



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE
MÉXICO**

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

Evaluación de los Hongos Micorrizógenos Arbusculares en islas de recursos formadas por *Acacia schaffneri* (Wats.) Hermann, *Mimosa biuncifera* Benth., *Mimosa depauperata* Benth. y *Prosopis laevigata* (Willd.) M.C. Johnst. en el Valle del Mezquital, Hidalgo.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

BIÓLOGO

PRESENTA:

FRANCISCO MÁRQUEZ JIMÉNEZ.

DIRECTOR DE TESIS: M. en C. ROSALVA GARCIA SÁNCHEZ

Unidad de Investigación en Ecología Vegetal

**Investigación realizada con financiamiento de la DGAPA,
UNAM, mediante el proyecto PAPIIT IN-216610**

Marzo de 2011.



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

AGRADECIMIENTOS

A Dios

Por estar siempre presente en mi vida

A la Universidad Nacional Autónoma de México por darme la oportunidad de llevar a cabo una de mis metas: estudiar una carrera profesional.

A mi asesora de tesis, M. en C. Rosalva García Sánchez, por ayudarme a llevar a cabo esta importante meta en mi vida.

A la Dra. Esther Matiana García Amador por la infraestructura que apoyo el trabajo experimental.

Al Dr. Arcadio Monroy Ata, Bióloga Rocío Espitia Licea y Biólogo Roberto Cristóbal Guzmán, por las observaciones que le dieron calidad a este trabajo.

Al Biólogo Eduardo Chimal Sánchez por su ayuda en el toque final de esta tesis.

A TODOS MIL GRACIAS

DEDICATORIA

A Dios.... por que siempre brinda segundas oportunidades.

A mis padres Oliva Jiménez Meza y Lorenzo Márquez García, por brindarme su apoyo incondicional, cariño y confianza en todo momento a quienes dedico en especial este trabajo.

A mis queridos hermanos: Fabiola, Isabel y Rigoberto, que a pesar de las adversidades siempre contarán con mi cariño y ayuda incondicional.

A mis amados sobrinos Andrea, Lupita, Ashlyn, Julián, David y Juan Carlos, esperando que mi esfuerzo sirva en algún momento de sus vidas para salir adelante pese a cualquier adversidad.

A mis amigos de la Universidad Leonardo, Claudia, Diana y Jazmín por brindarme su amistad, a cada uno de ellos..... ¡¡ CON CARIÑO!!

RESUMEN.....	5
INTRODUCCION.....	6
JUSTIFICACION.....	9
ANTECEDENTES.....	10
Zonas áridas y semiáridas de México.....	10
Importancia de la microbiota del suelo.....	12
Islas de recursos en los ecosistemas semiáridos.....	13
Leguminosas con importancia ecológica.....	15
Hongos Micorrizógenos Arbusculares.....	17
HIPÓTESIS.....	19
OBJETIVOS.....	19
ZONA DE ESTUDIO.....	20
El Valle del Mezquital.....	20
METODOS.....	22
TRABAJO EN CAMPO.....	22
Muestreo de vegetación.....	22
Muestreo de suelo.....	22
TRABAJO EN LABORATORIO.....	23
Evaluación de las propiedades físico-químicas del suelo.....	23
Evaluación de la densidad de esporas.....	24
Análisis estadístico.....	24
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	25
Características estructurales de las poblaciones de las cuatro leguminosas.....	25

Propiedades físico-químicas.....	27
Propiedades físico-químicas del suelo asociado a las condiciones de <i>Acacia schaffneri</i>	28
Propiedades físico-químicas del suelo asociado a las condiciones de <i>Mimosa biuncifera</i>	30
Propiedades físico-químicas del suelo asociado a las condiciones de <i>Mimosa depauperata</i>	33
Propiedades físico-químicas del suelo asociado a las condiciones de <i>Prosopis laevigata</i>	36
HONGOS MICORRÍZOGENOS ARBUSCULARES.....	41
Densidad de esporas de HMA asociadas a las islas formadas por <i>Acacia schaffneri</i> , <i>Mimosa biuncifera</i> , <i>Mimosa depauperata</i> y <i>Prosopis laevigata</i>	41
Generos y morfoespecies de HMA asociados a las islas formadas por <i>Acacia schaffneri</i> , <i>Mimosa biuncifera</i> , <i>Mimosa depauperata</i> y <i>Prosopis laevigata</i>	46
CONCLUSIONES.....	50
REFERENCIAS.....	51
ANEXO 1.....	62
DETERMINACION DE PROPIEDADES FISICO-QUIMICAS DEL SUELO,NOM-021-RECNAT 2000.....	62
Determinación del pH del suelo medido en agua a través del metodo AS-02.....	62
Determinación de la textura por el método de Bouyoucos a través del método AS-09.....	62
Determinación de materia orgánica por el método AS-07, de Walkey y Black.....	63
Determinación de Fósforo aprovechable para suelos neutros y alcalinos. Método AS-10, por el procedimiento de Olsen y colaboradores.....	64
Determinación de Nitrógeno Total por el método Kjeldhal (IRENAT).....	66
ANEXO 2.....	67
Evaluación de la densidad de esporas del suelo: técnica de tamizado en húmedo y decantación (Gerdemann y Nicolson, 1963 modificado).....	67

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de los hongos micorrizógenos arbusculares.....	18
Cuadro 2. Técnicas utilizadas para la obtención de las propiedades físico-químicas de los suelos.....	23
Cuadro 3. Características estructurales de las poblaciones de leguminosas.....	26
Cuadro 4. Propiedades físico-químicas del suelo de las condiciones base, copa y fuera de las islas de recursos de <i>Acacia schaffneri</i>	30
Cuadro 5. Propiedades físico-químicas del suelo de las condiciones base, copa y fuera de las islas de recursos de <i>Mimosa biuncifera</i>	34
Cuadro 6. Propiedades físico-químicas del suelo de las condiciones base, copa y fuera de las islas de recursos de <i>Mimosa depauperata</i>	36
Cuadro 7. Propiedades físico-químicas del suelo de las condiciones base, copa y fuera de las islas de recursos de <i>Prosopis laevigata</i>	39
Cuadro 8. Densidad de esporas de HMA asociados a las islas formadas por <i>Acacia schaffneri</i> , <i>Mimosa biuncifera</i> , <i>Mimosa depauperata</i> y <i>Prosopis laevigata</i>	43
Cuadro 9. Morfoespecies de HMA encontrados en suelo de las cuatro especies vegetales en estudio.....	49

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mapa de ubicación de Santiago de Anaya.....	21
Figura 2. Especies muestreadas.....	22
Figura 3. Carbono orgánico del suelo (COS) en los..... tres puntos de muestreo para las 4 leguminosas en estudio	39
Figura 4. Materia orgánica del suelo (MOS) en los tres puntos de muestreo para las cuatro leguminosas en estudio.....	40
Figura 5. Resultados de fósforo en los tres puntos de muestreo para las cuatro leguminosas en estudio.....	40
Figura 6. Resultados de Nitrógeno total en los tres puntos de muestreo para las cuatro leguminosas en estudio.....	41
Figura 7. Resultados de densidad de esporas en los tres puntos de muestreo para las cuatro leguminosas en estudio.....	43
Figura 8. Esporas de Hongos Micorrizógenos Arbusculares en los tres puntos de muestreo para las cuatro leguminosas en estudio.....	47

RESUMEN

Se realizó una evaluación de hongos micorrizógenos arbusculares y de las propiedades del suelo bajo el dosel de cuatro especies de leguminosas: *Acacia schaffneri*, *Mimosa biuncifera*, *Mimosa depauperata* y *Prosopis laevigata*, a fin de determinar el proceso de formación de islas de recursos. Se caracterizaron las poblaciones de individuos de las cuatro leguminosas, las cuales coexisten en un matorral de Santiago de Anaya, Hgo. Además, se evaluaron las siguientes propiedades físico-químicas: contenido de materia orgánica, pH, fósforo, carbono orgánico, nitrógeno y textura del suelo de las cuatro especies vegetales de las condiciones base, copa y fuera de dosel. Se determinó el número de géneros y se separó en morfo-especies a partir de las esporas de los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) presentes en el suelo de cada condición.

La altura y cobertura de dosel de los individuos de las especies estudiadas las ubicó en dos estratos arbustivos, la cantidad de nutrimentos encontrados en los tres puntos de muestreo tuvieron diferencias significativas entre sí formando un gradiente de más a menos, de la base a la periferia; al considerar el promedio por especie y ordenarlas de mayor a menor concentración de nutrimentos, se ubicó a las especies: *Mimosa depauperata*, *Mimosa biuncifera*, *Acacia schaffneri* y *Prosopis laevigata*. De los HMA registrados, el género *Glomus* fue el más abundante en el suelo de las cuatro especies vegetales, el género *Acaulospora* no apareció en la copa de *Prosopis laevigata*, pero sí en la base y fuera al igual que en el suelo de las tres especies vegetales restantes, por último *Gigaspora* apareció en la condición fuera de la especie de *Mimosa depauperata*, el suelo de esta última tuvo mayor concentración de nutrimentos y riqueza de los HMA, le siguieron *Mimosa biuncifera*, *Acacia schaffneri* y *Prosopis laevigata* de quien, se ha mostrado en otros trabajos, se le asocia mayor cantidad de plantas bajo su dosel por lo cual es de esperarse que utilicen los nutrimentos y los HMA formen micorrizas.

INTRODUCCION

La acelerada perturbación de las zonas áridas y semiáridas en el mundo ha originado durante los últimos años problemas en torno al deterioro de la cubierta vegetal y una gran extensión de suelos degradados; aproximadamente de los 47 millones de km² de éste tipo de tierras, el 20% ha sido clasificado como severamente perturbado (Cavazos, 1997) y con necesidad de restauración. Dichos problemas son el resultado de las actividades realizadas por el hombre. De manera que cuando los recursos naturales exceden su capacidad de recuperación, se presentan problemas de degradación del ambiente, esta situación propicia el deterioro de los ecosistemas que afecta, de forma directa o indirecta, la calidad de vida de las poblaciones humanas (Martínez, 1996; Vázquez y Batís, 1996).

Es importante resaltar que para el territorio nacional alrededor de un 60% de la superficie se constituye de ecosistemas áridos y semiáridos, los cuales poseen su propia biodiversidad, además de albergar una gran variedad de endemismos (Toledo y Ordóñez, 1998).

En décadas recientes la perturbación de los ecosistemas secos, se debe a una forma de explotación bajo el marco del orden económico globalizado, dentro del cual los patrones de consumo, así como de producción en serie se extienden absorbiendo a las formas tradicionales y alternativas de producción y apropiación de recursos, lo cual ocasiona un grave deterioro de éstos mismos; tal como ocurre en la zona de matorrales ubicados en Santiago de Anaya, que junto con otros 27 municipios conforman el Valle del Mezquital, Hidalgo.

Éste valle constituye una región de gran importancia ecológica, económica, social, histórica y cultural para los grupos étnicos ahí establecidos y para el desarrollo del estado de Hidalgo (González-Quintero, 1968).

El uso pecuario de los recursos vegetales ha provocado que los matorrales del Valle del Mezquital estén sobre-explotados, y que la vegetación residual esté aglomerada en pequeños manchones cuya expresión mínima es la isla de recursos. Hasta ahora en el Valle del Mezquital se ha demostrado la presencia de las islas formadas por *Prosopis laevigata* (Montaño, 2000) y de varias especies de *Mimosa* en Tehuacán-Cuicatlán (Camargo-Ricalde, 2003).

La tasa de utilización de los recursos vegetales en las zonas semiáridas del centro y norte de México dificultan la recuperación de forma espontánea de la cubierta vegetal, sufriendo de esta manera una degradación progresiva, lo cual hace necesaria la intervención humana, con el fin de mitigar los procesos erosivos y evitar mayores daños ambientales, paisajísticos, económicos y sociales. Por tanto resulta útil la restauración de los ecosistemas degradados mediante la implantación de una cubierta vegetal; la restauración utiliza técnicas que aceleran los procesos de establecimiento vegetal, para lo cual el papel de las micorrizas es determinante (Roldán-Fajardo y Barea, 1987; Haselwandter, 1997).

En prácticamente todos los ecosistemas terrestres, las plantas vasculares (salvo algunas excepciones) viven en simbiosis con hongos. Éstos hongos se encuentran asociados al nivel de las raíces formando las micorrizas (Barea, 1998). La asociación micorrízica probablemente surgió como un mecanismo de supervivencia para ambos simbiosistas en ambientes terrestres de baja fertilidad, sequía, enfermedades y temperaturas extremas, donde solos no hubiesen podido establecerse (Azcón y Barea, 1980).

Las micorrizas facilitan la absorción de varios elementos minerales, especialmente de los menos solubles y menos móviles del suelo, como el fosfato, el cobre y el zinc, mientras que la planta hospedera a partir de sus exudados, provee compuestos carbonados producto de la fotosíntesis al hongo (Harley y Smith, 1983; LeTacon, 1985; Killham, 1995; Robertson *et al.*, 1999; Azcon, 2000; Marschner *et al.*, 2002; Camargo-Ricalde, 2003).

Las micorrizas se encuentran en todos los ecosistemas terrestres y muy bien podrían representar el segundo componente más grande en biomasa del suelo (Allen, 1991).

Cabe enfatizar que los grupos de micorrizas más extendidos en la naturaleza son las ectomicorrizas y las endomicorrizas; para éstas últimas existe un grupo muy bien representado, el cual se conforma por las micorrizas arbusculares (González-Chávez y Ferrera-Cerrato, 1989; Marschner, 1990; Perrin, 1990).

JUSTIFICACION

Los hongos micorrízogenos arbusculares son abundantes en los suelos de muchos ecosistemas y pueden influenciar en la coexistencia de plantas directa o indirectamente. La vía directa incluye las modificaciones de las características de la planta por los HMA y la transformación de sus recursos. La vía indirecta incluye el posible impacto de los HMA sobre las interacciones ecológicas entre plantas y otros organismos, ej. planta-herbívoro o planta-patógeno (Camargo-Ricalde, 2001). Los HMA brindan protección en condiciones de estrés como: patógenos de hábitos radicales, salinidad, sequía, acidez y elementos tóxicos. También colaboran en definir la diversidad vegetal y productividad en ecosistemas naturales así como en la estabilidad de los agregados del suelo (Rosenblueth *et al.*, 2001; Azcón, 2000).

Éste trabajo cuantifico la densidad de los Hongos Micorrizógenos Arbusculares (HMA) y la cantidad de nutrimentos en el suelo bajo la influencia de cuatro leguminosas: *Acacia schaffneri*, *Mimosa biuncifera*, *M. depauperata* y *Prosopis laevigata* que crecen en la misma localidad y que pueden conformar islas de recursos de diferentes tamaños y con ello seguramente generan condiciones microambientales que favorecen la diversidad del matorral.

Pero que ocurre cuando las cuatro especies de leguminosas arbustivas coexisten, surgen las preguntas ¿todas las leguminosas forman islas de recursos? ¿Existe diferencias entre ellas debido a su tamaño?, es por ello que surge el interés de conocer y caracterizar a las llamadas islas de recursos del Valle de Mezquital que son además un elemento central para la recuperación de la vegetación.

ANTECEDENTES

Zonas áridas y semiáridas de Mexico.

Los ecosistemas secos y semisecos son aquellos en los que la disponibilidad del agua para las plantas y las temperaturas imponen severas limitantes en la actividad ecológica (Huenneke y Noble, 1996). Se consideran zonas semiáridas a aquellas cuya precipitación oscila entre los 200-550 mm y áridas cuya precipitación es de 30 y 200 mm anuales, con una distribución de lluvias muy irregular durante el año, con una temperatura media anual que oscila entre los 15 y los 25°C, con la presencia de no menos de 7 meses de sequía y que tiene una cubierta vegetal menor de 70 % del suelo, la vegetación es dominada por especies xerófilas, las cuales están adaptadas a las condiciones extremas de temperatura, sequía y escasa humedad durante períodos prolongados de tiempo y deben ser capaces de sobrevivir en suelos petrocálcicos y con escasa humedad, textura gruesa y bajo contenido de material orgánico (Cloudsley-Thompson, 1979).

Los suelos de los ecosistemas secos presentan poco humus y también pueden ser arenosos con un bajo contenido de arcilla, comparado con suelos de climas más húmedos. Debido a que el agua de precipitación no percola profundamente las sales solubles tienden a acumularse a poca profundidad, las cuales pueden entonces concentrarse en cantidades suficientes para ser tóxicas a la vegetación, lo cual reduce aún más la cobertura vegetal (Jackson, 1982; Maldonado, 1993; Luna-Suárez, 1998).

La vegetación de la zona está adaptada a la sequía debido a la escasa precipitación y a las temperaturas extremas prevalecientes en éstos ambientes y es en éstos sitios donde ha evolucionado. Cabe destacar las características morfológicas de la planta las cuales permitirán minimizar la pérdida de humedad, tal como un sistema radical eficiente para absorber la poca humedad del suelo,

además de presentar tejidos de almacenamiento de agua y ciclos de vida modificados para evadir o resistir los periodos secos.

También, en éstos ambientes vive una gran variedad de animales, con adaptaciones anatómicas y fisiológicas, las cuales son útiles para conservar un balance hídrico en sus cuerpos, entre la fauna característica se encuentran mamíferos, aves, reptiles, anfibios y una gran abundancia de insectos (Allen y Allen, 1984; Maldonado, 1993).

En México aproximadamente un 60% del territorio se conforma por zonas áridas y semiáridas, las cuales se ubican en los estados de Baja California, Durango, Coahuila, Chihuahua, Nuevo León, Sonora, Zacatecas, Tamaulipas, Hidalgo, San Luis Potosí, Oaxaca, Puebla y Querétaro. Los matorrales xerófilos son los tipos de vegetación mas extendidos de la región Noroeste del país, ocupando aproximadamente un 40% del territorio (Montaño y Monroy, 2000).

El Valle del Mezquital, localizado en el estado de Hidalgo, a 160 Km al Noroeste de la Ciudad de México, forma parte de la zona árida Queretano-Hidalguense, es una cuenca de origen lacustre que ocupa las depresiones que se han formado entre el relieve montañoso de la llamada meseta central. Forman parte de esta región cuatro valles: Tula, Mixquiahuala, Actopan e Ixmiquilpan; aunque algunos autores excluyen a Tula. Se encuentra delimitado al Norte con la Sierra de Juárez, al Este con el cerro del Fraile hasta el cerro del águila, al Sur con la Serranía del Mexe y al Oeste con la Serranía de Xinthé (Cruz, 1992).

Este valle comprende 28 municipios, entre los más importantes se puede mencionar a: Actopan, Alfajayucan, El Cardonal, Chilcuautla, Ixmiquilpan, Nicolás Flores, San Salvador, Santiago de Anaya, Tasquillo y Zimapan. En este tipo de ambientes, la existencia de poblados rurales pequeños y diseminados dificulta los programas de desarrollo. Aunado a ello está la falta de lluvias bien distribuidas, el sobrepastoreo, el desconocimiento del uso adecuado de las especies y la falta de infraestructura, tanto económica como social, la cual tiene como consecuencia los

bajos rendimientos de producción agrícola, ganadera y forestal, además de la destrucción de la cubierta vegetal, originada por el desmonte para el uso agrícola del suelo, lo que provoca que los suelos queden expuestos a la erosión y por consiguiente a la degradación, lo que origina efectos irreversibles y esto a su vez propicia evidentes procesos de desertificación (Cavazos, 1997; Allen, 1999).

Importancia de la microbiota del suelo.

En el suelo, medio natural para el desarrollo de las plantas, habita una comunidad de microorganismos muy diversa, la cual se compone de algas, bacterias, arqueobacterias y hongos. Éstos microorganismos junto con la mesofauna y la microfauna forman la biota del suelo.

La actividad y la diversidad de la microbiota además de condicionar la fertilidad del suelo, determinan la estabilidad y funcionamiento de los ecosistemas naturales (Alexander, 1980).

La diversidad microbiana es esencial para garantizar los ciclos de los nutrientes y los fenómenos de descomposición de material vegetal y a la vez son importantes en la liberación de nutrientes esenciales para las plantas como el fósforo, nitrógeno, potasio, zinc, etc. favoreciendo su disponibilidad en cualquier ecosistema terrestre (Aguilera *et al.*, 1991; Velasco-Molina, 1991; Álvarez-Solís y Anzueto-Martínez, 2004; Cruz, 2006).

El nitrógeno (N) del suelo es considerado como el principal nutriente, el cual limita la productividad de las plantas en los ecosistemas áridos y semiáridos (Barea y Azcon-Aguilar, 1983; Núñez *et al.*, 2001, Garner y Steinberger, 1989).

Los organismos del suelo son divididos en tres grupos de acuerdo a su tamaño y su tipo de respiración: (1) Microfauna - constituida por animales que viven en el agua que están entre las partículas del suelo, miden menos de 0.1 mm

(protozoarios, rotíferos y nemátodos); (2) Mesofauna - formada por animales que viven del aire que se encuentra entre las partículas del suelo cuyo tamaño es de 0.1 a 2 mm, constituido por microartrópodos (Colembolos y Ácaros) y pequeños Oligoquetos y Enquitraeideas y (3) Macrofauna - animales de respiración aérea de más de 2 mm hasta 20 mm que se mueven activamente a través del suelo y que pueden elaborar galerías y cámaras en las cuales viven, a éstos animales se les ha nombrado “ingenieros de ecosistemas” como son las lombrices, termitas y hormigas (Swift *et al.*, 1979; Fragoso *et al.*, 2001; Lavelle y Spain, 2001). Dentro de la microflora se encuentra 5 grupos: virus, bacterias, actinobacterias, hongos y algas (Alexander, 1980; Lavelle y Spain, 2001).

Islas de recursos en los ecosistemas semiáridos.

Las islas de recursos se refieren a porciones de suelo fértiles y de recursos bióticos en un mar de suelo menos fértil y con menos recursos bióticos, son formadas por especies de plantas que por sus propias características morfológicas y fisiológicas pueden recrear una atmósfera de factores óptimos para la propagación o establecimiento de plántulas de la misma u otra especie vegetal. Éstas plantas promotoras de islas de recursos trabajan en conjunto con diversos organismos presentes en el suelo para llegar a los resultados mencionados anteriormente (García-Moya y Mckell, 1970; Montaña, 2000; Camargo-Ricalde, 2003).

La diferencia entre las islas de fertilidad e islas de recursos es que la primera se refiere a las propiedades físicas y químicas del suelo, las cuales son metabolizadas por las plantas, mientras que el concepto de islas de recursos se enfoca más a los proveedores de éstos nutrientes básicos para las plantas, es decir las especies vegetales no sólo contribuyen al incremento de nutrientes bajo su cobertura, sino que además promueven la producción de propágulos micorrizicos, crean un microclima favorable para el establecimiento de otras plantas, condensan neblina en los inviernos fríos y secos del Altiplano Mexicano

(aportando humedad adicional al suelo fuera del periodo de lluvias), y protegen de heladas y de precipitaciones pluviales intensas a las plantas que crecen bajo su dosel (Camargo-Ricalde, 2003; Monroy-Ata *et al.*, 2007).

La asociación entre diferentes especies vegetales puede ser negativa o positiva dentro de la dinámica de un ecosistema. Un ejemplo de asociación positiva es el nodrizaje donde la asociación se ve entre una especie nodriza y otra nodrizada o protegida, a la cual se le provee condiciones favorables al modificar el ambiente abiótico (incrementando la sombra y disminuyendo la evaporación de la humedad del suelo y las temperaturas alcanzadas durante el día bajo su copa) por parte de la nodriza, está va a propiciar condiciones favorables para que una semilla pueda encontrar para sí misma: el estímulo requerido para romper su latencia y las condiciones requeridas para iniciar el proceso de germinación, además de los recursos agua y oxígeno que son consumidos durante la germinación (Harper *et al.*, 1997; Whitford *et al.*, 1997; Reynolds *et al.*, 1999).

Los sitios seguros se caracterizan por diversas combinaciones de atributos los cuales aseguran un microclima favorable, adecuada estructura y textura del suelo, cantidad de nutrimentos, además de protección al individuo (Urbanska, 1997).

Éste micrositio o sitio seguro se presenta dentro de la isla recursos. Una de las relaciones negativas es el parasitismo y la herbivoría sobre la planta madre que pudieran afectar a las plántulas que crecen cerca de ella.

En numerosos trabajos se ha mencionado que los suelos de las islas de fertilidad contienen mejores atributos físicos y químicos del suelo que los de las áreas adyacentes, hay reportes previos en mezquite en Guanajuato (Cruz *et al.*, 1997) y en el Valle del Mezquital (Montaño, 2000).

Estudios realizados en mezquites indican que las condiciones edáficas y la redistribución de nutrimentos en el suelo son mejores dentro de la cobertura aérea

del árbol que en la periferia y áreas adyacentes, y que éstos nutrimentos dentro de la copa disminuyen conforme aumenta la profundidad del suelo (Tiedemann y Klemmenson, 1973; García-Espino *et al.*, 1989; Cruz, 1996; Montaña, 2000).

García-Espino *et al.* (1989) encontró que los suelos de las islas de fertilidad formadas por *Prosopis glandulosa* fueron diferentes de las áreas adyacentes en cuanto a su contenido de materia orgánica, nitrógeno total, potasio intercambiable y textura. Los niveles de materia orgánica (MO) y de nutrimentos disponibles que existen en áreas de grupos de arbustos son más del doble que en las áreas del suelo desnudo (García-Espino *et al.*, 1989). García-Moya y McKell, (1970) mencionan que la materia orgánica contribuye a la formación de nuevas islas, ya que los fragmentos de plántulas, como la concentración de hojarasca adicional de hierbas anuales creciendo bajo la protección de un arbusto y la caída de hojas de la planta promotora, contribuyen totalmente al conjunto de materia orgánica del suelo, la cual bajo la actividad microbiana aumenta la disponibilidad de los nutrimentos y la fertilidad del suelo bajo la copa de los arbustos.

Leguminosas con importancia ecológica.

En las zonas áridas y semiáridas de México las islas son formadas principalmente por leguminosas, pero también se originan en otras familias botánicas (Tiedemann y Klemmenson, 1973; García-Espino *et al.*, 1989; Carrillo-García *et al.*, 2000; Montaña, 2000). Entre las especies que se encuentran reportadas como formadoras de islas son: *Acacia* sp. (Diop *et al.*, 1993), *Prosopis laevigata* (Montaña, 2000), *Prosopis glandulosa* (García-Espino, 1989), *Acacia greggi* (García-Moya y McKell, 1970), *Prosopis juliflora* (Swartz) D.C. (Tiedemann y Klemmedson, 1973), *Mimosa* spp. (Camargo-Ricalde, 2003).

Los resultados de éstos trabajos indican que el suelo encontrado bajo la copa contiene mayor cantidad de materia orgánica y nitrógeno que en el suelo de áreas adyacentes.

Las especies conocidas como “uña de gato” (*Mimosa* spp.) y otras leguminosas como los “huizaches” (*Acacia* spp.) y los “mezquites” (*Prosopis* spp.), predominan en sitios perturbados y en terrenos agrícolas abandonados, ya que son capaces de crecer en suelos pobres en nitrógeno debido a la asociación simbiótica que desarrolla con bacterias, originando al mismo tiempo el mejoramiento del suelo, facilitando el establecimiento de otras especies vegetales y proveyendo refugio a semillas y forraje a animales domésticos y silvestres. (Aguilera *et al.*, 1991; Call y Roundy, 1991; Frías-Hernández, 1998; Camargo-Ricalde y García-García, 2001; Camargo-Ricalde *et al.*, 2002).

Se ha encontrado que las plantas que no tienen una relación estrecha con los hongos micorrícicos son dependientes de las condiciones promovidas por plantas formadoras de islas de recursos, y aquellas donde sí existe una relación estrecha con éstos hongos, como es el caso de *Mimosa* spp y *Prosopis* spp, pueden ser plantas nodrizas o formadoras de islas de recursos o de fertilidad y por lo mismo son reservorios de hongos micorrícicos disponibles para otras plantas (Carrillo-García *et al.*, 1999).

Por el número de especies conocidas hasta ahora, el género *Mimosa* es el más importante de la subfamilia Mimosoideae en México (Luna-Suárez *et al.*, 1998). Éste género se encuentra distribuido ampliamente en todo el país desde el nivel del mar hasta 2750 m de altitud; además, presenta diversas formas biológicas: hierbas anuales como *Mimosa ursina* Mart., sufruticasas como *Mimosa orthocarpa* Spruce ex Benth., arbustos erectos de 1 a 3 m de alto (los predominantes en México) como *Mimosa brevispicata* Britton, bejucos como *Mimosa watsonii* B. L. Rob. y árboles pequeños de 3 a 10 m como *Mimosa texana* (A. Gray) Small (Grether *et al.*, 1996).

Hongos Micorrizógenos Arbusculares.

Una micorriza (del griego *mykes*: hongo y *rhiza*: raíz) es una asociación simbiótica entre algunos hongos del suelo y las raíces de la mayoría de las plantas. La asociación micorrízica es indudablemente la asociación simbiótica con mayor distribución en el planeta (Perrin, 1990). El 90% de las plantas superiores son susceptibles de formar la micorriza arbuscular (Roldan-Fajardo y Barea, 1987).

La palabra fue acuñada por primera vez por Frank en 1885 para describir la unión de dos seres (hongo-planta), que forman una nueva estructura funcional altamente especializada, llamada micorriza.

En donde la planta recibe nutrimentos minerales proporcionados por el hongo principalmente fósforo, además de incrementar la absorción de agua, mientras que éstos últimos obtienen los nutrimentos producto de la fotosíntesis (alimentos que la planta elabora con la luz solar, agua y minerales), es decir las micorrizas constituyen el enlace entre los organismos fototróficos y los que se nutren por absorción (Gerdemann y Nicolson, 1963; Harley y Smith, 1983; Le Tacon, 1985; Johnson *et al.*, 1999; Varela y Trejo, 2001).

Los HMA son hongos cosmopolitas, los cuales están altamente adaptados a diferentes tipos de ambientes. La diversidad de éstos hongos depende de factores como: el área de localización, la estación del año, las características edáficas, además del grado de perturbación de la vegetación (Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990). Todos los HMA pertenecen al Phylum Glomeromycota el cual comprende 9 órdenes con 13 géneros y cerca de 200 especies (Cuadro 1).

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de los Hongos Micorrizógenos Arbusculares.

Reino: FUNGI		
Phylum: Glomeromycota**		
Clase : Glomeromycetes		
Orden :	Familia	Género
Archaeosporales	Ambisporaceae	Ambispora
	Archaeosporaceae	Archaeospora Intraspora
Diversisporales	Geosiphonaceae	Geosiphon *
	Gigasporaceae	Gigaspora
		Scutellospora
	Acaulosporaceae	Racocetra Acaulospora
	Entrophosporaceae	Entrophospora
Glomerales	Diversisporaceae	Diversispora Otophora
	Pacisporaceae	Pacispora
	Glomeraceae	Glomus
Paraglomerales	Paraglomaceae	Paraglomus

* *Geosiphon Pyriformis* de la familia Geosiphonaceae (*Archaeosporales*) no forma micorriza arbuscular. Éste forma endocitosimbiosis con cianobacterias (*Noctos sp.*) y fue incluido dentro de los Glomeromycota basándose solo en su parentesco molecular.

** Las investigaciones moleculares hasta la fecha indican que el Phylum *Glomeromycota* se relaciona más cercanamente con miembros del phyla *Ascomycota* y *Basidiomycota*, que con aquellos miembros del Phylum *Zygomycota* como se creía en un principio.

A partir del potencial biológico y ecológico que representan las islas de recursos y los hongos micorrizógenos arbusculares asociados, surge la necesidad de conocer su importancia y utilidad para recuperar la vegetación de los matorrales xerófilos del Valle de Actopan Hidalgo.

HIPOTESIS

En un matorral espinoso donde coexisten las leguminosas arbustivas: *Acacia schaffneri*, *Mimosa biuncifera*, *Mimosa depauperata* y *Prosopis laevigata*, las cuales difieren en tamaño y cobertura, y es posible que formen islas de recursos de diferentes tamaños, de modo que las características edáficas y la densidad de los HMA bajo los doseles de éstas especies, estarán determinadas por el tamaño e identidad de la especie vegetal que forma la isla, además es posible que exista un gradiente de abundancia de los HMA de la base del tronco a la condición fuera de dosel.

OBJETIVOS

Objetivo general.

Caracterizar las islas de recursos con base en las propiedades físico-químicas del suelo y la abundancia de HMA asociados al dosel de cuatro leguminosas arbustivas que coexisten en un matorral de Santiago de Anaya, Hgo.

Objetivos particulares.

- Caracterizar las poblaciones de las leguminosas: *Acacia schaffneri*, *Mimosa biuncifera*, *Mimosa depauperata* y *Prosopis laevigata* en un matorral de Santiago de Anaya.
- Determinar las características físico-químicas del suelo asociado al dosel, copa y fuera de dosel de las cuatro especies.
- Cuantificar la abundancia de esporas de HMA asociadas al dosel, copa y fuera de dosel de las cuatro leguminosas.
- Analizar si hay un gradiente, de la periferia a la base del tronco (en las islas de recursos de las cuatro leguminosas), respecto a la abundancia de esporas de HMA.

ZONA DE ESTUDIO

El Valle del Mezquital.

Se encuentra situado en el occidente del estado de Hidalgo (20° 02´ de latitud N y 99° 15´ de longitud W) y es la región más grande, abarcando de norte a sur, desde Zimapán hasta Tepeji del Río y de oriente a poniente, desde Actopan, El Arenal y Tlaxiaca, hasta Tecozautla, Huichapan y Nopala (Tranfo, 1989). Está situado en la meseta mexicana, a 60 Km de la ciudad de México, con una altitud entre 1, 640 m y 2, 400 m msnm. El Valle del Mezquital tiene una superficie de 822 mil hectáreas y está conformado por 29 municipios de los 84 que componen el Estado de Hidalgo (Tranfo, 1989). El Valle del Mezquital ocupa el 40% de la extensión hidalguense (Gómez-Lorence *et al.*, 1970).

En general el clima del Valle del Mezquital es templado a seco, de tipo semidesértico, el periodo de precipitación pluvial se presenta a final de verano (Julio, Agosto y Septiembre), pero a veces es irregular y la media anual, en promedio, es baja, alrededor de 400 mm, de modo que el grado de humedad es bajo, lo que explica la resequedad del medio ambiente. La precipitación es el elemento de mayor importancia en la economía de la zona, ya que es el factor limitante de éstos ecosistemas.

En el Valle del Mezquital, ha habido un mal aprovechamiento de los recursos naturales. La erosión es la causa principal de la alteración del suelo, y la destrucción de la vegetación originada por los siguientes factores:

- a) Desmonte de los cerros para la agricultura, talando y quemando la vegetación existente, situación que se agravó por tratarse de cultivos de temporal y en laderas de cerros, acelerándose éste proceso con la introducción del arado.
- b) Industria minera que consumía madera en gran cantidad.
- c) Leña para el hogar.

A las causas anteriores se añade el sobrepastoreo en algunos sitios, por lo cual el cambio de la vegetación alteró fundamentalmente las condiciones ecológicas, produciendo efectos sobre el suelo y consecuentemente la falta de retención de agua y la invasión de éstos sitios por nopales y magueyes (Gómez-Lorence *et al.*, 1970). El municipio de Santiago de Anaya, se ubica en el Valle del Mezquital, la localización se da entre los paralelos 20° 24'30'' de latitud Norte y 98° 58'26'' de longitud Oeste, a una altitud de 2104 m.s.n.m. Limita al Norte con los municipios de Cardonal, Ixmiquilpan y Meztlán, al Sur con San Salvador y Actopan; al Oeste con la sierra de Actopan. Tiene 36,610 hectáreas de superficie total, la cual tiene como principales actividades la agricultura de temporal y la practica de la ganadería extensiva con ganado caprino-ovino. El clima es BS1 k (w'') w (i') g', semiárido templado, con lluvias en verano y un periodo de sequía interestival. La temperatura media anual oscila entre 16° y 20° y 550 mm de precipitación media anual. Según Duran (2008) alrededor del 50% de la vegetación, que corresponde a matorrales xerófilos, tiene un alto grado de deterioro.



Figura 1. Mapa de ubicación de Santiago de Anaya (INEGI, 2010)

METODOS

TRABAJO EN CAMPO

Muestreo de vegetación.

Una vez elegido el matorral se determinó la altura y cobertura de 15 individuos de cada especie, esto con la finalidad de caracterizar a las plantas que puedan formar islas de recursos. Se determinó la densidad de cada especie de leguminosa (*A. schaffneri*, *M. biuncifera*, *M. depauperata* y *P. laevigata*) en la comunidad, mediante dos transectos de 100 m de largo por 10 m de ancho. Se tomaron las distancias promedio entre individuos de la misma especie.



Figura 2. Especies muestreadas. a) *Prosopis laevigata* b) *Mimosa biuncifera*
c) *Mimosa depauperata* d) *Acacia schaffneri*.

Muestreo de suelo.

El muestreo se hizo en el mes de abril que corresponde a época seca del año y que es el momento en que la isla de recursos es más evidente en el matorral, además que la abundancia de HMA asociados al suelo de las islas en ese momento son los que permiten sostener el crecimiento vegetal del período de lluvias. De las plantas medidas de cada especie (*A. schaffneri*, *M. biuncifera*, *M. depauperata* y *P. laevigata*) se seleccionaron al azar cinco individuos, a su vez de cada uno de éstos se tomaron muestras de suelo de tres puntos diferentes con respecto a la base del arbusto muestreado los puntos fueron base, copa y fuera de dosel, de los cuatro puntos cardinales para formar una muestra compuesta.

En cada punto el muestreo se realizo en cuadros de $10 \times 10 \times 10 = 10 \text{ cm}^3$. El diseño fue un experimento factorial simple y fue el siguiente:

$$4 \text{ spp.} \times 3 \text{ distancias} \times 5 \text{ individuos} = 60 \text{ muestras}$$

Cada muestra de suelo fue de aproximadamente 800 g, cada una de éstas muestras se etiquetaron y se les separaron 200 g que posteriormente fueron refrigerados a 4°C. Esto con la finalidad de evitar el deterioro de las esporas de HMA, las muestras fueron llevadas al laboratorio para su procesamiento posterior.

TRABAJO EN LABORATORIO

Evaluación de las propiedades físico-químicas del suelo.

A las muestras de suelo se les realizó un análisis de las propiedades físico-químicas, tales como textura, pH, materia orgánica, carbono orgánico, fósforo y nitrógeno total las cuales se relacionan con la presencia de los hongos micorrizógenos arbusculares; las técnicas, fueron las propuestas por la NORMA OFICIAL MEXICANA NOM-021-RECNAT-2000 y por el Manual de Procedimientos Analíticos para Análisis de Suelos y Plantas del Laboratorio de Fertilidad de Suelos IRENAT (1996), éstas técnicas se enlistan en el cuadro 2 y se desarrollan en el ANEXO 1.

Cuadro 2. Técnicas utilizadas para la obtención de las propiedades físico-químicas del suelo.

PROPIEDAD	TÉCNICA
Textura	Procedimiento de Bouyoucos
pH	1:2 (suelo: H ₂ O) Potenciómetro
Materia Orgánica %	Método de Walkley y Black
Carbono Orgánico %	Método de Walkley y Black
Fósforo mg Kg ⁻¹	Olsen
Nitrógeno total %	Método semimicro-Kjeldhal

Evaluación de la densidad de esporas.

La extracción de esporas se realizó por el método de tamizado y decantación en húmedo (Gerdemann y Nicolson, 1963), después se centrifugo con una solución de sacarosa al 60 %, con el fin de obtener las esporas limpias y un mejor conteo (Ferrera-Cerrato, 1993, procedimiento en ANEXO 2).

Análisis estadístico.

Después de realizar un análisis exploratorio de los datos con el fin de corroborar la existencia de la normalidad y puesto que se tienen más de dos muestras que comparar se aplico un análisis de varianza (ANDEVA), seguido de una prueba de diferencia significativa honesta (DSH) Tukey. En todos los casos se utilizó el programa Stat graphics versión 10.0 para el análisis estadístico.

RESULTADOS Y DISCUSION

Características estructurales de las poblaciones de las cuatro leguminosas.

Los resultados muestran que la densidad poblacional de *Mimosa depauperata* (2700 ind ha⁻¹) es mayor que la de *Mimosa biuncifera* (2600 ind ha⁻¹), *Prosopis laevigata* tuvo (1100 ind ha⁻¹) y *Acacia schaffneri* (500 ind ha⁻¹). Los individuos tienen en promedio una altura de 3.1 m para *Acacia schaffneri*, 0.9 m para *Mimosa biuncifera*, 0.8 m para *Mimosa depauperata* y 3.4 m para *Prosopis laevigata*. (Cuadro 3).

Por lo tanto los individuos pertenecientes a la especie de *Prosopis laevigata* fueron los más altos, la especie de *Mimosa depauperata* presentó a los individuos más pequeños, lo que muestra la existencia de dos estratos arbustivos el compuesto por *Prosopis* y *Acacia* y el que forman las dos especies de *Mimosa*.

La cobertura del dosel de *Acacia schaffneri* fue de 19.4 m², *Mimosa biuncifera* presentó 1.9 m², *Mimosa depauperata* 0.9 m² y *Prosopis laevigata* 21.6 m². La diferencia de metros existente entre *Prosopis laevigata*, que fue la especie con mayor cobertura, en comparación con *Mimosa depauperata*, la cual presentó la menor área de cobertura fue de 20.7 m². Mientras que la mayor distancia entre individuos de la misma especie se observó en *Acacia schaffneri*, la cual fue de 19.8 m, en *Mimosa biuncifera* 4.0 m, *Mimosa depauperata* 4.1 m y *Prosopis laevigata* 9.5 m.

Cuadro 3. Características estructurales de las poblaciones de las leguminosas.

Especies.	<i>A. schaffneri.</i>	<i>M. depauperata.</i>	<i>M. biuncifera.</i>	<i>P. laevigata.</i>
Densidad (ind ha ⁻¹)	500	2700	2600	1100
Altura promedio (m)	3.1	0.8	0.9	3.4
Cobertura dosel (m ²)	19.4	0.9	1.9	21.6
Distancia planta-planta (m)	19.8	4.1	4.0	9.5

Hay que destacar que en Santiago de Anaya la demarcación de las islas de *Mimosa biuncifera* y *Mimosa depauperata* se traslapan con la cobertura del resto de la vegetación de la localidad y entre ellas mismas, ya que su densidad es muy alta y las distancias planta-planta son las menores, de tal modo que pueden contribuir positivamente a la retención del suelo; así mismo mantienen condiciones óptimas de fertilidad para el establecimiento de otras especies de la comunidad vegetal, comparten la presión de herbivoría, contribuyen al mantenimiento del microclima mediante su transpiración y aportan materia orgánica (Callaway, 1995).

Por el tamaño de los árboles, se sabe que los mezquites y los huizaches miden aproximadamente tres veces más que las dos especies de gatuños. De éstas especies, las del género *Prosopis* son las más estudiadas, autores como Cruz-Rodríguez (1996), Frías-Hernández (1998), y Carrillo-García *et al.* (1999) mencionan que las características físicas, químicas y biológicas del suelo dependen de la etapa de crecimiento en que se encuentre el mezquite y que se refleja en su tamaño, es decir el mezquite más grande presenta mayor contraste en las características físicas, químicas y biológicas del suelo bajo su dosel que en árboles más pequeños o jóvenes y en áreas abiertas. Con base a lo anterior se puede suponer que ocurre un fenómeno semejante con los individuos de huizache y con las mimosas.

Los árboles de *Prosopis laevigata* fueron fisonómicamente más visibles, ya que la vegetación que le rodea es de talla más baja, algo similar ocurrió con los individuos de *Acacia schaffneri*, aunque hay que mencionar que esta especie fue la que presentó una mayor distancia entre sus individuos, lo cual hizo más difícil su localización. Las características contrastantes de la estructura vegetal de cada especie y del efecto que éstas tienen sobre las propiedades edáficas, sugieren que las diferencias presentadas en las características fisonómicas como la altura, la cobertura del dosel, la distancia planta-planta y su densidad están relacionadas con los microambientes que generan bajo su copa y con la fertilidad del suelo. Sin embargo, las dos mimosas pueden compensar el efecto de su tamaño sobre las propiedades del suelo con la densidad.

Propiedades físico-químicas del suelo

La evaluación de las propiedades físico-químicas del suelo han sido importantes en la determinación de la presencia o ausencia de islas de recursos en los ecosistemas semiáridos, ya que aportan información sobre la disposición de nutrientes dentro y fuera de las islas, lo cual ya se ha mostrado en especies de *Acacia*, *Prosopis* y algunas especies de *Mimosa* en otros sitios, Para el Valle del Mezquital solo se ha reportado la presencia de islas de recursos para *P. laevigata* (Montaño, 2000). Gran parte de esta disponibilidad de nutrientes depende de la interacción suelo-planta en la cual los microorganismos son fundamentales para llevar a cabo procesos de descomposición y mineralización de la materia orgánica, así como de los factores abióticos como la disponibilidad de agua. En este trabajo se analizaron las propiedades relacionadas con la presencia de HMA como son textura, pH, materia orgánica del suelo (MOS), carbono orgánico del suelo (COS), nitrógeno total (Nt) y fósforo disponible (P)."

Propiedades físico-químicas del suelo asociado a las condiciones de *Acacia schaffneri*.

En el cuadro 4 se presentan los resultados de las propiedades físico-químicas del suelo asociado a las condiciones microambientales de *Acacia schaffneri*. Los análisis estadísticos aplicados a los resultados de carbono orgánico del suelo (COS) y materia orgánica del suelo (MOS), demuestran que los resultados para ambas determinaciones difieren estadísticamente ($P < 0.05$) entre los tres puntos de muestreo: base, copa y fuera de dosel. La cantidad de carbono orgánico en la base fue de (3.15%) en copa (2.11%) y fuera (1.12%); los resultados obtenidos para materia orgánica fueron: para base 4.92%, copa 3.45% y fuera 1.98%, valores que corresponden a la clasificación: muy alto, alto y medio respectivamente a cada uno de los microambientes según la NOM-021-RECNAT-2000.

La cantidad de P del suelo de la base fue de 49.8 mg Kg^{-1} , copa 42.3 mg Kg^{-1} y fuera 22.4 mg Kg^{-1} , los puntos de muestreo base y copa no presentaron diferencia significativas, pero cualquiera de éstas dos sí lo hace al compararlas con la condición fuera ($P < 0.05$). La NOM-021-RECNAT-2000 indica que los tres resultados entran en la categoría alto.

Los resultados obtenidos de nitrógeno total fueron en la base 0.27%, copa 0.18% y fuera 0.09%, los tres resultados tuvieron diferencia significativa entre sí; los porcentajes de nitrógeno total encontrados en cada una de las tres condiciones de *Acacia* fueron más bajos con respecto a los resultados correspondientes a las mismas condiciones de las tres especies vegetales restantes (Figura 5), esto a pesar de que el porcentaje de materia orgánica fue alto, esto pudo deberse a que el proceso de descomposición del follaje de esta especie sea más lento en comparación con el de las otras especies vegetales, éste hecho provoca que la disponibilidad de nitrógeno en el suelo disminuya, lo cual no necesariamente es

indicativo de deficiencia de éste nutrimento para la leguminosa, ya que la obtención de nitrógeno total se ve incrementada poniendo a disposición de la planta hospedera una mayor cantidad de compuestos nitrogenados, en comparación con la que se puede traslocar en ausencia de la micorriza (Varela y Estrada-Torres, 1999).

El pH de suelo en la base fue de 6.54, en copa 7.32 y fuera 7.50. La clasificación moderadamente ácido es atribuible a la condición base, copa se clasifica como neutro, y medianamente alcalino para la condición fuera según la NOM-021-RECNAT-2000, los puntos copa y fuera presentaron diferencia estadística ($P < 0.05$) en comparación a la condición base, no así entre éstas dos primeras.

La textura del suelo perteneciente a la base tuvo 37.60% de arena, 28.40% de limo y 36.08% de arcilla; el punto de muestreo copa presentó 37.64% de arena, 27.26% de limo y 34.78% de arcilla; por último, en el punto de muestreo fuera se encontró 36.64% de arena, 29.58% de limo y 37.32% de arcilla. La clase textural del suelo en las tres condiciones es Migajon Arenoso (Cuadro 4).

Los resultados obtenidos para base, copa y fuera referentes a las propiedades de carbono orgánico, materia orgánica y nitrógeno indicaron la presencia de diferencias significativas entre cada una de ellas. Respecto a los resultados de las pruebas de fósforo y pH, éstos presentaron al menos una condición que difiere estadísticamente con las dos restantes; la clase textural no presentó diferencia alguna entre base, copa y fuera. (Cuadro 4).

Cuadro 4. Propiedades físico-químicas del suelo de las condiciones base, copa y fuera de las islas de recursos de *Acacia schaffneri*.

Propiedades	Base	Copa	Fuera
Carbono orgánico %	4.05*	2.41*	1.32*
Materia orgánica %	6.99*	4.15*	2.27*
Fósforo disponible (mg Kg ⁻¹)	49.8 ^{ns}	42.3 ^{ns}	22.4*
Nitrógeno total %	0.27*	0.18*	0.09*
pH	6.54*	7.32 ^{ns}	7.50 ^{ns}
Arena %	37.60 ^{ns}	37.64 ^{ns}	36.64 ^{ns}
Limo %	28.40 ^{ns}	27.26 ^{ns}	29.58 ^{ns}
Arcilla %	36.08 ^{ns}	34.78 ^{ns}	37.32 ^{ns}

* Diferencias estadísticas significativas, ^{ns} no significativo al P≤0.05.

Propiedades físico-químicas del suelo entre condiciones de las islas de recursos de *Mimosa biuncifera*.

Los resultados de la prueba de carbono orgánico fueron: en la base 3.66%, en copa 2.65% y fuera 1.30%; las tres condiciones presentaron diferencia significativa entre sí (P<0.05). Los resultados de materia orgánica fueron: para la base 6.31%, copa 4.57% y fuera 2.24%, dichos valores pertenecen a la clasificación muy alto, alto y medio respectivamente de acuerdo a la NOM-021-RECNAT-2000. Los tres puntos de muestreo presentaron diferencia significativa entre sí (P<0.05). Es pertinente mencionar que al existir cantidades importantes de materia orgánica, las condiciones del suelo se modifican de manera positiva, ya que se propicia la creación de sitios de intercambio catiónico, se induce la agregación de las partículas del suelo y disminuye indirectamente la densidad aparente del suelo (Richards, 1982).

La cantidad de P del suelo de la condición base fue de 39.8 mg Kg^{-1} , copa 21.3 mg Kg^{-1} y fuera 19.1 mg Kg^{-1} , entre las condiciones copa y fuera no hubo diferencia estadística, pero cualquiera de éstas dos sí presenta diferencias ($P < 0.05$) al ser comparadas con la condición base. Respecto a la mayor cantidad de P encontrada en las cuatro especies vegetales en estudio, *Mimosa biuncifera* presentó dicha característica en la muestra de suelo de la condición base en comparación a la misma posición de *Acacia schaffneri*, *Mimosa depauperata* y *Prosopis laevigata* (Ver figura 4).

El nitrógeno total encontrado en el sustrato de la condición base fue de 0.38%, la condición copa 0.27% y el suelo de la condición fuera 0.08% éstos resultados presentaron diferencias significativas entre sí ($P < 0.05$).

El pH de la condición base fue de 6.51, copa 7.34 y fuera 7.64, la clasificación moderadamente ácido se atribuyó a la condición base, copa se clasificó como neutro, y medianamente alcalino para fuera según la NOM-021-RECNAT-2000; las condiciones copa o base presentaron diferencia estadística ($P < 0.05$) al ser comparadas con la condición fuera, lo cual no sucedió entre éstas dos primeras.

Respecto a la clasificación moderadamente ácido de la muestra de suelo base pudo deberse a la liberación de CO_2 por parte de microorganismos lo cual generó una elevada concentración de ácido carbónico, propiciando que el pH fuera más ácido, dicha acción aumenta la solubilización de sustancias inorgánicas, lo cual aumentó la disponibilidad de nutrientes como el fósforo en el suelo (Campbell, 1987).

El suelo perteneciente a la condición base tuvo 35.66% de arena, 28.40% de limo y 35.94% de arcilla; la copa presentó 36.50% de arena, 27.26% de limo y 37.04% de arcilla; por último en la condición fuera se encontró 35.42% de arena, 29.58% de limo y 35.80% de arcilla. La clase textural del suelo en los tres puntos de muestreo fue Migajón Arenoso.

Los resultados de las propiedades referentes a carbono orgánico, materia orgánica y nitrógeno presentaron diferencias significativas entre cada una de las condiciones de acuerdo a los análisis estadísticos de Andeva y de la prueba Tukey. Para el caso de las pruebas de fósforo y pH, éstas tuvieron al menos una condición que difiere significativamente con las otras dos restantes, los resultados de las tres condiciones de la clase textura no presentaron diferencia alguna (cuadro 5).

De acuerdo a los resultados obtenidos de los análisis físico-químicos aplicados a las cuatro especies vegetales en estudio, se infiere que el suelo de *Mimosa biuncifera* se caracterizó por tener mayor cantidad de nutrimentos, resultado de una posible mayor degradación de compuestos orgánicos, que se refleja en una mayor disponibilidad de elementos orgánicos.

Cuadro 5. Propiedades físico-químicas del suelo de las condiciones base, copa y fuera de las islas de recursos de *Mimosa biuncifera*.

Propiedades	Base	Copa	Fuera
Carbono orgánico (%)	3.66*	2.65*	1.30*
Materia orgánica (%)	6.31*	4.57*	2.24*
Fósforo disponible (mg Kg ⁻¹)	39.8*	21.3 ns	19.1 ns
Nitrógeno total (%)	0.38*	0.27*	0.08*
pH	6.51 ns	7.34 ns	7.64*
Arena %	35.66 ns	36.50 ns	35.42 ns
Limo %	28.40 ns	27.26 ns	29.58 ns
Arcilla %	35.94 ns	37.04 ns	35.80 ns

*Diferencias estadísticas significativas, ns no significativo al P≤0.05.

Propiedades físico-químicas del suelo entre condiciones de las islas de recursos de *Mimosa depauperata*.

Los resultados pertenecientes a carbono orgánico fueron, en la condición base 4.13%, copa 2.65% y fuera 1.53%; al aplicar el Andeva y la prueba Tukey a éstos resultados se determinó que difieren estadísticamente entre sí ($P < 0.05$), lo mismo ocurrió con los resultados de materia orgánica, los cuales fueron: para la condición base 7.11%, copa 4.57% y fuera 2.63%; dichas condiciones pertenecen a la clasificación muy alto, alto y medio respectivamente según la NOM-021-RECNAT-2000. En comparación a las tres leguminosas restantes las cantidades más significativas de carbono orgánico y materia orgánica se encontraron en suelos de *Mimosa depauperata* (Figuras 2 y 3).

La cantidad de P del suelo de la condición base fue de 36.3 mg Kg⁻¹, copa tuvo 20.4 mg Kg⁻¹ y fuera 12.7 mg Kg⁻¹. El análisis estadístico indicó que los resultados de los tres puntos de muestreo no tuvieron diferencia significativa.

La cantidad de nitrógeno encontrado en la condición base fue de 0.31%, copa 0.21% y fuera 0.11%, éstos tres resultados tuvieron diferencia significativa al ser comparados entre sí (P<0.05).

El pH de la condición base fue de 6.21, copa 6.83 y fuera 7.10; la clasificación moderadamente ácido correspondió a la condición base y la clasificación neutro fue para copa y fuera de acuerdo a la NOM-021-RECNAT-2000, los puntos de muestreo base o copa presentaron diferencia estadística (P<0.05) al ser comparadas con fuera, lo cual no sucedió al comparar a los dos primeros. El suelo de esta especie vegetal tiene un pH ácido en la condición base, lo cual se debe a que existe una cantidad óptima de materia orgánica en este punto, que al descomponerse produce ácidos carboxílicos y fenólicos desprendiendo iones de hidrógeno, dándoles mayor actividad biológica y mejor condición de suelo (Foth, 1992).

Respecto a la textura del suelo, la condición base tuvo 33.76% de arena, 30.28% de limo y 35.96% de arcilla; la condición copa presentó 34.52% de arena, 30.24% de limo y 35.24% de arcilla; por último en la condición fuera se encontró 32.84% de arena, 29.46% de limo y 37.90% de arcilla. La clase textural del suelo en las tres condiciones es Migajon Arenoso.

Los resultados de las propiedades de carbono orgánico, materia orgánica y nitrógeno indicaron que entre cada una de las tres condiciones hubo diferencia significativa (P<0.05), para el caso de los resultados de las condiciones base, copa y fuera correspondientes a las pruebas de fósforo y textura, no hubo

diferencia estadística. Los resultados de la prueba de pH presentaron al menos un valor que difiere con las otras dos restantes (Cuadro 6).

Hay que resaltar que las cantidades de nutrimentos de las dos especies de *Mimosa* fueron variables, ya que los resultados de las propiedades de materia orgánica y carbono orgánico fueron mayores para la especie de *M. depauperata*, no así para las propiedades de nitrógeno y fósforo, ya que éstas favorecieron al suelo perteneciente a la condición base de la especie de *M. biuncifera*; Según Tiedemann y Klemmedson (1973) es difícil detectar una tendencia uniforme al comparar suelos bajo y fuera del dosel, esto debido a las diferencias en formas orgánicas e inorgánicas, así como a las formas y tasas de mineralización y de movilidad de iones.

Cuadro 6. Propiedades físico-químicas del suelo, base, copa y fuera de las islas de recursos formadas por *M. depauperata*.

Propiedades	Base	Copa	Fuera
Carbono orgánico %	4.13*	2.65*	1.53*
Materia orgánica %	7.11*	4.57*	2.63*
Fósforo disponible (mg Kg ⁻¹)	36.3 ^{ns}	20.4 ^{ns}	12.7 ^{ns}
Nitrógeno total %	0.31*	0.21*	0.11*
pH	6.21 ^{ns}	6.83 ^{ns}	7.10*
Arena %	33.76 ^{ns}	34.52 ^{ns}	32.84 ^{ns}
Limo %	30.28 ^{ns}	30.24 ^{ns}	29.46 ^{ns}
Arcilla %	35.96 ^{ns}	35.24 ^{ns}	37.90 ^{ns}

*Diferencias estadísticas significativas, ^{ns} no significativo al P≤0.05.

Propiedades físico-químicas del suelo entre condiciones de las islas de recursos de *Prosopis laevigata*.

En el cuadro 7 se presentan los resultados de las propiedades físico-químicas del suelo de las condiciones base, copa y fuera de las islas de recursos de *Prosopis laevigata*. Los valores referentes al carbono orgánico de las condiciones copa y fuera de dosel tuvieron diferencia estadística ($P < 0.05$) con respecto a base, las dos primeras no difirieron significativamente entre sí. La condición base tuvo 2.44%, en copa 1.13% y fuera 0.83% de carbono orgánico.

Los resultados referentes a la materia orgánica del punto de muestreo de la base fueron de 4.21%, pertenece a la clase alto, bajo la copa 1.95%, clase medio y fuera 1.43%, pertenece a la clase bajo según la NOM-021-RECNAT-2000, la prueba de Andeva indicó la existencia de diferencias estadísticas entre los tres resultados. Las condiciones copa o fuera difieren estadísticamente ($P < 0.05$) con la condición base, no así entre las dos primeras de acuerdo a la prueba de Tukey.

La cantidad de fósforo del suelo de la condición base fue de 47.4 mg Kg^{-1} , copa tuvo 34.9 mg Kg^{-1} y fuera 21.8 mg Kg^{-1} , los tres puntos muestreados presentaron diferencia estadística ($P < 0.05$). El contenido de P en el suelo de base, copa y fuera de acuerdo a la norma NOM-021-RECNAT-2000 rebasa la clase alto. Es de mencionar que los resultados obtenidos en éstos tres puntos de muestreo de suelo de *Prosopis laevigata* son menores a los encontrados en las mismas condiciones de las tres especies vegetales restantes (Figura 4).

Esta situación pudo deberse a la existencia de suelos sin vegetación, de tal modo que juegan un papel importante en la dinámica de las formas disponibles de fósforo, ya que en éstas condiciones de suelo existen cationes a los cuales se unen los fosfatos en suelos con pH neutros, además de que las formas disponibles también disminuyen conforme decrece el potencial hídrico del suelo como sucede

en las regiones áridas y semiáridas, lo cual ya ha sido reportado en suelos de pH neutros de regiones semiáridas (Aguilera *et al*, 1991), por lo que es de esperarse que independientemente del estado de perturbación de la cubierta vegetal en particular del estrato arbustivo y del contenido de materia orgánica de los cuatro sitios de estudio, el fósforo será el elemento limitante para el establecimiento, crecimiento y desarrollo de las plantas.

El pH de la condición base es de 6.78, copa 7.16 y fuera 7.63. La clasificación neutro es atribuible a base y copa, y medianamente alcalino para la condición fuera según la NOM-021-RECNAT-2000, los resultados de las tres muestras presentaron diferencia estadística ($P < 0.05$). Esta propiedad química fue diferente en base, copa y fuera de las cuatro leguminosas en estudio (Figura 6).

El análisis de nitrógeno total de suelo de las tres condiciones tuvieron los siguientes resultados: 0.31% para base, copa 0.21% y fuera 0.12%. El análisis de varianza indicó diferencias significativas ($P < 0.05$) entre las tres condiciones.

La abundancia y disponibilidad de nitrógeno encontrada en el suelo de las condiciones de *Prosopis* es aprovechada por bacterias de rhizobium fijadoras de nitrógeno, esta simbiosis es un fenómeno específico sólo para las leguminosas, su presencia es evidente por la característica de formar nódulos en las raíces (Sánchez-Colín *et al.*, 2000).

Respecto a la textura del sustrato de la condición base tuvo 38.18% de arena, 28.48% de limo y 33.34% de arcilla; la condición copa presentó 38.42% de arena, 25.36% de limo y 36.22% de arcilla; por último en la condición fuera se encontró 37.02% de arena, 26.98% de limo y 35.60% de arcilla. No hubo diferencias estadísticas en lo referente a los porcentajes de partículas, la clase textural del suelo corresponde a la clasificación Migajon Arenoso.

Los suelos de las cuatro leguminosas son en su mayoría de textura gruesa, lo cual favorece el crecimiento radical y la asociación micorrizica. Esto es, la textura del suelo influye en la difusión del agua y nutrientes en las raíces, promueve la existencia de una mayor área de exploración del hongo lo cual contribuye a la estabilidad del suelo, ya que los HMA producen una gran cantidad de hifas ayudando a mantener unidas las partículas del mismo (Reyes-Quintanar *et al.*, 2000).

La cantidad de carbono orgánico de los tres puntos de muestreo sugiere que el suelo es capaz de sustentar la actividad de la microbiota edáfica, así mismo se sugiere que hay condiciones favorables para la descomposición de M.O. logrando mantener los aportes de C, N y P.

Cuadro 7. Propiedades físico-químicas del suelo de las condiciones base, copa y fuera de las islas de recursos de *Prosopis laevigata*.

Propiedades	Base	Copa	Fuera
Carbono orgánico (%)	2.44*	1.13 <i>ns</i>	0.83 <i>ns</i>
Materia orgánica (%)	4.21*	1.95 <i>ns</i>	1.43 <i>ns</i>
Fósforo disponible (mg Kg ⁻¹)	47.4*	34.9*	21.8*
Nitrógeno total (%)	0.31*	0.21*	0.12*
pH	6.78*	7.16*	7.63*
Arena %	38.18	38.42	37.02
Limo %	28.48	25.36	26.98
Arcilla %	33.34	36.22	35.60

*Diferencias estadísticas significativas, *ns* no significativo al P≤0.05.

La comparación de las propiedades más importantes del suelo entre las tres condiciones, y para las cuatro leguminosas se presentan a continuación:

En la figura 2 se observa el porcentaje de carbono orgánico del suelo (COS), se muestra que en las cuatro leguminosas existe mayor cantidad de COS en la base, también se observa que *A. schaffneri* y *M. depauperata* presentan mayor contenido de COS, *M. biuncifera* presenta una cantidad intermedia y *P. laevigata* el menor contenido.

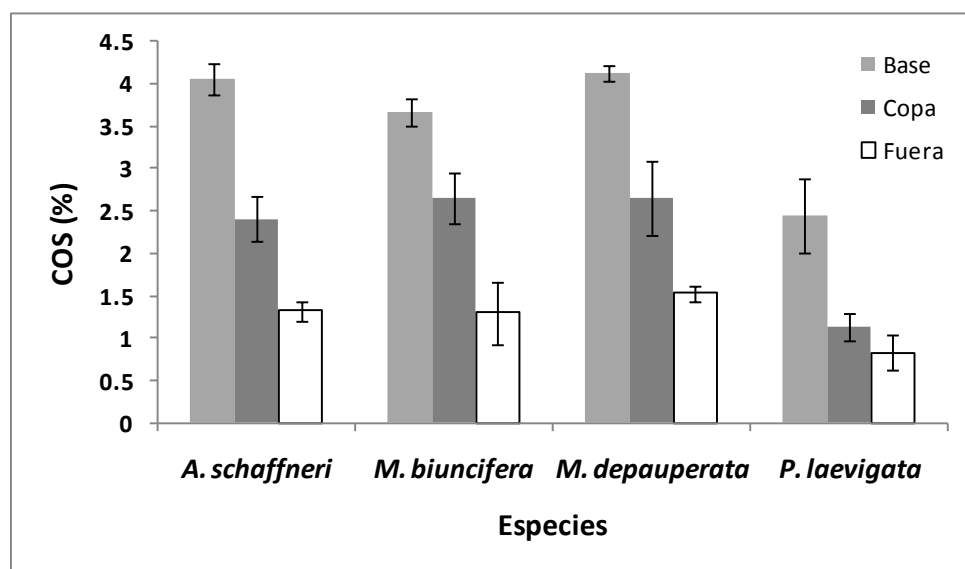


Figura 3. Carbono orgánico del suelo (COS) en los tres puntos de muestreo para las cuatro leguminosas en estudio.

En el caso de la materia orgánica del suelo (MOS) el patrón es similar al del COS, es decir *P. laevigata* presenta los menores valores, mientras que *A. schaffneri*, *M. biuncifera* y *M. depauperata* presentan valores muy similares en las tres condiciones (base, copa y fuera). En general los valores de MOS son altos en todos los casos (Figura 3).

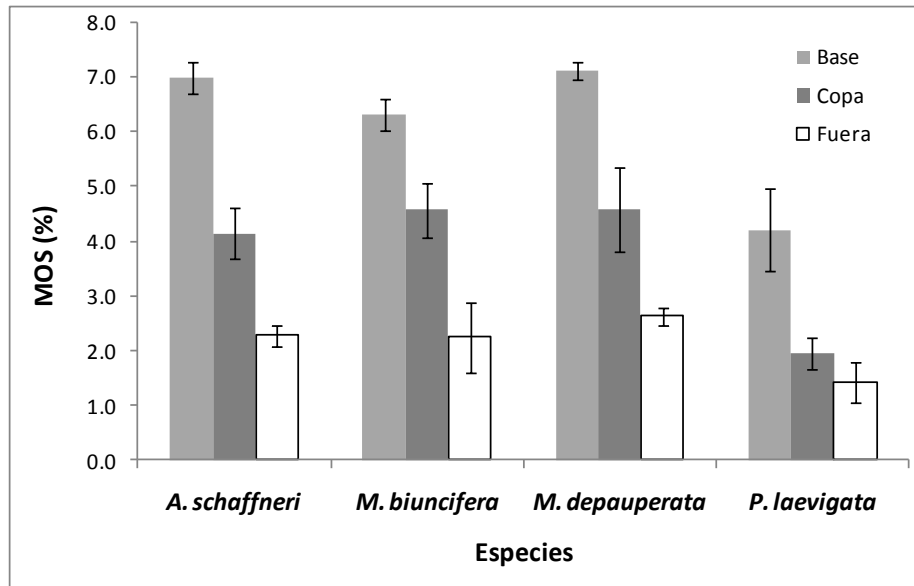


Figura 4. Materia orgánica del suelo (MOS) en los tres puntos de muestro para las cuatro leguminosas en estudio.

En la Figura 4 se presenta la cantidad de fósforo aprovechable, donde se nota que es *M. biuncifera* la que presenta concentraciones mayores, sin embargo las desviaciones se traslapan sugiriendo que no hay diferencias.

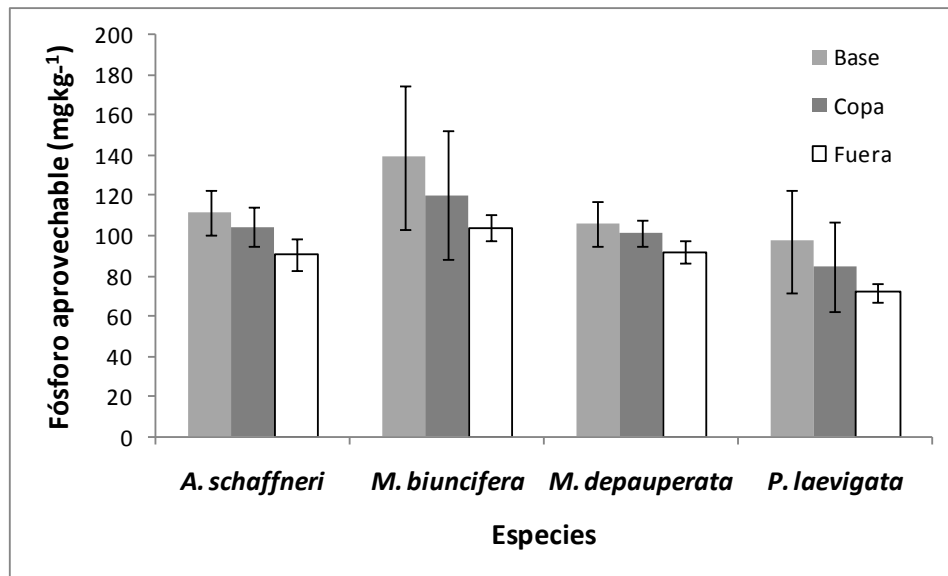


Figura 5. Resultados de fósforo (P) en los tres puntos de muestro para las cuatro especies vegetales en estudio.

En la Figura 5 se presenta la cantidad de nitrógeno total, se observa que las cuatro leguminosas tuvieron mayor concentración de nitrógeno en la base, seguramente como resultado de la asociación con la bacteria fijadora de nitrógeno rhizobium; *M. biuncifera* es la especie con mayor concentración de nitrógeno, también es la especie que muestra una marcada diferencia entre la condición base y fuera. En esta propiedad, *A. schaffneri* es la que tuvo menor concentración de nitrógeno.

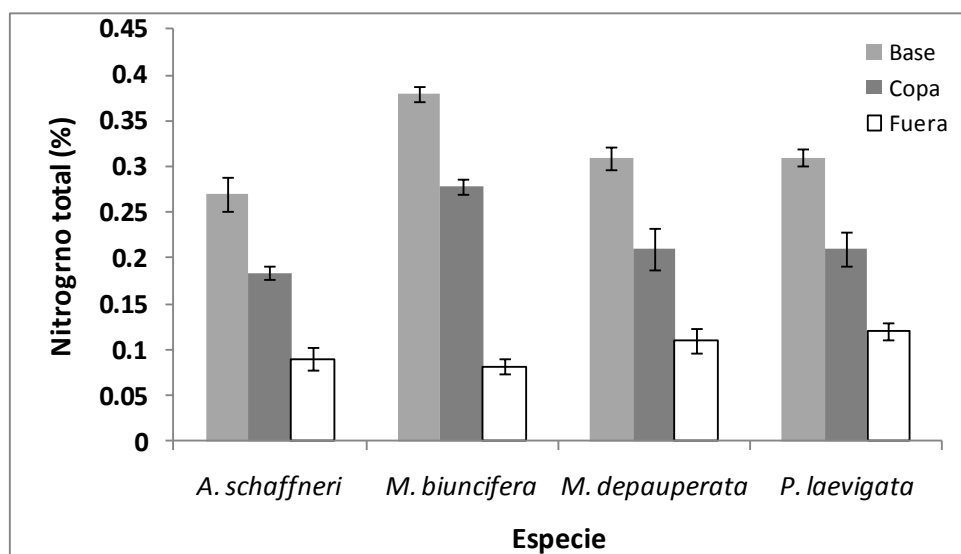


Figura 6. Resultados de Nitrógeno total (Nt) en los tres puntos de muestreo para las cuatro especies vegetales en estudio.

HONGOS MICORRIZÓGENOS ARBUSCULARES

Densidad de esporas de HMA asociadas a las islas formadas por *Acacia schaffneri*, *Mimosa biuncifera*, *Mimosa depauperata* y *Prosopis laevigata*.

La densidad de esporas de el suelo de *Acacia schaffneri* fue en la condición base de 71 esporas, copa 62 y fuera 46 esporas en 100 g de suelo seco. Al aplicar el análisis estadístico, que correspondió a las pruebas de Andeva y de Tukey, indicó que los resultados tuvieron diferencias significativas ($P < 0.05$), esto al comparar los

valores de la condición base o copa con respecto a fuera, pero entre las posiciones base y copa no hubo tal diferencia (Cuadro 8).

El número de esporas encontradas en *Mimosa biuncifera* en la condición base fue de 97, copa 83 y fuera 51. En *Mimosa depauperata* el suelo de la condición base tuvo 86 esporas, copa 80 y fuera 39. Los resultados de ambas especies de *Mimosa* mostraron el siguiente comportamiento, al comparar los valores de las condiciones base o copa con respecto a la condición fuera hubo diferencia estadística ($P < 0.05$), dicha variación no sucedió al comparar los resultados de base y copa (Cuadro 8).

La densidad de esporas de *Prosopis laevigata*, presentó en la condición base 61 esporas en 100 g de suelo seco, 45 en copa y fuera 31, el análisis estadístico mostró que los tres resultados difieren entre sí de manera significativa ($P < 0.05$, Cuadro 8).

En orden descendente *Mimosa biuncifera* tuvo un mayor número de esporas en sus tres condiciones, le sigue *Mimosa depauperata*, *Acacia schaffneri* y *Prosopis laevigata* (Figura 7).

Cuadro 8. Densidad de esporas de HMA asociados a las islas formadas por *Acacia schaffneri*, *Mimosa biuncifera*, *Mimosa depauperata* y *Prosopis laevigata*.

Especie vegetal.	Número de esporas en 100 g de suelo seco		
	Base	Copa	Fuera
<i>Acacia schaffneri</i>	71 ^{ns}	62 ^{ns}	46 [*]
<i>Mimosa biuncifera</i>	97 ^{ns}	83 ^{ns}	51 [*]
<i>Mimosa depauperata</i>	86 ^{ns}	80 ^{ns}	39 [*]
<i>Prosopis laevigata</i>	61 [*]	45 [*]	39 [*]

***Diferencias estadísticas significativas, ns no significativo al $P \leq 0.05$.**

En la figura 6 se muestra la densidad de esporas de HMA para las cuatro leguminosas y las tres condiciones (base, copa y fuera), se observó el mismo patrón en todas las especies, es decir existe mayor densidad de esporas en la base y disminuye hacia la periferia, es fuera de la isla (suelo sin vegetación) donde se tiene el menor número de esporas (de entre un 30 a un 50 % menos esporas con respecto a base). La mayor densidad de esporas de HMA se tuvo en *M. biuncifera* y es menor la densidad en *P. laevigata*. Sin embargo las desviaciones de *M. biuncifera*, *M. depauperata* y *A. schaffneri* se traslapan por lo que es de esperarse no existan diferencias estadísticas entre ellas.

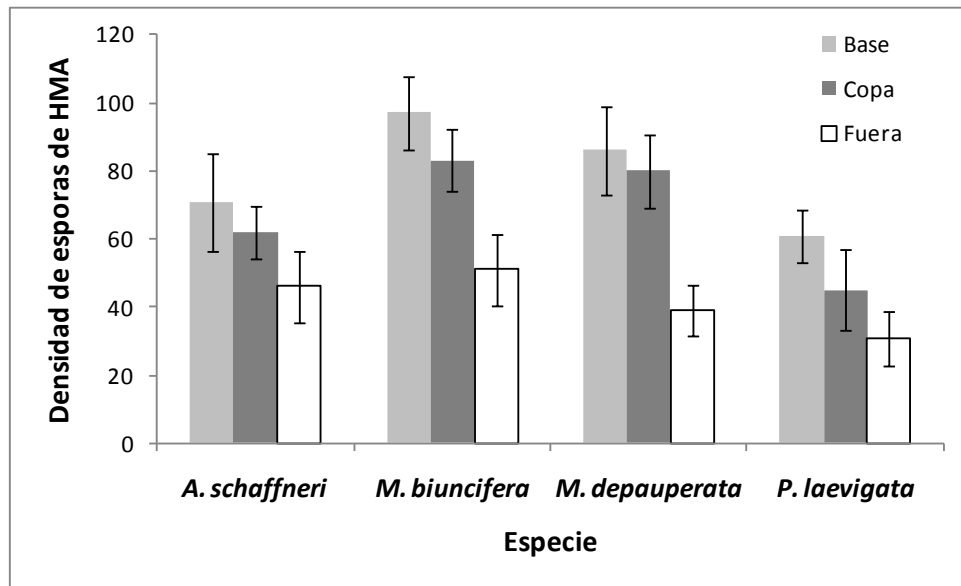


Figura 7. Resultados de densidad de esporas en los tres puntos de muestreo para las cuatro leguminosas en estudio

Camargo-Ricalde (2001) señala que el número de esporas está correlacionado positivamente al porcentaje de materia orgánica y nitrógeno del suelo y negativamente a la concentración de fósforo. La relación positiva se observó en el sustrato de *Mimosa biuncifera* ya que está presentó el mayor número de esporas al igual que la cantidad de materia y carbono orgánico, *Mimosa depauperata* tuvo el segundo lugar en lo que refiere a la densidad de esporas, pero en el suelo de base, copa y fuera se encontró la mayor cantidad de nitrógeno total con respecto

al suelo de las tres especies vegetales restantes, la correlación negativa de la cantidad de fósforo con respecto a la densidad de HMA se presentó en las islas de *Prosopis*, ya que las concentraciones tanto de fósforo como de la densidad de esporas fueron menores en relación a los resultados de las otras leguminosas.

De acuerdo con algunos investigadores las grandes variaciones en el número de esporas de HMA pueden estar ligadas a patrones estacionales de esporulación, lo cual puede variar de acuerdo a la especie de HMA o de la planta (Mosse y Bowen, 1968, Dhillion y Anderson, 1993; Dhillion *et al.*, 1994). De la misma manera, en algunos trabajos se ha determinado que la distribución, actividad y supervivencia de los HMA puede estar influenciada por varios factores y procesos físicos, químicos y biológicos del suelo como son la fertilidad y la humedad (Anderson *et al.*, 1984), la compactación (Nadian *et al.*, 1997), la profundidad (Virginia *et al.*, 1986), el movimiento físico y saturación del agua (Cooke *et al.*, 1993; Miller, 2000), el pH (Greene *et al.*, 1976) y la topografía; también influye la temperatura (Koske, 1987), la intensidad de la luz, la altitud y la latitud (Allen *et al.*, 1995), la susceptibilidad fenológica de las plantas y las variaciones fenológicas de los HMA (Sylvia, 1999), además de la actividad propia de la micro y mesofauna del suelo (Hayman, 1982).

Así mismo, McGee (1989) y Allen (1991) señalan que las diferencias en el número de esporas de HMA del suelo también podrían estar relacionadas con diferentes estrategias de supervivencia de las especies de HMA, al habitar un ecosistema determinado; es decir, el ciclo de vida de los HMA presenta una alta adaptación al ambiente que les rodea, sobre todo en la etapa de formación de las esporas (Camargo-Ricalde, 2002) y su habilidad competitiva puede ser afectada por la fenología propia de cada especie de HMA, la distribución espacial de los propágulos que interactúan (Koske, 1987), el rasgo genético específico del HMA (Sanders *et al.*, 1996), así como por la identidad de las especies de las plantas hospederas.

Otros factores que pueden estar relacionados con éstas diferencias en número y distribución de las esporas de HMA son: a) La morfología y los exudados específicos de la raíz de las cuatro leguminosas en estudio, así como la presencia de nódulos fijadores de nitrógeno; sin embargo a la fecha no hay estudios al respecto, b) La comunidad microbiana que se desarrolla en el suelo de cada sitio (Garbaye, 1991; Dhillion y Zak, 1993), c) La estabilidad, estructura y contenido de nutrimentos del suelo bajo la influencia de las islas de recursos en comparación de las áreas abiertas, d) La microtopografía del suelo (Gibson y Hetrick, 1998), e) El grado e intensidad de disturbios ambientales (Allen, 1991; Dhillion, 1999), f) El tipo de comunidad vegetal establecida en cada sitio, g) La comunidad de arbustos (principalmente leguminosas) herbáceas anuales, bianuales y perennes (principalmente cactáceas, agavaceas, asteráceas y gramíneas) que se establecen en las islas de recursos, así como la morfología y exudados específicos de sus raíces que actualmente están en estudio, y h) El área de la isla de recursos, tomada a partir del tamaño del árbol o arbusto.

Géneros y morfoespecies de HMA asociados a las islas formadas por *Acacia schaffneri*, *Mimosa biuncifera*, *Mimosa depauperata* y *Prosopis laevigata*.

En las muestras de suelo de *Acacia schaffneri*, los géneros *Glomus* y *Acaulospora* se encontraron en las condiciones base, copa y fuera. En la posición base se encontraron 7 morfoespecies, en copa 7 morfoespecies y fuera 5 morfoespecies (Cuadro 9).

Mimosa biuncifera tuvo en la condición base 8 morfoespecies, copa 8 morfoespecies y fuera 9 morfoespecies, los géneros *Acaulospora* y *Glomus* se presentaron en las condición base, copa y fuera (Cuadro 9).

La especie *Mimosa depauperata* presentó en sus muestras de suelo los siguientes resultados: en la posición base 7 morfoespecies, en la posición copa 10 morfoespecies y finalmente en la posición fuera 6 morfoespecies. Los géneros *Acaulospora* y *Glomus* se encontraron en las posiciones base, copa y fuera. El género *Gigaspora* se encontró en la posición copa (Cuadro 9). Para el caso de *Prosopis laevigata* se encontraron 6 morfoespecies en la base, 6 morfoespecies en la posición copa y por último 5 morfoespecies en la condición fuera. El género *Acaulospora* se encontró en la base y fuera. El género *Glomus* se encontró tanto en la condición base, como en copa y fuera, por lo que éste se desarrolla independientemente de las propiedades físicas y químicas determinadas por las islas de *Prosopis*.

Por otra parte, la evaluación del pH puede ser un factor secundario en la distribución de esporas en éstas islas, sin embargo en lo que respecta a la riqueza, es probable que sea determinante, ya que el pH encontrado en el suelo perteneciente a las cuatro leguminosas oscila entre 6.2 a 7.6, el cual es característico para la germinación de hongos del género *Glomus* (p.e. *Glomus mosseae*) y *Gigaspora* (Camargo-Ricalde, 2003).

Según Frías-Hernández (1998). “la riqueza de los HMA no sigue el patrón de la riqueza de especies vegetales” es decir, que en general las comunidades vegetales tienen valores de riqueza más altos en el contenido de especies vegetales, pero con bajos índices de diversidad de hongos micorrizógenos.

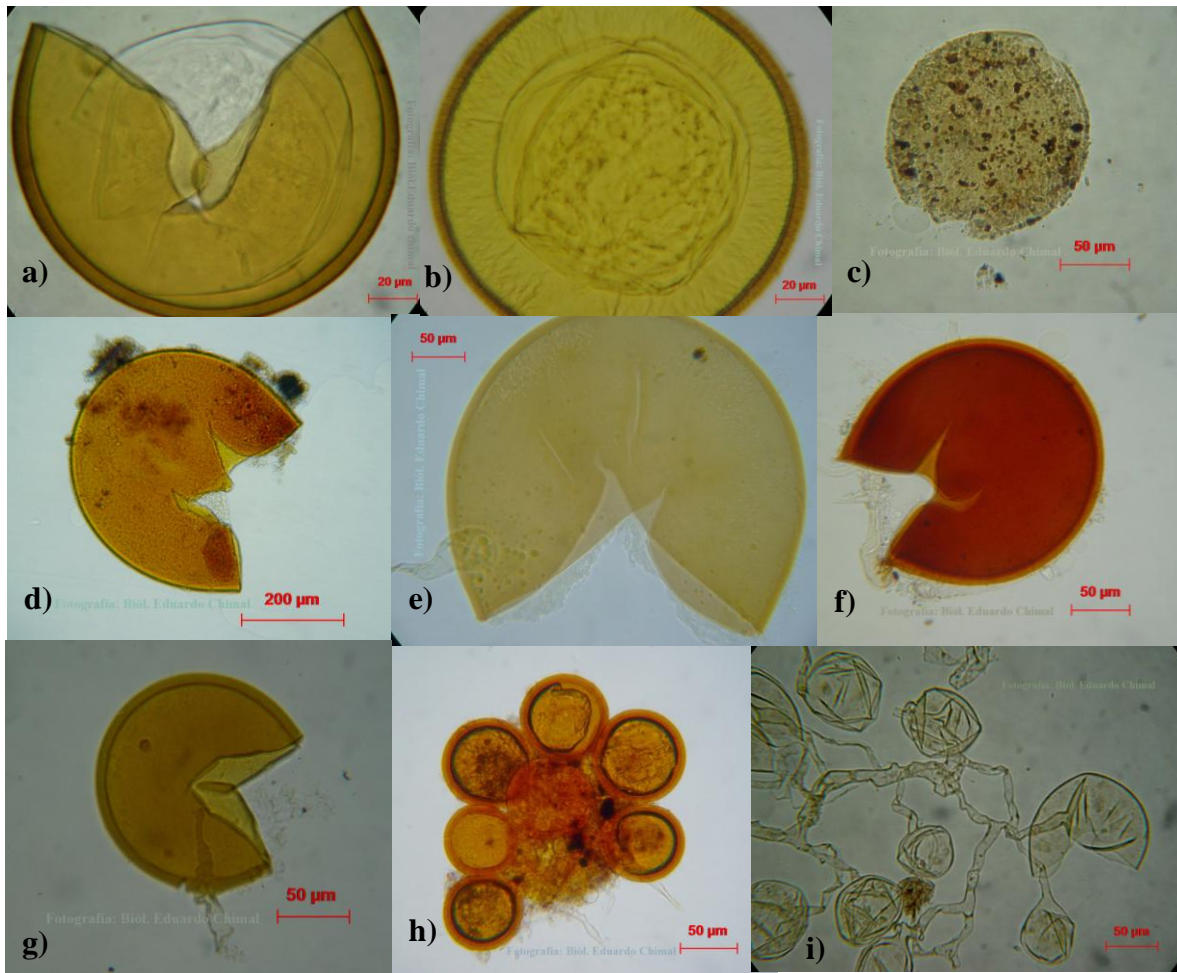


Figura 8. Esporas de Hongos Micorrizógenos Arbusculares en los tres puntos de muestreo para las cuatro leguminosas en estudio. a) *Acaulospora* aff. *laevis* b) *Acaulospora* sp1 c) *Acaulospora* *spinosa* d) *Gigaspora* *ramisporophora* e) *Gigaspora* sp1 f) *Glomus* *geosporum* g) *Glomus* sp1 h) *Glomus* *rubiforme* i) *Glomus* sp2.

Cuadro 9. Morfoespecies de HMA encontrados en el suelo de las cuatro leguminosas

Géneros	<i>A.schaffneri</i>			<i>M.biuncifera</i>			<i>M. depauperata</i>			<i>P. laevigata</i>		
	base	copa	fuera	base	copa	fuera	base	copa	fuera	base	copa	fuera
<i>Acaulospora</i>	2	2	3	3	1	1	1	2	2	3	0	3
<i>Gigaspora</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Glomus</i>	5	5	4	5	7	8	6	7	4	3	6	2
Total	7	7	5	8	8	9	7	10	6	6	6	5

García-Moya y Mckell, 1970; García-Espino, 1989; Camargo-Ricalde, 2003 mencionan que bajo el dosel de especies vegetales como *Prosopis laevigata* y *Mimosa biuncifera* las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo son modificadas generando mayor fertilidad del suelo en comparación con las áreas adyacentes.

Las fluctuaciones de presencia-ausencia de las morfoespecies encontradas por condición de suelo suelen estar asociadas al nivel de nutrimentos, además de las condiciones de humedad y temperatura, las cuales garantizan la sobrevivencia de los HMA, lo que lleva a pensar que las morfoespecies del género *Glomus* son las más resistentes ante la presencia y disminución de de dichas condiciones edafoclimaticas, tal como se observa en base, copa y fuera, ya que éstas presentan un gradiente que va de mayor a menor cantidad de nutrimentos. Las morfoespecies de *Acaulospora* y *Gigaspora* no fueron tan generalistas (Cuadro 9).

Allen y Sanders (1993) sugieren que existen patrones estacionales en la formación de micorrizas que pueden cambiar entre años y épocas, pues éstos endófitos no solo se relacionan con la fenología de las planta, lo que podría explicar porque en

áreas sin el efecto del dosel y por consiguiente con una menor cantidad de nutrimentos, hay una menor presencia de morfoespecies y del número de esporas.

Los valores concernientes a las propiedades de materia orgánica del suelo, carbono orgánico del suelo, nitrógeno total y fósforo bajo el dosel sugieren en conjunto la presencia de las islas de fertilidad formadas tanto por *Acacia* como por las dos especies de *Mimosa* y aunque en menor proporción de nutrimentos *Prosopis* también forma islas de fertilidad, pero alberga bajo su dosel plantas perennes que están en continuo uso de éstos recursos como lo ha probado Cruz-Rodríguez (1996). Al considerar la presencia de los HMA asociados al suelo de las leguminosas, es posible que la idea más adecuada para referirse a éstas condiciones es el de islas de recursos y que en el Valle Mezquital estarían formadas por *Acacia schaffneri*, *Mimosa biuncifera*, *Mimosa depauperata* y *Prosopis laevigata*

CONCLUSIONES.

1. Las poblaciones de *Acacia schaffneri*, *Mimosa biuncifera*, *Mimosa depauperata* y *Prosopis laevigata*, que se desarrollan en un matorral de Santiago de Anaya, conforman dos estratos arbustivos importantes que modifican las propiedades del suelo debido a su tamaño o a la densidad de sus individuos.
2. *Acacia schaffneri*, *Mimosa biuncifera*, *Mimosa depauperata* y *Prosopis laevigata* en condiciones naturales forman islas de recursos, manifestándose no solo en el incremento de humedad, materia orgánica o nutrimentos del suelo asociado a su dosel, sino al actuar como núcleos que concentran una mayor densidad y riqueza de esporas de hongos MA en comparación con los sitios sin la influencia del dosel.
3. El género *Glomus* se presentó en todas las especies y condiciones y fue el más abundante. Además, de *Glomus* se encontraron los géneros *Acaulospora* y *Gigaspora*.
4. Con base en la concentración de nutrimentos y la presencia de los HMA se logró detectar la presencia de un gradiente en la cantidad de nutrimentos y densidad de esporas fue: base > copa > fuera. El orden de las leguminosas de acuerdo al gradiente fue el siguiente: *Mimosa depauperata*, *M. biuncifera*, *Acacia schaffneri* y *Prosopis laevigata*

REFERENCIAS

- Abbott, L. K. y Gazey, C. (1994). "An ecological view of de formation of VA mycorrhizas". *Plant and Soil* 159: 69-78.
- Allen, M.F. (1991). "The ecology of mycorrhizae". Cambridge University Press, New York.
- Allen, E.B. y Allen, M.F. (1984). "Competition between plants of different successional stages: mycorrhizae as regulators". *Canadian journal of Botany* 62: 2625-2629.
- Allen, E.B., Allen M.F., Helm, D.J., Trappe, J.M., Molina, R. and Rincon, E. (1995). "Patterns and regulation of mycorrhizal plant and fungal diversity". *Plant Soil* 170: 47-62.
- Allen, M.F. (1999). "La micorriza y las rehabilitaciones de los suelos perturbados: procesos y prácticas. En Orellana, R., Escamilla, J.A. y Larqué-Saavedra (eds). *Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos*. CICY. Yucatán, México. p.151-165.
- Aguilera, L.E., Gutiérrez, J.L.R. y Meserve, P.L. (1991). "Variation in soil micro-organism and nutrients underneath and outside the canopy of *Adesmia bedwelli* (Papilionaceae) shrubs in arid coastal Chile following drought and above average rainfall". *Journal of Arid Environments* 42: 61-70.
- Alexander, M. (1980). "Introducción a la microbiología del suelo" Ed. AGT editor S.A., México 2ª. Edición.
- Álvarez-Solís, J.D. y Anzueto-Martínez, M. J. (2004). "Actividad microbiana del suelo bajo diferentes sistemas de producción de maíz en los altos de Chiapas, México". *Agrociencia* 38: 13-22.
- Anderson, R.C., Liberta, A.E. and Dickman, L.A. (1984). "Interaction of vascular plants and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi across a soil moisture-nutrient gradient". *Oecologia* 64:111-117.
- Azcón-G. C. y Barea, J.M. (1980). "Micorrizas". *Investigación y ciencia*. 47: 8-16.

- Azcón, R. (2000). "Papel de simbiosis micorrizica y su interacción con otros microorganismos rizósfericos en el crecimiento vegetal y sostenibilidad agrícola". En: Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato, R. (compiladores). Ecología, fisiología y biotecnología de las micorrizas. Colegio de Postgraduados. Montecillo. Mundi Prensa. México. p.1-15.
- Barea, J.M. (1998). "Biología de la rizósfera". Investigación y Ciencia. 47: 74-81.
- Barea, J.M. y Azcón-Aguilar, C. (1983). "Mycorrhizas and their significance in nodulating nitrogen-fixing plant". Ed N.C. Brady. In: Advances in Agronomy. Academic Press New York. p. 1-54.
- Camargo-Ricalde, L. (2001). "Some biological aspects of the arbuscular micorrhizal fungi (AMF)". Bol. Soc. Bot. México No. 67. 15-32.
- Camargo-Ricalde, S.L. y García-García, V. (2001). "El género *Mimosa* L. (Fabaceae) y la restauración ecológica". Contacto S. 39: 34-42.
- Camargo-Ricalde, S.L. (2002). "Dispersal distribution and establishment of arbuscular mycorrhizal fungi: a review". Bol. Soc. Bot. México. 71: 33-44.
- Camargo Ricalde, S.L., Dhillon, S.S. y Grether, R. (2002). "Community structure of endemic *Mimosa* species and environmental heterogeneity in a semi-arid Mexican valley". Journal of Vegetation Science. 13: 697-704.
- Camargo-Ricalde, L. (2003). "Endemic *Mimosa* species can serve as michorrhizal "resource island" within semiarid michorrhizal communities of the Tehuacan-Cuicatlán Valley, México" en: Endemic *Mimosa* L. Specie (Fabacea-Mimosidae) of the specie (Fabaceae-Mimosidae) Tehuacan-Cuicatlan Valley, México. Agricultural University of Norway. Tesis de Doctorado.
- Call, C.A. y Roundy, B.A. (1991). "Perspectives and processes in revegetacion of arid and semiarid rangelands". Journal of Range Management. 44(6):543-549.
- Callaway, R. (1995). "Positive interactions among plants". Botanical Review 61:306-349.
- Campbell, R. (1987) "Ecología microbiana" ed. Limusa, México 2ª edición.

- Carrillo-García, A., León de la Luz, J.L., Bashan, Y., y Bethlenfalvay, G.J. (1999). "Nurse plants mycorrhizae and plant establishment in a disturbed area of the Sonoran desert". *Restoration Ecology* 4 : 321-335.
- Carrillo-García, A., Bashan, Y. y Bethlenfalvay, G.J. (2000). "Resource-island soil and the survival of the giant cactus, cardon, of Baja California Sur". *Plant and soil*. Vol.218. 207-214.
- Cavazos, D.R. (1997). "Uso múltiple de los agostaderos en el Norte de México". *Revista. Ciencia forestal en México*. 22 (81): 3-26.
- Cloudsley-Thompson, J.L. (1979). "El hombre y la biología de zonas áridas" ed. Blume. Barcelona.
- Cooke, J.C., Butler, R.H. and Madole, G. (1993). "Some observations on the vertical distribution of vesicular mycorrhizae in roots of SALT marsh grasses growing in saturated soil". *Mycologia* 85: 550-574.
- Cruz, G. F. (2006). "Ecología del suelo, un enfoque hacia la nutrición mineral de plantas superiores". FES ZARAGOZA. UNAM.
- Cruz, R.J.A. (1992). "Interacciones entre los estratos arbóreo y arbustivo con la vegetación herbácea en una zona de matorral en el Valle de Actopan, Hidalgo". Tesis para obtener la licenciatura de Biólogo. Escuela Nacional de Estudios Profesionales Zaragoza. UNAM. México. p. 83.
- Cruz, R.J.A. (1996). "Evaluación de las condiciones microclimáticas, edáficas y de vegetación bajo el dosel de *Prosopis laevigata* (Humb. & Bonpl. Ex Wild) M.C. Johnst; en un agostadero semiárido del norte de Guanajuato". Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados, Montecillo, México. p. 100.
- Cruz, R.J.A., García-Moya, E., Frías-Hernández, J.T., Montesinos, G. y Flores, J.L. (1997). "Influencia de los Mezquites en la composición y cobertura de la vegetación herbácea de un agostadero semiárido del Norte de Guanajuato". *Boletín de la Sociedad Botánica de México*. 61: 21-23.

- Charley, J.L y West, N.E. (1977). "Micro-Patterns of nitrogen mineralization activity in soils of some shrub-dominated semi-desert ecosystems of UTHA". *Soil Biologic. Biochemical.* 9:357-365.
- Dhillion, S.S. and Anderson, R.C. (1993) "Seasonal dynamics of dominant species of arbuscular mycorrhizae in burned and unburned sand prairies". *Can. J. Bot.* 71: 163-178.
- Dhillion, S.S., McGinley, M.A., Friese, C.F. and Zak, J.C. (1994). "Construction of Sand shinnery oak communities of the Llano Estancado, animal disturbances, plantcommunity structure and restoration" *Rest. Ecol.* 2: 52-59.
- Dhillion, S.S. and Zak, J.C. (1993). "Microbial dynamics in arid ecosystems desertification and the potential role of Mycorrhizas". *Rev. Chil. Hist. Nat.* 66: 253-266.
- Dhillion, S.S. (1999). "Environmental heterogeneity, animal disturbances microsite charecteristics and seedling establishment in *Quercus havardii* community" *Rest.Ecol* 7:399-406.
- Diop, T.A., Plenchette, C., Strullu, G., Gueye, M. and Dreyfus, B. (1993). "Acacias del Shael. Una esperanza para la agricultura". *Mundo Científico.*152:1061-1063.
- Durán, G. M. (2008). "Caracterización edáfica bajo el dosel de cuatro especies de la familia Leguminosae, en la zona semiseca del Valle del Mezquital, Estado de Hidalgo". Tesis de Licenciatura, Fes Zaragoza UNAM.
- Ferrera Cerrato, R. (1993). "Manual de agrobiología" ed. Trillas, México. pp. 130.
- Foth, H.D. (1992). "Fundamentos de la ciencia del suelo." 3a. ed. CECSA. México. pp. 433.
- Frías-Hernández, J.T. (1998). "Papel del Mezquite *Prosopis laevigata* (Humb. & Bonpl. Ex Wild) M.C Johnst. en la sustentabilidad de un ecosistema semiárido". Tesis Doctoral. Irapuato. Guanajuato. México. 192 pp.
- Fragoso, C., Reyes Castillo, P. y Rojas, P. (2001). "La importancia de la biota edáfica en México". *Acta Zool. Mex.*, número especial 1:1-10.

- Garbaye, L. (1991). "Biological interactions in the mycorrhizosphere". *Experientia* 47: 370-375.
- García, E. (1973). "Modificaciones al sistema de clasificación climática de Kopen para adaptarlo a las condiciones de la Republica Mexicana" UNAM, México.
- García-Espino, G., Reynaga, J.R., Medina, J.G. y Jasso, R. (1989) "Características físicas y químicas de suelos de islas de fertilidad y áreas adyacentes de Mezquite (*Prosopis glandulosa Torr.*) en un matorral mediano espinoso en el norte de Coahuila". *Agraria Revista Científica UAAAN*. 1 (5): 39-47.
- García-Moya, E. y Mckell, C.M. (1970). "Contribution of shrubs to the nitrogen economy of a desert-wash plant community". *Ecology*. 51: 81-88.
- Garner, W. y Steinberg, Y. (1989). "A proposed mechanism for the formation of "Fertile Islands" in the desert ecosystem". *Journal of Arid Enviroments*;16: 257-262.
- Gerdemann, J.W. y Nicolson, T.H. (1963) "Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting". *Trans. Br. Mycol. Soc.* 46: 235-244.
- Gibson, A. and Hetrick, B.A.D. (1988). "Topographic and fire effects on the composition and abundance of VA- Mycorrhizal fungi in tallgrass prairie". *Mycologia* 80: 433-441.
- Green, N.E., Graham, S.O. and Schenk, N.C. (1976)."The influence of pH on the germination of vesicular-arbuscular mycorrhizal spores". *Mycologia* 68: 929-933.
- Gómez-Lorence, F., Signoret Poillon, J. Y Alvin Moreira, M del C. (1970). "Algunos aspectos de la economía, ecología y taxonomía de los géneros *Prosopis* y *Acacia* en México". Ed. Instituto Mexicano de Recursos Naturales Renovables A.C. México.
- González-Chávez, M.C. y Ferrera-Cerrato, R. (1989). "Distribución de la endomicorriza (V-A) en el cultivo del maíz (*Zea mayz*) en un andosol del Estado de México". En: Estrada-Torres, A. y Varela L. (1998). *Hacia el estudio*

- de la diversidad y la conservación del germoplasma de los Hongos micorrizógenos de México. Universidad Veracruzana. p. 1-7.
- González, Q.L. (1968). "Los tipos de Vegetación del Valle del Mezquital, Hidalgo". Departamento de prehistoria, I.N.H.A. México. p. 53.
- Guzmán-Plazola, R.A. y Ferrera-Cerrato, R. (1990). "La endomicorriza vesículo-arbuscular en las leguminosas". Sección de Microbiología, Centro de Edafología. Colegio de Post graduados. México. p. 119.
- Harper, J. L. Clatworthy, J.N., Mc Naughton, I.H., & Sagar, G. R. (1997). "The evolution and ecology of closely related species living in the same area". *Evolution* 15: 209-227.
- Harley, J.I. y Smith, S.E. (1983). "Mycorrhizal simbiosis". Academic Press, Inglaterra. P. 210.
- Haselwandter, K. (1997). "Soil micro-organisms, micorrhiza and restoration ecology". En: Urbaska K. M. Webb. N. R. y Edwards P. J. (editors). *Restoration ecology and sustainable development*. Cambridge Unibercity Press. Reino Unido. p. 65-76.
- Hayman, D.S. (1982). "Influence of soils and fertility on activity and survival of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi". *Phytopathology* 72: 1119-1125.
- Huenneke, L.F. y Noble, I. (1996). "Ecosystem function of diversity in arid ecosystems". En Money, H.A., Cushman, J.H., Medina, E., Salas, O.E. y Schulze, E.D. (eds). *Functional roles of diversity: a global perspective*. SCOPE, Inglaterra. P. 99-127.
- INEGI. (2010). Sitio web: <http://www.inegi.org.mx/>
- Jackson, L. (1982). "Análisis químico de suelos". Ediciones Omega, Barcelona. p. 662.
- Johnson, N.C., O'Dell, T. y Bledsoe, C.S. (1999). "Methods for ecological studies of Micorrhizae". En: *Standar soil methods for long-term ecological research*. Robertson, G.P., Coleman, D.C., Bledsoe, C.S. y Phillips, S. (eds.) Oxford University Press. E.V. p. 378-407.

- Killham, K. (1995). "Soil ecology". Cambridge University Press. Gran Bretaña.
- Koske, R.F. (1987). "Distribution of VA mycorrhizal fungi along a latitudinal temperature gradient". *Mycologia* 79: 55-68.
- Lavelle, P. y Spain, A.V. (2001). "Soil Ecology". Kluwer Academia Publishers.
- Le Tacon, F. (1985). "Las micorrizas, una cooperación entre plantas y hongos". *Mundo Científico* 5(49): 776-784.
- Luna-Suárez, S. (1998) "Dinámica de C y N en regiones semiáridas de la meseta central de México bajo influencia de la vegetación nativa" Tesis para maestro en ciencias. CINVESTAV. p. 50.
- Luna-Suárez, S., Frías-Hernández, J., Olalde, V., Luna, M. y Dendooven, L. (1998). "Características del suelo como efecto del arbusto Gatuño (*Mimosa biuncifera*) en el altiplano mexicano". Memorias del 29° Congreso Nacional de Ciencias del Suelo. Tapachula Chiapas. México.
- McGee, P. (1989). "Variation in propagule numbers of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in a semiarid soil". *Mycol. Res.* 92: 28-33.
- Maldonado, A.L. (1993). "Manejo de la cubierta vegetal de las zonas áridas de México". SARH. Boletín de divulgación.
- Manual de Procedimientos Analíticos para Análisis de Suelos y Plantas de Laboratorio de Fertilidad de Suelos IRENAT-Colegio de Postgraduados (1996). Sociedad Mexicana de la Ciencia del suelo, A.C. México.
- Marschner, H. (1990). "Mineral nutrition of higher plants". 4a reimpresión. Academic Press, Estados Unidos. p. 465-476.
- Marschner, P., Marino, W. y Liebercei, R. (2002) "Seasonal effects on microorganisms in the rizosphere of two tropical plants in polyculture agroforestry system in Central Amazonia, Brazil"
- Martínez, R.E. (1996). "La restauración ecológica". *Ciencias.* 43: 56-61.
- Miller, S.P. (2000). "Arbuscular mycorrhizal colonization of semi-aquatic grasses along a wide hydrologic gradient". *New. Phytol.* 145: 146-149.

- Monroy Ata, A., Éstevez Torres, J., García Sánchez, R. y Ríos Gómez, R. (2007). "Establecimiento de plantas mediante el uso de micorrizas y de islas de recursos en un matorral xerófilo deteriorado". Boletín de la Sociedad Botánica de México 80:49-57.
- Mosse, B. and Bowwen, G.D. (1968). "The distribution of *Endogone* spores in some Australian and New Zeland soils, and in an experimental field soil at Rothamsted Trans. Br.". Mycol.Soc. 51:485-492.
- Montaño, N.M. (2000). "Potencialidad de Hongos Micorrizógenos Arbusculares de las islas de fertilidad del Mezquite (*Prosopis laevigata*) de dos agostaderos semiáridos del Valle de Actopan, México Central, enfoque ecológico para recuperar la vegetación". Tesis de licenciatura en Biología. UNAM. FES Zaragoza.
- Montaño, N.M. y Monroy-Ata, A. (2000). "Conservación ecológica de suelos en zonas áridas y semiáridas de México". Ciencia y Desarrollo. 26 (154): 26-37.
- Moyersoen, B., Fitter, A.H. and Alexander, I.J. (1998). "Spatial distribution of ectomycorrhizas and arbusculum mycorrhizas in Korup National Park rain forest Comeroon, in relation to edaphic parameters". New. Phytol. 139:311-320.
- NORMA OFICIAL MEXIACANA NOM-021-RECNAT-2000. Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de los suelos. Estudios muestreo y análisis. Norlex Internacional, S.A. de C.V. Edición Electrónica de Leyes. p.1-71.
- Nadian, H., Smith, S.E., Alston, A.M. and Murray, R.S. (1997). "Effects of soil compaction on plant growth, phosphorous uptake and morphological characteristics of vesicular-arbuscular mycorrhizal colonization of *Trifolium subterraneum*". New. Phytol 135:305-310.
- Núñez, S., Martínez-Yrizar, A., Búrquez, A. y García-Oliva, F. (2001). "Carbon mineralization in the southern Sonora Desert". Acta Oncológica 22:1-8.
- Perrin, R. (1990). "Interaccions between mycorrhizas and deseases caused by soil-borne fungi". Soil use and Management 6: 189-195.

- Reyes-Quintanar, C.K., Ferrera Cerrato, R., Alarcón, A. y Rodríguez, S.Z. (2000). "Microbiología de la relación de nodricismo entre leguminosas arbóreas y *Neobuxbaumia tetetzo* en suelos no erosionados y erosionados en Zapotitlan de las Salinas, Puebla. En: Alarcón A. y Ferrera Cerrato R. (eds.). Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. IRENAT-Colegio de postgraduados. Montecillos. Mundi Prensa, México.
- Reynolds, J.F., Virginia, R.A., Kemp, P.R., de Soyza, A.G y Tremmel, D.C (1999). "Impact of drought on desert shrubs effects of seasonality and degree of resource island development". Ecological Monographs. 69 (1): 69-106.
- Rzedowski, J. (1983). "Vegetación de México". Ed. Limusa. Mexico.
- Richards, L. A. (1982) "Diagnóstico y rehabilitación de suelos salinos sodicos" Limusa..
- Robertson, G.P. Coleman, D.C., Bledsoe, C.J. and Phillip, P. (1999). "Standard soil methods for long-term ecological research". Oxford University Press. Estados Unidos. p. 378-412.
- Roldan-Fajardo, B.E y Barea, J.M. (1987). "Micorrizas vesiculoarbusculares en árboles y arbustos". Anatomía edafológica. Agrobiología. p. 220-246.
- Rosenblueth M, Martínez J. y Martínez E. (2001). "Ecología química en la rizosfera y en la simbiosis de las plantas" pp. 99-136. En: Espino-García y Cruz Ortega (coordinadores). Relaciones químicas entre organismos: aspectos básicos y perspectivas de su aplicación. UNAM, México.
- Sánchez-Colin, M. J., Ramírez, P.J. y Torrescano, V. (2000) "Micorriza arbuscular y *Rhizobium* presentes en leguminosas establecidas en suelo Andosol. p. 46-55. En: Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato, R. (compiladores). Ecología, fisiología y biotecnología de las micorrizas. Colegio de Postgraduados. Montecillo. Mundi Prensa. México 46-55.
- Sanders, J.R., Clapp, J. and Weimken, A. (1996). "The genetic diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in natural ecosystems a key to understanding the ecology and functioning of the mycorrhizal symbiosis". New. Phytol 133:123-134.

- Swift, M. J., Heal, O. W. y Anderson, J. M. (1979). "Decomposition in terrestrial ecosystem". Studies in ecology, Vol. 5, Blackwell Scientific Publications, Great Britain.
- Sylvia, D.M. (1999). "Mycorrhizal symbioses". In: Sylvia, D.M., Fuhrmann, J.F., Hartely, P.G. and Zuberer, D.A.(eds). Principles and aplicaciones of Soil Microbiology. Prentice-Hall. New Jersey. p. 408-426.
- Tiedemann, A.R. and Klemmedson, J. O. (1973). "Effect of mesquite on phisical and chemical properties of soil". Journal of Range Managment. 26: 27-29.
- Toledo, V.M. y Ordóñez, J.M. (1998). "El panorama de la biodiversidad en México: una revisión de los hábitats terrestres". En Ramamoorthy, T.P., Bye, R., Lot A. y Fa J. (comp.) Diversidad Biológica de México Instituto de Biología UNAM. México. p. 791.
- Tranfo, L. (1989)." La vida y magia en un pueblo otomí del Mezquital". ed. Consejo Nacional para la Cultura y las Artes, México.
- Urbanska, K. M. (1997). "Safe sites-interface of plant population ecology and restoration ecology". En: Urbaska, K. M., Webb, N. R. y Edwards, P. J. (editors). Restoration ecology and sustainable debelopment. Cambridge Unibercity Press. Reino Unido, 81-110.
- Varela, L. y Estrada-Torres, A. (1999). "El papel de los microorganismos de la rizosfera y de la micorriza en la absorción de nutrimentos minerales y agua". En: Orellana R., Escamilla, J.A. y Larqué-Saavedra, A. (eds.). Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos. CYCI, Yucatán México, p. 137-150.
- Varela, L. y Trejo, D. (2001). "Los hongos micorrizógenos arbusculares como componentes de la biodiversidad del suelo en México". Acta Zool. México. Número especial. 1:39-51.
- Vázquez, Y.C. y Batís, A.I. (1996). "La Restauración de la vegetación, árboles exóticos vs. árboles nativos", ciencias 43: 16-23.

Velasco-Molina, A. (1991). "Las zonas áridas y semiáridas, sus características y manejo". Limusa, México. p.124.

Whitford, W.G., Anderson, J. y Rice, P.M. (1997). "Stemflow contribution to the fertile island effect in creosotebush, *Larrea tridentata*". Journal of Arid Enviroments. 35: 451-457.

A N E X O 1

DETERMINACION DE PROPIEDADES FISICO-QUIMICAS DEL SUELO, NOM-021-RECNAT 2000.

Determinación del pH del suelo medido en agua a través del método AS 02.

Reactivos:

Agua Destilada.
Soluciones reguladoras de referencia.
pH 4, 7 y 10.

Material y Equipo:

Potenciómetro.
Varilla de vidrio.
Balanza.
Frascos de vidrio o plástico.
Pipeta volumétrica de 20ml.
Piceta.
Cronometro.

- 1.- Pesar 10 g de suelo en un frasco de vidrio.
- 2.- Agregar 20 ml de agua destilada.
- 3.- Agitar la mezcla suelo: agua con ayuda de una varilla de vidrio a intervalos de 5 minutos, durante 30 minutos.
- 4.- Dejar reposar durante 15 minutos.
- 5.- Calibrar el potenciómetro con las soluciones reguladoras.
- 6.- Agitar nuevamente la suspensión e introducir el electrodo.
- 7.- Registrar el pH al momento que la lectura se haya estabilizado.

Determinación de la textura por el método de Bouyoucos a través del método AS 09.

Reactivos:

1. Agua oxigenada al 30%.
2. Oxalato de sodio saturado.
3. Metasilicato de sodio con 36 g L⁻¹ de lectura.

Material y Equipo:

Probetas de 1000ml.
Cilindro de Bouyoucous.

Agitador con motor para dispersión.

Termómetro de -10 a 110 °C.

Hidrómetro de Bouyoucous 0-60.

1.- Pesar 60 g de suelo de textura fina o 120 g de suelo de textura gruesa en un vaso de precipitados de 500 ml.

2.- Agregar 40 ml de agua oxigenada y poner a evaporar a sequedad, agregar otros 40 ml y evaporar nuevamente a sequedad. Repetir hasta que no haya efervescencia al agua oxigenada.

3.- Pesar 50 g o 100 g de suelo dependiendo la textura y ponerlos en un vaso de precipitados de 250 ml.

4.- Adicionar agua hasta cubrir la superficie con una lamina de 2 cm. Agregar 5 ml de oxalato de sodio y 5 ml de metasilicato de sodio y dejar reposar durante 15 minutos.

5.- Pasar las muestras de los vasos de precipitado a las copas del agitador mecánico, pasando todo el material con la ayuda de una piceta. Activar los agitadores y proceder a dispersar cinco minutos. Al finalizar el tiempo de agitación, bajar la copa del dispersor y pasar el contenido a una probeta de 1000 ml o al cilindro de Bouyoucous enjuagando la copa con ayuda de una piceta.

6.- Agregar agua destilada hasta completar un litro con el hidrómetro dentro de la suspensión en el caso de la probeta y si utiliza el cilindro de Bouyoucous llevar a la marca inferior (1113 ml) con el hidrómetro dentro de la suspensión. Sacar el hidrómetro y suspender el suelo con un agitador de mano operando durante un minuto.

7.- Tomar las lecturas del hidrómetro a los 40 segundos y después de 2 horas de terminada la dispersión con el agitador manual, además de tomar la temperatura a los 40 segundos y a las 2 horas.

6.- Para hacer una lectura, colocar el hidrómetro dentro de la probeta 20 segundos antes del momento de la determinación, cuidando de alterar lo menos posible la suspensión. Después de hacer la lectura se seca el hidrómetro, se lava, se seca y se toma la temperatura.

Determinación de materia orgánica por el método AS-07, de Walkey y Black.

Reactivos:

1. Dicromato de potasio 0.166 M o 1N.
2. Acido sulfúrico concentrado (H_2SO_4).
3. Acido fosfórico concentrado (H_3PO_4).
4. Indicador de difenilamina.
5. Sulfato ferroso 1.0 M.

Material:

- 2 Buretas de 50ml.
- Pipeta volumétrica de 10ml.
- Probeta de vidrio de 25ml.
- Matraces Erlenmeyer de 500ml

- 1.- Pesar 0.5 g de suelo seco y pesado por un tamiz de 0.5 mm y colocarlo en un matraz Erlenmeyer de 500 ml. Procesar un blanco con reactivos por triplicado.
- 2.- Agregar con una bureta 10 ml de dicromato de potasio 1N girando el matraz cuidadosamente para que entren en contacto con el suelo.
- 3.- Agregar cuidadosamente 20 ml de ácido sulfúrico concentrado a la suspensión, girar nuevamente el matraz y agitar de esa forma durante un minuto.
- 4.- Dejar reposar 30 minutos sobre una tela de asbesto o sobre una mesa de madera, evitando las mesas de acero o cemento.
- 5.- Agregar 200 ml de agua destilada.
- 6.- Agregar 5 ml de ácido fosfórico concentrado.
- 7.- Agregar de 5 a 10 gotas de indicador de difenilamina.
- 8.- Titular con sulfato ferroso gota a gota hasta un punto final de verde claro.

Cálculos.

$$\% \text{ C orgánico} = \frac{B - T}{g} (N) (0.39) m c f$$

Donde

B = Volumen de sulfato ferroso gastado para valorar el blanco de reactivos (ml).

T = Volumen de sulfato ferrosa gastado para valorar la muestra (ml).

N = Normalidad exacta de sulfato ferroso (valorar por separado al momento de analizar las muestras).

g = peso de la muestra empleada.

m c f = Factor de corrección de humedad (1.298).

% Materia orgánica = % de C orgánico x 1.724.

Determinación de Fósforo aprovechable para suelos neutros y alcalinos. Método AS-10, por el procedimiento de Olsen y colaboradores.

Reactivos

1. Hidróxido de sodio 1M.
2. Bicarbonato de sodio (NaHCO₃) 0.5 M.
3. Solución de tartrato de antimonio y potasio al 0.5%.
4. Solución de molibdato de amonio [(NH₄)₆Mo₇O₂₄ · 4H₂O].
5. Solución reductora con ácido ascórbico.
6. Solución patrón de fósforo (200 mg L⁻¹).
7. Solución patrón de 5 mg L⁻¹ de fósforo.

Material y Equipo:

Tubos de Polietileno.

Papel Whatman No.42.

Agitador mecánico recíproco, ajustado a 180.

Oscilaciones por minuto.

Balanza analítica.

Matraces aforados de 50ml.

Bureta de 10ml.

Espectrofotómetro para leer a 880nm.

Celdas de vidrio.

- 1.- Pesar 2.5 g de suelo y colocarlos en tubos de polietileno.
- 2.- Agregar 50 ml de solución extractora tapar y agitar la suspensión en agitador. de acción recíproca durante 30 minutos a 180 oscilaciones por minuto.
- 3.- Filtrar inmediatamente a través de papel filtro Whatman.
- 4.- Preparar blancos a partir de alícuotas de solución extractora.
- 5.- Tomar una alícuota de 5 ml del filtrado y colocarla en un matraz aforado de 50 ml.
- 6.- Agregar 5 ml de la solución reductora, agitar y aforar. Leer después de 30 minutos pero antes de una hora a una longitud 882 nm (leer previamente la calibración).
- 7.- Preparar una curva de calibración con patrones de 0, 0.1, 0.2, 0.4, 0.6, 0.8 y 1.0 mg L⁻¹ de P.
- 8.- Pipetear 0, 1, 2, 4, 6 y 10 ml de solución de 5 mg L⁻¹ de P a matraces aforados de 50 ml.
- 9.- Adicionar un volumen de solución extractante de NaHCO₃ 0.5 M igual a la alícuota empleada para medir en las muestras desconocidas.
- 10.- Llevar aproximadamente 40 ml con agua y adicionar 5 ml de la solución reductora, aforar con ácido ascórbico.
- 11.- Agitar nuevamente. Leer después de 30 minutos pero antes de una hora a 882 nm, leer las muestras y los patrones al mismo tiempo de reacción, contando el tiempo desde que se agrega el reactivo que genera el complejo hasta el momento de la lectura.

Cálculos.

CC = mg L⁻¹ de P en la solución. Se obtiene graficando la curva de calibración (Absorbancia contra mg L⁻¹) e interpolando en la misma los valores de absorbancia de las muestras analizadas a las cuales previamente se les ha restado el valor promedio de los blancos o por medio de una regresión simple.

V_i = Volumen de la solución extractora adicionada.

p = peso de la muestra de suelo seca al aire.

V_f = Volumen final de la solución colorimétrica a leer.

a = alícuota de la muestra empleada para la cuantificación.

Determinación de Nitrógeno Total por el método Kjeldhal (IRENAT).

Reactivos:

1. Oxido de magnesio (MgO).
2. Solución de ácido bórico con indicador.
3. Mezcla de indicadores de bromocresol y rojo de metilo en etanol.
4. Aleación de Devarda. En (Al: Zn: Cu 10:9:1).
5. Acido sulfúrico 0.005 N.
6. Solución patrón de 50 ppm de N-NH₄ y N-NO₃.
7. Solución de cloruro de potasio 2 N.

Material y Equipo:

Balanza analítica.

Matraces microkjendhal de 30ml.

Plancha de arena para digestión.

Campana con extractor de gases.

Dispensadores o repipetas de 10ml.

Matraces Erlenmeyer de 125ml.

Equipo de destilación por arrastre de vapor.

Microburetas de 10ml.

- 1.-Colocar 1 g de suelo tamizado en una malla de 1.5 mm o malla de 30 en matraz Kjeldhal.
- 2.-Agregar 4 ml de mezcla ácido sulfúrico-salicílico.
- 3.-Después de 30` adicione mezcla catalizadora 1.1 g.
- 4.-.Calentar a temperatura media alta hasta que el digestado se torne claro.
- 5.-Ebullir la muestra por una hora. A partir de éste momento, la temperatura se debe regular para que los vapores del ácido se condensen en el tercio inferior del cuello del matraz.

Terminada está etapa:

- 6.-Se deja enfriar, se agrega suficiente agua destilada (15 ml pueden ser suficientes) para colocar en suspensión mediante agitación, el digestado.
- 7.-Dejar decantar las partículas de sílice evitando precipitación de cristales de NH_4SO_4 , transferir al equipo de destilación y agregar 15 ml de NaOH 50 %.
- 8.-Se procede a la destilación. Se recibe el destilado en 20 ml de ácido bórico al 4 % y 0.2 ml de mezcla de indicador verde de bromocresol-rojo de metilo y llevar hasta un volumen de 50 ml aproximadamente.
- 9.-Se titula con ácido sulfúrico 0.05 N, hasta un tono levemente rosado de la solución.

ANEXO 2

Evaluación de la densidad de esporas del suelo: técnica de tamizado en húmedo y decantación (Gerdemann y Nicolson, 1963 modificado).

- 1.- Pesar 50 g de suelo y colocarlo en un vaso de precipitados de 1000 ml.
- 2.- Agregar agua de la llave hasta las $\frac{3}{4}$ partes del vaso y agitar con la ayuda de un agitador mecánico por 3-5 minutos.
- 3.- Dejar reposar de 10 a 20 seg. y decantar el sobrenadante a través de una serie de 3-5 tamices con diferente apertura de malla, incluir uno de 105 y uno de 44 μm . Reteniendo en el primero la materia orgánica y a las esporas de mayor tamaño, mientras que en el segundo se retienen a las de menor tamaño. Repetir al menos dos veces la operación.
- 4.- Recoger los residuos del tamiz con un poco de agua; la fracción orgánica obtenida en el tamiz de 105 μm como en el de 44 μm , se pasa a un tubo para centrifugar 5 min. en agua a 2500 rpm, se decanta y desecha el sobrenadante.
- 5.- Éste procedimiento se repite dos veces más.
- 6.- La fracción orgánica obtenida tanto en el tamiz de 105 micras como en el de 44 micras, se pasa a un tubo para centrifugar 5 min. en agua a 2500 rpm, se decanta y desecha el sobrenadante.
- 7.- Se agrega a cada fracción una solución de sacarosa al 65%, se centrifuga a 2500 rpm durante 1 min. Después las dos fracciones se vierten a través del tamiz de 44 micras, donde ya se forma una sola muestra, ésta se enjuaga con abundante agua.
- 8.- El contenido del tamiz se vuelve a centrifugar con agua, para eliminar los restos de sacarosa, a 2500 rpm.
- 9.- La muestra se contiene en una caja petri la cual es examinada bajo el microscopio estereoscopio para realizar el recuento. Se harán preparaciones fijadas de esporas con el fin de determinar a nivel de género los HMA presentes.