



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA  
DE MÉXICO**

---

---

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA**

EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD MICROBIANA  
EN LAS ISLAS DE RECURSOS FORMADOS POR  
*Mimosa biuncifera* Y *Prosopis laevigata* EN  
MATORRALES XERÓFILOS DEL VALLE DEL  
MEZQUITAL, HIDALGO

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

B I O L O G O

P R E S E N T A :

**ELIEVF LEÓN ARIZMENDI**



DEDICATORIAS

DIRECTOR: M. en C. ROSALVA GARCÍA SANCHEZ

Investigación reaizada con financiamiento del proyecto  
sectorial SEMARNAT-CONACYT-2002-COI-668

MEXICO, D.F.

2008



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.

Esta tesis se la dedico:

A mi mamá **Clara Arizmendi Yañez** por su apoyo, comprensión, cariño, fuerza y entereza. Gracias por impulsarme y brindarme sabias herramientas para mi formación humana e intelectual.

A mi abuelita **Ana Maria Yañez Ortega** quien, por su sabiduría desbordada, me inspira a la reflexión de lo cotidiano.

A mi hermano **Victor** de quien he aprendido el valor de la perseverancia y por el cual experimento un cariño profundo por verle nacer y crecer.

A mi hermana **Alenhia** a quien admiro por su habilidad de plasmar de forma escrita ideas, conocimiento y sentimientos, por toda una vida de aprendizaje, convivencia, risas y enojos, gracias por ser mi amiga.

Con cariño:

A todos mis tíos, los cuales me han obsequiado un pedacito de sus vidas y corazones: Eduardo, Patricia, Gilberto, Erendira y Joselino.

A mis queridos primos por todos los momentos felices que juntos hemos compartido. Deseándoles que sus sueños superen sus metas: Alejandro, Fernando, Itandehuitl, Citlali, Erendira, Berthold, Ixchell, Lalo, Santiago, Gala, Anmaramni, Abraham, Jesús y Elena.

A **Victor Hugo Hernández Torres** quien me brindo cariño y confianza.

A **Juan Carlos Baxcajai**, mi ahijado que aun cuando estemos lejos lo llevo en mi corazón.

A la memoria de mi tío abuelo y bisabuela:

Chucho y Elena.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza; a sus académicos que contribuyeron a mi formación intelectual, a constituir y madurar mi pensamiento científico; así como, a su personal administrativo quienes, con la mejor actitud, agilizaron los trámites burocráticos correspondientes. Espero que esta investigación inspire a futuras generaciones.

Expreso mi gratitud a los profesores que estuvieron pendientes durante la realización de este trabajo; por su confianza y sus acertados consejos: Dr. Gerardo Cruz Flores, Dra. Esther Matiana García Amador, Dr. Arcadio Monroy Atta, M. en C. Maria de Jesús Sánchez Colín y Biól. Elvia García Santos. Y con especial cariño a la M. en C. Rosalva García Sánchez por creer en mi, por su paciencia, asesoría y valiosa amistad.

A los Doctores Esther M. García y Gerardo Cruz por facilitarme el acceso al equipo y material requeridos para el trabajo de laboratorio y análisis estadístico. A la Biól. Miriam Durán por su apoyo en el laboratorio y solidaridad en el trabajo.

Al Dr. David Álvarez-Solís (Departamento de Agroecología, Colegio de la Frontera del Sur, ECOSUR) quien generosamente compartió su conocimiento e información.

A los amigos de la FES Zaragoza: Fausto, Rodrigo, Alejandra, Hugo, Julio, Fernando, Itzel y Argelia

A los amigos del CCH Sur: Rodrigo, Itza, Fiamma, Alejandra B., Alejandro C., Amanda, Ivonne, Edna, Paz, David, Adán, Osmayra, Gustavo y Daniel.

A distintos amigos: Karlita, Edgar, Ali, Julián, Vicente, Araceli, Daniel, Quique y Manuel.

A Francisco Zepeda por su paciencia, apoyo y sabios consejos. También al Ing. Benjamín Pedro García Hernández y Roberto Rivera López de la Dirección de Ecología y Medio Ambiente de la Delegación Magdalena Contreras por su comprensión y paciencia.

A Itza: gracias amiga, por enriquecer mi alma con tu conciencia y concepción de la vida, por tus decisiones valientes sin temer a ser juzgada, y porque vives el amor en todo momento, gracias por ser mi *hermana*.

A Rodrigo: sensibilidad y expresión del cuerpo, catedrático de la filosofía hindú, de los sueños y placeres. Gracias por tus encuentros magistrales y por tus expresiones corporales en el baile, por ser mi *hermano*.

A Andrés: gracias por compartir y sensibilizar mis sentidos frente a los sonidos eclécticos de tu propia creación. Sin ti no hubiera aprendido a defender mis decisiones e ideología. ¡ReY TruEno sIemPre aRRiba NunCa BaJa!

A la familia Baxcajai de Botho, Hidalgo, por su compañía, cariño, solidaridad y por acogerme como parte de su familia. Profunda gratitud a la sra. Mari quien me enseñó la utilización e importancia de gran variedad de plantas medicinales.

## CONTENIDO

INDICE DE CUADROS.....	4
INDICE DE FIGURAS.....	5
RESUMEN.....	6
INTRODUCCIÓN.....	7
MARCO TEORICO.....	8
Zonas áridas y semiáridas de México.....	8
Islas de recursos en los ecosistemas semiáridos.....	9
Leguminosas con importancia ecológica.....	14
Mimosa biuncifera Benth.....	14
Prosopis laevigata.....	16
Importancia de la microbiota del suelo.....	17
Los indicadores biológicos.....	22
El ciclo del Carbono.....	24
Proceso de descomposición y red trófica.....	27
Hongos Micorrizicos Arbusculares.....	32
HIPÓTESIS.....	39
OBJETIVOS.....	39
ZONA DE ESTUDIO.....	40
El Valle del Mezquital.....	40
DESCRIPCIÓN DE LOS SITIOS.....	42
TRABAJO EN CAMPO.....	44
TRABAJO EN LABORATORIO.....	46
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	48

1. EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD MICROBIANA.....	48
1.1 Actividad Microbiana del suelo en tres matorrales.....	48
1.2 Actividad microbiana del suelo entre condiciones de las islas de recursos de Prosopis laevigata.....	50
1.3 Actividad microbiana del suelo entre condiciones de las islas de recursos de Mimosa biuncifera.....	52
2. CARACTERÍSTICAS ESTRUCTURALES DE LAS POBLACIONES QUE FORMAN ISLAS DE RECURSOS.....	53
3. PROPIEDADES FÍSICAS Y QUÍMICAS DEL SUELO.....	57
3.1 Propiedades físicas y químicas del suelo en tres matorrales.....	57
3.2 Propiedades físicas y químicas del suelo entre condiciones de las islas de recursos de Prosopis laevigata.....	62
3.3 Propiedades físicas y químicas del suelo entre condiciones de las islas de recursos de Mimosa biuncifera.....	64
4. HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES.....	66
4.1 Densidad de esporas de HMA en suelo de tres matorrales.....	67
4.2 Densidad de esporas de HMA asociados a las islas formadas por Prosopis laevigata y Mimosa biuncifera.....	68
4.3 Géneros y morfoespecies de HMA asociados a las islas formadas por Prosopis laevigata y Mimosa biuncifera.....	69
CONCLUSIONES.....	71
PERSPECTIVAS.....	73
ANEXO I.....	74
ANEXO II.....	81
LITERATURA CITADA.....	94

## INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Propiedades físicas y químicas del suelo bajo <i>Prosopis laevigata</i> en sitios semiáridos de México.....	13
Cuadro 2 Propiedades físicas y químicas del suelo de <i>Mimosa biuncifera</i> en sitios semiáridos de México.....	13
Cuadro 3. Vías de transporte de material que contiene N.....	21
Cuadro 4. Número de esporas en las islas de recursos de zonas semiáridas y áridas de México.....	38
Cuadro 5. Técnicas utilizadas para la obtención de las propiedades físicas y químicas del suelo directamente relacionadas con la actividad microbiana .....	47
Cuadro 6. Determinaciones de la actividad microbiana.....	49
Cuadro 7. Actividad microbiana dentro y fuera de las islas formadas por <i>P. laevigata</i> en dos localidades.....	51
Cuadro 8. Actividad microbiana dentro y fuera de las islas formadas por <i>M. biuncifera</i> en dos localidades.....	52
Cuadro 9. Tamaño de las plantas <i>P. laevigata</i> en los dos sitios de estudio.....	53
Cuadro 10. Tamaño de las plantas de <i>M. biuncifera</i> en los dos sitios de estudios.....	55
Cuadro 11. Propiedades físicas y químicas de suelos de tres matorrales del Valle del Mezquital.....	61
Cuadro 12. Propiedades físicas y químicas del suelo, dentro y fuera de las islas de recursos formadas por <i>P. laevigata</i> .....	63
Cuadro 13. Propiedades físicas y químicas del suelo, dentro y fuera de las islas de recursos formadas por <i>M. biuncifera</i> .....	65
Cuadro 14. Morfoespecies de HMA presentes en tres agostaderos.....	70



## INDICE DE FIGURAS

Fig. 1.- Diagrama de las vías de transporte del N en un ecosistema árido.....	21
Fig. 2.- Ciclo del Carbono.....	25
Fig. 3.- La descomposición en un ecosistema terrestre.....	29
Fig. 4.- Relaciones tróficas de microorganismos del suelo en relación a la materia orgánica.....	31
Fig. 5.- Mapa de la ubicación del agostadero Rincón.....	42
Fig. 6.- Mapa de la ubicación del agostadero Bigu.....	43
Fig. 7.- Mapa de la ubicación del agostadero González-González.....	43
Fig. 8.- Foto de Bingu, presenta el matorral rosetofilo con presencia de P. laevigata.....	54
Fig. 9.- Foto de Rincón, presenta matorral alto espinoso con presencia de P. laevigata.....	54
Fig. 10.- Foto de González-González, presenta matorral mediano espinoso, con presencia de M. biuncifera.....	56
Fig.11.- Número de esporas por condiciones (dentro y abierta) de Prosopis y Mimosa.....	69

## RESUMEN

La actividad y biomasa microbiana edáfica son respuesta a diferentes factores como la cantidad, calidad y distribución del sustrato carbónico del cual se alimentan, así como de la humedad y la temperatura, entre otros. Las islas de recursos (porciones de suelo fértil y de recursos bióticos en un mar de suelo menos fértil), contienen un gran acervo de microorganismos, incluyendo a los hongos micorrízicos.

Se evaluaron indicadores biológicos como el dióxido de carbono ( $\text{CO}_2$ ), Carbono en Biomasa Microbiana (CBM) y el Índice de Eficiencia Microbiana (IEM), además de las propiedades físicas y químicas del suelo y el número de géneros, morfo-especies y densidad de esporas de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) para la caracterizaron de las condiciones edáficas bajo el dosel de dos leguminosas en tres matorrales (Rincón, Bingu y González-González) del Valle del Mezquital.

El  $\text{CO}_2$  producido, el CBM, el IEM, el porcentaje de materia orgánica, carbono orgánico, nitrógeno y conductividad eléctrica evaluados del suelo bajo el dosel *Prosopis laevigata* permitieron caracterizar las islas de recursos en el matorral de Rincón, sitio poco deteriorado.

Los resultados en el sitio de Bingu, donde se evaluó *Prosopis*, muestran diferencias entre los valores de las propiedades físicas y químicas del suelo entre condiciones (dosel y abierta) pero estas diferencias no son significativas ( $P > 0.05$ ), excepto para la densidad aparente (DA) y carbono orgánico (CO), por lo que no se determino la presencia de islas de recursos en esta localidad.

En *Mimosa* en Rincón, la producción de  $\text{CO}_2$  es significativamente mayor bajo su dosel que fuera de él, igual que la conductividad eléctrica. Los valores de las otras propiedades evaluadas fueron más altos bajo dosel, lo que sugiere que las condiciones de suelo se están modificando y cabe la posibilidad de que se formen islas de recursos.

En González-González, la DA bajo dosel de *Mimosa* fue mayor que fuera de él, los valores de materia orgánica (MO), carbono orgánico (CO) y nitrógeno total (Nt) fueron mas altos en la condición de fuera lo que sugiere que no hay presencia de islas de recursos, sin embargo, ésta especie es un refugio para los HMA.

## **INTRODUCCIÓN**

Las zonas semiáridas de México son reconocidas por su alto grado de endemismos y diversidad biológica, son además de gran importancia económica y ecológica. Estas zonas han sido afectadas por factores de deterioro generando diferentes niveles de disturbio. La restauración ecológica es una de las disciplinas que, fundamentada en la teoría ecológica, busca inducir el proceso de reconstrucción de un ecosistema deteriorado. Con esta herramienta se busca intervenir en el rescate o reconstrucción de los ecosistemas perturbados. Para reconstruir con mayor éxito un ecosistema es necesario conocer su estructura y función de los componentes más importantes de éste y del suelo. Existe una amplia gama de microorganismos en la microbiota del suelo, algunos de ellos generan y favorecen las condiciones para el crecimiento y establecimiento de las especies vegetales - que en conjunto constituyen la cubierta vegetal-, dicha gama es potencialmente importante en la conservación y mantenimiento de los ecosistemas semiáridos. El objetivo de este trabajo, es evaluar la actividad microbiana del suelo asociada a las islas de recursos formadas por leguminosas. Hasta ahora no hay reportes de la evaluación de esta técnica en suelos del Valle del Mezquital, sin embargo ha sido probada en otros ambientes y se utiliza como indicador de la calidad del suelo, esta técnica indica la condición de la isla de recursos, y puede ser una herramienta en los programas de restauración. Las islas de recursos juegan un papel importante como reservorios de microorganismos y como puntos de radiación de los mismos, propiedad que puede ser empleada como mecanismo de recuperación de la biota del suelo en los matorrales del Valle del Mezquital.

## MARCO TEÓRICO

### **Zonas áridas y semiáridas de México**

Las zonas áridas y semiáridas de México son importantes objetos de estudio para diferentes disciplinas tanto científicas como sociales. Estas zonas abarcan el 60% de la superficie nacional, desde el norte hasta el centro de México; además de que mantienen una diversidad botánica aproximada de 6 mil especies de plantas y son, a su vez, depositarias de altos niveles de endemismos del país, lo que lleva a considerarlas como áreas con alto potencial en la obtención de recursos naturales originales, como materias primas para la industria farmacéutica, alimentaria, textil, etc. (Montaño y Monroy, 2000, Monroy, 2002). Las zonas áridas mantienen la mayor densidad de plantas longevas, con especies que pueden llegar a vivir por más de 2000 años (Valiente, 1992).

Las zonas áridas y semiáridas de México se clasifican dentro de los climas BW y BS respectivamente según Köpen (García, 1973), las regiones semiáridas tienen precipitaciones inferiores de 500 mm, temperaturas diarias que oscilan entre 12 y 26° C, se presenta de 6 a 8 meses secos y una cubierta vegetal mayor del 70%. Son zonas donde domina principalmente vegetación de matorrales y pastizales (Villalobos, 1994).

Las plantas xerófilas son plantas adaptadas a las condiciones extremas de temperatura, sequía y escasa humedad durante períodos prolongados de tiempo y deben ser capaces de sobrevivir en suelos pedocálcicos y con escasa humedad, textura gruesa y bajo contenido de material orgánico (Cloudsley-Thompson, 1979). El matorral xerófilo ocupa aproximadamente el 40% de la superficie del país, es el más vasto de todos los tipos de vegetación. En este clase de matorral es notable la diversidad de plantas suculentas, plantas de hojas arrosetadas o concentradas hacia los extremos de los talos, plantas afilas, plantas gregarias o coloniales, especies provistos de tomento blanco, etc. La microfilia y la presencia de espinas son caracteres comunes, al igual que la pérdida de hojas en épocas desfavorables (Rzedowski, 1983). Se advierte que en zonas de clima semiárido de México existe un mayor número de endemismos entre los géneros de la flora leñosa mexicana. El

matorral xerófilo junto con los pastizales son los tipos de vegetación donde se ha encontrado especies con distribución restringida (Rzedowski, 1991).

Con frecuencia, en las regiones áridas los terrenos agrícolas son barbechados sin conservar alguna cubierta vegetal que incremente la carga de agua del suelo (Allen, 1999), los terrenos con vegetación natural son usados como terrenos de libre pastoreo. Actualmente estas zonas son perturbadas debido a sobrepastoreo, la agricultura extensiva, tala indiscriminada de vegetación, a extracción selectiva de especies vegetales, minería y en general por el manejo inapropiado de los recursos naturales (Allen, 1999; Monroy, 2002; Izquierdo y Oltremari, 1996). Por ello, es necesario buscar mecanismos que ayuden a retroceder o a parar la perturbación en estos lugares.

### **Islas de recursos en los ecosistemas semiáridos**

Las islas de recursos se refieren a porciones de suelo fértil 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. Estas plantas promotoras de islas de recursos trabajan en conjunto con diversos organismos presentes en el suelo para llegar a los resultados mencionados (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 enfoca a las propiedades físicas y químicas del suelo las cuales son metabolizadas por las plantas, mientras que las islas de recursos se enfoca más a los proveedores de estos nutrimentos básicos para las plantas, es decir considera a los microorganismos vivos del suelo. Los dos conceptos tienen mucha relación entre si, por el hecho de que ambos factores son los creadores de un medio óptimo en el suelo para el establecimiento y crecimiento de las plantas (Camargo-Ricalde, 2003). García-Moya (comunicación personal) explica que los microorganismos forman parte del concepto islas de fertilidad ya que es un componente más de la fertilidad y que por lo tanto no se debe separar el concepto en islas de recursos e islas de fertilidad.

Garner y Steinberger en 1989 propusieron un mecanismo para la formación de islas de fertilidad en zonas desérticas, en el cual destaca el mecanismo biológico sobre el mecanismo físico, sin restarle importancia a este último. Dentro de los mecanismos físicos mencionaron la difusión molecular, flujo hidrodinámico, difusión del agua, entre otros. En los biológicos el fitotransporte de fluidos dentro de la planta que lleva el nitrógeno (N) de la rizósfera a la fitosfera, en algunos casos es el sentido contrario; el zootransporte, donde la fauna (micro, meso y macro) se alimenta de productos primarios de la fotosíntesis (hoja, tallo, raíz y semillas) o productos secundarios (desechos de varias fases de mineralización, animales, bacterias, hongos y organismos muertos) y después se mueven del lugar de consumo a un nuevo lugar, aquí el N es inmovilizado temporalmente y después expuesto por excreción o la muerte del animal que lo transporta. El movimiento del N de una zona a otra es por transporte físico y biológico y ambos son acelerados por la humedad donde los físicos son más sensibles. Los mecanismos biológicos se vuelven determinantes en tanto se intensifica la aridez. Dando estos argumentos los autores propusieron que las islas de fertilidad son causadas por el dominio del zootransporte sobre los mecanismos físicos dispersivos. El mecanismo de zootransporte (1) toma N del área que rodea a la isla y (2) retiene en la isla el N que ya está presente.

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, esta va a propiciar un “sitio seguro”: que es aquella zona o micrositio en el cual una semilla puede encontrar para sí misma: el estímulo requerido para romper su latencia y las condiciones requeridas para iniciar el proceso de germinación, los recursos agua y oxígeno que son consumidos durante la germinación (Haper *et al.*, 1977). 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). Este 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 crecieran 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 (Cruz, 1992 y Montaña, 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 estos nutrimentos dentro de la copa disminuyen conforme aumenta la profundidad del suelo. (Tiedemann y Klemmenson, 1973; García-Espino *et al.*, 1989; Montaña, 2000).

García-Espino *et al.* (1989) encontró que los suelos de las islas de fertilidad fueron diferentes de las áreas adyacentes en cuanto a su contenido de materia orgánica, nitrógeno total, potasio intercambiable y textura, los suelos asociados a las islas presentaron los mejores atributos.

Los sitios fértiles favorecen las características de organización de plantas y animales en el desierto y su destrucción dificulta extremadamente el establecimiento de la mayoría de las plantas germinadas; sin embargo, algunas especies pioneras logran germinar y sobrevivir en áreas desnudas adyacentes a los sitios fértiles y dan origen a nuevas islas. Los niveles de materia orgánica (M. O) y de nutrientes 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 de la superficie, la cual bajo la actividad microbiana aumenta la disponibilidad de los nutrientes y la fertilidad del suelo bajo la copa de los arbustos.

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; Montaña, 2000; Carrillo-García *et al.*, 2000). Entre las especies que se encuentran reportadas como formadoras de islas son: *P. laevigata* (Montaña, 2000); *P. glandulosa* (García-Espino, 1989); *Larrea divaricata* Cav. (García-Moya y McKell, 1970); *Prosopis juliflora* (Swartz) D.C. (Tiedemann y Klemmenson, 1973); *Mimosa* sp. (Camargo-Ricalde, 2003) *Acacia* sp. (Cloudsley-Thompson, 1979; Diop *et al.*, 1993), También algunos cactus gigantes (Carrillo-García *et al.*, 2000). En los cuadros 1 y 2 se muestran los resultados de algunos trabajos acerca del suelo dentro y fuera de las islas formadas por *Prosopis laevigata* y *Mimosa biuncifera*, donde coinciden en que el suelo bajo la copa contiene más materia orgánica y nitrógeno que en áreas adyacentes.



**Cuadro 1.** Propiedades físicas y químicas del suelo donde se presenta *Prosopis laevigata* (trabajos previos)

	Hidalgo Santiago de Anaya*		Hidalgo González- Ortega*		Guanajuato "El Cotijo" **		Guanajuato "El Cotijo" Oeste***		Guanajuato "El Cotijo" Este***	
	DIR	FIR	DIR	FIR	DIR	FIR	DIR	FIR	DIR	FIR
Materia Orgánica %	7.55	2.79	2.63	1.61	3.4	0.63	2.20	0.74	1.45	0.62
Carbono Orgánico %	4.33	1.61	1.52	0.93	-	-	-	-	-	-
Nitrógeno total %	0.18	0.12	0.16	0.09	-	-	40.5	26.5	45.0	15.7

\*Montaño, 2000; \*\*Cruz, 1996; \*\*\*Frías-Hernández, 1998.  
 DIR= Dentro de la Isla de Reursos; FIR= Fuera de la Isla de Recursos

**Cuadro 2.** Propiedades físicas y químicas del suelo donde se presenta *Mimosa biuncifera* (trabajos previos de Luna-Suárez, 1998)

	Guanajuato área recuperada*	Guanajuato área recuperada*	Guanajuato área degradada *	Guanajuato área degradada *
	DIR	FIR	DIR	FIR
Materia Orgánica	-	-	-	-
Carbono Orgánico	31.27 g kg <sup>-1</sup>	26.55 g kg <sup>-1</sup>	18.18 g kg <sup>-1</sup>	17.47 g kg <sup>-1</sup>
Nitrógeno total	3.52 g kg <sup>-1</sup>	2.90 g kg <sup>-1</sup>	2.27 g kg <sup>-1</sup>	1.85 g kg <sup>-1</sup>

DIR= Dentro de la Isla de Recursos, FIR= Fuera de la Isla de Recursos

## **Leguminosas con importancia ecológica**

Las especies arbustivas que se describen son elementos comunes de los matorrales xerófilos del Valle del Mezquital, su participación en la estructura y dinámica de estos ecosistemas son destacados por lo que la conservación de estos elementos es importante. Estas especies son punto de partida para desencadenar vías para el mantenimiento de los ecosistemas semiáridos, pueden ser plantas nodrizas ó promotoras de recursos bióticos y abióticos como las islas de recursos, promoviendo el establecimiento de otras especies vegetales bajo su dosel, y como reservorios de microorganismos edáficos y de semillas.

### *Mimosa biuncifera* Benth

*Mimosa biuncifera* se encuentra como elemento importante en los matorrales xerófilos. Es una especie oportunista ya que su abundancia esta relacionada con el grado de perturbación de la vegetación, es más abundante en la orilla de los caminos y en las áreas alteradas (Camargo-Ricalde, 1997).

Las mimosas son importantes funcionalmente ya que tienen la capacidad de enriquecer el suelo con nitrógeno debido a que forman nódulos fijadores en sus raíces al entrar en simbiosis con bacterias de los géneros *Rhizobium* y *Bradyrhizobium* (Camargo-Ricalde *et al.* 2004).

Las mimosas (*Mimosa* spp.) al igual que otras leguminosas como los mezquites (*Prosopis* spp.) y huizaches (*Acacia* spp.) predominan en sitios perturbados y en terrenos agrícolas abandonados, ya que son capaces de crecer en suelo pobres en nitrógeno mejorando el suelo. El crecimiento del sistema radicular de la mimosa es profundo y extendido evitando la erosión del suelo, y así la pérdida de nutrimentos; facilita el establecimiento de otras especies vegetales donde la mimosa provee un sitio seguro, banco de semillas, óptimas condiciones microambientales bajo su dosel (nodriza) propiciando la vida de microorganismos como bacterias, hongos, colémbolos, nemátodos, lombrices de tierra, etc., los cuales son característica esencial de las islas de recursos. La mimosa puede ser considerada como un género útil en programas de rehabilitación y restauración ecológica ya que es formadora de islas de recursos principalmente en regiones semiáridas y áridas (Camargo-Ricalde *et al.* 2004).

Las mimosas no sólo son funcionales en la restauración ecológica, sino también son importantes por los diferentes usos que tienen a lo largo del país. Camargo-Ricalde *et al.*, hicieron una revisión de ejemplares de herbario (CODAGEM, ENCB, IEB, IMSSM, MEXU y UAMIZ), del Banco de Información Etnobotánica de Plantas Mexicanas (BADEPLAM) de la UNAM y de literatura especializada, logrando una recopilación completa sobre la utilidad que tiene la *Mimosa* ssp. Reportaron que las mimosas son utilizadas como cercas vivas, plantas ornamentales, para forraje, material para construcción, combustible (leña y/o carbono), melífera, peletería, implemento agrícola, comestibles y medicinal. *Mimosa biuncifera* se usa como herramienta para cubrir con tierra las semillas sembradas en los surcos de terreno de cultivo en la región del Valle del Mezquital (ver Camargo-Ricalde *et al.*, 2001).

*Mimosa* es un género que se encuentra con mayor frecuencia en las zonas áridas y semiáridas del país como son los estados de Sonora, Chihuahua, Coahuila, Nuevo León, Tamaulipas, Sinaloa, Durango, Zacatecas, San Luis Potosí, Guanajuato, Querétaro, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, D.F. Michoacán, Tlaxcala, Puebla y Veracruz.

Esta especie desarrolla los primeros brotes a fines de marzo y después de 10-15 días es posible encontrar hojas maduras, los brotes siguen desarrollándose durante el verano y parte del otoño; en noviembre y diciembre persisten únicamente restos de follaje y la planta pierde completamente las hojas durante el invierno. El período de floración se inicia en abril y se prolonga hasta julio, lo que permite que en mayo la planta empiece a fructificar; los frutos persisten hasta marzo del año siguiente (Camargo –Ricalde, 1997)

En México el género *Mimosa* comprende hasta el momento 110 especies, lo que representa el 22% del total del género, de las cuales el 60% son endémicas para el país, ocupando el segundo lugar en riqueza, centro de origen y distribución de especies después de Brasil (Grether *et al.*, 1996; Camargo-Ricalde *et al.*, 2004).

*Prosopis laevigata*

Las especies del género *Prosopis* (Burkart), son conocidas como mezquites. Este género es constituido por árboles y arbustos los cuales son importantes en las regiones áridas y semiáridas del Norte de América. Sus adaptaciones morfológicas y fisiológicas les permiten establecerse en condiciones limitativas de humedad, salinidad y fertilidad del suelo, razón por la cual juegan un papel determinante en la dinámica de dichos ecosistemas. La relación que existe entre el mezquite con las demás especies herbáceas y arbustivas es importante en la distribución y sobrevivencia de estas últimas (Cruz *et al.*, 1997, Montaña, 2000). El mezquite ha sido reconocido como formador de islas de fertilidad donde se ha mostrado que bajo su dosel contiene gran actividad microbiana (Olalde-Portugal *et al.*, 2000).

El *Prosopis laevigata* es característica de zonas áridas y semiáridas con enormes raíces, su factor limitante por lo tanto no será el agua, sino las condiciones del suelo, como son escasez del mismo y alcalinidad o salinidad en algunos sitios. *Prosopis laevigata* es típico en el centro del país. Se distribuye en las isoyetas de 300 a 900 mm. y en altitudes hasta de 2300 msnm., principalmente entre los 1800 y 1900; se presenta en forma de árboles con altura de 6-7 m, así como arbustiva de 2 a 3 m (Maldonado-Aguirre y de la Garza, 2000).

De su madera se fabrican puertas, muebles, carretas. Asimismo, es utilizado para combustible y sus frutos se usan intensivamente como forraje para ganado y también es consumido como alimento por los habitantes de la región (Maldonado-Aguirre y de la Garza, 2000).

El mezquite ha crecido prácticamente en todo el Valle del Mezquital a excepción de las partes más altas de los cerros o lomeríos, en donde no puede prosperar debido a la escasez del suelo, se desarrolla en los fondos de los valles y las planicies en las que, gracias a su desarrollado sistema radical, es capaz de aprovechar las aguas del subsuelo. En los sitios donde las condiciones son más favorables, por ejemplo en las orillas de los arroyos o del río Tula, o en lugares donde el suelo es más profundo, puede alcanza la talla de un árbol de 6 a 8 m de altura, pero generalmente no llega a los 3 m.

El mezquite forma parte del matorral espinoso así como de la selva baja caducifolia pero también se encuentra más aislado (forma arbórea), entremezclado con plantíos de maíz y alfalfa, sirviendo para delimitar milpas o propiedades. Dentro de Hidalgo se distribuye principalmente hacia el centro y norte del Valle del Mezquital, en gran parte del Valle de Ixmiquilpan, parte suroeste de Actopan y parte noroeste y suroeste del Valle de Mixquiahuala (Gómez-Lorence *et al.*, 1970). El mezquite es una planta caracterizada por ser conspicua y con distribución casi restringida al país, ya que se encuentra ubicada en una de las islas ecológicas de mayor extensión que es en la zona árida de la república, además pertenece al tipo de vegetación de Matorral xerófilo el cual, junto con el pastizal, es rico en especies endémicas en México (Rzedowzki, 1991). En el Valle del Mezquital el mezquite florece durante febrero-marzo y termina en abril-mayo. La maduración de las vainas principia en los meses junio-julio, para que en julio-agosto ya haya adquirido una forma abultada y un color vino moteado de manchas amarillas (Gómez-Lorence *et al.*, 1970).

### **Importancia de la microbiota del suelo**

Los organismos del suelo son divididos en tres grupos de acuerdo a su tamaño y su tipo de respiración: (1) Microfauna. Constituida por animales acuáticos 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, como los microartropodos (Colembolos y Acaros) y pequeños Oligoquetos y Enquitraeideas y (3) Macrofauna. Animales de respiración aérea de más de 2mm hasta 20mm que se mueven activamente a través del suelo y que pueden elaborar galerías y cámaras en las cuales viven. Estos animales se han nombrado “ingenieros de ecosistemas” como son las lombrices, termitas, hormigas, etc. (Swift *et al.*, 1979; Lavelle y Spain, 2001; Fragoso *et al.*, 2001). Dentro de la Microflora se encuentra 5 grupos: virus, bacterias, actinobacterias, hongos y algas (Lavelle y Spain, 2001).

La raíz de las plantas superiores entra en una interacción no sólo con un ambiente inanimado, compuestos de sustancias inorgánicas y orgánicas, sino también con una comunidad de microorganismos metabólicamente activos. Se denomina

rizósfera al ambiente que existe bajo la influencia bioquímica y biológica del sistema radical de las plantas, donde proliferan y compiten los microorganismos (Bolton *et al*, 1987, Rosenblueth *et al.*, 2001). La rizósfera se divide a menudo en dos áreas, la rizósfera más interior localizada en la superficie de las raíces (endorrizósfera) y la exterior que corresponde al suelo adyacente (exorrizósfera) (Alexander, 1980).

Se ha visto que los microorganismos que viven en el suelo son muy diversos. Existen diferentes interacciones entre ellos y los vegetales, ya sean como saprobios, simbioses, parásitos o simbioses mutualistas, estas relaciones tienen diferentes efectos ecológicos tanto perjudiciales (patógenos) como benéficos. La microbiota interfiere en la eficiencia de la captación de nutrimentos en el vegetal, además de que su diversidad es esencial para garantizar los ciclos de los nutrimentos, producen hormonas además de contribuir al control de patógenos y a los fenómenos de descomposición de la materia vegetal (Rosenblueth *et al.*, 2001). Por lo tanto la actividad microbiana es importante para mantener la fertilidad del suelo y la nutrición de las plantas (Álvarez-Solis y Anzueto-Martínez, 2004).

Para que la microbiota del suelo se encuentre activa fisiológicamente requiere de sustratos energéticos del suelo, por ejemplo residuos metabólicos de las plantas, entre los sustratos no específicos se encuentran los azúcares como la glucosa y la fructosa como los más abundantes. Por lo tanto los microorganismos van a buscar rodear la raíz. Las plantas depositan continuamente una gran variedad de compuestos en la rizósfera, proceso conocido como rizodeposición, como los compuestos que no requieren energía metabólica para ser liberados: azúcares, aminoácidos, flavonoides; compuestos que dependen de un proceso metabólico (enzimas) o de la autólisis de células viejas y gases como el etileno y CO<sub>2</sub>. Dentro de los compuestos secretados por las plantas también se considera el mucílago que consiste en polisacáridos (Bolton *et al*, 1987).

La presencia de vida microbiana en la rizósfera genera mayor exudación por parte de la planta, una remoción de compuestos catabólicos, también se presenta lisis de células de la raíz, producción de hormonas, antibióticos que no permiten la permeabilidad de la membrana y a la inducción de la síntesis de diversos compuestos (Rosenblueth *et al.*, 2001). Los microorganismos no solo actúan

directamente con las raíces o con las rizodeposiciones de las plantas, sino también entre ellos y la materia orgánica presente en la superficie del suelo, provocando una serie de beneficios para la misma planta, como es la mineralización, la inmovilidad y disponibilidad de diferentes nutrimentos (Srivastava, 1998; Nuñez *et al.*, 2001; Saetre y Stark, 2005).

Además de utilizar como sustratos energéticos el desecho de plantas perennes - como el del mezquite- también son útiles los de las plantas anuales. En el desierto de Chihuahua se ha visto que la composición química de las plantas es importante en los procesos de descomposición. En una prueba las poblaciones microbianas del suelo prefirieron usar el desecho de plantas anuales que el de las plantas perennes anuales, probablemente como resultado de la cantidad y calidad del carbono (C) contenido (Nuñez *et al.*, 2001).

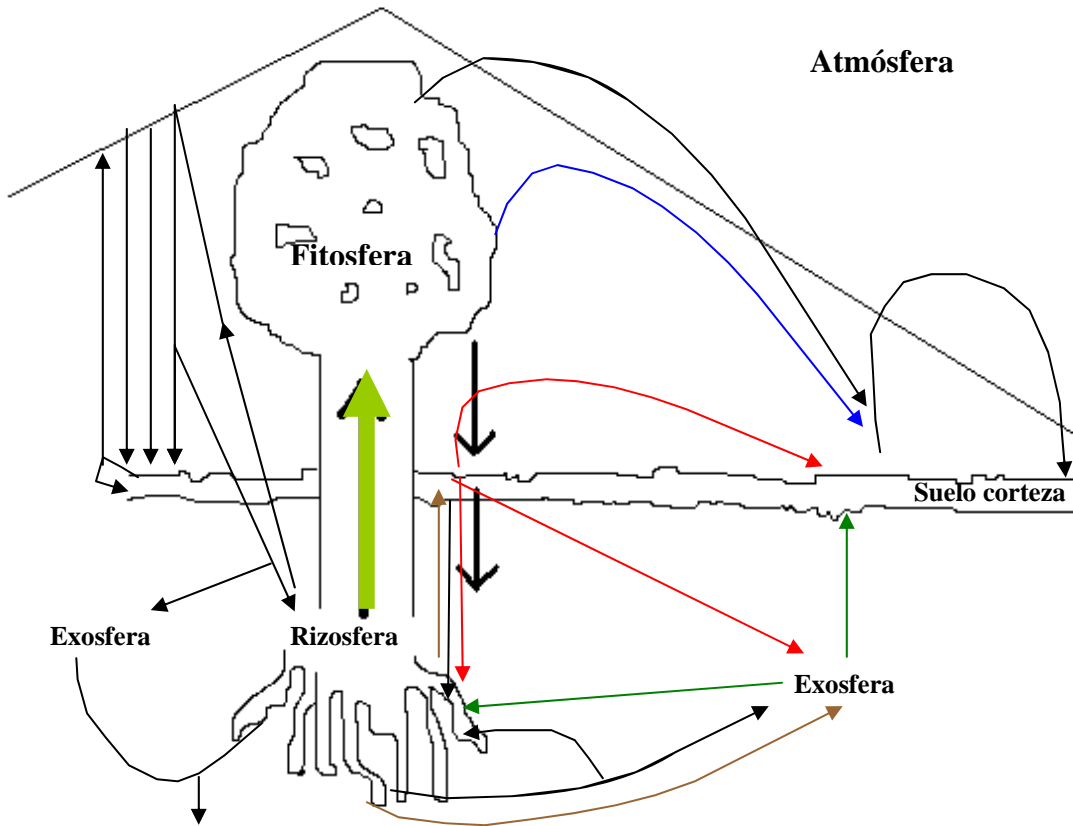
El clima y las diferentes condiciones están relacionados con la vida de los microorganismos. En los ecosistemas semiáridos la biomasa microbiana puede morir por prolongadas condiciones secas, esta biomasa muerta puede llegar a estar disponible para la comunidad microbiana sobreviviente después de la humedad de una lluvia esporádica. Un ejemplo son las reacciones que existen cuando llueve, en condiciones secas, para presentar un potencial bajo de agua los microorganismos acumulan solutos orgánicos en su citoplasma. En húmedo debe de haber un equilibrio en las concentraciones de solutos dentro y fuera de su membrana si no existe este equilibrio la membrana se rompe y el citoplasma junto con los compuestos orgánicos son liberados al suelo (Sastre y Stark, 2005). Entonces, la humedad del suelo juega un papel importante en la dinámica en la comunidad de los microorganismos, en su fisiología y por lo tanto en la mineralización, inmovilidad y disponibilidad de Nitrógeno y otros nutrimentos (Sastre y Stark, 2005).

Los microorganismos rizosféricos afectan al crecimiento y nutrición vegetal (Haselwandter, 1997) y un desequilibrio en sus funciones puede ocasionar la pérdida de una productividad sostenida. La sostenibilidad de un sistema agronómico y uno natural es dependiente de muchos factores pero se considera fundamental la estructura física y un equilibrio biológico óptimo (Azcón, 2000). Dentro del equilibrio biológico se engloba la interacción que existe entre la planta,

el suelo y todos los micro- y macroorganismos edafológicos presentes en el sistema, incluyendo a los hongos micorrízicos arbusculares, las diferentes bacterias, levaduras, nemátodos, etc. Se ha comprobado que para una mejor actividad microbiana heterotrófica es importante fortalecer las prácticas de manejo que restituyan la cantidad y calidad de las reservas orgánicas y cationes básicos del suelo. La actividad microbiana tiene interés agronómico debido a su potencialidad para reciclar los nutrimentos, mejorar la nutrición de las plantas y disminuir o sustituir la aplicación de fertilizantes de origen industrial. (Álvarez-Solis y Anzueto-Martínez, 2004).

Un ejemplo del equilibrio biológico se encuentra en el ciclo de nitrógeno dentro del mecanismo de formación de las islas de fertilidad en ecosistemas áridos, ya que en el existe una relación estrecha entre los organismos-isla (planta)-suelo. Garner y Steinberg (1989) proponen 5 zonas en las cuales el N es transportado por varios mecanismos. Estas zonas son: (1) la atmósfera; (2) la fistosfera, la cual es la zona sobre el suelo donde viven las plantas; (3) la costra del suelo, la cual es la interfase entre el suelo y la atmósfera; (4) la rizósfera; y (5) la exosfera la cual ha sido definida como la porción de suelo encontrada fuera de la rizósfera. En la Figura 1 se presenta en diagrama las 5 zonas y en el Cuadro 3 se muestra el origen y el mecanismo de transporte del N.





**Fig. 1.** Diagrama que muestra las vías de transporte de material que contiene N, las flechas de color indican las vías en donde el mecanismo biológico de transporte es importante en zonas áridas (diagrama de Garner y Steinberger, 1989).

**Cuadro 3.-** Vías de transporte de material que contiene N (Garner y Steinberger, 1989).

Origen	Material	Procesos de producción	A donde es transportado	El mecanismo
N originado de la Fitosfera	Material de la planta y de las excretas	Insectos que se alimentan herbivoramente	A la corteza del suelo lejana	Zootransporte
N originado de la costra de suelo	N orgánico y NH <sub>3</sub> (composición variable debido al ciclo <i>in situ</i> )	1) residuo que cae al suelo 2) excretas de animales 3) raspado de superficie del tallo de la planta	1) Rizósfera. 2) Superficie apartada. 3) Exosfera	Zootransporte
N originado de la rizósfera	Savia de la planta.	Absorción y bioprocesos.	Fitosfera	Fitotransporte
N originados de la rizósfera	Desecho de raíces donde hay N	Descomposición	1) costra del suelo. 2) Exosfera	Zootransporte
N originado de la exosfera	N orgánico	Ingestión y descomposición <i>in situ</i> flujo conducido por el desecho de Semillas colectadas por granívoros	Rizósfera y dispersión en la costra del suelo y Exosfera	Zootransporte

## **Los indicadores biológicos**

El suelo está constituido en la superficie de la tierra, que en contraste con el material parental, ha sido alterado por la interacción con el clima, relieve y con una variedad de organismos. El suelo es un cuerpo que incluye sólidos (minerales y materia orgánica), líquidos y gases que se encuentran ocupando un espacio. Es caracterizado por uno a varios horizontes, los cuales son distinguibles del material inicial como un resultado de la adición, pérdida, transferencia y transformación de energía y materia. Además tiene la habilidad de soportar el enraizamiento de las plantas y el medio ambiente (USDA, 2003). La formación de suelo es el resultado de la interacción de factores tales como el material parental, la temperatura, los patrones de lluvia y vegetación, insectos, animales y las poblaciones microbianas. Cuando se examina un ecosistema cada especie vegetal de la comunidad quizá difiere en las respuestas a calidad del suelo.

Según Etchevers *et al* (2000) el suelo es un recurso que se considera como un sistema vivo y dinámico, cuya funciones primordiales son mantener la productividad de las especies vegetales que en él se establecen, la biodiversidad, la calidad del aire y del agua así como la salud humana y el hábitat. El suelo es un cuerpo viviente, natural, dinámico y vital para el funcionamiento de los ecosistemas terrestres.

En los últimos años hemos sido testigos de la degradación del suelo, manifestado de diferentes maneras e impulsado por las actividades antropogénicas. Ante esto se han dado diferentes iniciativas para la conservación y sustentabilidad del suelo, lo cual ha desarrollado el concepto de la calidad del suelo y su operatividad. La calidad del suelo es “la capacidad del suelo para funcionar dentro del ecosistema relacionado al sustento de la productividad, manteniendo la calidad del medio ambiente y promoviendo la salud de las plantas y animales” (Soil Science Society of America, 1997 citado por Knoepp *et al*, 2000).

Dentro de su operatividad, se ha propuesto la generación de los índices, los cuales deben de ser capaces de describir, de una manera simple y eficiente, todo el amplio ámbito de las calidades del suelo y, al mismo tiempo, permitan comparar una condición específica de la calidad con otra, donde haya ocurrido una u otra

condición. El índice debe ser sensible al cambio e indiferente al agente que lo provoca (Etchevers *et al.*, 2000).

Estos indicadores del suelo son componentes para la elaboración de base de datos. Cuantificando estas variables a través de un largo tiempo puede conducir a un entendimiento y generar información útil acerca de los efectos referentes al manejo y las medidas preventivas y/o correctivas, así como también de los disturbios naturales o causados por el hombre sobre los componentes del suelo, y que eviten que la calidad del suelo se siga degradando (Knoepp *et al.*, 2000; Álvarez-Solis y Anzuelo-Martínez, 2004).

Se ha propuesto un listado de condiciones que deben cubrir las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo para que sean consideradas indicadores de la calidad del suelo:

- 1.- Describir procesos que ocurren en el ecosistema;
- 2.- Integrar propiedades y procesos físicos, químicos y biológicos;
- 3.- Ser accesibles a muchos usuarios y aplicable a condiciones de campo;
- 4.- Reflejar aquellos atributos de sustentabilidad que se quieren medir;
- 5.- Ser sensible a variaciones de clima y manejo de suelo; y
- 6.- Que su medición pueda ser reproducible.

Los índices biológicos monitorean o miden tres funciones básicas (Knoepp *et al.*, 2000):

- 1.- Desarrollo de la estructura del suelo
- 2.- Almacenamiento de los nutrimentos
- 3.-Actividad biológica

La materia orgánica es importante para la disposición de nutrimentos y también para la estructura del suelo, infiltración del aire y del agua, la retención del agua, erosión y el transporte o inmovilización de la contaminación. Algunos indicadores de la calidad del suelo miden los procesos o componentes de la acumulación de la materia orgánica y mineralización. Entre los cuales se incluyen: la mineralización de nitrógeno, la biomasa microbiana, la relación de la actividad microbiana con el carbono orgánico total, la respiración del suelo, la relación de la respiración con la biomasa microbiana, la población de la fauna y tipo de descomposición del desecho orgánico (Knoepp *et al.*, 2000; Nuñez *et al.*, 2001).

Knoepp *et al*, agruparon estos indicadores en cuatro grupos:

- 1.- Nitrógeno disponible
- 2.-Descomposición de desecho y características del suelo forestal
- 3.-Poblaciones de fauna
- 4.-Carbono disponible

Generalmente éstos indicadores se han utilizado para la obtención de información sobre ecosistema de bosques húmedos o templados, o trabajos agroforestales donde los datos son importantes para el mantenimiento productivo (Álvarez-Solis y Anzueto-Martínez; 2004, Granados, 2003 y Marschener *et al*, 2002).

Los indicadores pertenecientes a la disponibilidad del carbono son: el flujo de CO<sub>2</sub>, el carbono en la biomasa microbiana (CBM), la eficiencia microbiana (IEM) y qCmic (un cociente microbiano que estima la calidad de materia orgánica). En el grupo de la disponibilidad del N se manejan los siguientes indicadores: el N mineralizado, el cociente de N mineralizado/N total, el N total y el N perdido.

En este trabajo se evaluó el flujo de CO<sub>2</sub>, el CBM y el IEM como indicadores biológicos de la condición del suelo asociado a la presencia de las islas formadas por *Mimosa* y *Prosopis* en el Valle de Mezquital (Hidalgo), en donde no hay trabajos registrados en la utilización de estos índices.

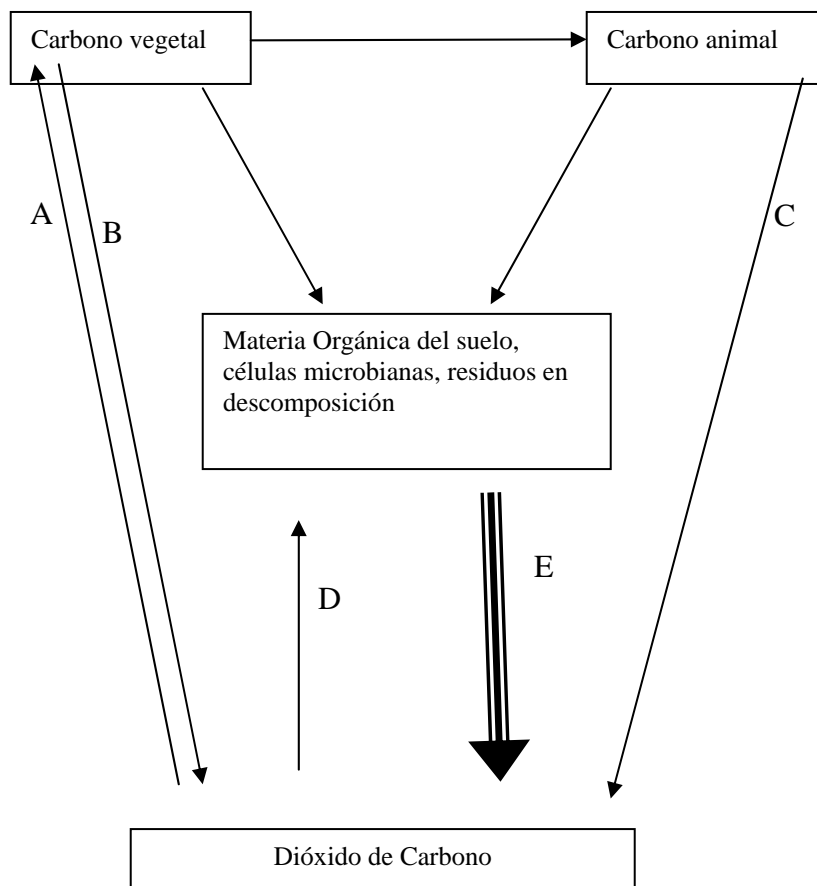
### **El ciclo del Carbono**

Como se ha dicho las poblaciones microbianas, juegan un papel importante en el crecimiento de las plantas, a causa de las reacciones bioquímicas que conducen a la liberación de sustancias que actúan como factores de crecimiento además de liberar nutrientes disponibles (Haselwandter, 1997, Rosenblueth *et al.*, 2001, Nuñez *et al*, 2001, Álvarez-Solis y Anzueto-Martínez, 2004).

El nitrógeno (N) del suelo es considerado como el principal nutrimento, el cual limita la productividad de las plantas en los ecosistemas áridos y semiáridos (Nuñez *et al*, 2001, Garner y Steinberger, 1989). A su vez el C orgánico del suelo es la fuente de energía para procesos microbianos que son determinantes en la disponibilidad de N y P en el suelo.

En ecosistemas áridos el contenido de C orgánico en el suelo puede ser afectado por la productividad de las plantas, ya que se ha encontrado que el patrón espacial

del C orgánico del suelo y de las partículas de materia orgánica está altamente correlacionado con la biomasa y con los gradientes de producción de residuos vegetales. Nuñez *et al* (2001) midieron la mineralización de C de suelos colectados en diferentes lugares del desierto de Sonora, entre ellos se encuentran suelos de áreas abiertas y bajo dosel de plantas perennes anuales. En el suelo de áreas abiertas se encontró baja mineralización de C, en comparación con los demás suelos, esto se explica por la reducción de la población de grupos microbianos en este lugar.



A = Fotosíntesis, B = Respiración vegetal, C = Respiración animal, D = Microorganismos autótrofos, E = Respiración microbiana.

**Fig. 2** Ciclo del carbono (tomado de Campbell, 1987)

El Carbono es un componente encontrado en los tejidos de los organismos. El C es el vehículo para transferir la energía biológica dentro de la biosfera (Figura 2). Grandes almacenes de este elemento se encuentran en la litosfera (incluyendo el suelo), la biosfera, la atmósfera, y la hidrosfera. Dentro del suelo, el

almacenamiento de C se encuentra en las raíces, en la biomasa microbiana y en la meso- y macro-fauna. El carbono es transferido en la superficie y dentro el horizonte mineral del suelo a través del desecho, raíces muertas, de la descomposición y varios tipos de lixiviación y exudación. Los residuos incluyen las hojas muertas, la corteza, tallo o tronco y estructuras de reproducción originados de plantas este también incluye material fecal, productos secretorios y cuerpos muertos de la fauna. El carbono perdido incluye el CO<sub>2</sub> por respiración de la biota del suelo y por procesos abióticos de oxidación (Lavelle y Spain, 2001).

La cantidad de CO<sub>2</sub> emitido por los microorganismos depende de diferentes factores, entre ellos se encuentran la temperatura y la humedad. Evaluaciones de CO<sub>2</sub> del suelo demostraron que la respiración varía espacialmente y estacionalmente, estas variaciones están relacionadas con la distribución de la humedad y temperatura. La humedad del suelo influye en la respiración en todo o en una parte del año, como ocurre en las regiones áridas y semiáridas. (Conant *et al*, 2004).

Según Conant *et al* (2004), la respiración responde al incremento de la temperatura y es restringida por la baja humedad en el suelo. Al comparar la respiración microbiana en diferentes sitios a diferentes altitudes y vegetación de Arizona, el suelo de las zonas áridas donde se presentaron arbustos, zonas donde se encontró juníperos con piñón y zonas donde sólo se presentó pino, las muestras fueron tomadas entre individuos y bajo las copas de Junípero, Piñón y Pino. Sus resultados mostraron que la producción más baja de CO<sub>2</sub> de todas las muestras fue el de los sitios donde están los arbustos de zonas áridas (altitud más baja) y de las áreas entre los árboles de piñón y junípero, indicando que esto se debe a que estos suelos contienen muy poco material para descomponer, sugiriendo que la respiración responde a la temperatura y quizá ha sido limitada por el contenido de C. Por lo tanto la humedad, la cantidad, calidad y distribución del desecho orgánico en el suelo puede amortiguar la producción de CO<sub>2</sub>.

### **Proceso de descomposición y red trófica**

La descomposición es un proceso por el cual la materia orgánica es transformada en compuestos simples, con la concurrente liberación de energía y de su contenido

de nutrientes biológicos y otros elementos inorgánicos. Las formas asimilables son utilizadas por microorganismos y plantas, lo restante de la materia orgánica es fijado en las partículas del suelo por procesos químicos y físicos. En la descomposición es importante la transferencia de materia orgánica a diferentes macro- y micro-sitios dentro del ecosistema. La sincronización entre la liberación de nutrimentos a través de la descomposición con la demanda de las plantas evita pérdida de los mismos (Lavelle y Spain, 2001).

El modelo de descomposición propone que los recursos que entran en el suelo pasan por tres procesos durante su degradación: (1) la fragmentación que es la trituración de los tejidos; (2) la transformación enzimática (catabolismo) que incluye la mineralización y la humificación, que es el proceso de transformación de los compuestos orgánicos a su forma inorgánica, de tal manera que los nutrimentos puedan ser utilizados nuevamente por las plantas, completándose el ciclo de nutrientes y (3) el lavado por agua (lixiviación) donde hay una pérdida de compuestos solubles por medio de corrientes de agua. Los dos primeros son modulados por la actividad biológica, mientras que el tercero depende enteramente de la precipitación. En este modelo el recurso entra al sistema y es fragmentado, transformado por las enzimas y lavado en repetidas ocasiones. Durante la transformación, se producen cuatro productos: (1) un nuevo recurso, (2) CO<sub>2</sub>, (3) nutrimentos en solución (por mineralización), (4) nutrimentos inmovilizados en los organismos o en nuevos compuestos orgánicos complejos (humus) (Swift *et al.*, 1979; Fragoso *et al.*, 2001; Álvarez-Sánchez, 2001).

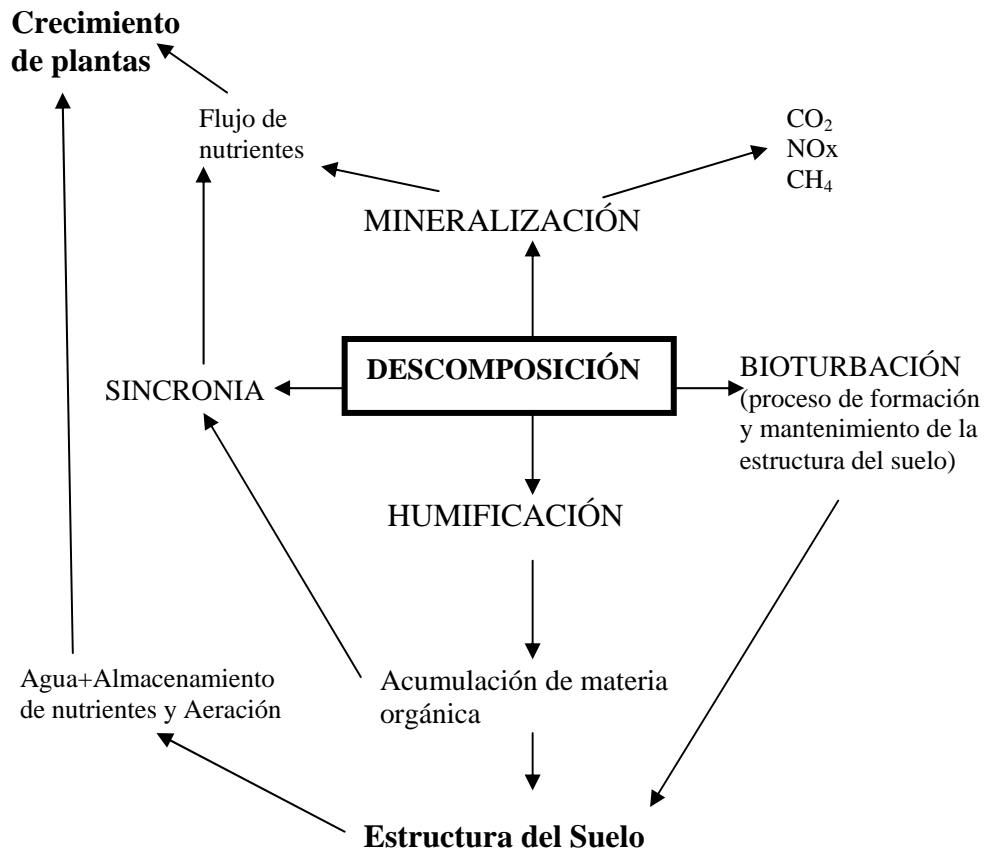
La descomposición depende de los patrones temporales que reflejan variaciones ambientales, en los vientos, temperatura y principalmente en la distribución de la precipitación. La evapotranspiración es un factor importante en la degradación de materia orgánica. Entre mayor sea la evapotranspiración habrá tasas mayores de descomposición (Lavelle y Spain, 2001).

El CO<sub>2</sub> es un gas de importancia en el suelo, es producido por la respiración de raíces de las plantas, los microorganismos (se encargan de 1/3 a 2/3 de la producción) y la fauna del suelo. Este compuesto influye como gas y en forma de solución, controla el pH del suelo en un rango de medio-ácido a medio-alcalino, es un importante agente de lixiviación en solución como ácido carbónico facilita la

obtención de nutrientes. La concentración de CO<sub>2</sub> incrementa con la profundidad y varía estacionalmente, crece cuando aumenta la temperatura del suelo a causa del incremento del metabolismo microbiano y también aumenta cuando la superficie del suelo es cubierto de nieve. Esta concentración se espera más alta en aquellos ambientes húmedos, donde hay pocas limitaciones de humedad, y tasas bajas en ambientes secos en sitios semiáridos como los desiertos (Lavelle y Spain, 2001; Conant *et al*, 2004).

La mineralización es el proceso catabólico a través del cual los elementos contenidos en forma orgánica dentro de los tejidos biológicos son convertidos a formas inorgánicas, tales como nitrato, fosfato y sulfato. En la humificación las moléculas orgánicas son condensadas en polímeros resistentes, los cuales pueden perdurar décadas o ciento de años. La mineralización determina los flujos de nutrimentos disponibles en plantas y microorganismos y su distribución en tiempo y espacio; la humificación regula la acumulación de materia orgánica en el suelo. La materia orgánica del suelo consiste en materiales de un rango de años y grados variables de descomposición de plantas, microbios y animales que contribuyen a la estabilidad de los compuestos húmicos importantes para el funcionamiento del suelo. La materia orgánica mantiene la fertilidad en tres formas: 1) en la cementación y formación de agregados dentro del suelo; 2) la retención de cationes (relacionado al pH) y 3) la conservación de nutrientes en forma orgánica (Figura 3).





**Fig. 3.** La descomposición en un ecosistema terrestre (Lavelle y Spain, 2001).

Trabajos relacionados con la descomposición en diferentes ecosistemas naturales y agrosistemas, así como la descomposición relacionada a la potencialidad de la biomasa microbiana han sido pocos en nuestro país (Álvarez-Sánchez, 2001). Sin embargo es claro que la descomposición de los residuos orgánicos depende de la actividad de los organismos del suelo, como también del contenido de nutrimentos en la hojarasca o cualquier desecho, ya que la descomposición de residuos con un complejo contenido de nutrimentos es más lenta teniendo también diferentes niveles de desintegradores a comparación con los residuos que son menos complejo su contenido de nutrimentos.

Cuando la materia orgánica es mineralizada por los microorganismos presentes en el suelo, se puede proveer nutrimentos para el crecimiento de plantas.

Las cadenas tróficas presentes en el suelo son importantes en la

regularización de la descomposición de desechos y en el proceso de los ciclos de nutrientes (ver Figura 4) facilitando la restauración del ecosistema, el restablecimiento del sistema funcional planta-suelo (Haselwandter, 1997).

En ecosistemas secos se ha visto que la descomposición vegetal es afectada por la actividad de los microartrópodos que actúan como consumidores y también como predadores de hongos y bacterias (Whitford, 1987). La microfauna particularmente los protozoarios y nemátodos forman partes de los ciclos bioquímicos del suelo, son microdepredadores de bacterias y que al degradarlas aumentan la fertilidad del suelo. La microfauna también contribuye a la mineralización del fósforo y nitrógeno (Rosenblueth *et al.*, 2001).

Las etapas tempranas de descomposición de plantas efímeras y raíces ocurren a través de la actividad de bacterias y levaduras, las cuales son alimento para protozoarios y nemátodos que son, a la vez, presas de ácaros, demostrando así que la regulación de la descomposición en etapas tempranas parece ser una función de relación predador-presa. En la siguiente figura se muestra las relaciones tróficas entre los diferentes grupos de microorganismos del suelo, con base en una variable del edafoecosistema, en este caso la materia orgánica.



## **Hongos Micorrizicos Arbusculares**

La micorriza (del griego *myces*, hongo y *rhiza*, raíz) es resultado de las complejas interacciones secuenciales entre las hifas de los hongos y las células hospedantes vegetales (González-Chávez *et al.*, 1998).

Los tipos de micorriza se dividen en tres grupos principales: ectomicorriza, ectendomicorriza y endomicorriza, con sus respectivas subdivisiones (Hernández-Cuevas *et al.*, 2003).

1. Ectomicorriza: (del griego *ecto*: del exterior) se caracteriza por una modificación de la raíz, que pierde sus pelos absorbentes. El hongo rodea la raíz con un manto de filamentos, o micelio. De este manto parte una red miceliar externa más o menos desarrollada, que se extiende por el suelo, y una red miceliar interna que penetra a la raíz, pero sin entrar en el interior de las células. Dan lugar a la red de Hartig. Los hongos involucrados son: Zygomycetos, Ascomycetos, Basidiomicetos y Deuteromicetes.
2. Ectendomicorriza: presenta manto fúngico laxo, red de Hartig y penetración intracelular escasa. Existen subdivisiones:
  - Arbutoide el hongo forma un manto, red de Hartig e hifas intercelulares. Los hongos involucrados son los Ascomycetos y Basidiomicetos y las plantas hospederas son del Orden *Ericales*.
  - Monotropoide: el hongo forma un manto fúngico, hifas intracelulares e intercelulares y haustorios. Los hongos involucrados son Ascomycetos y Basidiomicetos. Las plantas hospederas son del Género *Monotropa*.
  - Ectendomicorriza: el hongo forma en algunos casos un manto, presenta hifas intercelulares e intracelulares, llamadas estas últimas pelotones fúngicos. El hongo involucrado es Ascomyceto y las plantas pertenecen a las Gimnospermas y Angiospermas.
3. Endomicorriza: presenta hifas externas que exploran el suelo, presentan penetración por parte de las hifas intracelular e intercelularmente, no hay un manto fúngico ni red de Hartig.

- Arbuscular - El hongo penetra intracelular e intercelularmente, forman arbusculos, los hongos que los forman pertenecen al Phylum Glomeromycota.
- Ericoides - El hongo penetra intracelular e intercelularmente y forma enrollamientos hifales llamados ovillos. Los hongos involucrados son los Basidiomicetos y Deuteromicetos. Las plantas hospederas son del Orden Ericales.
- Orquideoide - El Hongo penetra intracelular e intercelularmente y forma enrollamientos hifales llamados ovillos los hongos involucrados son los Basidiomicetos y Deuteromicetos. Las plantas hospederas pertenecen a la familia Orchidaceae.

Las estructuras características de los hongos micorrizicos arbusculares (HMA) son las siguientes: vesículas son estructuras de forma globosa, usualmente llenas de lípidos, que sirven como órganos de almacenamiento de energía y estructuras reproductivas, se localizan entre y dentro de las células. Los arbusculos son estructuras intracelulares formadas a partir de una hifa inter o intra celular, que mediante ramificaciones dicotómicas sucesivas forman una extensa cantidad de ramas con diámetro menor a una micra. Son de corta vida (de 4 a 14 días promedio) sirven como sitios de intercambio de nutrimentos entre el hongo y la planta. Las hifas son las estructuras internas de los hongos que forman micelio en gran cantidad, el cual se ramifica desde la corteza de la raíz y se extiende hacia el suelo, donde se producen las esporas, estructuras de resistencia y reproducción, formadas asexualmente sobre una hifa sustentora (González-Chávez *et al.*, 1998).

#### Importancia ecológica

Los hongos micorrizicos 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).

El micelio externo aumenta la superficie de absorción de modo que la planta en simbiosis absorbe más eficientemente nutrimentos del suelo. La micorriza transporta fósforo, agua y otros nutrimentos a la planta, mientras la planta le suministra al hongo carbohidratos. El HMA capacita y faculta a la planta asociada para incrementar la captación de iones, principalmente de fósforo, el cual puede ser seis veces superior al que consigue en su ausencia. La concentración de fósforo (P) en el micelio fúngico es 1000 veces superior que en el suelo, ya que presenta mayor afinidad para la captación de P que la propia raíz (Azcón, 2000, Ferrol *et al.*, 2004). También la simbiosis micorrízica favorece al incremento de la asociación con microorganismos fijadores de nitrógeno que en su fase de colonización inicial requieren la presencia de fósforo, como consecuencia se observa el incremento en la cantidad de nódulos y hay mayor ganancia de carbono. Se ha reportado que los HMA incrementan los azúcares y los aminoácidos en las plantas que crecen en sitios con bajos niveles de fósforo, esto se correlaciona con una mayor colonización del hongo (Rosenblueth *et al.*, 2001).

Los hongos micorrízicos arbusculares forman parte de la microbiota del suelo (Camargo-Ricalde, 2003). La actividad de otros microorganismos en la rizósfera afecta decisivamente el comportamiento de la simbiosis micorrízica (Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990; véase Andrade *et al.*, 1997).

La dependencia de la planta por el hongo micorrízico arbuscular es influenciado por la morfología de las raíces así como de sus estrategias en su historia de vida (Shawn *et al.*, 2003). Las leguminosas como *P. laevigata* y la *M. biuncifera* es un grupo de plantas predominantemente endomicorrízicas de hongos arbusculares (Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990) y una de las razones puede ser por la morfología radical ya que son perenne-anales. Se ha visto que las plantas perenne-anales que tienen raíces primarias y secundarias gruesas dependen de las micorrizas, mientras que las plantas anuales efímeras que tienen

raíces más delgadas y que su ciclo de vida es más corto, dependen menos de esta simbiosis (véase Shawn *et al.*, 2003).

Se ha encontrado que las plantas que no tienen una relación estrecha con los hongos micorrízicos son dependientes de las condiciones promovidas por plantas formadoras de islas de recursos, y aquellas donde si existe una relación estrecha con estos hongos, como es el caso del mezquite y la mimosa, pueden ser plantas nodrizas o formadoras de islas de recursos o de fertilidad y por lo mismo son reservorios de hongos micorrízicos disponibles para otras plantas (Carrillo *et al.*, 1999).

La influencia de la simbiosis en el desarrollo de las plantas varía según el genotipo de hongo y de la planta involucrada y la acción de factores del suelo como el pH, fósforo, nitrógeno, compactación, profundidad, textura, temperatura, retención de agua, etc., y del clima y la presencia de plaguicidas; además de la morfología y fisiología de la especie vegetal (Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990; Camargo-Ricalde, 2001; Ramírez-Gerardo *et al.*, 1997). Otros factores que determinan no solo la distribución sino la funcionalidad o efectividad de los HMA se relacionan con la vegetación dominante, la cual participa como reservorio de estos hongos, tal es el caso de *P. laevigata* y *M. biuncifera* en los matorrales estudiados en este trabajo.

Como se ha visto, los HMA ayudan a la planta en la absorción de nutrimentos, los cuales favorecen al aumento de la producción en biomasa vegetal, lo que implica una mayor superficie de contacto para los rayos solares en la planta maximizando la captación de CO<sub>2</sub>, este gas se somete a un proceso fosotintético para convertirse en carbohidratos que aparte de beneficiar a la planta en su funcionamiento interno, beneficiará a los HMA. Estos hongos también participan en varios procesos de agregación del suelo, González-Chávez *et al* (2004) mencionan los siguientes:

- 1.- Enlazamiento físico por desarrollo extensivo de las hifas externas en el suelo para crear un esqueleto estructural que participa en la adherencia de partículas del suelo
- 2.- Enlazamiento químico, debido al mucigel (glomalina) que las hifas producen y excretan en las raíces colonizadas y en el suelo.

- 3.- Creación de condiciones adecuadas para el desarrollo de raíces e hifas externas
- 4.- Envolvimiento de microagregados en macroagregados pequeños y la creación de la estructura del macroagregado
- 5- Protección contra los procesos de excesivo secado y humedecimiento de los agregados, debido al carácter hidrofóbico de la glomalina, y
- 6- Creación de condiciones adecuadas para el desarrollo de otros microorganismos de la rizosfera involucrados en la formación y estabilidad de agregados

Las raíces de las islas de recursos pueden mantener un alto contenido de humedad en la rizosfera ya que el sistema radical tiene contacto, bajo horizontes muy profundos, con lugares donde hay disponibilidad de agua que pone a disposición de la rizosfera por medio de rizodeposiciones como el mucílago, carbohidratos que se encuentra en la superficie de la raíz protegiéndole de la desecación estableciendo la estructura del suelo y manteniendo la conductividad hidráulica (Marschner *et al*, 2002). Otra sustancia que influye en la estabilidad y estructura de los agregados del suelo es la denominada glomalina, glicoproteína recalcitrante, la cual también participa en el almacenamiento de C en el suelo (Morales *et al*, 2005). Se ha observado que valores altos de CO<sub>2</sub> estimula a que los hongos produzcan más glomalina, también se ha mencionado que los suelos con un pH ácido presentan el más alto contenido de glomalina, mientras que en suelos calcáreos hay poca glomalina (González-Chávez *et al*, 2004; Morales *et al*, 2005), ya que estos suelos pueden presentar deficiencia de Fe; agua; producción de materia orgánica; además el pH es alcalino, por lo que las condiciones ambientales son más limitativas para el desarrollo de hongos (Alexander , 1980). Es importante señalar que la cantidad media de glomalina se asocia significativamente a la densidad de micelio, raíz total y colonizada, y superficie de cobertura vegetal (Cornejo, 2006).

La glomalina pertenece al grupo de las glicoproteínas, tiene aproximadamente 60% de carbohidratos. Se ha reportado que la vida media de la glomalina puede ser de 7 a 42 años; siendo mayor a la vida media de diferentes productos del suelo de origen microbiano. De esta manera, esta molécula al estar fuertemente atrapada dentro de micro y macroagregados, representa un importante reservorio de C en el suelo (González-Chávez *et al*, 2004; Rice *et al*, 2004). Esta acumulación ocurre porque



los residuos orgánicos son encapsulados por arcilla, limo y bioproductos protectores durante el proceso de agregación, así, los productos carbonados se protegen de la acción degradativa de microorganismos, donde la glomalina recubre los residuos orgánicos, lo que impide su rápida degradación. Debido al alto contenido de C recalcitrancia, hidrofobicidad y fácil producción, la glomalina representa una fuente de secuestro de carbono en el suelo.

El secuestro o captura del C se ha relacionado a la temática de la calidad del suelo ya que se considera que una de las principales consecuencias de la degradación del suelo es la pérdida de las reservas orgánicas del suelo. Por lo que esta captura de carbono, además de contribuir a restablecer los reservorios de este elemento en el suelo, ayudaría a disminuir la concentración de CO<sub>2</sub> en la atmósfera, responsable, en parte del cambio climático y del calentamiento global (Etchevers *et al*, 2000).

La captura de carbono, es importante ahora más que antes por el gran contenido de gases de efecto invernadero de los cuales el CO<sub>2</sub> es el que se encuentra en mayor proporción en la atmósfera, a consecuencia de la utilización de combustibles fósiles y el cambio del uso del suelo (Lal *et al*, 2004). El Grupo Intergubernamental de Expertos sobre el Cambio Climático estima que el secuestro de C del suelo en las tierras de cultivo en los suelos puede eliminar entre el 40 y 80 miles de millones de toneladas de C que en el próximo siglo. Esto significa que el secuestro de C del suelo podría compensar las emisiones de combustibles fósiles (Rice *et al*, 2004).

Es por todo esto que los HMA son utilizados en programas de conservación, recuperación o restauración de zonas degradadas, erosionadas o perturbadas (Allen, 1999; Monroy, 2002; Montaña, 2000; Caravaca *et al*, 2003; Allen *et al*, 2003; Cornejo, 2006). Para estos fines la utilización del inóculo micorrízico junto con estrategias de recuperación vegetal, como la técnica de recuperación “por parches”, han sido buenas alternativas en zonas semiáridas (Allen 1999, Ferrol *et al.*, 2004).

Algunos géneros de HMA reportados en trabajos desarrollados en el Valle del Mezquital han sido: los géneros de *Entrophospora* y *Acaulospora* de la familia Acaulosporaceae; los géneros *Gigaspora* y *Scutellospora* de la familia

Gigasporaceae; y el género *Glomus* de la familia Glomaraceae (Montaño, 2000; Ortega-Larrocea, 2001; Hernández-Ortega y Ordoñez-Valencia, 2006; García-Díaz, 2007). Las especies reportadas son *Glomus mosseae* y *Sclerocystis sinuosa* (Ortega-Larrocea, 2001).

En diferentes trabajos los HMA han sido utilizados para la determinación de la presencia o ausencia de las islas de recursos, encontrándose debajo del dosel mayor número de esporas que fuera de él. En el cuadro 4 se presentan algunos trabajos.

**Cuadro 4.** Número de esporas en las islas de recursos de zonas semiáridas y áridas de México.

Sitios	Dentro de la Isla de Recursos	Fuera de la Isla de Recursos
<i>Prosopis laevigata</i> Guanajuato* (sequía)	56/ 100 g de suelo	50/ 100 g de suelo
<i>Prosopis laevigata</i> , Rincón ***	25/ 100 g de suelo	16/ 100 g de suelo
<i>Prosopis laevigata</i> , Bingu ***	29/ 100 g de suelo	13/100 g de suelo *
<i>Mimosa biuncifera</i> , Rincón ***	28/ 100 g de suelo	30/ 100 de suelo
<i>Mimosa biuncifera</i> , González- González ***	98/ 100 g de suelo	52/ 100 de suelo *
<i>Mimosa polyantha</i> Benth Coxcatlán ( Tehuacan- Ciucatlán)** (sequía)	112±51/ 100 g de suelo	69±13/ 100 g de suelo

\*Frias-Hernández, 1998, \*\* Camargo-Ricalde, 2003 \*\*\* León-Arizmendi, 2007 (en éste trabajo)

\* diferencia estadística significativa con  $p \leq 0.05$ .

## HIPÓTESIS

En el Valle del Mezquital *Prosopis laevigata* y *Mimosa biuncifera* forman islas de recursos, con presencia de microorganismos edáficos que puede evaluarse a través de su respiración mediante la liberación de CO<sub>2</sub>, la actividad microbiana será diferente en función de la especie que forma la isla y de los nutrimentos asociados a su suelo.

## OBJETIVOS

### GENERAL

Evaluar la actividad microbiana de las islas de recursos formadas por *Prosopis laevigata* y *Mimosa biuncifera* en matorrales xerófilos del Valle del Mezquital, Hidalgo.

### PARTICULARES

- Determinar la actividad microbiana dentro y fuera de las islas de recursos mediante la liberación de CO<sub>2</sub>.
- Caracterizar estructuralmente a las poblaciones de *Prosopis laevigata* y *Mimosa biuncifera* en tres matorrales en el Valle del Mezquital.
- Evaluar las propiedades físicas y químicas del suelo dentro y fuera de las islas de recursos formadas por *Prosopis laevigata* y *Mimosa biuncifera*.
- Evaluar en las dos especies la densidad de esporas de hongos micorrízicos arbusculares dentro y fuera de las islas.

## 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). Esta 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 esta 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).

La vegetación que se encuentra en el Valle es de tipo xerofítico, propia de zonas áridas. Los terrenos cerriles son pedregosos, con piedras sueltas y suelos gravosos, calizos, lateríticos y de material riolítico y muy someros (Gómez-Lorence *et al.*, 1970).

Su relieve es de llanuras semidesérticas con suelos muy erosionados y cuenta con pocas elevaciones tales como el cerro de La Muñeca al norte de Ixmiquilpan, Los Frailes en el municipio el Arenal, el cerro Dexitzo al sur y hacia el norte, el cerro Juárez donde principia la serranía.

En general el clima del Valle del Mezquital son templado a seco, de tipo semidesértico, según Köpen se clasifican en BS (García, 1973). 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. Los vientos dominantes vienen del noroeste, los cuales, son más fuertes que los provenientes del sudoeste (Tranfo, 1989).

La precipitación es el elemento de mayor importancia en la economía de la zona árida, ya que es el factor limitante de estos ecosistemas.

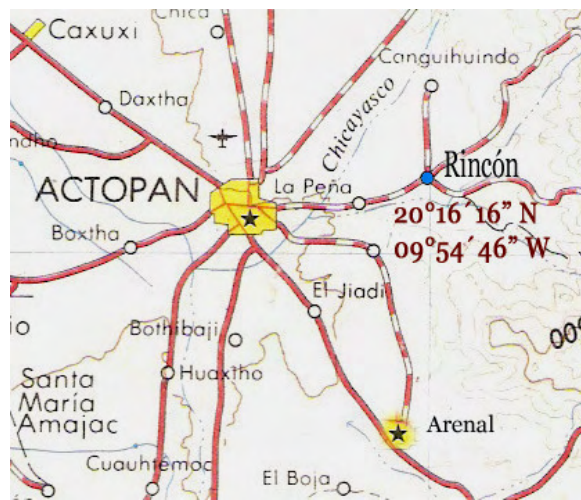
En el Valle del Mezquital, ha habido un mal aprovechamiento de los recursos naturales. La erosión y la irregular distribución anual de la precipitación son dos factores que provocan en el Valle su aridez. La causa principal de la alteración del suelo es la destrucción de la vegetación originada por los 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 este proceso con la introducción del arado.
- b) Industria del barro, manufacturas que se producía quemando la tierra en hornos de cal utilizando madera como combustibles, consumiéndose así enormes cantidades de árboles.
- c) Industria minera que también consumía madera en gran cantidad.
- d) Fuego para el hogar de día y de noche. Al acabarse los grandes árboles, empezaron a consumir maderas de menos calidad como las del mezquite y de pirul, esta última es introducida.

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 estos sitios por nopales y magueyes (Gómez-Lorence *et al.*, 1970).

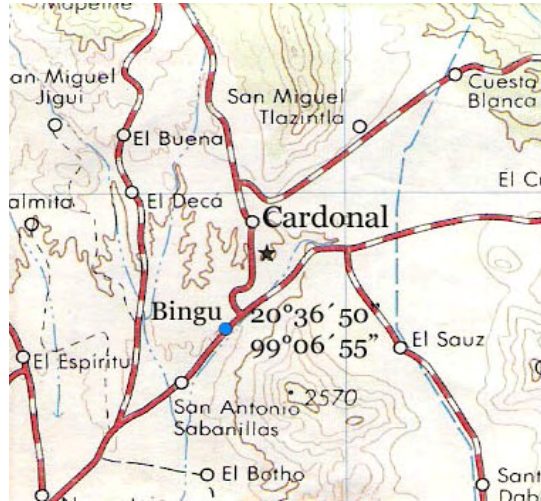
## DESCRIPCIÓN DE LOS SITIOS

**Rincón.** Pertenece al municipio el Arenal se ubica en la carretera Actopan-los frailes en el Km 11.5, su geoposición es  $20^{\circ}16'16''$  latitud N y  $98^{\circ}54'46''$  longitud W, en una altitud de 2054 m.s.n.m. la vegetación que presenta es un matorral microfilo mediano espinoso con presencia de *Prosopis laevigata* y *Mimosa biuncifera*, bajo grado de deterioro cobertura vegetal de un 60% (Duran, 2008).



**Fig. 5** Mapa de la ubicación del agostadero Rincón

**Bingu.** Es una localidad perteneciente al municipio del Cardonal, se ubica en la carretera Ixmiquilpan-Cardonal a 2 Km del cruce Cardonal Tolantongo y a 5 km antes del poblado de Cardonal, geoposicionada a  $20^{\circ}36'50''$  latitud N y  $99^{\circ}06'55.3''$  longitud W, con una altitud de 2056 m.s.n.m. La vegetación que la caracteriza es de un matorral roseto-filo con presencia de *Prosopis laevigata*. Alto grado de deterioro, cobertura vegetal menor a un 35% (Duran, 2008).



**Fig. 6** Mapa de la ubicación del agostadero Bingu

**González-González.** Pertenece al municipio de Santiago de Anaya, a 5 Km al norte del poblado de González-González, en el camino Santiago de Anaya- Presa Debodhé. Se ubica a  $20^{\circ} 24' 30''$  latitud N y  $98^{\circ} 58' 26''$  longitud W, con una Altitud de 2238 m.s.n.m. La vegetación que caracteriza a esta localidad es un matorral mediano espinoso con la presencia de *Mimosa biucifera*. Según Duran (2008) tiene alto grado de deterioro, una cobertura vegetal de un 50%.



**Fig. 7** Mapa de ubicación de González-González

## TRABAJO EN CAMPO

Se eligió trabajar con *P. laevigata* y *M. biuncifera* en el Valle del Mezquital en sitios donde los individuos de estas especies estuvieran bien definidas como islas de recursos, es decir que tuviesen poca o nula interacción visible con algún otro arbusto. Estas especies tienen gran presencia en los diferentes matorrales y físicamente los individuos son similares en tamaño. Se eligió una comunidad conservada (mayor vegetación del lugar) para cada especie y una comunidad deteriorada (suelo desprotegido, poca vegetación), por lo tanto se trabajó en dos sitios con diferente nivel de conservación de su cubierta vegetal para cada especie y es por ello que se decidió evaluar variables que permitieran caracterizar a cada población. En Bingu se trabajó con *Prosopis laevigata*, en González-González se trabajó con *Mimosa biuncifera* y en Rincón con las dos especies.

Las variables estructurales de las poblaciones vegetales de *Prosopis laevigata* y *Mimosa biuncifera*, se determinaron eligiendo y midiendo a 15 individuos presentes en los transectos, con una cinta métrica se midió la altura y la cobertura de la copa, así como la distancia planta-planta de individuos de la misma especie con el fin de conocer su densidad (datos absolutos), altura y cobertura promedio en las diferentes comunidades. En cada localidad se aplicó un método de área, empleando 4 transectos de 50 m de largo por 2 de ancho (en total 400 m<sup>2</sup>), dos en el sentido de la pendiente y 2 en sentido transversal, en forma de cruz.

El muestreo de suelo se llevó a cabo en los meses de julio-septiembre del año 2005, época húmeda. Se eligió las 5 islas de recursos de cada especie en cada sitio, las cuales fueron escogidas al azar de los 15 individuos que se utilizaron para medir las variables estructurales de las poblaciones de cada especie. La colecta de suelo se realizó en la parte central de cada isla y fuera de ellas, en ambos casos de los 4 diferentes puntos cardinales, por lo tanto se tomaron 4 muestras centrales y 4 de sus alrededores. Después, las muestras centrales se colocaron en una misma bolsa resultando una muestra compuesta de los 4 puntos cardinales, lo mismo se hizo con las muestras del suelo de su alrededor. Quedando 2 muestras compuestas de cada isla de recursos. Por lo tanto se colectaron 40 muestras: 2 especies por 2 poblaciones por 2 condiciones (dosel y claros) por 5 individuos =  $2 \times 2 \times 2 \times 5 = 40$



muestras. La muestra de suelo se tomó de un cuadrado de 10 x 10 cm., a una profundidad de 10 cm. Las muestras fueron etiquetadas y llevadas al laboratorio donde se conservaron a bajas temperatura para su posterior análisis, tanto para la evaluación de la evolución de CO<sub>2</sub>, la cuantificación de esporas y la determinación de propiedades físicas y químicas directamente relacionadas con la actividad microbiana.

## TRABAJO EN LABORATORIO

En esta parte se determinó, de las muestras compuestas colectadas en campo, el CO<sub>2</sub>, el CBM (carbono en biomasa microbiana) y el IEM (índice de eficiencia microbiana), las propiedades químicas y físicas directamente relacionadas con la actividad microbiana y el conteo de esporas de HMA del suelo. De cada determinación química, física y densidad de esporas se trabajó con dos repeticiones, es decir 40 muestras x 2 = 80. En la actividad microbiana (CO<sub>2</sub>, CBM y el IEM) se hicieron 2 repeticiones (40x2x4=320 unidades experimentales (frascos)).

### Evaluación de actividad microbiana

La actividad microbiana se evaluó por medio de la Evolución de Bióxido de Carbono (CO<sub>2</sub>) resultado de la respiración de los microorganismos. El método de fumigación e incubación se basa en esterilizar el suelo con cloroformo y después se reinocula con una pequeña dosis de suelo fresco, los organismos muertos son junto con la materia orgánica un sustrato carbonado usado por los organismos contenidos en el gramo de suelo inoculado (Jenkinson *et al.*, 2004).

La valoración del CO<sub>2</sub> se llevó en condiciones normales. La biomasa microbiana se obtuvo por la diferencia del CO<sub>2</sub> del suelo fumigado menos el CO<sub>2</sub> del suelo no fumigado el resultado se dividió entre una constante que representa la fracción de biomasa muerta, la constante fue determinada de la incubación de una pequeña selección de organismos (2 levaduras, 2 hongos, 1 actinomiceto, 7 bacterias y un artrópodo) todos se incluyeron separadamente al suelo (Jenkinson *et al.*, 2004), el procedimiento de esta evaluación se encuentra en el ANEXO I.

### Evaluación de propiedades físicas y químicas del suelo

Las técnicas empleadas para la determinación de las propiedades físicas y químicas de suelo son las recomendadas por la Norma Oficial Mexicana (NOM-21-RECNAT-2002) y por el Manual de Procedimientos Analíticos para Análisis de Suelos y Plantas del Laboratorio de Fertilidad de Suelos IRENAT (1996), estas técnicas se enlistan en el cuadro 5 y se desarrollan en el ANEXO I.

**Cuadro 5.** Técnicas utilizadas para la obtención de las propiedades físicas y químicas del suelo directamente relacionadas con la actividad microbiana.

<b>PROPIEDAD</b>	<b>TÉCNICA</b>
Textura	Procedimiento de Bouyoucos
Densidad Aparente g/cm <sup>3</sup>	Método de Probeta
Materia Orgánica %	Método de Walkley y Black
Carbono Orgánico %	Método de Walkley y Black
Fósforo mg Kg <sup>-1</sup>	Olsen
Nitrógeno total %	Método semimicro-Kjeldhal
Relación C:N	Se dividió el % carbono orgánico entre el % de nitrógeno total
pH	1:2 (suelo: H <sub>2</sub> O) Potenciómetro
C.E. µdS m <sup>-1</sup>	1:5 (suelo: H <sub>2</sub> O)

### Conteo de Esporas

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

### Método Estadístico

Los resultados fueron sujetos a un Análisis de Varianza a través del procedimiento GLM (Modelo Lineal General) utilizando el programa estadístico SAS. Las medias de tratamientos se compararon con una prueba de Tukey. El nivel de confianza fue del 95% ( $p \leq 0.05$ ), los resultados se pueden consultar en el ANEXO II.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 1. EVALUACIÓN DE LA ACTIVIDAD MICROBIANA

Dado el interés en conocer más el nivel de la actividad microbiana que los grupos taxonómicos que la desarrollan se determinó la evolución de CO<sub>2</sub> del suelo como producto de la misma. En este trabajo se evaluó la liberación de este gas, el cual se ha utilizado como un indicador biológico sobre el estado de salud y calidad del suelo (León, 2007). Mediante la evolución de CO<sub>2</sub> del suelo puede determinarse el CBM. Estos dos parámetros ecológicos son importantes en la evaluación de las islas de recursos.

El Carbono en Biomasa Microbiana (CBM) no es estable en la microbiota edáfica, ya que al realizar trabajo o actividad hay una mayor respiración y por ende el CBM se puede liberar en forma de CO<sub>2</sub> o seguir en el cuerpo de los microorganismos. Entre mayor sea la actividad microbiana la liberación de CO<sub>2</sub> será mayor y el CBM disminuirá. La manera de saber cómo se presenta esta relación dentro y fuera de la isla de recursos es con el Índice de Eficiencia Microbiana (IEM) (CO<sub>2</sub>/CBM), por tanto se asevera que la relación entre la liberación de CO<sub>2</sub> y CBM es inversamente proporcional (Knoepp *et al*, 2000; Marschner *et al*, 2002).

#### 1.1 Actividad Microbiana del suelo en tres matorrales

Se presentan los valores de CO<sub>2</sub>, CBM y del IEM obtenido para los matorrales del Valle del Mezquital donde se encuentran *Prosopis* y *Mimosa*, la comparación de los resultados es en sentido horizontal (Cuadro 6).

En el matorral Rincón donde las dos especies vegetales coexisten el CO<sub>2</sub> es mayor ( $P \leq 0.05$ ) que en González-González (*Mimosa*) y Bingu (*Prosopis*).

Para la variable CBM y el IEM no hay diferencias estadísticas entre matorrales, el suelo influenciado por *Prosopis* en Rincón no presentó diferencia significativa con el suelo asociado a *Mimosa* en la misma localidad ( $P > 0.05$ ).

**Cuadro 6.** Determinaciones de la actividad microbiana

Determinación	Rincón <i>Prosopis</i>	Bingu <i>Prosopis</i>	Rincón <i>Mimosa</i>	González- González <i>Mimosa</i>
CO <sub>2</sub> g/día	0.216 a	0.120 c	0.233 a	0.174 b
CBM g/día *	0.158 a	0.143 a	0.194 a	0.184 a
IEM**	3.163 a	1.047 a	1.638 a	1.302 a

\*CBM= Carbono en Biomasa Microbiana ( $p \leq 0.05$ ).

\*\*Índice de Eficiencia Microbiana= CO<sub>2</sub>/CBM ( $p \leq 0.05$ ).

Ver pruebas GML y Tukey ANEXO II

Los resultados muestran que en Rincón hay mayor respiración de los microorganismos que en González-González y Bingu, por lo tanto es posible que existan condiciones favorables para una mayor actividad microbiana en Rincón, en relación a esto Marschner *et al* (2002) plantean que en las zonas bajo condiciones de sequía o aridez hay una baja disponibilidad de sustratos energéticos, de exudación y difusión; además de que los microorganismos están en un estrés osmótico e hídrico, por lo que la actividad microbiana se reduce en estos lugares. Otros autores Raiesi y Asadi (2006) y Luna-Suárez (1998) aclaran que el grado de deterioro provoca la disminución de la respiración microbiana en el suelo. Por lo que se sugiere que en González-González y Bingu, la reducción de la actividad microbiana se deba al grado de sequía y al grado de deterioro en el que se encuentran.

Otro factor importante en la liberación de CO<sub>2</sub> es el tipo de vegetación, según Nuñez *et al* (2001) y Raiesi y Asadi (2006) el tiempo que tarda en descomponerse el desecho orgánico en el suelo depende mucho de la composición química de las hojas, tallos y raíces de la vegetación presente en un ecosistema. Es probable que la vegetación dominante en Rincón, matorral espinoso, produzca mayor cantidad de residuos orgánicos favorables (hojas pinnadas y bipinnadas) para su rápida descomposición y donde puede ocurrir dominancia de los procesos microbianos liberando CO<sub>2</sub> y aportando nutrimentos del tejido vegetal al suelo.

En Bingu, matorral rosetofoilo con presencia de *Prosopis*, se sugiere que la materia orgánica producida es diferente ya que los residuos orgánicos aparte de

*Prosopis* pueden provenir de *Hectia* y *Agave*, (fracciones más grandes) haciendo que la actividad microbiana sea más lenta en la mineralización y descomposición.

La presencia de humedad edáfica también es una limitante para la actividad microbiana (Conant *et al*, 2004). Duran (2008) reporta que en Bingu y González-González son, en general, sitios más secos y aún en la época húmeda los valores de porcentaje de humedad en suelo son mayores en Rincón, en este caso la actividad microbiana parece responder a este factor, ya que en el sitio más húmedo (Rincón) la actividad fue mayor. Este tema debe de ser estudiado a mayor detalle incluyendo la composición química vegetal de estos matorrales a fin de comprender los procesos de descomposición y actividad microbiana.

En cuanto al CBM no hay diferencia estadística entre matorrales, sin embargo, se puede observar que en Rincón los microorganismos del suelo influenciados por *Mimosa* y *Prosopis* contienen en su biomasa mayor contenido de C (0.194 g/día y 0.158 g/día respectivamente) que en Bingu (*Prosopis*= 0.143 g/día) y González-González (*Mimosa*=0.184 g/día) estos resultados se comportan de manera similar a los de Luna-Suárez (1998) quien reportó una mayor cantidad de carbono en biomasa microbiana (CBM) en suelos conservados que en suelos perturbados.

El IEM no presentó diferencia estadística entre matorrales, sin embargo, en Bingu el suelo influenciado por *Prosopis* tuvo un índice de 1.047 indicando que la actividad microbiana es menor y que es en la biomasa microbiana donde hay mayor contenido de carbono, sugiriendo que existe una mayor eficiencia en la utilización de este elemento.

### **1.2 Actividad microbiana del suelo entre condiciones de las islas de recursos de *Prosopis laevigata***

Se puede observar que en **Rincón** la actividad microbiana determinada por la producción de CO<sub>2</sub> es mayor bajo el dosel de *Prosopis* (0.248g CO<sub>2</sub>/día) que fuera de él (0.184g CO<sub>2</sub>/día), la diferencia es significativa (P≤0.05) (Cuadro 7), estos resultados son parecidos a los de Luna-Suárez (1998) quien reporta 1.5 veces más de actividad microbiana en suelos bajo la copa de *Prosopis* que en áreas adyacentes. En este trabajo se encontró que en la zona abierta el CBM fue de 0.194 g C/día, lo cual

es significativamente mayor al del dosel con 0.121 g C/día. Éstos resultados reflejan que fuera de las islas de recursos formados por mezquite hay una mayor retención de C en el protoplasma de los microorganismos y esto concuerda con los valores encontrados del Índice de Eficiencia Microbiana bajo dosel (5.355) y fuera de él (0.971).

**Cuadro 7.** Actividad microbiana dentro y fuera de las islas formadas por *P. laevigata* en dos localidades.

Determinación	Rincón		Bingu	
	dosel	abierta	dosel	abierta
g CO <sub>2</sub> /día	0.248	0.184 *	0.139 a	0.100 <i>ns</i>
g CBM /día	0.121	0.194 *	0.153 a	0.132 <i>ns</i>
IEM	5.355	0.971 <i>ns</i>	1.192 a	0.902 <i>ns</i>

Significativo, *ns* no significativo ( $p \leq 0.05$ ). (Ver ANEXOII)

En **Bingu** el CO<sub>2</sub> producido dentro del dosel y fuera de él no presenta diferencia significativa, de igual manera pasa con el CBM y el IEM. Sin embargo, existe una mayor actividad microbiana dentro de la isla (0.139g/día) que fuera de ella (0.100g/día), de forma parecida se presenta el CBM dentro de la isla (0.153 g/día) y fuera de ella (0.132 g/día). Éstas diferencias no significativas pueden estar relacionadas con el efecto de la talla de los individuos de Bingu (Carrillo-García, 1999) ya que los mezquites son más pequeños, y con el tipo de vegetación que se caracteriza por ser un matorral rosetofo, donde las especies como el *Agave lechuguilla* y *Hecthia podantha* son elementos muy abundantes de talla pequeña y su aportación de materia orgánica es diferente ya que son especies suculentas no caducifolias, a diferencia de las especies que se presentan en Rincón, un matorral espinoso, con especies caducifolias que aportan materia orgánica al suelo de la cual dependerá la actividad microbiana.

Según Chen y Satark (2000) y Conant, *et al* (2004) la abundancia, el tipo y la actividad microbiana son fuertemente reguladas por el desarrollo de las estructuras de los micrositos del suelo, la energía suministrada, la humedad y temperatura del suelo. En este caso las determinaciones de la actividad microbiana dentro y fuera de *Prosopis* indican que debajo de la copa de ésta especie puede haber formación de

micrositios apropiados donde la humedad, temperatura y sustratos carbónicos sean favorables para una mayor actividad microbiana en las dos localidades (Rincón y Bingu) independientemente de la comunidad vegetal asociada en cada localidad.

### 1.3 Actividad microbiana del suelo entre condiciones de las islas de recursos de *Mimosa biuncifera*

Se observa que en **Rincón** el CO<sub>2</sub> producido bajo dosel de *M. biuncifera* (0.259g CO<sub>2</sub>/día) es significativamente mayor que fuera (0.206g CO<sub>2</sub>/día) (Cuadro 8). Estos resultados se relacionan con lo que reporta Luna-Suárez (1998) donde el suelo bajo el dosel de *Mimosa* en una zona recuperada produjo 25.6 mg de CO<sub>2</sub> Kg<sup>-1</sup>, cantidad mayor que fuera de la copa donde encontró 15.1 mg de CO<sub>2</sub> Kg<sup>-1</sup>.

**Cuadro 8.** Actividad microbiana dentro y fuera de las islas formadas por *M. biuncifera* en dos localidades.

Determinación	Rincón		González-González	
	dosel	abierta	dosel	abierta
CO <sub>2</sub> g/día	0.259	0.206 *	0.177 a	0.171 <i>ns</i>
CBM g/día	0.202	0.186 <i>ns</i>	0.207 a	0.160 <i>ns</i>
IEM	1.414	1.861 <i>ns</i>	1.494 a	1.111 <i>ns</i>

\* Significativo, *ns* no significativo ( $p \leq 0.05$ ). (Ver ANEXO II)

En Rincón no hubo diferencia significativa en el CBM y el IEM entre condiciones, sin embargo en dosel se encontró valores más altos de éstas variables. En **González-González** no hay diferencia estadística de CO<sub>2</sub>, CBM e IEM entre condiciones, esto se puede deber a las características de la población: densidad, tamaño y cubierta del dosel lo que se refleja en su productividad en biomasa vegetal como lo plantean Chen y Stark, (2000). En González-González las mimosas son más pequeñas en altura y cobertura en comparación con Rincón (Cuadro 10) y por lo mismo proveen menos desechos orgánicos al suelo que puedan ser utilizados por los microorganismos para sus actividades, además hay que mencionar que Durán (2008) reporta para González-González que las condiciones de suelo bajo dosel son de menor humedad lo cual afecta la actividad microbiana.

## 2. CARACTERÍSTICAS ESTRUCTURALES DE LAS POBLACIONES QUE FORMAN ISLAS DE RECURSOS

La densidad poblacional de *Prosopis laevigata* en Bingu (5750 ind ha<sup>-1</sup>) es mayor que Rincón (5050 ind ha<sup>-1</sup>), los individuos en Rincón tienen una altura de 3.1 m y los de Bingu tienen una altura de 2.1 m, por lo tanto en Rincón son más altos por 1.1 m que en Bingu, las diferencias en estos valores promedio fueron estadísticamente diferentes ( $P \leq 0.05$ ). La cobertura del dosel de mezquite en Rincón es de 15.3 m<sup>2</sup> y en Bingu es de 20.0 m<sup>2</sup>, 5 m<sup>2</sup> de diferencia, sin embargo esta no es estadísticamente significativa, mientras que la distancia entre individuos en Rincón que es de 3.3 m y en Bingu de 6.0 m, si tiene una diferencia significativa de 2.7 m (Cuadro 9).

**Cuadro 9.** Tamaño de las plantas *P. laevigata* en los dos sitios de estudio.

Sitios	Bingu	Rincón
Densidad (ind ha <sup>-1</sup> )	5750	5050
Altura promedio (m)	2.2	3.1 *
Cobertura dosel (m <sup>2</sup> )	20.0	15.3 <i>ns</i>
Distancia planta-planta (m)	6.0	3.3 *

\* Significativo, *ns* no significativo ( $p \leq 0.05$ ).

Cabe mencionar que en Rincón la demarcación de cada isla, de mezquite y mimosa, se llega a traslapar con la cobertura del resto de la vegetación de la localidad. En Bingu los árboles de *Prosopis laevigata* son más visibles físicamente ya que la vegetación que le rodea es de talla más baja con algunos elementos rosetofilos.

Por el tamaño de los árboles sabemos que los mezquites en Bingu miden 1 m menos que los de Rincón, esto sugiere que en Rincón se presentan individuos de talla grande lo que es probable que se encuentran en una etapa de crecimiento mayor que en Bingu, esto puede explicar la diferencia no significativa de la liberación de CO<sub>2</sub> (Cuadro 4) entre el suelo bajo dosel y fuera de él en Bingu, ya que según Cruz Rodríguez (1996), Frías-Hernández (1998) y Carrillo-García *et al* (1999) las características físicas, químicas y biológicas del suelo dependen de la etapa de crecimiento 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 entre condiciones que los árboles más pequeños o jóvenes.



**Fig. 8.** Sitio Bingu del Municipio del Cardonal matorral de *P. laevigata* con elementos rosetofilos.



**Fig. 9.** Sitio Rincón donde se presenta un matorral alto espinoso, comunidad que aloja *P. laevigata* y *M. biuncifera*.

La población en Rincón de *M. biuncifera* en promedio es dos veces más alta (1.80 m) que la presente en González-González (0.60 m). La distancia entre individuos no presenta diferencias estadísticas. El tamaño de la copa de *Mimosa* en Rincón es dos veces más grande que la de los individuos de González-González. De manera similar la densidad de la población en Rincón es del doble que la presente en González-González, esto indica que en Rincón hay una mayor influencia y cobertura por parte de *Mimosa* que en González-González y sugiere que en Rincón hay mejores condiciones para el crecimiento de esta especie, ya que la altura y la amplitud de la copa de los individuos de *Mimosa* son mayores (Cuadro 10 y Figs. 9 y 10).

En González-González la presencia de *Mimosa biuncifera* es identificada rápidamente, ya que les rodea suelo sin cubierta vegetal (claros) y otras especies que también son abundantes en el matorral como *Opuntia cantabrigiensis* y *Opuntia stenopetala* (Fig. 10).

**Cuadro 10.** Tamaño de las plantas de *M biuncifera* en los dos sitios de estudio

Sitios	González-González	Rincón
Densidad (ind ha <sup>-1</sup> )	5750	11100
Altura promedio (m)	0.6	1.8 *
Cobertura dosel (m <sup>2</sup> )	1.3	2.9 *
Distancia planta-planta (m)	2.6	2.1 <i>ns</i>

\* Significativo, *ns* no significativo ( $p \leq 0.05$ ).

Los valores promedios obtenidos para la densidad y cobertura del dosel de *Mimosa* en Rincón y González-González, muestran que en González-González hay una mayor área sin la influencia de esta especie y grandes espacios de suelo sin vegetación (claros), los cuales se encuentran en un mayor estado de deterioro ya que están sometidos al agente de erosión por viento, favoreciendo la pérdida de nutrimentos (Cruz, 2006), mientras que en Rincón hay una mayor cobertura de mimosas las cuales tienen características estructurales más grandes, por lo que

pueden contribuir positivamente a la retención del suelo y mantener condiciones óptimas de fertilidad para la comunidad vegetal presente en Rincón.



**Fig. 10.** Sitio González-González, perteneciente al Municipio Santiago de Anaya, muestra poca cubierta vegetal de matorral mediano espinoso con presencia de *Mimosa biuncifera*.

Las características de la estructura vegetal de cada población en los tres matorrales sugieren que las diferencias de sus características fisonómicas como la altura y la cobertura del dosel así como la distancia planta-planta y su densidad están relacionadas con cambios de la calidad y fertilidad del suelo.

### 3. PROPIEDADES FÍSICAS Y QUÍMICAS DEL SUELO

La evaluación de las propiedades físicas y químicas del suelo han sido importantes en la determinación de la presencia o ausencia de islas de fertilidad en zonas semiáridas y áridas, ya que aportan información sobre la disposición de nutrimentos. Gran parte de esta disponibilidad depende de la interacción suelo-planta en el cual los microorganismos son fundamentales en la descomposición y mineralización de la materia orgánica, así como de los factores abióticos. En este trabajo se analizaron propiedades relacionadas directamente con la actividad microbiana como lo son la densidad aparente (D. A.), la textura, el pH, la materia orgánica (M. O.), el carbono orgánico (C. O.), el nitrógeno total (Nt), la relación carbono: nitrógeno (C:N), el fósforo disponible ( $PO_4$ ) y la conductividad eléctrica (C. E.).

#### 3.1 Propiedades físicas y químicas del suelo en tres matorrales

En el cuadro 11 se presentan los resultados de las propiedades del suelo de las tres localidades. En **Rincón** el suelo asociado a *M. biuncifera* y a *P. laevigata* no presentaron diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ) en ninguna de las propiedades excepto en los porcentajes de limo. En esta localidad la D. A. es de  $0.95 \text{ g cm}^{-3}$  y  $0.98 \text{ g cm}^{-3}$  respectivamente, contiene un mayor porcentaje de arena (65%), siguiéndole el limo (25% *Mimosa* y 27% *Prosopis*) y la arcilla (10% *Mimosa* y 8% *Prosopis*), la clase textural es Migajon Arenoso.

El pH es ligeramente superior a 7.0 entra en el intervalo de neutro según la NOM-021-RECNAT-2000, de acuerdo a esta norma la materia orgánica en esta localidad pertenece a la clase: muy alto ( $>6.0$ ) con 7.67% para el suelo de *Mimosa* y 9.51% para el suelo de *Prosopis*, esto es congruente con la cantidad de carbono orgánico (4.45% para *Mimosa* y 5.52% para *Prosopis*) y nitrógeno (0.36% para *Mimosa* y 0.39% para *Prosopis*) éstos valores son más altos en Rincón que en cualquiera de los otros matorrales, sugiriendo que tiene suficiente sustrato carbónico para sustentar la actividad de la microbiota edáfica. También se encontró una relación C:N baja (13.24 *Mimosa* y 15.33 *Prosopis*) en comparación con las otras localidades, lo que sugiere que hay condiciones favorables para la descomposición de M.O. logrando mantener la disponibilidad de N, C y P, esto

concuerta con la actividad microbiana (Cuadro5) donde la cantidad de CO<sub>2</sub> liberado (0.233 g día<sup>-1</sup> *Mimosa* y *Prosopis* 0.216 g día<sup>-1</sup>) fue mayor en Rincón. La cantidad de PO<sub>4</sub> en ésta localidad (111.95 mg Kg<sup>-1</sup> *Mimosa* y 137.08 mgKg<sup>-1</sup> *Prosopis*) según la NOM-021-RNAT-2000 esta por arriba de la clase alto. Según Richards (1982) la C. E. menor a 4.0 mmhos (4 dS m<sup>-1</sup>) se considera no salino, esta localidad presentó una CE de 0.829 dS m<sup>-1</sup> por lo que no tiene problemas de salinidad, este valor fue el más alto con respecto a las otras dos localidades, estas sales pueden ser originadas del material parental del lugar.

En el cuadro 11 se muestra los valores de la propiedades físicas y químicas del matorral **Bingu** donde la DA del suelo es de 0.98 g cm<sup>-3</sup>, valor significativamente más bajo que en González-González. Contiene 14% de arcilla, 31% de limo y 55% de arena, lo cual describe a un suelo Migajon Arenoso.

En ésta localidad el pH (5.9) es moderadamente ácido (5.1-6.5) según la NOM-021-RECNAT-2000, lo cual puede ser debido a la liberación de CO<sub>2</sub> por los microorganismos lo que genera una elevada concentración de ácido carbónico, ocasionando en el medio que el pH sea más ácido, donde existe la solubilización de sustancias inorgánicas, aumentando la disponibilidad de nutrientes como el fósforo en el suelo (Campbell, 1987).

El porcentaje de M. O. en el suelo es de 8.06 y según la NOM-021-RECNAT-2000 esta dentro de la clase: muy alto (>6.0). En la comparación entre matorrales éste porcentaje es mayor significativamente en éste sitio que en González-González y similar al presente en Rincón. El carbono orgánico es de 4.68% a pesar de ello la actividad microbiana fue menor en esta localidad.

El nitrógeno total (Nt) en Bingu es de 0.27% y entra dentro de la clase rico Rodríguez y Rodríguez (2002) y es mayor significativamente que en González-González y menor significativamente que en Rincón (*Prosopis*, 0.39%). El porcentaje de Nt puede estar relacionado con los altos porcentajes de materia orgánica y con las condiciones favorables para su descomposición. La relación C:N es de 18.66 que es más alto que Rincón y menor que González-González con quién presenta diferencias significativas (P<0.05).

En Bingu el contenido de  $\text{PO}_4$  en el suelo es de  $84.46 \text{ mg kg}^{-1}$  que de acuerdo a la norma rebasa la clase alto. Este resultado es el más pequeño de todas las localidades, esto puede deberse a que el medio tiene un pH moderadamente ácido donde la solubilidad del aluminio y del hierro aumente ocasionando la formación de complejos con el fósforo disminuyendo su disponibilidad en el suelo de Bingu (Cruz, 2006).

La conductividad eléctrica (C. E.) en ésta localidad muestra que no hay problemas de salinidad o de saturación de sodio en el suelo (Richards, 1982).

En **González-González** el suelo tiene un valor de D. A. de  $1.15 \text{ g cm}^{-3}$ , la cual es el valor más alto entre las localidades y es diferente estadísticamente ( $P < 0.05$ ). Tiene una textura de Migajón Arenoso con el 9 % de arcilla, 24 % de limo y 67 % de arena, es un suelo grueso donde se espera que la infiltración y permeabilidad sea elevada pero la retención del agua sea baja ya que se puede perder por evaporación (Richards, 1982).

El pH es de 7.25 quedando en la clase de neutro, sin que represente problema para la disponibilidad de ningún nutrimento. La M.O en ésta localidad es de 3.63% y según la NOM-021-RECNAT-2000 pertenece a la clase: alto (3.6-6.0%), ésta propiedad mejora la condición del suelo, aporta sitios de intercambio catiónico, induce la agregación de las partículas del suelo y disminuye indirectamente la densidad aparente del suelo (Richards, 1982). El porcentaje de materia orgánica de esta localidad fue el más bajo con respecto a las otras localidades y el de D.A. fue mayor esto sugiere que la D.A es afectada por la baja cantidad de materia orgánica en el suelo.

El Nt es de 0.09% y entra en la clase pobre (Rodríguez y Rodríguez 2002), esta es la única localidad que cae en esta clase a pesar de que el porcentaje de materia orgánica es alto, este también es el más bajo de las tres comunidades, esto se puede deber a que la descomposición de la M. O. sea más lenta en González-González que en las otras localidades, provocando una disminución en la disponibilidad de N en el suelo. Esta propiedad afecta la relación C:N que es de 39.69.

La concentración del  $\text{PO}_4$  es de  $358.87 \text{ mg Kg}^{-1}$  en el suelo de ésta localidad según la NOM-021-RNAT-2002 rebasa la clase alto ( $>11$ ). Éste valor puede ser originado por la reducida actividad microbiana provocada por los bajos niveles de recursos carbónicos, lo cual promueve la muerte de los microorganismos y puede aumentar la liberación de fósforo en el suelo, de manera similar a lo reportado por Sivastra (1998). La conductividad eléctrica es de  $0.561 \text{ dSm}^{-1}$ , la cual esta en la clase: no salino (Richards, 1982) por lo que no tiene problemas de salinidad.

**Cuadro 11.** Propiedades físicas y químicas de suelos de tres matorrales del Valle del Mezquital

Agostaderos	DA (g cm <sup>-3</sup> )	ARE %	LIM %	ARC %	pH	MO %	CO %	Nt %	PO <sub>4</sub> (mg Kg <sup>-1</sup> )	C.E. dS m <sup>-1</sup>	C:N	Clase Textural
<u>Rincón</u>	0.98 b	65.0 a	27.0 b	8.0 b	7.16 a	9.51 a	5.52 a	0.39 a	137.08 b	0.829 a	15.33 b	Migajón Arenoso
<u>P. laevigata</u>												
<u>Bingu</u>	0.98 b	55.0 b	31.0 a	14.0 a	5.92 b	8.07 a	4.68 a	0.27 b	84.46 b	0.683 a, b	18.66 b	Migajón Arenoso
<u>P. laevigata</u>												
<u>Rincón</u>	0.95 b	65.0 a	25.0 a	10.0 b	7.22 a	7.67 a	4.45 a	0.36 a, b	111.95 b	0.749 a, b	13.24 b	Migajón Arenoso
<u>M. biuncifera</u>												
<u>González-</u>	1.15 a	67.0 a	24.0 c	9.0 c	7.25 a	3.63 b	2.11 b	0.09 c	358.87 a	0.561 b	39.69 a	Migajón Arenoso
<u>González</u>												
<u>M. biuncifera</u>												

DA= Densidad Aparente; ARE= arena, LIM=limo, ARC= arcilla; MO=materia orgánica; CO=carbono orgánico; Nt=nitrógeno total; PO<sub>4</sub>=Fósforo disponible; CE= conductividad eléctrica y C:N=relación de carbono/nitrógeno. Letras diferentes indican la diferencia significativa de los valores (p≤0.05). (Ver ANEXO II)



### 3.2 Propiedades físicas y químicas del suelo entre condiciones de las islas de recursos de *Prosopis laevigata*

En **Rincón** la D. A. bajo dosel fue de 0.96 g cm<sup>3</sup> y fuera de él 1.0 g cm<sup>3</sup>, los cuales no presentaron diferencia significativa entre sí. Bajo el dosel de *Prosopis* se encontró 60% de arena, 32% de limo y 8% de arcilla, y fuera de la copa 70% de arena, 22% de limo y 8% de arcilla. La clase textural del suelo en las dos condiciones es Migajón Arenoso (Cuadro 12).

El pH bajo dosel fue de 6.86 y 7.47 fuera de él sin presentar diferencia estadística. El porcentaje de materia orgánica bajo la copa (11.16%) y fuera de ella (7.87%) pertenecen a la clase: muy alto (>6.0%) según la NOM-021-RECNAT-2000, estos resultados tienen diferencia estadística ( $p \leq 0.05$ ) entre sí. El carbono orgánico dentro de la isla es de 6.48% significativamente más alto que el de afuera (4.56%).

El nitrógeno total bajo dosel es de 0.48% y el de afuera es 0.30%, los cuales están en la clasificación de rico (Rodríguez y Rodríguez 2002) estos resultados son diferentes significativamente ( $p \leq 0.05$ ). La abundancia y disponibilidad de nitrógeno bajo el dosel de *Prosopis* esta relacionada con la interacción mantenida por parte de esta leguminosa con las bacterias de rizobios fijadores 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-Colin, *et al*, 2000). Frías-Hernández (1998) encontró una mayor abundancia de células de rizobios en suelos de la isla de fertilidad que fuera de ella y menciona que las células provenientes del suelo de la isla fueron más efectivas en cuanto a la fijación de nitrógeno. Por lo que se ha señalado que dentro de las islas de recursos hay menos pérdidas de este elemento ya que las condiciones microbianas favorecen al ciclo de nitrógeno que se efectúa de manera más activa pues el transporte de N aquí es mayoritariamente biológico (Garner y Steinberger, 1989).

La relación C:N bajo dosel (13.74) no tuvo diferencias estadísticas con el de afuera (16.9), sin embargo bajo dosel se encontró menor relación C:N, un trabajo relacionado a esto es el de Núñez *et al.* (2001) quienes reportan para el desierto de Sonora, que el desecho de plantas perennes contienen más nitrógeno, por lo que la relación C:N es más bajo en comparación a las plantas anuales. Por ello concluyen

que el flujo de N parece estar mantenido por las plantas perennes-anuales, las cuales podrían mejorar la relación entre la actividad microbiana y el ciclo de N bajo su dosel.

El PO<sub>4</sub> del suelo bajo el dosel (158.65 mg Kg<sup>-1</sup>) no tuvo diferencia estadística con el reportado en la zona abierta (115.51 mg Kg<sup>-1</sup>). La C.E. (1.04 dScm<sup>-1</sup>) bajo dosel es mayor significativamente (P≤0.05) que fuera (0.62 dScm<sup>-1</sup>) del él.

**Cuadro 12.** Propiedades físicas y químicas del suelo, dentro y fuera de las islas de recursos formadas por *P. laevigata*.

Propiedades	Rincón			Bingu		
	dosel	abierta		dosel	abierta	
<b>Densidad aparente (gcm<sup>-3</sup>)</b>	0.96	1.0	<i>ns</i>	0.94	1.02	*
<b>Arena %</b>	60	70		56	54	
<b>Limo %</b>	32	22		30	32	
<b>Arcilla %</b>	8	8		14	14	
<b>pH</b>	6.86	7.47	<i>ns</i>	5.53	6.32	<i>ns</i>
<b>Materia orgánica (%)</b>	11.16	7.87	*	9.41	6.72	<i>ns</i>
<b>Carbono orgánico (%)</b>	6.47	4.56	*	5.46	3.90	*
<b>Nitrógeno total (%)</b>	0.48	0.30	*	0.31	0.22	<i>ns</i>
<b>Relación C:N</b>	13.74	16.9	<i>ns</i>	18.4	18.9	<i>ns</i>
<b>Fósforo disponible (mgKg<sup>-1</sup>)</b>	158.65	115.51	<i>ns</i>	78.81	90.12	<i>ns</i>
<b>Conductividad Eléctrica (dScm<sup>-1</sup>)</b>	1.04	0.62	*	0.73	0.64	<i>ns</i>

\* Significativo, *ns* no significativo (p≤0.05). DA= densidad aparente; MO=materia orgánica; CO=carbono orgánico; Nt=nitrógeno total; C:N=relación carbono/nitrógeno; PO<sub>4</sub>=Fósforo disponible y CE= conductividad eléctrica. (Ver ANEXO II)

En el cuadro 12 también se presentan los resultados de las propiedades físicas y químicas entre condiciones de **Bingu** en donde la D. A. del suelo bajo la copa (0.94 g cm<sup>-3</sup>) es menor significativamente que en la zona abierta (1.02 g cm<sup>-3</sup>). Bajo la copa tiene 56% de arena, 30% de limo y 14 de arcilla, en la zona abierta 54% de arena, 32% de limo y 14% de arcilla. Las dos texturas describen una clase textural de Migajon Arenosos.

El pH bajo la copa es de 5.53 y 6.32 fuera de él sin presentar diferencia estadística, los dos valores son clasificados como moderadamente ácidos, según la NOM-021-RECNAT-2000. La materia orgánica bajo dosel (9.41%) y fuera de él (6.72%) pertenecen a la clase muy alto. El C.O. bajo dosel (5.49%) es mayor

significativamente ( $p \leq 0.05$ ) que fuera de él (3.9%). Estas propiedades sugieren que dentro de las islas hay suelo rico en sustrato carbónico.

En el porcentaje de nitrógeno total (Nt) no hubo diferencia estadística entre condiciones, El Nt bajo el dosel (0.31%) es clasificado como rico según Rodríguez y Rodríguez (2002) y fuera de él (0.22%) es medianamente rico según el mismo autor. La relación C:N fue similar en las dos condiciones (dentro 18.4 y fuera 18.9).

El  $\text{PO}_4$  bajo dosel es de  $78.81 \text{ mgKg}^{-1}$  y en la zona abierta es de  $90.12 \text{ mgKg}^{-1}$ , estos resultados pueden estar ligados a la talla de los individuos, como lo manifiesta Frías-Hernández (1998) quien reportó que el suelo junto al tronco de los individuos de mezquite más jóvenes contenían la misma cantidad de  $\text{PO}_4$  que en la parte media de la copa y que ambas partes fueron superadas por el sitio abierto, en Bingu los individuos son más pequeños en altura y probablemente más jóvenes, su cobertura es menor que en el matorral de Rincón (Cuadro 9). Según Tiedemann y Klemmedson (1973) es difícil detectar una tendencia uniforme al comparar suelos bajo y fuera del dosel por las diferencias en formas orgánicas e inorgánicas, las formas y tasas de mineralización y la movilidad de iones. La conductividad eléctrica es de  $0.73 \text{ dScm}^{-1}$  bajo dosel y  $0.64 \text{ dScm}^{-1}$  en la zona abierta sin presentar diferencia estadística.

### **3.3 Propiedades físicas y químicas del suelo entre condiciones de las islas de recursos de *Mimosa biuncifera***

En el cuadro 13 se presentan las determinaciones físicas y químicas dentro y fuera de los individuos de *Mimosa*. En **Rincón** la densidad aparente del suelo bajo dosel es de  $0.92 \text{ gcm}^3$  y fuera de él  $0.98 \text{ gcm}^3$  sin presentar diferencia significativa. La textura bajo dosel fue de 66% de arena, 26% de limo y 8% de arcilla mientras que la textura en el suelo de la zona adyacente es 64% de arena, 24% de limo y 12% de arcilla, estos resultados determinan que en las dos condiciones la clase textural del suelo es Migajon Arenoso.

El pH es de 7.18 bajo dosel y 7.26 en la zona abierta, los dos pertenecientes a la clase neutra según la NOM-021-RECNAT-2000. En esta misma localidad bajo la copa de *Mimosa* se encontró un 8.40% de materia orgánica, 4.88% de carbono orgánico, y 0.40% de nitrógeno total, mientras tanto en la zona abierta 6.93% de

materia orgánica, 4.02% de carbono orgánico y 0.32 de nitrógeno total, ninguna de estas propiedades presenta diferencia significativa. La relación C:N bajo dosel (12.6) es menor que afuera (13.89). Según la norma y Rodríguez y Rodríguez (2002) esta localidad es rica en M.O y Nt.

El PO<sub>4</sub> bajo dosel (122.03 mg Kg<sup>-1</sup>) se encuentran en mayor proporción que fuera (106.99 mg Kg<sup>-1</sup>) y ambos son valores más altos de los encontrados en *Prosopis*. La conductividad eléctrica (0.87 dScm<sup>-1</sup>) bajo dosel fue mayor (p≤0.05) que la zona abierta (0.36 dScm<sup>-1</sup>), esta es la única propiedad que muestra diferencia significativa. Éstos resultados concuerdan con los de Camargo-Ricalde (2003) quien para *M. lacerata* y *M. calcicola* la M. O., Nt, PO<sub>4</sub> y C. E. fueron más elevados en dosel que fuera de él.

**Cuadro 13.** Propiedades físicas y químicas del suelo, dentro y fuera de las islas de recursos formadas por *M. biuncifera*.

Propiedades	Rincón		González-González			
	dosel	abierta	dosel	abierta		
Densidad aparente (gcm <sup>-3</sup> )	0.92	0.98	ns	1.10	1.20	*
Arena (%)	66	64		64.0	70.0	
Limo (%)	26	24		28.0	20.0	
Arcilla (%)	8	12		8.0	10.0	
pH	7.18	7.26	ns	7.34	7.17	ns
Materia orgánica (%)	8.40	6.93	ns	2.89	4.37	ns
Carbono orgánico (%)	4.88	4.02	ns	1.68	2.54	ns
Nitrógeno total (%)	0.40	0.32	ns	0.05	0.12	ns
Relación C:N	12.60	13.89	ns	38.36	41.36	ns
Fósforo disponible ( mgKg <sup>-1</sup> )	122.03	106.99	ns	371.65	346.09	ns
Conductividad eléctrica dScm <sup>-1</sup>	0.87	0.63	*	0.63	0.49	ns

\* Significativo, ns no significativo (p ≤0.05). DA= densidad aparente; MO=materia orgánica; CO=carbono orgánico; Nt=nitrógeno total; C:N = relación carbono/nitrógeno; PO<sub>4</sub>=Fósforo disponible y CE= conductividad eléctrica. (Ver ANEXO II)

En **González-González** la densidad aparente (DA) del suelo bajo el dosel de *Mimosa* fue menor que afuera (1.1 v.s 1.2 gcm<sup>-3</sup>), esta es la única propiedad donde hay un cambio significativo en esta localidad, en la textura se encontró bajo dosel un 64% de arena, 28% de limo y 8% de arcilla, mientras afuera un 70% de

arena, 20% de limo y 10% de arcilla. La clase textural en las dos condiciones es Migajón Arenoso.

El pH del suelo dentro y fuera del dosel es neutro, 7.34 y 7.17 respectivamente. La materia orgánica bajo la copa (2.89%) es menor que afuera (4.37), aquí hay un cambio de clase según la norma pasa de contenido medio a contenido alto. De manera similar se comportó el carbono orgánico y nitrógeno total (Nt), el primero bajo dosel es 1.68% y afuera 2.54%, en Nt bajo dosel es 0.05% y afuera 0.12% según Rodríguez y Rodríguez (2002) el nitrógeno total bajo dosel pertenece a la clase pobre y el de afuera a la clase medianamente pobre. Estas propiedades no presentaron diferencia estadística. La relación C:N bajo dosel es menor (38.36) que fuera de él (41.36), por lo que bajo el dosel de *Mimosa* puede que haya mejores condiciones para la mineralización de la materia orgánica.

El fósforo bajo dosel es de 371.65 mg Kg<sup>-1</sup> y fuera de él 346.09 mgKg<sup>-1</sup>, la conductividad eléctrica bajo dosel es de 0.63 dScm<sup>-1</sup> y afuera 0.49 dScm<sup>-1</sup>, estos resultados son parecidos a los reportados por Camargo-Ricalde (2003) para *M. lacerata* y *M. polyantha* donde el PO<sub>4</sub> y C. E. se encuentran en mayor proporción debajo del dosel que fuera de él.

Cabe mencionar que la *Mimosa* sirve como un primer colonizador de suelos altamente erosionados y al ser reemplazada por otras especies, puede ser restaurada la fertilidad del sitio (Luna-Suárez, 1998), por lo que en éste sitio la *Mimosa*, que tolera las limitantes abióticas, puede ser un instrumento para promover mecanismos naturales de conservación y amortiguamiento de la deterioro, a través de la formación de islas de recursos.

#### **4. HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES**

El mezquite y mimosas son fitobiontes que se asocian a los micobiontes especializados como son los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) y gracias a ellos pueden ser especies que sobrevivan en zonas perturbadas y secas.

La sustancia producida por los HMA que influye en la estabilidad y estructura de los agregados del suelo se denomina glomalina. La estructura de los fragmentos es muy importante en el drenaje del suelo y, por lo tanto en la aeración, en general

los microbios viven en superficies de partículas o en espacios de interconexión (poros) entre los fragmentos (Alexander, 1980). Por lo que la agregación por medio de la glomalina determina la actividad biológica, el crecimiento de raíces, el movimiento de la microbiota edáfica, el secuestro de carbono, además de ser un factor importante en la funcionalidad del suelo.

#### **4.1 Densidad de esporas de HMA en suelo de tres matorrales**

En Rincón (mezquite) la densidad de esporas fue de 41 esporas en 100g de suelo seco, en Bingu 42, en Rincón (mimosa) 58 y González-González 150.

González-González es la localidad que tiene un alto grado de deterioro con una cobertura vegetal de un 50% y mas seco con una temperatura de 37 °C en el espacio interarbuscivo (Duran García, 2008), esto influye en la disminución de la actividad microbiana y en el aumento de la eficiencia en la utilización de carbono, y en la presencia de hongos micorrizicos arbusculares en estructuras de esporas, lo que puede influir en la composición de la comunidad microbiana, la cual cambia cuando estos factores se modifican como ocurre en la época de lluvias donde las esporas de los hongos micorrízicos disminuyen ya que se encuentran en asociación con la raíz formando micorrizas.

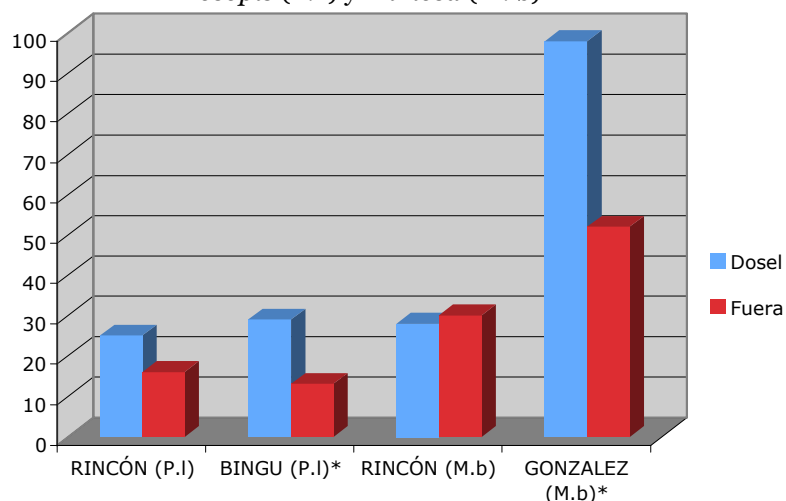
En las localidades Bingu y González-González ambas con menor actividad microbiana y donde las islas no presentaron una diferencia contrastante entre condiciones en las propiedades físicas y químicas del suelo, hubo diferencia estadística en la densidad de esporas de los HMA, lo que sugiere que en época de sequía o lugares más secos la disponibilidad de recursos en el suelo disminuye provocando que la planta no pueda sustentar la simbiosis micorrízica y la esporulación de los hongos micorrízicos será la mejor protección ante las condiciones desfavorables del ambiente de manera similar al planteamiento de Ramírez-Gerardo *et al* (1997). Sin embargo, la presencia de *Mimosa biuncifera* que es un arbusto perenne se puede convertir en una trampa física y un reservorio ecológico de las esporas de los HMA en estos matorrales.

#### **4.2 Densidad de esporas de HMA asociados a las islas formadas por *Prosopis laevigata* y *Mimosa biuncifera***

En la figura 11 se presenta la densidad de esporas por condición en cada localidad. En el caso de *Prosopis* en **Rincón** no hubo una diferencia significativa entre condiciones: dosel y abierta, sin embargo bajo dosel hay más esporas (25) que fuera (16). En **Bingu** se presentó diferencia estadística entre condiciones, bajo la copa de *Prosopis* se encontró 29 esporas y en la zona abierta 13 esporas de HMA. Bajo la copa de *Mimosa* presente en **Rincón** se encontró 28 esporas y fuera de él 30 sin tener diferencia estadística entre condiciones éste resultado es parecido a lo reportado por Camargo-Ricalde (2003) para *M. texana* var. *filipes* donde el número de esporas bajo copa (BC) y en área abierta (OA) no tuvieron diferencia significativa en la estación húmeda, en una localidad del Valle Tehuacán-Cuicatlán. En **González-González** hubo diferencia significativa entre condiciones, bajo el dosel de *Mimosa* se encontraron 98 esporas de HMA y fuera de él 52, es la localidad que contiene mayor número de esporas en comparación con las otras tres.

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. En éste trabajo la relación positiva se puede observar en Rincón, donde la condición bajo la copa de *Prosopis* se diferencia con la de fuera en la M. O., C. O., Nt y cantidad de esporas (no significativa), la correlación negativa de fósforo con los HMA es posible que se presente en la islas de *Prosopis* en Bingu ya que la concentración de fósforo bajo la copa fue menor que la del área abierta, lugar donde se encontró una elevada presencia de esporas de hongos micorrízicos. Sin embargo hay otros factores que pueden ser importantes en la distribución de esporas como la textura, la D. A., y el deterioro de cada localidad.

**Fig. 11** Número de esporas por condiciones (dentro y abierta), de *Prosopis* (P. l) y *Mimosa* (M. b)



Abbott y Gazey (1994) mencionan que: “el deterioro de las comunidades vegetales repercute en la abundancia y distribución de las esporas de los HMA”, en ese caso se observó que en las islas de *Prosopis* y *Mimosa* ubicadas en Bingu y González-González respectivamente, contienen una mayor densidad de esporas bajo dosel que fuera de él, mientras tanto en las islas de las dos especies en Rincón la densidad de esporas no presentó diferencia significativa entre condiciones (Fig. 11).

#### 4.3 Géneros y morfoespecies de HMA asociados a las islas formadas por *Prosopis laevigata* y *Mimosa biuncifera*

En *Mimosa* ubicada en **Rincón**, bajo dosel se encontró 21 morfoespecies y 2 géneros, en la zona abierta 18 morfoespecies y 3 géneros (Cuadro 14).

En **González-González** no hubo diferencias entre condiciones en el número de morfoespecies (20) ni en géneros (3), en **Bingu** con *Prosopis* se encontraron resultados similares con 12 morfoespecies y dos géneros en las dos condiciones.

En las tres localidades hay presencia de dos géneros de hongos micorrízicos: *Acaulospora*, y *Glomus*. El género *Gigaspora* estuvo presente en el matorral de



Bingu bajo dosel de *Prosopis laevigata*, en Rincón en la zona abierta de *Mimosa biuncifera* y en González-González en las dos condiciones estudiadas (Cuadro 14).

**Cuadro 14.** Morfoespecies de HMA presentes en tres matorrales

Géneros	<i>Prosopis laevigata</i>				<i>Mimosa biuncifera</i>			
	Rincón		Bingu		Rincón		González-González	
	abierto	dosel	abierto	dosel	abierto	dosel	abierto	dosel
<i>Acaulospora</i>	3	0	3	2	2	4	2	4
<i>Gigaspora</i>	0	0	0	1	1	0	4	1
<i>Glomus</i>	13	13	9	9	15	17	14	15
<b>Total</b>	<b>16</b>	<b>13</b>	<b>12</b>	<b>12</b>	<b>18</b>	<b>21</b>	<b>20</b>	<b>20</b>

En *Mimosa biuncifera* se encuentra un mayor número de morfoespecies. Al parecer el género *Glomus* se desarrolla independientemente de las propiedades físicas y químicas determinadas por las islas de *Prosopis*. Caso contrario a lo encontrado en Rincón y González-González con *Mimosa*, ya que bajo su dosel se presenta mayor número de morfoespecies de *Glomus* que fuera de él.

Según Frías-Hernández “la riqueza de los hongos micorrízicos 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 micorrízicos. González-González es el matorral con mayor grado de deterioro de los tres (Durán, 2008), en él la riqueza y cubierta vegetal es menor y su diversidad en morfoespecies de HMA es mayor que en Rincón y Bingu.

La densidad de esporas y morfoespecies en las dos condiciones (dentro y fuera) de *Prosopis laevigata* y *Mimosa biuncifera* en las tres localidades estudiadas sugieren que en la localidad con bajo grado de deterioro (Rincón) las islas de recursos no presentan diferencias significativas entre condiciones, mientras que en Bingu y González-González, localidades con alto grado de deterioro si muestran diferencias estadísticas entre condiciones.

## CONCLUSIONES

La actividad microbiana medida a través de la respiración (CO<sub>2</sub>) fue mayor en la localidad del Rincón y es diferente a las localidades de Bingu y de González-González. En Rincón (matorral con menos deterioro) hay mayor actividad microbiana que en los matorrales más deteriorados.

En Rincón, localidad con menor grado de deterioro, los árboles de *Prosopis laevigata* son más altos y están más cercanos, en ellos se caracterizó por medio de la actividad microbiana a las islas de recursos y por algunas propiedades físicas y químicas (M.O, C.O, Nt, C.E, D.A), sin embargo la riqueza y densidad de esporas de los HMA no muestran diferencias entre condiciones.

En Bingu, los individuos de *Prosopis* tienen menos altura y están más separados, en el suelo la densidad aparente, carbono orgánico y la densidad de esporas mostraron diferencia estadística entre condiciones. La actividad microbiana bajo el dosel fue mayor que en el área adyacente (sin presentar diferencia estadística). Las variables evaluadas en este trabajo no determinan la presencia en esta localidad de islas de recursos.

En *Mimosa biuncifera* presente en Rincón, se encontró que los individuos son mas altos, con mayor cobertura y en mayor densidad en comparación con la otra población, sin embargo, las propiedades físicas y químicas del suelo son modificadas ligeramente, en la actividad microbiana las diferencias entre condiciones fueron significativas, la riqueza de hongos micorrízicos fue mayor bajo dosel y mayor con respecto a *Prosopis*. Las variables evaluadas en este trabajo no determinan la presencia de islas de recursos en esta localidad.

En González-González, la población de *Mimosa biuncifera* en altura y cobertura son más pequeños. La actividad microbiana y las propiedades químicas no presentaron diferencias estadísticas entre condiciones, sin embargo la densidad

aparente del suelo y el número de esporas muestran discrepancia. Es probable que en esta localidad no haya islas de recursos, sin embargo los individuos son reservorio de HMA.

Se encontraron tres géneros de HMA *Gigaspora*, *Acaulospora* y *Glomus*. Este último género presentó el mayor número de morfoespecies y se encontró en todas las condiciones. En *Mimosa biuncifera* se registró el mayor número de morfoespecies en particular del género *Glomus*. *Acaulospora* y *Glomus* presentaron más morfoespecies en la condición dentro de las islas. En *Prosopis laevigata* se encontró menor número de morfoespecies y densidad de esporas.

## PERSPECTIVAS

En éste trabajo la utilización de la evaluación microbiana por medio de la liberación de CO<sub>2</sub> ayudó a caracterizar las islas de recursos, junto con las determinaciones físicas y químicas del suelo y la densidad de esporas. En trabajos previos se han evaluado el número de células de bacterias *Rhizobium* y la efectividad del inóculo micorrízico de hongos-arbusculares originario de las islas de recursos (Luna- Suárez, 1998; Frías-Hernández, 1998; Montaña, 2000).

Se conoce poco de los procesos biológicos, de la diversidad y abundancia de organismos edáficos que existen dentro de las islas formadas por *Prosopis* y *Mimosa* en el Valle del Mezquital, por lo que se propone continuar con trabajos que ayuden a vislumbrarlo:

- 1.- Para comprender un poco más el comportamiento y respuesta a diferentes factores ambientales de las islas de recursos sería necesario evaluar la actividad microbiana, propiedades físicas y químicas, además del número de esporas de los HMA y el número de células de *Rhizobium* en diferentes épocas del año (invierno, primavera, otoño, invierno).
- 2.- Evaluar el número de células bacterianas fijadoras de nitrógeno (*Rhizobium*), así como determinar los microorganismos amonificantes, nitrificantes y desnitrificantes dentro de la isla (pertenecientes al ciclo de nitrógeno).
- 3.- Evaluar la descomposición del desecho orgánico procedente de las especies formadoras de islas de recursos así como de la vegetación perteneciente a la comunidad. Además hacer un estudio sobre la composición de sus tejidos.
- 4.- La actividad microbiana es un dato que no distingue grupos de microorganismos edáficos, sería interesante saber la abundancia y actividad de los diferentes grupos de microorganismos principales dentro de las islas de recursos.

# ANEXO I

## Evaluación de actividad microbiana.

### Método de Fumigación e Incubación

#### Reactivos:

Agua esterilizada

Cloroformo

Hidróxido de Potasio al .5 N

Ácido Clorhídrico al .5 N

Indicador fenoftaleína

#### Material y Equipo:

Frascos de vidrio con tapa hermética

Bureta

tubos de ensaye

papel filtro

Baño maría

#### Procedimiento:

1. Pasar suelo fresco (con la humedad que presenta en campo) por una malla de 2 mm de abertura para eliminar restos orgánicos.
2. Separar la muestra en dos fracciones, 1 (suelo para fumigar) y 2 (suelo natural) pesando 20 gramos para cada fracción y colocarlas en frascos de vidrio con tapa hermética.
3. A la fracción 1 se adiciona 5 mL de cloroformo, y en la muestra 2 se agrega 5 mL de agua esterilizada, se cierran y se mantienen así por 48 h. terminada la fumigación, se abren los frascos y se colocan en baño maría a 40°C, hasta que el cloroformo se elimine. Ambos suelo (fumigado y natural) se reinoculan con 1 gramo de suelo natural.
4. A las dos fracciones se les agrega la cantidad necesaria de agua para llevar las muestras a capacidad de campo. El suministro de agua se hará lentamente.
5. Se introduce en cada frasco un tubo de ensaye que contenga 7 mL de KOH 0.5 N y una tira de papel filtro procurando que la longitud de ésta sea ligeramente mayor que la del tubo.\*
6. Cerrar los frascos e incubar entre 35 y 37°C durante 5 días.
7. Al término de la incubación sacar los frascos de la estufa. Sacar el tubo de ensaye y transferir todo su contenido en un matraz Erlenmeyer de 50 mL. Enjuagar el tubo con 1 mL de agua libre de CO<sub>2</sub>.
8. Colocar 2 o 3 gotas de fenoftaleína como indicador, proceder a titular con HCl 0.5 N, incluir un blanco de titulación.
9. Realizar los cálculos para determinar los mg de CO<sub>2</sub> producidos y de carbono en biomasa microbiana.

\*Colocar para corrección de normalidad, un blanco absoluto (frasco que contenga un tubo con sólo 7 mL de KOH 0.5 N). Hacer esto por duplicado.

#### Cálculos:

Calcular los miliequivalentes de KOH en el blanco y en las muestras problema.

**(Normalidad del ácido)(mL gastados en la titulación)= meq KOH.**

Obtener los miliequivalentes de KOH transformados en K<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>.

**(meq blanco- meq muestra = meq K<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>).**

Igualar unidades a equivalentes químicos.

**(meq K<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>)/100= eq de K<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>.**

A partir de esto, obtener gramos de K<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> formados.

**(eq de K<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>)(PM K<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>/ # H sust)= g de K<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>**

Por estequiometría se obtienen los miligramos de CO<sub>2</sub>.

**[(g de K<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>) (PM CO<sub>2</sub>)/PM K<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>]1000= mg CO<sub>2</sub>**

Por último obtener el peso del carbono en la biomasa microbiana (CBM). **(mg CO<sub>2</sub> suelo fumigado- mg CO<sub>2</sub> suelo natural)/0.45= CBM mg.**

IEM= Índice de eficiencia microbiana

IEM= **mg CO<sub>2</sub>/mg CBM**

## Determinación de propiedades físicas y químicas de suelo, NOM-021-REC NAT-

### 2002

#### **pH (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

##### Procedimiento

1. Pesar 10 g de suelo en un frasco de vidrio.
2. Adicionar 20 mL de agua destilada al frasco conteniendo el suelo.
3. Con una varilla de vidrio, agitar manualmente la mezcla de suelo: agua a intervalos de 5 minutos, durante 30 minutos.
4. Dejar reposar durante 15 minutos.
5. Calibrar el medidor de pH con las soluciones reguladoras pH
6. Agite nuevamente la suspensión e introduzca el electrodo en la suspensión.
7. Registrar el pH al momento en que la lectura se haya estabilizado.
8. Dejar reposar la suspensión por 24 horas para medir conductividad eléctrica

#### **Conductividad Eléctrica medida en agua**

##### Reactivos:

Suspensión utilizada para medir pH

Agua destilada

##### Material y Equipo:

Potenciómetro

Varilla de vidrio

Piceta

##### Procedimiento:

1. Dejar Reposar la suspensión empleada para medir pH por 24 horas
2. Lavar y llenar la celda de conductividad con la suspensión
3. Leer la conductividad eléctrica de la suspensión

##### Cálculos:

$$CE = \frac{C \times K \times ft}{1000}$$

C= conductividad eléctrica tomada con el potenciómetro

K= 1.4118

ft= factor de corrección de temperatura

#### **Densidad Aparente (Método de probeta).**

##### Material y Equipo:

Balanza

Estufa u horno

Probeta de 10mL  
Lienzo de laboratorio

Procedimiento:

1. Pesar la probeta
2. Agregar suelo seco al horno hasta los 10mL
3. Golpear 10 veces sobre el lienzo
4. Agregar suelo hasta los 10 mL
5. Pesar probeta + el suelo

Cálculos:

$$DA = \frac{\text{Peso de l probeta con suelo} - \text{Peso de la probeta}}{\text{Volumen total}}$$

$$DA = \text{gcm}^{-3}$$

### Textura procedimiento de Bouyoucos (AS-09)

Reactivos:

1. Agua oxigenada al 30%.
2. Oxalato de sodio saturado.
3. Metasilicato de sodio con 36 g L<sup>-1</sup> de lectura

Material y Equipo:

- Probetas de 1000mL
- Cilindro de Bouyoucos
- Agitador con motor para dispersión
- Termómetro de -10 a 110 °C
- Hidrómetro de Bouyoucos 0-60

Procedimiento:

1. Pesar 60 g de suelo de textura fino o 120 g de suelo de textura gruesa en un vaso de precipitados.
2. Agregar 40 mL de agua oxigenada y poner a evaporar hasta sequedad, agregar otros 40 mL a sequedad. Repetir hasta que no haya efervescencia al agua oxigenada.
3. Después pesar 50 g de suelo de textura arcillosa o 100 g de suelo de textura arenosa y ponerlos en un vaso de precipitados de 250 mL.
4. Adicionar agua hasta cubrir la superficie con una lámina de 2 cm. Agregar 5 mL de oxalato de sodio y 5 mL de metasilicato de sodio y dejar reposar durante 15 minutos. Si el suelo tiene mucha arcilla puede prolongarse el tiempo hasta media hora.
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, pasar el contenido a una probeta de 1000 mL o al cilindro de Bouyoucos.
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 Bouyoucos 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 de mano.
8. 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.
9. Después de hacer la lectura se seca el hidrómetro, se lava, se seca y se toma la temperatura.

Cálculos:

$$\% \text{limo} + \% \text{arcilla} = \frac{\rho_1 + (T_1 - T_0) 0.36 \times 100}{\text{g de muestra}} \times 100$$
$$\rho_1 + (T_1 - T_0) 0.36 \times 100$$

$$\% \text{ arcilla} = \frac{\text{g de muestra}}{\text{g de muestra}}$$

$$\% \text{ limo} = x - a = b \qquad \qquad \qquad \% \text{ arena} = 100\% - x = c$$

**Materia Orgánica procedimiento de Walkley y Black (AS-07)**

Reactivos:

1. Dicromato de potasio 0.166 M o 1N.
2. Acido sulfúrico concentrado (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>).
3. Acido fosfórico concentrado (H<sub>3</sub>PO<sub>4</sub>).
4. Indicador de difenilamina.
5. Sulfato ferroso 1.0 M.

Material:

- 2 Buretas de 50mL
- Pipeta volumétrica de 10 mil
- Probeta de vidrio de 25mL
- Matraces Erlenmeyer de 500mL

Procedimiento:

1. Pesar 0.5 g de suelo seco y pasado por un tamiz de 0.5 mm y colocarlo en un matraz Erlenmeyer. Procesar un blanco con reactivos por triplicado.
2. Adicionar 10 mL de dicromato de potasio (K<sub>2</sub>Cr<sub>2</sub>O<sub>7</sub>) 1N girando el matraz cuidadosamente para que entre en contacto con todo el suelo.
3. Agregar 20 mL de ácido sulfúrico (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) concentrado a la suspensión, girar nuevamente el matraz y agitar de esa forma durante un minuto.
4. Dejar reposar durante 30 minutos sobre una lámina de asbesto o sobre una mesa de madera.
5. Añadir 200 mL de agua destilada.
6. Añadir 5 mL de ácido fosforico ( H<sub>3</sub>PO<sub>4</sub>) concentrado.
7. Adicionar de 5 a 10 gotas del indicador de difenilamina.
8. Titular con la disolución de sulfato ferroso gota a gota hasta un punto final verde claro.

Cálculos:

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

Donde:

- B = Volumen de sulfato ferroso gastado para valorar el blanco de reactivos (mL).
- T = Volumen de sulfato ferroso gastado para valorar la muestra (mL).
- N = Normalidad exacta del sulfato
- g = Peso de la muestra empleada (g).
- mcf = factor de corrección de humedad.

$$\% \text{ Materia orgánica} = \% \text{ C Orgánico} \times 1.724$$

**Fósforo disponible en suelos neutros y alcalinos, procedimiento Olsen (AS-10)**

Reactivos

1. Hidróxido de sodio 1M.
2. Bicarbonato de sodio (NaHCO<sub>3</sub>) 0.5 M.
3. Solución de tartrato de antimonio y potasio al 0.5%.



4. Solución de molibdato de amonio  $[(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}]$ .
5. Solución reductora con ácido ascórbico.
6. Solución patrón de fósforo ( $200 \text{ mg L}^{-1}$ ).
7. Solución patrón de  $5 \text{ mg L}^{-1}$  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

Procedimiento:

1. Pesar 2.5 g de suelo previamente tamizado por malla de 2 mm y colocarlos en los tubos de polietileno.
2. Adicionar 50 mL de la solución extractora y agitar durante 30 min.
3. Filtrar inmediatamente a través de papel filtro Whatman No. 42.
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 5.0 mL de la solución reductora, agitar y aforar. Leer después de 30 min., pero antes de una hora a una longitud de onda 882 nm (leer previamente la curva de calibración).
7. Preparar una curva de calibración con patrones de 0, 0.1, 0.2, 0.4, 0.6, 0.8 y 1.0  $\text{mg L}^{-1}$  de fósforo.
8. Pipetear 0, 1, 2, 4, 6 y 10 mL de una solución de  $5 \text{ mg L}^{-1}$  de fósforo en matraces aforados de 50 mL.
9. Adicionar un volumen de solución extractante de  $\text{NaHCO}_3$  0.5 M igual a la alícuota empleada para medir en las muestras desconocidas.
10. Llevar a aproximadamente 40 mL con agua y adicionar 5 mL de la solución reductora con ácido ascórbico, aforar.
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:

$$P (\text{mg Kg}^{-1} \text{ de suelo}) = CC \times V_i/p \times V_f/a$$

Donde:

CC=  $\text{mg L}^{-1}$  de P en la solución. Se obtiene graficando la curva de calibración (absorbancia contra  $\text{mg L}^{-1}$ ) 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.  
Vf= volumen final de la solución colorimétrica a leer.  
a= alícuota de la muestra empleada para la cuantificación.

### **Nitrógeno Total por el método Kjendhal (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-NH<sub>4</sub> y N-NO<sub>3</sub>
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.

Procedimiento:

1. Colocar 1 g de suelo tamizado en el matraz Kjendhal.
2. Agregar 4 mL de mezcla de ácido sulfúrico-salicílico.
3. Después de 30 minutos adicione 1.1 g de mezcla catalizadora.
4. Calentar a temperatura media alta hasta que el digestazo se torne claro
5. Ebulir la muestra por una hora. A partir de este momento, la temperatura se debe regular para que los vapores de ácido se condensen en el tercio inferior del cuello del matraz.
6. Se deja enfriar, se agrega agua destilada para colocar la suspensión mediante agitación, el digestazo.
7. Dejar decantar las partículas de sílice evitando precipitación de cristales de NH<sub>4</sub>SO<sub>4</sub>, transferir al equipo de destilación y agregar 15mL de NaOH al 50%.
8. Se procede a la destilación, se recibe el destilado en 20mL de ácido bórico al 4% y 0.2mL de mezcla de indicador verde de bromocresol-rojo de metilo y llevar hasta un volumen final de 50mL aproximadamente.
9. Se titula con ácido sulfúrico 0.05N, hasta un tono levemente rosado de la solución

Cálculos:

$$\% N = (V_m - V_b) \times N \times 14 \times (1/\text{ppm}) \times (1/1000) \times 100$$

Donde:

V<sub>m</sub> y V<sub>b</sub>= Son los mililitros de ácido sulfúrico usados en la titulación de muestra y el blanco, respectivamente.

N= La normalidad del ácido sulfúrico.

14= Peso equivalente del nitrógeno

p<sub>m</sub>= El peso de la muestra en gramos.

### Conteo de esporas.

1. Se pesan 100 g de suelo y se llevan a una suspensión en 2000 mL de agua.
2. Se agita manual y vigorosamente durante un período de 5 minutos y se deja decantar por 3 minutos
3. La suspensión se pasa a través de un tamiz de 105 y uno de 44 micras. Reteniendo así, en el primero, materia orgánica y a las esporas de mayor tamaño, mientras que en el segundo a las de menor tamaño.
4. Este procedimiento se repite dos veces más.
5. 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.
6. 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.
7. El contenido del tamiz se vuelve a centrifugar con agua, para eliminar los restos de sacarosa, a 2500 rpm
8. La muestra se contiene en una caja petri la cual es examinada bajo el microscopio estereoscopio para realizar el recuento.
9. Se harán preparaciones fijas de esporas con el fin de determinar a nivel de género los HMA presentes.

## ANEXO II

### 1.- GML, comparación entre localidades (propiedades con diferencia estadística de los cuadros 6 y 11).

The SAS System  
The GLM Procedure

**Dependent Variable: CO2**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	3	0.15174630	0.05058210	16.80	<.0001
Error	76	0.22884970	0.00301118		
Corrected Total	79	0.38059600			

	R-Square	Coeff Var	Root MSE	CO2 Mean
	0.398707	29.58179	0.054874	0.185500

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
loc	3	0.15174630	0.05058210	16.80	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
loc	3	0.15174630	0.05058210	16.80	<.0001

**Dependent Variable: DA**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	3	0.49800000	0.16600000	6.99	0.0003
Error	76	1.80400000	0.02373684		
Corrected Total	79	2.30200000			

	R-Square	Coeff Var	Root MSE	DA Mean
	0.216334	15.17908	0.154068	1.015000

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
loc	3	0.49800000	0.16600000	6.99	0.0003

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
loc	3	0.49800000	0.16600000	6.99	0.0003

**Dependent Variable: ARE**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	3	1760.000000	586.666667	61.93	<.0001
Error	76	720.000000	9.473684		
Corrected Total	79	2480.000000			

	R-Square	Coeff Var	Root MSE	ARE Mean
	0.709677	4.885611	3.077935	63.00000

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
loc	3	1760.000000	586.666667	61.93	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
loc	3	1760.000000	586.666667	61.93	<.0001

**Dependent Variable: LIM**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	3	575.000000	191.666667	16.94	<.0001
Error	76	860.000000	11.315789		
Corrected Total	79	1435.000000			

	R-Square	Coeff Var	Root MSE	LIM Mean
	0.400697	12.57531	3.363895	26.75000

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
loc	3	575.000000	191.666667	16.94	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
loc	3	575.000000	191.666667	16.94	<.0001

**Dependent Variable: ARC**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	3	415.0000000	138.3333333	105.13	<.0001
Error	76	100.0000000	1.3157895		
Corrected Total	79	515.0000000			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	ARC Mean
0.805825	11.19101	1.147079	10.25000

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
loc	3	415.0000000	138.3333333	105.13	<.0001
Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
loc	3	415.0000000	138.3333333	105.13	<.0001

The GLM Procedure

**Dependent Variable: pH**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	7	30.24383500	4.32054786	9.46	<.0001
Error	72	32.87352000	0.45657667		
Corrected Total	79	63.11735500			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	pH Mean
0.479168	9.808101	0.675705	6.889250

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Esp	1	9.66050000	9.66050000	21.16	<.0001
Loc	2	15.40100500	7.70050250	16.87	<.0001
Cond	1	2.14512500	2.14512500	4.70	0.0335
Esp*Cond	1	2.81250000	2.81250000	6.16	0.0154
Loc*Cond	2	0.22470500	0.11235250	0.25	0.7825

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Loc	2	15.40100500	7.70050250	16.87	<.0001
Cond	1	2.14512500	2.14512500	4.70	0.0335
Loc*Cond	2	0.22470500	0.11235250	0.25	0.7825

The GLM Procedure

**Dependent Variable: MO**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	7	493.5634119	70.5090588	10.64	<.0001
Error	72	477.2537380	6.6285241		
Corrected Total	79	970.8171499			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	MO Mean
0.508400	35.66176	2.574592	7.219475

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Esp	1	197.6004112	197.6004112	29.81	<.0001
Loc	2	183.6481813	91.8240907	13.85	<.0001
Cond	1	44.7573281	44.7573281	6.75	0.0113
Esp*Loc	0	0.0000000	.	.	.
Esp*Cond	1	44.7573281	44.7573281	6.75	0.0113
Loc*Cond	2	22.8001633	11.4000816	1.72	0.1864
Esp*Loc*Cond	0	0.0000000	.	.	.

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Loc	2	183.6481813	91.8240907	13.85	<.0001
Cond	1	44.7573281	44.7573281	6.75	0.0113
Loc*Cond	2	22.8001633	11.4000816	1.72	0.1864

The GLM Procedure

**Dependent Variable: CO**

Sum of

Source	DF	Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	7	166.0608788	23.7229827	10.64	<.0001
Error	72	160.5719700	2.2301662		
Corrected Total	79	326.6328487			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	CO Mean
0.508402	35.66160	1.493374	4.187625

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Esp	1	66.48481125	66.48481125	29.81	<.0001
Loc	2	61.78682250	30.89341125	13.85	<.0001
Cond	1	15.05980125	15.05980125	6.75	0.0113
Esp*Cond	1	15.05980125	15.05980125	6.75	0.0113
Loc*Cond	2	7.66964250	3.83482125	1.72	0.1864

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Loc	2	61.78682250	30.89341125	13.85	<.0001
Cond	1	15.05980125	15.05980125	6.75	0.0113
Loc*Cond	2	7.66964250	3.83482125	1.72	0.1864

The GLM Procedure

Dependent Variable: NT

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	7	1.30036579	0.18576654	14.13	<.0001
Error	70	0.92011150	0.01314445		
Corrected Total	77	2.22047729			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	NT Mean
0.585624	40.97806	0.114649	0.279782

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Esp	1	0.18402703	0.18402703	14.00	0.0004
Loc	2	0.86096372	0.43048186	32.75	<.0001
Cond	1	0.10765680	0.10765680	8.19	0.0056
Esp*Cond	1	0.08104532	0.08104532	6.17	0.0154
Loc*Cond	2	0.06667293	0.03333647	2.54	0.0864

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Loc	2	0.83697887	0.41848944	31.84	<.0001
Cond	1	0.09632438	0.09632438	7.33	0.0085
Loc*Cond	2	0.06667293	0.03333647	2.54	0.0864

Dependent Variable: PO4

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	3	948044.939	316014.980	40.65	<.0001
Error	76	590791.526	7773.573		
Corrected Total	79	1538836.465			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PO4 Mean
0.616079	50.93795	88.16787	173.0888

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
loc	3	948044.9391	316014.9797	40.65	<.0001
Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
loc	3	948044.9391	316014.9797	40.65	<.0001

The GLM Procedure

Dependent Variable: CE

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	3	0.77485984	0.25828661	4.37	0.0068
Error	76	4.49230605	0.05910929		
Corrected Total	79	5.26716589			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	CE Mean
0.147111	34.46307	0.243124	0.705463

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
--------	----	-----------	-------------	---------	--------

loc	3	0.77485984	0.25828661	4.37	0.0068
Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
loc	3	0.77485984	0.25828661	4.37	0.0068

**Dependent Variable: CN**

		Sum of			
Source	DF	Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	7	8341.09253	1191.58465	9.48	<.0001
Error	70	8796.67460	125.66678		
Corrected Total	77	17137.76713			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	CN Mean
0.486708	52.69723	11.21012	21.27269

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Esp	1	1502.239990	1502.239990	11.95	0.0009
Loc	2	6739.007327	3369.503664	26.81	<.0001
Cond	1	75.523246	75.523246	0.60	0.4408
Esp*Cond	1	0.273702	0.273702	0.00	0.9629
Loc*Cond	2	24.048270	12.024135	0.10	0.9089

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Esp	0	0.000000	.	.	.
Loc	2	6778.916254	3389.458127	26.97	<.0001
Cond	1	77.527280	77.527280	0.62	0.4348
Loc*Cond	2	24.048270	12.024135	0.10	0.9089

**2.- Pruebas de Tukey, comparación entre localidades (propiedades con diferencia estadística de los cuadros 6 y 11).**

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for CO2**

Type II error rate than REGWQ.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	76
Error Mean Square	0.003011
Critical Value of Studentized Range	3.71485
Minimum Significant Difference	0.0456

Tukey Grouping	Mean	N	loc
A	0.23245	20	2
B	0.21585	20	4
B	0.17400	20	1
C	0.11970	20	3

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for DA**

Type II error rate than REGWQ.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	76
Error Mean Square	0.023737
Critical Value of Studentized Range	3.71485
Minimum Significant Difference	0.128

Tukey Grouping	Mean	N	loc
A	1.15000	20	1
B	0.98000	20	4
B	0.98000	20	3
B	0.95000	20	2

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for ARE**

Type II error rate than REGWQ.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	76
Error Mean Square	9.473684

Critical Value of Studentized Range 3.71485  
 Minimum Significant Difference 2.5567

Tukey Grouping	Mean	N	loc
A	67.0000	20	1
A	65.0000	20	2
A	65.0000	20	4
B	55.0000	20	3

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for LIM**

Type II error rate than REGWQ.

Alpha 0.05  
 Error Degrees of Freedom 76  
 Error Mean Square 11.31579  
 Critical Value of Studentized Range 3.71485  
 Minimum Significant Difference 2.7943

Tukey Grouping	Mean	N	loc
A	31.000	20	3
B	27.000	20	4
C B	25.000	20	2
C	24.000	20	1

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for ARC**

Type II error rate than REGWQ.

Alpha 0.05  
 Error Degrees of Freedom 76  
 Error Mean Square 1.315789  
 Critical Value of Studentized Range 3.71485  
 Minimum Significant Difference 0.9528

Tukey Grouping	Mean	N	loc
A	14.0000	20	3
B	10.0000	20	2
C	9.0000	20	1
D	8.0000	20	4

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for pH**

Type II error rate than REGWQ.

Alpha 0.05  
 Error Degrees of Freedom 72  
 Error Mean Square 0.456577  
 Critical Value of Studentized Range 3.71947  
 Minimum Significant Difference 0.562

Tukey Grouping	Mean	N	Loc
A	7.2545	20	1
A	7.2190	20	2
A	7.1620	20	4
B	5.9215	20	3

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for MO**

Type II error rate than REGWQ.

Alpha 0.05  
 Error Degrees of Freedom 72  
 Error Mean Square 6.628524  
 Critical Value of Studentized Range 3.71947  
 Minimum Significant Difference 2.1413

Means with the same letter are not significantly different.

Tukey Grouping	Mean	N	Loc
----------------	------	---	-----



A	9.5140	20	4
A	8.0683	20	3
A	7.6650	20	2
B	3.6308	20	1

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for CO**

Type II error rate than REGWQ.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	72
Error Mean Square	2.230166
Critical Value of Studentized Range	3.71947
Minimum Significant Difference	1.242

Means with the same letter are not significantly different.

Tukey Grouping	Mean	N	Loc
A	5.5185	20	4
A	4.6800	20	3
A	4.4460	20	2
B	2.1060	20	1

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for NT**

NOTE: This test controls the Type I experimentwise error rate.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	70
Error Mean Square	0.013144
Critical Value of Studentized Range	3.72198

Comparisons significant at the 0.05 level are indicated by \*\*\*.

Loc Comparison	Difference Between Means	Simultaneous 95% Confidence Limits		
4 - 2	0.02540	-0.07002	0.12082	
4 - 3	0.11795	0.02253	0.21337	***
4 - 1	0.30143	0.20340	0.39947	***
2 - 4	-0.02540	-0.12082	0.07002	
2 - 3	0.09255	-0.00287	0.18797	
2 - 1	0.27603	0.17800	0.37407	***
3 - 4	-0.11795	-0.21337	-0.02253	***
3 - 2	-0.09255	-0.18797	0.00287	
3 - 1	0.18348	0.08545	0.28152	***
1 - 4	-0.30143	-0.39947	-0.20340	***
1 - 2	-0.27603	-0.37407	-0.17800	***
1 - 3	-0.18348	-0.28152	-0.08545	***

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for PO4**

Type II error rate than REGWQ.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	76
Error Mean Square	7773.573
Critical Value of Studentized Range	3.71485
Minimum Significant Difference	73.238

Tukey Grouping	Mean	N	loc
A	358.87	20	1
B	137.08	20	4
B	111.95	20	2
B	84.46	20	3

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for CE**

Type II error rate than REGWQ.

Alpha 0.05  
 Error Degrees of Freedom 76  
 Error Mean Square 0.059109  
 Critical Value of Studentized Range 3.71485  
 Minimum Significant Difference 0.202

Tukey Grouping		Mean	N	loc
	A	0.82965	20	4
B	A	0.74865	20	2
B	A	0.68280	20	3
B		0.56075	20	1

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for CN**

NOTE: This test controls the Type I experimentwise error rate.

Alpha 0.05  
 Error Degrees of Freedom 70  
 Error Mean Square 125.6668  
 Critical Value of Studentized Range 3.72198

Comparisons significant at the 0.05 level are indicated by \*\*\*.

Loc Comparison	Difference Between Means	Simultaneous 95% Confidence Limits	
1 - 3	21.032	11.447	30.617 ***
1 - 4	24.370	14.784	33.955 ***
1 - 2	26.450	16.864	36.035 ***
3 - 1	-21.032	-30.617	-11.447 ***
3 - 4	3.337	-5.992	12.667
3 - 2	5.417	-3.912	14.747
4 - 1	-24.370	-33.955	-14.784 ***
4 - 3	-3.337	-12.667	5.992
4 - 2	2.080	-7.250	11.410
2 - 1	-26.450	-36.035	-16.864 ***
2 - 3	-5.417	-14.747	3.912
2 - 4	-2.080	-11.410	7.250

**3.- GML y Tukey, comparación entre condiciones, dentro y fuera, de *Prosopis laevigata* en Rincón (propiedades con diferencia estadística de los cuadros 7 y 12).**

**Dependent Variable: CO2**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	0.02306628	0.01153314	6.95	0.0062
Error	17	0.02819827	0.00165872		
Corrected Total	19	0.05126455			

R-Square 0.449946      Coeff Var 18.86839      Root MSE 0.040727      CO2 Mean 0.215850

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	0.02080125	0.02080125	12.54	0.0025
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	0.00226503	0.00226503	1.37	0.2587
loc	0	0.00000000	.	.	.

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	0.02080125	0.02080125	12.54	0.0025
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	0.00226503	0.00226503	1.37	0.2587
loc	0	0.00000000	.	.	.

**Dependent Variable: CBM**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	0.04403390	0.02201695	5.58	0.0137

Error	17	0.06709910	0.00394701
Corrected Total	19	0.11113300	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	CBM Mean
0.396227	39.88902	0.062825	0.157500

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	0.02664500	0.02664500	6.75	0.0187
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	0.01738890	0.01738890	4.41	0.0511
loc	0	0.00000000	.	.	.

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	0.02664500	0.02664500	6.75	0.0187
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	0.01738890	0.01738890	4.41	0.0511
loc	0	0.00000000	.	.	.

**Dependent Variable: NT**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	0.20943503	0.10471751	12.11	0.0005
Error	17	0.14695278	0.00864428		
Corrected Total	19	0.35638780			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	NT Mean
0.587660	24.08045	0.092975	0.386100

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	0.16380500	0.16380500	18.95	0.0004
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	0.04563003	0.04563003	5.28	0.0346
loc	0	0.00000000	.	.	.

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	0.16380500	0.16380500	18.95	0.0004
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	0.04563003	0.04563003	5.28	0.0346
loc	0	0.00000000	.	.	.

**Dependent Variable: CO**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	23.46522750	11.73261375	8.70	0.0025
Error	17	22.91766750	1.34809809		
Corrected Total	19	46.38289500			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	CO Mean
0.505903	21.03971	1.161076	5.518500

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	18.25960500	18.25960500	13.54	0.0019
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	5.20562250	5.20562250	3.86	0.0660
loc	0	0.00000000	.	.	.

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	18.25960500	18.25960500	13.54	0.0019
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	5.20562250	5.20562250	3.86	0.0660
loc	0	0.00000000	.	.	.

**Dependent Variable: MO**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	69.7493565	34.8746782	8.70	0.0025
Error	17	68.1159905	4.0068230		
Corrected Total	19	137.8653470			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	MO Mean
0.505924	21.03968	2.001705	9.513950

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	54.27524045	54.27524045	13.55	0.0019
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	15.47411603	15.47411603	3.86	0.0659
loc	0	0.00000000	.	.	.

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	54.27524045	54.27524045	13.55	0.0019
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	15.47411603	15.47411603	3.86	0.0659
loc	0	0.00000000	.	.	.

**Dependent Variable: CE**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	5	361748.5000	72349.7000	21.47	<.0001
Error	14	47181.7000	3370.1214		
Corrected Total	19	408930.2000			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	CE Mean
0.884622	13.32402	58.05275	435.7000

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
local	0	0.0000	.	.	.
indiv	4	124999.7000	31249.9250	9.27	0.0007
Condic	1	236748.8000	236748.8000	70.25	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
local	0	0.0000	.	.	.
indiv	4	124999.7000	31249.9250	9.27	0.0007
Condic	1	236748.8000	236748.8000	70.25	<.0001

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for CO2**

II error rate than REGWQ.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	17
Error Mean Square	0.001459
Critical Value of Studentized Range	2.98373
Minimum Significant Difference	0.0384

Tukey Grouping	Mean	N	Cond
A	0.24810	10	1
B	0.18360	10	2

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for CBM**

II error rate than REGWQ.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	17
Error Mean Square	0.003947
Critical Value of Studentized Range	2.98373
Minimum Significant Difference	0.0593

Tukey Grouping	Mean	N	Cond
A	0.19400	10	2
B	0.12100	10	1

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for NT**

II error rate than REGWQ.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	17
Error Mean Square	0.008644

Critical Value of Studentized Range 2.98373  
 Minimum Significant Difference 0.0877

Tukey Grouping	Mean	N	Cond
A	0.47660	10	1
B	0.2950	10	2

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for CO**

II error rate than REGWQ.

Alpha 0.05  
 Error Degrees of Freedom 17  
 Error Mean Square 1.348098  
 Critical Value of Studentized Range 2.98373  
 Minimum Significant Difference 1.0955

Tukey Grouping	Mean	N	Cond
A	6.4740	10	1
B	4.5630	10	2

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for MO**

II error rate than REGWQ.

Alpha 0.05  
 Error Degrees of Freedom 17  
 Error Mean Square 4.006823  
 Critical Value of Studentized Range 2.98373  
 Minimum Significant Difference 1.8887

Tukey Grouping	Mean	N	Cond
A	11.1613	10	1
B	7.8666	10	2

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for CE**

II error rate than REGWQ.

Alpha 0.05  
 Error Degrees of Freedom 17  
 Error Mean Square 0.021309  
 Critical Value of Studentized Range 2.98373  
 Minimum Significant Difference 0.1377

Tukey Grouping	Mean	N	Cond
A	1.03600	10	1
B	0.62330	10	2

**4.- GML y Tukey, comparación entre condiciones, dentro y fuera, de *Prosopis laevigata* en Bingu (propiedades con diferencia estadística de los cuadros 7 y 12).**

**Dependent Variable: DA**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	0.03600000	0.01800000	2.64	0.1005
Error	17	0.11600000	0.00682353		
Corrected Total	19	0.15200000			

R-Square 0.236842      Coeff Var 8.429047      Root MSE 0.082605      DA Mean 0.980000

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	0.03200000	0.03200000	4.69	0.0449
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	0.00400000	0.00400000	0.59	0.4544

loc	0	0.00000000	.	.	.
Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	0.03200000	0.03200000	4.69	0.0449
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	0.00400000	0.00400000	0.59	0.4544
loc	0	0.00000000	.	.	.

**Dependent Variable: CO**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	30.27170250	15.13585125	5.80	0.0120
Error	17	44.37897750	2.61052809		
Corrected Total	19	74.65068000			

R-Square 0.405511      Coeff Var 34.52378      Root MSE 1.615713      CO Mean 4.680000

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	12.16800000	12.16800000	4.66	0.0454
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	18.10370250	18.10370250	6.93	0.0174
loc	0	0.00000000	.	.	.

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	12.16800000	12.16800000	4.66	0.0454
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	18.10370250	18.10370250	6.93	0.0174
loc	0	0.00000000	.	.	.

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for DA**

II error rate than REGWQ.

Alpha 0.05  
 Error Degrees of Freedom 17  
 Error Mean Square 0.006824  
 Critical Value of Studentized Range 2.98373  
 Minimum Significant Difference 0.0779

Tukey Grouping	Mean	N	Cond
A	1.02000	10	2
B	0.94000	10	1

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for CO**

II error rate than REGWQ.

Alpha 0.05  
 Error Degrees of Freedom 17  
 Error Mean Square 2.610528  
 Critical Value of Studentized Range 2.98373  
 Minimum Significant Difference 1.5245

Tukey Grouping	Mean	N	Cond
A	5.4600	10	1
B	3.9000	10	2

5.- GML y Tukey, comparación entre condiciones, dentro y fuera, de *Mimosa biuncifera* en Rincón (propiedades con diferencia estadística de los cuadros 8 y 13).

The GLM Procedure

**Dependent Variable: CO2**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	0.03478688	0.01739344	11.89	0.0006
Error	17	0.02486007	0.00146236		
Corrected Total	19	0.05964695			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	CO2 Mean
0.583213	16.45119	0.038241	0.232450

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	0.01431125	0.01431125	9.79	0.0061
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	0.02047562	0.02047562	14.00	0.0016
loc	0	0.00000000	.	.	.

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	0.01431125	0.01431125	9.79	0.0061
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	0.02047562	0.02047562	14.00	0.0016
loc	0	0.00000000	.	.	.

**Dependent Variable: CE**

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	0.32672405	0.16336203	3.95	0.0391
Error	17	0.70362050	0.04138944		
Corrected Total	19	1.03034455			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	CE Mean
0.317102	27.17477	0.203444	0.748650

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	0.29354645	0.29354645	7.09	0.0164
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	0.03317760	0.03317760	0.80	0.3831
loc	0	0.00000000	.	.	.

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	0.29354645	0.29354645	7.09	0.0164
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	0.03317760	0.03317760	0.80	0.3831
loc	0	0.00000000	.	.	.

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for CO2**

II error rate than REGWQ.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	17
Error Mean Square	0.001462
Critical Value of Studentized Range	2.98373
Minimum Significant Difference	0.0361

Tukey Grouping	Mean	N	Cond
A	0.25920	10	1
B	0.20570	10	2

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for CE**

II error rate than REGWQ.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	17
Error Mean Square	0.041389
Critical Value of Studentized Range	2.98373
Minimum Significant Difference	0.192

Tukey Grouping	Mean	N	Cond
----------------	------	---	------

A	0.86980	10	1
B	0.62750	10	2

5.- GML y Tukey, comparación entre condiciones, dentro y fuera, de *Mimosa biuncifera* en González-González (propiedades con diferencia estadística de los cuadros 8 y 13).

Dependent Variable: DA

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	0.06600000	0.03300000	3.05	0.0739
Error	17	0.18400000	0.01082353		
Corrected Total	19	0.25000000			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	DA Mean
0.264000	9.046625	0.104036	1.150000

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	0.05000000	0.05000000	4.62	0.0463
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	0.01600000	0.01600000	1.48	0.2407
loc	0	0.00000000	.	.	.

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
Cond	1	0.05000000	0.05000000	4.62	0.0463
Esp	0	0.00000000	.	.	.
Ind	1	0.01600000	0.01600000	1.48	0.2407
loc	0	0.00000000	.	.	.

**Tukey's Studentized Range (HSD) Test for DA**

II error rate than REGWQ.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	17
Error Mean Square	0.010824
Critical Value of Studentized Range	2.98373
Minimum Significant Difference	0.0982

Tukey Grouping	Mean	N	Cond
A	1.20000	10	2
B	1.10000	10	1



## LITERATURA CITADA

- Abbott L. K. y C. Gases (1994). An ecological view of the formation of VA mycorrhizas. *Plant and Soil* vol. 159: 69-78.
- Alexander M. (1980) "Introducción a la microbiología del suelo". Ed. AGT editor S. A., México 2ª edición.
- Álvarez-Sánchez J. (2001). "Descomposición y ciclo de nutrientes en ecosistemas terrestres de México". *Acta Zool. Mex.*, número especial 1:11-27.
- Álvarez-Solis 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.
- Allen M.F. (1999). "Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos". En: R. Orellana, A., Escamilla y A Larqué-Saavedra (editores): *Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos*. Centro de investigaciones Científicas de Yucatán A.C. (CICY). 151-165 pp.
- Allen E.B.; Allen M.F.; Egerton Warbuton L.; Corkidi Lea; Gómez-Pompa A. (2003) "Impacts of early- and late-seral micorrhizae during restoration in seasonal tropical forest, México" *Ecological Applications*. Vol. 13: 1701-1717.
- Andrade G., Benthlenfalvay G.J., Mihar K.L. y Linderman R.G. (1997) "Bacteria from rhizosphere and hiphosphre soil of different arbuscular-mycorrhizal fungi". *Plant and Soil* 192: 71-79.
- Azcón R. (2000) "Papel de simbiosis micorrizica y su interacción con otros microorganismos rizósfericos en el crecimiento vegetal y sostenibilidad agrícola". En: A. Alarcon y R. Ferrera-Cerrato (compiladores). "Ecología, fisiología y biotecnología de las micorrizas". Colegio de Postgraduados. Montecillo. Mundi Prensa. México Pp.1-15.
- Bolton H. jr., Fredrickson J. K. y Lloyd F.E. (1987) "Microbial Ecology of the Rhizosphere". En: Atlas R. M. y Bartha R (compiladores). "Microbial Ecology: fundamentals and applications". 2ª edition.
- Camargo-Ricalde L. (1997). "Aspectos de la Biología del Tepescohuite, *Mimosa tenuiflora*" Tesis de Maestría en Ciencias, UNAM.
- 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., Grether R., Martínez-Bernal A., García-García V. y Barrios-del-Rosal S. (2001) "Especies útiles del género *Mimosa* (Fabaceae-Mimosoideae) en México. *Boletín de la Sociedad de Botánica* 68: 33-44.
- Camargo-Ricalde L. (2003) "Endemic *Mimosa* species can serve as michorrhizal "resource island" within semiarid communities of the Tehuacan-Cuicatlán Valley, México" en: *Endemic Mimosa L. specie (Fabaceae-Mimosoideae) of the Tehuacan-Cuicatlán Valley, México*. Agricultural University of Norway. Tesis de Doctorado.

- Camargo-Ricalde S. L., Martines Allende P., Navarrete Romo D. y Tenango Cabañas M. (2004) "Islas de Recursos formadas por mimosa, una opción de la biodiversidad" UAM-I, Contactos 54: 5-15.
- Campbell R. (1987) "Ecología microbiana" ed. Limusa, México 2ª edición.
- Caravaca F; Barea J.M.; Palenzuela J.; Figueroa D.; Alguacil M.M.; Róldan A. (2003) "Establishment of shrub species in a degraded semiarid site after inoculation with native or allochthonous arbuscular mycorrhizal fungi". *Applied Soil Ecology*. Vol. 22: 103-111.
- 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* Vol. 7 No. 4, pp.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.
- Chen J. y Strak J.M. (2000). "Plant species effects and carbon and nitrogen cycling in a sagebrush-crested wheatgrass soil". *Soil Biology & Biochemistry* 32: 47-57.
- Cloudsley-Thompson J.L (1979). "El hombre y biología de zonas áridas" ed. Blume ecología. Barcelona. pp. 77-89.
- Conant R. T., Dalla-Betta P., Klopatek C. C. y Klopatek J. M. (2004) "Controls on soil respiration en semiarid soils". *Soil Biology & Biochemistry*, Vol. 36:945-951.
- Cornejo R. P. E. (2006) "Influencia de la cobertura vegetal sobre la diversidad y estructura de las comunidades de hongos micorrícicos y sus efectos en la estabilidad de suelos degradados". Universidad de Granada, Facultad de Ciencias, pp 288.
- Cruz G. F., (2006) "Ecología del suelo, un enfoque hacia la nutrición mineral de plantas superiores", FES ZARAGOZA. UNAM.
- Cruz R. J. A. (1992). "Interacción entre los estados arbóreos y arbustivos con la vegetación herbáceo en una zona de matorral en el Valle de Actopan, Hidalgo". Tesis de licenciatura. ENEP Zaragoza. UNAM. México. Pp. 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 semiarido del norte de Guanajuato". Tesis para Maestro en Ciencias especialista en Botánica, CINVESTAV.
- 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 Soc. Bot. México* 61:21-30.

- Diop, T.A.; C. Plenchette; G. Strullu; M. Gueye and B. Dreyfus. (1993). "Acacias del Shael. Una esperanza para la agricultura". *Mundo Científico*. No. 152 Vol.1. 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, Estad de Hidalgo". Tesis de licenciatura, FES Zaragoza UNAM.
- Etchevers, B.J.; Bautista; M. A. y Vergara M.A. (2000) "Calidad del suelo indicadores de calidad y captura de carbono". En Quintero-Lizaola R.; Reyna-Trujillo T.; Corlay Chee L.; Ibañez-Huerta A. y García-Calderon N. E. (Eds.) 2000. La edafología y sus perspectivas al siglo XXI. Tomo II Colegio de Postgraduados. Universidad Nacional Autónoma de México, Unversidad de Autónoma de Chapingo, México.
- Ferrera Cerrato R. (1993). "Manual de agrobiología" ed. Trillas, México.130 pp.
- Ferrol Nuria; Calvente Rut, Cano Custodia, Barea J. M.; Azcón-Aguilar. (2004) "Analysing arbuscular mycorrhizal fangal diversity in shub-associates resource islands from a desertication-threatened semiarid Mediterranean ecosystem". *Applied Soil Ecology*. Vol. 25: 123-133.
- Fragoso C.; Reyes Castillo P. y Rojas P. (2001). "La importancia de la biota edáfica en México". *Acta Zool. Mex.*, numero especial 1:1-10.
- 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 para Doctor en Ciencias con especialidad en Biotecnología, CINVESTAV.
- García-Díaz M. (2007). "Estudio taxonómico de los hongos micorrízicos arbusculares asociados a *Bouteloua curtipendula* en cuatro poblaciones del Valle del Mezquital, Hgo". Tesis de licenciatura, FES Zaragoza, UNAM.
- García E. (1973) "Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köpen para adaptarlo a las condiciones de la Republica Mexicana" UNAM, México.
- García-Espino; J. R. Reynaga; J. Medina y R. Jasso. (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*. Vol. 5. No. 1. 39-47.
- García-Moya E. y Mckell C. M. (1970) "Contribution of shurbs to the nitrogen economy of a desert-wash plant comunity". *Ecology*, Vol. 51. No. 1: 81-88.
- Garner W. y Y. Steinberg. (1989). "A proposed mechanism for the formation of "Fertile Islands" in the desert ecosystem". *Journal of Arid Enviroments*; Vol. 16, 257-262.
- Gerdeman, J.W., y Nicolson, T.H. (1963). "Spores of mycorrhizal Endogones species extracted from soil by wet sieving and decating". *Transactions of the British Mycological Society*. 46: 235-244.

- Gomez-Lorence F, Signoret Poillon J. y Alvin Moreira M del C. (1970). "Algunos aspectos de la economía ecológica y taxonomía de los géneros *Prosopis* y *Acacia* en México". Ed. Instituto Mexicano de Recursos Naturales Renovables A.C. México.
- González-Chavéz C., Ferrera-Cerrato R. y Pérez-Moreno J. (1998). "Biotecnología de la micorriza arbuscular en fruticultura". Universidad Autónoma de Tlaxcala y Colegio de Postgraduados.
- González-Chávez, Gutiérrez-Castorena, C. y S. Wright. (2004). "Hongos Micorrízicos Arbusculares en la agregación del suelo y su estabilidad". *Terra Latinoamericana*. Vol. 22. 507-514.
- Granados, D. MR. 2003. "Calidad del suelo y estado nutrimental del género *Pinus* en la vertiente occidental de Iztaccihuatl y Popocatepetl. Tesis de licenciatura, UNAM.
- Grether R., Camargo-Ricalde S. L. y Martínez Bernal A. 1996. "Especies del género *Mimosa* (Leguminosae) presentes en México". *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 58: 149-152.
- Guzmán-Plazola R. A. y Ferrera-Cerrato F., (1990). "La endomicorriza-vesículo-arbuscular en las leguminosas". Colegio de Postgraduados. México. Pp 63-87.
- Haper, 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.
- 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 University Press. Reino Unido, 65-76.
- Hernández-Cuevas L.; Castillo Aguero S.; Guadarrama Chávez P.; Martínez Orea Y.; Romero Romero M.; I. Sánchez Gallén. (2003). "Hongos Micorrízicos Arbusculares del Pedregal de San Ángel". Facultad de Ciencias UNAM. Pp 77.
- Izquierdo J. y Oltremari J. (1996) "Conservación y uso sostenible de la biodiversidad en las zonas áridas y semiáridas de América Latina y el Caribe". En: Conservación y uso sostenible de la Biodiversidad en zonas áridas y semiáridas de A.L. y el Caribe, FAO para América y el Caribe; serie: zonas áridas y semiáridas No 8; Santiago Chile.
- Jenkinson S. D., Brookes C. P, Powlson S. D. (2004). "Measuring soil microbial biomass". *Soil Biology & Biochemistry*. 36: 5-7.
- Knoepp J, D.; Coleman D. C.; Crossley D.A Jr.; Clark J. S. (2000). "Biological indices of soil quality: an ecosystem case study of their use". *Forest Ecology and management*, 2001 Vol. 138:357-368.
- Lavelle P. y A. V. Spain. (2001) "Soil Ecology". Kluwer Academia Publishers.

- León Maciel H. M. (2007) "Estimación del contenido de C en suelos de bosques tempalados y su relación con la calidad del suelo". Tesis de licenciatura, FES Zaragoza UNAM.
- 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. Pp 50.
- Maldonado-Aguirre L. J. y de la Garza de la P. F. E. (2000) "El Mezquite en México: Rasgos de Importancia Productiva y Necesidades de Desarrollo". En: Frías-Hernández J. T; Olalde-Portugal V.; Vernon Carter J. El Mezquite árbol de usos múltiples, estado actual del conocimiento en México. Universidad de Guanajuato.
- 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 de Suelo, A. C. México.
- 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"
- Monroy Ata, A. (2002). "En busca del paraíso perdido: restauración ecológica". *Conversus* Num. 8:28-33.
- Montaño-Arias G., (2000) "El Mezquite *Prosopis laevigata* Humb. & Bonpl. Ex. Wild) M.C. Johnst una planta multiusos". Reporte de servicio social, FES Zaragoza UNAM, asesor Monroy Ata A.
- Montaño-Arias N. M., y Monroy-Ata A. (2000). "Conservación Ecológica de suelos en zonas áridas y semiáridas en México". *Ciencia y Desarrollo* No. 154. 26-36.
- Montaño-Arias, N. M. (2000). "Potencialidad de Hongos Micorrizogenos 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.
- Morales A. L., Castillo R. C., Rubio H. R., Godoy B. R., Rouanet M. L. J. y Borie B. F. (2005) "Niveles de glomalina en suelos de dos ecosistemas del sur de Chile". *R.C. Suelo Nutr. Veg.*, jul. 2005, Vol. 5, No. 1, pp. 37-45. ISSN 0718-2791.
- NOM-021-RECNAT (Norma Oficial Mexicana-021-Recursos Naturales). 2002. SEMARNAT. Pp. 85
- Nuñez S., Martínez-Yrizar A., Búrquez A. y García-Oliva F. (2001). "Carbon Mineralization in the southern Sonora Desert". *Acta Oncológica* 22:1-8.
- Olalde-Portugal V; Frías-Hernández J.; Aguilar-Ledezma A. L.; Pescador N; Aguilera-G L.I.(2000) "Caracterización Microbiológica de Suelos de Islas de Fertilidad de Mezquite [ *Prosopis laevigata* (Humb.& Bonpl. Ex. Wild) M. C. Johnst.] en ambientes semiáridos". En: Frías Hernández J. T; Olalde-

- Portugal V.; Vernon Carter J. El Mezquite árbol de usos múltiples, estado actual del conocimiento en México. Universidad de Guanajuato.
- Ortega-Larrosea M. P., Siebe C., Bécard G., Mendez I, Webster R. (2001) "Impact of century of wastewater irrigation on the abundance of arbuscular mycorrhizal spores in the soil of the Mezquital Valley of Mexico" *Applied Soil Ecology* 16: 149-157.
- Raiesi F. y Asadi E. (2006) "Soil microbial activity and litter turnover in native grazed and ungrazed rangelands in a semiarid ecosystem". *Biol Fertil Soil* 43: 76-82.
- Ramírez-Gerardo M; Álvarez-Sánchez, J; Guadarrama-Chávez, P y Sánchez-Gallén, I. (1997). "Estudio de hongos micorrizógenos arbusculares bajo árboles remanentes en un pastizal tropical". *Bol. Soc. Bot.* 61: 15-20.
- Rice W. C.; White P.M.; Fabrizzi K.P. y Wilson G. W. T. (2004) "Managing the microbial community for soil carbon management". Publicado en el sitio web [www.regional.org.au/au/asssi/](http://www.regional.org.au/au/asssi/). Fecha de consulta: diciembre 2007.
- Richards L. A. (1982) "Diagnóstico y rehabilitación de suelos salinos sodicos" Limusa.
- Rodríguez R. H. y Rodríguez A. (2002) "Método de análisis de suelos y plantas, criterios de interpretación" . ed. Trillas.
- Rosenblueth M., Martínez J. y Martínez E. (2001), "Ecología química en la rizósfera y en las simbiosis de plantas". pp. 99-136. En: Espino-García y Cruz Ortega (coordinadores). *Relaciones químicas entre organismos: aspectos básicos y perspectivas de su aplicación*. UNAM, México.
- Rzedowski J. (1983). "Vegetación de México". Ed. Limusa. México.
- Rzedowski J. (1991). "El endemismo en la flora fanerogámica mexicana: una apreciación analítica preliminar". *Acta Botánica Mexicana* 15:47-64.
- Saetre P. y Stark J. M. (2005) "Microbial dynamics and carbon and nitrogen cycling following re-wetting of soils beneath two semi-arid plant species". *Ecosystem Ecology* 142: 247-260.
- Sánchez-Colin M. J., P. J Ramirez B. y N. Torrescano V. (2000) "Micorriza arbuscular y *Rhizobium* presentes en leguminosas establecidas en suelo Andosol. pp. 46-55. En: A. Alarcon y R. Ferrera-Cerrato (compiladores). "Ecología, fisiología y biotecnología de las micorrizas". Colegio de Postgraduados. Montecillo. Mundi Prensa. México 46-55.
- Shawn C. Collier, Christopher T. Yarnes, R. Peter Herman. (2003). "Mycorrhizal dependency of Chihuahuan Desert plants is Influenced by life history strategy and root morphology". *Journal of Arid Enviroments*. Vol. 22: 223-229.
- Silvia David M. y Jarsfter Amiel G.(1994) "Production of inoculum and with arbuscular mycorrhizal fungi" *Management of mycorrhizas in agriculture, horticulture and forestry*, 231-238.

- Srivastava S.C (1998) "Microbial contribution to extractable N y P after air-drying of dry tropical soils" *Biol Fertil Soil* 26:31-34.
- 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.
- Tiedemann A.R. and J.O. Klemmedson. (1973). "Effect of mesquite on physical and chemical properties of soil". *Journal of Range Managment.* 26: 27-29.
- 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 development*. Cambridge Unibercity Press. Reino Unido, 81-110.
- USDA. (2003) "Kays to soil Taxonomy". By Soli Survey Staff.
- Valiente-Banuet, A. (1992). "Evolución del paisaje y la ecología de zonas áridas". *Oikos Boletín del Centro de Ecología, UNAM*.
- Villalobos V. J. (1994) "Revegetación y Reforestación de las áreas ganaderas en zonas áridas y semiáridas de México". SARH.
- Whitford W. G. (1986). "Descompositon and nutrient cycling in deserts". En: W. G. Whitford (editor). *Pattern and Process in desert ecosystems*. University of New Mexico Press.