

INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

**CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE INVESTIGACIÓN
PARA EL DESARROLLO INTEGRAL REGIONAL
UNIDAD OAXACA**

**MAESTRÍA EN CIENCIAS EN CONSERVACIÓN Y APROVECHAMIENTO
DE RECURSOS NATURALES**

(PRODUCCIÓN Y PROTECCIÓN VEGETAL)

**INFLUENCIA DE LA TOPOGRAFÍA Y LA ESTACIONALIDAD
SOBRE LA ACTIVIDAD DE HIDROLASAS EN LA RIZÓSFERA DE
Agave angustifolia Haw.**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL

GRADO DE MAESTRO EN CIENCIAS

PRESENTA

TRINIDAD LÓPEZ CERVANTES

DIRECTORA DE TESIS

DRA. MARTHA ANGÉLICA BAUTISTA CRUZ



INSTITUTO POLITECNICO NACIONAL SECRETARIA DE INVESTIGACION Y POSGRADO

ACTA DE REVISION DE TESIS

En la Ciudad de Oaxaca de Juárez siendo las 13:00 horas del día 18 del mes de octubre del 2012 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de Tesis designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación del **Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional, Unidad Oaxaca (CIIDIR-OAXACA)** para examinar la tesis de grado titulada: "Influencia de la topografía y la estacionalidad sobre la actividad de hidrolasas en la rizosfera de *Agave angustifolia* Haw"

Presentada por la alumna:

<u>López</u>	<u>Cervantes</u>	<u>Trinidad</u>							
Apellido paterno	materno	nombre(s)	Con registro:						
			B	1	0	2	5	1	3

aspirante al grado de: **MAESTRÍA EN CIENCIAS EN CONSERVACIÓN Y APROVECHAMIENTO DE RECURSOS NATURALES**

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron **SU APROBACION DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISIÓN REVISORA

Director(a) de tesis

Dra. Martha Angélica Bautista Cruz

Dr. Celerino Robles Pérez

Dr. Rafael Pérez Pacheco

Dr. Gabino Alberto Martínez
Gutiérrez

Dra. Patricia Soledad Sánchez Medina

PRESIDENTE DEL COLEGIO DE PROFESORES

Dr. Rafael Pérez Pacheco





INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

CARTA CESION DE DERECHOS

En la Ciudad de Oaxaca de Juárez el día 18 del mes de octubre del año 2012, el (la) que suscribe **López Cervantes Trinidad** alumno (a) del Programa de **MAESTRÍA EN CIENCIAS EN CONSERVACIÓN Y APROVECHAMIENTO DE RECURSOS NATURALES** con número de registro **B102513**, adscrito al Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional, Unidad Oaxaca, manifiesta que es autor (a) intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección de la Dra. Martha Angélica Bautista Cruz y cede los derechos del trabajo titulado: "Influencia de la topografía y la estacionalidad sobre la actividad de hidrolasas en la rizosfera de *Agave angustifolia* Haw". al Instituto Politécnico Nacional para su difusión, con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del autor y/o director del trabajo. Este puede ser obtenido escribiendo a la siguiente dirección **Calle Hornos 1003, Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca**, e-mail: posgradoax@ipn.mx ó van_m4@hotmail.com Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.

López Cervantes Trinidad



CENTRO INTERDISCIPLINARIO
DE INVESTIGACIÓN PARA EL
DESARROLLO INTEGRAL REGIONAL
C.I.I.D.I.R.
UNIDAD OAXACA
I.P.N.

RESUMEN

En las zonas semiáridas de Oaxaca, México, aproximadamente 15,000 ha han sido cultivadas con *Agave angustifolia* Haw. (maguey espadín) durante los últimos 100 años. Este maguey se utiliza como un ingrediente básico en la producción de mezcal, una bebida alcohólica típica oaxaqueña. Actualmente, el manejo del suelo implica tres condiciones topográficas asociadas con diferentes sistemas de labranza: tracción mecánica (TM) en valles, tracción animal (TA) en lomerío y, labranza mínima (LM) en montaña. Las regiones semiáridas poseen suelos muy susceptibles a la degradación. No obstante, hay poca información con respecto a la manera cómo la actividad enzimática y la biomasa microbiana del suelo son afectadas por las prácticas de manejo y por los regímenes de humedad en esas regiones. Por ello, el objetivo de este estudio fue determinar la actividad de hidrolasas que participan en los ciclos de C (celulasa), N (ureasa) y P (fosfatasa ácida y alcalina) en la rizósfera de maguey espadín bajo tres condiciones topográficas (valle, lomerío y montaña) asociadas con (i) tres tipos de labranza (TM, TA y LM, respectivamente), (ii) edad de la planta y, (iii) estacionalidad. Las edades de la planta de maguey fueron 0-2 años, 2.1-4 años y ≥ 4.1 años. Para ello, se muestreó el suelo rizosférico durante un año en parcelas de 4,000 m² dentro de cada sitio y edades de la planta de maguey. La actividad de las hidrolasas, el valor de pH, carbono orgánico (CO), nitrógeno total (NT) y fósforo disponible (PD) del suelo rizosférico cambió significativamente entre los sitios y su sistema de labranza asociado. El pH del suelo varió de moderadamente ácido hasta alcalino y disminuyó en el siguiente orden: lomerío (TA) > planicie (TM) > montaña (LM). El contenido más alto de CO y NT se obtuvo en los suelos de montaña (LM) y lomerío (TA). El nivel de PD fue bajo y el valor más alto se detectó en el suelo de planicie (TA). La actividad de fosfatasa ácida varió de 53.08 $\mu\text{g p-NF g}^{-1}$ suelo h^{-1} a 115.77 $\mu\text{g p-NF g}^{-1}$ suelo h^{-1} y fue más alta en los suelos de montaña (LM). La actividad de fosfatasa alcalina fluctuó de 95.29 $\mu\text{g p-NF g}^{-1}$ suelo h^{-1} a 175.32 $\mu\text{g p-NF g}^{-1}$ suelo h^{-1} y su mayor actividad se registró en los suelos de lomerío (TA). La actividad de ureasa varió de 5.25 $\mu\text{g de N-NH}_4^+ \text{ g}^{-1}$ suelo h^{-1} a 6.98 $\mu\text{g de N-NH}_4^+ \text{ g}^{-1}$ suelo h^{-1} y fue más elevada en los suelos de

montaña (LM). La actividad de celulasa osciló entre $0.070 \mu\text{g}$ de glucosa g^{-1} suelo h^{-1} a $0.116 \mu\text{g}$ de glucosa g^{-1} suelo h^{-1} y fue más alta en los suelos de montaña (LM) y Iomerío (TA). El CBM fluctuó de $1687.8 \mu\text{g C g}^{-1}$ suelo a $1798.5 \mu\text{g C g}^{-1}$ suelo y no cambió significativamente entre los sitios. Independientemente del sitio, la actividad de fosfatasa ácida fue más alta en la rizósfera de plantas de maguey de 0-2 años de edad. La actividad de fosfatasa alcalina fue mayor en la rizósfera de plantas de maguey de 2.1-4 años de edad. La actividad de ureasa y celulasa no cambió con la edad de la planta de maguey. El valor más alto de CBM se presentó en la rizósfera de maguey de 2.1-4 años. Independientemente del sitio, la actividad de las fosfatasas no mostró cambios anuales significativos. La actividad más alta de celulasa se obtuvo en diciembre y su actividad más baja en junio. La ureasa mostró su mayor actividad en octubre y febrero y, su menor actividad en agosto. El CBM mostró un incremento en agosto y disminuyó en diciembre y febrero. En general, la actividad enzimática fue mayor en la rizósfera de plantas de maguey localizadas en montaña bajo LM, lo que sugiere que este tipo de labranza favorece la actividad de las hidrolasas del suelo, lo cual puede contribuir a un manejo sustentable del cultivo de maguey espadín bajo condiciones semiáridas. No se pudo establecer un patrón constante en el comportamiento anual de cada una de las enzimas, por ello, sería conveniente realizar más investigaciones que profundicen en el estudio de la variabilidad temporal de las enzimas edáficas.

Palabras clave: edad, estacionalidad, hidrolasas, maguey espadín.

ABSTRACT

In the semiarid regions of Oaxaca, Mexico, approximately 15,000 ha have been cropped with *Agave angustifolia* Haw. for at least 100 yrs. This agave is used as a basic ingredient in the production of mezcal, a typical alcoholic beverage in Oaxaca. At present, soil management involves three topographic conditions, each associated with a different tillage system: disk ploughing (DP) in valleys, animal drawn ploughing (ADP) in hills, and minimum tillage (MT) in mountain slopes. The semiarid regions possess soils that are very susceptible to degradation. However, little information is currently available on soil enzyme activities and soil microbial biomass carbon (SMBC) as affected by soil management practices and seasonality in semiarid regions. The objectives of this study were to (i) determine the hydrolase activity involved in the cycles of C (cellulase), N (urease) and P (acid phosphatase and alkaline phosphatase) in the rhizosphere of *A. angustifolia* under three topographic conditions (valley, hill and mountain) associated with the tillage systems DP, ADP and MT, respectively, (ii) evaluate the effects of plant age on enzyme activity and (iii) determine temporal trends in the selected enzyme activities. The ages of the agave plants were 0-2 yrs, 2.1-4 yrs, and > 4.1 yrs. Rhizosphere soil sampling was carried out over one year, in plots of 4.000 m² each for each site and plant age class. Significant differences were observed in hydrolase activity, pH values, organic carbon (OC), total nitrogen (TN) and available phosphorous (AP) in the rhizosphere between sites and associated tillage systems. Soil pH varied from slightly acidic to alkaline and decreased in the following order: hill (ADP) > valley (DP) > mountain (MT). AP levels were low; the highest AP value was detected in valley soil (DP). Acid phosphatase activity varied from 53.08 µg p-NF g⁻¹ soil h⁻¹ to 115.77 µg p-NF g⁻¹ soil h⁻¹, and was highest in mountain soils (MT). Alkaline phosphatase activity ranged from 95.29 µg p-NF g⁻¹ soil h⁻¹ to 175.32 µg p-NF g⁻¹ soil h⁻¹; its greatest activity level was observed in hill soils (ADP). Urease activity varied from 5.25 µg of N-NH₄⁺ g⁻¹ soil h⁻¹ to 6.98 µg of N-NH₄⁺ g⁻¹ soil h⁻¹ and was highest in mountain soils (MT). Cellulase activity ranged from 0.070 µg of glucose g⁻¹ soil h⁻¹ to 0.116 µg de glucose g⁻¹ soil h⁻¹ and was

highest in mountain soils. SMBC fluctuated from 1687.8 $\mu\text{g C g}^{-1}$ soil to 1798.5 $\mu\text{g C g}^{-1}$ soil; no significant changes between sites were observed. Independent of the site, acid phosphatase activity was highest in the rhizosphere in the agave plants of 0-2 yrs old. Alkaline phosphatase activity was highest in the rhizosphere of plants of 2.1-4 yrs old. Urease and cellulose activity did not change with plant age. The highest SMBC value was observed in the rhizosphere of plants of 2.1-4 yrs old. Independently of the site, phosphatase activity did not show significant yearly changes. The highest cellulase activity was recorded in December; and its lowest activity was recorded in June. Urease activity peaked in October and February, and was lowest in August. SMBC showed an increase in August and decreased in December and February. In general, soil enzyme activity was highest in the rhizosphere of agave plants cropped in mountain soils under MT. These results suggest that this type of tillage improves soil hydrolase activity, which can contribute to sustainable management of agave under semiarid conditions. No clear temporal pattern for any soil enzyme activity was found. More research is needed to determine the temporal variability of soil enzymes.

Key Words: plant age, temporal trends, hydrolase activity, *A. angustifolia*.

CONTENIDO

Resumen

Abstract

INTRODUCCIÓN.....	1
Objetivo general.....	3
Objetivos específicos.....	3
Hipótesis.....	4
Antecedentes.....	5
MATERIALES Y MÉTODOS.....	7
Sitio de estudio.....	7
Manejo del cultivo y diseño experimental.....	9
Muestreo y análisis de suelo.....	9
Análisis estadístico.....	11
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	13
Propiedades químicas de suelo rizosférico de <i>Agave angustifolia</i> Haw.....	13
Cambios en la actividad enzimática y carbono de la biomasa microbiana en la rizósfera de <i>Agave angustifolia</i> Haw.	15
Cambios en la actividad enzimática y carbono de la biomasa microbiana en la rizósfera de <i>Agave angustifolia</i> Haw. asociados a la edad de la planta.....	20
Patrones temporales de la actividad enzimática y del carbono de la biomasa microbiana en la rizósfera de <i>Agave angustifolia</i> Haw.	23
CONCLUSIONES.....	28
LITERATURA CITADA.....	29

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación de los sitios de muestreo.....	8
Figura 2. Valor de pH, carbono orgánico (CO), P disponible y nitrógeno total (NT) en suelo rizosférico de <i>Agave angustifolia</i> Haw. en plantaciones ubicadas en tres sitios del distrito de Tlacolula, Oaxaca, México.	14
Figura 3. Actividad de fosfatasa ácida (a) y actividad de fosfatasa alcalina (b) en la rizósfera de <i>Agave angustifolia</i> Haw. en plantaciones ubicadas en tres sitios del distrito de Tlacolula, Oaxaca, México.	16
Figura 4. Actividad de ureasa en la rizósfera de <i>Agave angustifolia</i> Haw. en plantaciones ubicadas en tres sitios del distrito de Tlacolula, Oaxaca, México.	17
Figura 5. Actividad de celulasa en la rizósfera de <i>Agave angustifolia</i> Haw. en plantaciones ubicadas en tres sitios del distrito de Tlacolula, Oaxaca, México.	18
Figura 6. Carbono de la biomasa microbiana en la rizósfera de <i>Agave angustifolia</i> Haw. en plantaciones ubicadas en tres sitios del distrito de Tlacolula, Oaxaca, México.	19
Figura 7. Actividad de fosfatasa ácida (a) y actividad de fosfatasa alcalina (b) en la rizósfera de plantas de <i>Agave angustifolia</i> Haw. con diferente edad.....	20
Figura 8. Actividad de ureasa (a) y actividad de celulasa (b) en la rizósfera de plantas de <i>Agave angustifolia</i> Haw. con diferente edad.	21

Figura 9. Carbono de la biomasa microbiana en la rizósfera de plantas de <i>Agave angustifolia</i> Haw. con diferente edad.....	22
Figura 10. Actividad de fosfatasa ácida (a) y actividad de fosfatasa alcalina (b) en la rizósfera de <i>Agave angustifolia</i> Haw. durante los diferentes meses de muestreo.	23
Figura 11. Actividad de celulasa en la rizósfera de <i>Agave angustifolia</i> Haw. durante los diferentes meses de muestreo.	24
Figura 12. Actividad de ureasa en la rizósfera de <i>Agave angustifolia</i> Haw. durante los diferentes meses de muestreo.	25
Figura 13. Carbono de la biomasa microbiana en la rizósfera de <i>Agave angustifolia</i> Haw. durante los diferentes meses de muestreo.	26

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Descripción de los sitios de muestreo en el distrito de Tlacolula, Oaxaca, México.....	8
--	----------

ABREVIATURAS

Abreviatura	Definición
CBM	Carbono de la biomasa microbiana
CO	Carbono orgánico
LM	Labranza mínima
MO	Materia orgánica
NT	Nitrógeno total
TA	Tracción animal
TM	Tracción mecánica

INTRODUCCIÓN

La actividad enzimática del suelo puede ser útil como indicador del estrés de los ecosistemas y agroecosistemas porque (i) es una medida de la actividad microbiana del suelo, (ii) está estrechamente relacionada con los ciclos de nutrientes y la transformación de la materia orgánica (MO) (Puglisi et al., 2006) y, (iii) puede responder rápidamente a pequeños cambios en las condiciones edáficas originados tanto por factores naturales como antropogénicos en comparación con otras propiedades físicas y químicas del suelo (Aon et al., 2001). En el suelo existen microorganismos, plantas y animales capaces de liberar enzimas a través de lisis y muerte celular o por razones fisiológicas (Gianfreda y Ruggiero, 2006). Las comunidades microbianas son la principal fuente de enzimas en el suelo y tienen una función muy importante en la mineralización de nutrientes y en la descomposición y transformación de la MO (Sotomayor-Ramírez et al., 2009). La medición de la actividad de las hidrolasas (ureasa, fosfatasa, celulasa, β -glucosidasa, invertasa, etc.) proporciona una indicación temprana de los cambios en la fertilidad del suelo, ya que estas enzimas están relacionadas con la mineralización de nutrientes como N, P y C (Trasar-Cepeda et al., 2008). Las fosfatasas catalizan la hidrólisis de ésteres-fósforo y anhídridos-fósforo de la MO para liberar fósforo inorgánico, el cual es asimilable por las plantas (Tarafdar y Marschner, 1994; Cruz-Flores et al., 2007). La ureasa es una metaloenzima del tipo amidohidrolasa que cataliza la hidrólisis de enlaces C-N no peptídicos y en amidas lineales, siendo la urea su principal sustrato (Suástegui-Méndez et al., 2012), su origen es básicamente microbiano y su actividad es en gran parte extracelular (Bremmer y Mulvaney, 1978). La celulasa es la responsable de la hidrólisis de la celulosa (Goyal et al., 2005), este es el polisacárido más abundante en la pared de las células vegetales y representa una aportación significativa de C a los suelos (Richards, 1987). La actividad microbiana determina directamente la fertilidad del suelo y la estabilidad del ecosistema (Smith y Papendick, 1993). De acuerdo con Bastida et al. (2006) un buen nivel de actividad microbiana es esencial para mantener la calidad del suelo.

Las regiones semiáridas ocupan cerca de 40% de la superficie del planeta (Dick-Peddie, 1991) y poseen suelos muy susceptibles a los procesos de degradación (Zamora et al., 2005). Actualmente hay poca información con respecto a la manera en que la biomasa microbiana y la actividad enzimática del suelo son afectadas por los regímenes de humedad (Roldán et al., 2005), por el manejo y uso del suelo en regiones semiáridas (Acosta-Martínez et al., 2008). Estos últimos autores establecieron que el funcionamiento del suelo y su productividad dependen de su componente biológico. Numerosas investigaciones han reportado que la actividad enzimática se puede usar para discriminar entre las diferentes prácticas de manejo del suelo, tales como la labranza (Gupta y Germida, 1988). La actividad microbiana está determinada por numerosos factores, como la entrada de C, los cambios estacionales, regímenes hídricos y térmicos del suelo (Aon et al., 2001.; Gianfreda y Ruggiero, 2006). Por ello, la actividad enzimática presenta diversa magnitud y patrones temporales de variabilidad natural, factores que podrían enmascarar el efecto originado por las prácticas de manejo del suelo (García-Ruiz et al., 2009).

En las zonas semiáridas del estado de Oaxaca, México, aproximadamente 15,000 ha han sido cultivadas con *Agave angustifolia* Haw. durante los últimos 100 años (Chagoya-Méndez, 2004). Este agave es llamado comúnmente "maguey espadín" y se utiliza como un ingrediente básico en la producción de mezcal, una bebida alcohólica típica oaxaqueña (Bautista-Cruz et al., 2007). Actualmente, el manejo del suelo implica tres condiciones topográficas asociadas con diferentes sistemas de labranza: (a) tracción mecánica (TM) en planicies, (b) tracción animal (TA) en lomerío y, (c) labranza mínima (LM) en montaña (Chagoya-Méndez, 2004). En un estudio sobre la fertilidad del suelo en plantaciones de maguey espadín, Bautista-Cruz et al. (2007) encontraron que algunas propiedades del suelo no rizosférico, tales como carbono orgánico (CO), nitrógeno disponible y biomasa microbiana fueron mayores en los sitios de montaña en comparación con los sitios de planicie y lomerío. El presente estudio constituye la primera referencia regional acerca de la actividad enzimática del suelo en una extensa área cultivada con maguey espadín.

Objetivo general

Generar información científica básica de la actividad de hidrolasas (ureasa, fosfatasa y celulasa) en la rizósfera de *Agave angustifolia* Haw. cultivado en Oaxaca, México.

Objetivos específicos

- Determinar la actividad de enzimas que participan en los ciclos de C (celulasa), N (ureasa) y P (fosfatasas ácida y alcalina) en la rizósfera de maguey espadín bajo tres condiciones topográficas (planicie, lomerío y montaña)
- Determinar la actividad de celulasa, de ureasa y de fosfatasas ácida y alcalina en la rizósfera de maguey espadín asociadas a la edad de la planta.
- Determinar los patrones temporales de actividad de las enzimas seleccionadas.

Hipótesis

- Ho.1 La actividad enzimática es mayor en la rizósfera de maguey espadín cultivado en los sitios de planicie.
- Ho.2 La actividad enzimática en la rizósfera de maguey espadín incrementa con la temporada de mayor humedad del suelo y la edad de la planta.

Antecedentes

García-Ruiz et al. (2009) estudiaron la influencia de la estacionalidad y del manejo convencional y orgánico sobre la actividad de la deshidrogenasa, β -glucosidasa, arilsulfatasa, fosfatasa ácida y alcalina en huertos de olivo. Encontraron una mayor actividad enzimática en suelos con manejo orgánico. También indicaron que la actividad enzimática presentó variabilidad temporal sin tendencia definida.

Rivas et al. (2009) investigaron el efecto de la estacionalidad y el cambio de uso del suelo sobre la actividad de ureasa, proteasa e hidrólisis de fluoresceína diacetato en un bosque templado de *Nothofagus obliqua* (Mirb) y una plantación de *Pinus radiata* D. Don. Concluyeron que la actividad enzimática presentó una variación estacional sin un patrón definido y que la menor actividad enzimática se registró en la plantación de pino.

Toresani et al. (2009) evaluaron el efecto de la labranza, fertilización y cultivos de cobertura sobre la actividad de fosfatasa ácida, deshidrogenasa y ureasa del suelo en dos parcelas con la rotación de maíz-trigo/soya-soya. Encontraron que la actividad enzimática disminuyó con el empleo de labranza combinada.

Acosta-Martínez et al. (2008) reportaron el efecto de las prácticas de manejo y uso del suelo (pastizales, árboles frutales y cultivo de hortalizas) sobre el carbono de la biomasa microbiana (CBM), la actividad de β -glucosidasa, α -galactosidasa, β -glucosaminidasa, arilsulfatasa y fosfatasa ácida en suelos de una región semiárida. Encontraron que las actividades enzimáticas y el CBM disminuyeron en el siguiente orden: pastizales > árboles frutales > hortalizas.

Rivero et al. (2008) estudiaron el efecto de la cero labranza y de la labranza reducida así como de la incorporación de residuos vegetales sobre el CO y la actividad de fosfatasa ácida y deshidrogenasa. Los resultados mostraron un incremento en la actividad de fosfatasa ácida en el primer año de muestreo como consecuencia de la edad del cultivo. Al tercer año de muestreo (etapa de floración) se presentó la actividad más alta de deshidrogenasa como resultado de la incorporación de residuos vegetales. El nivel de CO aumentó bajo el tratamiento de cero labranza.

Alvear et al. (2007) evaluaron el efecto de los cambios estacionales y sucesionales sobre la hidrólisis de la fluoresceína diacetato, CBM, nitrógeno de la biomasa microbiana, carboximetilcelulasa, β -glucosidasa y fosfatasa ácida en suelos de un bosque templado. En general, las enzimas registraron su mayor actividad en otoño y, el CBM fue más alto en primavera en árboles de edad madura.

Yoshioka et al. (2006) investigaron el impacto de tres sistemas de manejo (convencional, tradicional y agroecológico) y de la edad del cultivo sobre la actividad de fosfatasas ácida y alcalina en suelo rizosférico de plátano (*Musa AAB*). Los resultados reflejaron una mayor actividad de fosfatasa ácida bajo el manejo tradicional y en plantas de plátano de seis meses de edad. La actividad más alta de fosfatasa alcalina se encontró en el manejo convencional y en plantas de plátano con 12 meses de edad.

Zamora et al. (2005) evaluaron el efecto de la rotación de cultivos (tomate-cebolla-tomate) sobre la actividad de deshidrogenasa, fosfatasa alcalina y CBM. La actividad deshidrogenasa fue mayor en el monocultivo de tomate, el CBM aumentó en el sistema de rotación y la actividad de fosfatasa alcalina no presentó diferencia significativa entre los sistemas de rotación.

Cárcamo et al. (2004) determinaron durante un año la actividad deshidrogenasa, fosfatasa ácida y ureasa del suelo en un bosque de *N. obliqua*. Los resultados revelaron que la actividad de fosfatasa ácida y deshidrogenasa fue mayor en la estación húmeda y que la ureasa no presentó un comportamiento estacional definido.

MATERIALES Y MÉTODOS

Sitios de estudio

El área de estudio se localiza en el Distrito de Tlacolula, Oaxaca, México. Los sitios de muestreo se ubicaron en las localidades San Baltazar Guelavila, San Juan del Río y Santiago Matatlán (Fig. 1, Cuadro 1). Las posiciones geográficas se determinaron con un GPS Garmin 12XL. De acuerdo con el mapeo de suelos reportado por la Comisión Nacional de Biodiversidad (2004) y la Secretaría de Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca (1998) a la escala 1:4,000,000, las principales unidades de suelo (FAO, 1998) a 1060-1700 m de altitud son Regosoles y Leptosoles (Fig. 1). El material parental es roca caliza con lutita del Cretácico inferior (Castillo y Castro, 1996). La precipitación media anual es de 726 mm. La temperatura media anual varía entre 28 y 32°C. El clima es templado-semiárido (Comisión Nacional de Biodiversidad, 2004). La vegetación original es selva baja caducifolia (Lorence y García Mendoza, 1989), las especies dominantes son *Acacia* spp., *Bursera* spp., *Ipomea* spp., *Leucaena esculenta* y *Prosopis laevigata*. Una extensa área de la vegetación original se ha talado y quemado, el suelo aclareado se ha utilizado para el cultivo de maguey espadín. De acuerdo con Bautista-Cruz et al., (2007), el área de estudio se ha usado para el cultivo de este maguey por más de 100 años (Bautista-Cruz et al., 2007).

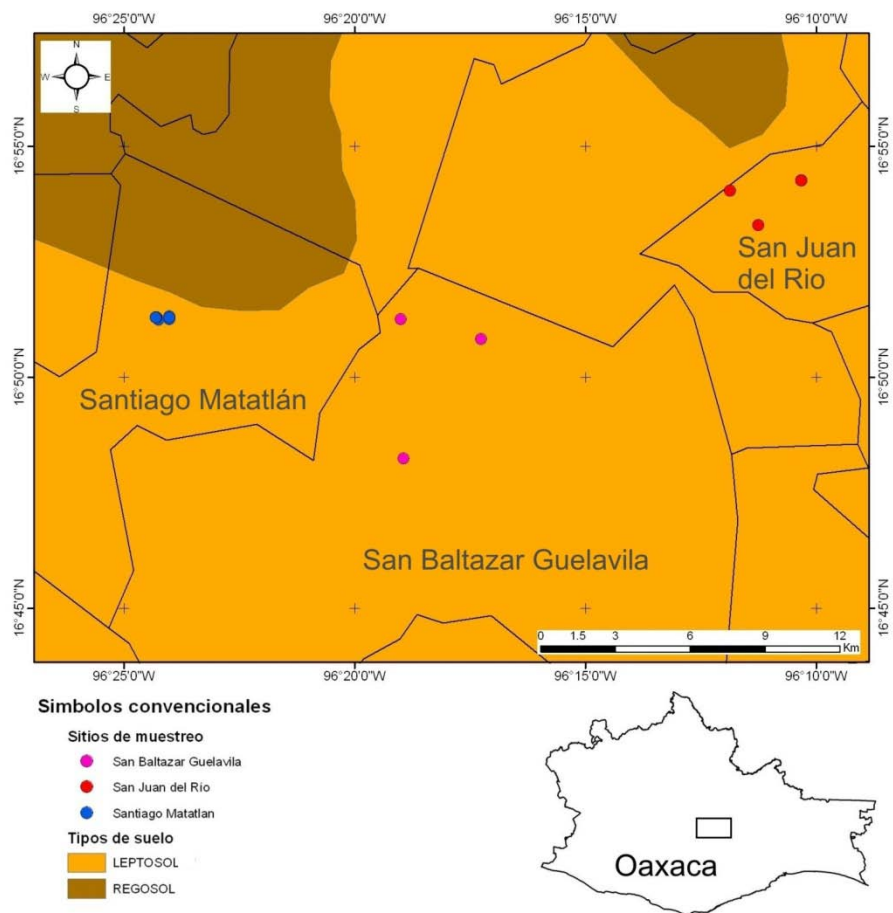


Figura 1. Ubicación de los sitios de muestreo.

Cuadro 1. Descripción de los sitios de muestreo en el distrito de Tlacolula, Oaxaca, México.

	Santiago Matatlán	San Baltazar Guelavila	San Juan del Río
Muestras de Suelo	27	27	27
Sistema de labranza	Tracción mecánica	Tracción animal	Labranza mínima
Pendiente mínima (%)	3	15	35
Pendiente máxima (%)	10	30	45
Altitud (m)	1788	1380	1180
Ubicación geográfica	16°51'14"N 96°24'15"O	16°51'15"N 96°19'1"O	16°54'33"N 96°13'1"O
Distancia entre sitios (km)			
Santiago Matatlán	0	10.97	23.68
San Baltazar Guelavila		0	14.64
San Juan del Río			0

LM, labranza mínima; TA, tracción animal; TM, tracción mecánica.

Manejo del cultivo y diseño experimental

Para el cultivo de maguey espadín se practican tres sistemas de labranza, la selección de cada uno de ellos está condicionado por la topografía (Sánchez-López, 2005). La LM predomina en zonas montañosas con pendientes de 35 a 45%; la TA en lomerío con pendientes de 15 a 30% y la TM en valles con pendientes de 3 a 10%. En cada uno de los sitios de muestreo se seleccionaron tres parcelas cultivadas con maguey de diferentes edades: edad incipiente (0-2 años), edad intermedia (2.1 a 4 años) y edad avanzada (≥ 4.1 años). Cada parcela fue considerada una repetición en cada sitio. Todos los agricultores cooperantes proporcionaron información acerca de la edad de sus plantas de maguey. Bautista-Cruz et al. (2007) indicaron que el maguey espadín alcanza la madurez sexual entre 7 y 10 años después de haber sido plantado. Durante la cosecha, las hojas de la planta se cortan y se dejan en el terreno y paulatinamente se pueden incorporar a la parte superficial del suelo. Los periodos de descanso del suelo no se emplean frecuentemente en la producción de maguey espadín. De acuerdo con los agricultores entrevistados, no se han aplicado herbicidas ni fertilizantes a ninguna de las plantaciones de maguey muestreadas. Sin embargo, los efluentes de las destilerías normalmente se incorporan al suelo en todos los sitios estudiados (Bautista-Cruz et al., 2007).

El diseño experimental fue bloques al azar con tres repeticiones. El sitio, la estacionalidad y la edad de las plantas de maguey fueron las variables independientes.

Muestreo y análisis de suelo

Dentro de cada sitio se delimitaron parcelas representativas de 4,000 m² con plantas de maguey con las edades ya especificadas. El suelo se muestreó de acuerdo con los procedimientos descritos por Dick et al. (1996), Petersen y Calvin (1996) y Boone et al. (1999) durante un año en los meses de agosto, octubre y diciembre (temporada lluviosa) y febrero, abril y junio (temporada seca) en cada una de las parcelas. Para ello, se seleccionaron cinco plantas de maguey, la primera en el centro de la parcela y las otras estuvieron separadas 25 m de la

planta central, siguiendo la dirección de los cuatro puntos cardinales. En cada planta de maguey, se tomaron cuatro submuestras de suelo rizosférico a una profundidad de 0-20 cm, incluyendo fragmentos de la raíz. Un total de 20 submuestras de suelo rizosférico se colectaron en cada parcela, las cuales se mezclaron para formar una muestra compuesta. Las muestras de suelo se transportaron al laboratorio en bolsas de plástico selladas.

Zornoza et al. (2006) mostraron que la actividad enzimática y el CBM en muestras de suelo secado al aire se correlacionó significativamente con la actividad enzimática y el CBM obtenido en muestras de suelo húmedo. Por ello, la actividad de las enzimas seleccionadas, el CBM y las propiedades químicas se determinaron en muestras de suelo secadas al aire y tamizadas en mallas de 2 mm de abertura. El fósforo disponible (P Olsen) se extrajo con una solución de NaHCO_3 0.5 M ajustada a pH 8.5. El fósforo extraído se determinó siguiendo el procedimiento modificado de Murphy-Riley (Kuo, 1996). El pH del suelo se midió usando una relación suelo-agua 1:2 y un medidor digital de pH Orion modelo 710 A. El nitrógeno total (NT) se cuantificó por la técnica de microKjeldahl. El CBM se estimó por el método de fumigación-incubación descrito por Jenkinson y Powlson (1976). Una muestra de 25 g de suelo a humedad de campo se fumigó con cloroformo libre de etanol durante 24 h. Después de la fumigación, las muestras de suelo se incubaron a 25°C en recipientes de acrílico por 10 días en presencia de NaOH para absorber el CO_2 liberado del suelo. Al mismo tiempo el suelo no fumigado se incubó bajo las mismas condiciones. La producción de CO_2 se determinó por titulación del NaOH que permaneció en el sistema después de la incubación con HCl. Finalmente, el CBM se calculó como la diferencia entre el C extractable en las muestras fumigadas con cloroformo y en las no fumigadas (Voroney et al., 1993; Horwath y Paul, 1994). La actividad de la fosfatasa ácida y alcalina se determinó por el método de Tabatabai y Bremner (1969). Este método se basa en la determinación espectrofotométrica del p-nitrofenol liberado cuando el suelo se incuba a 37 °C durante 1 h con una solución tamponada (pH 6.5 para la fosfatasa ácida y pH 11.0 para la alcalina) de p-nitrofenilfosfato. El método colorimétrico para medir el p-nitrofenol liberado se basa en el hecho de que las

disoluciones alcalinas de este compuesto tienen color amarillo (en medio ácido, pH < 5.0 son incoloras). La actividad de la celulasa se midió por el método de Pancholy y Rice (1973). Este método se fundamenta en la detección de los azúcares reductores después de que las muestras se incubaron con carboximetilcelulosa y los testigos con tampón fosfato pH 5.5 por 24 h a 37 °C. Los azúcares liberados se extrajeron por filtración en papel filtro Whatman No. 1 y se cuantificaron por el método de Somogy-Nelson (1944), para ello se tomó 1 ml del filtrado y se adicionó 1 ml del reactivo de Somogy, se calentó a 100 °C durante 15 minutos, la reacción se detuvo en un baño de hielo y se le adicionó 1 ml del reactivo de Nelson, se agitó y se llevó a un volumen final de 15 ml. Finalmente las muestras se leyeron en un espectrofotómetro digital Spectronic 21D. La actividad de la ureasa se determinó con el método descrito por Kandeler y Gerber (1988) modificado por Kandeler et al. (1999). El fundamento de este método radica en la determinación colorimétrica del amonio liberado durante la incubación de muestras de suelo a 37 °C durante 2 h, posteriormente la reacción se detuvo en un baño de hielo y se filtró. Se tomó 1 ml del filtrado al cual se le adicionaron 9 ml de agua destilada, 5 ml de solución de salicilato sódico en hidróxido de sodio y 2 ml de la solución de dicloroisocianurato de sodio, se dejó reposar por 30 min y se leyó a una densidad óptica de 690 nm. Durante los análisis de suelo, 10% de las muestras se duplicaron al azar para controlar la calidad del análisis.

Análisis estadístico

Se calculó la media, el error estándar y el coeficiente de variación de las propiedades del suelo en cada uno de los sitios de estudio utilizando el software SAS (SAS Institute, 1990).

El valor medio de cada variable en los sitios de estudio se comparó con la prueba de Tukey. Para examinar la relación entre las propiedades del suelo se empleó un análisis de correlación de Pearson.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Propiedades químicas en la rizósfera de *Agave angustifolia* Haw.

El valor de pH, el contenido de CO y NT del suelo fue estadísticamente diferente entre los sitios y su sistema de labranza asociado ($P \leq 0.0001$). El valor de pH del suelo de los tres sitios varió de moderadamente ácido (6.4) hasta alcalino (8.1) y disminuyó en el siguiente orden: lomerío (TA) > planicie (TM) > montaña (LM) (Fig. 2). De manera similar, Bautista-Cruz et al. (2007) encontraron el valor más bajo de pH en suelos no rizosféricos de montaña asociados con LM en plantaciones de maguey espadín.

El CO y el NT tuvieron valores más altos en los suelos de montaña (LM) y lomerío (TA) con respecto a los suelos de planicie (TM) (Fig. 2). En una primera referencia regional sobre las propiedades de la fertilidad del suelo en plantaciones de maguey espadín, Bautista-Cruz et al. (2007) encontraron los contenidos más altos de CO y N disponible en suelos no rizosféricos bajo LM. La menor perturbación ocasionada al suelo con sistemas de LM tal vez contribuya a explicar el incremento en el contenido de MO en estos suelos (Six et al., 2000).

El suelo de los tres sitios presentó un nivel bajo de fósforo disponible (P Olsen), el contenido significativamente más alto de este nutriente se detectó en el suelo de planicie (Fig. 2). El bajo contenido de fosfato fácilmente disponible para el desarrollo vegetal podría ser debido a que el suelo tuvo un valor de pH ligeramente alcalino, el cual disminuye la solubilidad del fósforo (El-Baruni y Olsen, 1979).

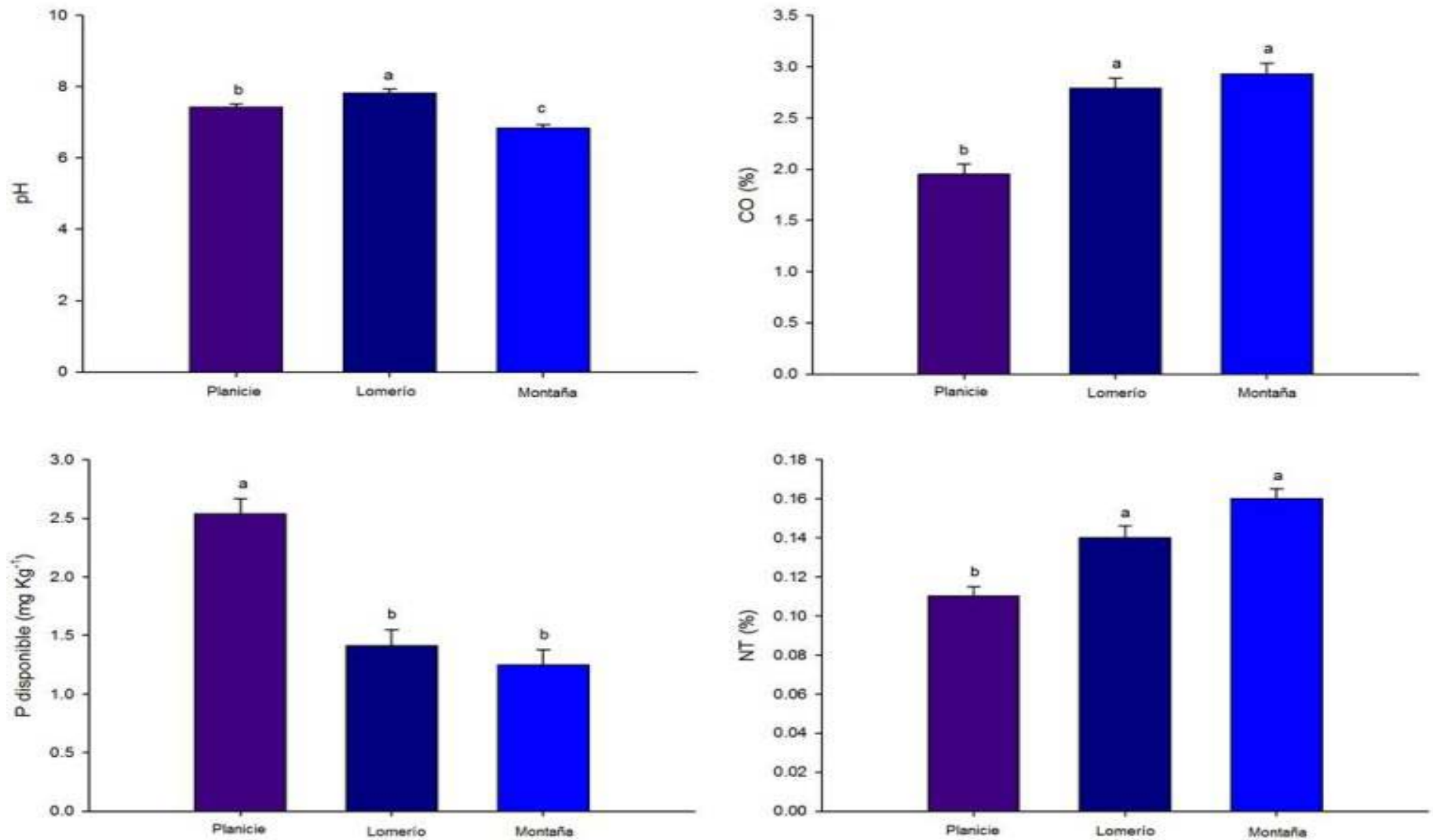


Figura 2. Valor de pH, carbono orgánico (CO), P disponible y nitrógeno total (NT) en la rizósfera de *Agave angustifolia* Haw. en plantaciones ubicadas en tres sitios del Distrito de Tlacolula, Oaxaca, México. Barras con diferente letra difieren significativamente ($P \leq 0.05$).

Cambios en la actividad enzimática y carbono de la biomasa microbiana en la rizósfera de *Agave angustifolia* Haw.

La actividad de fosfatasa ácida en el suelo varió de 53.08 $\mu\text{g p-NF g}^{-1}$ suelo h^{-1} a 115.77 $\mu\text{g p-NF g}^{-1}$ suelo h^{-1} y fue significativamente diferente entre los sitios y su sistema de labranza asociado ($P < 0.0001$). La actividad de esta enzima fue más alta en los suelos de montaña (LM) en comparación con los suelos de planicie (TM) y lomerío (TA) (Fig. 3a). Este resultado probablemente se deba a que el suelo de montaña (LM) también tuvo el valor más bajo de pH (Fig. 2). De hecho, la actividad de fosfatasa ácida se correlacionó negativamente con el pH del suelo ($r = -0.633$, $P < 0.0001$) lo cual parece indicar que la actividad de fosfatasa ácida es significativamente afectada por el pH, variable que controla la disponibilidad de fósforo en el suelo (Acosta-Martínez et al., 2007). Lo anterior sugiere que la actividad de esta enzima varía según la condición de alcalinidad o acidez, porque los hongos (microorganismos que excretan la mayor cantidad de fosfatasa), modifican su población y actividad de acuerdo con el pH del suelo (Alvear et al., 2007). Otro factor que puede contribuir a explicar la mayor actividad de fosfatasa ácida en el suelo de montaña (LM) es que este sitio también presentó el contenido más alto de CO (Fig. 2). Se ha reportado que las enzimas pueden llegar a ser estabilizadas en la MO del suelo (enzimas extracelulares) (Klose y Tabatabai, 1999; Acosta-Martínez et al., 2004), lo cual, en este caso puede inferirse por la asociación positiva entre la fosfatasa ácida y el CO ($r = 0.243$, $P < 0.002$). La actividad de fosfatasa alcalina en el suelo fluctuó de 95.29 $\mu\text{g p-NF g}^{-1}$ suelo h^{-1} a 175.32 $\mu\text{g p-NF g}^{-1}$ suelo h^{-1} y cambió significativamente entre los sitios y su sistema de labranza asociado ($P \leq 0.0001$). La mayor actividad de esta enzima se registró en el suelo de lomerío (TA) y la actividad más baja en los suelos de planicie (TM) (Fig. 3b). Aunque este último suelo también tuvo el mayor valor de pH, no hubo una correlación significativa entre la actividad de fosfatasa alcalina y el pH ($r = 0.204$, $P > 0.06$). Este resultado posiblemente se deba a la interacción de otras propiedades intrínsecas del suelo que afectan la persistencia y la expresión de la fosfatasa alcalina (Acosta-Martínez y Tabatabai, 2000).

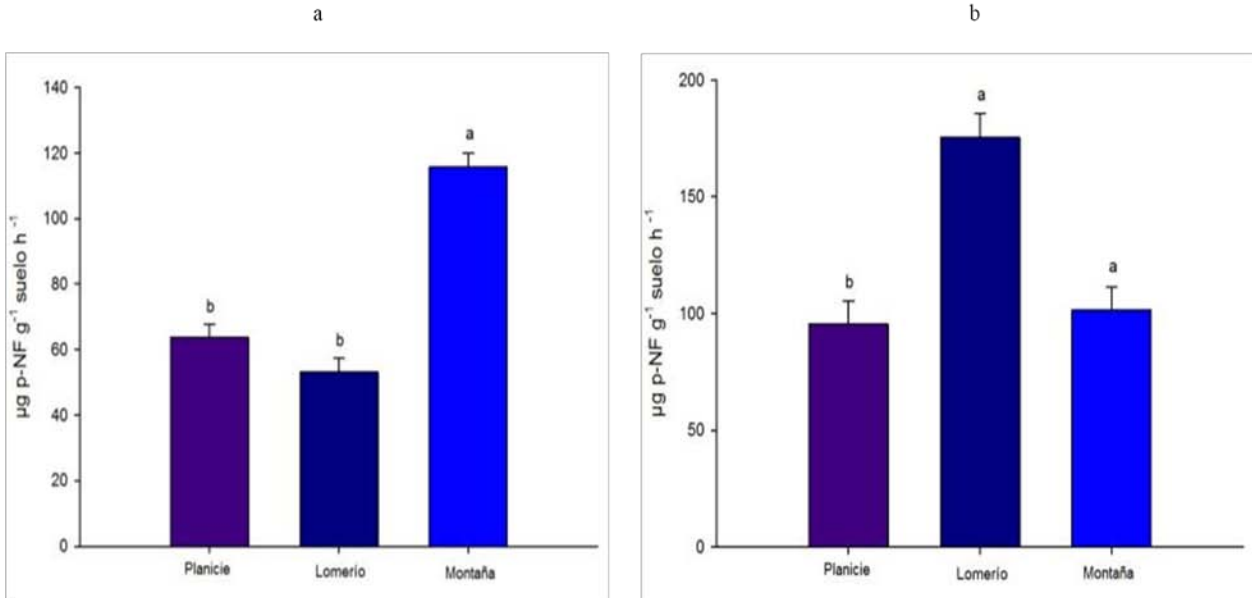


Figura 3. Actividad de fosfatasa ácida (a) y actividad de fosfatasa alcalina (b) en la rizósfera de *Agave angustifolia* Haw. en plantaciones ubicadas en tres sitios del Distrito de Tlacolula, Oaxaca, México. Barras con diferente letra difieren significativamente ($P \leq 0.05$).

La actividad ureasa varió de $5.25 \mu\text{g}$ de $\text{N-NH}_4^+ \text{g}^{-1}\text{suelo h}^{-1}$ a $6.98 \mu\text{g}$ de $\text{N-NH}_4^+ \text{g}^{-1}\text{suelo h}^{-1}$ y fue significativamente afectada por los sitios y su sistema de labranza asociado ($P < 0.0005$) (Fig. 4). La actividad de esta enzima fue significativamente más alta en el suelo de montaña (LM) (Fig. 4). Liu et al. (2006) indicaron que la actividad de ureasa fue más alta en suelos sin labranza que en suelos con labranza convencional cultivados con maíz. El incremento en la actividad de esta enzima en el suelo de montaña (LM) se puede asociar con el mayor contenido de CO en este sitio (Alvear et al., 2006). La distribución de ureasa en el suelo está relacionada con una cuantiosa acumulación de MO y una alta actividad microbiana (Deng y Tabatabai, 1996). Dicha actividad facilita el proceso de descomposición y mineralización del material orgánico cuando las condiciones de humedad del suelo son favorables, lo cual genera una mayor cantidad de sustratos y compuestos nitrogenados que favorecen la actividad de la ureasa (Contreras et al., 1995).

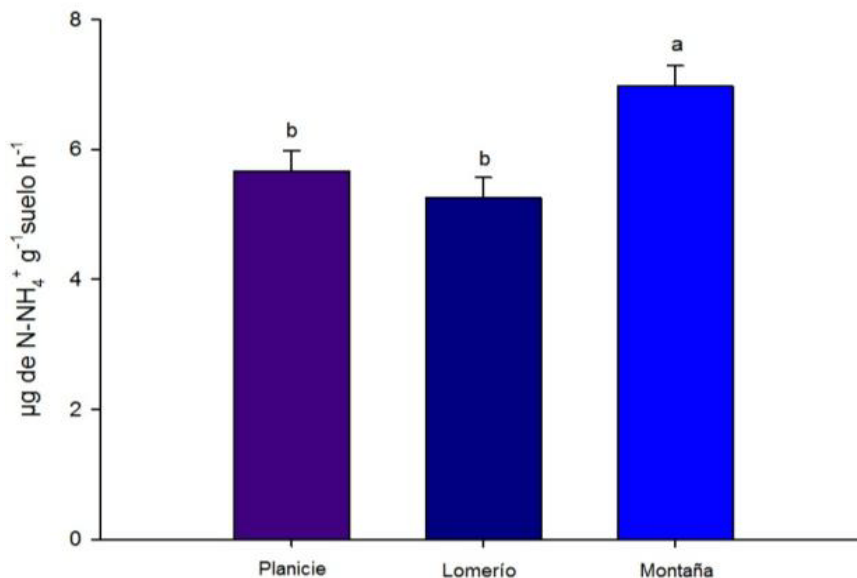


Figura 4. Actividad de ureasa en la rizósfera de *Agave angustifolia* Haw. en plantaciones ubicadas en tres sitios del Distrito de Tlacolula, Oaxaca, México. Barras con diferente letra difieren significativamente ($P \leq 0.05$).

La actividad de celulasa osciló entre 0.070 µg de glucosa g⁻¹ suelo h⁻¹ a 0.116 µg de glucosa g⁻¹ suelo h⁻¹ y fue significativamente diferente entre sitios y su sistema de labranza asociado ($P < 0.0001$). La actividad más alta de celulasa se encontró en los suelos de montaña (LM) (Fig. 5).

Una elevada actividad de las enzimas del suelo puede acelerar la tasa de reciclaje de la MO, favoreciendo con ello, el desarrollo vegetal (Roldán et al., 2005).

Estudios previos han reportado un incremento en la actividad enzimática en suelos sin labranza con relación a suelos sometidos a prácticas de labranza (Acosta-Martínez, 2004; Roldán et al., 2005; Alvear et al., 2006). Los sistemas de labranza pueden afectar indirectamente la actividad enzimática del suelo a través de cambios en la estructura de la comunidad microbiana (Gianfreda y Ruggiero, 2006) y mediante la pérdida de MO, lo cual origina una baja de la actividad biológica (Bayer et al., 2001). La pérdida de MO mediante la labranza se ha atribuido a la destrucción de macroagregados y a la subsecuente mineralización del material orgánico lábil (Roldán et al., 2005). Sin embargo, el efecto de la labranza depende del tipo de enzima (Palma et al., 2000, Trasar-Cepeda et al., 2008).

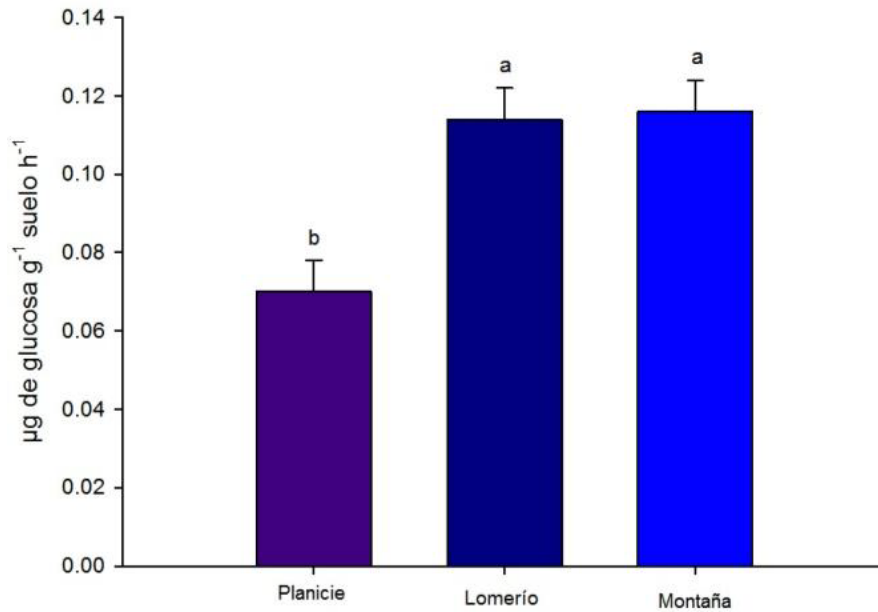


Figura 5. Actividad de celulasa en la rizósfera de *Agave angustifolia* Haw. en plantaciones ubicadas en tres sitios del distrito de Tlacolula, Oaxaca, México. Barras con diferente letra difieren significativamente ($P \leq 0.05$).

El valor medio general para cada actividad enzimática fue de $122.82 \mu\text{g p-NF g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$, $77.89 \mu\text{g p-NF g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$, $5.974 \mu\text{g de N-NH}_4^+ \text{ g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$, $0.099 \mu\text{g de glucosa g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$ para fosfatasa alcalina, fosfatasa ácida, ureasa y celulasa, respectivamente. Los valores para la actividad de fosfatasa son similares a los reportados por Dick (1994) de $110 \mu\text{g p-NF g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$ y Contreras et al. (1996) de $120 \mu\text{g p-NF g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$. Pero fueron más bajos que el encontrado por Deng y Tabatabai (1997) de $180 \mu\text{g p-NF g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$. La actividad de ureasa fue menor a la encontrada por Paolini (2003) de $15 \mu\text{g de N-NH}_4^+ \text{ g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$ en bosques semi deciduos, por Leirós et al. (2000) de $14 \mu\text{g de N-NH}_4^+ \text{ g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$ en bosques de *Quercus sp.* y por Albiach et al. (2001) de $28 \mu\text{g de N-NH}_4^+ \text{ g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$ en suelos agrícolas. La actividad de la celulasa mostró valores inferiores a los indicados por Alvear et al. (2007) de $0.84 \mu\text{g de glucosa g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$ en la rizósfera de árboles jóvenes de *N. obliqua* y de $1.18 \mu\text{g de glucosa g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$ en la rizósfera de árboles maduros de la misma especie, Sanomiya et al. (2006) reportaron valores de $188 \mu\text{g de glucosa g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$ y $125 \mu\text{g de glucosa g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$ con la adición de paja y vinaza en suelos agrícolas, respectivamente.

La actividad de fosfatasa ácida y fosfatasa alcalina predominó sobre la actividad de celulasa y ureasa. Otros estudios en suelos semiáridos (Acosta-Martínez et al., 2003) y suelos húmedos (Klose y Tabatabai, 2002) establecieron que las glucosidasas son menos abundantes que otras enzimas. De acuerdo con Tabatabai (1994) el predominio de una actividad enzimática está más relacionado con la función ecológica y las características cinéticas de la enzima a pesar del efecto de las propiedades físicas y químicas, de la geología y el uso del suelo. Tarafdar y Jungk (1987) expresaron que las enzimas típicamente más abundantes en la rizósfera son las fosfatasas, cuya actividad está asociada con la disminución de fósforo orgánico.

El CBM fluctuó de $1687.8 \mu\text{g C g}^{-1}$ suelo a $1798.5 \mu\text{g C g}^{-1}$ suelo y no cambió significativamente entre los sitios (Fig. 6). El valor de esta variable fue más alto que el reportado para suelos tropicales relativamente secos de $290\text{-}450 \mu\text{g C g}^{-1}$ suelo (Srivastava, 1992; Srivastava y Lal, 1994) y que el valor de $230\text{-}510 \mu\text{g C g}^{-1}$ suelo establecido por Zamora et al. (2005) en parcelas de zonas semiáridas.

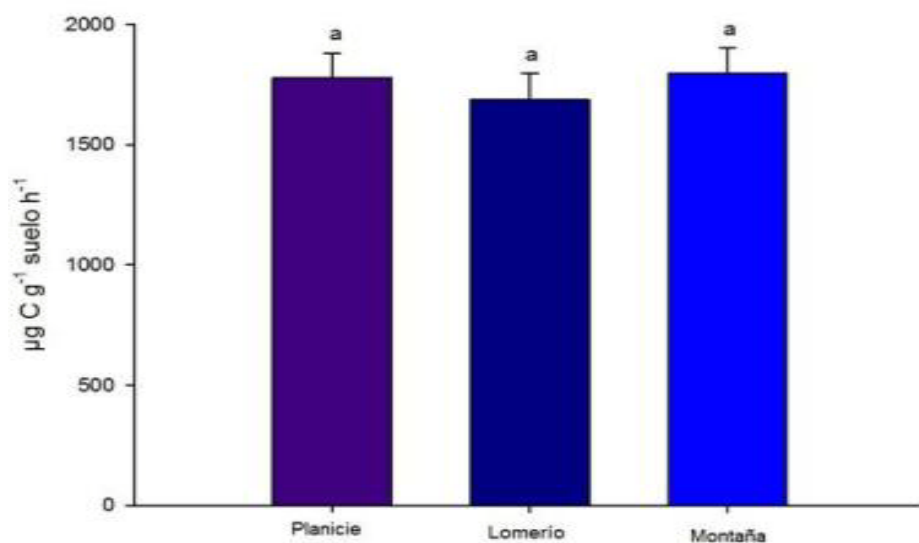


Figura 6. Carbono de la biomasa microbiana en la rizósfera de *Agave angustifolia* Haw. en plantaciones ubicadas en tres sitios del Distrito de Tlacolula, Oaxaca, México. Barras con diferente letra difieren significativamente ($P \leq 0.05$).

Cambios en la actividad enzimática y carbono de la biomasa microbiana en la rizósfera de *Agave angustifolia* Haw. asociados a la edad de la planta

La actividad de fosfatasa ácida fue más alta en la rizósfera de plantas de maguey de 0 a 2 años de edad. En cambio, la actividad de fosfatasa alcalina fue mayor en la rizósfera de plantas de maguey de 2.1 a 4 años de edad (Fig. 7). Otros estudios indicaron que la edad de la planta tiene influencia directa sobre la actividad enzimática, especialmente en la actividad de fosfatasa ácida (Li et al., 2002; Yadav y Tarafdar, 2004). Yoshioka et al. (2006) reportaron que tanto la actividad de fosfatasa ácida como de fosfatasa alcalina estuvieron determinadas por el manejo agronómico y el estado fisiológico del cultivo de plátano.

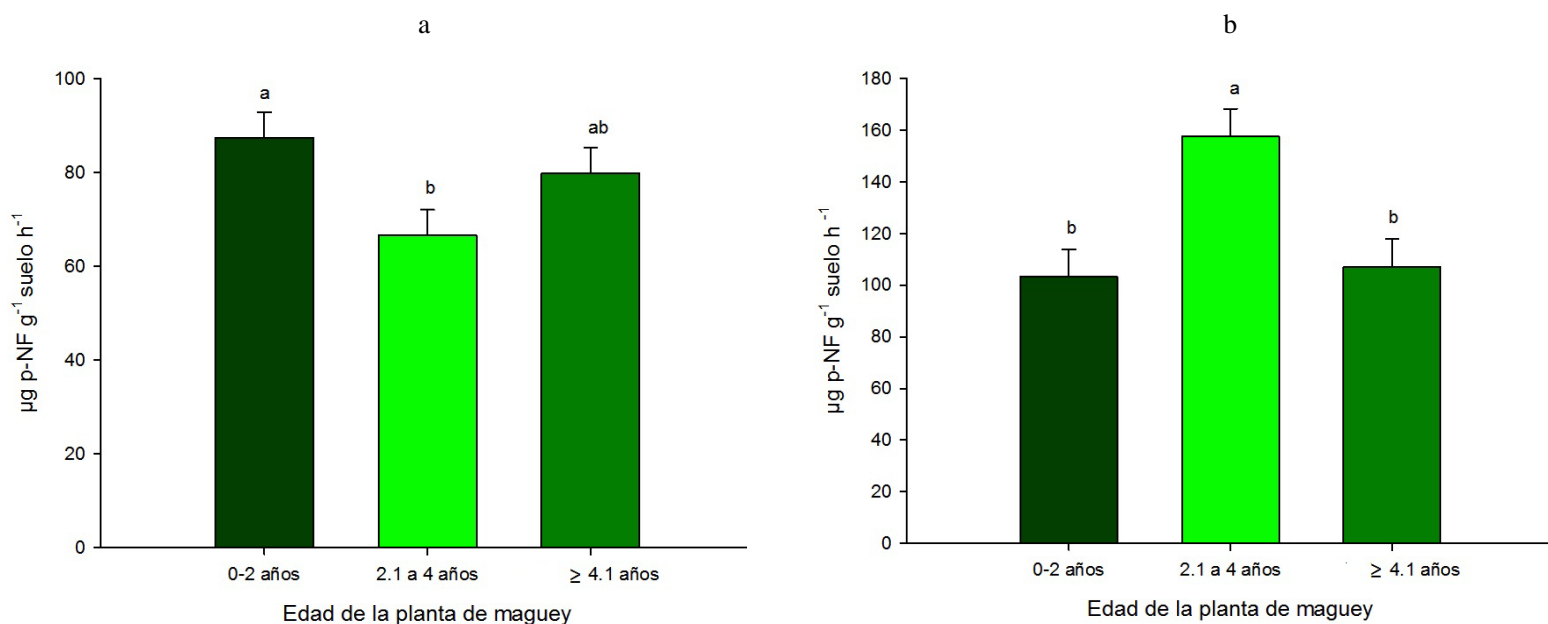


Figura 7. Actividad de fosfatasa ácida (a) y actividad de fosfatasa alcalina (b) en la rizósfera de plantas de *Agave angustifolia* Haw. con diferente edad. Barras con diferente letra difieren significativamente ($P \leq 0.05$).

La actividad de ureasa y celulasa no fue significativamente afectada por la edad de la planta de maguey (Fig. 8). Estos resultados sugieren que la actividad de ambas enzimas está determinada en mayor grado por las prácticas de manejo del suelo más que por la edad de la planta tal como concluyeron Mogollon et al. (2010).

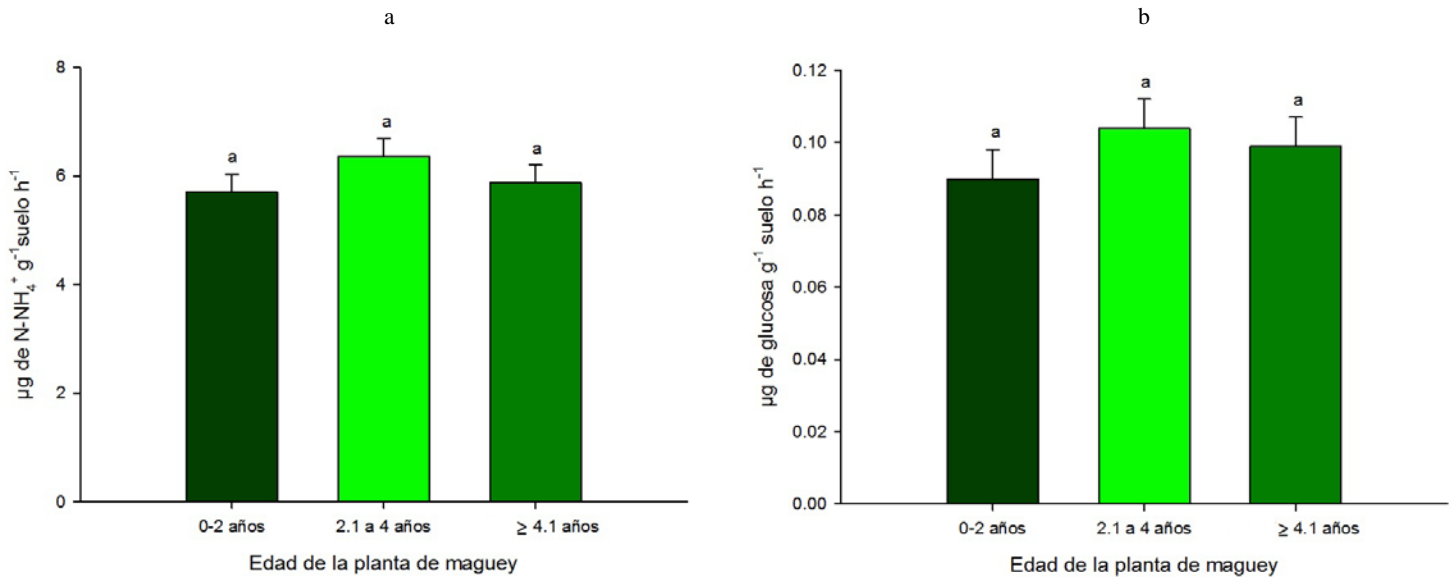


Figura 8. Actividad de ureasa (a) y actividad de celulasa (b) en la rizósfera de plantas de *Agave angustifolia* Haw. con diferente edad. Barras con diferente letra difieren significativamente ($P \leq 0.05$).

El valor más alto de CBM se presentó en la rizósfera de maguey de 2.1 a 4 años (Fig. 9), tal vez porque en esta fase las condiciones rizosféricas inducidas por la etapa de desarrollo vegetal favorecen el aumento de la biomasa microbiana (Mandal et al., 2007). El elevado contenido de CBM en esta edad de las plantas de maguey también se puede deber a los cambios temporales en la proporción de bacterias con respecto a los hongos del suelo; debido a que las bacterias tienen una relación C:N más baja en comparación con los hongos (Bardgett et al., 1999). Se requieren investigaciones posteriores en este agroecosistema para determinar los cambios temporales en las comunidades microbianas edáficas y el significado funcional de estos cambios durante la fenología del cultivo (Mandal et al., 2007).

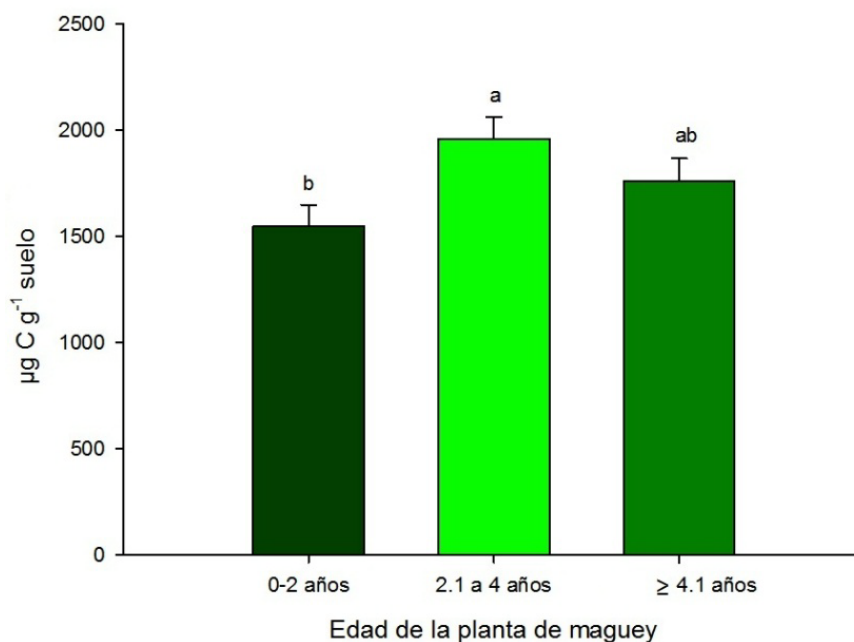


Figura 9. Carbono de la biomasa microbiana en la rizósfera de plantas de *Agave angustifolia* Haw. con diferente edad. Barras con diferente letra difieren significativamente ($P \leq 0.05$).

Patrones temporales de la actividad enzimática y del carbono de la biomasa microbiana en la rizósfera de *Agave angustifolia* Haw.

La actividad de las fosfatasa no mostró cambios estacionales significativos durante el año de muestreo (Fig. 10).

En contraste, García-Ruiz et al. (2009) reportaron que la mayor actividad de fosfatasa ácida ocurrió durante la primavera y la de fosfatasa alcalina de primavera a otoño. Grierson y Adams (2000) concluyeron que la heterogeneidad espacial y estacional de la actividad de fosfatasa ácida en el suelo rizosférico depende de la composición vegetal y del tipo de raíz (raíces ramificadas o raíces micorrizadas).

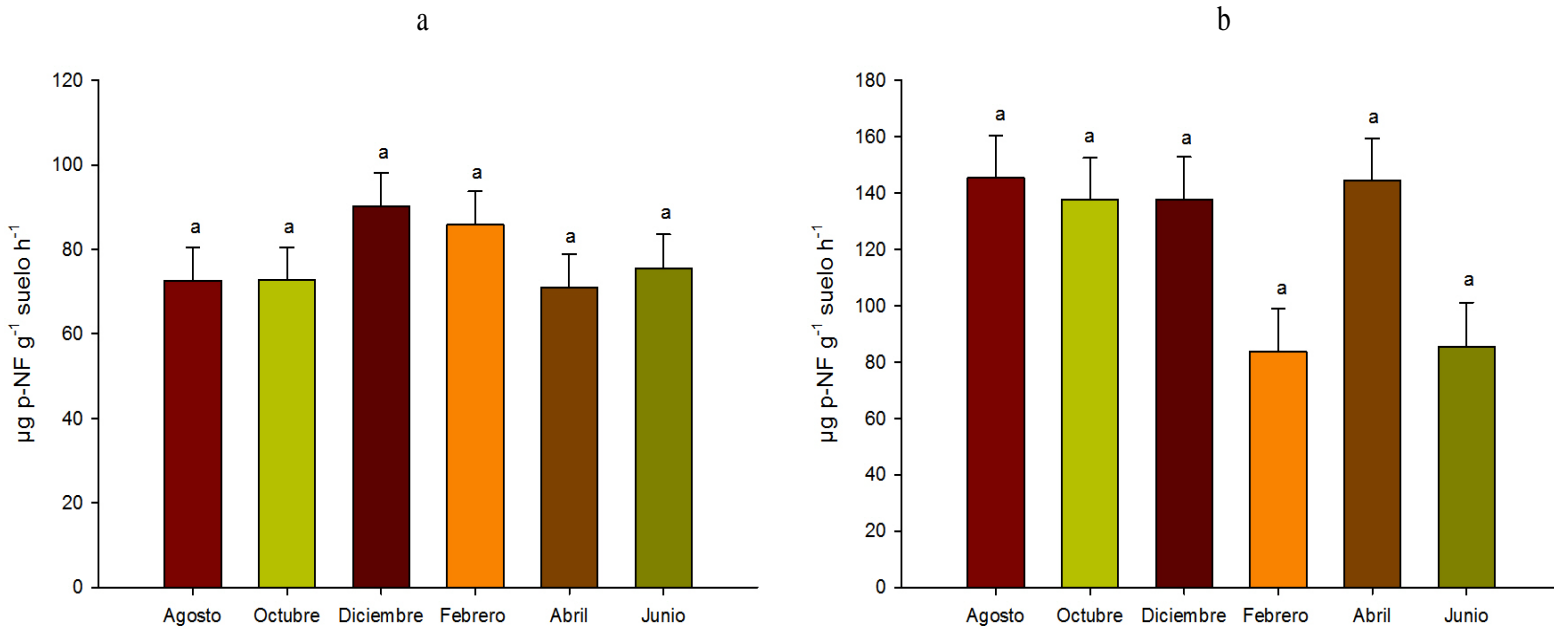


Figura 10. Actividad de fosfatasa ácida (a) y actividad de fosfatasa alcalina (b) en la rizósfera de *Agave angustifolia* Haw. durante los diferentes meses de muestreo. Barras con diferente letra difieren significativamente ($P \leq 0.05$).

La actividad más alta de celulasa se obtuvo en el mes de diciembre (finales de otoño) y su actividad más baja en el mes de junio, a finales de la primavera (Fig. 11). Estos resultados coinciden con los reportados por Alvear et al. (2008), quienes encontraron un aumento significativo en la actividad de celulasa en la época de invierno probablemente debido al inicio del proceso de descomposición de la MO. También reportaron que la actividad de esta enzima fue menor en primavera posiblemente por la disminución en el contenido de humedad del suelo y a la reducción en la concentración de celulosa, como consecuencia del proceso de degradación.

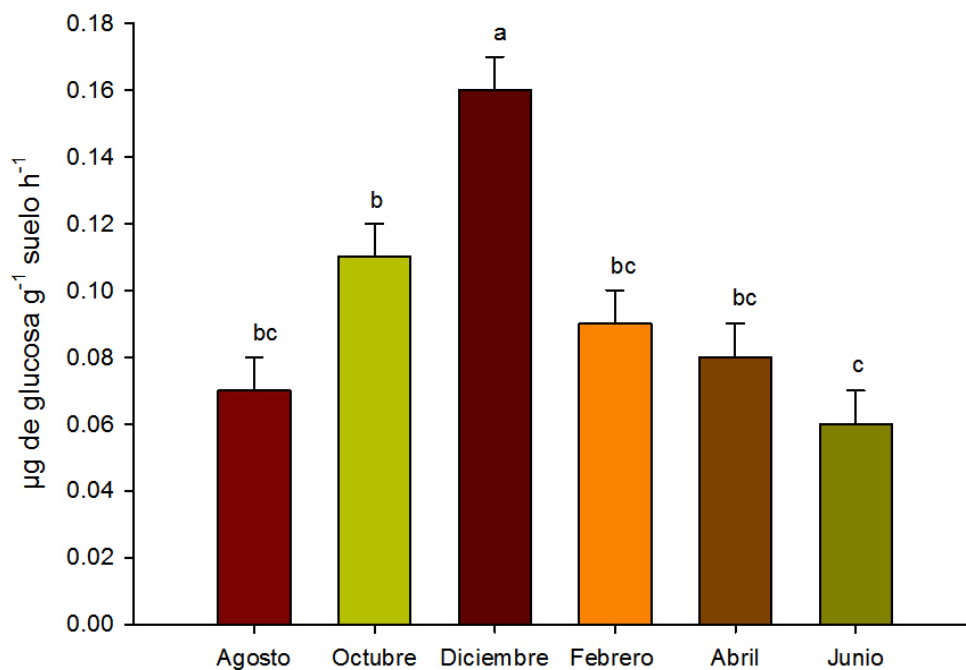


Figura 11. Actividad de celulasa en la rizósfera de *Agave angustifolia* Haw. durante los diferentes meses de muestreo. Barras con diferente letra difieren significativamente ($P \leq 0.05$).

La ureasa mostró su mayor actividad en los meses de octubre y febrero (principios de otoño y mediados de invierno, respectivamente) y su menor actividad en el mes de agosto a mediados del verano (Fig. 12). Similarmente, Rivas et al. (2009) encontraron los valores más bajos para la actividad de la ureasa en los meses de verano. Contrariamente, Cárcamo et al. (2004) reportaron la menor actividad de esta enzima en los meses de octubre y febrero y el valor más alto en los meses de diciembre y mayo en un suelo forestal.

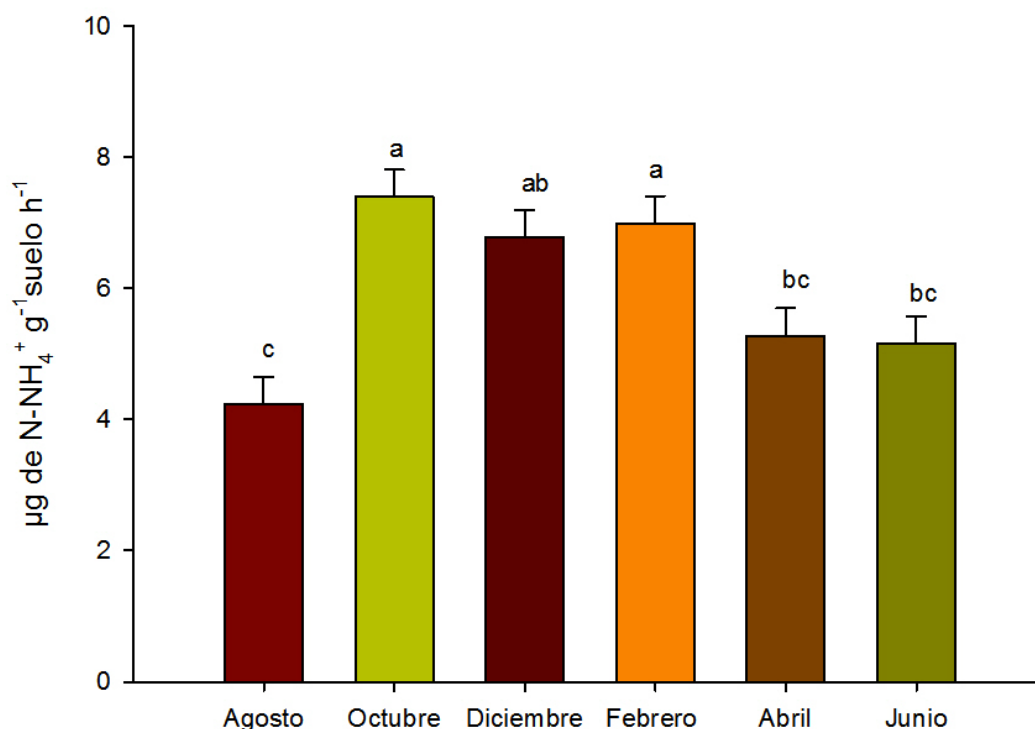


Figura 12. Actividad de ureasa en la rizósfera de *Agave angustifolia* Haw. durante los diferentes meses de muestreo. Barras con diferente letra difieren significativamente ($P \leq 0.05$).

El CBM mostró un incremento en el mes de agosto (mediados de verano, temporada de lluvias) y disminuyó en diciembre y febrero (invierno, temporada de sequía) (Fig. 13). Tremont y Cuevas (2006) también encontraron que el CBM en suelos forestales fue más alto durante la temporada de lluvias.

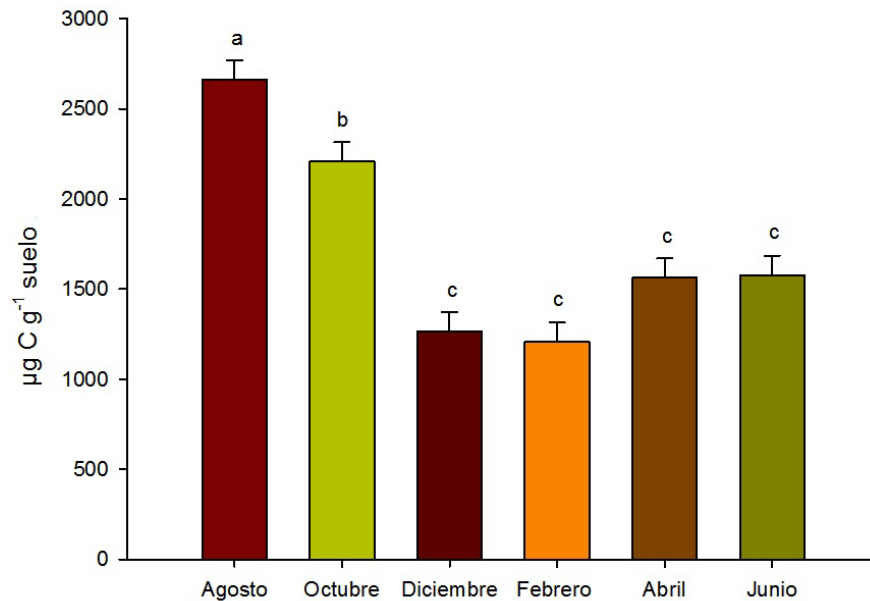


Figura 13. Actividad del carbono de la biomasa microbiana en la rizósfera de *Agave angustifolia* Haw. durante los diferentes meses de muestreo. Barras con diferente letra difieren significativamente ($P \leq 0.05$).

Algunos autores han mostrado que la respuesta de la actividad enzimática del suelo puede ser anual y estacionalmente diferente (Kandeler y Böhm, 1996; Curci et al., 1997). Los cambios en la humedad, temperatura y entradas de carbono al suelo también pueden tener un efecto importante sobre la biomasa microbiana y su actividad, lo cual, en consecuencia, afecta la disponibilidad de nutrientes (Ross, 1987).

El coeficiente de variación general para la fosfatasa alcalina fue de 65.82%, para la fosfatasa ácida fue de 52.00%, para la ureasa fue de 40.29%, para la celulasa fue de 63.02% y para el CBM fue de 43.13%. Bolton et al. (1985) mostraron una variabilidad intra-anual (tres muestreos en un año) tan baja como de 2% a 7% para la actividad de fosfatasa y ureasa. Sin embargo, los resultados aquí indicados coinciden con los de Aon y Colaneri (2001), quienes obtuvieron coeficientes de variación aproximadamente de 50% para la actividad de fosfatasas (ácida y alcalina) (tres muestreos durante el periodo de desarrollo de la soya), o con los de Debosz et al. (1999), estos autores reportaron más de 50% de variación temporal para el CBM y actividad de celulasa, con base en 19 muestreos durante dos años en suelos de Dinamarca. Los resultados derivados de este estudio

también son coincidentes con los de Sinsabaugh et al. (2003), quienes encontraron coeficientes de variación temporal mayores a 45% para cuatro de las 10 enzimas del suelo que evaluaron en un bosque de liquidámbar.

No se pudo establecer un patrón constante en el comportamiento anual de cada una de las enzimas edáficas analizadas. Aunque de manera general, se encontró una variabilidad intra-anual relativamente alta para cada actividad enzimática. En este sentido, es conveniente mencionar que las investigaciones enfocadas a determinar la variabilidad temporal de las enzimas del suelo son aún escasas.

CONCLUSIONES

La mayor actividad de fosfatasa ácida, de ureasa y de celulasa se registró en los suelos de montaña bajo labranza mínima, sugiriendo que este tipo de labranza favorece la actividad de las hidrolasas del suelo, lo cual puede contribuir a un manejo sustentable del cultivo de maguey espadín bajo condiciones semiáridas. En cambio, la actividad de fosfatasa alcalina fue más alta en los suelos de lomerío bajo tracción animal. El carbono de la biomasa microbiana no fue significativamente diferente entre los sitios.

La actividad de fosfatasa ácida fue más alta en la rizósfera de plantas de maguey de 0-2 años de edad. La actividad de fosfatasa alcalina y de carbono de la biomasa microbiana fue mayor en la rizósfera de plantas de maguey de 2.1-4 años de edad. La actividad de ureasa y de celulasa no cambió con la edad de la planta de maguey.

La actividad de las fosfatasas no mostró cambios anuales significativos. La actividad más alta de celulasa se obtuvo en diciembre y su actividad más baja en junio. La ureasa mostró su mayor actividad en octubre y febrero y, su menor actividad en agosto y disminuyó en diciembre y febrero.

RECOMENDACION

No se pudo establecer un patrón constante en el comportamiento anual de cada una de las enzimas estudiadas, por ello, sería conveniente realizar más investigaciones que profundicen en el estudio de la variabilidad temporal de las enzimas edáficas.

LITERATURA CITADA

- Acosta-Martínez V, Acosta-Mercado D, Sotomayor-Ramirez D, Cruz L. 2008. Microbial communities and enzymatic activities under different management of semiarid soils. *Applied Soil Ecology* 38: 249-260.
- Acosta-Martínez V, Mikha MM, Vigil MF. 2007. Microbial communities and enzyme activities in soils under alternative crop rotations compared to wheat-fallow for the Central Great Plains. *Applied Soil Ecology* 37: 41-52.
- Acosta-Martínez V, Zobeck TM, Allen V. 2004. Soil microbial, chemical and physical properties in continuous cotton and integrated crop-livestock systems. *Soil Science Society of America Journal* 68: 1875-1884
- Acosta-Martínez V, Zobeck TM, Gill TE, Kennedy AC. 2003. Enzyme activities and microbial community structure of agricultural semiarid soils. *Biology and Fertility of Soils* 38: 216-227.
- Acosta-Martínez V, Tabatabai MA. 2000. Enzyme activities of a lime agricultural soil. *Biology and Fertility of Soils* 31: 85-91.
- Albiach R, Gómez R, Pomares F, Ingelmo F, Canet R. 1998. Efecto del tipo de fertilización sobre la actividad biológica del suelo en reconversión a la agricultura ecológica. *Actas del Congreso de la SEAE*. Valencia.
- Albiach R, Canet R, Pomares F, Ingelmo F. 2001. Microbial biomass content and enzymatic activities after the application of organic amendments to a horticultural soil. *Bioresource Technology* 75:43-48.
- Alvear M, López R, Rosas A, Espinoza N. 2006. Efecto de la aplicación de herbicidas en condiciones de campo sobre algunas actividades biológicas. *Revista de la Ciencia del Suelo y Nutrición Vegetal* 6: 64-76.
- Alvear M, Reyes F, Morales A, Arriagada C, Reyes M. 2007. Actividad biológica y agregados estables al agua en dos tipos de formaciones vegetales de un bosque templado del Centro-Sur de Chile con perturbación antrópica. *Ecología Austral*.17: 113-122.
- Alvear M, Astorga M, Reyes F. 2008. Efecto de los residuos vegetales provenientes de dos tratamientos silvícolas en una plantación de *Pinus radiata* D. Don sobre los cambios estacionales de las actividades biológicas del suelo. *Revista de la Ciencia del Suelo y Nutrición Vegetal* 8: 14-27.
- Aon M A, Cabello M N, Sarena D E, Colaneri A C, Franco M G, Burgos J L, Cortassa S. 2001. I. Spatio-temporal patterns of soil microbial and enzymatic activities in an agricultural soil. *Applied Soil Ecology* 18:239-254.
- Aon M A, Colaneri A C. 2001. Temporal and spatial evolution of enzymatic activities and physicochemical properties in an agricultural soil. *Applied Soil Ecology*. 18: 255-270.
- Bardgett R D, McAlister E. 1999. The measurement of soil fungal: bacterial biomass ratios as an indicator of ecosystem self-regulation in temperate meadow grasslands. *Biology and Fertility of soils* 29: 282-290.
- Bastida F, Moreno JL, Hernández T, García C. 2006. Microbiological degradation index of soils in a semiarid climate. *Soil Biology and Biochemistry* 38: 3463-3473.

- Bayer C, Martin-Neto L, Mielniczuk J, Pillon C, Sangoi L. 2001. Changes in soil organic matter fractions under subtropical no-till cropping systems. *Soil Science Society of America Journal* 65:1473-1478.
- Bremner J M, Mulvaney R L. 1978. Urease activity in soil. En: *Soils Enzymes*, R.G. Burns (eds.). Academic Press, New York pp. 149-196.
- Bautista-Cruz A, Carrillo-González R, Arnaud-Viñas MR, Robles C, de León-González F. 2007. Soil fertility properties on *Agave angustifolia* Haw. plantations. *Soil and Tillage Research* 96: 342-349.
- Bolton H, Elliott L, Papendick R, Bezdicsek D. 1985. Soil microbial biomass and selected soil enzyme activities: Effect of fertilization and cropping practices. *Soil Biology and Biochemistry* 3: 297-302
- Boone DR, Grigal DF, Sollins P, Ahrens RJ, Armstrong DE. 1999. Soil Sampling, Preparation, Archiving and Quality Control In: Robertson et al. (eds.). *Standard Soil Methods for Long Term Ecological Research*. Oxford University Press, USA pp. 3-27.
- Cárcamo A, Puentes L, Godoy R, Oyarzún C, Valenzuela E. 2004. Actividad biológica del suelo en un bosque de *Nothofagus obliqua* (Mirb.) Oerst., Centro-sur de Chile. *Revista de la Ciencia del Suelo y Nutrición Vegetal (Chile)* 4: 14-25.
- Castillo NF, Castro MJ. 1996. Consejo de Recursos Minerales. Monografía Geológico Minera del Estado de Oaxaca. Secretaría de Comercio y Fomento Industrial, Consejo de Recursos Minerales, México
- Chagoya-Méndez VM. 2004. Diagnóstico de la cadena productiva del sistema producto maguey-mezcal. Secretaría de Agricultura Ganadería Desarrollo Rural Pesca y Alimentación SAGARPA-Delegación Oaxaca. Oaxaca, México.
- Comisión Nacional de Biodiversidad, 2010 [en línea]. Disponible en: <http://www.conabio.gob.mx/informacion/gis/> Fecha de consulta: 15 de diciembre de 2010.
- Contreras F, Rivero C, Paolini J. 1995. Efecto de la incorporación de residuos orgánicos y dos tipos de labranza sobre la actividad de la ureasa en un Alfisol. *Venesuelos* 3:2-6.
- Contreras F, Rivero C, Paolini J. 1996. Efecto del uso de residuos orgánicos y dos tipos de labranza sobre la actividad de la fosfatasa ácida en un Alfisol. *Revista de la Facultad de Agronomía* 22: 139-149.
- Curci M, Pizzigallo M D R, Crecchio C, Mininni R. 1997. Effect of conventional tillage on biochemical properties of soils. *Biology and Fertility Soils* 25: 1-6.
- Debosz K, Rasmussen P, Pedersen A. 1999. Temporal variations in microbial biomass C and cellulolytic enzyme activity in arable soils: effects of organic matter input. *Applied Soil Ecology* 13: 209-218.
- Deng S P, Tabatabai M A. 1996. Effect of tillage and residue management on enzyme activities in soils. II Glycosidases. *Biology and Fertility of Soils*. 22: 208-213.
- Deng S P, Tabatabai M A. 1997. Effect of tillage and residue management on enzyme activities in soils: III. Phosphatases and arylsulfatase. *Biology and Fertility Soils* 24:141–146.

- Dick PR, Thomas DR, Halvorson JJ. 1996. Standardized Methods Sampling, and Sample Pretreatment. In: Doran et al. (eds.). Methods for assessing soil quality. SSSA. Special Publication USA 49 pp 107-121.
- Dick-Peddie W. 1991. Semiarid and arid lands: a world wide scope. In: Skujins J. (ed.). Semiarid Lands and Deserts. Soil Resources and Reclamation. Marcel Dekker, Inc., New York pp. 3–32.
- Dick RP. 1994. Soil enzyme activities as indicators of soil quality. In: Doran et al (eds.) Defining soil quality. Cap.7. pp.107.
- El-Baruni B, Olsen SR. 1979. Effects of manure on solubility of phosphorus in calcareous soils. Soil Science 112: 219–225.
- FAO.1998. World Reference Base for Soil Resources. Food and Agriculture Organization, Rome, Italy.
- García-Ruiz R, Ochoa V, Viñeola B, Hinojosa M B, Peña-Santiago R, Liébanas G, Linares J C, Carreira J A. 2009. Soil enzymes, nematode community and selected physico-chemical properties as soil quality indicators in organic and conventional olive oil farming: influence of seasonality and site features. Applied Soil Ecology 41: 305-314.
- Gianfreda L, Ruggiero P.2006. Enzyme activities in soil. En: Nannipieri P, Smalla K, (eds.) Nucleic acids and proteins in soil. Capitulo 12. Springer Publishing Company. Alemania.
- Goyal S, Dhull S K, Kapoor K K. 2005. Chemical and biological changes during composting of different organic wastes and assessment of compost maturity. Bioresource Technology. 96: 1584-1591.
- Grierson P F, Adams MA. 2000. Plant species affect acid phosphatase, ergosterol and microbial P in a Jarrah (*Eucalyptus marginata* Donn ex Sm.) forest in South-western Australia. Soil Biology and Biochemistry 32: 1817-1827
- Gupta V, Germida J. 1988. Distribution of microbial biomass and its activity in different soil aggregate size classes as affected by cultivation. Soil Biology and Biochemistry 20:777-786.
- Horwath WR, Paul EA. 1994. Microbial biomass. In: Weaver et al. (eds.) Methods of Soil Analysis, Part 2. Microbiological and Biochemical Properties. SSSA Book Series 5. Madison, WI pp. 753–773.
- Instituto Nacional de Estadística y Geografía 2010 [en línea]. Disponible en: <http://www.inegi.org.mx/>. Fecha de consulta: 10 de diciembre de 2010
- Jenkinson DS, Polwson DS. 1976. The effects of biocidal treatments on metabolism in soil I. Fumigation with chloroform. Soil Biology and Biochemistry 8: 167-177
- Johnston, Summer M.E. (eds.). Methods of Soil Analysis. Part 3. Chemical Methods. Number 5 in the Soil Science Society of America Book Series. Soil Science Society of America. USA.
- Kandeler E, Gerber H. 1988. Short-term assay of soil urease activity using colorimetric determination of ammonium. Biology and Fertility of Soils 6: 68-72.
- Kandeler E, Böhm K. 1996. Temporal dynamics of microbial biomass, xylanase activity, N-mineralization and potential nitrification in different tillage systems. Applied Soil Ecology 4: 181-191.
- Kandeler E, Tscherko D, Spiegel H. 1999. Long-term monitoring of microbial biomass, N mineralization and enzyme activities of a chernozem under different tillage management. Biology and Fertility of Soils 28:343-351.

- Klose S, Tabatabai MA. 2002. Response of glycosidases in soils to chloroform fumigation. *Biology and Fertility of Soils* 35: 262–269.
- Klose S, Moore JM, Tabatabai MA. 1999. Arylsulfatase activity of microbial biomass in soils as affected by cropping systems. *Biology and Fertility of Soils* 29: 46–54.
- Kuo S. 1996. Phosphorus. In: Sparks et al. (eds.) *Methods of Soils Analysis Part 3*. 5th, SSSA, Madison, WI, pp. 908-909.
- Leirós M, Trasar-Cepeda C, Seoane S, Gilsotres F. 2000. Biochemical properties of acid soils under climax vegetation in an area of the European temperate-humid zone: general parameters. *Soil Biology and Biochemistry* 32: 733-745.
- Liu H, Li L, Han X, Huang J, Sun J, Wang H. 2006. Respiratory substrate availability plays a crucial role in the response of soil respiration to environmental factors. *Applied Soil Ecology* 32: 284- 292.
- Li C H, Ma B L, Zhang T Q. 2002. Soil bulk density effects on soil microbial populations and enzyme activities during the growth of maize (*Zea mays* L.) planted in large pots under field exposure. *Canada Journal of Microbiology* 82: 147-154.
- Lorence DH, García-Mendoza A. 1989. Oaxaca, México. En: Campbell et al. (eds.) *Floristic Inventory of Tropical Countries. The Status of Plant Systematic Collections and Vegetation, Plus Recommendations for the Future*, The New York Botanical Garden. pp. 259.
- Mandal A, Patra A K, Singh D, Swarup A, Mastro R E. 2007. Effect of long term application of manure and fertilizer on biological and biochemical activities in soil during crop development stages. *Bioresource Technology* 98: 3585-3592.
- Mogollón J P, Torres D, Martínez A. 2010. Cambios en algunas propiedades biológicas del suelo según el uso de la tierra en el sector el cebollal, Estado Falcón, Venezuela. *Bioagro*. 22: 1316-3361
- Nelson N. 1944. A photometric adaptation of Somogyi method for the determination of glucose. *Journal of Biological Chemistry*. 153, 375-380.
- Nelson DW, Sommers LE. 1982. Total carbon, organic carbon and organic matter in Page A L. (ed) *Methods of soil analysis Part 2 chemical and microbiological properties*. Second edition. American Society of Agronomy and Soil Science Society of America, Madison, WI pp 570-571.
- NORMA Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000 Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales. *Diario oficial*. Segunda sección (1): 1-50.
- Palma RM, Arrigo NM, Saubidet MI, 2000 Chemical and biochemical properties as potential indicators of disturbances. *Biology and Fertility of Soils* 32:381–384
- Pancholy SK, Rice EL. 1973. Soil enzymes in relation to old field succession: Amylase, cellulase, invertase, dehydrogenase and urease. *Soil Science Society of America Proceedings* 37:45-50.
- Paolini J. 2003. Actividades enzimáticas en suelos de los altos llanos centrales (estado Guárico). *Venezuelos* 11:39-46.
- Paolini J. 2003. Las enzimas del suelo y su aplicación en la caracterización bioquímica de sitios. *Instituto Venezolano de Investigaciones científicas* 39-46
- Petersen GR, Calvin LD. 1996. In: Sparks DL, Page AL, Helmke PA, Loeppert RH, Soltanpour PN, Tabatabai MA, Johnston CT and Summer ME (eds.) *Methods of*

- Soil Analysis. Chemical Methods. in the Soil Science Society of America Book Series. Soil Science Society of America. USA pp. 1-17.
- Puglisi E, del RE AA, Rao MMA, Gianfreda L. 2006. Development and validation of numerical indexes integrating enzyme activities of soils. *Soil Biology and Biochemistry* 38: 1673-1681.
- Richards BN. 1987. *The Microbiology of Terrestrial Ecosystems*. Longman Scientific and Technical, Essex, England.
- Rivero C, Torres A, León M. 2008. Efecto de la labranza sobre la materia orgánica y la actividad enzimática de un inceptisol venezolano. *Revista de la Facultad de Agronomía, Maracay* 34:201-218.
- Rivas Y, Oyarzun C, Godoy R, Valenzuela E. 2009. Mineralización del nitrógeno, carbono y actividad enzimática del suelo en un bosque de *Nothofagus obliqua* (Mirb) Oerst y una plantación de *Pinus radiata* D. Don del centro-sur de Chile. *Revista de Historia Natural (Chile)* 82: 119-134.
- Roldán A, Salinas García JR, Alguacil MM, Caravaca F. 2005. Changes in soil enzyme activity, fertility, aggregation and C sequestration mediated by conservation tillage practices and water regime in a maize field. *Applied Soil Ecology* 30: 11-20.
- Ross D J. 1987. Soil microbial biomass estimated by the fumigation-incubation procedure: seasonal fluctuations and influences of soil moisture content. *Soil Biology and Biochemistry* 19: 397-404.
- Sánchez-López A. 2005. Oaxaca: tierra de maguey y mezcal. CONACYT Fundación produce, ITO, SEP, Sistema Nacional de Educación Tecnológica. Oaxaca, México.
- Sanomiya LT, Assis LC, Olivera JA, Nahas E. 2006. Mineralización de la Paja de Caña de Azúcar en Suelo Adicionado con Viñaza (Suprodueto de la Industria del Alcohol de Caña de Azúcar) y Fertilizante Nitrogenado. *Agricultura Técnica* 66:90-97
- SAS Institute Inc. 1990. SAS/STAT. User's guide, version 6. Cary, NC.
- Sinsabaugh R L, Saiya-Cork K, Long T, Osgood MP, Neher D, Zak DR, Norby RJ. 2003. Soil microbial activity in a *Liquidambar* plantation is unresponsive to CO₂-driven increases in primary productivity. *Applied Soil Ecology* 24:263-271
- Six J, Elliott ET, Paustian K. 2000. Soil macroaggregate turnover and microaggregate formation: a mechanism for C sequestration under no-tillage agriculture. *Soil Biology and Biochemistry* 32: 2099-2103.
- Smith LJ, Papendick RI. 1993. Soil organic matter dynamics and crop residue management. In: Metting FB. (ed.). *Soil Microbial Ecology*. Marcel Dekker, New York pp. 65-95.
- Sotomayor-Ramírez D, Espinosa, Acosta-Martínez V. 2009. Land use effects on microbial biomass C, β -glucosidase and β -glucosaminidase activities, and availability, storage, and age of organic C in soil. *Biology and Fertility of Soils* 45: 487-497.
- Srivastava SC; Lal JP. 1994. Effects of crop growth and soil treatments on microbial C, N and P in dry tropical arable land. *Biology and Fertility of Soils* 17:108-114.
- Srivastava SC. 1992. Microbial C, N and P in dry tropical soils: seasonal changes and influence of soil moisture. *Soil Biology and Biochemistry* 24:711-714.

- Tabatabai M A, Bremner JM. 1969. Use of p-nitrophenyl phosphate in assay of soil phosphatase activity. *Soil Biology and Biochemistry* 1:301-307.
- Tabatabai M A. 1994. Soil enzymes. In: Weaver et al. (eds.) *Methods of soil analysis. Part 2. Microbiological and biochemical properties. Book Ser. 5.* Soil Science Society of America. Madison, WI pp: 775-833.
- Tarafdar J C, Marschner H. 1994. Efficiency of VAM hyphae in utilization of organic phosphorus by wheat plants. *Soil Science and Plant Nutrition* 40: 593- 600.
- Tarafdar J C, Jungk A. 1987. Phosphatase activity in the rhizosphere and its relation on the depletion of soil organic phosphorus. *Biology and Fertility of Soils* 199-204.
- Toresani S, Bonel Ferreras L, Magra G, Dickie MJ, Galarza C, Faggioli V. 2009. Indicadores biológicos, físicos y químicos del suelo en sistemas de labranza y fertilización para mejorar la producción. *INTA EEA Oliveros.* 42:77
- Tremont O, Cuevas E. 2006. Carbono orgánico, nutrientes y cambios estacionales de la biomasa microbiana en las principales especies de dos tipos de bosques tropicales. *Multiciencias* 4: 1–14.
- Trasar-Cepeda C, Leirós S, Seoane S, Gil-Sotres F. 2008. Biochemical properties of soils under crop rotation. *Applied Soil Ecology* 39: 133-143.
- Voroney R, Winter J, Beyaert. 1993. Soil microbial biomass C and N. In: *Soil Sampling and Methods of Analysis.* In Carter MR (ed) Canadian Soil Science Soc. Iowa, b of Soil Science, Lewis Publishers. Canada pp 77-286p.
- Yoshioka T I. 2006. Actividad de las fosfatasa s ácida y alcalina en suelos cultivados con plátano (*Musa AAB*) en tres sistemas de manejo. Universidad Nacional de Colombia. Palmira pp: 99.
- Yadav BK, Tarafdar JC. 2004. Phytase activity in the rhizosphere of crops, trees and grasses under arid environment. *Journal of Arid Environment* 58: 285-293.
- Zamora F, Mogollón JP, Rodríguez N. 2005. Cambios en la biomasa microbiana y la actividad enzimática inducidos por la rotación de cultivos en un suelo bajo producción de hortalizas en el estado Falcón, Venezuela. *Multiciencias* 5:62-70.
- Zornoza R, Guerrero C, Mataix, Arcenegui SJ, García VF, Mataix BJ. 2006. Assessing air-drying and rewetting pre-treatment effect on some enzyme activities under Mediterranean conditions. *Soil Biology and Biochemistry* 38: 2125-2134.