



Ra Ximhai

ISSN: 1665-0441

raximhai@uaim.edu.mx

Universidad Autónoma Indígena de México
México

Félix-Herrán, Jaime A.; Angoa-Pérez, María V.; Serrato-Flores, Rosalinda; Frías-Hernández, Juan T.;
Olalde-Portugal, Víctor

Impacto de la densidad de gatuño (mimosa monancistra) en la microflora de suelos del semiárido del
estado de Aguascalientes

Ra Ximhai, vol. 3, núm. 2, mayo-agosto, 2007, pp. 461-480

Universidad Autónoma Indígena de México

El Fuerte, México

Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=46130214>

- Cómo citar el artículo
- Número completo
- Más información del artículo
- Página de la revista en redalyc.org

redalyc.org

Sistema de Información Científica

Red de Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal

Proyecto académico sin fines de lucro, desarrollado bajo la iniciativa de acceso abierto



IMPACTO DE LA DENSIDAD DE GATUÑO (*MIMOSA MONANCIISTRA*) EN LA MICROFLORA DE SUELOS DEL SEMIÁRIDO DEL ESTADO DE AGUASCALIENTES

IMPACT OF THE DENSITY OF CATCLAW (*MIMOSA MONANCIISTRA*) ON THE MICROFLORA OF SEMIARID SOILS FROM AGUASCALIENTES

Jaime A. Félix-Herrán¹, María V. Angoa-Pérez², Rosalinda Serrato-Flores³, Juan T. Frías-Hernández⁴ y Víctor Olalde-Portugal⁵

¹Programa de Ingeniería Forestal e Ingeniería en Desarrollo Sustentable de la Universidad Autónoma Indígena de México. Mochichahui, El Fuerte, Sinloa. Correo Electrónico: jfelixherran@yahoo.com.mx. ²CIIDIR-IPN, Unidad Michoacán. Correo Electrónico: valengoa@hotmail.com. ³Instituto de Ciencias Agrícolas-Universidad de Guanajuato. Correo electrónico: rosy982001@yahoo.com.mx

⁴Biocología de plantas. IPN-CINVESTAV, Unidad Irapuato. ⁵Departamento de Biotecnología y Bioquímica del CINVESTAV-IPN, Campus Guanajuato. Correo electrónico: volalde@ira.cinvestav.mx volalde@yahoo.com.mx

RESUMEN

Se determinó el impacto de diferentes densidades de una leguminosa arbustiva nativa del semiárido conocida como gatuño (*Mimosa monancistrata*), sobre la abundancia y actividad de la flora microbiana localizada bajo y fuera del dosel de la misma. Dicho impacto se determinó mediante la cuantificación del contenido de carbono de la biomasa microbiana, la cuenta viable de microorganismos (bacterias, hongos y actinomicetos) y el contenido de nitrógeno inorgánico (NO_3^- y NH_4^+). Los sitios de estudio se clasificaron en función de la densidad de plantas de gatuño y la cobertura de gramíneas, siendo el **sitio A** el sitio con menor densidad de gatuño (50 plantas/ha) y mayor densidad de gramíneas (80%), el **sitio B** el sitio con densidad de gatuño intermedia (250 a 500 plantas/ha) y cobertura de gramíneas del 30 al 70% aproximadamente, y el **sitio C** es el sitio con mayor densidad de plantas de gatuño (500 plantas/ha) y con escasa vegetación herbácea (menos del 30%). Se encontró mayor cantidad de carbono dentro del dosel de la planta que fuera del mismo, dicho incremento fue mayor en sitios con mayor densidad de plantas de gatuño (sitio C). El número de bacterias se incrementó de manera proporcional a la densidad de plantas. La abundancia de hongos, mostró un efecto inverso al encontrado en bacterias ya que la mayor abundancia se encontró en el sitio con menor densidad de gatuño. La mayor abundancia de actinomicetos se encontró en el sitio considerado de densidad intermedia (sitio B). La cantidad de nitrógeno inorgánico, fue mayor bajo el dosel de la planta que fuera del mismo. La cantidad de amonio fue menor a la de nitratos, esto indica la posible ocurrencia de procesos de nitrificación en dichos suelos.

Palabras clave: C y N de la biomasa microbiana, Gatuño, Microflora del suelo e Islas de fertilidad.

SUMMARY

The impact of different densities of a native shrub legume known as cat claw (*Mimosa monancistrata*) was determine, over the abundance and activity of the microbial flora located in and out side the canopy. Such impact was determine by means of the carbon content of microbial biomass, total amount of microorganisms (bacteria, fungus and actinomycets) and the inorganic nitrogen content (NO_3^- and NH_4^+). The sites of study were classified in function of cat claw densities and the cover of grasses, the **site A** with less cat claw density (50 plants / ha) and high grass density (80%), the **site B** with medium cat claw density (250 to 500 plants / ha) and 30 to 70% of grasses coverage, and the **site C** with the higher cat claw density (500 plants / ha) and with the less grass coverage (less than 30%). Were found more carbon inside the canopy than outside, that increase was higher in higher cat claws densities (site C). The increase of the amount of bacteria was proportional to cat claw density. The abundance of fungus shows an inverse behavior than bacteria because the higher abundance was found in the site with less cat claw density. The higher abundance of actinomycets was found in the site that was considered with medium density (site B). The inorganic nitrogen content was higher inside the canopy than outside. The ammonium content was lower than the nitrates content; this shows the possible occurrence of nitrification processes in those soils.

Key words: Microbial biomass C and N, Cat claw, soil microflora and fertility islands.

INTRODUCCIÓN

El término suelo se refiere al material exterior, poco compacto, de la superficie terrestre; un estrato característicamente diferente del lecho rocoso (Alexander, 1994). Es la región que soporta la vida: microorganismos, animales y plantas, y de la cual estos obtienen soporte, nutrimentos y un ambiente propicio para su crecimiento y reproducción (Sylvia, *et al.*, 1998). Esta actividad biológica mantiene las características del suelo (textura, estructura, humedad, pH, etc.), además del aporte de materia orgánica (producto de actividad de síntesis y descomposición por la microflora) que es característica importante para decidir si un suelo es fértil. Los ecosistemas de zonas áridas y semiáridas son principalmente susceptibles a la pérdida de la fertilidad por las perturbaciones naturales (Dowton, 1993), y aquellas de tipo antropogénico (Kassas, *et al.*, 1991). Este proceso de desertificación dinámico y complejo que abarca cambios fisonómicos, alteraciones estructurales y funcionales (en ecosistemas de pastizales) tiene un impacto ambiental negativo, particularmente en zonas áridas, semiáridas y subhúmedas del mundo, que ocupan aproximadamente una 3ra parte de la superficie del mundo (en México abarcan el 56%), y donde este proceso se lleva a cabo en varios millones de hectáreas (Ortíz, *et al.*, 1994). Por lo que la medición de la biomasa microbiana se ha utilizado como un indicador de la fertilidad del suelo (Beck, *et al.*, 1997; Smith, *et al.*, 1994). La medición de biomasa microbiana puede utilizarse también en monitoreo ambiental (Altieri, 1999; Brookes, 1995; Dickens y Anderson, 1999; Griffiths, *et al.*, 2001), y que pueden actuar también como indicador sensible de contaminación por metales pesados (FieBach, *et al.*, 1994; Valsecchi, *et al.*, 1995) o bifenildiclorados (Dusek y Tesarova, 1996; Nunan, *et al.*, 1998).

Dentro de las técnicas para medir la biomasa microbiana, la más empleada es la de fumigación por su simplicidad y relativo bajo costo. Se basa en la ruptura de la membrana celular por un biocida, entre los que se encuentran: Cloroformo, etanol, propanol, hexanol, β -propiolactina, formaldehído, glutaraldehído, óxido de etileno y metilbromuro. El cloroformo es uno de los biocidas más efectivos (Mc Laughlin y Alston, 1986), porque no solubiliza la materia orgánica ni microbiana del suelo o la vuelve susceptible a descomposición.

El mecanismo más viable para recuperar zonas erosionadas o con poca vegetación herbácea es convertirlos en ecosistemas estables a través de la aceleración de procesos de sucesión

natural acoplada a la introducción de organismos preferentemente nativos (Allen, 1989 y Allen, 1989). Dentro de las plantas mas estudiadas para este propósito están las leguminosas leñosas como el lantrisco (*Rhus* spp.) (Petranka y McPherson, 1979) y el mezquite mielero (*Prosopis glandulosa*) (Hacker, 1984), y varias especies de los géneros *Acacia* spp. y *Mimosa* spp. las cuales son útiles para la recuperación de ecosistemas áridos y semiáridos, ya que pueden influenciar de manera positiva y significativa el suelo en el cual crecen. Este efecto se debe a su capacidad para captar partículas transportadas por el viento bajo su dosel, aporte de materia orgánica, que influye en propiedades físicas y químicas del suelo permitiendo la mejor asimilación de agua. Proporcionan un hábitat con mejores condiciones para que se desarrollen otras especies de plantas y que se desarrolle la flora microbiana nativa (bacterias, hongos y actinomicetos, todo esto estableciendo sitios denominados “islas de fertilidad” (Brockwell, *et al.*, 1995; Call y Roundy, 1991; Carrillo-Garcia, *et al.*, 2000; Garner y Steinberger, 1989; Herman, *et al.*, 1995).

MATERIALES Y MÉTODOS

Se muestrearon 3 diferentes zonas ubicadas en el estado de Aguascalientes, cada una de ellas con distinta densidad de gatuño (*Mimosa monancistra*). El **primer sitio (A)** ubicado a 21° 43.192' N, 102° 9.480' W, 1988 msnm de altitud, con una densidad de aproximadamente 50 plantas de gatuño por hectárea y gran cobertura de gramíneas aproximadamente arriba del 80%. El **segundo sitio (B)**, es un sitio en vías de recuperación, el cual está ubicado a 21° 46.207' N, 101° 56.829' W, 2034 msnm de altitud, con una densidad de gatuño aproximada de 250 a 500 plantas por hectárea y una cobertura de gramíneas del 30 al 70% aproximadamente. El **tercer sitio (C)** se ubicó a 21° 58.064' N, 102° 14.996'W, 1919 msnm de altitud. Está totalmente erosionado con escasa o nula vegetación herbácea (menos del 30%) y con una densidad de gatuño de aproximadamente 500 plantas por hectárea. Los suelos de estudio son calcáreos con un horizonte petrocálcico que va desde 5 cm a 20 cm. El contenido de materia orgánica para los suelos de esta zona es de 1% ó menos. La textura es franca con tendencia a arenosa. La capacidad de retención de agua (CRA 100%) es de 52.7 ± 9.1 ml.

Muestre del suelo

La colecta del suelo se realizó a finales del verano del 2002. Las muestras de suelo se tomaron a 0-10 cm de profundidad mediante una barrena. Se tomó suelo dentro y fuera del dosel del gatuño, en 4 puntos perpendiculares seleccionados al azar. El suelo fue almacenado en bolsas de plástico a 4°C hasta su posterior análisis. De cada uno de los tres sitios con diferentes densidades de gatuño, se escogieron al azar 3 localidades con distinta historia de uso-pastoreo de los lugares donde ocurren las poblaciones más abundantes de gatuño, principalmente en el sureste del estado de Aguascalientes y el norte del estado de Jalisco.

Capacidad de Retención de Agua (CRA)

Se determinó calculando la cantidad de agua retenida por unidad de peso de suelo seco (Castellanos, J. Z. y col 2000) mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Capacidad de retención de agua} = \frac{\text{A.R.} \times 100}{10}$$

Agua retenida (A.R.) = (Suelo + agua) – 10 g (suelo seco)

Carbono de la biomasa microbiana del suelo

Todos los suelos fueron tamizados (malla < 5mm) y homogeneizados; se pesaron 25g de cada suelo por duplicado (72 muestras), fueron divididas en 2 grupos; el primero eran muestras de suelo que sería fumigado, el segundo grupo eran muestras con suelo no fumigado. La humedad de los suelos se ajustó al 40% de su CRA con agua destilada. Las muestras se preincubaron (en oscuridad a 25°C por 7 días) para estabilizar el metabolismo microbiano del suelo, en cubetas de plástico con dos frascos: Uno con agua destilada y otro con NaOH 1M. Después por diferencia de peso se reajustó la CRA al 40%. Se tomaron las muestras a fumigar (36 muestras) para colocarlas en un desecador con papel absorbente húmedo. Junto con las muestras, se colocó un frasco con 25 mL de cloroformo libre de etanol. El desecador se conectó a una bomba de vacío, dejando ebullición del cloroformo por 2 min, después los suelos se incubados 24 h en oscuridad a 25°C (Jenkinson y Powlson, 1976). Después de la incubación, el cloroformo fue evacuado mediante bomba de vacío por intervalos de 30 s el procedimiento se repitió varias veces (aproximadamente 6-8),

hasta que no fue detectable al olfato (Vance, 1987). A ambos suelos (Fumigado y No Fumigado) se les reajustó la CRA al 40% y las muestras fumigadas fueron inoculadas con 5% del peso seco de suelo no fumigado. Los frascos de ambas muestras de suelo fueron transferidos a frascos de 970mL junto con un frasco con 20mL de NaOH 1M, y se agregaron 20mL de H₂O en el fondo del frasco de 970mL para estabilizar la atmósfera. Todos los frascos se incubaron en oscuridad durante 10 días a 25°C. A los 0, 1, 3, 5, 7 y 10 días el frasco con NaOH se saco del frasco de 970mL, cerrándolo lo antes posible, guardándolo para su posterior análisis. Al termino del periodo de 10 días se determinó el contenido de C (reportado en mg C·kg⁻¹ss) por titulación del NaOH 1M con HCl 0.1N. Una vez determinado el contenido de C en las muestras se procedió a calcular el Carbono de la biomasa microbiana mediante la siguiente fórmula:

$$\text{C de Biomasa Microbiana} = (\text{C-CO}_2 \text{ Fumigado}) - (\text{C-CO}_2 \text{ No Fumigado})/K_c$$

Donde:

C-CO₂ Fumigado = Carbono del dióxido de carbono del suelo fumigado

C-CO₂ No Fumigado = Carbono del dióxido de carbono del suelo no fumigado.

K_c = Coeficiente de extracción del Carbono de Biomasa microbiana después de la fumigación (0.45 a 25°C), (Jenkinson, 1988).

Cuantificación de microorganismos del suelo

Se utilizaron muestras de 10 g de suelo, las cuales se llevaron a una dilución de 10⁻¹ y posteriormente se sembraron en placas con medio de cultivo utilizando el equipo Auto Plate 4000, Automated, Spiral Biotech, Inc. Bethesda, M.D. USA. Se determinaron los grupos microbianos generales tales como: Bacterias, hongos filamentosos y actinomicetos. Para conteo bacteriano se utilizó el medio Extracto Suelo (Zuberer, 1986), y se sembró a una concentración de 50 µL. Posteriormente, se incubó a 28°C de 24-48 h. El conteo de Unidades Formadoras de Colonia se realizó de acuerdo a las indicaciones del proveedor del equipo. Para la cuantificación de actinomicetos se siguió la metodología reportada por Wellington y Toth (1986), usando medio Czapeck y empleando la misma técnica que la usada para bacterias pero utilizando una concentración de 100 µL por muestra. Finalmente,

para hongos filamentosos se utilizó el medio Martin (Parkinson, 1986) y una concentración de 250 μL por muestra.

Cuantificación de nitrógeno inorgánico (NO_3^- y NH_4^+):

Se determinó la concentración de nitratos y amonio mediante (APHA, AWWA, WPCF, 1979).

Para nitratos, se elaboró una curva utilizando nitrato de potasio como solución estándar (5 $\mu\text{g/mL}$). Se tomó una alícuota de 10 mL de cada muestra, para evaporarla a 105°C por 24 hrs, y se le adicionaron 2 mL de ácido fenildisulfónico a cada frasco con muestra seca, agitando manualmente hasta disolver. Hecho lo anterior, se agregaron 40 mL de agua, y con una varilla de vidrio se terminó de disolver la muestra. A esta solución se le agregaron 8 mL de KOH para desarrollar el color amarillo. La absorbancia se midió a 410 nm.

Para amonio, se elaboró una curva usando como estándar sulfato de amonio (2 $\mu\text{g/mL}$). Posteriormente se tomó una alícuota de 1.5 mL de cada muestra, y se procesaron de la siguiente manera: A cada frasco se les agregaron 0.5 mL de EDTA, 2 mL de nitroprusiato, 2.5 mL de agua y 1 mL de regulador de acetato de sodio. La absorbancia se midió a 660 nm.

Análisis Estadístico

Los datos de cuenta viable de microorganismos (bacterias, hongos y actinomicetos) se sometieron a un análisis de varianza con diseño completamente al azar con un grado de confianza de 95% (Olivares-Sáens, 1994). Para la determinación de nitrógeno inorgánico (NO_3^- y NH_4^+), se elaboró una curva estándar y posteriormente, estos datos se analizaron en un diseño experimental de bloques al azar, a los que se les aplicó un Análisis de Varianza con un grado de confianza de 95% (Olivares-Sáens, 1994) y la prueba de Tukey para determinar diferencia entre las medias de los tratamientos. En el caso del carbono de la biomasa microbiana, los datos se analizaron por un análisis de varianza completamente al azar con un grado de confianza de 95% (Olivares-Sáens, 1994).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Capacidad de retención de agua

El Cuadro 1 muestra la capacidad de retención de agua (CRA) de los suelos provenientes de las tres densidades de gatuño diferentes, como se puede observar hay un incremento de la CRA con respecto al número de gatuños / ha, ya que en el suelo A donde había 50 gatuño / ha es donde hubo menor retención de agua del suelo en cambio en el suelo con mayor densidad de plantas sitio C (500 gatuño / ha) hubo mayor retención de agua por el suelo.

Cuadro 1. Cantidad de agua en ml necesaria para alcanzar la CRA en 100g de suelo seco de los 3 sitios de estudio: sitio A menor densidad de gatuño, sitio B densidad intermedia, sitio C mayor densidad de gatuño.

Sitio	CRA	
	Dentro **	Fuera **
A	53.13 (4.07)	43.70 (1.55)
B	54.91 (6.24)	43.73 (2.60)
C	67.60 (4.11)	52.93 (6.02)

** Los números entre paréntesis son las desviaciones estándar

Carbono de la Biomasa Microbiana del suelo

El Cuadro 2, muestra el contenido de carbono de la biomasa microbiana de los sitios estudiados. El contenido de carbono bajo el dosel, fue significativamente mayor en los sitios B y C con respecto al A ($P < 0.05$). Por otra parte, el contenido de carbono fuera del dosel del gatuño fue significativamente diferente en las tres condiciones estudiadas ($P < 0.05$).

La materia orgánica del suelo es un componente clave en los ecosistemas terrestres (Jolivet y col, 2003), su presencia y actividad es esencial para la salud y funcionamiento adecuados de los mismos (Olembo, 1991). La relación C/N aporta un dato importante de esa materia orgánica, pues los microorganismos para desplegar su actividad necesitan primariamente del nitrógeno.

Cuadro 2. Contenido de C de la biomasa microbiana de los tres sitios de estudio: sitio A menor densidad de gatuño, sitio B densidad intermedia, sitio C mayor densidad de gatuño.

Sitio	mg C Kg ⁻¹ ss	
	Dentro **	Fuera **
A	-250.176 (51.471)	240.910 (28.709)
B	-741.262 (28.709)	-83.392 (29.717)
C	583.744 (208.016)	455.876 (135.673)

* ss.- suelo seco

** Los números entre paréntesis son las desviaciones estándar.

La baja C/N (aproximadamente 18) de las leguminosas como el gatuño (*Mimosa monancistra*) comparada con la C/N de la paja de cereales que pueden llegar a 50, las hojas de gatuño al caer son mineralizadas rápidamente por la flora microbiana del suelo (principalmente bacterias y hongos), propiciando bajo el dosel del mismo condiciones muy favorables para el desarrollo de otras plantas herbáceas, lo que se denomina “islas de fertilidad” (Aguilar, 1998). Lo anterior coincide con lo reportado por Reyes-Reyes y col. (2003), quienes determinaron el contenido de C de la biomasa microbiana bajo y fuera del dosel de dos leguminosas arbóreas *Prosopis* spp. y Huizache (*Acacia tortuoso*) después de adicionar con hojas de ambas especies al suelo. Ellos reportan que el contenido de C fue mayor bajo el dosel de plantas a las que se les adicionaron hojas de ambas especies con respecto del suelo sin adicionar hojas. Esto demuestra que estas plantas pueden influir en la fertilidad del suelo, al aportarle materia orgánica y por consiguiente nutrimentos. En este mismo sentido, se puede observar que el contenido de C obtenido en este trabajo, el cual osciló entre los 0.2501-0.5837 g C·kg⁻¹ ss bajo el dosel, fue mucho menor al reportado por Reyes-Reyes y col. (2002), para suelos bajo el dosel de mesquite (537 g C·kg⁻¹ ss) y para huizache (808 g C·kg⁻¹ ss). Lo mismo ocurrió con el contenido de C para fuera del dosel el de nuestros suelos, que fue de 0.2409-0.4559 g C·kg⁻¹ ss, el cual contrasta con el reportado por los mismos autores que fue 242 g C·kg⁻¹ ss. A su vez Luna-Suárez y col. (2000) reportan contenidos de C de la biomasa microbiana que van de 531-622 mg C·kg⁻¹ ss bajo el dosel de plantas de gatuño y de 267-591 mgC·kg⁻¹ ss para suelos fuera del dosel de dichas plantas. Estos resultados coinciden con los obtenidos en este estudio ya que se

obtuvieron contenidos de C que van de 250.2-583.7 $\text{mgC}\cdot\text{kg}^{-1}$ ss para dentro del dosel y de 240.9-455.9 para fuera del mismo.

Es importante mencionar que los contenidos de C de la biomasa microbiana negativos en los suelos de los sitios A y B, pudieron deberse a las condiciones físico-químicas existentes en los sitios estudiados, o a la probabilidad de un escaso o nulo contenido materia orgánica, por lo que, el contenido de C de la biomasa más que reflejarnos el contenido de C disponible para asimilación nos reflejo el contenido de C inmovilizado en la biomasa microbiana como resultado de la carencia de materia orgánica.

Cuenta microbiana

Bacterias

Como se puede observar en la Figura 1, hubo diferencia en la cantidad de bacterias dentro y fuera del dosel, dado que en el sitio A hubo 2.92 veces más bacterias fuera que dentro del dosel. Esta tendencia se invirtió en el sitio C donde la cantidad de bacterias dentro del dosel fue 1.84 veces mayor a la población encontrada fuera del mismo. Este efecto no se encontró en el sitio B, donde la población bacteriana fue similar dentro y fuera del dosel de gatuño. Por otro lado, comparando la cantidad de bacterias existente entre los diferentes sitios estudiados, tenemos que la encontrada dentro del dosel de gatuño del sitio C fue 2.26 veces mayor que la del B y 6.5 veces mayor que la encontrada en el sitio A. De estos datos, se deriva el hecho de que hay un mayor número de bacterias bajo el dosel de gatuño en el sitio con mayor densidad de plantas.

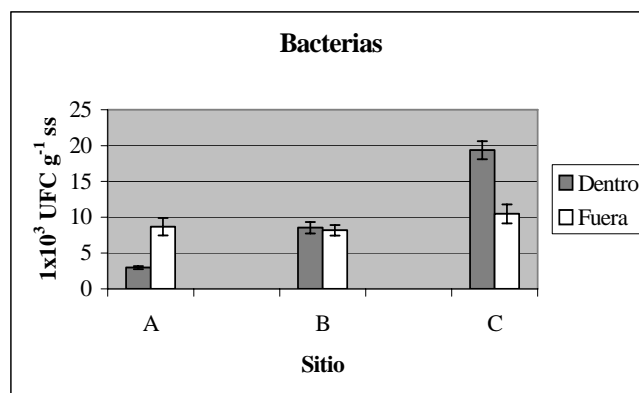


Figura 1. Contenido de bacterias del suelo dentro y fuera del dosel de gatuño de cada uno de los tres sitios estudiados: sitio A menor densidad de gatuño, sitio B densidad intermedia, sitio C mayor densidad de gatuño.

Los resultados obtenidos muestran que los cambios en la densidad de gatuño provocaron un cambio en la cantidad de microorganismos y su distribución, ya que pudieron contabilizarse mas bacterias fuera del dosel que dentro del mismo en el sitio A, tendencia que se invierte en el sitio C, en donde se pudo observar que hubo mayor cantidad de bacterias dentro que fuera del dosel de gatuño. Por otro lado, en general en el sitio C fue donde se contabilizaron mayor cantidad de bacterias tanto dentro como fuera del dosel de gatuño. Esto coincide con lo reportado por Luna-Suárez y col. (2000) quienes en un estudio realizado con gatuño (*Mimosa biuncifera*) en tres sitios con diferente grado de perturbación reportan la cuenta de un mayor número de bacterias (216.3×10^4 UFC g⁻¹ ss y 62.0×10^4 UFC g⁻¹ ss para suelos dentro y fuera del dosel de gatuño respectivamente), en el sitio con menor grado de perturbación (definido en función de la densidad de plantas entre otros factores). Por otro lado, Reyes-Reyes y col. (2002) reportan cuentas bacterianas de suelos muestreados bajo el dosel de dos leguminosas nativas del semiárido: *Acacia tortuoso* y *Prosopis* sp. de 2.93×10^6 UFC g⁻¹ ss y 1.65×10^6 UFC g⁻¹ ss, respectivamente. Estos datos son mayores a los obtenidos en este trabajo que van de $2.9 - 18 \times 10^3$ UFC g⁻¹ ss para suelos bajo el dosel de plantas de gatuño y de $8.4 - 9.5 \times 10^3$ UFC g⁻¹ ss para suelos fuera del dosel de plantas de gatuño. Sin embargo debemos tomar en cuenta que estas especies son arbóreas y el aporte de materia orgánica es mayor; no obstante, estos datos concuerdan con los de dichos autores, en el sentido de que hay mayor cantidad de microorganismos en suelos bajo el dosel de la planta que fuera de la misma. Esto indicó que el suelo bajo el dosel de las leguminosas arbustivas podría mantener una mayor población de bacterias probablemente por medio de la conservación y acumulación de C y N (Charley y Weste, 1975; Garcia-Moya y Mckell, 1970; Pyke y Archer, 1991).

Hongos

La cantidad de hongos dentro del dosel fue significativamente mayor a la encontrada fuera del mismo (Figura 2). De manera particular los hongos en el sitio A fue 1.36 veces mayor que la existente en el sitio B y 3 veces mayor a la encontrada en el sitio C. Como puede verse los hongos en este caso tiende a comportarse de manera diferente a las bacterias pues es mayor en el sitio con menor densidad de gatuño.

Por otro lado, puede destacarse que los hongos fuera del dosel fueron 2.7 veces mayor en el sitio C que en el sitio A, y 2.15 veces mayor a la encontrada en el sitio B. En este caso, se conserva el planteamiento que mayor número de microorganismos en sitio con mayor densidad de plantas (Sitio C).

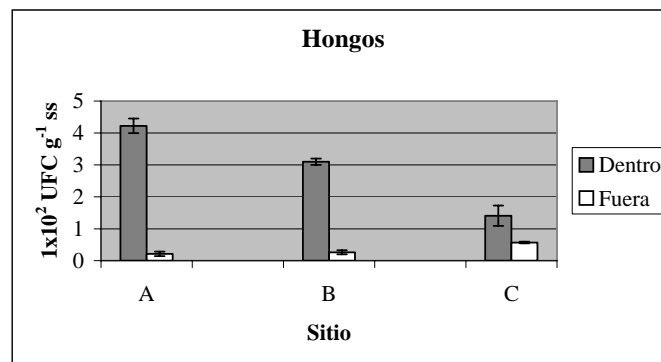


Figura 2. Cantidad de hongos en suelos dentro y fuera del dosel de gatuño de cada uno de los tres sitios estudiados: sitio A menor densidad de plantas, sitio B densidad intermedia, sitio C mayor densidad de plantas.

En cuanto a la cuenta viable de hongos, los resultados muestran una tendencia inversa a la que se presentó en el caso de las bacterias, ya que hubo una mayor cantidad de hongos en el sitio con menor densidad de plantas con respecto del suelo del sitio con mayor densidad sin embargo, puede verse marcadamente una mayor cantidad de hongos dentro del dosel de gatuño más que fuera del mismo. Dicha tendencia a presentar mayor cantidad de microorganismos bajo el dosel de la planta ya observada también en bacterias coincide por lo reportado por Luna-Suárez y col. (2000), quienes reportan una cuenta de 75.2×10^3 UFC g⁻¹ ss para dentro del dosel de gatuño y de 12.4×10^3 UFC g⁻¹ ss para fuera del mismo. Estos resultados son mayores a los obtenidos en este trabajo (4.8×10^2 UFC g⁻¹ ss para dentro del dosel y de 0.25×10^2 UFC g⁻¹ ss para fuera del mismo). Quizás esas diferencias se deban a las condiciones de los sitios de estudio. Por otro lado, Reyes-Reyes y col. (2002), también reportan un mayor número de hongos bajo el dosel de plantas de *A. tortuoso* y *Prosopis* sp. siendo estas de 86 UFC g⁻¹ ss y 56 UFC g⁻¹ ss, respectivamente. Cabe destacar, que estos resultados son mayores a los obtenidos por esos autores.

Actinomicetos

La cantidad de actinomicetos dentro y fuera del dosel del gatuño de los sitios B y C, no fue significativamente diferente (Figura 3). En el sitio A, la cantidad de actinomicetos encontrados fuera del dosel fue significativamente mayor a la encontrada dentro del mismo. No obstante, que no se encontraron diferencias en la abundancia de actinomicetos dentro y fuera del gatuño en el sitio B, dicha cantidad fue 8.22 veces mayor en este sitio que la encontrada en el sitio A, y 4.95 veces mayor que la encontrada en el sitio C.

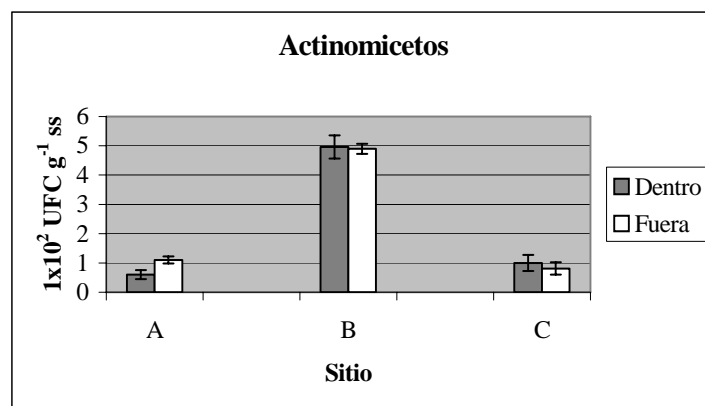


Figura 3. Cantidad de actinomicetos dentro y fuera del dosel de gatuño de cada uno de los tres sitios de estudio: sitio A menor densidad de plantas, sitio B densidad intermedia, sitio C mayor densidad de plantas.

Con respecto a la cuenta viable de actinomicetos, no se observa el mismo efecto que en bacterias y hongos, ya que ésta fue mayor en el sitio B, el cual puede considerarse como un sitio de transición entre la densidad de plantas de gatuño y la densidad de gramíneas. Debe observarse también, que no hubo diferencia en la cantidad de estos microorganismos en los suelos tomados bajo el dosel que fuera del mismo. Estos datos difieren de los reportados por Luna-Suárez y col. (2000) y Reyes-Reyes y col. (2002), ya que ellos encontraron una mayor cantidad de actinomicetos bajo el dosel de las plantas de gatuño en comparación de fuera del mismo. Los resultados muestran un menor número de actinomicetos en el sitio con mayor densidad de plantas de gatuño y no hubo diferencia en la cantidad de actinomicetos existentes en el suelo dentro y fuera del dosel de gatuño.

Determinación de nitrógeno inorgánico

Amonio

Con respecto al contenido de amonio obtenido de suelos bajo el dosel de gatuño no se encontró diferencia entre los tres sitios de estudio, mientras que fuera hubo diferencia entre los tres sitios. La mayor concentración fuera del dosel de gatuño se encontró en el sitio B, y fue 48 veces mayor a la encontrada en A, y 15 veces mayor a la encontrada en C (Figura 4).

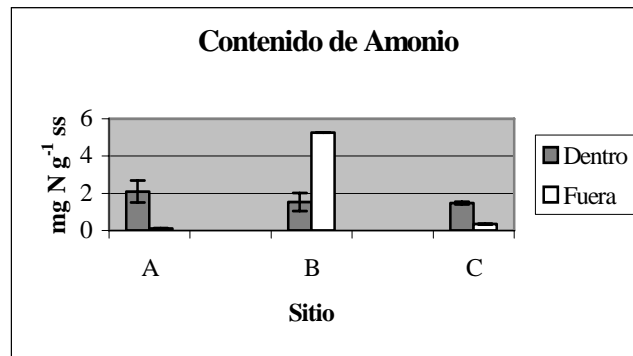


Figura 4. Concentración de amonio en suelos provenientes de dentro y fuera del dosel de gatuño a los 10 días de incubación: sitio A menor densidad de gatuño, sitio B densidad intermedia, sitio C mayor densidad de gatuño.

Nitratos

Como se observa en la Figura 5, el contenido de nitratos dentro del dosel del gatuño fue similar en los sitios A y B, y éstos fueron diferentes al sitio C. La mayor concentración dentro del dosel de gatuño se encontró en el sitio A, siendo esta concentración 1.12 veces mayor a la encontrada en B, y 2 veces mayor a la encontrada en el sitio C. Fuera del dosel del gatuño la mayor concentración se encontró en el sitio C, y ésta fue 1.9 veces mayor que la concentración encontrada en B, y 3.29 veces mayor a la concentración encontrada en A. En estos resultados se observa nuevamente que hubo mayor concentración de nitratos dentro del dosel de gatuño de sitios con baja densidad del mismo a la par que una mayor concentración fuera del dosel pero en los sitios con mayor densidad de plantas.

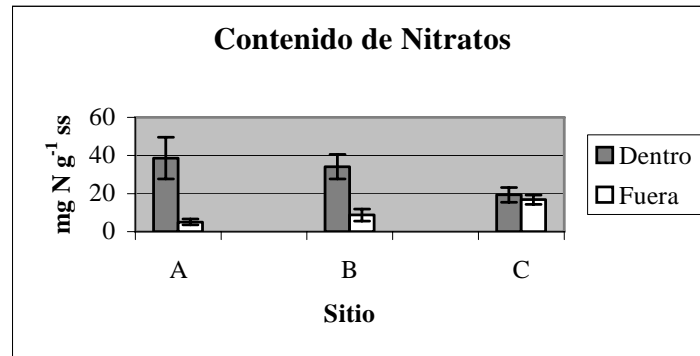


Figura 5. Concentración de nitratos en suelos provenientes de dentro y fuera del dosel de gatuño a los 10 días de incubación: sitio A menor densidad de gatuño, sitio B densidad intermedia, sitio C mayor densidad de gatuño.

El nitrógeno generalmente es el nutrimento limitante en ecosistemas áridos (Skujins, 1981; West y Skujins, 1978), en comparación con los agroecosistemas, los cuales tienen grandes entradas de N por fertilizantes (Wallace, *et al.*, 1978). La distribución de las plantas en ecosistemas áridos no es uniforme e islas de fertilidad existen alrededor de arbustos y pastos, donde se acumula el N orgánico del suelo, y éste se vuelve disponible para mineralización y para el crecimiento de la planta (West, 1981). Teniendo en cuenta lo anterior, (Geesing, *et al.*, 2000), reportan un contenido de 8 mg $\text{NH}_4^+\text{-N kg}^{-1}$ ss en suelos bajo el dosel de *Prosopis* spp. en el sur de Texas. Este contenido es mayor al obtenido en el presente estudio, el cual oscila entre 1.471 mg $\text{NH}_4^+\text{-N kg}^{-1}$ ss a 2.093 mg $\text{NH}_4^+\text{-N kg}^{-1}$ ss en suelos bajo el dosel del gatuño del sitio C y A respectivamente. Con respecto al contenido de $\text{NH}_4^+\text{-N}$ obtenido del suelo fuera del dosel del gatuño, éste fue de 0.346 mg $\text{NH}_4^+\text{-N kg}^{-1}$ ss, el cual fue mayor al obtenido por Tiedemann y Klemmedson (1986), quienes reportan un contenido de 0.24 mg N kg^{-1} para *Prosopis* sp. en el desierto de Arizona.

Con respecto al contenido de nitratos de los suelos de estudio, éste fue de 19.331 mg $\text{NO}_3^-\text{-N kg}^{-1}$ ss a 38.576 mg $\text{NO}_3^-\text{-N kg}^{-1}$ ss en suelos bajo el dosel de gatuño en los sitios C y A respectivamente. Dicho contenido fue menor al reportado por Virginia y col. (1982), quienes obtuvieron 434 mg $\text{NO}_3^-\text{-N kg}^{-1}$ ss bajo el dosel de mesquite en suelos del desierto de Sonora. Sin embargo, estos datos son mayores a los encontrados por Skujins (1981) quien reporta un contenido de 1 y 2 mg $\text{NO}_3^-\text{-N kg}^{-1}$ ss en suelos del desierto.

Cabe destacar, que los datos obtenidos en el presente estudio en cuanto al mayor contenido de nitrógeno inorgánico bajo el dosel de la planta modelo, concuerdan con los encontrados por (Bolton, *et al.*, 1990), quienes reportan que la cantidad de N mineralizado fue 2 veces mayor bajo el dosel de arbustos nativos (*Artemisia tridentata* Nutt.) que el contenido en el suelo a de trigo variedad Bluebunch (*Elytrigia spicata*), pasto azul Sandberg (*Poa secunda* J.S. Presl) y downy brome (*Bromus tectorum* L.). Por otro lado, (Luna-Suarez, *et al.*, 2000), reportan que hubo un incremento en la cantidad de N mineralizado con respecto a la cobertura de plantas de gatuño, esto bajo el dosel de las mismas. No encontraron, el mismo efecto fuera del dosel de gatuño, lo cual indica la importancia de la planta en la acumulación y preservación de N.

Este mayor contenido de N del suelo bajo el dosel de leguminosas arbustivas indica una mayor entrada de materia orgánica rica en N (Geesing, *et al.*, 2000). Esto lo confirman Tiedemann y Klemmedson (1973), quienes reportan que la mayor cantidad de N bajo el dosel de plantas arbustivas se debe a la acumulación de materia orgánica. Esta materia orgánica rica en N, es el resultado de la capacidad de los arbustos de fijar nitrógeno (Geesing, *et al.*, 2000), y de acumular nutrientes de las capas profundas del suelo (Barth y Klemmedson, 1982).

CONCLUSIONES

El gatuño es una leguminosa que genera condiciones favorables para incrementar la actividad microbiana (biomasa microbiana). La abundancia de bacterias fue mayor en el sitio con mayor densidad de gatuño. La abundancia de hongos fue mayor en los sitios donde la densidad de gatuño fue menor. La abundancia de actinomicetos fue mayor en el sitio de transición. Se encontró mayor nitrificación en zonas bajo el dosel de gatuño.

LITERATURA CITADA

Aguilar, A.L. 1998. **Caracterización microbiológica y fisicoquímica de suelos de islas de fertilidad de mezquite en un ecosistema semiárido.** Tesis de licenciatura, Instituto de Ciencias Agrícolas, Universidad de Guanajuato. Irapuato, Guanajuato, México.

- Alexander, M. 1994. **Introducción a la microbiología del suelo**. AGT Editor, S. A. 2ª Ed. México, pp:13 – 26.
- Allen, B.E., 1989. **The restoration of disturbed arid landscapes with special reference to mycorrhizal fungi**. Journal of Arid Environmental, 17:279-286.
- Allen, M.F., 1989. **Mycorrhizae and Rehabilitation of Disturbed Arid Soils: Processes and Practices**. Arid Soil Research, 3:229-241.
- Altieri, M.A., 1999. **The ecological role of biodiversity in agroecosystems**. Agriculture Ecosystems and Environment, 74:19-31.
- APHA, AWWA, WPCF. 1971. Standard Methods for the examination of water and wastewater, 13 th Ed.
- Barth, R.C. y J.O. Klemmedson 1982. **Amount and distribution of dry matter, nitrogen and organic carbon in soil-plant systems of mesquite and palo verde**. Journal Range of Management, 35:412-418.
- Beck, T., R.G. Joergensen, E. Kandeler, F. Makeschin, E. Nuss, H.R. Oberholzer y S. Schew. 1997. **An interlaboratory comparison of ten different ways of measuring soil microbial biomass C**. Soil Biology and Biochemistry, 29(7):1023-132.
- Bolton H. Jr, J.L. Smith y R.E. Wildung. 1990. **Nitrogen mineralization potentials of shrub-steppe soils with different disturbance histories**. Soil science, 54:887-891.
- Brockwell, J., P.J. Bottomley y J.E. Thies. 1995. **Manipulation of rhizobia microflora for improving legume productivity and soil fertility: A critical assessment**. Plant and soil, 174:143-180.
- Brookes, P.C. 1995. **The use of microbial parameters in monitoring soil pollution by heavy metals**. Biology and Fertility of soils, 19: 269-279.
- Carrillo- García A., Y. Bashan y G.B. Bethlenfalvay. 2000. **Resource- island soils and the survival of giant cactus, cardon, of Baja California Sur**. Plant and Soil, 218:207– 214.
- Call C.A. y B.A. Roundy. 1991. **Perspectives and processes in revegetation of arid and semiarid rangelands**. Journal of Range Management, 44 (6):543-549.
- Castellanos, J.Z., J.X. Uvalle-Bueno y A. Aguilar-Santelises. 2000. **Manual de interpretación de Análisis de Suelos y Aguas**. 2ª Ed. México.

- Charley J.L., y West NE. 1977. **Micro-patterns of nitrogen mineralization activity in soils of some shrub dominated semi-desert ecosystems of Utah.** Soil Biology and Biochemistry, 9:357-365.
- Dickens, H.E., y J.M. Anderson. 1999. **Manipulation of soil microbial community structure in bog and forest soil using chloroform fumigation.** Soil Biology and Biochemistry, 31:159-169.
- Dowton, P.F. 1993. **Urban impact on ecological sustainability in arid lands: The south Australian experience.** Arid Lands Newsletter. Office of Arid Lands Studies. College of Agric. The Univ. of Arizona, 33:20-25.
- Dusek, L. y M. Tesarova. 1996. **Influence of polychlorinated byphenyls of microbial biomass and its activity in grasslands.** Soil Biology and Fertility of soils, 22:243-247.
- Fießbach, A., R. Martens y H.H. Reber. 1994. **Soil microbial biomass and microbial activity in soils treated with heavy metal contaminated sewage sludge.** Soil Biology and Biochemistry, 26:1201-1205.
- García-Moya E., y McKell CM, 1970. **Contribution of shrubs to the nitrogen economy of a desert-wash plant community.** Ecology, 51:81-88.
- Geesing D., P. Felker y R.L. Bingham. 2000. **Influence of mesquite (*Prosopis glandulosa*) on soil nitrogen and carbon development: Implications for global carbon sequestration.** Journal of Arid environment, 46:157-180.
- Garner, W. y Y. Steinberger. 1989. **A proposed mechanism for the formation of “Fertile Islands” in the desert ecosystem.** Journal of arid environmental, 16:257-262.
- Griffiths, B.S., K. Ritz, R. Wheatley, H.L. Kuan, B. Boag, S. Christensen, F. Ekelund, S.J. Sørensen, S. Muller, y J. Bloem. 2001. **An examination of the biodiversity-ecosystem function relationship in arable soil microbial communities.**
- Hacker, R.B. 1984. **Vegetation dynamics in a grazed mulga shrubland community. I. The mid-storey shrubs.** Australian Journal of Botany, 32:239-249.
- Herman, R.P., K. R. Provencio, J. Herrera-Matos y R. J. Torrez. 1995. **Resource Islands Predict the Distribution of Heterotrophic Bacteria in Chihuahuan Desert soils.** Applied and Environmental Microbiology, 61(5):1816-1821.

- Jenkinson D. S. y D. S. Powlson. 1976. **The effect of biocidal treatments on metabolism in soil. I. Fumigation with chloroform.** Soil Biology and Biochemistry, 8:167-177
- Jenkinson, D.S. (1988). **The determination of microbial biomass carbon and nitrogen in soil.** In *Advances in Nitrogen Cycling in Agricultural Ecosystems* (J.R. Wilson, Ed.), pp:368-386. CAB International. Wallingford.
- Jolivet C., D. Arrouays, J. Leveque, F. Andreux y C. Chenu. 2003. **Organic carbon dynamics in soil particle-size separates of sandy spodosols when forest is cleared for maize cropping.** European journal of soil science, 54:257-268.
- McLaughlin, M.J. y M Alston. 1986. **Measurement of Phosphorus in the soil microbial biomass: a modified procedure for field soils.** Soil Biology and Biochemistry, 18(4):437-443.
- Nunan, N., M.I. Morgan y M. Herlihy. 1998. **Ultraviolet Absorbance (280nm) of compounds released from soil during chloroform fumigation as an estimate of the microbial biomass.** Soil Biology and Biochemistry, 30 (12):1599-1603.
- Olembo, R. 1991. **Importance of microorganisms and invertebrates as components of biodiversity.** pp. 7-15. In: D.L. Hawksworth (ed.). The biodiversity of microorganisms and invertebrates: Its role in sustainable agriculture. Redwood Press, Melksham, UK.
- Olivares-Sáenz, Emilio. 1994. **Paquete de diseños experimentales FAUANL.** Versión 2.5. Facultad de Agronomía UANL. Marín, N.L. Universidad Autónoma de Nuevo León, Facultad de Agronomía.
- Ortiz, M., M. Anaya y J. Estrada. 1994. **Evaluación Cartográfica y Políticas preventivas de la degradación de la tierra. Colegio de Postgraduados.** Universidad Autónoma de Chapingo y Comisión Nacional de Zonas Áridas. México.
- Parkinson. 1986. **Fungi. En: Klute, A. (Ed.). Methods of soil analysis.** Second Edition. American Society of Agronomy, Inc. Madison, Wisconsin, USA.
- Kassas, M.Y., J. Ahmad, y B. Rozanov. 1991. **Desertification and Drought: an ecological and economic analysis.** Desertification Control Bull. UNEP. 20:19-29.
- Luna – Suárez, S., J. T. Frías – Hernández, V. Olalde, y L. Dendooven. 2000. **Catclaw (*Mimosa biuncifera*): a pest or a means to restore soil fertility in heavily eroded**

soil from the central highlands of Mexico? Biology and Fertility of soils, 32:109 – 113.

- Petranka, J.W. y J.K. McPherson. 1979. **The role of *Rhus copallina* in the dynamics of the forest-prairie ecotone in north-central Oklahoma.** *Ecology*, 60:956-965.
- Pyke A.D. y S. Archer. 1991. **Plant-plant interactions affecting plant establishment and persistence on revegetated rangeland.** *Journal Range and Management*, 44:550-557.
- Reyes-Reyes G., L. Barón-Ocampo, I. Cuali-Alvarez, J.T. Frías-Hernández, V. Olalde-Portugal, L. Varela Fregoso y L. Dendooven. 2001. **C and N dynamics in soil from the central highlands of México as affected by mesquite (*Prosopis* spp.) and Huizache (*Acacia tortuosa*): a laboratory investigation.** *Applied soil ecology*, 19:27-34.
- Reyes-Reyes B.G., E. Zamora-Villafranco, M.L. Reyes-Reyes, J.T. Frías-Hernández, V. Olalde-Portugal y L. Dendooven. 2003. **Decomposition of leaves of Huizache (*Acacia tortuosa*) and mesquite (*Prosopis* spp) in soil of the central highlands of Mexico.** *Plant and Soil*, 00:1-12.
- Rodríguez-Suppo, F. 1996. **Fertilizantes nutrición vegetal.** AGT Editor, 3^{ra} edición, pp. 33-46.
- Skujins, J. 1981. **Nitrogen cycling in arid ecosystems.** In: F.E. Clark and T. Rosswall (ed.) *Terrestrial nitrogen cycles.* *Ecology Bulletin*, 33:477-491.
- Sylvia, D. M., J. J. Furhmann, P. G. Hartel y D. A. Zuberer. 1998. **Principles and applications of soil microbiology.** Ed. Prentice Hall Inc. USA. pp 168 – 185.
- Tiedemann A.R. y Klemmedson J.O. 1986. **Long term effects of mesquite removal on soil characteristics: Nutrients and bulk density.** *Soil Science Society American Proceeding*, 37:107-111.
- Vance, E.D., P.C. Brookes y D.S. Jenkinson. 1987. **An extraction method for measuring soil microbial biomass C.** *Soil Biology and Biochemistry*, 19 (6):703-707.
- Virginia, R.A. y Jarrell, W.M. 1983. **Soil properties in a mesquite-dominated Sonoran desert ecosystem.** *Soil Science Society of America Journal*, 47:138-144.
- Wellington, E. M. H. y I. K. Toth. 1986. **Actinomycetes.** En: Klute, A. (Ed.). **Methods of soil analysis.** Second Edition. American Society of Agronomy, Inc. Madison, Wisconsin, USA.

- West, N.E. 1981. **Nutrient cycling in desert ecosystems**. pp. 301-324. In: D.W. Goodall and R.A. Perry (ed.) Arid land ecosystems: Structure, function, and management. Vol. 2. Cambridge Univ. Press, Cambridge, UK.
- Wallace A., E.M. Romney y R.B. Hunter. 1978. **Nitrogen cycle in the northern Mohave desert: Implications and predictions**. pp. 207-218. In: N.E. West y J. Skujins (ed.) Nitrogen in desert ecosystems. US / IBP Synthesis ser. 9. Dowden Hutchinson & Ross, Inc., Stroudsburg, P.A.
- Wood. 2000. **Pilot analysis of global ecosystem – agroecosystem**. Library of Congress Catalogue Card. No. 00 – 110966. USA.
- Zuberer. 1986. **Bacteria. En: Klute, A. (Ed.). Methods of soil analysis**. Second Edition. American Society of Agronomy, Inc. Madison, Wisconsin, USA.

Jaime Alberto Félix Herrán

Ingeniero Bioquímico (con Mención honorífica) por el Instituto Tecnológico de Los Mochis, Los Mochis, Sinaloa. Maestro en Recursos Naturales y Medio Ambiente del Centro Interdisciplinario para la Investigación de Investigación para el Desarrollo Integral Regional (CIIDIR-IPN, Unidad Sinaloa), Guasave, Sinaloa, México.

María Valentina Angoa Pérez

Doctor y Maestro en Ciencias con especialidad en Biotecnología de plantas. Licenciatura en Biología en la Escuela de Biología por la Universidad Autónoma de Puebla. Labora en el CIIDIR-IPN, Unidad Michoacán.

Rosalinda Serrato Flores

Auxiliar de investigación en el Laboratorio de Bioquímica Ecológica del Departamento de Biotecnología y Bioquímica del CINVESTAV-IPN, Campus Guanajuato.

Juan T. Frías Hernández

Doctor en Biotecnología de plantas. IPN-CINVESTAV, Unidad Irapuato. Profesor de Ecología, Conservación de suelo y agua, y Ecología agrícola.

Víctor Olalde Portugal

Doctor en Ciencias con especialidad en Microbiología del Suelo. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas IPN, México. Licenciatura en Biología en el Instituto de Ciencias Biológicas del IPN. Profesor Investigador Titular del Departamento de Biotecnología y Bioquímica del CINVESTAV-IPN, Campus Guanajuato. **Miembro del Sistema Nacional de Investigadores (SNI), CONACYT-México.**