

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



Selección de hospedero y fertilización en la producción de inóculo
de micorrizas arbusculares en maceta

Por:

Adolfo Santiago Cardenas Reynoza

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Torreón, Coahuila, México

Diciembre 2019

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN CARRERAS AGRONÓMICAS

Selección de hospedero y fertilización en la producción de inóculo de micorrizas
arbusculares en maceta

Por:

Adolfo Santiago Cardenas Reynoza

TESIS

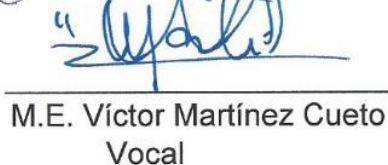
Que se somete a la consideración del H. Jurado Examinador como requisito
parcial para obtener el título de:

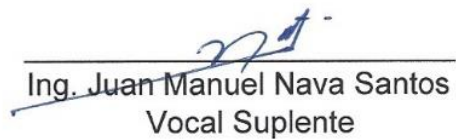
INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Aprobada por:


M.C. Genoveva Hernández Zamudio
Presidente


M.C. Francisca Sánchez Bernal
Vocal


M.E. Víctor Martínez Cueto
Vocal


Ing. Juan Manuel Nava Santos
Vocal Suplente


Dr. Isaías de la Cruz Álvarez
Coordinador Interino de la División de Carreras Agronómicas

Torreón, Coahuila, México

Diciembre 2019



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA

Selección de hospedero y fertilización en la producción de inóculo de micorrizas
arbusculares en maceta

Por:


Adolfo Santiago Cardenas Reynoza

TESIS

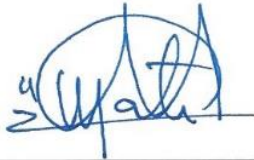
Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

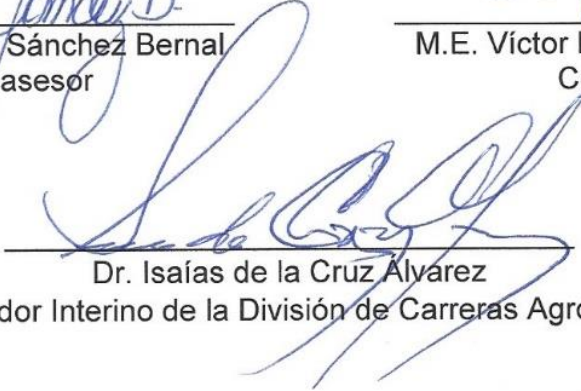
INGENIERO AGRONOMO EN HORTICULTURA

Aprobada por el Comité de Asesoría:


M.C. Genoveva Hernández Zamudio
Asesor Principal


M.C. Francisca Sánchez Bernal
Coasesor


M.E. Víctor Martínez Cueto
Coasesor


Dr. Isaías de la Cruz Álvarez
Coordinador Interino de la División de Carreras Agronómicas

Torreón, Coahuila, México

Diciembre 2019



AGRADECIMIENTO

A Dios por haberme permitido llegar a esta etapa tan importante de mi vida que es la culminación de mis estudios profesionales, por darme la esperanza y fortaleza en todo momento.

A mis padres por darme la vida, y apoyarme en todo momento durante mi carrera profesional, no tengo palabras para agradecerles todo lo que han hecho por mí, agradezco su comprensión y bendición en mi vida.

A mi Alma Terra Mater por haberme dado la oportunidad de llevar acabo mi formación académica en sus aulas, y mi estancia en esta casa de estudios que conllevaron a mi formación profesional.

A mi asesora por brindarme la confianza en el desarrollo de esta investigación, así como su paciencia, asesoría y apoyo durante el proceso en el trabajo de laboratorio hasta la presentación de mi examen profesional, por cada consejo que me dio para crecer como alumno, persona y profesionista.

A mis profesores por haberme compartido sus conocimientos, así como su paciencia dentro y fuera de las aulas, por apoyarme en mi formación como Ingeniero Agrónomo en Horticultura.

A mis amigos, EDNA ARELLANES, CARMÍ HERNANDEZ, MARIA ORTIZ, JULISSA GOMEZ, PATRICIA GARCIA, EDITH HERNANDEZ, MARIELA REYES, FABYOLA MORALES, ALEJANDRO PEREZ, ANTONIO HERNANDEZ, URBANO AVILA, MIGUEL LOPEZ, RAFAEL PEREZ, ARTURO PARRAL, INOCENCIO RICARDO, quiero darle las gracias que me brindaron su amistad, su compañerismo, por compartir momentos increíbles, que se quedan como recuerdo de una bonita etapa de mi vida.

DEDICATORIA

A Dios, Por permitirme conocer a mis amigos, profesores y compañeros que estuvieron conmigo en estos 4 años y medio, y darme la oportunidad de concluir mi carrera.

A mi madre TERESA REYNOZA LEON, por haberme dado la vida, y haber estado conmigo siempre, por cada palabra, consejo que me ha dado, que me han llevado a ser la persona que soy, por acompañarme en esta etapa de mi vida, por todo el amor y paciencia que me ha dado, porque a pesar de la distancia ha estado en los momentos buenos y malos.

A mi padre HUMBERTO CARDENAS MENDEZ, por ser un gran apoyo para mí, por ser el mejor padre eh inculcarme cada uno de los valores, por darme su apoyo en el momento en que decidí dejarlos, por cada consejo y palabra llena de sabiduría, por darme la oportunidad de realizarme profesionalmente.

A mis hermanos FLORIBERTO CARDENAS REYNOZA, LIZMAR ANTONIO CARDENAS REYNOZA, JUAN FERMIN CARDENAS REYNOZA, MARIA TERESA CARDENAS REYNOZA, por apoyarme durante mi carrera profesional, por comprender cuando decidí alejarme de ellos, por compartir conmigo todos los momentos desde mi infancia y aun en la distancia siempre estuvieron apoyándose en cada momento.

A mis abuelos FERMIN REYNOZA JIMENEZ, ADOLFO CARDENAS LARA, VIRGINIA MENDEZ MENDEZ, INOCENCIA LEON, por el cariño que me dieron y ser un ejemplo de superación, por darme sus palabras llenas de sabiduría.

RESUMEN

El objetivo de este proyecto fue la evaluación y la producción de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) El estudio se realizó en la Reserva Ecológica Municipal Sierra y Cañón de Jimulco, en el presente trabajo de investigación se evaluó el porcentaje de micorrización al 1 y 2 mes después de la siembra. Se seleccionaron al azar 15 individuos de *Larrea tridentata* y 15 de *Lippia graveolens*, de tamaño semejante, separados de otras plantas para asegurar que la rizobiota proviniera del suelo circundante a esos ejemplares. Se recolectaron raíces y suelo a una profundidad de entre 2 y 15 cm. De acuerdo con los resultados el hospedero con más altos índice de micorrización fue el maíz. El maíz es mejor para la producción de inóculo por general un número mayor de esporas en maíz regado con agua. El suelo proveniente de *Lippia graveolens* usando como huésped al maíz en la producción de inóculo micorrízico fue el de mayor calidad.

Palabras clave: Producción de inóculo, Hongos micorrízicos arbusculares, Maíz y Sorgo

ÍNDICE

AGRADECIMIENTO	i
DEDICATORIA.....	ii
ÍNDICE	iv
ÍNDICE DE CUADROS	vi
ÍNDICE DE FIGURAS.....	vii
RESUMEN.....	iii
ABSTRACT.....	ix
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1 OBJETIVO GENERAL.....	3
1.1.1 OBJETIVOS ESPECIFICO	3
1.2 HIPÓTESIS	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1 Hongos micorrízicos arbusculares	4
2.1.1 Tipos de micorrizas	4
2.1.2 Beneficios de los hongos micorrízicos	5
2.1.3 Clasificación micorrízica.....	6
2.2 Medios de propagación de HMA.....	8
2.3 Producción de HMA	8
2.4 Selección para la propagación de Inóculo micorrízicos	9
2.5 Selección de sustratos	9
2.6 Proceso de infección o inoculación de los HMA	10
2.7 Ecosistemas en el desierto y aprovechamiento de nutrientes	12
2.7.1 <i>Larrea tridentata</i>	13
2.7.2 <i>Lippia graveolens</i>	14
2.8 Biofertilizantes.....	15
2.9 Nutrición en las plantas	16
2.10 Selección de hospederos	17
2.10.1 <i>Zea mays</i>	17
2.10.2 <i>Sorghum bicolor</i> L.....	18

III. MATERIALES Y MÉTODOS	19
3.1 Sitio de muestreo	19
3.1.1 Obtención de las muestras	21
3.2 Análisis físico y químico del suelo	22
3.3 Establecimiento de las macetas trampa	23
3.3.1 Diseño experimental	23
3.3.2 Esterilización del suelo	24
3.4 Determinación de germinación en las semillas	25
3.5 Preparación de macetas trampas	25
3.5.1 Siembra de las semillas en las macetas trampa	27
3.5.2 Riego	28
3.6 Determinación de micorrización en las raíces	28
3.6.1 Corte de las plantas hospederas	29
3.7 Determinación del número de esporas y morfoespecies de los HMA	30
3.8 Análisis estadístico	30
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	31
4.1 Prueba de germinación	31
4.2 Evaluación del porcentaje de micorrización al primer y segundo mes	32
4.3 Conteo total de esporas	36
4.4 Colonización de hongos micorrízicos y esporas	39
V. CONCLUSIÓN	40
VI. REFERENCIAS	41

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de <i>Lippia graveolens</i> H.B.K. (Edith et al., 2010).....	14
Cuadro 2. Caracterización física y química del suelo rizosférico de <i>Larrea tridentata</i>	22
Cuadro 3. Diseño experimental para el establecimiento de las macetas trampa para la producción de HMA.	24
Cuadro 4. Determinación de la vigorosidad de las semillas maíz y sorgo	31
Cuadro 5. Evaluación del porcentaje de micorrización de los HMA en gobernadora (<i>Larrea tridentata</i>) al primer mes después de la siembra en maíz y sorgo, con riego de solución Steiner baja en fósforo y agua.	32
Cuadro 6. Evaluación del porcentaje de micorrización de los HMA en gobernadora (<i>Larrea tridentata</i>) al segundo mes después de la siembra en maíz y sorgo, con riego de solución Steiner baja en fósforo y agua.	33
Cuadro 7. Evaluación del porcentaje de micorrización de los HMA en orégano (<i>Lippia graveolens</i>) al primer mes después de la siembra en maíz y sorgo, con riego de solución Steiner baja en fósforo y agua.	34
Cuadro 8. Evaluación del porcentaje de micorrización de los HMA en orégano (<i>Lippia graveolens</i>) al segundo mes después de la siembra en maíz y sorgo, con riego de solución Steiner baja en fósforo y agua.	35

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Estructuras típicas de micorrizas arbusculares (a, b), ectomicorrizas (c, d), micorrizas orquídeas (e), y micorrizas ericoides (f). Micorrizas arbusculares se distinguen de otros tipos de micorrizas por la formación de grandes cantidades de hifas fúngicas que corren paralelas a la endodermis dentro de la corteza de la raíz (a, tripano raíz del trébol azul manchado colonizado por <i>Glomus intraradices</i> , x 150; foto cortesía de Marcel van GA der Heijden).(van der Heijden et al., 2015)	5
Figura 2. Diagrama sinóptico de la clasificación de los hongos micorrízicos arbusculares. Basado en (Brundrett, 2004). Diversity and classification of mycorrhizal associations Biol. Rev. 79: 473-495; (Schwarzott et al., 2001) <i>Glomus</i> , the largest genus of the arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales), is nonmonophyletic Mol. Phylogenet. Evol. 21(2): 190-197; elaborado por el Biól. César González Monterrubio). (Arias et al., 2008)	7
Figura 3. Esquema de las diferentes etapas de la colonización de las raíces por HMA. (Balestrini y Lanfranco, 2006)	11
Figura 4. <i>Larrea tridentata</i> (“gobernadora”), arbusto perennifolio muy abundante en el norte del país y que aparentemente es la planta mexicana mejor adaptada a condiciones de aridez. (Rzedowski y Huerta, 1978)	13
Figura 5. Arbustos de <i>Lippia graveolens</i> (Edith et al., 2010)	15
Figura 6. Área de muestreo Reserva Ecológica Municipal Sierra y Cañón de Jimulco (REM-SCJ). A) Ubicada en la parte suroeste del estado de Coahuila de Zaragoza, México. B) Fotografías del área de muestreo. C) <i>Larrea tridentata</i> del área muestreada. (Hernández-Zamudio et al., 2018)	19
Figura 7. Área de muestreo Reserva Ecológica Municipal Sierra y Cañón de Jimulco (REM- SCJ), ubicada en la parte suroeste del estado de Coahuila de Zaragoza, México, <i>Lippia graveolens</i> del área muestreado.....	20
Figura 8. Zona de muestreo en la Reserva Ecológica Municipal Sierra y Cañón de Jimulco (Hernández-Zamudio et al., 2018).....	21

Figura 9. Invernadero número 1, del departamento de horticultura, en la universidad autónoma agraria Antonio narro unidad laguna. Foto Tomado Por: Santiago Cardenas.....	23
Figura 10. Lavado de suelo. Foto Tomado Por: Santiago Cardenas.....	24
Figura 11. Proceso de germinación para determinar el porcentaje de vigorosidad de la semilla, con una cámara germinadora dándole una temperatura adecuada para la germinación. Foto Tomado Por: Santiago Cardenas.....	25
Figura 12. Preparación de macetas trampa (sustratos). Foto Tomado Por: Santiago Cardenas.....	26
Figura 13. Desinfección de las semillas con hipoclorito de sodio al 0.5% Foto Tomado Por: Santiago Cardenas	28
Figura 14. Corte de las plantas hospederas para propiciar la esporulación. Foto Tomado Por: Santiago Cardenas	29
Figura 15. Prueba de germinación en la semilla maíz y sorgo. Foto Tomado Por: Santiago Cardenas.....	31
Figura 16. Evaluación del número de esporas de los HMA aisladas de gobernadora (<i>Larrea tridentata</i>) de las plantas de maíz (<i>Zea mays</i> L.) y sorgo (<i>Sorghum bicolor</i> L. Moench) regada con agua o solución nutritiva baja en fósforo en 100 g de inóculo.	37
Figura 17. Evaluación del número de esporas de los HMA aisladas de orégano (<i>Lippia graveolens</i>) de las plantas de maíz (<i>Zea mays</i> L.) y sorgo (<i>Sorghum bicolor</i> L. Moench) regada con agua o solución nutritiva baja en fósforo en 100g de suelo.....	38
Figura 18. Porcentaje de micorrización hifas, vesículas y arbusculos en las raíces de las plantas hospederas.	39
Figura 19. Esporas encontradas en el suelo de sorgo y maíz del desierto chihuahuense.....	39

ABSTRACT

The objective of this project was the evaluation and production of arbuscular mycorrhizal fungi (HMA). The study was carried out in the Sierra y Cañón de Jimulco Municipal Ecological Reserve, in this research work the percentage of mycorrhization was evaluated at 1 and 2 months after planting. Fifteen individuals of *Larrea tridentata* and 15 of *Lippia graveolens*, of similar size, were randomly selected, separated from other plants to ensure that the rhizobiota came from the soil surrounding these specimens. Roots and soil were collected at a depth of between 2 and 15 cm. According to the results, the host with the highest mycorrhization index was corn. Corn is better for the production of inoculum in general a larger number of spores in corn washed down with water. The soil from *Lippia graveolens* using corn as a host in the production of mycorrhizal inoculum was the highest quality.

Keywords: Production of inoculum, Arbuscular mycorrhizal fungi, Corn and Sorghu

I. INTRODUCCIÓN

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) son los microorganismos más abundantes en la rizófora. Es por ello que son importantes en la agricultura en suelos degradados, debido a que le confieren las características como el contenido de proteína del suelo relacionado con la glomalina y el diámetro de peso medio y diámetro medio geométrico (Zhang *et al.*, 2016). La estabilidad del agregado del suelo como agregado estable en agua (Rillig *et al.*, 2006). Los agregados del suelo se definen como partículas que se adhieren entre sí más fuertemente que a las partículas circundantes. Ellos son un componente principal de la estructura del suelo, que es un término utilizado para describir el tamaño, forma y disposición de los sólidos y los poros, afectando por lo tanto, la continuidad de los poros, capacidad de retención de agua y la infiltración (Bronick y Lal, 2005).

La simbiosis micorrízica arbuscular ha demostrado el efecto benéfico de los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en el mejoramiento de la nutrición, aprovechamiento de agua, crecimiento y adaptación de las plantas ante diversas condiciones de estrés provocado, tanto, por factores bióticos como abióticos. Por los beneficios propios de esta asociación simbiótica mutualista (hongo-planta), se han realizado investigaciones para determinar el efecto de aislamientos de HMA sobre sistemas de producción agrícola con el fin de lograr que sean sostenibles y competitivos. (López-Gómez *et al.*, 2015)

En las últimas décadas se han desarrollado muchas técnicas diferentes de cultivo y producción de inóculo de los HMA. Se han intentado técnicas de producción basadas en suelo y sustrato, así como técnicas de cultivo sin sustrato (hidroponía y aeroponía) y métodos de cultivo *in vitro* para la producción a gran escala de los inóculos de los HMA (Ijdo *et al.*, 2011).

El cultivo en macetas para obtener inóculo de MA es un método confiable, en el cual se coloca una pequeña cantidad de fragmentos de raíces o esporas

tamizadas del suelo, en una maceta con un sustrato estéril y se siembra una planta hospedera. Después de 3 a 6 meses, bajo las condiciones apropiadas, el hongo habrá colonizado las falces y producido nuevas esporas. La maceta entera contendrá, además del sustrato, raíces infectadas, fragmentos de hifas y espora. (Linderman, 1988)

Sin embargo, la naturaleza biotrófica obligada de los HMA ha complicado el desarrollo de métodos de producción a gran escala rentables para obtener inóculo de alta calidad. Esta es una de las razones por las que su explotación comercial aún está en pañales (Gianinazzi *et al.*, 2012). Otras razones incluyen el rendimiento a veces inestable de los HMA en los sistemas de producción de plantas y la escasez de usuarios expertos. En las últimas décadas se han desarrollado muchas técnicas y productos de cultivo diferentes, todos con ventajas y limitaciones específicas en cuanto a su diseño, comercialización y dominio de aplicación (Martins, 2008).

La información del beneficio que aportan los HMA a gramíneas, en particular en sorgo, es amplia. Diferentes estudios de invernadero y campo han demostrado que estos microsimbiontes incrementan la biomasa seca, el peso de grano, la absorción de P, el contenido de clorofila, la extracción de agua del suelo a la planta, la longitud de la raíz y el rendimiento de grano. (Díaz-Moreno *et al.*, 2007)

El maíz (*Zea mays*) es la especie cultivada con más amplia distribución en México, siendo catalogada como una planta micotrófica facultativa que responde a la presencia de HMA en suelos con bajo o moderado nivel de fertilidad. (Pérez-Luna *et al.*, 2012) Las micorrizas estimulan el ritmo de crecimiento de la planta e incrementan la producción de biomasa, siendo mayor este efecto en suelos de baja fertilidad o desequilibrados nutritivamente, especialmente cuando el contenido de fósforo asimilable es bajo. (Albornoz y Catania, 1996)

La producción de inóculo de manera sustentable con sustratos orgánicos y de fácil acceso es importante que se evalúe, con el fin de poder propagar especies nativas que puedan conferir ventajas al ser usadas en los cultivos regionales.

1.1 OBJETIVO GENERAL

Seleccionar el mejor hospedero para la producción de inóculo de micorrizas arbusculares nativas del Desierto Chihuahuense con aplicación de nutrientes.

1.1.1 OBJETIVOS ESPECIFICO

- Evaluación del porcentaje de micorrización al 1 y 2 mes después de la siembra.
- Determinación del número de esporas a los 6 meses.
- Comparación de 2 diferentes hospederos y un control de riego de agua y solución Steiner bajo en fósforo al 50%

1.2 HIPÓTESIS

Las plantas de sorgo son una buena opción para la producción de micorriza con un control de riego en solución nutritiva bajo en fósforo.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Hongos micorrízicos arbusculares

La micorriza arbuscular (MA) es la simbiosis mutualista que se establece entre hongos del phylum Glomeromycota y la mayoría de las plantas vasculares, es de gran importancia en los sistemas agrícolas, y tiene capacidad de incrementar la absorción de nutrientes poco móviles, principalmente fósforo (P). Además, la MA confiere a la planta otros beneficios, tales como: estimulación del crecimiento, resistencia al ataque de plagas y enfermedades, tolerancia a estrés hídrico, y contribuye a mejorar la estructura del suelo. (Pérez-Luna *et al.*, 2012)

El tipo de asociación hongo-raíz más extendido en la naturaleza tal vez sea la llamada endomicorriza o micorriza arbuscular, formada por ciertos zigomicetos, los cuales no desarrollan red de Hartig y colonizan intracelularmente la corteza de la raíz por medio de estructuras especializadas denominadas arbusculos, que actúan como órganos de intercambio de nutrimentos entre la célula vegetal y el huésped. (Gómez *et al.*, 2007)

2.1.1 Tipos de micorrizas

Cuatro principales tipos de micorrizas se han descrito en función de su estructura y función, a saber, MICORRIZAS ARBUSCULARES (AM), ECTOMICORRIZAS (EM), MICORRIZAS ORQUÍDEA Y MICORRIZAS ERICOIDES (fig. 1). Los hongos micorrízicos viven dentro de la corteza de raíces de las plantas, sobre la superficie de la raíz, o alrededor de las células epidérmicas de la raíz. Las hifas de estos hongos también crecen fuera de las raíces en el suelo, donde se alimentan de los nutrientes que están limitando a plantar el crecimiento, especialmente nitratos y fosfatos, pero nutrientes orgánicamente atado también se adquieren por algunos tipos de micorrizas (por ejemplo, EM y hongos micorrizas ericoides). Estos nutrientes, así como otros beneficios se entregan a

sus plantas huésped a cambio de hidratos de carbono. (van der Heijden *et al.*, 2015)

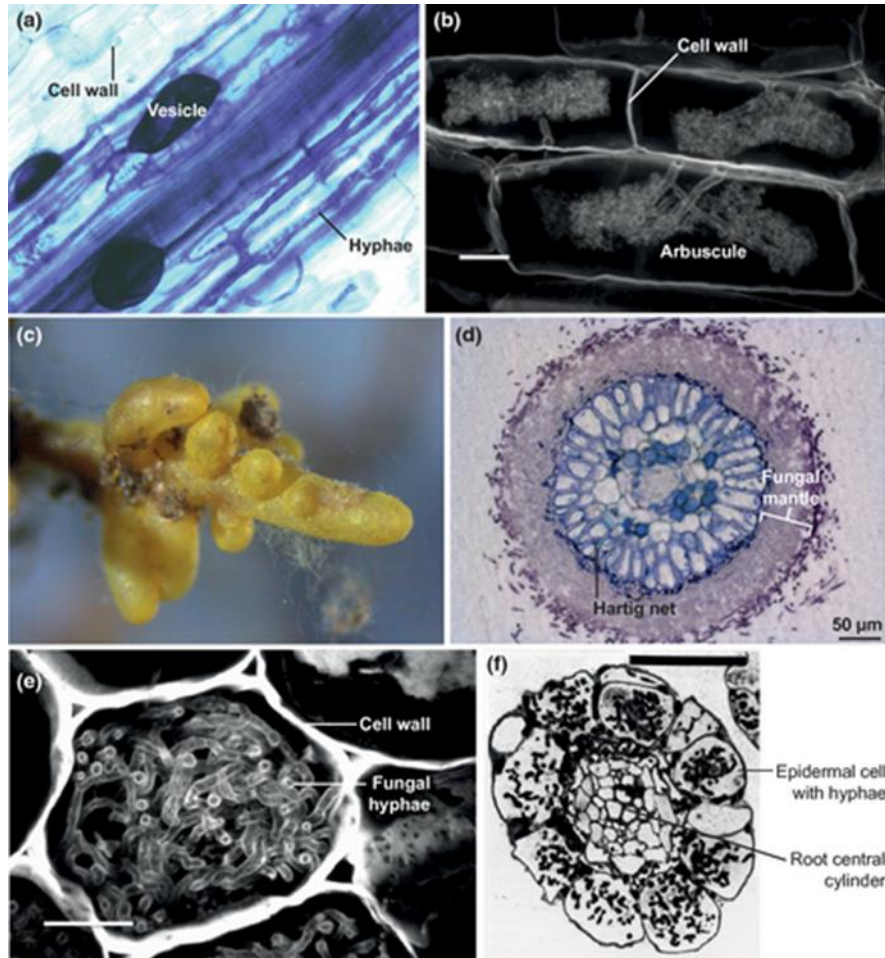


Figura 1. Estructuras típicas de micorrizas arbusculares (a, b), ectomicorrizas (c, d), micorrizas orquídeas (e), y micorrizas ericoides (f). Micorrizas arbusculares se distinguen de otros tipos de micorrizas por la formación de grandes cantidades de hifas fúngicas que corren paralelas a la endodermis dentro de la corteza de la raíz (a, tripano raíz del trébol azul manchado colonizado por *Glomus intraradices*, $\times 150$; foto cortesía de Marcel van GA der Heijden). (van der Heijden *et al.*, 2015)

2.1.2 Beneficios de los hongos micorrízicos

Algunos de los beneficios directos que pueden obtenerse por las plantas se mejoran la adquisición de nutrientes (principalmente fósforo), la protección de las raíces contra los patógenos y el alivio del estrés hídrico. Como consecuencia de estos beneficios directos, las plantas pueden mejorar su capacidad competitiva.

A cambio, los hongos reciben los carbohidratos de sus plantas huésped. La relación coste / beneficio para las plantas y los hongos determinará la posición de cada AM particular simbiosis hongo-planta en el continuo mutualismo-parasitismo. (Pezzani *et al.*, 2006)

El beneficio que aporta la simbiosis micorrízica a las plantas está determinado por la actividad del micelio externo del hongo, ya que éste posee mayor capacidad de absorción de los nutrientes del suelo mediante la extensa red de hifas que el hongo pueda generar. De este modo, la actividad del micelio coadyuva en la función de la raíz sobre todo cuando ésta ha agotado los nutrientes de la zona del suelo adyacente. (Alarcón y Cerrato, 1999)

2.1.3 Clasificación micorrízica

La clasificación actual fue propuesta por Harley y Smith en 1983, y fue refrendada por Smith y Read en 1997. Reconoce siete diferentes tipos de micorriza, considerando tanto sus características estructurales como el grupo taxonómico del hongo o la planta involucrada y las alteraciones morfológicas que experimentan las partes en el desarrollo de la nueva estructura. (Andrade-Torres, 2010)

De acuerdo con la forma de penetración del hongo en la raíz, por las estructuras características que desarrolla, y las especies de hongos y de plantas involucradas, las micorrizas se han agrupado en micorrizas con manto fúngico y micorrizas sin manto fúngico. Los hongos micorrízicos (HM) asociados que, por su tamaño pueden clasificarse en micromicetos o macromicetos, pueden pertenecer al phylum Glomeromycota (*i.e. Glomus, Gigaspora, Acaulospora*), Ascomycota (*i.e. Peziza, Tuber*) y Basidiomycota (*i.e. Amanita, Cantharellus*). (fig. 2) (Camargo_Ricalde *et al.*, 2012)

Se basa principalmente en la morfología de sus esporas microscópicas cuyos diámetros pueden variar de 20 a 1000 μm , las cuales se pueden aislar del suelo

cercano a raíces colonizadas. En la clasificación de los HMA se incluyen criterios morfológicos de la espora como son: color, textura, superficie, tamaño, forma, hifa que sostiene a la espora, contenidos y capas de la pared; así como fisiológicos y bioquímicos: procesos de germinación, producción de esporas, hifa externa y asociación micorrízica dentro de las raíces. (Jaramillo, 2002)

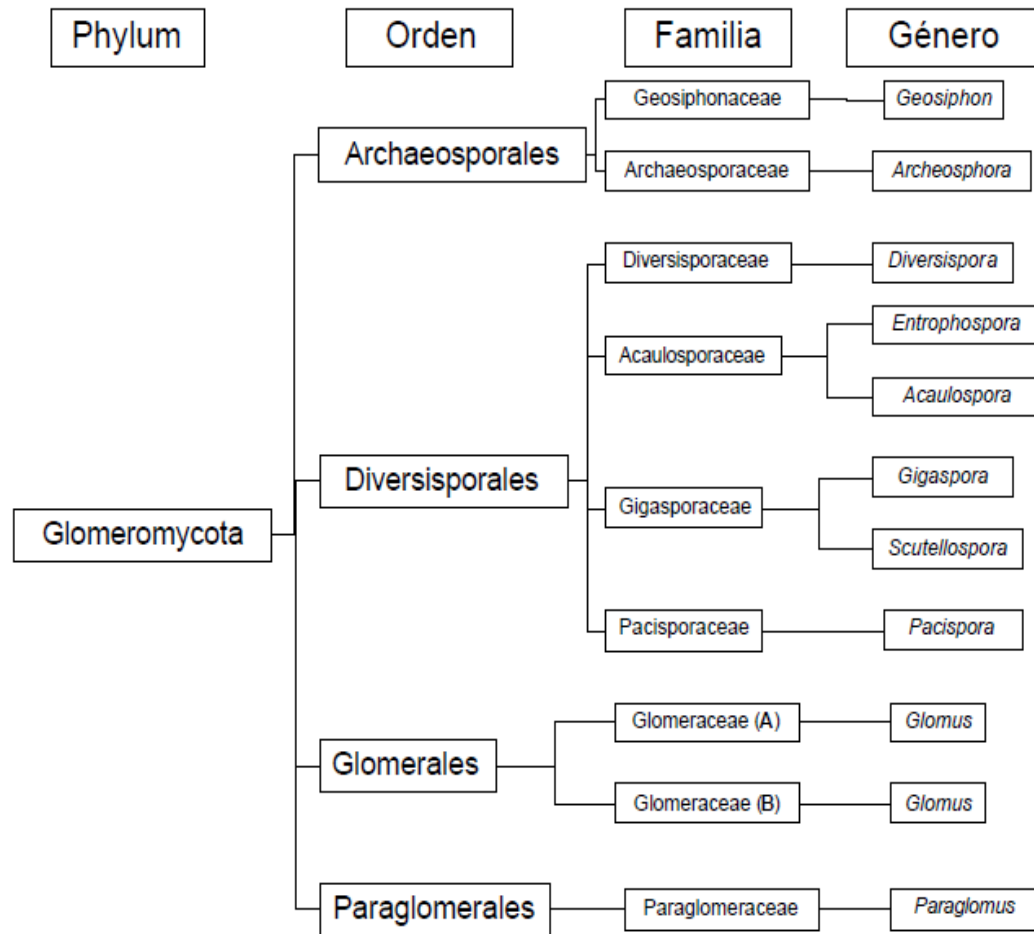


Figura 2. Diagrama sinóptico de la clasificación de los hongos micorrízicos arbusculares. Basado en (Brundrett, 2004). Diversity and classification of mycorrhizal associations Biol. Rev. 79: 473-495; (Schwarzott *et al.*, 2001) *Glomus*, the largest genus of the arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales), is nonmonophyletic Mol. Phylogenet. Evol. 21(2): 190-197; elaborado por el Biól. César González Monterrubio). (Arias *et al.*, 2008)

2.2 Medios de propagación de HMA

Para propagar a los HMA se utiliza comúnmente arena, la cual es un sustrato que permite alta colonización y producción de esporas; sin embargo, debido a su peso, el manejo en cantidades altas es difícil. Otros materiales usados para la propagación de estos hongos son turba, perlita, vermiculita, arcillas expansivas, diversos residuos forestales y agrícolas, y tezontle. (Jiménez-Martínez *et al.*, 2014)

También se han hecho crecer plantas en medios hidropónicos, poniendo en contacto a las raicillas micorrízicas con una fina película de solución nutritiva que fluye de manera continua y a velocidad constante, aportando todos los requerimientos nutrimentales de la planta. (Fernández Martín, 2003)

2.3 Producción de HMA

Otro aspecto importante a la hora de reproducir estos hongos es el genotipo del hospedante. Con relación a esto se debe seleccionar una especie con dependencia micorrízica, preferentemente una planta de ciclo corto (4 - 6 meses), que posea a su vez un sistema radical que garantice una adecuada producción de propágulos micorrízicos. Entre las especies que han demostrado ser buenas hospedantes se encuentran: *Brachiaria decumbens*, *Plantago lanceolata*, *Sorghum bicolor*, *Sorghum vulgare*, *Paspalum notatum*, *Fragaria sp.*, *Zea mays* y *Allium cepa*. Además, otra de las ventajas de la producción de micorrizas en sustratos sólidos y / o suelos, consiste en que se puede almacenar por periodos largos de tiempo de hasta 5 años a temperaturas de 4 °C. (Fernández Martín, 2003)

2.4 Selección para la propagación de Inóculo micorrízicos

Para la propagación de los HMA se necesita la utilización de plantas hospederas, debido a su condición de simbioses obligados. El desarrollo de sus estructuras a nivel radical conlleva a la funcionalidad de la asociación, con una serie de beneficios para las plantas en términos de eficiencia en la toma de nutrientes del suelo y la resistencia a factores adversos: bióticos y abióticos. La planta hospedera debe sembrarse en un sustrato que facilite una eficiente simbiosis, el mismo debe presentar una adecuada capacidad de intercambio catiónico, aeración y una retención de humedad apropiada; no obstante, el tipo de cepa a reproducir determinará las características fisicoquímicas óptimas del sustrato. El sustrato, además, debe permitir la reproducción de abundantes propágulos, ser de fácil manipulación, que abunde y sea de fácil extracción y que no sea costoso. El reto del uso de estos hongos en la agricultura como inoculante, implica la creación de sistemas de producción de inóculos eficientes. (Vázquez Del Llano, 2010)

2.5 Selección de sustratos

El sustrato se convierte en un sostén físico principal de contención para los cultivos con aplicaciones en producción de plantas en condiciones controladas como vivero en el cual por medio del sistema radical el material sólido diferente al suelo ya sea natural o sintético, mineral u orgánico es incorporado en una mezcla o de forma natural para desarrollar el anclaje en las plantas. Entre las funciones principales de la selección de sustrato en la producción de plantas es suministrar los nutrientes necesarios para buen desarrollo y crecimiento de la planta, satisfacer los requerimientos hídricos a la semilla y planta generando así la reacción de intercambio gaseoso entre la atmósfera y el sustrato. uno de los nutrientes esenciales para el crecimiento de las plantas en la fase inicial y de endurecimiento es el (P) fósforo. Por otro lado, para la producción de hongos

micorrízicos según los altos niveles de concentración de fósforo reduce el porcentaje de colonización de los hongos micorrízicos arbusculares por ello es necesario disminuir las aplicaciones u concentraciones de insumos fosfatados implementados en el cultivo. (Olivo Fernández, 2019)

2.6 Proceso de infección o inoculación de los HMA

Numerosos estudios han descrito que la inoculación micorrízica produce beneficios en los cultivos tales como: estimulación del enraizamiento y crecimiento de las plántulas, mejora de la supervivencia y desarrollo durante la aclimatación de plantas micropropagadas, reducción de los requerimientos externos en fósforo, incremento de la resistencia de las plantas al ataque de patógenos que afectan la raíz, mejora la tolerancia por estrés abióticos, precocidad en la floración y fructificación, incremento en la producción de frutos y uniformidad en la producción. (Osorio *et al.*, 2008)

Las esporas pueden considerarse solamente uno de los tipos de propágulos de los hongos endomicorrízicos debido a que las raíces de las plantas se colonizan también por trozos de micelio activo que se ramifica para desarrollar la infección.(Gómez *et al.*, 2007)

El inicio de la colonización de la planta y con ello la formación de la simbiosis comienza con la germinación de las esporas de resistencia en el suelo cuando las condiciones de temperatura y humedad son favorables o bien mediante el crecimiento de hifas a partir de propágulos del suelo que se encuentran cerca del sistema radical susceptible. El crecimiento del micelio se incrementa algunas veces debido a que los exudados de la raíz pudieran proporcionar sustratos adecuados para el desarrollo de las hifas después de que las reservas de nutrimentos sobre todo en las esporas se hubieran agotado. Sin embargo, a pesar del crecimiento micelial en presencia de raíces, las hifas no parecen tomar una dirección hacia ellas, sino hasta que se encuentran muy cerca, es decir unos pocos milímetros.(Gómez *et al.*, 2007)

La hifa finalmente tiene contacto con la célula epidérmica o un pelo radical y produce un apresorio ligeramente engrosado, a partir del cual se desarrollan ramificaciones infectivas cortas. Posteriormente se produce la penetración de la epidermis o del pelo radical mediante la presión ejercida por la hifa en crecimiento sobre la pared celular, lo cual hace que esta última se combe alrededor de la hifa y se vuelva mucho más delgada en las células corticales.(fig. 3) (Gómez *et al.*, 2007)

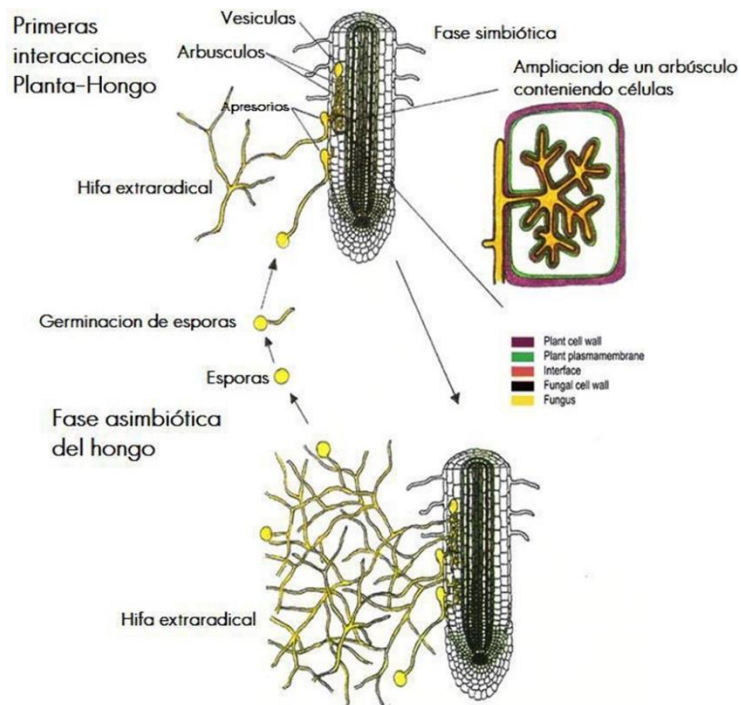


Figura 3. Esquema de las diferentes etapas de la colonización de las raíces por HMA. (Balestrini y Lanfranco, 2006)

Una vez que la hifa penetra la raíz, generalmente entre las células epidérmicas, se dispersa también intercelularmente a lo largo de la corteza, alcanzando la segunda capa de células corticales. La colonización se vuelve intracelular cuando la hifa degrada la pared de la célula e invagina la membrana para ramificarse luego dicotómicamente muchas veces y formar una estructura parecida a un arbusto, denominada arbusculos, dentro de la célula. Este es el sitio donde se lleva a cabo el intercambio de nutrientes entre ambos simbiosis. Otras ramificaciones de las hifas intraradicales en algunos géneros de hongos endomicorrízicos, forman vesículas intercelulares que parecen ser reservorios de

nutrimentos dado que presentan gran cantidad de lípidos. La vida media de un arbusculo en actividad es muy corta y varía entre dos y quince días, al cabo de los cuales se colapsa y permanece rodeado por la plasmalema de la célula vegetal, siendo encapsulado por material depositado en la zona interfacial proveniente presumiblemente del hospedero. Este continuo proceso de degradación de arbusculos a la vez que se forman otros nuevos es ventajoso para la planta, un arbusculo en degradación, lleno de nutrimentos puede liberar su contenido a la célula de la raíz y a partir de allí distribuirse a toda la planta. La colonización del hongo puede extenderse también mediante hifas y hongos por la superficie de la raíz y penetrar en ésta a intervalos irregulares. (Gómez *et al.*, 2007)

2.7 Ecosistemas en el desierto y aprovechamiento de nutrientes

El desierto Chihuahuense (DC) es el de mayor extensión en Norteamérica y se considera como una de las regiones secas con mayor riqueza de especies del mundo. Entre las vastas planicies del DC se presentan montañas aisladas de elevada altitud y sometidas a la fuerte influencia del desierto, lo que ha generado los gradientes de vegetación y clima típicos de esta gran unidad ecogeográfica. La Sierra Madre Occidental y la Sierra Madre Oriental se consideran los límites occidental y oriental, del DC, respectivamente, pero la delimitación precisa de la frontera en el sur y en el norte todavía está sujeta a debate. Un esbozo general del paisaje árido del desierto Chihuahuense es el siguiente: desde la región de las dunas en el norte de Chihuahua hacia el oriente en el río Conchos, hay un paisaje uniforme y monótono de *Larrea tridentata*, a veces codominado por *Fíourensia cernua* (arbusto de 1.20 m de altura) y *Acacia neovernicosa*, con presencia de árboles bajos de *Prosopis gánduïosa* var. *torreyana* (mezquite) y de la especie sin hojas, de tallo verde, *Koeberîinia spinosa*. (Granados-Sánchez *et al.*, 2011)

La dinámica de los ecosistemas del desierto controla los niveles de recursos que son esenciales para la supervivencia de las biotas del desierto. En los desiertos es engañoso relacionar la disponibilidad de nutrientes con los promedios anuales, ya que los nutrientes pueden volverse altamente disponibles después de pulsos de precipitación 'efectiva'. Además, la mineralización y la disponibilidad posterior para las plantas de fósforo, el "elemento maestro" en el ciclo de nutrientes, son moderadamente independientes de la mineralización de nitrógeno y pueden proceder rápidamente. Claramente, el caso de la deficiencia de nutrientes en los desiertos puede ser exagerado. (Crawford y Gosz, 1982)

2.7.1 *Larrea tridentata*

Los matorrales de *Larrea tridentata* son siempre verdes, aunque el color del follaje se vuelve amarillento durante la época de mayor sequía. La comunidad que podría merecer el calificativo de vicariante con respecto a la anterior es la que ocupa la mayor parte de la superficie de la zona árida chihuahuense, ubicada sobre la Altiplanicie y que se extiende desde Chihuahua y Coahuila hasta Hidalgo en altitudes que comúnmente no son inferiores a 1000 m.(fig. 4) Se trata del matorral de *Larrea tridentata* y *Flourensia cernua*, que también se desarrolla preferentemente sobre llanuras y partes bajas de abanicos aluviales, aunque en condiciones de aridez más acentuada prospera asimismo sobre laderas de cerros. (Rzedowski y Huerta, 1978)



Figura 4. *Larrea tridentata* ("gobernadora"), arbusto perennifolio muy abundante en el norte del país y que aparentemente es la planta mexicana mejor adaptada a condiciones de aridez. (Rzedowski y Huerta, 1978)

La mayoría de los desiertos se caracterizan por su cobertura vegetal abierta y espaciada. En Norteamérica oscila entre 8 y 15 % en las áreas donde dominan *Larrea tridentata* y *Artemisia tridentata*. En áreas con vegetación mixta, dominadas por 4-12 especies perennes, la cobertura aumenta hasta 15-30 %. En sitios muy diversos la cobertura puede alcanzar valores de 30 a 60 %. Es posible que la distribución equidistante entre las especies dominantes sea el resultado de la competencia a nivel de raíz. Cuando varias especies coexisten, los hábitos de sus raíces son diferentes. Por ejemplo, las raíces de *Opuntia fulgida* y de *Franseria deltoidea* están verticalmente separadas en el suelo, pero se traslapan parcialmente con las de *Larrea tridentata*. En consecuencia, la estructura de la comunidad está determinada por la densidad y distribución de *Larrea tridentata*, la cual regularmente tiene cobertura de alrededor 69 % (Brisson y Reynolds, 1994)

2.7.2 *Lippia graveolens*

Aunque en México se conocen alrededor de 40 especies de orégano pertenecientes a cuatro familias botánicas (Labiatae, Verbenaceae, Compositae y Leguminoceae), la familia Verbenaceae es la de mayor importancia ya que a ella pertenecen las especies; *Lippia palmeri* Watson, *Lippia berlandieri* Schauer y *Lippia graveolens* H.B.K. (Cuadro 1). (Edith *et al.*, 2010).

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de *Lippia graveolens* H.B.K. (Edith *et al.*, 2010)

REINO:	Vegetal
SUBDIVISION:	Angiospermae
CLASE:	Dicotiledónea
ORDEN:	Labiales
FAMILIA:	Verbenaceae
GENERO.	<i>Lippia</i>
ESPECIE:	<i>Lippia graveolens</i> HBK, Nov. Gen. Sp. 2:266. 1818 <i>Lippia berlandieri</i> Schauer.

De entre estas especies vegetales, especialmente en la parte sur del desierto, sobresale el Orégano (*Lippia graveolens*) como una planta de importancia, por sus múltiples usos culinarios, medicinales e industriales. En México, la distribución geográfica de algunas arbustivas del desierto ha sido estudiada en forma aislada y sin considerar los diferentes factores que caracterizan su distribución en el paisaje. Sin embargo, estudios completos sobre los factores edáficos y topográficos que determinan la distribución espacial de las comunidades vegetales como las de *Lippia graveolens* no han sido realizados.(Ríos *et al.*, 2018)

El orégano es una planta arbustiva aromática con una altura que varía de 0.20 a 2 m; presenta tallos leñosos muy ramificados desde la base, con hojas oblongas o elípticas, finamente crenadas, muy tomentosas y pilosas; sus flores están dispuestas en espigas subglobosas con corolas blancas zigomorfas y con cuatro estambres; sus frutos son dehiscentes. (fig. 5)(Granados-Sánchez *et al.*, 2013)



Figura 5. Arbustos de *Lippia graveolens* (Edith *et al.*, 2010)

2.8 Biofertilizantes

La necesidad de beneficiarse de AMF como biofertilizante, con miras a una agricultura sostenible, es cada vez más urgente ya que el manejo adecuado de estos hongos simbióticos podría disminuir el uso de agroquímicos.(Berruti *et al.*, 2015)

El uso indiscriminado de fertilizantes químicos para satisfacer la creciente demanda de alimentos ha conducido indudablemente a la contaminación y a hábitats microbianos severamente dañados e insectos amistosos. Teniendo en cuenta los efectos peligrosos de los fertilizantes químicos, se supone que los biofertilizantes son una alternativa segura a los insumos químicos y minimizan la perturbación ecológica en gran medida.(Mahanty *et al.*, 2017)

El uso excesivo de fertilizantes químicos ha provocado contaminación del suelo, aire y agua por eutrofización; por este motivo, existe el interés por la disminución de este tipo de fertilización. Una alternativa para sustituir o complementar esta tecnología es la aplicación de microorganismos promotores del crecimiento vegetal. En este sentido, se sabe que los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) son capaces de establecer una simbiosis con el 95% de las especies de plantas en el mundo, proporcionándoles una mayor área de exploración en las raíces e incrementar la eficiencia en el aprovechamiento de agua y nutrientes minerales. (Reyes-Tena *et al.*, 2015)

2.9 Nutrición en las plantas

La disponibilidad de un nutriente en el suelo no es sólo una función de su forma química, sino también de las capacidades de las plantas que crecen en ese suelo para movilizar y absorberla.(Lambers *et al.*, 2008)

En asociación con raíces de las plantas, AMF extendió sus hifas más allá de la superficie de la raíz y colonizar el sustrato circundante, aumentando considerablemente la superficie disponible para la absorción de nutrientes. Esto tiene considerables beneficios para la planta huésped absorción de nutrientes, especialmente de fósforo y nitrógeno, que resulta en un mejor crecimiento de las plantas y la nutrición. AMF también puede contribuir a la estructura del suelo por enredo de las partículas del suelo por hifas fúngicas o por medio de “glomalin” agregación mediada, Y promover la tolerancia de las plantas a la sequía y estrés salino.(Stürmer *et al.*, 2013)

2.10 Selección de hospederos

Como los hongos MA son simbioses obligados, el inoculo tiene que producirse multiplicando el hongo aislado en raíces de planta hospedantes susceptibles, cultivadas en sustratos o suelos esterilizados las plantas y sustratos apropiados no deben ser restrictivos a las especies de hongos MA. (Salas y Blanco, 2000)

La presencia de los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en el suelo puede cambiar el balance competitivo entre los hospederos aminorando la intensidad, ya que al actuar como extensiones del sistema radical favorecen la parte epigea de la planta hospedera, optimizando el proceso fotosintético y, por tanto, el crecimiento y supervivencia del vegetal. Sin embargo, no todas las asociaciones entre HMA-planta son compatibles, pudiendo algunos hongos beneficiar en mayor grado a un hospedero y adaptarse a determinadas condiciones edafoclimáticas evidenciando marcadas diferencias, no sólo estructurales, sino también funcionales, entre especies, e incluso morfotipos de una misma especie, en la actualidad existen numerosos estudios relacionados con diferentes respuestas de hospederos a la inoculación con HMA, especialmente basados en aspectos nutricionales de la planta; sin embargo, se dispone de escasa información sobre especificidad hospedera. Mientras la mayoría de los HMA pueden asociarse con un amplio rango de hospederos, estudios más recientes sugieren que su asociación dependería de la especie de hospedero involucrada y de un cierto grado de compatibilidad relacionado a una cierta dependencia de la planta por algunas especies HMA. (Castillo *et al.*, 2008)

2.10.1 *Zea mays*

El maíz es una gramínea originaria del continente americano, de gran importancia para el consumo humano y animal. Este cultivo se caracteriza por tener una gran adaptabilidad a las condiciones climáticas, un ciclo fenológico relativamente corto y propiedades esquilmanes, por lo que se ha empleado como modelo en

diferentes investigaciones y como cultivo sucesor en los sistemas de rotaciones de cultivo. El empleo de biofertilizantes elaborados con hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en este cultivo es de gran importancia para su nutrición y desarrollo.(Mena Echevarría *et al.*, 2013)

2.10.2 *Sorghum bicolor* L

El sorgo (*Sorghum bicolor* L. *Moench*) es el quinto cereal más importante en el mundo, por el volumen de producción y la superficie cultivada; el sorgo tropical presenta buena adaptabilidad y rendimiento aceptable, por lo que se le ha llegado a llamar el cereal del siglo XXI, ocupando el quinto lugar en cuanto a superficie cosechada en todo el mundo, después del trigo, el arroz, el maíz y la avena. Constituye una especie típica de zonas de clima cálido y es capaz de tolerar condiciones de sequía y de baja disponibilidad de nutrientes. (Hernández Córdova y Soto Carreño, 2012)

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Sitio de muestreo

El estudio se realizó en la Reserva Ecológica Municipal Sierra y Cañón de Jimulco (REM-SCJ), ubicada dentro del Municipio de Torreón, en la parte suroeste del estado de Coahuila de Zaragoza, entre los paralelos $24^{\circ}56'18''$ y $25^{\circ}17'52''$ de latitud norte y los meridianos $103^{\circ}30'34''$ y $103^{\circ}05'15''$ de longitud oeste, en el centro del Desierto Chihuahuense (fig. 6 y 7). (Gobierno del Estado de Coahuila, 2002)

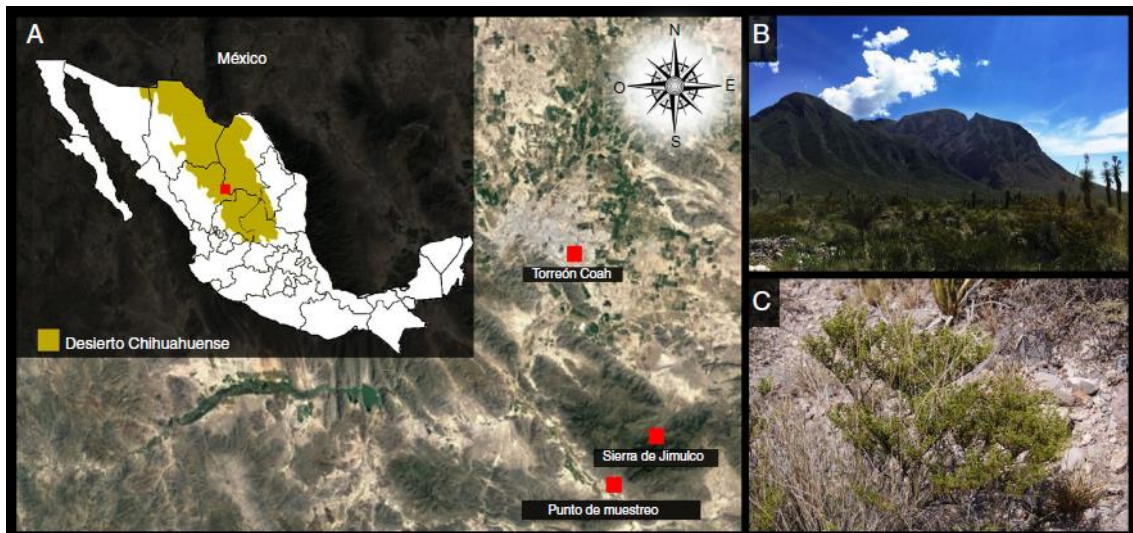


Figura 6. Área de muestreo Reserva Ecológica Municipal Sierra y Cañón de Jimulco (REM-SCJ). A) Ubicada en la parte suroeste del estado de Coahuila de Zaragoza, México. B) Fotografías del área de muestreo. C) *Larrea tridentata* del área muestreada. (Hernández-Zamudio *et al.*, 2018)

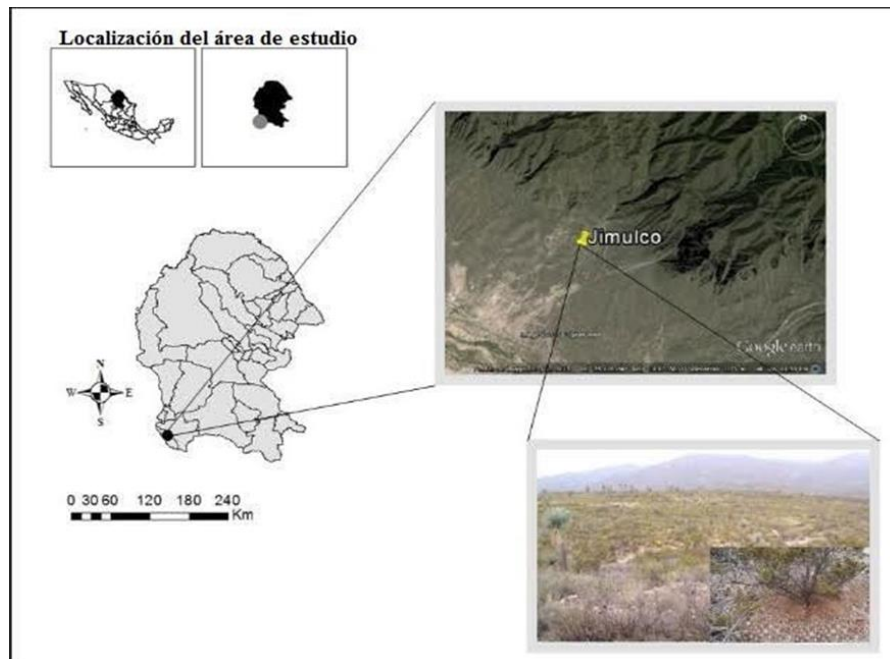


Figura 7. Área de muestreo Reserva Ecológica Municipal Sierra y Cañón de Jimulco (REM- SCJ), ubicada en la parte suroeste del estado de Coahuila de Zaragoza, México, *Lippia graveolens* del área muestreado.

La Reserva Ecológica Municipal tiene una extensión de 60,458.26 hectáreas que representan el 44.74% de la superficie del municipio. En ésta se hallan los ejidos de Juan Eugenio, Jalisco, La Flor de Jimulco y sus anexos Jimulco y La Trinidad, Flor de Jimulco, Barrial de Guadalupe, La Colonia y Pozo de Calvo.

La Reserva Ecológica Municipal Sierra y Cañón de Jimulco tiene una gran biodiversidad por los cuatro ecosistemas que posee:

- Bosque de Encino-Pino: Ubicado en las partes más altas de la sierra.
- Matorral Submontano: Rodeando las partes altas de la zona.
- Matorral Xerófilo: Vegetación de características desérticas.
- Bosque de Galería: Que se encuentra en las márgenes del río Aguanaval.

El clima en la zona es de dos tipos principales: seco o estepario (BSO) y muy seco o desértico (BW). Este último es el que domina dentro de la reserva, ocupando el 56,63% de su superficie; se localiza sobre sierras, valles, bajadas y llanuras. El clima de tipo seco o estepario cubre la superficie restante (43,37%) y

se localiza sobre todo en la parte central de la reserva, distribuido principalmente sobre sierras en una franja horizontal de este a oeste (Vidal, 2005).

3.1.1 Obtención de las muestras

Se seleccionaron al azar 15 individuos de *Larrea tridentata* y 15 de *Lippia graveolens*, de tamaño semejante, separados de otras plantas para asegurar que la rizobiota proviniera del suelo circundante a esos ejemplares. Se recolectaron raíces y suelo a una profundidad de entre 2 y 15 cm. (fig. 8)



Figura 8. Zona de muestreo en la Reserva Ecológica Municipal Sierra y Cañón de Jimulco (Hernández-Zamudio *et al.*, 2018)

El suelo se pasó por un tamiz 2 mm y se secó a temperatura ambiental durante 72 horas. Posteriormente se almaceno en bolsas de polietileno en refrigeración a 4 °C. Hasta su procesamiento. Para evaluar la riqueza y la densidad de esporas de los HMA. Se obtuvo una muestra de aproximadamente 1000 gramos de suelo a las que se le dio el mismo tratamiento, destinada para la caracterización físico-química. Las raíces fueron colectadas teniendo cuidado de que fueran de la planta a estudiar.

3.2 Análisis físico y químico del suelo

La textura se determinó por el método del hidrómetro de Bouyoucos (Bouyoucos, 1962) y el pH con un medidor de electrodo de vidrio en una relación de suelo-agua 1-2,5 (p/v). El porcentaje de carbono total y la materia orgánica se determinó por el método de oxidación húmeda de Walkley y Black (1934), mientras que el porcentaje total de nitrógeno se midió por el método de micro-Kjeldahl (Jackson *et al.*, 2008). El fósforo disponible se ensayó por el método de (Bray y Kurtz, 1945). Los resultados obtenidos fueron los siguientes. (cuadro 2)

Cuadro 2. Caracterización física y química del suelo rizosférico de *Larrea tridentata*

Muestreo	Textura	pH	MO (%)	N – NO ₃ (ppm)	P (ppm)	CaCO ₃ (%)
FEBRERO	Franco arenosa	7,7767 a	2,44	6,020 a	25,819 a	44,8333
MAYO	Franco arenosa	7,7767 a	2,96	7,433 a	21,233 a	43,4330
SEPTIEMBRE	Franco arenosa	7,7800 a	1,72	11,567 b	14,433 a	45,3830

Diferentes letras indican diferencias estadísticas significativas ($p < 0,05$).

MO: materia orgánica; N-NO₃: nitrógeno como nitratos; P: fósforo; CaCO₃: carbonatos totales. (Hernández-Zamudio *et al.*, 2018)

La mayoría de los parámetros físicos y químicos de los suelos estudiados no presentaron diferencias significativas ($p < 0,05$) entre las 3 fechas de muestreo (cuadro 5). Los suelos son suelos calcáreos, medianamente alcalinos, no salinos y no sódicos. Los niveles de nitratos fueron bajos y los de fósforo medios. Solo es significativa la diferencia en el nivel de nitratos del muestreo realizado en septiembre, que tuvo un incremento del 92,14% con respecto al contenido de febrero y del 55,58% en comparación con el de mayo (cuadro 2). Al respecto, Zheng *et al.* (2016), reportaron que no existe gran influencia del nitrógeno sobre la diversidad de las comunidades de HMA. (Hernández-Zamudio *et al.*, 2018)

3.3 Establecimiento de las macetas trampa

El experimento se llevó a cabo en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna, ubicada en la ciudad de Torreón, Coahuila, México, en el invernadero #1 (fig. 9) del departamento de horticultura con coordenadas geográficas $103^{\circ} 25' 57''$ de longitud oeste meridiano de Greenwich y $25^{\circ} 31' 11''$ de latitud norte, con una altura de 1123 msnm.



Figura 9. Invernadero número 1, del departamento de horticultura, en la universidad autónoma agraria Antonio narro unidad laguna. Foto Tomado Por: Santiago Cardenas

3.3.1 Diseño experimental

Se evaluaron dos variables: gobernadora (*Larrea tridentata*), orégano (*Lippia graveolens*) el cual cada una de ellas tuvo dos tipos de hospederos que fueron maíz (*Zea mays L.*) y sorgo (*Sorghum bicolor L. Moench*) aplicándole un riego de solución Steiner al 50% bajo en fósforo y agua, con 5 repeticiones cada una. (cuadro. 3)

Cuadro 3. Diseño experimental para el establecimiento de las macetas trampa para la producción de HMA.

Gobernadora/Orégano							
Gobernadora				Orégano			
T 1 Maíz Agua	T 2 Maíz S.N	T 1 Sorgo Agua	T 2 Sorgo S.N	T 1 Maíz Agua	T 2 Maíz S.N	T 1 Sorgo Agua	T 2 Sorgo S.N
R1	R1	R1	R1	R1	R1	R1	R1
R2	R2	R2	R2	R2	R2	R2	R2
R3	R3	R3	R3	R3	R3	R3	R3
R4	R4	R4	R4	R4	R4	R4	R4
R5	R5	R5	R5	R5	R5	R5	R5

3.3.2 Esterilización del suelo

El sustrato de las macetas se conformó de la arena de río cribada y se esterilizo con hipoclorito de sodio a 10 ppm. (fig. 10)



Figura 10. Lavado de suelo. Foto Tomado Por: Santiago Cardenas

Se esterilizo los sustratos para eliminar o disminuir la densidad y/o actividad de los microorganismos patógenos de los lixiviados y reducir los riesgos patológicos asociados a la recirculación, se puede utilizar. El cloro ya que tiene un gran poder

oxidante, que permite la desinfección. Su capacidad para destruir patógenos con bastante rapidez y su amplia disponibilidad lo hacen muy adecuados para la desinfección.

3.4 Determinación de germinación en las semillas

Se realizó una prueba de germinación para evaluar la calidad fisiológica que tiene la semilla y para determinar la cantidad de semilla que se utilizara en la siembra. (fig. 11)



Figura 11. Proceso de germinación para determinar el porcentaje de vigorosidad de la semilla, con una cámara germinadora dándole una temperatura adecuada para la germinación. Foto Tomado Por: Santiago Cardenas

3.5 Preparación de macetas trampas

Para el proceso de producción de HMA se utilizaron bolsas negras de 400 ml de capacidad que sirvieron como macetas trampa. El cual estuvo compuesto por los

sustratos, perlita al 40%, vermicompost al 10%, arena de río al 50%. (fig. 12) A cada maceta trampa se le agrego 50 g del inoculante de los consorcios: (cuadro. 3 y 4)



Figura 12. Preparación de macetas trampa (sustratos). Foto Tomado Por: Santiago Cardenas

(Cuadro 3) En el cuadro se muestran los parámetros ecológicos de la rizosfera de *Lippia graveolens* donde encontramos una riqueza de 11 especies de los HMA.

Especies	No. De Esporas	Abundancia relativa	Frecuencia de aislamiento
Acaulosporaceae			
<i>Acaulospora sp</i>	18	0,06	66,67
Entrophosporaceae			
<i>Entrophospora infrecuents</i>	3	0,01	13,33
Claroideoglomeraceae			
<i>Claroideoglomerus claroideum</i>	14	0,05	46,67
<i>Claroideoglomerus aff. Lamellosum</i>	20	0,07	60,00
Glomeraceae			
<i>Funneliformis constrictum</i>	15	0,05	53,33
<i>Funneliformis geosporum</i>	182	0,69	100,00
<i>Funneliformis spinuliferum</i>	4	0,01	26,67
<i>Glomus aff. glomerulatum</i>	1	0,03	6,67
<i>Glomus minutum</i>	1	0,03	6,67
<i>Rizophagus fasciculatum</i>	1	0,03	6,67
<i>Sclerocystis rubiformis</i>	3	0,01	20,00

(Cuadro 4) En el cuadro se muestran los parámetros ecológicos de la rizósfera *Larrea tridentata* donde encontramos una riqueza de 17 especies de los HMA.

Especies	No. De Esporas	Abundancia relativa	Frecuencia de aislamiento
Acaulosporaceae			
<i>Acaulospora sp.</i>	85.33	16.50	73.33
Ambisporaceae			
<i>Ambispora gerdemani</i>	1.30	0.40	6.60
<i>Ambispora fennica</i>	3.33	1.46	4.44
Claroideoglomeraceae			
<i>Claroideoglomus claroideum</i>	24.33	5.00	64.44
<i>Claroideoglomus aff. Lamellosum</i>	49.00	7.56	51.11
Diversisporaceae			
<i>Diversispora ebúrnea</i>	6.33	1.85	22.22
Entrophosporaceae			
<i>Entrophospora infrequens</i>	5.33	1.33	28.89
Gigasporaceae			
<i>Scutellospora sp.</i>	34.00	6.50	31.11
Glomeraceae			
<i>Septoglomus constrictum</i>	53.66	15.60	91.11
<i>Funneliformis geosporum</i>	152.66	36.40	97.77
<i>Funneliformis mosseae</i>	5.33	2.06	20.00
<i>Funneliformis pinuliferum</i>	5.33	1.46	28.89
<i>Glomus aff. Glomerulatum</i>	0.66	0.16	4.44
<i>Glomus microagregatum</i>	1.66	0.40	8.88
<i>Dominikia minuta</i>	0.33	0.33	2.22
<i>Rizophagus fasciculatus</i>	12.00	1.60	24.44
<i>Sclerocystis rubiformis</i>	8.66	1.53	26.66

3.5.1 Siembra de las semillas en las macetas trampa

Las semillas de maíz (*Zea mays* L.) y sorgo (*Sorghum bicolor* L. Moench) se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 0,5% durante 3 minutos y posteriormente se lavaron con agua destilada. Para cada maceta se depositaron 28 semillas de maíz y 34 semillas de sorgo, las macetas se mantuvieron en el invernadero ($28^{\circ} \text{C} \pm 2^{\circ} \text{C}$). (figura 13)



Figura 13. Desinfección de las semillas con hipoclorito de sodio al 0.5% Foto Tomado Por: Santiago Cardenas

3.5.2 Riego

Para el riego de las macetas trampa se preparó una solución nutritiva (Steiner) baja en fósforo al 50% con un Ph: 7.13 y con una conductividad eléctrica de 1.962 ms/cm, modificada por (Sylvia y Jarstfer, 1992). y los otros tratamientos se le aplico un riego de agua.

3.6 Determinación de micorrización en las raíces

La evaluación de las raíces se llevó acabo a los 30 días posterior a la germinación y 60 días después, se tomaron muestras de los tratamientos y hospederos completamente al azar utilizando tres plantas por cada repetición.

Las raíces se lavaron cuidadosamente con agua del grifo y se cortaron en segmentos de 1 cm de largo. Se tomó una cantidad de 0,5 g, los segmentos de raíz se clarearon en KOH 10% (w / v) a 90 ° C se colocaron en cajas de inclusión histología de 28*40*6mm, cubriéndola en su totalidad las cajas por 24 horas, pasado el tiempo se le retiro el KOH, se enjugaron y posteriormente se le coloco

de HCL 10% dejándolo reposar 10 minutos, se escurrió con ayuda de un colador sin enjuagar. Se añadió la solución de azul de tripano al 0.05% por 24 horas a temperatura ambiente.(Gai *et al.*, 2012)

Las raíces clareadas y teñidas se colocaron en cajas Petri con suficiente lactoglicerol. En portaobjetos y utilizando agujas de disección se colocaron 10 segmentos de aproximadamente 1 cm de largo, paralelamente unos a otros. Sobre las raíces se adicionaron gotas de lactoglicerol, colocando posteriormente el cubreobjetos. Se eliminaron las burbujas de aire y cada laminilla se selló con esmalte transparente. Para realizar la evaluación de las estructuras morfológicas características de la micorriza arbuscular, se realizaron observaciones en el microscopio óptico a través del objetivo seco débil y seco fuerte. (Phillips y Hayman, 1970).

Para analizar la evaluación se efectuaron tres pasajes equidistantes por laminilla. Al revisar un campo óptico donde se encontraba un segmento que contenía hifas, vesículas y arbusculos, independientemente de la intensidad de micorrización, se le otorgó el valor de uno para la evaluación total y por estructuras (HIFAS, ARBUSCULOS, VESICULAS, ESPORAS). (Brundrett *et al.*, 1996).

3.6.1 Corte de las plantas hospederas

Después de los 3 meses de producción de los hongos micorrízicos las plantas hospederas de maíz y sorgo se cortaron a 10 cm del suelo y se dejaron de regar para propiciar la esporulación del hongo (fig. 14).



Figura 14. Corte de las plantas hospederas para propiciar la esporulación. Foto Tomado Por: Santiago Cardenas

3.7 Determinación del número de esporas y morfoespecies de los HMA

Las esporas de los HMA fueron extraídas en 100 g de suelo seco de tres macetas seleccionadas al azar por cada tratamiento, se utilizó el método de homogenizado mediante tamizado en húmedo y decantación (Gerdemann y Nicolson, 1963), seguido por centrifugación en gradiente de sacarosa (20 y 60 %) a 3500 rpm (Sieverding, 1983). Las esporas sanas se colocaron en una placa de Petri para la observación directa bajo un microscopio estereoscópico (40 x). Para la identificación, de las esporas se montaron en polivinílico-ácido láctico-glicerina (PVLG) (Koskey, 1983) y PVLG 1:1 (V / V) mezclada de reactivo de Melze, (Brundrett *et al.*, 1999). La identificación se basara en los criterios taxonómicos aceptados actualmente para la estructura de tamaño, color, ornamentación superficial y la pared de la espora, siguiendo las claves de Schenck y Perez (1988).

3.8 Análisis estadístico

Los análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de comparación de medias por el método de Tukey al 0,05 de probabilidad de error se utilizaron para examinar la relación entre el número de especies, el número de esporas, las características físicas y químicas del suelo de las comunidades de los HMA. Todos los análisis se realizaron utilizando el software estadístico SPSS versión 17.0 para Windows. (SPSS, 2008)

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Prueba de germinación

Cuadro 4. Determinación de la vigorosidad de las semillas maíz y sorgo

Semilla	Tratamiento	Porcentaje De Germinación	Semilla	Tratamiento	Porcentaje De Germinación
Maíz	T1	100 %	Sorgo	T1	99 %
Maíz	T2	99 %	Sorgo	T2	96 %
Maíz	T3	99 %	Sorgo	T3	94 %
Maíz	T4	99 %	Sorgo	T4	96 %
Total De Vigorosidad		99.25%			96.25 %

Como se muestra en el cuadro 4, los resultados obtenidos que las semilla mostraron fueron de 99.25% para el maíz y 96.25% para el sorgo (fig. 15). Con esta prueba se determinó el potencial máximo de germinación de las semillas además este alto porcentaje nos garantizó la cantidad de plántulas que contara con las estructuras esenciales para continuar con su crecimiento en condicione favorables, y con esto se determinó la cantidad de semilla que se sembró en cada una de las macetas.



Figura 15. Prueba de germinación en la semilla maíz y sorgo. Foto Tomado Por: Santiago Cardenas

La prueba de germinación ayuda a determinar la capacidad que tiene la semilla para producir plantas normales y vigorosas, bajo condiciones favorables de

producción. Los resultados de esta prueba son de mucha utilidad para determinar la cantidad de semilla que utilizará en la siembra. Si de cada 100 semillas que se siembren, germinan al menos 85 y son plantas sanas y vigorosas, se puede decir que la germinación de la semilla es buena.

Bolívar *et al.* (2007) el porcentaje de germinación en el laboratorio de semilla de maíz las cuales superaron el 90 %, lo que indica que cumplen con la norma de SENASEM para la prueba de porcentaje de germinación de semilla certificada de maíz (> 88 %). Dado que nuestros resultados superaron el 80% la semilla utilizada en este trabajo cumple con dicha norma.

En tanto a Saavedra-Ávila *et al.* (2019), el mayor porcentaje de germinación al finalizar el ensayo lo presentó el biotipo 4 de *Sorghum bicolor*L. con un 79.59 %, estos resultados son menores al obtenido en este trabajo en donde la calidad de la semilla rebaso por mucho designado por la norma.

4.2 Evaluación del porcentaje de micorrización al primer y segundo mes

Cuadro 5. Evaluación del porcentaje de micorrización de los HMA en gobernadora (*Larrea tridentata*) al primer mes después de la siembra en maíz y sorgo, con riego de solución Steiner baja en fósforo y agua.

Gobernadora Primer Mes	Porcentaje De Micorrización	Hifas	Arbúsculos	Vesículas
Maíz Agua	100.00 a	100.00 a	55.80 a	0.82 a
Maíz S.N	100.00 a	100.00 a	66.65 a	0.00 a
Sorgo Agua	90.82 a	86.65 a	65.80 a	15.80 a
Sorgo S.N	100.00 a	100.00 a	36.63 a	9.15 a

Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$)

El resultado que se muestran en cuadro 5, no presenta diferencias significativas en la evaluación del primer mes. Es importante resaltar la formación vesículas en el cultivo de sorgo. Con 15.80 del porcentaje para el tratamiento de sorgo regado con agua y 9.15 el tratamiento de sorgo con solución nutritiva. Para el desarrollo

de hifas el sorgo regado con agua presento el valor más bajo con 86.65%. el porcentaje de vesículas en las plantas de maíz agua y solución nutritiva son bajos los esperados en el tiempo establecido de la simbiosis.

En el porcentaje de micorrización en Serralde y Ramírez (2004) en diferentes tratamientos agronómicos en suelos ácidos en maíz presento el mayor porcentaje de micorrización el 94.69% para uno de sus tratamientos. Son similares a este trabajo.

Roveda (2007) indican que a menores concentraciones de fósforo disponible en el suelo existe un mayor número de plantas micorrizadas (88.87%), pero el porcentaje de colonización por raíz (42.57%) no cambió significativamente a los 30 días. Mientras la presencia de vesículas se incrementa con la concentración de fósforo el número de esporas disminuye. En tanto al presente trabajo presentó un menor número de vesículas.

Furrazola Gómez *et al.* (2017) donde se obtuvieron un porcentaje de colonización micorrízica osciló entre 58% y 69% para el caso del maíz y entre 27% y 63% para las plantas de sorgo, en los valores de porcentaje de colonización micorrízica obtenidos para todos los suelos estudiados, aunque el mayor valor se presentó en el suelo de Bosque 68.8 en maíz. Para las plantas de sorgo, el mayor valor fue obtenido en el suelo del Acahual 63.4 en sorgo. Comparando con el presente trabajo donde se determinó que el porcentaje de colonización fue mayor en todos los tratamientos.

Cuadro 6. Evaluación del porcentaje de micorrización de los HMA en gobernadora (*Larrea tridentata*) al segundo mes después de la siembra en maíz y sorgo, con riego de solución Steiner baja en fósforo y agua.

Gobernadora Segundo Mes	Porcentaje De Micorrización	Hifas	Arbúsculos	Vesículas
Maíz Agua	97.50 a	97.50 a	89.12 a	44.95 a
Maíz S.N	98.32 a	98.32 a	95.82 a	57.45 a
Sorgo Agua	94.12 a	94.12 a	72.45 a	20.83 a
Sorgo S.N	91.65 a	89.97 a	64.13 a	31.65 a

Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$)

Se observa en el cuadro 6 de *Larrea tridentata* al segundo mes no mostrando diferencias significativas disminuyendo el porcentaje de hifas en relación con los obtenidos en el primer mes cuadro 4 pero aumentando significativamente las estructuras arbusculares en relación con el primer mes. En cuanto a las vesículas (estructuras de resistencias) aumentaron en relación con el primer mes.

En el trabajo de investigación de Mora y Leblanc (2012) presento un porcentaje de micorrización en maíz fue de 74% en el tratamiento de Inóculo + 0 kg ha⁻¹ P en donde no se le aplico fertilizante, en cuanto al tratamiento Inóculo + 39.6 kg ha⁻¹ P, obtuvieron un menor porcentaje de micorrización 20.5%, en tanto al presente trabajo se obtuvo un porcentaje alto de micorrización de 98.32% aplicándole un riego de solución nutritiva baja en fósforo al 50%.

En la investigación Gaur y Adholeya (2002) donde trabajo con 5 tipos de tratamientos de plantas trampa, donde obtuvieron un 76.5 % de colonización en la raíces de *zea mays*, son menores al obtenidos en este trabajo.

ROCHA *et al.* (2009) menciona que los arbusculos son un conjunto de hifas intracelulares que forman un enrollamiento con un alto potencial metabólico. Estos arbusculos tienen un período de vida muy corto que oscila entre 2 y 15 días, cuando un arbusculos muere o sucumbe es reemplazado por otro más joven, cuando este intercambio cesa todos los arbusculos mueren de la colonización interna solo quedan las vesículas que son estructuras de reserva de nutrientes del hongo.

Cuadro 7. Evaluación del porcentaje de micorrización de los HMA en orégano (*Lippia graveolens*) al primer mes después de la siembra en maíz y sorgo, con riego de solución Steiner baja en fósforo y agua.

Orégano Primer Mes	Porcentaje De Micorrización	Hifas	Arbusculos	Vesícula
Maíz Agua	100.00 a	100.00 a	38.30 a	1.65 a
Maíz S.N	98.32 a	98.32 a	51.13 a	0.00 a
Sorgo Agua	42.50 a	42.50 a	40.83 a	17.50 b
Sorgo S.N	95.00 a	90.00 a	77.48 a	66.65 a

Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$)

El resultado que se muestra en el cuadro 7, no presento diferencias significativas en la evaluación del primer mes, pero en vesículas del tratamiento sorgo agua presento diferencia significativa. También es impórtate resaltar que el cultivo de sorgo solución nutritiva presento un mayor porcentaje de vesículas con un 66.65 y un 17.50 en sorgo agua, en cuanto a la formación de hifas tuvo un menor porcentaje de micorrización en sorgo agua. En tanto en el maíz agua obteniendo un 100% de micorrización.

En el trabajo de investigación Osorio *et al.* (2008), donde trabajaron con diferentes tipos de sustratos y planta hospedera, obtuvieron 44,84 % de colonización micorrízica en sorgo, en donde presento mayor porcentaje de colonización en cuanto a los resultados obtenido en la investigación fue menor en sorgo agua con un 42.50 %

Salas y Blanco (2000) en su trabajo de investigación donde evaluaron el porcentaje de micorrización por HMA en las raíces a los 45, 85 y 120 días después de la siembra, en 4 hospederos, obtuvieron resultados que *Gm (manihotis)*, alcanzo entre 80-100% de colonización donde se obtuvieron mayor porcentaje en las raíces de maíz, estos resultados son similares a los obtenidos en este trabajo.

Cuadro 8. Evaluación del porcentaje de micorrización de los HMA en orégano (*Lippia graveolens*) al segundo mes después de la siembra en maíz y sorgo, con riego de solución Steiner baja en fósforo y agua.

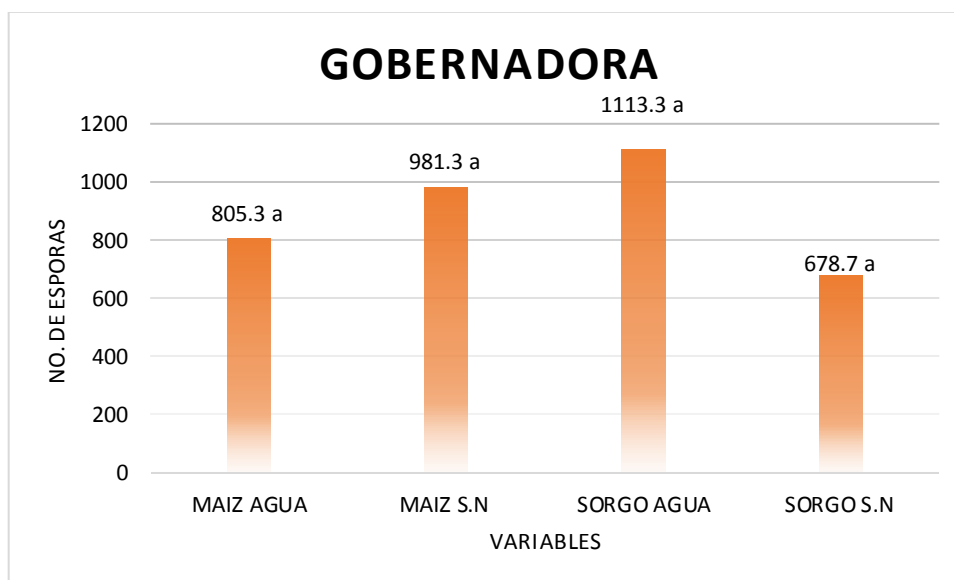
Orégano Segundo Mes	Porcentaje De Micorrización	Hifas	Arbúsculos	Vesículas
Maíz Agua	98.32 a	98.32 a	79.97 a	39.15 a
Maíz S.N	97.47 a	97.47 a	84.15 a	54.97 a
Sorgo Agua	91.65 a	91.65 a	53.30 a	10.80 a
Sorgo S.N	80.83 a	80.83 a	64.98 a	35.83 a

Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$)

Se observa en el cuadro 8, de *Lippia graveolens* al segundo mes no mostrando diferencias significativas aumentando el porcentaje de hifas en relación con los obtenidos en el primer mes (cuadro 7) pero aumentando significativamente las estructuras arbusculares en maíz agua y maíz solución nutritiva. se observa una colonización diferencial entre los riegos, y una cantidad ligeramente mayor de vesículas en maíz solución nutritiva con un 54.97 a diferencia del sorgo solución nutritiva baja en fósforo.

Ferrer Pérez *et al.* (2004) en su trabajo de la Selección de hospederos y substratos para la producción de inóculos micorrizógenos vesícula-arbusculares obtuvo que la variedad ensayada de sorgo de grano (V6) produce más del doble de esporas que la forrajera y similares longitudes de raicillas colonizadas, que las facilidades de obtención de semilla certificada la convierten en una buena opción, pero las plantas del género *Brachiaria* son una mejor opción. Estos resultados no coinciden con los obtenidos en este trabajo donde el maíz fue mejor huésped para la producción de inóculo que el sorgo

4.3 Conteo total de esporas



Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$)

Figura 16. Evaluación del número de esporas de los HMA aisladas de gobernadora (*Larrea tridentata*) de las plantas de maíz (*Zea mays* L.) y sorgo (*Sorghum bicolor* L. Moench) regada con agua o solución nutritiva baja en fósforo en 100 g de inóculo.

Se observa en la figura 16, el número de esporas producidas con la planta huésped *Larrea tridentata* donde no presento una diferencia significativa entre el riego con agua y solución nutritiva baja en fósforo, pero es evidente que el número de esporas regadas con solución nutritiva en sorgo presento el menor número de esporas. En comparación del maíz solución nutritiva que obtuvo un porcentaje no muy bajo.

Presentando el mejor inóculo en el tratamiento sorgo agua obteniendo un alto número de esporas de calidad.

Faye *et al.* (2013) Para garantizar el uso exitoso de los inoculantes, se deben realizar ensayos preliminares en condiciones de crecimiento local con el suelo y las plantas hospedantes que se espera utilizar en el campo.

En la investigación de Rodríguez-López *et al.* (2014) donde determino que los hongos micorrizógenos arbusculares asociados a plantas de *Zea mays*, en un agroecosistema del atlántico, obtuvieron 400-1350 esporas/100 g de suelo. en comparación al trabajo presentado se obtuvieron resultados similares a la investigación.

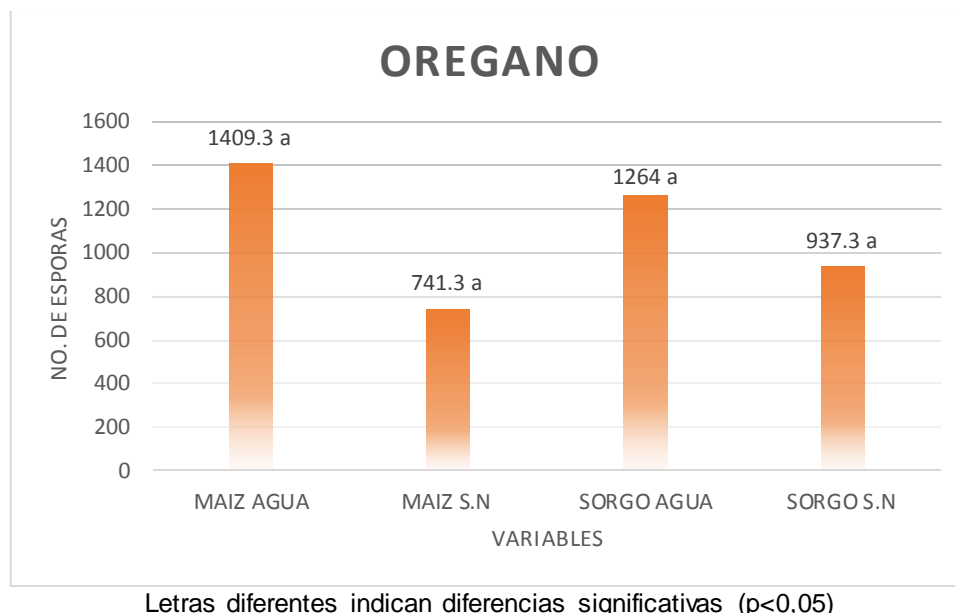


Figura 17. Evaluación del número de esporas de los HMA aisladas de orégano (*Lippia graveolens*) de las plantas de maíz (*Zea mays* L.) y sorgo (*Sorghum bicolor* L. Moench) regada con agua o solución nutritiva baja en fósforo en 100g de suelo.

En la figura 17, se observa la evaluación del número de esporas de la rizósfera *Lippia graveolens* no mostrando diferencias significativas, ni uno de los diferentes hospederos y fertilización donde es evidente que se presentó una mayor producción de esporas en los tratamientos sorgo agua y maíz agua obteniendo un número de calidad de esporas en 100 g de suelo. En cuanto a la producción con solución nutritiva en ambos tratamientos presento un menor porcentaje de micorrizas, en comparación a la figura 1 se obtuvo mayor producción de esporas de mayor calidad en ambos tratamientos de agua.

En la investigación de Menge (1984) dice que el factor que puede relacionarse consistentemente con la calidad y eficiencia del inóculo siendo el potencial una de las claves para producir HMA de alta calidad.

Martín *et al.* (2012) en su trabajo de investigación en canavalia obtuvieron un mayor número de esporas nativas con 800 y 1600 esporas en 100 g de suelo, mencionan que se obtiene una respuesta significativa y positiva en la inoculación micorrízica, alcanzándose además el efecto de inóculo con canavalia sobre el cultivo posterior que fue el maíz, en comparación al trabajo realizado presento un número de esporas similares.

4.4 Colonización de hongos micorrízicos y esporas

En la investigación realizada se hicieron evaluaciones de raíces colonizadas de las macetas trampa, y conteo de esporas de los hospederos. (fig. 18 y 19)

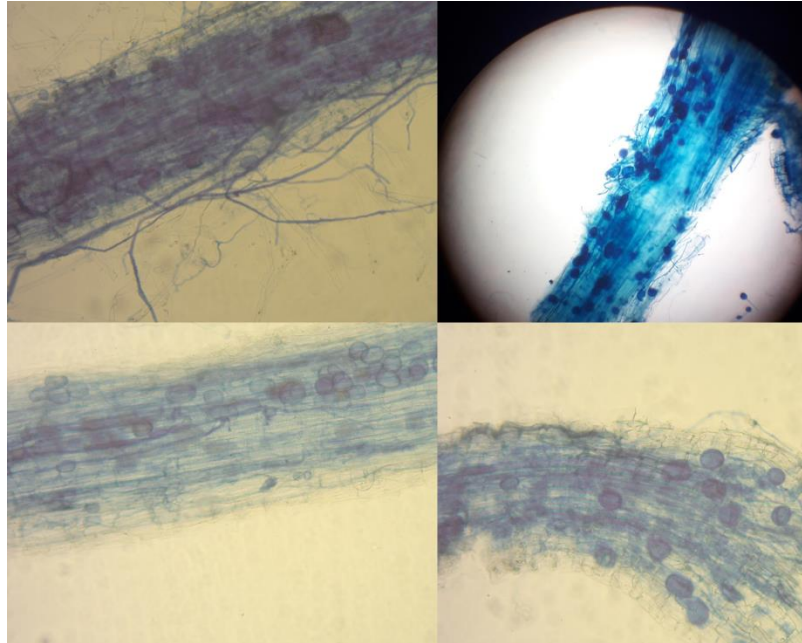


Figura 18. Porcentaje de micorrización hifas, vesículas y arbusculos en las raíces de las plantas hospederas.

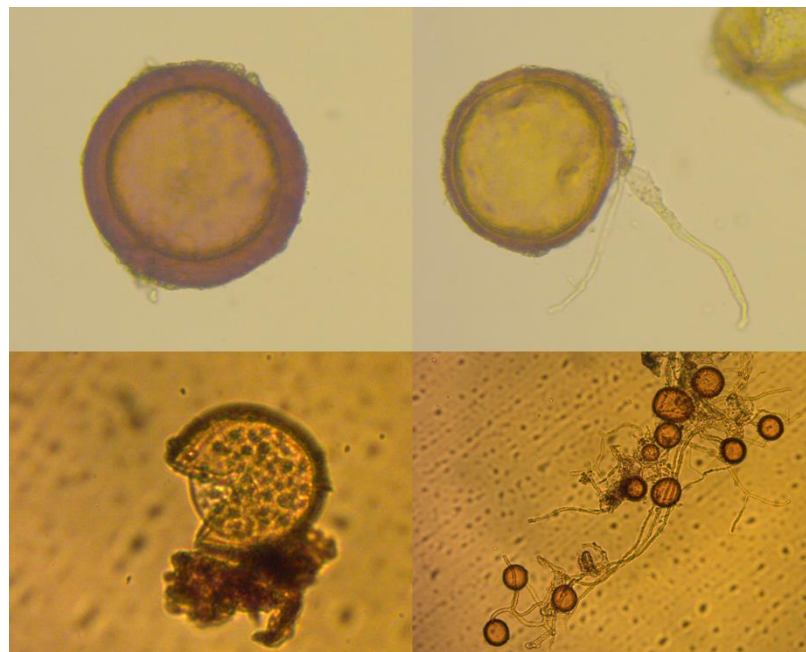


Figura 19. Esporas encontradas en el suelo de sorgo y maíz del desierto chihuahuense.

V. CONCLUSIÓN

El hospedero con más altos índices de micorrización fue el maíz, ya que presentó el mayor número de esporas.

El maíz es mejor para la producción de inóculo por generar un número mayor de esporas en maíz regado con agua.

El suelo proveniente de *Lippia graveolens* usando como huésped el maíz en la producción de inóculo micorrízico fue el de mayor calidad.

VI. REFERENCIAS

- Alarcón, A. y R. F. Cerrato. 1999. Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas. *Terra Latinoamericana* 17(3):179-191.
- Albornoz, P. y M. Catania. 1996. Endomicorriza en cultivo de soja y maíz en el este tucumano (argentina). Influencia de los diferentes sistemas de labranza. *Bol. Soc. Argent. Bot* 31:17-20.
- Andrade-Torres, A. 2010. Micorrizas: Antigua interacción entre plantas y hongos. *Revista Ciencias* 84-90.
- Arias, N. M. M., S. L. C. Ricalde, R. G. Sánchez y A. M. Ata. 2008. Micorrizas arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos. *Mundi Prensa*.
- Balestrini, R. y L. Lanfranco. 2006. Fungal and plant gene expression in arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza* 16(8):509-524.
- Berruti, A., E. Lumini, R. Balestrini y V. Bianciotto. 2015. Arbuscular mycorrhizal fungi as natural biofertilizers: Let's benefit from past successes. *Front Microbiol* 6:1559.
- Bolívar, C. E., R. Méndez Natera y V. A. Otahola Gómez. 2007. Germinación y el crecimiento de plántulas de maíz en laboratorio, invernadero y campo.
- Bouyoucos, G. J. 1962. Hydrometer method improved for making particle size analyses of soils. *Agron. J.* 54(5):464-465.
- Bray, R. H. y L. Kurtz. 1945. Determination of total, organic, and available forms of phosphorus in soils. *Soil science* 59(1):39-46.
- Brisson, J. y J. F. Reynolds. 1994. The effect of neighbors on root distribution in a creosotebush (*larrea tridentata*) population. *Ecology* 75(6):1693-1702.
- Bronick, C. J. y R. Lal. 2005. Soil structure and management: A review. *Geoderma* 124(1):3-22.
- Brundrett, M. 2004. Diversity and classification of mycorrhizal associations. *Biological Reviews* 79(3):473-495.
- Brundrett, M., L. Abbott y D. J. M. Jasper. 1999. Glomalean mycorrhizal fungi from tropical australia. *8(6):305-314*.

- Brundrett, M., N. Bougher, B. Dell y T. Grove. 1996. Working with mycorrhizas in forestry and agriculture. Australian Centre for International Agricultural Research: Canberra, Australia.
- Camargo_Ricalde, S. L., N. M. M. ARIAS, C. J. D. L. R. MERA y S. A. M. Arias. 2012. Micorrizas: Una gran unión debajo del suelo.
- Castillo, C., I. Astroza, F. Borie y R. Rubio. 2008. Efecto de cultivos hospederos y no hospederos sobre propágulos micorrízicos arbusculares. *Revista de la ciencia del suelo y nutrición vegetal* 8(1):37-54.
- Crawford, C. S. y J. R. Gosz. 1982. Desert ecosystems: Their resources in space and time. *Environmental Conservation* 9(3):181-195.
- Díaz-Moreno, R., A. Díaz-Franco, I. Garza-Cano y A. Ramírez-De León. 2007. Brassinoesteroides e inoculación con *glomus* intraradices en el crecimiento y la producción de sorgo en campo. *Terra Latinoamericana* 25(1):77-83.
- Edith, V. G. E., G. C. Xavier y C. P. Antonio. 2010. Metodología para determinar las existencias de oregano (*lippia graveolens* hbk) en rodales naturales de parras de la fuente, coahuila.
- Faye, A., Y. Dalpé, K. Ndung'u-Magiroy, J. Jefwa, I. Ndoye, M. Diouf y D. Lesueur. 2013. Evaluation of commercial arbuscular mycorrhizal inoculants. *Canadian journal of plant science* 93(6):1201-1208.
- Fernández Martín, F. 2003. Avances en la producción de inoculantes micorrízicos arbusculares. Ediciones INCA.
- Ferrer Pérez, R. L., E. F. Furrázola Gómez y R. A. Herrera Peraza. 2004. Selección de hospederos y substratos para la producción de inóculos micorrizógenos vesículo-arbusculares.
- Furrázola Gómez, E. F., G. Heredia, G. Olvera y V. Sosa. 2017. Efecto de comunidades nativas de hongos micorrizógenos arbusculares sobre el crecimiento de plántulas de maíz y sorgo.
- Gai, J. P., H. Tian, F. Y. Yang, P. Christie, X. L. Li y J. N. Klironomos. 2012. Arbuscular mycorrhizal fungal diversity along a tibetan elevation gradient. *Pedobiologia* 55(3):145-151.

- Gaur, A. y A. Adholeya. 2002. Arbuscular-mycorrhizal inoculation of five tropical fodder crops and inoculum production in marginal soil amended with organic matter. *Biology and Fertility of Soils* 35(3):214-218.
- Gerdemann, J. y T. H. J. T. o. t. B. M. s. Nicolson. 1963. Spores of mycorrhizal endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. 46(2):235-244.
- Gianinazzi, S., H. Schüepp, J. M. Barea y K. Haselwandter. 2012. Mycorrhizal technology in agriculture: From genes to bioproducts. Birkhäuser.
- Gobierno del Estado de Coahuila. 2002. Ordenamiento ecológico del territorio. Ayuntamiento Municipal de Torreón.
- Gómez, L. I. A., V. O. Portugal, M. R. Arriaga y R. C. Alonso. 2007. Micorrizas arbusculares. *CIENCIA ergo-sum, Revista Científica Multidisciplinaria de Prospectiva* 14(3):300-306.
- Granados-Sánchez, D., M. Martínez-Salvador, G. F. López-Ríos y G. A. Rodríguez-Yam. 2013. Ecología, aprovechamiento y comercialización del orégano (*lippia graveolens hbk*) en mapimí, durango. *Revista Chapingo. Serie ciencias forestales y del ambiente* 19(2):305-322.
- Granados-Sánchez, D., A. Sánchez-González, G. Victorino, R. Linnx y A. Borja de la Rosa. 2011. Ecología de la vegetación del desierto chihuahuense. *Revista Chapingo serie ciencias forestales y del ambiente* 17(SPE):111-130.
- Hernández-Zamudio, G., J. Sáenz-Mata, A. Moreno-Reséndez, G. Castañeda-Gaytán, A. Ogaz, S. Carballar-Hernández y L. Hernández-Cuevas. 2018. Dinámica de la diversidad temporal de los hongos micorrízicos arbusculares de *larrea tridentata* (sesse & mocino ex dc) coville en un ecosistema semiárido. *Revista Argentina de Microbiología* 50(3):301-310.
- Hernández Córdova, N. y F. Soto Carreño. 2012. Influencia de tres fechas de siembra en el crecimiento y rendimiento de especies de cereales cultivadas en condiciones tropicales. Parte ii. Cultivo del sorgo (*sorghum bicolor* i. Moench var. *Isiap dorado*). *Cultivos Tropicales* 33(2):50-54.

- Udo, M., S. Cranenbrouck y S. Declerck. 2011. Methods for large-scale production of arbuscular mycorrhizal fungi: Past, present, and future. *Mycorrhiza* 21(1):1-16.
- Jackson, L. E., M. Burger y T. R. Cavagnaro. 2008. Roots, nitrogen transformations, and ecosystem services. *Annu Rev Plant Biol* 59:341-363.
- Jaramillo, I. R. 2002. Asociaciones biológicas en el suelo: La micorriza arbuscular (ma). *Contactos* 445-10.
- Jiménez-Martínez, A., M. C. A. González-Chávez, M. C. Gutiérrez-Castorena, M. E. Lara-Hernández y J. L. García-Cue. 2014. Producción de inóculo micorrízico de *Gigaspora gigantea* en mezclas de sustratos con diferente tamaño de partícula. *Agrociencia* 48(3):239-254.
- Koskey, R. J. N. M. S. A. 1983. A convenient, permanent slide mounting medium. 3459.
- Lambers, H., J. A. Raven, G. R. Shaver y S. E. Smith. 2008. Plant nutrient-acquisition strategies change with soil age. *Trends Ecol Evol* 23(2):95-103.
- Linderman, R. 1988. Va (vesicular-arbuscular) mycorrhizal symbiosis. *ISI atlas of science: Animal and plant sciences (USA)*.
- López-Gómez, B. F., A. Alarcón, R. Quintero-Lizaola y A. Lara-Herrera. 2015. Selección de cepas de hongos micorrízicos arbusculares en dos sistemas de producción de Chile. *Revista mexicana de ciencias agrícolas* 6(6):1203-1214.
- Mahanty, T., S. Bhattacharjee, M. Goswami, P. Bhattacharyya, B. Das, A. Ghosh y P. Tribedi. 2017. Biofertilizers: A potential approach for sustainable agriculture development. *Environ Sci Pollut Res Int* 24(4):3315-3335.
- Martín, A., E. Rivera, P. Arias y D. Pérez. 2012. *Canavalia ensiformis* response to mycorrhizal inoculation with *Glomus cubense* (strain incam-4), their permanency effect in the maize crop. *Cultivos Tropicales* 33(2):20-28.
- Martins, A. 2008. In vitro mycorrhization of micropropagated plants: Studies on *Castanea sativa* Mill. En: Z. Siddiqui, M. S. Akhtar y K. Futai (eds.) *Mycorrhizae: Sustainable agriculture and forestry*. p 321-336. Springer Netherlands.

- Mena Echevarría, A., K. Fernández, V. Olalde y R. Serrato. 2013. Diferencias en la respuesta del maíz (*zea mays* L.) a la inoculación con *glomus cubense* (y. Rodr. & dalpé) y con un conglomerado de especies de hongos micorrízicos arbusculares (hma). *Cultivos tropicales* 34(2):12-15.
- Menge, J. A. 1984. Inoculum production. *VA mycorrhiza* 187-203.
- Mora, A. y H. Leblanc. 2012. Evaluación del uso de micorrizas arbusculares para disminuir la aplicación de fertilizantes fosforados en el cultivo del maíz.
- Olivo Fernández, K. J. 2019. Estandarización del proceso de esporulación masiva de hongos micorrízicos arbusculares hma bajo condiciones controladas, Facultad de Ciencias Agrarias Universidad de Guayaquil.
- Osorio, C. E. U., D. A. C. Sánchez, A. E. F. Molano, F. A. G. Velásquez y C. A. L. Agudelo. 2008. Efecto de la micorrización y la fertilización en la acumulación de biomasa en plantas de banano (*musa aaa* cv. Gran enano)(*musaceae*). *Revista Facultad Nacional de Agronomía-Medellín* 61(1):4269-4278.
- Pérez-Luna, Y. d. C., J. D. Álvarez-Solís, J. Mendoza-Vega, J. M. Pat-Fernández, R. Gómez-Álvarez y L. Cuevas. 2012. Diversidad de hongos micorrízicos arbusculares en maíz con cultivo de cobertura y biofertilizantes en chiapas, México. *Gayana. Botánica* 69(1):46-56.
- Pezzani, F., C. Montaña y R. Guevara. 2006. Associations between arbuscular mycorrhizal fungi and grasses in the successional context of a two-phase mosaic in the chihuahuan desert. *Mycorrhiza* 16(4):285-295.
- Phillips, J. M. y D. S. Hayman. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society* 55(1):158-IN118.
- Reyes-Tena, A., L. López-Pérez, E. E. Quiñones-Aguilar y G. Rincón-Enríquez. 2015. Evaluación de consorcios micorrízicos arbusculares en el crecimiento vegetal de plantas de maíz, chile y frijol. *Biológicas* 17(2):35-42.

- Rillig, M. C., D. L. Mummey, P. W. Ramsey, J. N. Klironomos y J. E. Gannon. 2006. Phylogeny of arbuscular mycorrhizal fungi predicts community composition of symbiosis-associated bacteria. *FEMS Microbiol Ecol* 57(3):389-395.
- Ríos, J. J. M., E. C. Pérez, C. M. V. Castro y J. J. Q. Vera. 2018. Modelo de la distribución geográfico-espacial del orégano (*Lippia graveolens* HBK) en la reserva de la biosfera de Mapimí, Durango, México.
- ROCHA, L. D., C. J. R. FRAGOZO y C. M. R. MAESTRE. 2009. Multiplicación de hongos micorrizicos arbusculares.
- Rodríguez-López, C. P., A. N. de León, J. W. Arboleda-Valencia, A. Valencia-Jimenez y R. H. Valle-Molinares. 2014. Hongos micorrizógenos arbusculares asociados a plantas de *Zea mays* L. En un agroecosistema del atlántico, Colombia.
- Roveda, G. 2007. Mecanismos de adaptación de maíz asociado a *Glomus* spp. En suelos con bajo fósforo disponible. *Agronomía Colombiana* 25(2):349-356.
- Rzedowski, J. y L. Huerta. 1978. *Vegetación de México* editorial Limusa. México, DF.
- Saavedra-Ávila, J., A. Bolaños-Espinoza, M. Vargas-Hernández y J. Tafuya-Razo. 2019. Tratamientos pre-germinativos para la ruptura de la dormancia de semillas de *Sorghum* spp.
- Salas, E. y F. Blanco. 2000. Selección de plantas hospederas y efecto del fósforo para la producción de inóculo de hongos formadores de micorrizas arbusculares por el método de cultivo en macetas. *Agronomía Costarricense* 24(1):19-28.
- Schenck, N. C. y Y. Perez. 1988. *Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi*. Gainesville, Fla., Synergistic Publications.
- Schwarzott, D., C. Walker y A. Schüßler. 2001. *Glomus*, the largest genus of the arbuscular mycorrhizal fungi (glomales), is nonmonophyletic. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 21(2):190-197.

- Serralde, A. M. y M. M. Ramírez. 2004. Análisis de poblaciones de micorrizas en maíz (*zea mays*) cultivado en suelos ácidos bajo diferentes tratamientos agronómicos. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria* 5(1):31-40.
- Sieverding, E. 1983. Manual de métodos para la investigación de la micorriza vesículo-arbuscular en el laboratorio.
- SPSS, I. 2008. *Spssbase 17.0 for windows*. Chicago, IL: IBM SPSS.
- Stürmer, S. L., R. Stürmer y D. Pasqualini. 2013. Taxonomic diversity and community structure of arbuscular mycorrhizal fungi (phylum glomeromycota) in three maritime sand dunes in santa catarina state, south brazil. *Fungal Ecology* 6(1):27-36.
- Sylvia, D. M. y A. J. A. E. M. Jarstfer. 1992. Sheared-root inocula of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. 58(1):229-232.
- van der Heijden, M. G. A., F. M. Martin, M.-A. Selosse y I. R. Sanders. 2015. Mycorrhizal ecology and evolution: The past, the present, and the future. *New Phytologist* 205(4):1406-1423.
- Vázquez Del Llano, B. 2010. Estudios para optimizar la calidad en la producción del inoculante micorrízico ecomic, Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas.
- Vidal, Z. R. 2005. Las regiones climáticas de México. 1a ed, México
- Walkley, A. y I. A. Black. 1934. An examination of the degtjareff method for determining soil organic matter, and a proposed modification of the choic acid titration method. *Soil Science* 37(1):29-38.
- Zhang, H., Z. Liu, H. Chen y M. Tang. 2016. Symbiosis of arbuscular mycorrhizal fungi and robinia pseudoacacia I. Improves root tensile strength and soil aggregate stability. *PLoS One* 11(4):e0153378.
- Zheng, Y., L. Chen, C.-Y. Luo, Z.-H. Zhang, S.-P. Wang y L.-D. Guo. 2016. Plant identity exerts stronger effect than fertilization on soil arbuscular mycorrhizal fungi in a sown pasture. *Microbial Ecology* 72(3):647-658.