los 42 días después de la emergencia..... 26
- Figura 6. Longitud del sistema radical de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), a los 42 días después de la emergencia 27
- Figura 7. Biomasa seca de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), durante los 42 días después de la emergencia..... 29
- Figura 8. Frecuencia de micorrización (%F) del sistema radical de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM) 31
- Figura 9. Riqueza arbuscular (%A) del sistema radical de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM) 33

RESUMEN

Los suelos del estado Sucre, por ser un estado costero, tienen la tendencia a ser salinos y esto suele representar un problema para los cultivos de interés agronómico y alto valor nutricional como las leguminosas (especialmente del chícharo). Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) son microorganismos simbióticos que colonizan el sistema radical del 90% de plantas terrestres y aumentan la resistencia a la salinidad de su hospedero. Se evaluó el efecto de la inoculación de HMA nativos sobre la tolerancia al estrés salino de las plantas de chícharo (*Cajanus cajan*). Se realizó siembra directa de 10 semillas de chícharo por envase, que contenía un kg del suelo estéril e inoculado con 50 g del inóculo micorrízico nativo. Las plantas fueron mantenidas en condiciones de vivero y después de su emergencia, se realizó raleo manteniendo dos plantas por envase a las que les fue aplicado cada cinco días 50 mL del tratamiento correspondiente (0, 100, 150 y 200 mM de NaCl), mediante disoluciones con agua filtrada, hasta la cosecha (42 días después de la emergencia de las plantas). Semanalmente se registró la sobrevivencia de las plantas y los parámetros de crecimiento y desarrollo (altura, grosor del cuello del tallo y número de hojas fotosintéticas). Después de la cosecha se evaluó longitud del sistema radical, biomasa seca, frecuencia de micorrización (%F) y riqueza arbuscular total (%A). Los resultados mostraron diferencias no significativas en la altura, número de hojas fotosintéticas, longitud del sistema radical, biomasa seca, sobrevivencia y %F. El grosor del cuello del tallo y %A mostraron diferencias significativas, siendo las plantas control (0 mM de NaCl) las que registran los mayores valores en ambas variables. La aplicación de las distintas concentraciones de NaCl (100, 150 y 200 mM) no afecta el crecimiento y desarrollo de *Cajanus cajan*, a los 42 días de su emergencia. Estos resultados permiten aseverar que la inoculación temprana de HMA nativos ofrece protección al sistema radical de las plantas de chícharo cultivadas en suelos salinos, permitiéndoles crecer y desarrollarse normalmente.

Palabras clave: Inóculo nativo, sobrevivencia, suelos salinos, NaCl, bioprotección.

INTRODUCCIÓN

El chícharo [*Cajanus cajan* (L.) Millsp.] es una leguminosa arbustiva, originaria de la India, resistente a la sequía, ya que posee un complejo sistema radical que le permite adaptarse fácilmente a suelos semiáridos (Castillo-Gómez *et al.*, 2016). Tiene una altura de 80 a 120 cm, flor púrpura, tallo con grosor de aproximadamente 12 mm, crecimiento determinado, vainas de cinco celdas, grano color crema y un ciclo vital de 110 a 130 días, con potencial de cosecha mecanizada de grano seco (López *et al.*, 2006). España *et al.* (2006) demostraron experimentalmente que *Rhizobium* o *Bradyrhizobium*, son bacterias simbioses capaces de realizar la fijación biológica de nitrógeno en el chícharo, bajo condiciones de invernadero.

El chícharo se emplea en la preparación de platillos de gran diversidad; representando un elemento muy importante de la dieta humana (Centurión *et al.*, 2003). Además de ser fuente de proteínas, carbohidratos, fibra dietética, algunas vitaminas y minerales, las leguminosas son bajas en grasa y sodio, no tienen colesterol pero contienen oligosacáridos y sustancias antinutricionales (Attia *et al.*, 1994), motivo que lo convierte en un producto con mucho potencial en la canasta familiar. En Suramérica, el chícharo se cultiva para ser usado en la alimentación animal, por su alto contenido de proteínas y una producción de hasta 50 toneladas (T) de forraje verde por hectárea (ha). Además, tiene acciones farmacológicas, ayuda a la recuperación de suelos y a la producción de abonos verdes (Castillo-Gómez *et al.*, 2016).

Micorriza (del griego mykes-hongo, rhiza-raíz) es la asociación mutualista existente entre algunos hongos del suelo y las raíces de la mayoría de las plantas. Los registros fósiles más antiguos indican que dicha asociación tiene unos 400 millones de años, lo que ha llevado a considerar la compleja coevolución entre las plantas y sus hongos asociados, que se manifiesta en la amplia distribución del fenómeno (se ha estimado que el 90% de las plantas terrestres están micorrizadas) y en la diversidad de mecanismos morfológicos, fisiológicos y ecológicos implicados (Sosa *et al.*, 2006). Durante la simbiosis, la planta hospedera recibe nutrientes minerales del suelo tomados por el hongo (principalmente fósforo), mientras que éste obtiene compuestos carbonados

derivados de la fotosíntesis (Brundrett *et al.*, 1996; Serralde y Ramírez, 2004).

Los hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA) pertenecen al phylum Glomeromycota y tienen una amplia distribución en el planeta (Smith y Read, 2008). Estos microorganismos colonizan el tejido radical de la planta hospedera, donde desarrollan hifas (intra o intercelular), arbuscúlos (estructuras arborescentes que permiten el intercambio bilateral de nutrientes), hifas extrarradicales (conjunto de hifas que interactúan con el ecosistema de la rizosfera y son las encargadas de la absorción y transporte de nutrientes del suelo) y esporas formadas en el micelio extrarradical (Peterson *et al.*, 2004; Agrios, 2005). En todas las especies de HMA, a excepción de las pertenecientes a los géneros *Gigaspora* y *Scutellospora*, se presentan vesículas, las cuales son estructuras intraradicales que sirven de depósito de sustancias carbonadas (principalmente lípidos) necesarias para el fitosimbionte (Gárate y Bonilla, 2000; Schüssler *et al.*, 2001; Peterson *et al.*, 2004; Liasu y Ogundola, 2006; Sosa *et al.*, 2006).

La simbiosis micorrízica tiene la ventaja de no presentar una especificidad taxonómica marcada, aunque se ha descrito que el número de hospedadores potenciales para una especie de HMA puede ser más restringido en condiciones naturales que en experimentos de invernadero, lo que indicaría la existencia de una cierta “especificidad ecológica” (Cuenca *et al.*, 2003).

Valencia y Zúñiga (2015) señalan que el estudio de la simbiosis micorriza-planta adquiere particular importancia en el trópico debido a que la mayoría de los suelos de esta zona presentan bajos niveles de fósforo. Cuervo y Rivas (2007) establecen que la selección de cepas de HMA eficientes y su producción masiva a escala industrial pueden contribuir en el éxito de la repoblación forestal, ya que mejoran el crecimiento de diferentes especies forestales, así como el balance ecológico del ecosistema.

Velandia (2006) se refiere a las micorrizas arbusculares como una simbiosis importante para la nutrición mineral de las plantas, la protección contra patógenos y la recuperación de áreas degradadas. Aunque los hongos que forman este tipo de micorrizas no pueden crecer en ausencia de una planta hospedadora, actualmente es factible la producción de inóculos de HMA. Por este motivo, en los últimos años se han realizado investigaciones para determinar el efecto de aislamientos de HMA sobre

sistemas de producción agrícola, para lograr así, sistemas de producción sostenibles y competitivos (Jeffries *et al.*, 2003; Barrer, 2009; Martínez y Pugnaire, 2009). Estos autores reportan que el conocimiento acerca de la ecología de poblaciones nativas y el papel de las condiciones edáficas y climáticas en el establecimiento y efectividad de esta asociación es limitado. Por ello, es necesario realizar el análisis de poblaciones nativas en relación con los ambientes edáficos en los que se desarrollan. La información obtenida de este tipo de evaluaciones puede conducir a un uso adecuado de estos microorganismos como biofertilizantes, optimizando los resultados en cuanto a producción en sistemas agrícolas y recuperación de ambientes degradados (Velandia, 2006; Valencia y Zúñiga, 2015).

El empleo de los HMA da lugar a cambios principalmente en el sistema radical de la planta hospedera que proporcionan una mejor respuesta ante el estrés ambiental (Azcón-Aguilar y Bago, 1994; Morte y Honrubia, 2002), ya que mejoran el balance nutricional de las plantas, incrementan la resistencia a la sequía (Beltrano y Ronco, 2008), salinidad (Rabie y Almadini, 2005; Murkute *et al.*, 2006; Sannazzaro *et al.*, 2006) y ante patógenos del suelo como hongos parasíticos (Barea *et al.*, 1998) y nematodos, al funcionar como una barrera protectora en el sistema radical (García-Garrido y Ocampo, 1989; Azcón-Aguilar y Barea, 1996). También mejoran la tolerancia a los metales pesados (Rabie, 2005; Biró y Trakács, 2006; Liasu y Ogundola, 2006) e hidrocarburos (Robertson *et al.*, 2007).

La salinización es originada por exceso de sales, las cuales presentan una solubilidad más alta que el sulfato cálcico (CaSO_4) (Ulloa *et al.*, 2006). Entre las sales que afectan principalmente las plantas, se encuentran las relacionadas con sulfatos y cloruros de cationes citotóxicos provenientes de metales alcalinos y alcalinotérreos, como calcio, sodio y magnesio (Chinnusamy *et al.*, 2005; Munns *et al.*, 2005). La acumulación de sales en la zona radical y en tejidos de la planta causa estrés osmótico e interrumpe la homeostasis iónica celular a través de la inhibición de la absorción de nutrientes esenciales y la acumulación intracelular de Na^+ y Cl^- hasta niveles potencialmente tóxicos (Marschner, 2002; Rui *et al.*, 2009; Memon *et al.*, 2010).

La degradación química del suelo por procesos de salinización, afecta y restringe

el uso de áreas dedicadas tradicionalmente a la agricultura y por consiguiente la posibilidad de obtener altos rendimientos y cultivar diversas especies vegetales (Tena, 2002; Agüero-Fernández *et al.*, 2016). La mejora de la nutrición fosforada en plantas micorrizadas es un factor clave que justifica el incremento de tolerancia a condiciones de salinidad (Cardona *et al.*, 2017).

Tena (2002) evaluó la presencia de HMA en plantas silvestres de suelos salinos de dos localidades del estado de Colima, México, reportando que los análisis químicos de estos suelos indican que la salinidad afecta factores como el pH, conductividad eléctrica, disponibilidad de materia orgánica y concentraciones de cationes y aniones que podrían limitar el desarrollo de las especies cultivadas, permitiendo sólo la proliferación de plantas halófilas, afectando también la presencia y diversidad de los HMA nativos, lo cual reduce significativamente la efectividad de la simbiosis micorrízica como bioprotector de las plantas hospederas.

Cardona *et al.* (2017) estimaron el efecto de diferentes concentraciones de solución salina (0, 40, 80 y 120 mM de NaCl) sobre el crecimiento vegetativo y absorción de nutrientes de plantas de mora de Castilla (*Rubus glaucus* Benth.) micorrizadas con *Glomus proliferum* y sin micorrizar. Los resultados de esta investigación reflejaron que la inoculación con micorrizas aumenta la resistencia de las plantas de mora a la salinidad, ya que su crecimiento aumentó bajo condiciones de estrés salino (40 y 80 mM), debido a un posible aumento en la adquisición de nutrientes minerales con una baja movilidad y a la toma reducida del Na⁺. Sin embargo, las plantas sometidas a la concentración salina de 120 mM disminuyeron la absorción de Ca²⁺ y aumentaron la de Na⁺, lo que conllevó a un menor consumo de agua, afectando su capacidad para producir suficientes fotoasimilados que promovieran su desarrollo y el del HMA, por lo que su crecimiento y producción de biomasa disminuyó, confirmando la existencia de un umbral de tolerancia a la salinidad.

Agüero-Fernández *et al.* (2016) evaluaron la asociación de HMA de las especies *Funneliformis mosseae* y *Claroideoglomus etunicatum* inoculadas en la cubierta de las semillas como posibles mitigadores del estrés por NaCl (0, 50 y 100 mM) en plántulas de variedades de *Ocimum basilicum* L. (Nuffar, Genovese y Napoletano) en la etapa de

emergencia. Estos investigadores aseveran que la tasa y porcentaje de emergencia, altura de plántula, longitud de raíz y biomasa fresca de raíz disminuyeron conforme las concentraciones de NaCl se incrementaron, debido a que ninguna de las raíces de las plántulas de las variedades en estudio desarrolló vesículas, arbusculos y/o hifas cenocíticas que demostraran la existencia de una exitosa simbiosis micorrízica. Sin embargo, todas las variables presentaron valores superiores en aquellas plántulas cuyas semillas se inocularon con HMA, en comparación con los tratamientos no inoculados.

Liriano *et al.* (2012) evaluaron el crecimiento de plantas de *Phaseolus vulgaris* (L) cultivadas en suelos no micorrizados (control), inoculados con *Rhizobium*, HMA o HMA + *Rhizobium* de acuerdo al tratamiento correspondiente, registrando que la altura de las plantas muestra una marcada diferencia en aquellos tratamientos en los cuales se aplicó *Rhizobium* y HMA respecto al control, destacando el tratamiento con la doble inoculación (HMA + *Rhizobium*) con los valores más altos (54,73 cm); el cual no difiere del tratamiento de las plantas inoculadas con *Rhizobium*, pero sí del resto de los tratamientos.

En el presente trabajo, teniendo en cuenta las ventajas del uso de HMA y que actualmente son pocas las investigaciones relacionadas con la simbiosis HMA-plantas leguminosas (especialmente *Cajanus cajan*) cultivadas en suelos salinos; se plantea como objetivo evaluar el efecto de concentraciones variables de cloruro de sodio (NaCl) sobre el crecimiento vegetativo de plantas de chícharo inoculadas con hongos micorrízicos nativos del estado Sucre bajo condiciones de vivero.

METODOLOGÍA

Ubicación del ensayo

El bioensayo se realizó en un vivero particular cercano a la avenida Cancamure en la ciudad de Cumaná, municipio Sucre, estado Sucre, en las coordenadas 10°26'11,8''N y 64°09'08,9''O.

Material de siembra

Para esta investigación se utilizaron semillas de chícharo (*Cajanus cajan*) previamente compradas en establecimientos del Mercado Municipal de Cumaná, estado Sucre. Presentaban un porcentaje de germinación de 60%, establecido en un bioensayo previo.

Manipulación y análisis del suelo

Se utilizó suelo proveniente de una plantación ubicada en la población de San Fernando, comunidad San Fernando, municipio Montes, estado Sucre; el cual fue esterilizado en autoclave a una presión de 15 psi por 15 min. Con el fin de determinar las características fisicoquímicas del suelo se envió una muestra representativa del suelo (aproximadamente un kg) previamente secado por irradiación solar, al Laboratorio de Suelos de la Escuela de Ingeniería Agronómica de la Universidad de Oriente, núcleo de Monagas, donde se evaluó: textura, pH, conductividad eléctrica, materia orgánica y el contenido de fósforo (P), potasio (K) y sodio (Na) asimilable.

Inóculo micorrízico

El inóculo nativo de micorrizas, está formado por micelio y esporas asociadas a la rizosfera proveniente de una plantación de yuca, ubicada en la población de San Fernando, comunidad El Caro-Caño, municipio Montes, estado Sucre.

Para evaluar la capacidad infectiva de los hongos nativos, se aislaron las esporas de los HMA de aproximadamente 5 kg de suelo, utilizando la técnica del tamizado

húmedo y decantado (Sieverding, 1991). El material fue recogido en el tamiz de 35 μm , se secó al aire durante tres días y fue considerado como el inóculo de hongos nativos. Para la inoculación, se usaron 50 g del inóculo por cada unidad experimental.

Siembra e inoculación

Para la siembra del chícharo se utilizaron envases plásticos de 3 kg de capacidad, que contenían un kg del suelo previamente tratado, al cual se le aplicó 50 g del inóculo micorrízico nativo. Se realizó siembra directa de 10 semillas de chícharo por envase, las cuales fueron mantenidas bajo condiciones de vivero hasta la emergencia de las plántulas, a temperatura ambiente, con riego interdiario de acuerdo al tratamiento correspondiente y con fotoperiodo de 12:12 horas.

Después de la emergencia de las plantas, se realizó un raleo con la finalidad de mantener dos plantas por envase plástico. Las plantas fueron sometidas a riego cada cinco días, de acuerdo al tratamiento correspondiente, manteniendo el suelo a capacidad de campo hasta el final del experimento (42 días después de la emergencia de las plantas).

Salinidad

La aplicación de los tratamientos (0, 100, 150 y 200 mM de NaCl) se realizó después de la emergencia de las plantas de *Cajanus cajan* en los envases plásticos que contenía el suelo micorrizado. Las diluciones de NaCl (100, 150 y 200 mM) se realizaron con agua filtrada.

El riego de las unidades experimentales se realizó uniformemente usando 50 mL del tratamiento, agua filtrada (control, 0 mM de NaCl) o la concentración salina correspondiente (100, 150 y 200 mM de NaCl), con una frecuencia de cada cinco días hasta la cosecha de las plantas (42 días después de su emergencia).

Fertilización fosfórica

Para la fertilización fosfórica de los suelos micorrizados de este bioensayo se

utilizó Fosfopoder fabricado por la empresa Pequiven S.A, el cual es un fertilizante granulado con un 25% de fósforo y un 75% de materia inerte. El nivel de fósforo que se empleó es de 25 ppm y fue aplicado en solución acuosa a cada unidad experimental después de la siembra de las semillas de chícharo en los suelos micorrizados.

Diseño experimental

Se evaluó el efecto protector de los HMA nativos en el crecimiento vegetativo de las plantas de *Cajanus cajan* sometidas a riego constante con diferentes concentraciones salinas (0, 100, 150 y 200 mM de NaCl), utilizándose tres bloques al azar, con tres replicas por cada tratamiento, con un total de 36 unidades experimentales. Cada unidad experimental estuvo constituida por un envase plástico de tres kg de capacidad que contenía dos plantas de chícharo, para un total de 72 individuos.

Estudios en el vivero

Para cada una de las plantas de cada tratamiento se midió semanalmente, durante 42 días, los parámetros de crecimiento y desarrollo de la parte vegetativa de las plantas de chícharo (altura, grosor del cuello del tallo y número de hojas fotosintéticas) y su sobrevivencia. La longitud del sistema radical fue medida una vez cosechadas las plantas.

Altura de la planta

La altura de cada una de las plantas representó la medida obtenida desde la base del tallo hasta la yema terminal, para obtener estas medidas se empleó una cinta métrica.

Grosor del cuello del tallo

El grosor del cuello del tallo (diámetro de la base del tallo) de cada una de las plantas se obtuvo con ayuda de un vernier digital Mitutoyo, modelo CD-6''.

Número de hojas

Se registró el número de hojas fotosintéticas totales observadas en cada una de las plántulas de los tratamientos.

Sobrevivencia de las plantas de chícharo

Se registró semanalmente el número de plantas de *Cajanus cajan* que no sobrevivieron bajo las condiciones de cultivo establecidas en el tratamiento correspondiente.

Longitud del sistema radical

La longitud del sistema radical de cada una de las plantas representó la medida obtenida desde la base del tallo hasta la raíz de mayor longitud, para obtener estas medidas se empleó una cinta métrica.

Estudios en el laboratorio

Al final del experimento, a los 42 días después de la emergencia, se cosecharon las plantas sometidas a cada uno de los tratamientos, a las cuales se les determinó la biomasa seca constante de la parte aérea y el porcentaje de infección micorrízica presente en el sistema radical.

Biomasa seca de las plantas

La biomasa seca constante se determinó mediante el método de Campos (1994), que consiste en separar la parte aérea de las plantas y colocarlas en bolsas de papel previamente rotuladas de acuerdo a los tratamientos. Luego fueron sometidas a secado en la estufa (Lab-Line®) a 80°C por 72 horas. Al término de este período, se procedió a pesar cada una de las muestras con una balanza analítica marca Denver Instrument Company, modelo TR-64.

Porcentaje de infección micorrízica

Para determinar el porcentaje de colonización de los HMA en los sistemas radicales, las raicillas de cada planta se cortaron en segmentos de 2 cm de longitud y se les aplicó el procedimiento de decoloración y tinción de Phillips y Hayman (1970), con modificaciones de Dodd *et al.* (2001), que consistió en sumergir aproximadamente 2 g de raicillas (previamente colocadas en cápsulas plásticas “tissue teck”) en KOH al 1%, en baño de María a 90°C durante 5 minutos para despigmentar los tejidos corticales. Luego, el exceso de KOH fue eliminado mediante el lavado con agua destilada, y posteriormente, fueron sumergidas en HCl al 1% durante 10 minutos para neutralizar el KOH. El exceso de HCl se decantó y las muestras se colocaron en tubos de tinción, para cubrirlas con lactofenol y colorante de azul de tripano al 0,05% por 24 horas. Posteriormente, fue eliminado el exceso de colorante lavando las muestras con agua destilada y finalmente fueron colocadas en lactoglicerina para su posterior evaluación.

Se evaluó por triplicado, una muestra de 10 segmentos de raíces de aproximadamente 2 cm de longitud de cada tratamiento, los cuales fueron colocados paralelamente en portaobjetos de manera perpendicular al eje más largo, se les añadió lactoglicerina y se les colocó otro portaobjetos encima a fin de protegerles completamente.

La frecuencia de micorrización (%F) y riqueza de arbusculos (%A) en la corteza radical, que representan las variables del porcentaje de infección de los HMA, se evaluaron según el método de Trouvelot *et al.* (1986), que consiste en contar los interceptos con y sin evidencias de infección. Este procedimiento se realizó con un microscopio Motic serie B-1, con los objetivos de 10 y 40X (100 y 400X de magnificación). Cada segmento fue categorizado (dependiendo de la presencia o ausencia del micelio intraradical) entre las clases 0 (0% infección) hasta 5 (>95% infección). Simultáneamente, la proporción de arbusculos en cada porción infectada fue categorizada entre A0 (0% arbusculos) hasta A3 (100% arbusculos), aplicando las siguientes fórmulas:

$$\text{Frecuencia de micorrización (\%F)} = (n1 + 5 n2 + 30 n3 + 70 n4 + 95 n5) / N$$

$$\text{Riqueza arbuscular total} = A (\%) = a \text{ } mA / 100$$

$$a (\%) = (10 \text{ } mA1 + 50 \text{ } mA2 + 100 \text{ } mA3) / 100$$

$$mA \text{ o } M (\%) = (n1A + 5 \text{ } n2A + 30 \text{ } n3A + 70 \text{ } n4A + 95 \text{ } n5A) / 100$$

Donde la frecuencia de micorrización ($\%F$) es simétrica en el rango 5-95%, N es el número de fragmentos observados, A corresponde al número de fragmentos con arbusculos categorizados, a es el porcentaje de arbusculos en la porción de raíz colonizada, mA o M indica la intensidad de micorrización total (%), $n1 \dots n5$ y $n1A \dots n5A$ representan el número de fragmentos pertenecientes a las categorías como $1 \dots 5$, respectivamente.

Análisis estadísticos

Se usó un diseño de bloques al azar con arreglo factorial (4 x 3 x 3), donde se emplearon cuatro tratamientos distribuidos aleatoriamente en tres bloques, con tres replicas, para un total de 36 unidades experimentales. Los resultados fueron analizados estadísticamente con la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis y para los tratamientos significativos se realizó la prueba *a posteriori* de Duncan, con un nivel de significancia de 0,05, utilizando el programa estadístico Statgraphics Centurion.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Análisis fisicoquímico del suelo

El análisis fisicoquímico del suelo estudiado (Tabla 1) refleja que de forma general, es de textura franco arenosa, presentando pH medianamente ácido, muy baja saturación de aluminio y capacidad de intercambio catiónico (CIC), bajos niveles de conductividad eléctrica (CE), fósforo asimilable, sodio, potasio y calcio.

Tabla 1. Análisis fisicoquímico de un suelo de vivero proveniente de una plantación ubicada en la población de San Fernando, comunidad San Fernando, municipio Montes, estado Sucre, Venezuela.

| Determinaciones analíticas | Unidad | | |
|---|-------------------|----------------|----|
| Textura | | Franco arenoso | |
| Porcentaje de arcilla | % | 9,15 | |
| pH | | 5,98 | |
| Conductividad eléctrica (CE) | dS/m a 25°C | 0,40 | B |
| Capacidad de intercambio catiónico (CIC) | meq/100g de suelo | 7,40 | MB |
| Saturación de aluminio (SAI ³⁺) | % | 0,00 | MB |
| Materia orgánica (MO) | % | 4,72 | N |
| Fósforo asimilable | mg/kg | 5,60 | B |
| Sodio (Na ⁺) | meq/100g de suelo | 0,20 | B |
| Potasio (K ⁺) | meq/100g de suelo | 0,02 | B |
| Calcio (Ca ⁺⁺) | meq/100g de suelo | 4,00 | B |
| Magnesio (Mg ⁺⁺) | meq/100g de suelo | 0,60 | N |

N: normal, B: bajo y MB: muy bajo.

La textura franco arenosa del suelo estudiado en esta investigación, lo clasifica como un terreno ligero que se caracteriza por ser inerte, de pH ácido, con poca capacidad de retención de agua, elevada permeabilidad, buen drenaje y buena aireación. Navarro y Navarro (2003) consideran que los suelos francos (cualquiera de sus numerosas subdivisiones) son los más importantes desde el punto de vista agrícola, ya que se trata de suelos fácilmente laborables, porque son ligeros, facilitan una menor retención de agua y la aparición de un mayor espacio poroso que permite su buena aireación y drenaje, con lo que aumenta la absorción del agua disponible por el sistema radical de las plantas.

El suelo empleado en este ensayo presenta un pH de 5,98, que lo clasifica como medianamente ácido, ya que abundan los hidrogeniones y el aluminio, lo que impide que otros elementos esenciales para las plantas como el calcio, magnesio, sodio o potasio permanezcan en él, pasando a la fracción soluble y siendo fácilmente eliminados con el agua de lluvia o de riego (Castillo, 1987; Navarro y Navarro, 2003). Por esta razón, el suelo empleado presenta bajos niveles de calcio, sodio y potasio (4; 0,2 y 0,02 meq/100g de suelo, respectivamente).

El pH óptimo para la mayoría de los cultivos debería estar entre 6 y 7, aunque muchos cultivos de origen tropical pueden crecer bien con un pH de 5,5 a 6 (Garrido, 1994). Es un factor que determina la disponibilidad de muchos de los elementos necesarios para el crecimiento de las plantas; afecta la acción de los microorganismos del suelo, que son responsables de la mineralización de la materia orgánica para poner a disposición de los cultivos los nutrientes contenidos en ésta; e influye en la capacidad de absorción del agua por el sistema radical (Castillo, 1987; Garrido, 1994; Ramírez, 1997). También favorece la solubilización de elementos perjudiciales para las plantas como el aluminio y manganeso (González, 2014).

C. cajan es un tipo de cultivo que requiere un pH óptimo del suelo, el cual se debe ubicar entre 5,5 y 7,7, pero puede llegar a tolerar un rango de pH entre 4,5 hasta 8,5 (Salidin, 1990; Cedano, 2006). Por lo que el pH del suelo seleccionado para este estudio no representaría un factor limitante para la germinación, crecimiento y desarrollo de este rubro.

La disponibilidad del fósforo disminuye a un pH inferior a 6,5 debido a que el hierro y aluminio aumentan su solubilidad cuando el pH es menor, provocando la precipitación del fósforo como fosfatos insolubles (Navarro y Navarro, 2003). El pH de 5,98 del suelo de vivero usado en este ensayo, provoca que se observen bajos valores de fósforo asimilable (5,6 mg/kg). Sin embargo, estos niveles son característicos de suelos vírgenes o poco explotados. El fósforo es un elemento de gran importancia en la nutrición de las plantas y con frecuencia presenta limitaciones en la fertilidad de los suelos, ya que tiene un papel estructural importante en muchas moléculas y estructuras celulares, como los enlaces diéster presentes en los ácidos nucleicos y en los

fosfolípidos, los cuales son fundamentales en las estructuras membranosas (Azcón-Bieto y Talón, 2013). Además juega un papel importante en los procesos de fotosíntesis, respiración, almacenamiento y transferencia de energía, división y crecimiento celular y otros procesos llevados a cabo en la planta. Incrementa la formación y rápido desarrollo de raíces, mejora la calidad de los frutos, hortalizas, granos y es fundamental para la formación de semillas (González, 2014).

La facilidad con la que la planta puede aprovechar el agua en el suelo, no solo depende del contenido de agua en el sustrato, sino también de la concentración de sales disueltas en la solución del suelo. La baja conductividad eléctrica (0,4 dS/m a 25°C), disminuye la presión osmótica del sustrato, por lo que aumenta la disponibilidad de agua para las plantas, ya que este parámetro eléctrico es una medida indirecta de la cantidad de sales que contiene un sustrato, que pueden afectar el buen desarrollo de las plantas. Este parámetro se correlaciona con algunas propiedades del suelo que afectan la productividad de las cosechas, incluyendo textura, capacidad de intercambio catiónico, condiciones de drenaje, contenido de materia orgánica, salinidad, y características del subsuelo (Garrido, 1994; Navarro y Navarro, 2003).

Se considera un suelo salino cuando se tiene una alta concentración de sales solubles y su CE es superior o igual a 4 dS/m; dicho valor fue determinado por el Laboratorio de Salinidad del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA), sobre la base de la reducción del crecimiento de los cultivos de interés agronómico (Maas y Hoffman, 1977). Por lo tanto, el sustrato empleado en esta investigación no puede ser considerado un suelo salino.

La materia orgánica (MO) del suelo procede de los residuos vegetales y animales, ya sea en forma de sus desechos durante su ciclo de vida o sus tejidos después de muertos (López y Estrada, 2015). Dividiéndose en diferentes grados de descomposición de los cuales son resaltantes dos: la fracción lábil y la recalcitrante (FAO, 2015). La fracción lábil es aprovechada más rápidamente por los microorganismos, por lo que su duración en el sustrato es corta; en cambio la fracción recalcitrante posee compuestos químicos más complejos (ácidos húmicos, fúlvicos y huminas), que la hacen más estable, permaneciendo por un periodo de tiempo más

extenso en el suelo. Algunos procesos donde interviene el humus son: regulación del pH, disminución de la lixiviación de nutrientes, aumento en la retención del agua, entre otros (Hazelton y Murphy, 2007).

La MO desempeña un importante papel en los suelos agrícolas, debido a su participación en casi todos los procesos del sustrato, por lo tanto, es un factor determinante de la calidad, fertilidad y salud de los suelos (Lugo, 2021). La MO ejerce una gran influencia en las características físicas y químicas del terreno, por ejemplo, mejora su estabilidad al aumentar la porosidad, capacidad de retención de agua y la habilidad exploratoria del sistema radicular de las plantas; regula el pH a través de su capacidad amortiguadora, además de ser una fuente de alimentación para los microorganismos que habitan en la tierra (Moscoso, 2003).

Otro papel fundamental de la materia orgánica, es la estimulación del desarrollo de los micro y macroorganismos como bacterias, hongos micorrízicos o lombrices, y es de este modo, una parte esencial del ecosistema, que influye en un gran número de procesos entre los que cabría destacar los ciclos biogeoquímicos, la formación de agregados o la solubilización de los minerales (Garg y Manchada, 2009; Liu *et al.*, 2019).

La capacidad de intercambio catiónico (CIC) valora la fertilidad potencial del suelo, debido a que es una medida de la cantidad de cationes intercambiables que neutralizan la carga negativa del sustrato (Garrido, 1994). Se expresa como la cantidad de cargas negativas presentes en la superficie de los minerales (arcillas e hidróxidos) y componentes orgánicos (materia orgánica) del suelo y representa la cantidad de cationes que la superficie total puede retener (Ca^{++} , K^+ , Na^+ , etc.) (FAO, 2015).

La muy baja CIC (7,40 meq/100g de suelo) muestra que el suelo en estudio tienen una pobre habilidad para retener cationes y, por lo tanto, presenta baja disponibilidad y cantidad potencial de nutrientes para la planta (López y Estrada, 2015).

El sodio, se encuentra como catión monovalente (Na^+) y algunas plantas lo contienen en concentraciones más propias de un macronutriente (por ejemplo, las halófitas). Sin embargo, esto se debe a un mecanismo adaptativo de control osmótico, aunque en general se tiende a absorber selectivamente más potasio que sodio (Azcón-

Bieto y Talón, 2013). El sodio es abundante en la naturaleza, pero no siempre se puede encontrar en su estado elemental porque reacciona rápidamente con los no metales. Para el ser humano y animales, el Na^+ es un elemento importante para el mantenimiento del equilibrio iónico y la presión osmótica (Harrison, 1997); en cambio en las plantas no cumple funciones tan vitales y solo se le reconoce como nutriente esencial en especies C4 (maíz, caña de azúcar, sorgo, amaranto) (Toledo, 2016).

El potasio (K^+) es importante en la síntesis y transporte de carbohidratos, síntesis de grasas y proteínas (Castillo, 1987); desempeña un papel clave en la osmorregulación que tiene lugar en los procesos de apertura y cierre estomáticos; activa más de 50 sistemas enzimáticos (entre los que destacan oxidoreductasas, deshidrogenasas, transferasas, sintetasas y quinasas) e interviene en el mantenimiento de la turgencia de las células (Castillo, 1987; Azcón-Bieto y Talón, 2013). La deficiencia de K^+ en los cultivos se traduce en una mayor susceptibilidad al ataque de patógenos en la raíz, y en una debilidad de los tallos que hace a las plantas especialmente sensibles a la acción del viento, las lluvias, etc. (Azcón-Bieto y Talón, 2013).

El calcio se absorbe como ion divalente (Ca^{2+}) y es abundante en la mayoría de los suelos, y rara vez se comporta como un factor limitante, salvo en suelos ácidos con lluvias abundantes, donde resulta necesario el aporte de sales cálcicas, principalmente carbonatos, que elevan el pH (Azcón-Bieto y Talón, 2013). Este elemento participa en la formación de compuestos estructurales de la pared celular como pectato de calcio, el cual se une a las paredes primarias de las células adyacentes y afecta la permeabilidad e integridad de la misma, y por ende, la absorción nutrimental, promoviendo o limitando el flujo de nutrientes hacia el interior de la raíz (FAO, 2002; Yáñez, 2002). También, se ha demostrado que está implicado como segundo mensajero en el funcionamiento de algunas hormonas y en respuestas ambientales (Azcón-Bieto y Talón, 2013).

El magnesio por lo general no es un factor limitante para las plantas, salvo en los suelos muy ácidos o arenosos. Se absorbe como ion divalente, Mg^{2+} , y se comporta como un elemento muy móvil, tanto en la planta como en la célula (Azcón-Bieto y Talón, 2013). El Mg^{2+} es componente de la clorofila, activador de muchas enzimas e interviene en la síntesis de proteínas, carbohidratos, grasas y vitaminas (Castillo, 1987).

La asignación fotosintética del carbono y el nitrógeno depende, en gran medida, de la concentración de Mg^{2+} en el cloroplasto. También interviene en el metabolismo energético de la planta, al formar complejos con el ATP, ya que las ATPasa utilizan como sustrato los complejos Mg-ATP. Incluso la propia fosforilación del ATP a partir del ADP necesita Mg^{2+} . Esa propiedad de establecer uniones tanto iónicas como, especialmente, covalentes (caso de la clorofila), hace que el magnesio esté presente en procesos claves, como la unión y estabilización de las subunidades del ribosoma, y por tanto en la biosíntesis de proteínas, e incluso en la transcripción del mensaje genético por la activación de la ARN polimerasa (Azcón-Bieto y Talón, 2013).

El aluminio (Al^{3+}) se encuentra en muy bajas concentraciones en forma soluble, aunque es un elemento muy abundante en la corteza terrestre. A un pH inferior a 5 se solubiliza y puede afectar de forma muy negativa a un gran número de plantas. En pequeñas dosis puede ser altamente beneficioso porque reduce la toxicidad producida por el exceso de Ca, Mg o P (Azcón-Bieto y Talón, 2013). El aluminio no es un nutriente, pero puede ser tóxico o promover que otros elementos como el Ca y P no estén disponibles para la planta (López y Estrada, 2015).

Evaluación de la parte aérea de las plantas

Altura de la planta

En la Figura 1 se observa el efecto de los tratamientos salinos (0, 100, 150 y 200 mM de NaCl) sobre la altura de las plantas de chícharo cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos, desde la aplicación de los tratamientos (después de la emergencia de las plantas) hasta su cosecha (42 días). Los datos reflejan la existencia de diferencias estadísticamente no significativas en los días 7 (KW= 0,679562; $p>0,05$), 14 (KW= 0,925823; $p>0,05$), 21 (KW= 0,748354; $p>0,05$), 28 (KW= 0,748354; $p>0,05$), 35 (KW= 0,960872; $p>0,05$) y 42 (KW= 0,827932; $p>0,05$), por lo que se puede inferir que las plantas de *Cajanus cajan* micorrizadas resistieron los efectos de las diferentes concentraciones de NaCl, en su crecimiento.

El efecto benéfico observado en este estudio aportado por los HMA es

importante, sobre todo si se considera que las plantas no se fertilizaron durante el tiempo de aplicación de los tratamientos salinos y su únicas fuentes de obtención de nutrientes fue la fertilidad basal del suelo usado (la cual fue baja) y la dosis de 25 ppm de P aplicada durante la siembra de las semillas de chícharo en los sustratos experimentales. Esta condición de fertilidad permitió a los HMA aprovechar con mayor eficiencia los escasos nutrientes del sustrato, haciéndolos disponibles y aprovechables para la planta (Alarcón y Ferrera, 2000; González *et al.*, 2000).

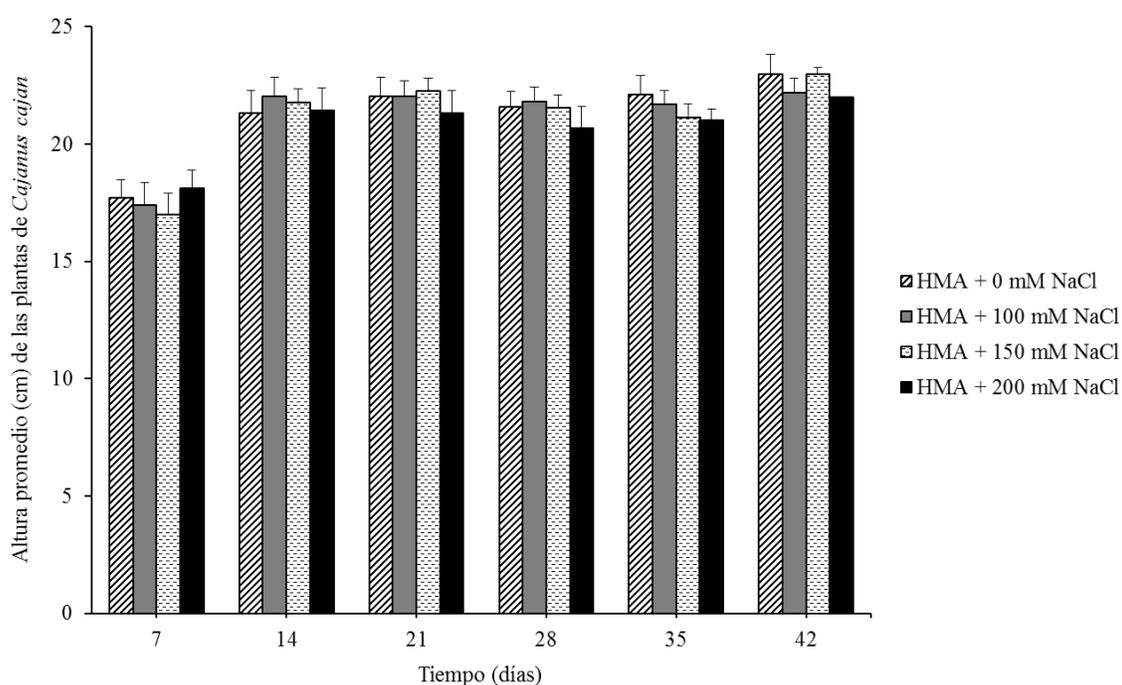


Figura 1. Altura de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), durante los 42 días después de la emergencia. Los valores son los promedios \pm el error estándar (n=9). La ausencia de letras sobre las barras indican la existencia de diferencias estadísticamente no significativas.

Hashem *et al.* (2015) determinaron el efecto de las HMA en varios parámetros fisiológicos y morfológicos de *Vigna unguiculata* (L). Walp. sometida a estrés salino; los resultados mostraron que las plantas micorrizadas tuvieron un mayor eficacia mitigando el efecto negativo de la salinidad, además se comprobó un aumento de las enzimas antioxidantes tales como superóxido dismutasa (SOD), catalasa, ascorbato

peroxidasa, peroxidasa y glutatión reductasa, lo que indicó un aumento de la defensa de la planta al inocularse con las HMA.

Argentel *et al.* (2006) evaluaron el efecto de las concentraciones salinas sobre la germinación y crecimiento de plantas de trigo, y demostraron que existe una relación inversamente proporcional entre la salinidad del suelo y el crecimiento de los cultivos, ya que a medida que se incrementaban las concentraciones de NaCl en el sustrato se reducía la altura, biomasa fresca y longitud de la raíz de las plántulas. Este efecto puede ser atribuido a una disminución del crecimiento celular provocado por la sequía fisiológica de la planta y a la interferencia de los iones salinos, Na⁺ y Cl⁻, en la nutrición del cultivo.

Uno de los principales efectos fisiológicos que provoca el estrés salino en los rubros, es la reducción del crecimiento debido a una disminución en la capacidad de absorber agua por las raíces, por lo que la altura de las plantas se convierte en un indicador muy importante para evaluar la capacidad de tolerancia de las plantas a este tipo de estrés (Núñez *et al.*, 2007).

Se considera que en suelos salinos, los HMA mejoran el suministro de nutrientes minerales de las plantas (Martin y Rivera, 2015). Adicionalmente, esta asociación simbiótica beneficia procesos fisiológicos, como la capacidad de absorción de agua por el sistema radical, al incrementar la capacidad hidráulica de las raíces y favorecer la adaptación del balance osmótico y la composición de carbohidratos (Medina-García, 2016).

Smith *et al.* (2010) establecen que la interacción entre los HMA y la planta hospedera incrementa la síntesis de compuestos osmoprotectores (aminoácidos, azúcares, polialcoholes, entre otros), que le permiten tolerar el estrés salino.

Grosor del cuello del tallo

El grosor del cuello del tallo (cm) de las plantas de *Cajanus cajan* cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y expuestas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM) durante los 42 días después de la emergencia de las plantas (Figura 2), muestra diferencias no significativas en los días 7 (KW= 0,718719; p<0,05) y 14

(KW= 0,760015; $p>0,05$). Mientras que en los días 21 (KW= 0,00125413; $p<0,05$); 28 (KW= 0,00125413; $p<0,05$); 35 (KW= 0,0000203325; $p<0,05$) y 42 (KW= 0,0000711241; $p<0,05$) de experimentación se observan diferencias estadísticamente significativas, donde las plantas control (0% de NaCl) obtuvieron los valores más elevados de esta variable en comparación con las plantas expuestas a las distintas concentraciones de NaCl evaluadas en este bioensayo (100, 150 y 200 mM). Sin embargo, es importante resaltar que el grosor del cuello del tallo de las plantas expuestas a 100, 150 y 200 mM de NaCl, muestran valores numéricamente muy similares, lo que indicaría la existencia de un posible efecto protector de las micorrizas arbusculares frente al estrés salino inducido por estos niveles de salinidad en el suelo.

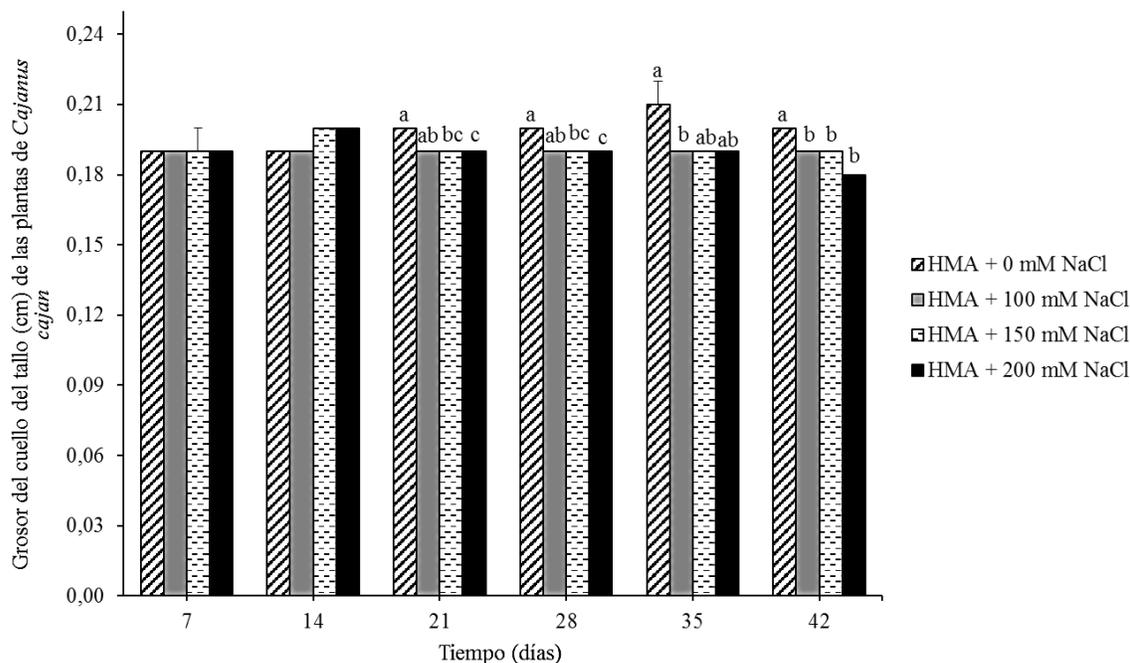


Figura 2. Grosor del cuello del tallo (cm) de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), durante los 42 días después de la emergencia. Los valores son los promedios \pm el error estándar (n=9). Las letras sobre las barras indican la existencia de diferencias significativas mientras que la ausencia de estas señala la existencia de diferencias estadísticamente no significativa.

Las diferencias estadísticamente no significativas observadas en los días 7 y 14 de experimentación, pueden ser atribuidas al tiempo de exposición de *Cajanus cajan* a

las distintas concentraciones de NaCl, ya que la magnitud de las respuestas de las plantas se encuentra estrechamente relacionada a la concentración de las sales, a la duración del estrés a que están expuestas y a la especie o cultivar de que se trate (González *et al.*, 2010; 2011).

Parés *et al.* (2008) señalan que la salinidad puede retardar el crecimiento de las plantas influyendo en varios procesos fisiológicos como fotosíntesis, ajuste osmótico, absorción de iones; en consecuencia, las variables de crecimiento como altura de la planta, grosor del tallo, entre otras pueden verse afectadas. Adicionalmente, Khalig *et al.* (2014) destacan que las afectaciones del crecimiento y la acumulación de biomasa en condiciones salinas pueden perdurar en todo el ciclo vegetativo de la planta.

En los estudios realizados por Quian-Sheng *et al.* (2010) y Khalig (2013) se reporta que las plantas hospederas (mandarina *Citrus Hort* y tres porta injertos de *Vitis*, respectivamente) expuestas a condiciones de estrés salino e inoculadas con las distintas especies de HMA (*Glomus mosseae* / *Paraglomus occultum* y *Rhizophagus intraradices*, respectivamente) presentaron un mayor crecimiento (específicamente mayores valores de grosor de tallo) que las plantas no micorrizadas.

Cardona *et al.* (2017) en un trabajo sobre el efecto de la salinidad en mora castilla (*Rubus glaucus* Benth), demostraron que la absorción de sodio en el tallo fue superior en plántulas no micorrizadas, en contraste con las que recibieron el inóculo micorrízico de *Glomus proliferum*.

Al-Karaki (2006) afirma que el mejor crecimiento en plántulas inoculadas con HMA puede ser atribuido al aumento en la adquisición de nutrientes minerales con baja movilidad, como P, Zn, Cu y Fe, y a la toma reducida del Na. Adicionalmente, Ildermar *et al.* (2017) y Agüero-Fernández *et al.* (2016), señalan que las micorrizas arbusculares no solo favorecen la asimilación de nutrientes, también la absorción del agua a través del sistema radical de las diferentes especies vegetales, mediante el desarrollo y expansión del micelio externo de los HMA en el suelo.

Número de hojas

En Figura 3 se muestra el efecto de las concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y

200 mM) sobre el número de hojas fotosintéticas de las plantas de *Cajanus cajan* inoculadas con HMA nativos, desde la aplicación de los tratamientos (después de su emergencia) hasta la cosecha (42 días de experimentación). Estos resultados reflejan la existencia de diferencias estadísticamente no significativas en los días 7 (KW= 0,391621; $p>0,05$), 14 (KW= 0,964165; $p>0,05$), 21 (KW= 0,563353; $p>0,05$), 28 (KW= 0,563353; $p>0,05$), 35 (KW= 0,0573635; $p>0,05$) y 42 (KW= 0,130096; $p>0,05$), lo que permite inferir que la micorrización temprana de las plantas de chícharo, reduce o previene los efectos de la salinidad sobre la capacidad fotosintética de este rubro.

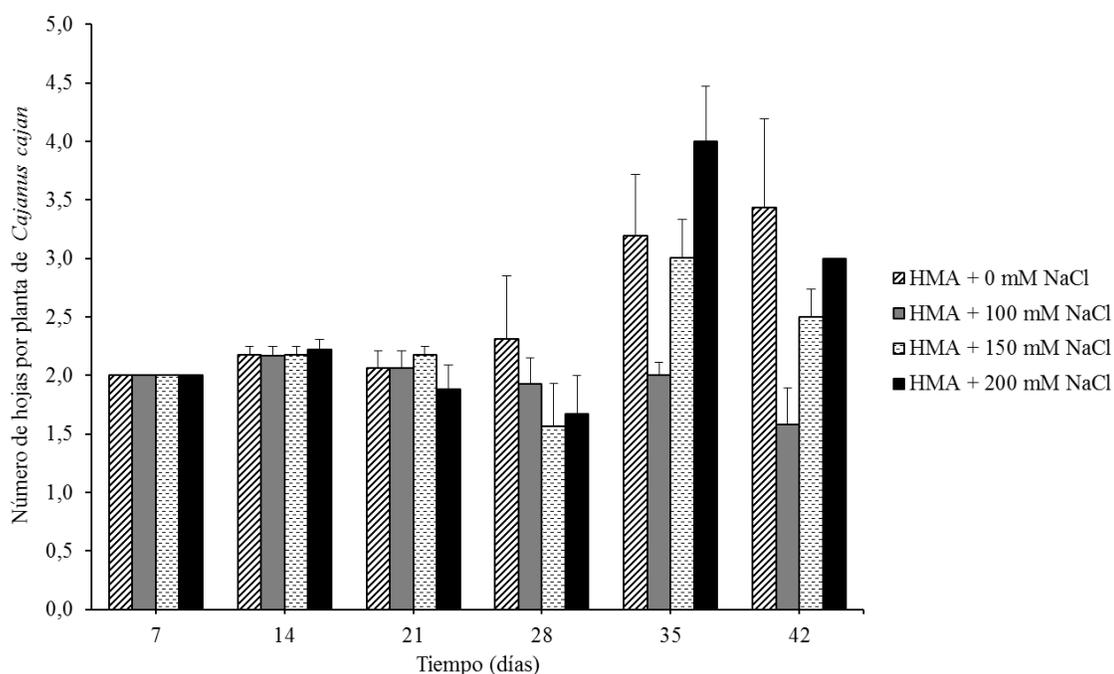


Figura 3. Número de hojas de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), durante los 42 días después de la emergencia. Los valores son los promedios \pm el error estándar (n=9). La ausencia de letras sobre las barras indican la existencia de diferencias estadísticamente no significativas.

Las hojas son los órganos en los cuales ocurre, principalmente, la fotosíntesis, proceso que permite la transformación de la energía radiante en energía química. Las hojas son caducas, es decir, envejecen, mueren y se desprenden de la planta a medida que esta se desarrolla. El número total de hojas producidas por la planta, su longevidad y

capacidad fotosintética son características varietales, profundamente influidas por las condiciones ambientales (Suárez y Mederos, 2011; Medina, 2021).

La degradación química del suelo por procesos como la salinización, afecta y restringe áreas dedicadas tradicionalmente a la agricultura y por consiguiente la posibilidad de obtener rendimientos elevados y de cultivar diversas especies vegetales (Goykovic y Saavedra, 2007). Las sales más comunes en los suelos de las áreas agrícolas son el cloruro de sodio (NaCl), el sulfato de sodio (Na₂SO₄) y en menor proporción el bicarbonato de sodio (NaHCO₃) (Richards, 1990; Reginato *et al.*, 2014).

La mejora de la nutrición fosforada en plantas micorrizadas es un factor clave que justifica el incremento de tolerancia a condiciones de salinidad (Khanam *et al.*, 2006). El efecto más común de la salinidad sobre las plantas es la reducción del desarrollo debido a una disminución del potencial osmótico del medio de crecimiento y, en consecuencia, de su potencial hídrico; la toxicidad iónica normalmente se asocia con la absorción excesiva de Na⁺ y Cl⁻, y un desequilibrio nutricional debido a la interferencia de los iones salinos con la absorción de los nutrientes esenciales que requiere la planta (García-Garrido *et al.*, 2009). El exceso de Cl disminuye la captación de NO₃⁻ y PO₄⁻; mientras que el exceso de Na provoca desbalances en la asimilación de Ca⁺⁺ y Mg⁺⁺, lo cual se traduce en un descenso acusado de la actividad fotosintética (Azcón-Bieto y Talón, 2013).

Cardona *et al.* (2017) encontraron que la cantidad de nutrientes en las hojas de *Rubus glaucus* Benth sometidas a concentraciones salinas de 40 y 80 mM, eran mayores que las concentraciones registradas en plantas no micorrizadas expuestas a las mismas concentraciones de NaCl. Por su parte, Medina (2011) confirma que las micorrizas arbusculares al aumentar la translocación de nutrientes del suelo mediante el desarrollo del micelio externo y la expansión del sistema radical a la planta hospedera; reducir los efectos del estrés hídrico y/o salino, y aumentar la resistencia a patógenos que pueden afectar la salud de la planta, promueven la inversión energética del rubro en la producción de la parte aérea, lo cual implica un mayor crecimiento y número de hojas fotosintéticas, este último evento afecta directamente su capacidad fotosintética y por lo tanto, la producción de fotosintatos que son necesarios para el establecimiento de la

simbiosis, ya que los esqueletos carbonados son esenciales para la sobrevivencia del fotosimbionte.

Ildermaro *et al.* (2017), Milano (2019) y Medina (2021) indican que el número de hojas por planta está asociado tanto a la dependencia micorrízica como con la adaptación a ambientes pobres en nutrientes y a las especies involucradas en la simbiosis micorrízica.

Taiz y Zeiger (2006) señalan que cuando las plantas están expuestas a estrés hídrico o salino, la tasa fotosintética disminuye, debido a una reducción de los estomas y en consecuencia una menor entrada de CO₂, lo que acarrea una menor producción de fotoasimilados. Además, el estrés salino es capaz de reducir la cantidad de enzimas relacionadas con la síntesis de pigmentos fotosintéticos, así como la reducción de nutrientes esenciales para síntesis de la clorofila (Agüero-Fernández *et al.*, 2016). Al respecto, Sheng *et al.* (2008) en su estudio sobre los HMA en la tolerancia a la salinidad en *Zea mays*, establecen que la simbiosis con los HMA permite un mejor intercambio gaseoso en las hojas, mejorando el proceso fotosintético. Por consiguiente, la tolerancia de las plantas micorrizadas ante condiciones salinas (las plantas de chícharo en esta investigación), puede atribuirse a la combinación de mejoras a nivel fisiológico, bioquímico y molecular, producto de una mejor absorción, translocación de nutrientes y uso óptimo del agua disponible en el suelo.

Sobrevivencia

En las Figuras 4 y 5 se observa el efecto de los tratamientos salinos (0, 100, 150 y 200 mM de NaCl) sobre la sobrevivencia de las plantas de chícharo cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos. A pesar de que esta variable muestra diferencias estadísticamente no significativas (Figura 4, KW= 0,712431; p>0,05), se registró en los primeros 21 días del ensayo (Figura 5) los mayores porcentajes de sobrevivencia (>80%) de las plantas sometidas a las distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM). Adicionalmente, desde el día 28 hasta el 42 (momento de la cosecha), se muestra una clara tendencia en la disminución de la sobrevivencia de los ejemplares pertenecientes al control natural (0 mM de NaCl), así como los expuestos a los distintos tratamientos

(100, 150 y 200 mM de NaCl), la cual no puede ser atribuida al estrés salino, ya que el pH del suelo empleado en este ensayo permite que el Na sea fácilmente lavado de la superficie durante cada riego, depositándose en el fondo del envase, por lo tanto, no es fácilmente asimilado por las plantas. Los HMA nativos exhiben un efecto protector del sistema radical de *Cajanus cajan*, que se caracteriza por una reducción de su longitud, pero un aumento o incremento en el volumen radical, que le permite a la planta aprovechar los nutrientes y el agua disponibles en la superficie del sustrato. Sin embargo, al observar los datos obtenidos, se evidenció que el menor porcentaje de sobrevivencia de las plantas de chícharo micorrizadas es registrado por los ejemplares expuestos a 200 mM de NaCl, durante los 42 días de experimentación.

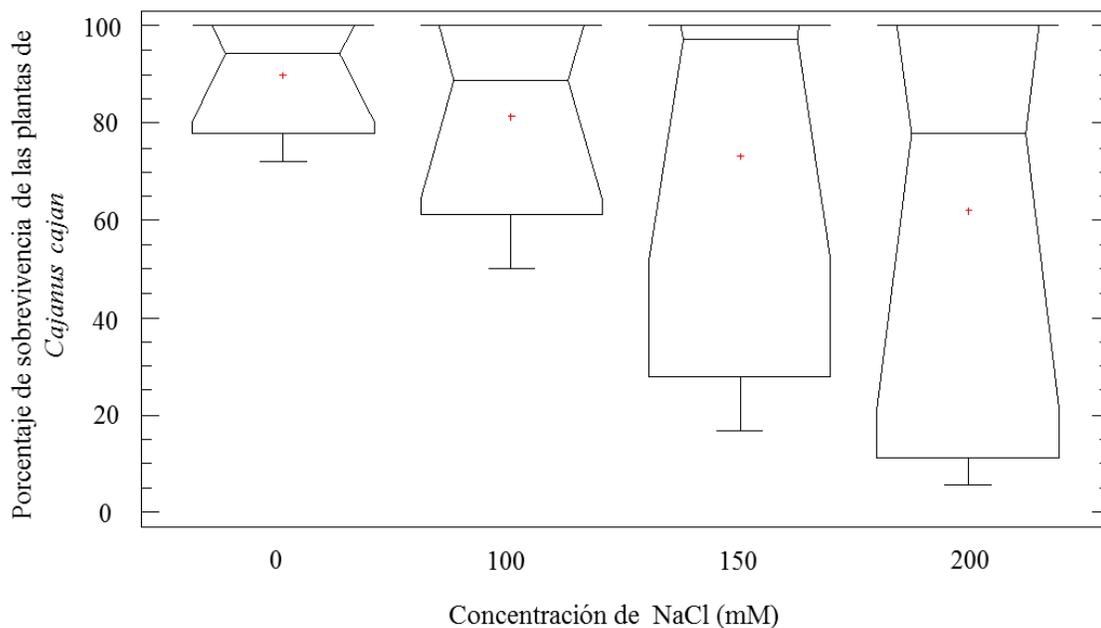


Figura 4. Porcentaje de sobrevivencia de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM).

Por su parte, Medina (2021) señala que la sobrevivencia de las plantas en los suelos poco fértiles (como los empleados en este ensayo), es un claro indicio de la existencia de compatibilidad exitosa de *Cajanus cajan* con los HMA nativos inoculados, ya que la colonización de éstos, favorece la captación y asimilación de los escasos

nutrientes disponibles en el sustrato. Sin embargo, este parámetro no es definitivo para la realización de tal aseveración.

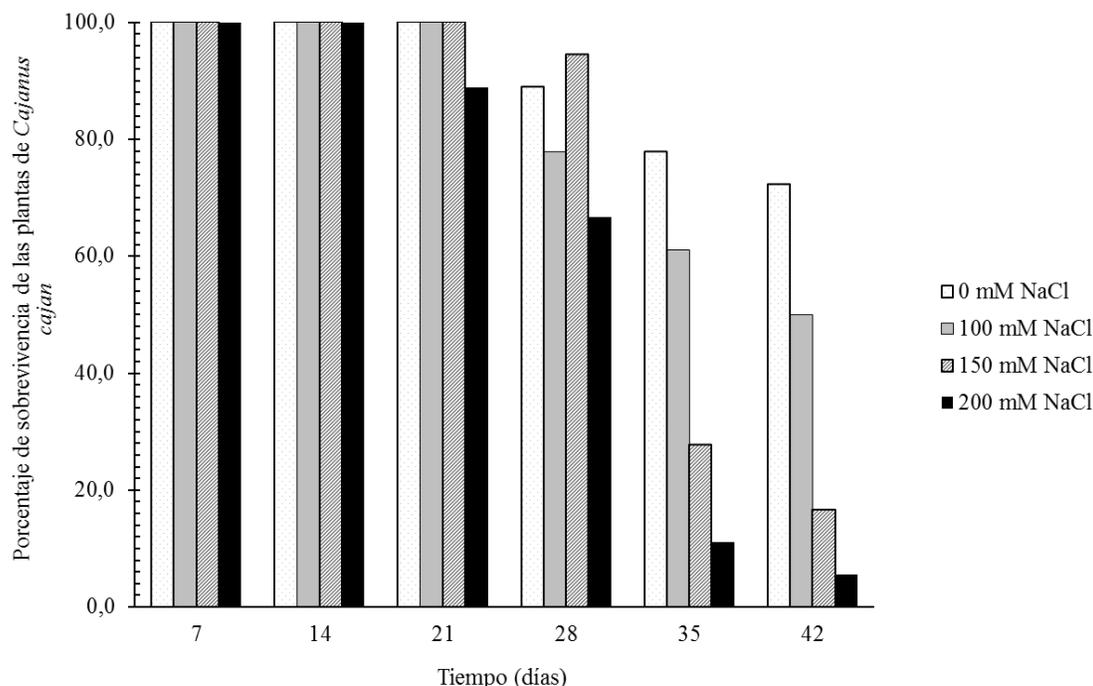


Figura 5. Porcentaje de sobrevivencia de plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), durante los 42 días después de la emergencia.

Asimismo, al igual que los parámetros de crecimiento y desarrollo, la sobrevivencia está íntimamente relacionada con la nutrición de la planta, la cual según Azcón-Bieto y Talón (2013), puede aumentar o disminuir la resistencia o la tolerancia de las plantas a las plagas y a las enfermedades. Mientras que la resistencia se relaciona con la habilidad del hospedero para limitar la penetración, el desarrollo y la reproducción del patógeno invasor o para limitar la alimentación de las plagas, la tolerancia se caracteriza por la habilidad del hospedero para mantener su crecimiento a pesar de la infección o el ataque de una plaga.

En condiciones de estrés salino, la acumulación de sales en la zona radical y en los tejidos de la planta causa estrés osmótico e interrumpe la homeostasis iónica celular a través de la inhibición de la toma de nutrientes esenciales y la acumulación de Na^+ y

Cl⁻ hasta niveles potencialmente tóxicos dentro de las células, lo cual afecta directamente su índice de sobrevivencia (Marschner, 2002; Rui *et al.*, 2009; Memon *et al.*, 2010).

Longitud del sistema radical

La longitud del sistema radical de las plantas de *C. cajan* cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM) a los 42 días de su emergencia (Figura 6), registra diferencias no significativas (KW= 0,691503; p>0,05), lo que indicaría un rol bioprotector de los HMA en el crecimiento de las raíces de las plantas de chícharo sometidas a estrés salino.

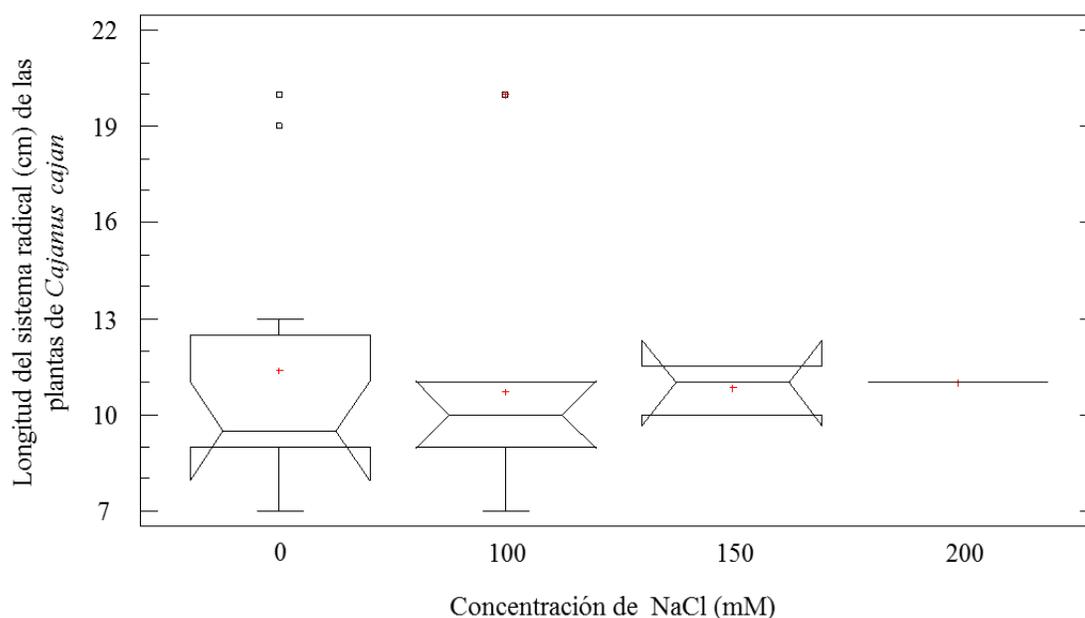


Figura 6. Longitud del sistema radical de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), a los 42 días después de la emergencia.

La raíz como principal órgano de absorción de agua e iones, tiene gran importancia en la respuesta a corto y largo plazo al estrés salino. En este órgano se sintetiza ácido abscísico (ABA), una de las señales tempranas de estrés capaz de producir cambios fisiológicos locales (conductividad hidráulica) y a distancia (cierre

estomático) (Hartung *et al.*, 2002; Aroca *et al.*, 2013).

Paellob (2010) señala que, a nivel de raíces, las sales alteran la absorción de agua lo que afecta el crecimiento de estos órganos; disminuye considerablemente la cantidad de pelos absorbentes, perturbando la absorción de agua y nutrientes. Sin embargo, los HMA desarrollan un micelio externo que a modo del sistema radical complementario y altamente efectivo, coloniza el suelo que rodea a la raíz y ayuda a la planta a adquirir nutrientes y agua (Ildermaro *et al.*, 2017). Por lo tanto, las plantas micorrizadas toleran mejor el estrés salino que las no micorrizadas (Aroca *et al.*, 2013).

Wang *et al.* (2018) evaluaron el efecto de la colonización de dos especies de HMA, *Funneliformis mosseae* y *Diversispora versisformis*, por separado y en combinación, sobre el crecimiento y la absorción de nutrientes en *Chrysanthemum morifolium* bajo condiciones de estrés por NaCl (0, 50 y 200 mM). Estos autores reportaron que las variables como longitud de la raíz, biomasa seca de brote y raíz y la concentración de N en la raíz fueron mayores en las plantas micorrizadas que en las no inoculadas.

Biomasa seca

Los datos registrados para la biomasa seca de las plantas de chícharo expuestas a diferentes concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM) e inoculadas con HMA nativos (Figura 7) a los 42 días de su emergencia, muestran diferencias no significativas (KW= 0,613531; $p > 0,05$). Estos resultados pueden atribuirse a que durante el tiempo de evaluación, otras variables como número de hojas, altura y longitud del sistema radical presentaron diferencias estadísticamente no significativas; sin embargo, aunque el grosor del tallo arrojó diferencias significativas, los promedios de esta variable no repercutieron en la ganancia de biomasa de *Cajanus cajan*. Estos resultados son similares a los obtenidos por Medina (2011), al evaluar el efecto de la esterilización del suelo (esterilizado o no), fuente de inoculación (HMA nativos, *Funneliformis mosseae* y *Scutellospora heterogama*) y el nivel de fertilización (0, 25 y 50 ppm de P) en el crecimiento y desarrollo de *Petroselinum sativum*, a los 75 días después de la emergencia; y a los mostrados por Milano (2019), quien evaluó el efecto del

vermicompost (0, 15, 30 y 45%) en el crecimiento vegetativo del frijol pico negro (*Vigna unguiculata*) cultivado en suelos inoculados con HMA nativos, bajo condiciones de vivero.

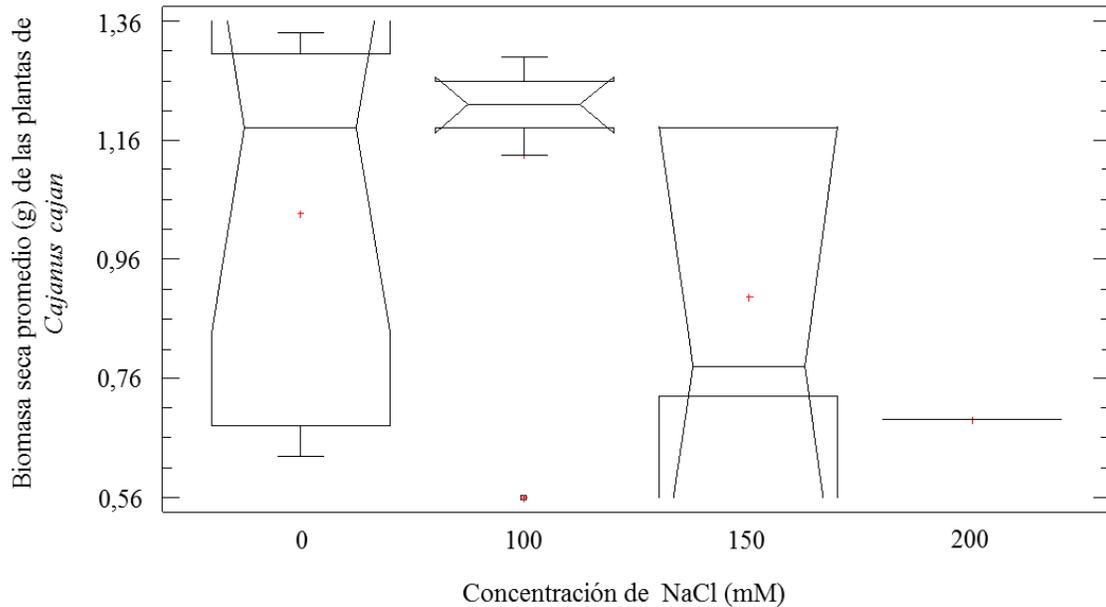


Figura 7. Biomasa seca de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), durante los 42 días después de la emergencia.

Beltrano *et al.* (2013) y Bhushan *et al.* (2014) señalan que las plantas micorrizadas registran aumentos significativos de volumen y longitud de la raíz, número de hojas por planta, área foliar y biomasa seca, así como de los niveles de clorofila, en comparación con las plantas no micorrizadas sometidas a condiciones de salinidad. Por su parte, Pírela-Almarza *et al.* (2018) indican que la capacidad de acumulación de biomasa seca en los cultivos, depende de la especie vegetal y de la especie de HMA asociada a este. Por lo general, la presencia de HMA aumenta la tasa de crecimiento y la producción de biomasa de la planta hospedera y este efecto es mayor en suelos de baja fertilidad o desequilibrados nutrimentalmente, especialmente cuando el contenido de fósforo asimilable es bajo (Davila *et al.*, 2009), como el reportado en el sustrato empleado en esta investigación. Lo expuesto por los autores antes señalados, permite

inferir que *Cajanus cajan* y las especies de HMA que conforman el inoculo nativo empleado en este bioensayo presentan compatibilidad exitosa.

Agüero-Fernández *et al.* (2016) mostraron en su estudio sobre el efecto mitigador del estrés salino en plántulas de albahaca inoculadas con HMA, que los mejores resultados se obtenían al inocular las plantas de albahaca con especies de HMA específicos. Estos resultados les permite concluir, que si bien las plantas pueden hacer simbiosis con cualquier especie de HMA, existen mayores beneficios cuando ocurre la simbiosis entre planta-hongo específicos. Por lo tanto, en este bioensayo se puede inferir que las especies presentes en el pool de HMA nativos inoculados, fueron más efectivas en la simbiosis constituida con el sistema radical de *Cajanus cajan*.

Las micorrizas tienen un mayor efecto en el crecimiento de las plantas en suelos con baja disponibilidad de P (como el usado en este estudio), al mejorar el mecanismo de absorción y transporte de nutrientes en las plantas, al desarrollar un micelio interno dentro de la corteza de la raíz, que se extiende a través del suelo mediante una red de hifas que constituyen el micelio externo; ambos micelios conforman un sistema altamente especializado y eficaz en la toma de minerales de lenta absorción, como fosfatos, cobre y zinc, y otros nutrientes del suelo para ser transportados a la planta, la cual le suministra al hongo fuentes de carbono procedentes de la fotosíntesis, proceso que el hongo no puede realizar por sí mismo, y le brinda protección (Manjarrez-Martínez *et al.*, 1999; Pírela-Almarza *et al.*, 2018).

La salinidad ejerce un efecto sobre los nutrientes que la planta necesita para su desarrollo. En el caso del nitrógeno, la salinización de los suelos reduce el contenido de este macronutriente en los tejidos de la planta, debido a que la presencia de Cl en el sustrato inhibe la adsorción de NO_3^- (Aslam *et al.*, 1984; Gorham *et al.*, 1986).

Porcentaje de infección micorrízica

La infección micorrízica del sistema radical de *Cajanus cajan*, está determinada por dos parámetros fúngicos: frecuencia de micorrización (%F) y riqueza arbuscular (%A). En la Figura 8 se muestra la frecuencia de micorrización (%F) del sistema radical de plantas de *C. cajan* cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a

diferentes concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM). Los resultados obtenidos muestran diferencias estadísticamente no significativas en la %F (KW= 0,633759; $p>0,05$), registrando un 100% de infección micorrízica en el sistema radical de las plantas sometidas a todos los tratamientos. Niveles elevados de infección micorrízica promueven la absorción de agua y nutrientes, principalmente, fósforo, que garantizan una buena nutrición de la planta hospedera (Roveda *et al.*, 2007; Cardona *et al.*, 2017).

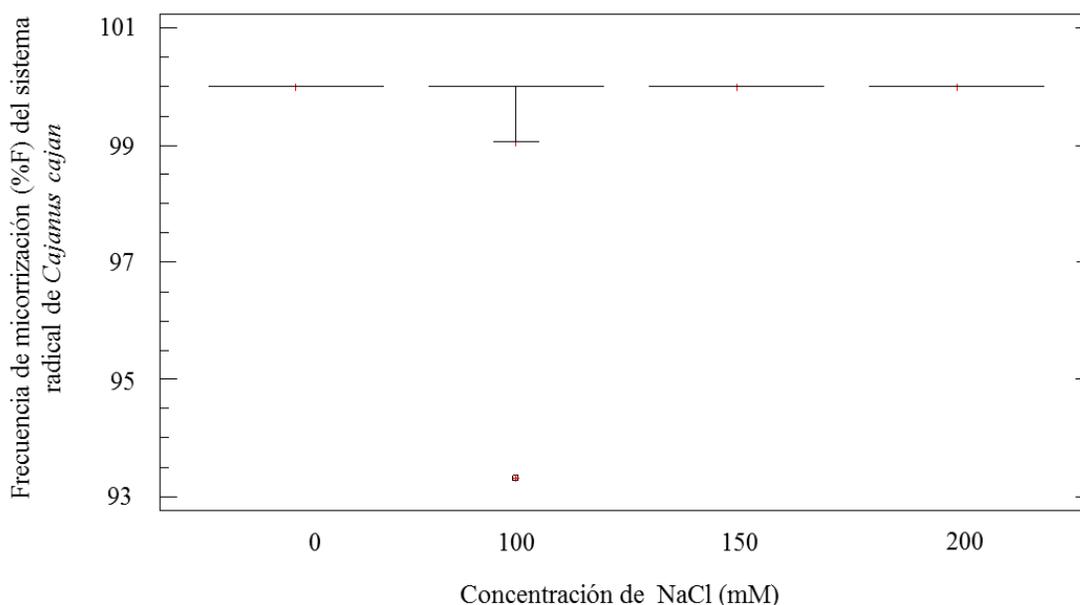


Figura 8. Frecuencia de micorrización (%F) del sistema radical de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM).

Los datos reflejan que la variación de la concentración de NaCl a la cual fueron sometidas las plantas de *C. cajan*, no representó un factor limitante para la colonización de sus raíces por parte de las micorrizas nativas inoculadas en el sustrato empleado en esta investigación. Estos resultados son apoyados por Tapia *et al.* (2010) quienes al estudiar la capacidad infectiva y efectividad de los HMA nativos en suelos salinos en el cultivo de lechuga, observaron que estos hongos aun conservaban la capacidad de colonizar el sistema radical del cultivo estudiado, lo que les permitió concluir que la salinidad no es un factor limitante para que ocurra la simbiosis micorrízica.

Aguinaga (2019) indica que la capacidad de los HMA para promover el desarrollo de los cultivos depende de su infectividad y efectividad; definiendo a la infectividad como la capacidad del hongo para penetrar e invadir la raíz intensamente y explorar el suelo, así como su habilidad de persistir en el sistema productivo; mientras que su efectividad se demuestra cuando mejora directa o indirectamente el crecimiento y desarrollo de la planta hospedera. Adicionalmente, Haas y Krikum (1985) indican que las condiciones de infectividad y efectividad de los HMA, dependen no solo de los simbiontes, sino también de las condiciones ambientales, lo que aumenta la importancia de los estudios ecológicos realizados con propósito de seleccionar cepas eficientes como biofertilizantes de tierras agrícolas.

Las variaciones en las características fisicoquímicas de los suelos causadas por la salinidad influyen directamente en la capacidad infectiva de los HMA, y por consiguiente en la colonización de la planta hospedera, ya que dependiendo del tamaño poblacional de los HMA nativos, puede ser afectada la probabilidad de que se produzca la colonización del sistema radical, rompiendo las barreras y/o defensas establecidas por el hospedero. Medina (2011) señala que a pesar de que la colonización del sistema radical sea efectiva, ésta no garantiza que la simbiosis establecida sea considerada como mutualista exitosa, debido a que se ha demostrado que la simbiosis constituida por los HMA y la planta hospedera presenta una delgada barrera que separa a estos hongos mutualistas de los parásitos.

Harris *et al.* (2011) estudiaron el efecto de inóculos mixtos de 7 especies de HMA nativos del desierto Sonorense asociadas con plantas de *Curcubita pepo*, cultivadas en sequía y sometidas a condiciones salinas altas y bajas; sus resultados mostraron que las variables estudiadas: biomasa seca de vástago y raíz, porcentaje de humedad foliar, potencial hídrico y osmótico y porcentaje de colonización radicular se incrementaron cuando se aplicó el inóculo mixto de HMA, reduciendo el estrés fisiológico causado por la salinidad y sequía.

En la Figura 9 se muestra la riqueza arbuscular (%A) del sistema radical de plantas de *C. cajan* cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a diferentes niveles de salinidad (0, 100, 150 y 200 mM de NaCl), reportándose

diferencias estadísticamente significativas (KW= 0,014338; $p < 0,05$), donde las plantas control (0 mM de NaCl) registran los mayores valores de %A en comparación con las plantas sometidas a la concentración de 200 mM de NaCl.

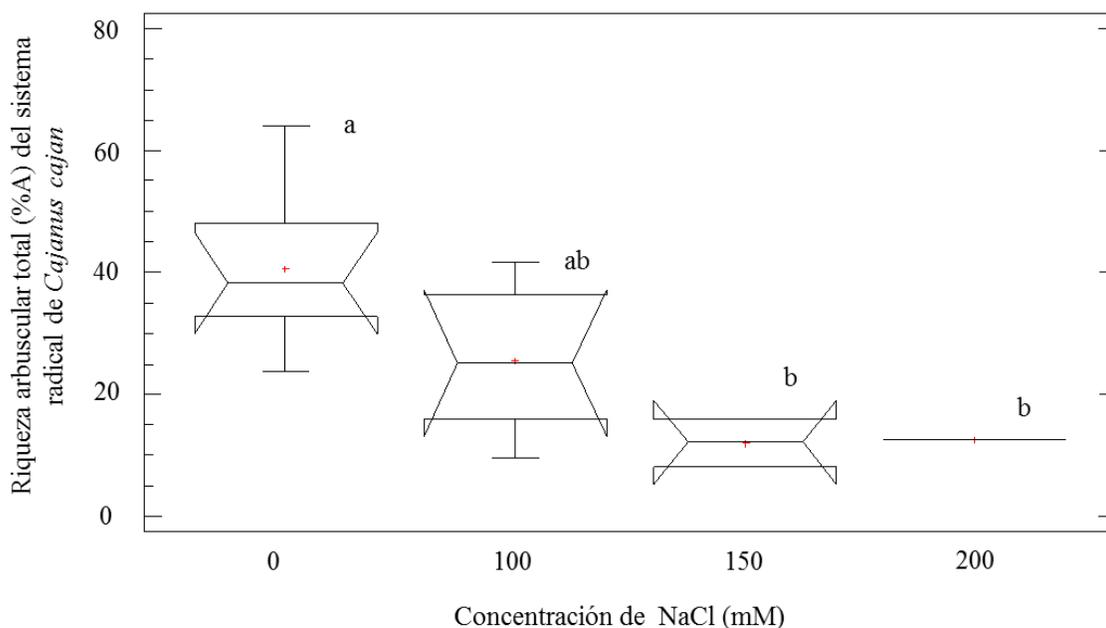


Figura 9. Riqueza arbúscular (%A) del sistema radical de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM).

Los arbúsculos son hifas finamente ramificadas, que se dividen dicotómicamente y son invaginados por la membrana plasmática de las células corticales (Barrer, 2009; Camarena, 2012). La diferenciación del arbúsculo está acompañada de varios cambios fisiológicos en la célula de la planta, cuyas vacuolas se fragmentan, aumentando el volumen de citoplasma y el número de organelos (Bonfante y Perotto, 1995). Las células que contienen arbúsculos muestran un núcleo hipertrofiado, número mayor de mitocondrias y niveles ligeros de actividad transcripcional (Fester *et al.*, 2001). La vida media de un arbúsculo en actividad es muy corta y varía, entre dos y quince días, al cabo de los cuales se colapsa y permanece rodeado por el plasmalema de la célula vegetal, siendo encapsulado por material depositado en la zona interfacial proveniente presumiblemente del hospedero (Sanders *et al.*, 1977; Harley y Smith, 1983; Parniske,

2008).

A pesar de que se registró una disminución significativa en el porcentaje de arbusculos presentes en el sistema radical de las plantas de chícharo al incrementar la concentración de NaCl a 200 mM, este nivel de salinidad parece no afectar al resto de variables de crecimiento y desarrollo en estudio (altura, número de hojas fotosintéticas, longitud del sistema radical y biomasa seca), las cuales mostraron diferencias estadísticamente no significativas, por lo que se puede inferir que aunque la salinidad es una condición limitante para el completo desarrollo arbuscular; la simbiosis micorrízica cumple su papel como agente bioprotector del sistema radical de *Cajanus cajan* ante el estrés salino.

Una hipótesis sobre la causa del leve descenso en la %A entre los tratamientos con NaCl (100, 150 y 200 mM) con respecto al control (0 mM de NaCl), es que las especies de HMA involucradas en la simbiosis micorrízica, disminuyan el número de arbusculos presentes en el sistema radical de *C. cajan* para evitar la entrada excesiva de Na⁺ y su posterior acumulación en los tejidos. Por otro lado, los porcentajes de arbusculos obtenidos en todos los tratamientos podrían estar relacionados con las condiciones ambientales en las cuales fue llevado el estudio, así como a las condiciones propias del sustrato utilizado, debido a que la infectividad y efectividad de los HMA, dependen no solo de los simbiosistas, sino también de las condiciones ambientales, las cuales influyen en la fisiología de las plantas y por lo tanto en la simbiosis micorrízica, por lo que es probable que aunque se observe la colonización micorrízica, no todas las estructuras fúngicas estén activas (Varela y Estrada-Torres, 1997; Tapia *et al.*, 2010; Lozano *et al.*, 2015).

CONCLUSIONES

La aplicación de las distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM) no afecta significativamente la altura, número de hojas fotosintéticas, longitud del sistema radical, biomasa seca y frecuencia de micorrización (%F) de *Cajanus cajan*, a los 42 días de su emergencia.

La concentración de 200 mM de NaCl perturba la eficiencia de la simbiosis establecida por los HMA nativos e influye negativamente en el grosor del cuello del tallo de *Cajanus cajan*, desde los 21 después de la emergencia hasta la cosecha (42 días de experimentación).

El grosor del cuello del tallo y la riqueza arbuscular (%A) mostraron diferencias significativas, siendo las plantas control (0 mM de NaCl) las que registran los mayores valores en ambas variables.

Las cepas nativas de HMA son altamente infectivas y colonizan el 100% del sistema radical de las plantas de chícharo sometidas a todos los tratamientos.

La micorrización temprana de las plantas de chícharo, podría reducir o prevenir los efectos de la salinidad sobre el crecimiento vegetativo y capacidad fotosintética de este rubro.

Los HMA nativos del estado Sucre podrían ofrecer cierta protección al sistema radical de las plantas de chícharo cultivadas en suelos salinos.

RECOMENDACIONES

Transplantar los ejemplares micorrizados de *Cajanus cajan* a envases de mayor capacidad o en el campo y aplicar otra fertilización fosfórica al sustrato, a los 21 después de la emergencia de las plantas, con el propósito de extender el tiempo de experimentación.

Se sugiere comparar los resultados de este bioensayo con trabajos donde se apliquen concentraciones superiores a 200 mM de NaCl combinadas con la inoculación de los HMA nativos evaluados en este trabajo y de cepas micorrízicas comerciales más compatibles con la especie vegetal.

Identificar taxonómicamente las especies fúngicas presentes en el pool de HMA nativos inoculados en el sustrato, mediante el uso de las características morfológicas de las esporas y técnicas moleculares disponibles en la actualidad, para entender la relación entre la diversidad genética, morfológica y funcional de las especies involucradas en la simbiosis micorrízica.

BIBLIOGRAFÍA

- Agrios, G. 2005. *Plant pathology*. Quinta edición. Editorial Academic Press. California, USA.
- Agüero-Fernández, Y.; Hernández-Montiel, L.; Nieto-Garibay, A.; Troyo-Diéguez, E.; Zulueta-Rodríguez, R. y Murillo-Amador, B. 2016. Hongos micorrízicos arbusculares como agentes mitigadores del estrés salino por NaCl en plántulas de albahaca. *Nova Scientia*, 8: 60-86.
- Aguinaga, M. 2019. Inoculación de hongos micorrízicos arbusculares en *Amaranthus* sp. y su efecto en la biorremediación de suelo contaminado con plomo. Trabajo de grado. Departamento Académico de Microbiología y Parasitología, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo. Lambayeque, Perú.
- Alarcón, A. y Ferrera, R. 2000. Biofertilizantes: importancia y utilización en la agricultura. *Agricultura Técnica en México*, 26: 191-203.
- Al-Karaki, G. 2006. Nursery inoculation of tomato with arbuscular mycorrhizal fungi and subsequent performance under irrigation with saline water. *Scientia Horticulturae*, 109(1): 1-7. DOI: 10.1016/j.scienta.2006.02.019.
- Argentel, L.; González, L. y Plana, R. 2006. Efecto de altas concentraciones salinas sobre la germinación y el crecimiento del trigo variedad Cuba-C-204 (*Triticum aestivum*). *Cultivos Tropicales*, 27: 45-48.
- Aroca, R.; Ruiz-Lozano, J.; Zarreño, A.; Paza, J.; Garcia-Mina, J.; Pozo, M. y Lopez-Reaza, J. 2013. Arbuscular mycorrhizal symbiosis influences strigolactone production under salinity and alleviates salt stress in lettuce plants. *Journal of Plant Physiology*, 170: 47-55.
- Aslam, M.; Huffaker, R. y Rains, D. 1984. Early effects of salinity on nitrate assimilation in barley seedlings. *Plant Physiology*, 76(2): 321-325.
- Attia, R.; El-Tabey, A.; Aman, M. y Hamza, M. 1994. Effect of cooking and decortication on the physical properties the chemical composition and the nutritive value of chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Food Chemistry*, 50(2): 125-131.
- Azcón-Aguilar, C. y Bago, B. 1994. Physiological characteristics of the host plant promoting an undisturbed functioning of the mycorrhizal symbiosis. En: *Impact of arbuscular mycorrhiza on sustainable agriculture and natural ecosystems*. Gianinazzi, S. y Schüepp, H. (eds). ALS. Birkhäuser Verlag. Basel, Switzerland. Págs. 47-60.
- Azcón-Aguilar, C. y Barea, J. 1996. Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-borne plant pathogens an overview of the mechanisms involved. *Mycorrhiza*, 6: 457-464.
- Azcón-Bieto, J. y Talón, M. 2013. *Fundamentos de fisiología vegetal*. Editorial McGrawHill/Interamericana. Barcelona, España.

- Barea, J.; Andrade, G.; Bianciotto, V.; Dowling, D.; Lohrke, S.; Bonfante, P.; O'gara, F. y Azcón-Aguilar, C. 1998. Impact on arbuscular mycorrhiza formation of *Pseudomonas* strains used as inoculants for biocontrol of soil-borne fungal plant pathogens. *Applied and Environmental Microbiology*, 64(6): 2304-2307.
- Barrer, S. 2009. El uso de hongos micorrízicos arbusculares como una alternativa para la agricultura. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias*, 7(1): 123-133.
- Beltrano, J. y Ronco, M. 2008. Improved tolerance of wheat plants (*Triticum aestivum* L.) to drought stress and rewatering by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus claroideum*: Effect on growth and cell membrane stability. *Brazilian Journal of Plant Physiology*, 20(1): 29-37.
- Beltrano, J.; Ruscitti, M.; Arango, M. y Ronco, M. 2013. Effects of arbuscular mycorrhiza inoculation on plant growth, biological and physiological parameters and mineral nutrition in pepper grown under different salinity and P levels. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 13(1): 123-141.
- Bhushan, G.; Sharma, S.; Sagar, P.; Seth, N. y Singh, A. 2014. Role of arbuscular mycorrhiza fungi on tolerance to salinity of the tree legume *Albizia lebbek* (L.) inoculated by *Rhizobium*. *Indian Journal of Pharmaceutical and Biological Research*, 2(1): 45-50.
- Biró, I. y Trakács, T. 2006. Study of adaptability of different *Glomus mosseae* strains to soil heavy metal content. *Cereal Research Communications*, 34(1): 127-130.
- Brundrett, M.; Bougher, N.; Dell, B.; Grove, T. y Malajczuk, N. 1996. Working with mycorrhizas in forestry and agriculture. *ACIAR Monograph*, 32: 373.
- Bonfante, P. y Peroto, S. 1995. Strategies of arbuscular mycorrhizal fungi when infecting host plants. *New Phytologist*, 130: 3-21.
- Camarena, G. 2012. Interacción planta-hongos micorrízicos arbusculares. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 18(3): 409-421.
- Campos, A. 1994. Evaluación de *Rhizobium* sp. y *Bradyrhizobium* sp. en frijol [*Vigna unguiculata* (L.) Walp] nativos de diferentes áreas de producción del estado Monagas y evaluación de desinfección del suelo. Trabajo para ascender a la categoría de Profesor Asociado. Escuela de Ingeniería Agronómica, Universidad de Oriente. Maturín, Venezuela.
- Cardona, W.; Gutiérrez, J.; Monsalve, O. y Bonilla, C. 2017. Efecto de la salinidad sobre el crecimiento vegetativo de plantas de mora de Castilla (*Rubus glaucus* Benth.) micorrizadas y sin micorrizar. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 11(2): 253-266.
- Castillo, N. 1987. *Una introducción al estudio del suelo y de los fertilizantes*. Editorial América C.A. Caracas, Venezuela.
- Castillo-Gómez, C.; Narváez-Solarte, W. y Hahn-von-Hessberg, C. 2016. Agromorfología y usos del *Cajanus cajan* (L.) Millsp. (Fabaceae). *Boletín*

- Científico del Centro de Museos Museo de Historia natural*, 20(1): 2462-8190.
- Cedano, J. 2006. *Guía técnica cultivo del Guandul*. Editorial CEDAF. Santo Domingo, República Dominicana.
- Centurión, H.; Espinosa, M. y Cázares, C. 2003. Inventario de recursos filogenéticos alimentarios de Tabasco. Editorial Fundación Produce Tabasco de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. México, D. F., México.
- Chinnusamy, V.; Jagendore, A. y Jian-Kang, Z. 2005. Understanding and improving salt tolerance in plants. *Crop Science*, 45(2): 437-448.
- Cuenca, G.; De Andrade, Z.; Lovera, M.; Fajardo, L.; Meneses, E.; Márquez, M. y Machuca, R. 2003. Pre-selección de plantas nativas y producción de inóculos de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) de relevancia en la rehabilitación de áreas degradadas de La Gran Sabana, estado Bolívar, Venezuela. *Ecotropicos*, 16(1): 27-40.
- Cuervo, J. y Rivas, G. 2007. Cuantificación de hongos micorrízicos en muestras de suelo en plantaciones de *Tabebuia rosea* y *Cordia alliodora*. *NOVA Publicación Científica*, 5(7): 28-41.
- Davila, L.; Ramos, C. y Rosales, C. 2009. Multiplicación de hongos micorrízicos arbusculares nativos de cultivo de cacao (*Theobroma cacao*) en maíz (*Zea mays*) bajo distintos tratamientos agronómicos. Trabajo de grado. Facultad de Ciencias Básicas y Educación, Universidad Popular del Cesar. Valledupar, Colombia.
- Dodd, M.; Janson, S.; Facione, N.; Faucett, J.; Froelicher, E.; Humphreys, J.; Lee, K.; Miaskowski, C.; Puntillo, K.; Rankin, S. y Taylor, D. 2001. Advancing the science of symptom management. *Journal of Advanced Nursing*, 33(5): 668-676.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). 2002. "Los fertilizantes y su uso". "FAO". <<http://www.fao.org/agl/agll/docs/fertuso.pdf>> (20-03-2021).
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). 2015. "Propiedades del suelo". "FAO". <<http://www.fao.org/soils-portal>> (15-01-2021).
- Fester, T.; Strack, D. y Hause, B. 2001. Reorganization of tobacco root plastids during arbuscule development. *Planta*, 213: 864-868. DOI: 10.1007/s004250100561.
- Gárate, A. y Bonilla, I. 2000. Nutrición mineral y producción vegetal. En: *Fundamentos de la fisiología vegetal*. Azcón-Bieto, J. y Talón, M. (eds). Editorial Mc-Graw Hill. Madrid, España. Págs. 113-130.
- García-Garrido, J. y Ocampo, J. 1989. Interacción entre *Glomus mosseae* y *Pseudomonas syringae* en la rizosfera de plantas de tomate. *Anual de Edafología y Agrobiología*, 5: 1679-1685.
- García-Garrido, J.; Ledezmo, V.; Castellanos-Morales, V.; Steinkellner, S. y Vierhelling, H. 2009. Strigolactones, signal for parasitic plants and arbuscular

- mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*, 19: 449-459.
- Garg, N. y Manchada, G. 2009. Role of arbuscular mycorrhizae in the alleviation of ionic, osmotic and oxidative stresses induced by salinity in *Cajanus cajan* (L.) Millsp. (Pigeonpea). *Journal of Agronomy and Crop Science*, 195:110-123.
- Garrido, S. 1994. *Interpretación de análisis de suelos*. Guía práctica para muestrear los suelos e interpretar su análisis. Getafe. Madrid, España.
- González, J. 2014. Efecto del uso y ocupación en las propiedades físicas y químicas en un suelo del piedemonte llanero. Tesis de maestría. Departamento de Ingeniería Civil y Agrícola, Facultad de Ingeniería, Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia.
- González, L.; Zamora, A. y Cepedes, N. 2000. Tolerancia a la salinidad en cultivares de *Vigna unguiculata* (L). Walp durante las etapas iniciales de crecimiento de las plantas. *Alimentaria*, 314: 105-108.
- González, S.; Quero, A.; Franco, O.; Ramírez, C.; Ortega, H. y Trejo, C. 2010. Tolerancia a la salinidad del pasto Banderita [*Bouteloua curtipendula* (Michx.) Torr.] en la etapa de germinación en dos regímenes de temperaturas. *Ciencia Ergo Sum*, 17(3): 277-285.
- González, S.; Quero, A.; Franco, O.; Ramírez, C.; Ortega, H. y Trejo, C. 2011. Efecto de la salinidad y la temperatura sobre el crecimiento del pasto Banderita [*Bouteloua curtipendula* (Michx.) Torr.]. *Ciencia Ergo Sum*, 18(1): 59-69.
- Gorham, J.; Budrewicz, E.; McDonnell, E. y Jones, R. 1986. Salt tolerance in the Triticeae: salinity-induced changes in the leaf solute composition of some perennial Triticeae. *Journal of Experimental Botany*, 37(8): 1114-1128.
- Goykovic, C. y Saavedra, R. 2007. Algunos efectos de la salinidad en el cultivo de tomate y prácticas agronómicas en su manejo. *Idesia*, 25: 47-58.
- España, M.; Cabrera-Bisbal, E. y López, M. 2006. Study of nitrogen fixation by tropical legumes in acid soil from Venezuelan savannas using ¹⁵N. *Interciencia*, 31: 197-201.
- Haas, J. y Krikum, J. 1985. Efficacy of endomycorrhizal fungus isolates and inoculums quantities required for growth response. *New Phytology*, 100: 613-621.
- Harley, J. y Smith, S. 1983. *Mycorrhizal symbiosis*. Academic Press Inc. London, UK.
- Hartung, W.; Sauter, A. y Hose, E. 2002. Abscisic acid in the xylem: where does it comes from, where does it goes to? *Journal of Experimental Botany*, 53: 27-32.
- Harris, V.; Martin, E.; Valenzuela, S. y Alejandro, C. 2011. Tolerancia a sequía y salinidad en *Cucurbita pepo*. var. pepo asociada con hongos micorrizos arbusculares del desierto sonorense. *Agrociencia*, 45(8): 959-970.
- Harrison, J. 1997. The arbuscular mycorrhizal symbiosis: An underground association. *Elsevier Trends Journal*, 2(2): 54-60.

- Hashem, A.; Abd-Allah, E.; Alqarawi, A. y Dilfuza, E. 2015. Induction of salt stress tolerance in cowpea *Vigna unguiculata* (L.) Walp by arbuscular mycorrhizal fungi. *Legume Research*, 38(5): 558-579.
- Hazelton, P. y Murphy, B. 2007. *Interpreting soil test results: what do all the numbers mean?* Second edition. Csiro Publishing. Sydney, Australia.
- Ildermar, J.; Ramírez, M.; Petit, B.; Colmenares, C. y Parra, I. 2017. Efecto de hongos micorrízicos arbusculares y estiércol de bovino en el crecimiento de *Capsicum frutescens* L. *Bioagro*, 29(2): 137-144.
- Jeffries, P.; Gianinazzi, S.; Perotto, S.; Turnau, K. y Barea, J. 2003. The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi in sustainable maintenance of plant health and soil fertility. *Biology and Fertility of Soils*, 37(1): 1-16.
- Khanam, D.; Miridha, M.; Solaiman, A. y Hossain, T. 2006. Effect of edaphic factor on root colonization and spore population of arbuscular mycorrhizal fungi. *Bulletin of the Institute of Tropical Agriculture, Kyushu University*, 29: 97-104.
- Khalig, H. 2013. Influences of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomus* spp.) on the response of grapevines rootstocks to salt stress. *Asian Journal of Crop Science*, 5(4): 394-404.
- Khalig, S.; Vllah, Z.; Athar H. y Khal, R. 2014. Physiological and biochemical basis of salt tolerance in *Ocimum basilicum* L. *Journal of Medicinal Plants Studies*, 2: 18-27.
- Liasu, M. y Ogundola, A. 2006. Effects of pre- and post-transplant inoculation with *Glomus mosseae* on heavy metal (cadmium) absorption by potted tomato plants. *Middle East Journal of Scientific Research*, 1(1): 16-22.
- Liriano, R.; Núñez, D. y Barceló, R. 2012. Efecto de la aplicación de *Rhizobium* y micorriza en el crecimiento del frijol [*Phaseolus vulgaris* (L.)] variedad CC-25-9 negro. *Centro Agrícola*, 39(4): 17-20.
- Liu, X.; Shen, F. y Qi, X. 2019. Adsorption recovery of phosphate from aqueous solution by CaO⁻ biochar composites prepared from eggshell and rice Straw. *Science of total environment*, 666: 694-702.
- López, M. y Estrada, H. 2015. Propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo. *Bioagrociencias*, 8(1): 3-11.
- López, M.; Bolívar, A.; Salas, M. y De Gouveia, M. 2006. Prácticas conservacionistas y rotación con quinchoncho alternativas sustentables para los agroecosistemas de sabanas de Guárico, Venezuela. *Agronomía Tropical*, 56(1): 75-109.
- Lozano, J.; Arnbrecht, I. y Montoya, L. 2015. Hongos formadores de micorrizas arbusculares y su efecto sobre la estructura de los suelos en fincas con manejos agroecológicos e intensivos. *Acta Agronomica*, 64(4): 289-296.
- Lugo, M. 2021, Evaluación de micorrizas arbusculares asociadas a tres especies frutales en la hacienda agua fría, municipio Arismendi, estado Sucre, Venezuela. Trabajo

- de grado. Departamento de Biología, Universidad de Oriente. Cumaná, Venezuela.
- Manjarrez-Martínez, M.; Ferrera, R. y González, M. 1999. Efecto de la vermicomposta y la micorriza arbuscular en el desarrollo y tasa fotosintética de chile serrano. *Terra*, 17(1): 9-15.
- Marschner, H. 2002. *Mineral nutrition of higher plants*. Editorial Academic Press. Amsterdam, The Netherlands.
- Martín, G. y Rivera, R. 2015. Influencia de la inoculación micorrízica en los abonos verdes. Efecto sobre el cultivo principal. Estudio de caso: el maíz. *Cultivos Tropicales*, 36: 34-50.
- Martínez, L. y Pugnaire, F. 2009. Interacciones entre las comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares y de plantas. Algunos ejemplos en los ecosistemas semiáridos. *Ecosistemas*, 18(2): 44-54.
- Maas, E. y Hoffman, G. 1977. Crop salt tolerance-current assessment. *Journal Irrigation and Drainage Division*, 103: 115-134.
- Medina, F. 2011. Efecto de las micorrizas arbusculares y la fertilización con fósforo en el crecimiento y desarrollo de plantas de *Petroselinum sativum* Mill. Trabajo de grado. Departamento de Biología, Universidad de Oriente. Cumaná, Venezuela.
- Medina, F. 2021. Efecto de los hongos micorrízicos arbusculares nativos en el crecimiento vegetativo de tres especies vegetales. Trabajo para ascender a la categoría de Profesor Asistente. Departamento de Biología, Universidad de Oriente. Cumaná, Venezuela.
- Medina-García, L. 2016. La agricultura, la salinidad y los hongos micorrízicos arbusculares una necesidad, un problema y una alternativa. *Cultivos Tropicales*, 37(3): 42-49.
- Memon, S.; Hou, X. y Wang, L. 2010. Morphological analysis of salt stress response of pak Choi. *Electronic Journal of Environmental, Agricultural and Food Chemistry*, 9(1): 248-254.
- Milano, A. 2019. Efecto del vermicompost en el crecimiento vegetativo de *Vigna unguiculata* (L.) Walp. cultivada en suelos inoculados con hongos micorrízicos arbusculares nativos, bajo condiciones de vivero. Trabajo de grado. Departamento de Biología, Universidad de Oriente. Cumaná, Venezuela.
- Morte, A. y Honrubia, M. 2002. Growth response of *Phoenix canariensis* to inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi. Palms: *Journal of the International Palm Society*, 46(2): 76-80.
- Moscoso, F. 2003. Modificación de las propiedades bioquímicas en suelos enmendados con lodo de depuradora. Trabajo de grado. Facultad de Agronomía, Universidad de Santiago de Compostela. Santiago de Compostela, España.
- Munns, R.; Goyal, S. y Passioura, J. 2005. *Salinity and its mitigation*. Editorial Davis,

C.A., University of California. California, USA.

- Murkute, A.; Sharma, S. y Singh, S. 2006. Studies on salt stress tolerance of citrus rootstock genotypes with arbuscular mycorrhizal fungi. *Horticultural Science (Prague)*, 33(2): 70-76.
- Navarro, B. y Navarro G. 2003. *Química agrícola: el suelo y los elementos químicos esenciales para la vida vegetal*. Segunda edición. Mundi prensa. Madrid, España.
- Núñez, M.; Mazorra, L.; Martínez, L.; González, M. y Robaina, C. 2007. Análogos de brasinoesteroides revierten parcialmente el impacto del estrés salino en el crecimiento inicial de las plántulas de dos genotipos de arroz (*Oryza sativa* L.). *Cultivos Tropicales*, 28: 95-99.
- Paellob, F. 2010. Root length, ion uptake and relationship with salinity tolerance in wheat, rice and prewiff. *Plant Growth Regulation*, 1: 46-54.
- Parés, J.; Arizaleta, M.; Sanabria, M. y García, G. 2008. Efecto de los niveles de salinidad sobre la densidad estomática, índice estomático y el grosor foliar en plantas de *Carica papaya* L. *Acta Botánica Venezuela*, 31: 27-34.
- Parniske, M. 2008. Arbuscular mycorrhiza; the mother of plant root endosymbiosis. Nature reviews. *Microbiology*, 6: 763-775.
- Peterson, R.; Massicotte, H. y Melville, L. 2004. *Mycorrhizas: Anatomy and cell biology*. CABI publishing. Ottawa, Canadá.
- Phillips, J. y Hayman, D. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment to infection. *Transactions of the British Mycological Society*, 55: 158-161.
- Pírela-Almarza, A.; Aguirre-Serpa, O.; Ramírez-Villalobos, M.; Petit, B.; Bracho, B. y Parra, I. 2018. Efecto de hongos micorrízicos arbusculares y del estiércol de ovino en el desarrollo inicial de la lechosa (*Carica papaya* L.) var. maradol roja. *Bioagro*, 30(1): 79-86.
- Quian-Sheng, W.; Ying-Ning, Z. y Xin-Hua, H. 2010. Contribution of arbuscular micorrhizal fungi to growth, photosynthesis, root morphology and ionic balance of citrus seeding under salt stress. *Acta Physiol Plant*, 32: 297-304.
- Rabie, G. 2005. Contribution of arbuscular mycorrhizal fungus to red kidney and wheat plants tolerance grown in heavy metal-polluted soil. *African Journal of Biotechnology*, 4(4): 332-345.
- Rabie, G. y Almadini, A. 2005. Role of bioinoculants in development of salt-tolerance of *Vicia faba* plants under salinity stress. *African Journal of Biotechnology*, 4(3): 210-222.
- Ramírez, R. 1997. *Propiedades físicas químicas y biológicas de los suelos*. Convenio FENALCE-SENA-SAC. Santafé de Bogotá, Colombia.
- Reginato, M.; Sosa, L.; Llanes, A.; Hampp, E.; Vettorazzi, N.; Reinoso, H. y Luna, V.

2014. Growth responses and ion accumulation in the halophytic legume *Prosopis strombulifera* are determined by Na₂SO₄ and NaCl. *Plant Biology*, 16: 97-106.
- Richards, L. 1990. *Diagnóstico y rehabilitación de suelos salinos y sódicos: manual número 60*. Sexta reimpression. Editorial Limusa. Ciudad de México, México.
- Robertson, S.; McGill, W.; Massicotte, H. y Rutherford, P. 2007. Petroleum hydrocarbon contamination in boreal forest soils: a mycorrhizal ecosystems perspective. *Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society*, 82: 213-240.
- Roveda, G.; Cabra, L.; Ramírez, M. y Peñaranda, A. 2007. Efecto de las micorrizas arbusculares sobre la aclimatación y endurecimiento de microplántulas de mora (*Rubus glaucus*). *Revista Corpoica-Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 8(1): 28-36.
- Rui, L.; Wei, S.; Mu-xiang, C.; Cheng-Jun, J.; Min, W. y Bo-ping, Y. 2009. Leaf anatomical changes of *Burquiera gymnorhiza* seedlings under salt stress. *Journal of Tropical and Subtropical Botany*, 17(2): 169-175.
- Salidin, F. 1990. Cultivo de guandul. Fundación Desarrollo Agropecuario, INC. Boletín técnico 003. Santo Domingo, República Dominicana.
- Sanders, F.; Tinker, B.; Black, R. y Palmerly, S. 1977. The development of endomycorrhizal root systems. I. Speed of infection and growth-promoting effects with four species of vesicular-arbuscular endophyte. *New Phytologist*, 78: 257-268.
- Sannazzaro, A.; Ruiz, O.; Albertó, E. y Menéndez, A. 2006. Alleviation of salt stress in *Lotus glaber* by *Glomus intraradices*. *Plant Soil*, 285: 279-287.
- Schüssler, A.; Schwartzzott, D. y Walker, C. 2001. A new phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research*, 105: 1413-1421.
- Serralde, A. y Ramírez, M. 2004. Análisis de poblaciones de micorrizas en maíz (*Zea mays*) cultivado en suelos ácidos bajo diferentes tratamientos agronómicos. *Revista Corpoica*, 5(1): 31-40.
- Sheng, M.; Tang, M.; Chan, H.; Yang, B.; Zhang, F. y Huang, Y. 2008. Influence of arbuscular mycorrhizae on photosynthesis and water status of maize plants under salt stress. *Mycorrhiza*, 18(6-7): 287-296. DOI: 10.1007/s00572-008-0180-7.
- Sieverding, E. 1991. *Vesicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystems*. Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (GTZ). Eschbom, Germany.
- Smith, S. y Read, D. 2008. *Mycorrhizal symbiosis*. Academic press. Cambridge, Gran Bretaña.
- Smith, S.; Facelli, E.; Pope, S. y Smith, F. 2010. Plant performance in stressful environments: interpreting new and established knowledge of the roles of arbuscular mycorrhizas. *Plant Soil*, 326: 3-20.

- Sosa, T.; Sánchez, J.; Morales, E. y Cruz, F. 2006. Interacción micorrizas arbusculares-*Trichoderma harzianum* (Moniliaceae) y efectos sobre el crecimiento de *Brachiaria decumbens* (Poaceae). *Acta Biológica Colombiana*, 11(1): 43-54.
- Suárez, L. y Mederos, V. 2011. Apuntes sobre el cultivo de la yuca (*Manihot esculenta* Crantz). Tendencias actuales. Revisión bibliográfica. *Cultivos Tropicales*, 32(3): 27-35.
- Taiz, L. y Zeiger, E. 2006. *Fisiología vegetal*. Tercera edición. Editorial Universidad Jaume I Publicacion. Los Ángeles, USA.
- Tapia, J.; Ferrera, R.; Varela, L.; Rodríguez, J.; Soria, J.; Tiscareño, N.; Loredó, C.; Alcalá, J. y Villar, C. 2010. Inefectividad y efectividad de hongos micorrízicos arbusculares nativos de suelos salinos en el cultivo de lechuga (*Latuca sativa*). *Revista Mexicana de Micología*, 31: 69-74.
- Tena, A. 2002. Presencia de hongos micorrízicos arbusculares en plantas silvestres de suelos salinos en el estado de Colima. Tesis de maestría. Facultad de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Universidad de Colima. Tecomán, México.
- Toledo, M. 2016. *Manejo de suelos ácidos de las zonas altas de Honduras: conceptos y métodos*. Dirección de Ciencia y Tecnología Agropecuaria (DICTA). Tegucigalpa, Honduras.
- Trouvelot, A.; Kough, J. y Gianinazzi-Pearson, V. 1986. Mesure du taux de mycorrhization VA d'un système racinaire. Recherche de méthodes d'estimation ayant une signification fonctionnelle. En: *Physiological and genetical aspects of mycorrhizae*. Gianinazzi-Pearson, V. y Gianinazzi, S. (eds). Editorial INRA. Paris, Francia. Págs. 101-109.
- Ulloa, L.; Vargas, N.; Miranda, D. y Fischer, G. 2006. Efecto de la salinidad sobre los parámetros de desarrollo en especies hortícolas cultivadas en sistemas sin suelo. En: *Avances sobre fertirriego en la floricultura colombiana*. Flórez, V.; Fernández, A.; Miranda, D.; Chaves, B. y Guzmán, J. (eds). Editorial Unibiblos, Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. Págs. 53-76.
- Valencia, C. y Zúñiga, D. 2015. Análisis de la presencia natural de micorrizas en cultivos de algodón (*Gossypium barbadense* L.) inoculados con *Bacillus megaterium* y/o *Bradyrhizobium yuanmingense*. *Ecología aplicada*, 14(1): 65-69.
- Varela, L. y Estrada-Torres, A. 1997. El papel de los microorganismos de la rizosfera y de la micorriza en la absorción de nutrientes minerales y agua. En: *Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos*. Orellana, R.; Escamilla, J. y Larque-Saavedra, A. (eds). Centro de Investigación Científica de Yucatán, AC. (CICY). Yucatán, México. Págs. 50-60.
- Velandia, D. 2006. Evaluación y caracterización de micorrizas arbusculares asociadas a yuca (*Manihot esculenta*) en dos regiones de la Amazonía colombiana. Trabajo de grado. Facultad de Agricultura y Veterinaria, Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá, Colombia.

- Wang, Y.; Wang, M.; Li, Y.; Wu, A. y Huang, J. 2018. Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on growth and nitrogen uptake of *Chrysanthemum morifolium* under salt stress. *PLOS ONE*, 13(4): 1-14.
- Yáñez, J. 2002. *Nutrición y regulación del crecimiento en hortalizas y frutales*. Tecnología, Comercio y Servicios Agrícolas Mundiales. Saltillo, México.

APÉNDICES

Apéndice 1. Análisis *a posteriori* (Duncan 95%) aplicado al grosor del cuello del tallo de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), a los 21 días después de su emergencia.

| <i>Tratamiento</i> | <i>Casos</i> | <i>Media</i> | <i>Grupos homogéneos</i> |
|--------------------|--------------|--------------|--------------------------|
| 0 mM | 16 | 0,193750 | a |
| 100 mM | 14 | 0,190714 | ab |
| 150 mM | 17 | 0,185294 | bc |
| 200 mM | 12 | 0,183333 | c |

Apéndice 2. Análisis *a posteriori* (Duncan 95%) aplicado al grosor del cuello del tallo de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), a los 28 días después de su emergencia.

| <i>Tratamiento</i> | <i>Casos</i> | <i>Media</i> | <i>Grupos homogéneos</i> |
|--------------------|--------------|--------------|--------------------------|
| 0 mM | 16 | 0,193750 | a |
| 100 mM | 14 | 0,190714 | ab |
| 150 mM | 17 | 0,185294 | bc |
| 200 mM | 12 | 0,183333 | c |

Apéndice 3. Análisis *a posteriori* (Duncan 95%) aplicado al grosor del cuello del tallo de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), a los 35 días después de su emergencia.

| <i>Tratamiento</i> | <i>Casos</i> | <i>Media</i> | <i>Grupos homogéneos</i> |
|--------------------|--------------|--------------|--------------------------|
| 0 mM | 14 | 0,207 | a |
| 100 mM | 11 | 0,192 | b |
| 150 mM | 5 | 0,190 | ab |
| 200 mM | 2 | 0,185 | ab |

Apéndice 4. Análisis *a posteriori* (Duncan 95%) aplicado al grosor del cuello del tallo de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), a los 42 días después de su emergencia.

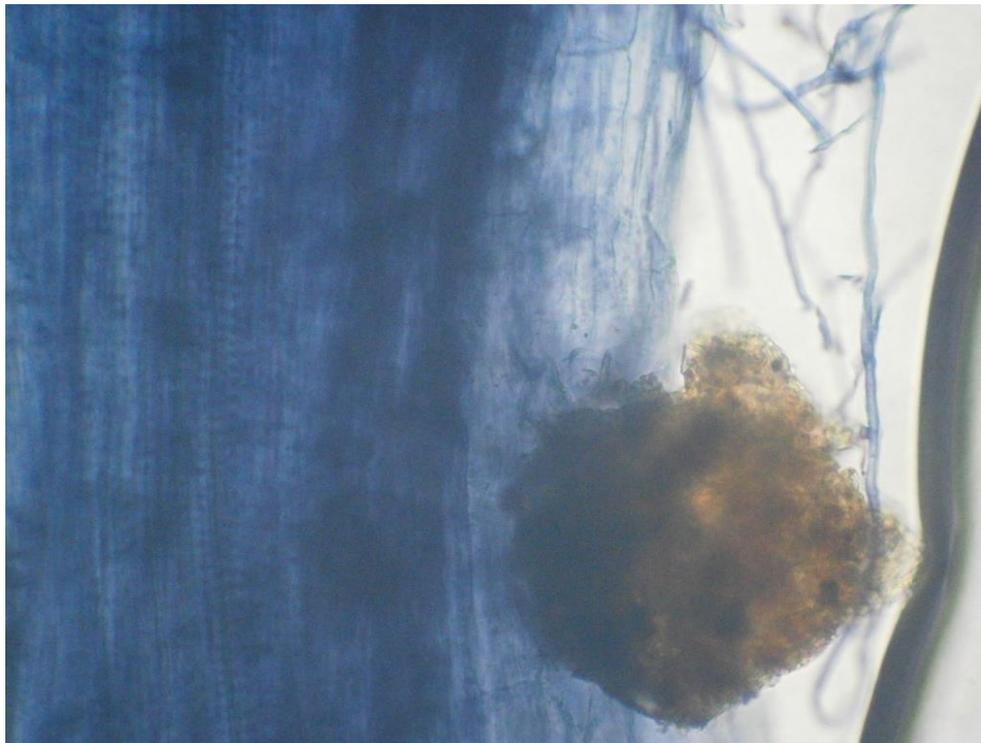
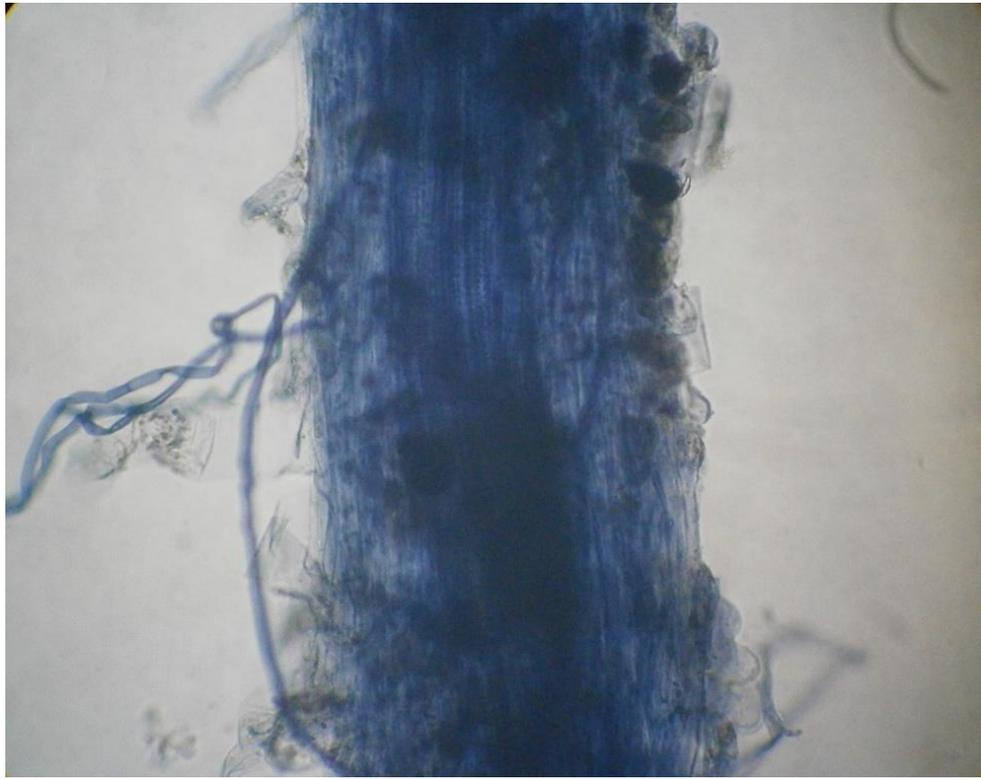
| <i>Tratamiento</i> | <i>Casos</i> | <i>Media</i> | <i>Grupos homogéneos</i> |
|--------------------|--------------|--------------|--------------------------|
| 0 mM | 13 | 0,202 | a |
| 100 mM | 9 | 0,188 | b |
| 150 mM | 3 | 0,183 | b |
| 200 mM | 1 | 0,180 | b |

Apéndice 5. Análisis *a posteriori* (Duncan 95%) aplicado a la riqueza arbuscular (%A) del sistema radical de las plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM).

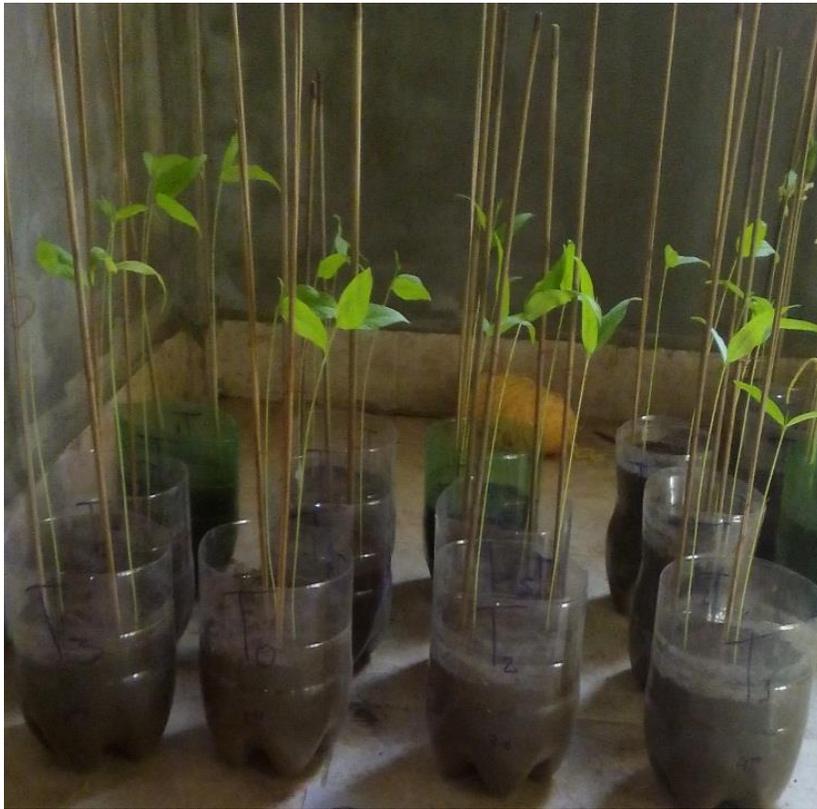
| <i>Tratamiento</i> | <i>Casos</i> | <i>Media</i> | <i>Grupos homogéneos</i> |
|--------------------|--------------|--------------|--------------------------|
| 0 mM | 8 | 40,723 | a |
| 100 mM | 7 | 25,476 | ab |
| 200 mM | 1 | 12,670 | b |
| 150 mM | 3 | 12,040 | b |



Apéndice 6. Raíz de *Cajanus cajan* teñida con azul de tripano al 0,05% donde se evidencia la formación de arbusculos.



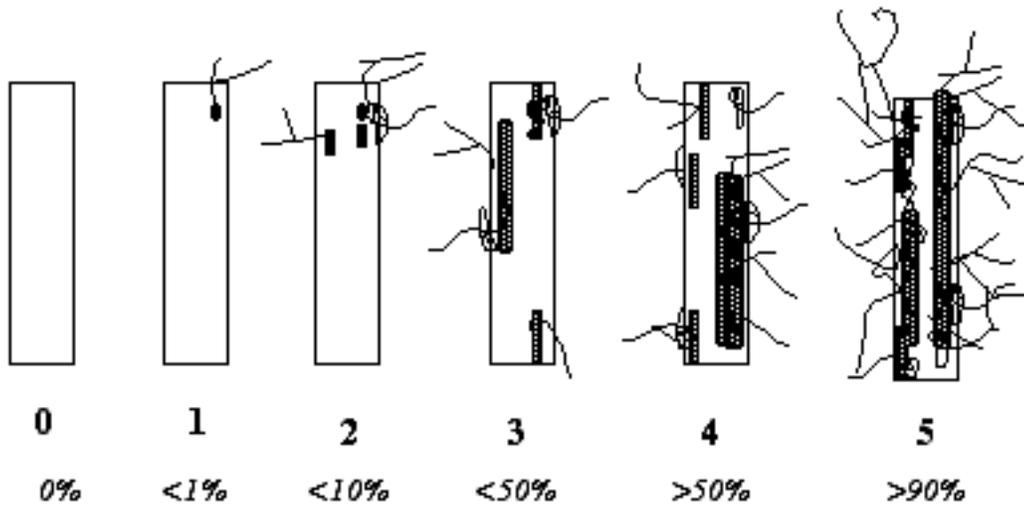
Apéndice 7. Raíces de *Cajanus cajan* teñida con azul de tripano al 0,05% donde se evidencia la formación de micelio intra y extrarradical.



Apéndice 8. Plantas de *Cajanus cajan*, cultivadas en suelos inoculados con HMA nativos y sometidas a distintas concentraciones de NaCl (0, 100, 150 y 200 mM), a los 42 días después de la emergencia.

ANEXOS

SCORING MYCORRHIZAL COLONIZATION IN CLASSES FROM 0 TO 5



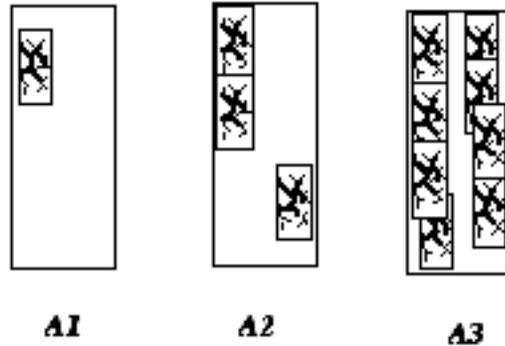
SCORING ARBUSCULE ABUNDANCE

None : A0

Few arbuscules : A1

Frequent : A2

Abundant : A3



Anexo 1. Estimación de la infección micorrízica y abundancia arbuscular según Trouvelot *et al.* (1986).

HOJA DE METADATOS

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 1/6

| | |
|------------------|---|
| Título | EFECTO DE LA INOCULACIÓN CON HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES SOBRE LA TOLERANCIA SALINA DEL CULTIVO DE CHÍCHARO (<i>Cajanus cajan</i> L. Millsp.) |
| Subtítulo | |

Autor (es):

| Apellidos y Nombres | Código CVLAC / e-mail | |
|---------------------|-----------------------|-------------------------|
| Cabello C. Eudar L. | CVLAC | 22 631 385 |
| | e-mail | <i>epe-1@hotmail.es</i> |
| | e-mail | |
| | CVLAC | |
| | e-mail | |
| | e-mail | |
| | CVLAC | |
| | e-mail | |
| | e-mail | |
| | CVLAC | |
| | e-mail | |
| | e-mail | |

Palabras o frases claves:

| |
|----------------|
| Inoculo nativo |
| Sobrevivencia |
| Suelo salino |
| NaCl |
| Bioprotección |
| |

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 2/6

Líneas y sublíneas de investigación:

| Área | Subárea |
|----------|----------|
| Ciencias | Biología |
| | |
| | |
| | |
| | |
| | |

Resumen (abstract):

Los suelos del estado Sucre, por ser un estado costero, tienen la tendencia a ser salinos y esto suele representar un problema para los cultivos de interés agronómico y alto valor nutricional como las leguminosas (especialmente del chícharo). Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) son microorganismos simbióticos que colonizan el sistema radical del 90% de plantas terrestres y aumentan la resistencia a la salinidad de su hospedero. Se evaluó el efecto de la inoculación de HMA nativos sobre la tolerancia al estrés salino de las plantas de chícharo (*Cajanus cajan*). Se realizó siembra directa de 10 semillas de chícharo por envase, que contenía un kg del suelo estéril e inoculado con 50 g del inóculo micorrízico nativo. Las plantas fueron mantenidas en condiciones de vivero y después de su emergencia, se realizó raleo manteniendo dos plantas por envase a las que les fue aplicado cada cinco días 50 mL del tratamiento correspondiente (0, 100, 150 y 200 mM de NaCl), mediante disoluciones con agua filtrada, hasta la cosecha (42 días después de la emergencia de las plantas). Semanalmente se registró la sobrevivencia de las plantas y los parámetros de crecimiento y desarrollo (altura, grosor del cuello del tallo y número de hojas fotosintéticas). Después de la cosecha se evaluó longitud del sistema radical, biomasa seca, frecuencia de micorrización (%F) y riqueza arbuscular total (%A). Los resultados mostraron diferencias no significativas en la altura, número de hojas fotosintéticas, longitud del sistema radical, biomasa seca, sobrevivencia y %F. El grosor del cuello del tallo y %A mostraron diferencias significativas, siendo las plantas control (0 mM de NaCl) las que registran los mayores valores en ambas variables. La aplicación de las distintas concentraciones de NaCl (100, 150 y 200 mM) no afecta el crecimiento y desarrollo de *Cajanus cajan*, a los 42 días de su emergencia. Estos resultados permiten aseverar que la inoculación temprana de HMA nativos ofrece protección al sistema radical de las plantas de chícharo cultivadas en suelos salinos, permitiéndoles crecer y desarrollarse normalmente.

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 3/6

Contribuidores:

| Apellidos y Nombres | ROL / Código CVLAC / e-mail | |
|--------------------------|-----------------------------|--|
| Medina M. Fanny del V. | ROL | CA <input type="checkbox"/> AS <input checked="" type="checkbox"/> TU <input type="checkbox"/> JU <input type="checkbox"/> |
| | CVLAC | 18 417 742 |
| | e-mail | <i>medinamfanny_13@hotmail.com</i> |
| | e-mail | <i>medinamfanny1313@gmail.com</i> |
| Valerio C. Rosanna | ROL | CA <input type="checkbox"/> AS <input type="checkbox"/> TU <input type="checkbox"/> JU <input checked="" type="checkbox"/> |
| | CVLAC | 11 655 957 |
| | e-mail | <i>prof.rosanna.valerio@gmail.com</i> |
| | e-mail | |
| Franco S. Elérída del V. | ROL | CA <input type="checkbox"/> AS <input type="checkbox"/> TU <input type="checkbox"/> JU <input checked="" type="checkbox"/> |
| | CVLAC | 5 089 346 |
| | e-mail | <i>eleridafrancos@hotmail.com</i> |
| | e-mail | |
| | ROL | CA <input type="checkbox"/> AS <input type="checkbox"/> TU <input type="checkbox"/> JU <input type="checkbox"/> |
| | CVLAC | |
| | e-mail | |
| | e-mail | |

Fecha de discusión y aprobación:

| | | |
|------|-----|-----|
| Año | Mes | Día |
| 2022 | 03 | 11 |

Lenguaje: spa .

.

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 4/6

Archivo (s):

| Nombre de archivo | Tipo MIME |
|-------------------|----------------|
| TG-cabelloe.doc | Word 1997-2003 |
| | |
| | |
| | |
| | |
| | |

Alcance:

Espacial: Nacional (Opcional)

Temporal: Temporal (Opcional)

Título o Grado asociado con el trabajo:

Licenciado en Biología

Nivel Asociado con el Trabajo: Licenciado

Área de Estudio: Biología

Institución (es) que garantiza (n) el Título o grado:

UNIVERSIDAD DE ORIENTE, NÚCLEO DE SUCRE

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 5/6



UNIVERSIDAD DE ORIENTE
CONSEJO UNIVERSITARIO
RECTORADO

CUN°0975

Cumaná, 04 AGO 2009

Ciudadano
Prof. JESÚS MARTÍNEZ YÉPEZ
Vicerrector Académico
Universidad de Oriente
Su Despacho

Estimado Profesor Martínez:

Cumplo en notificarle que el Consejo Universitario, en Reunión Ordinaria celebrada en Centro de Convenciones de Cantaura, los días 28 y 29 de julio de 2009, conoció el punto de agenda **"SOLICITUD DE AUTORIZACIÓN PARA PUBLICAR TODA LA PRODUCCIÓN INTELECTUAL DE LA UNIVERSIDAD DE ORIENTE EN EL REPOSITORIO INSTITUCIONAL DE LA UDO, SEGÚN VRAC N° 696/2009"**.

Letdo el oficio SIBI – 139/2009 de fecha 09-07-2009, suscrita por el Dr. Abul K. Bashirullah, Director de Bibliotecas, este Cuerpo Colegiado decidió, por unanimidad, autorizar la publicación de toda la producción intelectual de la Universidad de Oriente en el Repositorio en cuestión.

Comunicación que hago a usted a los fines consiguientes.

| | | | |
|---|---------------|---|--|
| UNIVERSIDAD DE ORIENTE SISTEMA DE BIBLIOTECA | Cordialmente, |  |  |
| RECIBIDO POR <i>[Signature]</i> | | | |
| FECHA <u>5/8/09</u> HORA <u>5:30</u> | | JUAN A. BOLAÑOS CUNELE | SECRETARIA CONSEJO UNIVERSITARIO |
| | | Secretario | |

C.C: Rectora, Vicerrectora Administrativa, Decanos de los Núcleos, Coordinador General de Administración, Director de Personal, Dirección de Finanzas, Dirección de Presupuesto, Contraloría Interna, Consultoría Jurídica, Director de Bibliotecas, Dirección de Publicaciones, Dirección de Computación, Coordinación de Teleinformática, Coordinación General de Postgrado.

JABC/YGC/maruja

Apartado Correos 094 / Telfs: 4008042 - 4008044 / 8008045 Telefax: 4008043 / Cumaná - Venezuela

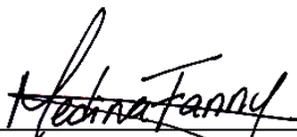
Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 6/6

Artículo 41 del REGLAMENTO DE TRABAJO DE PREGRADO (vigente a partir del II Semestre 2009, según comunicación CU-034-2009): “los Trabajos de Grado son de la exclusiva propiedad de la Universidad de Oriente, y sólo podrán ser utilizados para otros fines con el consentimiento del Consejo de Núcleo respectivo, quien deberá participarlo previamente al Consejo Universitario para su autorización”.



Eudar L. Cabello C.

AUTOR



Fanny del V. Medina M.

TUTORA