



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**

**POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS**

Centro de Investigaciones en Ecosistemas

**DINÁMICA DE NUTRIENTES EN PARCELAS AGRÍCOLAS ABANDONADAS EN EL  
VALLE DE CUATRO CIÉNEGAS, COAHUILA.**

**TESIS**

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE

**MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS**

**(BIOLOGÍA AMBIENTAL)**

PRESENTA

**CELESTE MARTÍNEZ PIEDRAGIL**

**TUTOR PRINCIPAL DE TESIS: Dr. FELIPE FRANCISCO GARCÍA OLIVA (CIEco)**

**COMITÉ TUTOR: Dra. VALERIA FRANCISCA EUGENIA LEOPOLDINA DE MARIA DE GUADALUPE  
SOUZA SALDIVAR (Instituto de Ecología)**

**Dr. FRANCISCO JAVIER ESPINOSA GARCÍA (CIEco)**

**MÉXICO, D.F. JUNIO, 2013**



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

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

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

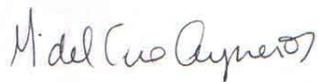
Dr. Isidro Ávila Martínez  
Director General de Administración Escolar, UNAM  
Presente

Por medio de la presente me permito informar a usted que en la reunión ordinaria del Comité Académico del Posgrado en Ciencias Biológicas, celebrada el día 25 de febrero del 2013, se acordó poner a su consideración el siguiente jurado para el examen de grado de Maestría en Ciencias Biológicas (Biología Ambiental) de la alumna Celeste Martínez Piedragil con número de cuenta 510020503 con la tesis titulada: "Dinámica de nutrientes en parcelas agrícolas abandonadas en el Valle de Cuatro Ciénegas, Coahuila" bajo la dirección del Dr. Felipe F. García Oliva:

Presidente:	Dra. Valeria Francisca Eugenia Leopoldina de María de Guadalupe Souza Saldivar
Vocal:	Dr. Gerardo Vázquez Marrufo
Secretario:	Dr. John Larsen
Suplente:	Dra. Yareni Perroni Ventura
Suplente:	Dr. Francisco Javier Espinosa Garcia

Sin otro particular, quedo de usted.

Atentamente  
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"  
Cd. Universitaria, D.F. a, 3 de mayo del 2013.



Dra. María del Coro Arizmendi Arriaga  
Coordinadora del Programa

## AGRADECIMIENTOS

Al Posgrado en Ciencia Biológicas de la UNAM (510020503)

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por la beca otorgada de Maestría (CVU:345250; No. Beca:239955).

A la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), al Centro de Investigaciones en Ecosistemas (CIEco), y al laboratorio de Biogeoquímica de Suelos, por la dedicación a la formación con su infraestructura. Este proyecto fue financiado por PAPIIT-DGAPA, UNAM.

A la Dirección del Área de Protección de Flora y Fauna Cuatro Ciénegas, CONANP por permitirme realizar los muestreos dentro del área protegida.

A los miembros del comité tutor que ayudaron a mejorar el proyecto. Al **Dr. Felipe García Oliva**, a la **Dra. Valeria Souza Saldivar** y al **Dr. Francisco Espinosa García**.

Al **Dr. Felipe García Oliva**, por ser el tutor principal de esta tesis y por el entusiasmo en estos dos años. ¡Gracias por el tiempo y la paciencia!

A la **Dra. Valeria Souza Saldivar**, por las ideas aportadas en estos dos años ¡gracias por el tiempo!

Al **Dr. Francisco Espinosa García**, sus ideas y comentarios ayudaron a mejorar la tesis, ¡gracias!

A los miembros del jurado, que aceptaron revisar, que corrigieron y contribuyeron a mejorar la presente tesis: **Dra. Valeria Souza Saldivar**, **Dra. Yareni Perroni Ventura**, **Dr. John Larsen**, **Dr. Gerardo Vásquez Marrufo** y el **Dr. Francisco Espinosa García**. ¡Gracias a todos!

**¡GRACIAS! A:**

Al Sr. **Oscar Sánchez Liceaga** por permitirme usar sus parcelas para realizar la presente tesis.

El técnico de laboratorio **Rodrigo Velázquez-Duran** por el apoyo durante los análisis de laboratorio. Mil gracias!

Los ingenieros **Heberto Ferreira** y **Alberto Valencia** por su apoyo en cómputo y por su disponibilidad en todo momento.

A los que me ayudaron al trabajo de campo: **Felipe, Yunuen, Bruno, Ofelia, Toño, Maricruz y Fatima** ¡muchas gracias a todos!

A mis compañeros de biogeoquímica, a **Cristina, Yunuen, Ofelia, Nati, Dai, Ingrid, Shatya, Bruno y Andrei** todas sus aportaciones fueron para mejorar este trabajo, ¡gracias a tod@s!

A **Cristina Montiel** por la ayuda, las platicas constructivas y por compartir conmigo su conocimiento, su tiempo y su amistad, ¡gracias amiga!

A **Maribel nava** por enseñarme las técnicas de laboratorio y por su amistad, gracias amiga!

A **Dolores Rodríguez** por la ayuda en el papeleo administrativo ¡Mil gracias!

## **A MI FAMILIA**

A mi esposo por su compañía, su comprensión y el amor incondicional que siempre me has demostrado. Tu más que nadie vivió esto de cerca, ¡Gracias!

A mi papá que siempre me está apoyando y que me enseñó a nunca dejar las cosas a la mitad, siempre hacia adelante !Gracias!

A mi mamá que con su sensibilidad y su paciencia me enseñó a ser la mujer que hoy soy, gracias mami!

A mi hermana Andy, gracias por el entusiasmo, por los consejos y los regaños, te quiero hermana!

A mi hermano Vladi , a Nalle y a mis sobrinos, que siempre estuvieron al pendiente de mi, gracias por el apoyo en esta etapa.

**Los quiero a todos!!!!!!**

## DEDICATORIA

A mi Ubaldito, tú eres el futuro, te amo!

Hijo:

Si quieres amarme bien puedes hacerlo,

Tu cariño es oro que nunca desdeño.

Mas quiero comprendas que nada me debes,

Soy ahora el padre tengo los deberes.

Nunca en las angustias por verte contento,

He trazado signos de tanto por ciento.

Ahora pequeño quisiera orientarte:

Mi agente viajero llegara a cobrarte.

Será un niño tuyo: gota de tu sangre

Presentará un cheque de cien mil afanes...

Llegará a cobrarte y entonces, mi niño

Como un hombre honrado a tu propio

Hijo, deberás pagarle.

Rudyard Kipling

## INDICE

<b>i. INDICE DE TABLAS</b> .....	1
<b>ii. INDICE DE FIGURAS</b> .....	3
<b>iii. RESUMEN</b> .....	4
<b>iv. ABSTRACT</b> .....	6
<b>1. INTRODUCCIÓN</b> .....	7
<b>2. OBJETIVOS</b> .....	10
<b>3. ANTECEDENTES</b> .....	11
3.2. Dinámica de P.....	12
3.3. Cobertura vegetal y COD.....	13
3.4. Agricultura.....	13
3.4.1. Efectos del manejo agrícola en las propiedades químicas del suelo. ....	15
3.4.1.1. El pH del suelo. ....	15
3.4.1.2. Salinización.....	16
3.4.2. Efecto del manejo agrícola en las propiedades Físicas del suelo. ....	17
3.4.2.1. Temperatura del suelo. ....	17
3.4.2.2. Conductividad hidráulica del suelo e infiltración.....	18
3.4.2.3. Densidad aparente del suelo y porosidad. ....	18
3.4.2.4. Agregados del suelo y estructura del suelo. ....	19
3.4.2.4. Humedad del suelo. ....	19
3.4.2.5. Erosión del suelo. ....	19
3.4.3. Efecto del manejo agrícola en las propiedades biológicas del suelo.....	20
3.4.3.1. Calidad de residuos de cultivos y poblaciones microbianas. ....	22
3.4.4. Efecto de la salinidad sobre las propiedades químicas, físicas y biológicas del suelo..	23
.....	23
3.5. Indicadores de calidad del suelo.....	24
3.6. Parcelas agrícolas abandonadas. ....	25
<b>4. MATERIALES Y MÉTODOS</b> .....	27
4.1. Descripción del sitio de estudio.....	27
4.2. Sitios de muestreo.....	28
4.3. Diseño experimental.....	30
4.4. DATOS DE CAMPO.....	31

4.4.1.	Cobertura vegetal.....	31
4.5.	Análisis de laboratorio.....	31
4.5.1.	Raíces (Biomasa subterránea).....	31
4.5.1.1.	Determinación de C, N y P totales de las raíces.....	32
4.5.1.2.	Calcinación de las raíces.....	32
4.5.1.3.	Contenidos de raíces.....	32
4.5.2.	Métodos para análisis del suelo.....	33
4.5.2.1.	Determinación del pH y humedad.....	33
4.5.2.2.	Determinación de la densidad aparente del suelo.....	33
4.5.2.3.	Determinación de C, N y P totales del suelo.....	33
4.5.2.4.	Determinación de las formas disueltas del suelo.....	34
4.5.2.5.	Determinación de las formas disponibles del suelo.....	35
4.5.2.6.	Determinación de las formas microbianas del suelo.....	35
4.5.2.7.	Fraccionamiento de P del suelo.....	37
4.5.3.	Incubaciones.....	39
4.5.3.1.	Diseño.....	39
4.5.3.2.	Cambios netos entre fechas (Deltas).....	39
4.6.	Análisis estadístico.....	40
4.6.1.	Análisis de los datos de nutrientes del suelo.....	40
4.6.2.	Análisis estadísticos de fraccionamiento de P y raíces.....	40
4.6.3.	Análisis de Componentes Principales.....	41
<b>5.</b>	<b>RESULTADOS</b> .....	<b>42</b>
5.1.	Coberturas vegetales.....	42
5.2.	Biomasa radical.....	45
5.3.	Dinámica de nutrientes del suelo.....	46
5.4.	Fraccionamiento de fósforo.....	55
5.5.	Experimentos de Incubación.....	58
<b>6.</b>	<b>DISCUSION</b> .....	<b>62</b>
6.1.	Dinámica de C, N y P de las parcelas abandonadas: evidencia de uso diferencial de C, conservación de N y limitación de P.....	62
6.2.	Efecto de estación.....	64
6.3.	Fraccionamiento de P.....	66

6.4. Síntesis .....	67
6.5. Índices de calidad.....	68
6.6. Relación con la comunidad vegetal.....	69
6.6.1. Efecto de la cobertura y biomasa radical.....	69
6.6.2. Efecto de la identidad de especie .....	70
6.7 ¿Qué tan degradadas están las parcelas? .....	72
6.8. Factores que favorecieron la degradación de los suelos.....	75
<b>7. CONCLUSIONES.....</b>	<b>77</b>
<b>8. LITERATURA CITADA. ....</b>	<b>79</b>
ANEXO 1 .....	89

## i. INDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1.</b> Medias y error estándar (ee) de las concentraciones, los cocientes y los contenidos de la biomasa radical. ....	46
<b>Tabla 2.</b> Valores de probabilidad de rechazo de la hipótesis nula (p) del análisis de varianza de medidas repetidas (RMANOVA) para los factores principales y la interacción de las variables del suelo. ....	47
<b>Tabla 3.</b> Medias y error estándar (ee) de pH y de las concentraciones de Carbono Orgánico Total (COT), Nitrógeno Total (NT) y Fósforo Total (PT) de dos parcelas y en dos estaciones en Cuatro Ciénegas, Coahuila (n=10 cada sitio). Las mayúsculas significan diferencias entre estaciones al interior de cada parcela y las minúsculas diferencias de las parcelas al interior de cada estación cuando la interacción fue significativa. ....	48
<b>Tabla 4.</b> Medias y errores estándar (ee) de las concentraciones de formas disueltas orgánicas e inorgánicas de C, N y P en dos parcelas agrícolas abandonadas y en dos fechas en el Ejido de Cuatro Ciénegas, Coahuila (n =10, en cada sitio). Las mayúsculas significan diferencias entre estaciones al interior de cada parcela y las minúsculas diferencias de las parcelas al interior de cada estación cuando la interacción fue significativa. ....	50
<b>Tabla 5.</b> Medias y errores estándar (ee) de las concentraciones de las formas disponibles de nitrógeno en dos parcelas agrícolas abandonadas y en dos fechas en el Ejido de Cuatro Ciénegas, Coahuila. Amonio =NH <sub>4</sub> , nitratos = NO <sub>3</sub> (n =10, en cada sitio). Las mayúsculas significan diferencias al interior de cada parcela y las minúsculas diferencias de las parcelas al interior de cada estación cuando la interacción fue significativa. ....	51
<b>Tabla 6.</b> Medias y errores estándar (ee) de las concentraciones de formas microbianas de C, N y P en dos parcelas agrícolas abandonadas y en dos fechas en el Ejido de Cuatro Ciénegas, Coahuila (n =10, en cada sitio). Las mayúsculas significan diferencias al interior de cada parcela y las minúsculas diferencias de las parcelas al interior de cada estación, cuando la interacción fue significativa. ....	52
<b>Tabla 7.</b> Coeficiente de correlación de Pearson para pH, humedad, formas orgánicas disueltas de C, N y P, disponibles, y formas microbianas. ....	53
<b>Tabla 8.</b> Coeficiente de correlación de Pearson para el componentes 1 de la cobertura vegetal, biomasa radical, pH, humedad, formas orgánicas disueltas de C, N y P, disponibles, y formas microbianas (n=15). p<0.0038 ajustada por Bonferroni. ....	55
<b>Tabla 9.</b> Medias y errores estándar de las concentraciones de fósforo por fracción en dos parcelas agrícolas abandonadas en el Ejido de Cuatro Ciénegas, Coahuila y los valores de p de la prueba de T- student. N=10 por sitio. ....	56
<b>Tabla 10.</b> Coeficiente de correlación de Pearson para el fraccionamiento de fosforo, pH, humedad, formas orgánicas, disueltas, disponibles y microbianas de C, N y P (p<0.0027 ajustado de acuerdo a Bonferroni). ....	57

**Tabla 11.** Resultados del Análisis de varianza de medidas repetidas (RMANOVA) para las variables analizadas de los cambios netos entre la fecha de incubación (Deltas). Se presentan valores de P.....57

**Tabla 12.** Media y error estándar (ee) de la biomasa radical y sus contenidos de C, N y P, las concentraciones de las formas activas de C, N y P en un pastizal natural (Montiel, 2011) y dos parcelas abandonadas en la estación de verano en el Valle de Cuatro Ciénegas, Coahuila (N=10). Las letras significan diferencias entre sitios. Se compararon con una ANOVA de una vía.....72

**Tabla 13.** Media y error estándar de conductividad eléctrica, carbonatos, bicarbonatos, sulfatos, cloruros, sodio, potasio, magnesio y calcio en un pastizal natural y dos parcelas agrícolas abandonadas (Montiel, 2010).....74

## ii. INDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Valle de Cuatro Ciénegas, Coahuila. ....	28
<b>Figura 2.</b> Ejido de Cuatro Ciénegas de Carranza, Coahuila .....	29
<b>Figura 3.</b> Esquema del diseño de muestreo. Se detallan los sitios en los cuales se tomaron las muestras para los análisis biogeoquímicos (hexágono azul), las muestras para la determinación de biomasa radical (cuadro naranja) y las muestras para cuantificar la densidad aparente (cruz azul). .....	30
<b>Figura 4.</b> Coberturas vegetales en a) parcela 1, invierno, b) parcela 2, invierno, c) parcela 1, verano y d) parcela 2, Verano. ....	42
<b>Figura 5.</b> Ordenación de las coberturas vegetales en verano e invierno en los dos primeros componentes. p1 v = parcela 1 verano; p2 v= parcela 2 verano; p1 i = parcela 1 en invierno: p2 i= parcela 2 invierno.....	44
<b>Figura 6.</b> Ordenación de las coberturas vegetales de parcela 1 y 2 de invierno en los dos primeros componentes. p1 i= parcela 1 invierno; p2 i= parcela 2 invierno (n=20).....	45
<b>Figura 7.</b> Ordenación de los transectos de las formas activas de nutrientes en el suelo en verano e invierno en los dos primeros componentes. p1 v = parcela 1 verano; p2 v= parcela 2 verano; p1 i = parcela 1 en invierno: p2 i= parcela 2 invierno(n=40). ....	54
<b>Figura 8.</b> Distribucion de fósforo inorgánico y orgánico en diferentes fracciones de extracción según el metodo Heldey et al. (1982) en dos parcelas agrícolas abandonadas en Invierno en el Ejido de Cuatro Ciénegas, Coahuila (n=10). ....	57
<b>Figura 9.</b> Media y error estándar de la mineralización acumulada de CO <sub>2</sub> -C a lo largo de una incubación de 14 días.....	59
<b>Figura 10.</b> Medias y error estándar de la variación estacional en los cambios de a) Carbono Orgánico Disuelto (COD) y b) Nitrógeno Orgánico Disuelto (NOD). ....	60
<b>Figura 11.</b> Media y error estándar de la variación estacional de los cambios de a) Fosforo Orgánico Disuelto (POD) y b) Fosforo inorgánico Disuelto (PID). Las mayúsculas significan diferencias al interior de cada parcela y las minúsculas diferencias de las parcelas al interior de cada estación, cuando la interacción fue significativa .....	60
<b>Figura 12.</b> Medias y error estándar de la variación estacional en los cambios de a) Amonificación, b) Nitrificación y c) Mineralización neta. Las mayúsculas significan diferencias al interior de cada parcela y las minúsculas diferencias de las parcelas al interior de cada estación, cuando la interacción fue significativa .....	61
<b>Figura 13.</b> Modelos hipotéticos propuestos para describir la dinámica de nutrientes de dos estaciones (verano e invierno) en dos parcelas agrícolas abandonadas en el Valle de Cuatro Ciénegas, Coahuila. Las cajas representan almacenes y las flechas flujos, el tamaño y grosor respectivo representa la magnitud de cada uno. ....	68

### iii. RESUMEN

En el Ejido de Cuatro Ciénegas, Coahuila, la agricultura está principalmente enfocada a la producción de alfalfa, con irrigación por inundación y adición de fertilizantes. Después de algunos años de uso, las parcelas tienen que ser abandonadas. En esta tesis se presenta un estudio de la dinámica estacional de C, N y P, y de la sucesión natural en dos parcelas agrícolas abandonadas (25 años) en el ejido de Cuatro Ciénegas, Coahuila. Se colectaron muestras compuestas de suelo en dos estaciones: verano e invierno del 2010, a las cuales se le realizaron análisis biogeoquímicos. Para conocer la vegetación se midió la cobertura vegetal utilizando el método de línea de Canfield. También se colectaron muestras para biomasa radical. Los resultados mostraron que del 60 al 70% del área total (8000 m<sup>2</sup>) corresponde a cobertura vegetal en la parcela 1. Mientras que en la parcela 2, la vegetación cubrió solamente del 11 al 25% del área total. En la parcela 1 dominan *Sporobolus airoides* y *Prosopis laevigata* y en la parcela 2 domina *Salicornia utahensis*. Durante la estación de verano, se presentó mayor concentración de carbono orgánico disuelto (COD), así como una mayor humedad y temperatura, lo cual favoreció la actividad de microorganismos heterótrofos. En contraste, en la estación de invierno se presentaron los valores más bajos de humedad y temperatura, lo cual restringió la actividad microbiana del suelo. La parcela 1 presentó mayor concentración de COD y nitrógeno orgánico disuelto (NOD) en comparación con la parcela 2. Este resultado sugiere que las condiciones de la parcela 1 favorecen la actividad de los microorganismos heterótrofos y esto se refleja en un incremento de la mineralización e inmovilización del N. En contraste, las condiciones de la parcela 2 parecen favorecer a la nitrificación. Para definir qué tan degradadas están las parcelas se hizo una comparación con un pastizal hálófilo de pozas azules. Los resultados encontrados sugieren que las concentraciones de P en el suelo de las parcelas abandonadas fueron mayores, pero similares a la de una parcela con manejo agrícola. También se encontró que el P tiende a acumularse en la fracción más recalcitrante (P en H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>). El pastizal natural tuvo los valores mayores de biomasa radical y contenidos de C y N, la parcela 1 y al final la parcela 2. El COD y NOD, el amonio disponible (Dp-NH<sub>4</sub>) y la humedad fueron mayores en el pastizal natural, mientras que la parcela 2 presentó los valores más bajos. En contraste, la parcela 2 presentó los valores más altos de nitratos. Estos resultados sugieren que el suelo de la parcela 2 es el más degradado. Como

conclusión, el N está más protegido en el pastizal natural, seguido por la parcela 1, mientras que en la parcela 2 es más vulnerable a perderse.

#### iv. ABSTRACT

The agriculture is mainly focused on the production of alfalfa, with flood irrigation and fertilization at the Ejido of Cuatro Ciénegas, Coahuila. However, after a few years of agriculture-use, the plots must to be abandoned. The present thesis is a study of the seasonal dynamics of C, N and P, and natural plant succession in two abandoned agricultural plots (25 years-old) in the ejido of Cuatro Ciénegas, Coahuila. In both plots, ten composite soil samples were collected in two seasons: summer and winter 2010. These soil samples were used for biogeochemical analyses. The vegetation plant cover was measured using the line of Canfield method. Root samples were also collected from these plots. The results showed that 60 to 70% of the total area (8000 m<sup>2</sup>) was covered with vegetation in the plot 1, while vegetation covered only the 11 to 25% of the total area in the plot 2. The dominant plant species in the plot 1 were *Sporobolus airoides* and *Prosopis laevigata*, while *Salicornia utahensis* dominated in the plot 2. During the summer season in both plots, the concentration of dissolved organic carbon (DOC), soil humidity and temperature were higher than in the winter season, promoting the activity of heterotrophic microorganisms. In contrast, the winter season samples had lower values of humidity and temperature, restricting the soil microbial activity. The plot 1 had higher concentrations of DOC and dissolved organic nitrogen (DON) than the parcel 2. These results suggest that the conditions of the plot 1 improved heterotrophic microbial activity, which reflected in a higher mineralization and immobilization of N. In contrast, conditions of the plot 2 could promote nitrification. A comparison between abandoned plots with natural grass plot were done for evaluate the degradation level of the abandoned plots. The results show that the concentrations of P in the soil of the abandoned plots were higher than natural grass plot, but similar to that in a plot with agricultural management. We also found that the soil P in the abandoned plots accumulated in the most recalcitrant fraction (P in H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>). The natural pasture had the greatest values of root biomass and C and N contents. Similarly, the natural grassland had the highest values of DOC, DON, available ammonium and humidity, while the plot 2 had the lowest values. In contrast, the plot 2 had the highest values of nitrate. These results suggest that the soil of the plot 2 is the most degraded. In conclusion, the N is more protected in the natural grassland, followed by plot 1, whereas soil N is more vulnerable for losing in the plot 2.

# 1. INTRODUCCIÓN

Las regiones desérticas cubren el 47.2% de la superficie de la Tierra, representando 6.15 billones de hectáreas (FAO, 2011; Lal, 2003). Según el Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente (PNUMA, 1992), la desertificación amenaza a la cuarta parte del planeta y afecta directamente a más de 250 millones de personas en 100 países, al reducir la productividad de las tierras destinadas a la agricultura y la ganadería. Aunado a lo anterior, el uso del riego en la agricultura en las zonas áridas ha incrementado los problemas de desertificación en todo el planeta, esto es debido a la salinización.

En México, la desertificación forma parte de un problema de orden nacional que incluye la degradación de los suelos con usos agropecuarios y forestales de zonas áridas y montañosas principalmente (SEMARNAT, 2002a).

La Convención de las Naciones Unidas de Lucha contra la Desertificación (PNUMA, 1999) define a la desertificación como la degradación de suelos de zonas áridas, semiáridas y subhúmedas secas, resultante de factores diversos, tales como las variaciones climáticas y actividades humanas. Esta definición incluye tres elementos distintos y con requerimientos diferentes, como son las sequías recurrentes, fluctuaciones climáticas a largo plazo y degradación de suelos por actividades humanas. Acerca de las causantes principales de la degradación del suelo, destacan sobremanera las actividades humanas, pues la satisfacción de las necesidades materiales humanas genera la transformación de los recursos naturales y con frecuencia, la alteración del medio ambiente.

El 14% de la superficie nacional ha sido clasificado como superficie de labor (INEGI, 2004), de la cual se siembra en una superficie aproximada de 22 millones de hectáreas (SIAP, 2008). El 75% de la superficie sembrada corresponde a la modalidad de temporal y el 25% al riego. Sin embargo, el 45% de la superficie nacional mostraba algún signo de degradación en el 2002 (SAGARPA, 2002a).

El proceso más importante de la degradación del suelo en México es la erosión hídrica, cuya superficie de afectación asciende al 37% (72,465,144 ha). Los efectos más dramáticos se presentan con la formación de cárcavas, lo que deriva en zonas improductivas para cualquier actividad económica. De la misma manera, la erosión también afecta las capas

superficiales de las tierras, donde si bien es posible seguir desarrollando actividades agropecuarias y forestales, se presenta una baja considerable de la producción. Otro tipo de degradación de gran importancia es la erosión eólica, la cual afecta el 23 % de la superficie nacional; se presenta principalmente en las zonas áridas, semiáridas y subhúmedas secas. Así mismo, la degradación química (salinización y contaminación por desechos urbanos e industriales, principalmente) es un tipo de degradación que afecta principalmente a las zonas agrícolas y abarca 13.2 millones de hectáreas a nivel nacional, de las cuales 6.2 millones de hectáreas tienen problemas de salinidad (SEMARNAT, 2002 b).

Las zonas secas (áridas, semiáridas y subhúmedas secas) en México, cubren aproximadamente 99 millones de hectáreas, donde el 41% es desierto natural con poca influencia humana o sin degradación aparente. Sin embargo, el 59% restante se encuentra degradado en diferentes niveles. Una de las principales causas que generan este deterioro es la pérdida de la vegetación y el cambio de uso del suelo que en conjunto afectan el 18.4% (18 millones de hectáreas) de las zonas secas.

La baja precipitación y la alta temperatura son características de las regiones áridas y semiáridas, resultando en bajas tasas de descomposición de la materia orgánica; dinámica de nutrientes lenta y productividad primaria baja del ecosistema (Noy-Meir, 1973). Así mismo, estas zonas se distinguen también por tener patrones de precipitación marcadamente estacionales. Durante la estación seca, la ausencia de agua disminuye la descomposición de la materia orgánica (MO) y hay acumulación de nutrientes solubles en el suelo (Qualls, 2000). Por otro lado, en la estación húmeda, al ingresar agua y solubilizar los nutrientes acumulados, se activan tanto los organismos del suelo como las plantas, por lo que la dinámica de los nutrientes es mayor en esta estación. En las regiones áridas, los pulsos de agua son muy importantes, ya que permiten un rápido cambio en el potencial hídrico del suelo. Lo anterior, puede causar que algunos microorganismos sufran un shock osmótico, en donde las células microbianas son lisadas o hay liberación de solutos intracelulares (Fierer et al. 2003). Estos solutos pueden representar el presupuesto inicial de C y nutrientes orgánicos para la actividad microbiana del suelo (Fierer et al. 2003).

El Valle de Cuatro Ciénegas, un ecosistema árido con pastizales naturales, tiene el antecedente histórico de transformación de estos pastizales a parcelas de cultivo intensivo

(ver CONANP 2007). De acuerdo a la CONANP (2007) se han abierto a nuevos cultivos 162.29 ha entre el 2003 y el 2006. El tipo de agricultura es principalmente para la producción de alfalfa, con irrigación por inundación y adición de fertilizantes. Después de algunos años de uso, las parcelas son abandonadas por los productores debido a que este tipo de manejo genera degradación del suelo ocasionando la disminución de la productividad. La degradación del suelo se debe básicamente a la pérdida de fertilidad y la salinización. Para poder revertir este proceso de degradación es necesario evaluar cuales son las principales factores que la generan.

Este diagnóstico se puede realizar estudiando la dinámica de los nutrientes más importantes (ejemplo: C, N y P) principalmente de sus formas dinámicas (disponibles, microbianos, etc.). Para poder realizar este diagnostico en el presente trabajo se analizaron las principales formas dinámicas: disueltas, disponibles y microbianas de C, N y P en el suelo en dos parcelas agrícolas abandonadas con diferente tiempo de cultivo.

Así mismo, los datos generales en este trabajo se comparan con la dinámica de los mismos nutrientes en un pastizal halófilo (Montiel 2010); usada aquí como parcela natural con el objetivo de conocer cómo ha cambiado la dinámica en relación a la cobertura vegetal original dentro del Valle.

Los resultados de esta comparación nos permitirán tener bases científicas para el diseño de estrategias de restauración de estos suelos.

La información generada con el presente proyecto, permitirá entender las consecuencias del abandono después de un manejo agrícola sobre la dinámica de los nutrientes del suelo en una zona árida. Por lo que la pregunta general de este trabajo es ¿Cómo es la dinámica de C, N y P en dos parcelas agrícolas abandonadas con diferente tiempo de cultivo en el Valle de Cuatro Ciénegas?

## 2. OBJETIVOS

### 2.1. Objetivo general

- Estudiar la dinámica de C, N, P del suelo en dos parcelas abandonadas después del manejo agrícola en el Valle de Cuatro Ciénegas, Coahuila.

#### 2.1.1. Objetivos particulares

- Cuantificar la biomasa radical en ambas parcelas.
- Medir la cobertura vegetal en dos parcelas agrícolas abandonadas.
- Describir la dinámica de C, N y P en dos parcelas abandonadas, después de un manejo agrícola.
- Establecer la relación entre los procesos de disponibilidad de nutrientes y la cobertura vegetal

### 3. ANTECEDENTES

#### 3.1. Dinámica del N.

El nitrógeno (N) se encuentra principalmente en la atmósfera en forma de gas, por lo que no puede ser utilizado directamente por las plantas vasculares u otros organismos eucariotes. Para poder ser utilizado por los organismos, el nitrógeno gaseoso ( $N_2$ ) debe ser reducido en amoníaco ( $NH_3$ ) por bacterias del suelo de vida libre, como *Klebsiella* y *Azotobacter*, por las cianobacterias o en nódulos simbióticos en las raíces de las plantas, principalmente de ocho géneros de la familia de leguminosas como las habas o la alfalfa, infectadas principalmente por bacterias del género *Rhizobium* (Mathews & Van Holde, 2000).

Se ha asumido que la tasa de fijación de N en ecosistemas de zonas áridas es baja, debido a las altas temperaturas y a la baja humedad, las cuales no son condiciones óptimas para que ocurra dicha fijación. Las pérdidas de N de los suelos a la atmósfera puede ser por (1) volatilización de amoníaco, (2) emisión de gases de óxido nítrico (NO), óxido nitroso ( $N_2O$ ) o como nitrógeno molecular ( $N_2$ ), (3) lixiviación de nitratos y (4) erosión por agua y viento que transporta especies de N asociadas a partículas del suelo. La volatilización de amoníaco puede ocurrir cuando el amoníaco libre se presenta cerca de la superficie e incrementa el pH y la temperatura. La emisión de gases de N es a través de la desnitrificación biológica que se da por bacterias heterotróficas y hongos que pueden utilizar óxidos de N como aceptores de electrones y carbono (C) orgánico como donador de electrones (Marschner & Rengel, 2007). La comprensión de los procesos de pérdida de N en las zonas áridas puede ser fundamental para la identificación de los mecanismos que subyacen a la pérdida de la fertilidad de los suelos asociados con la desertificación.

La fracción orgánica más lábil del N en el suelo es el nitrógeno orgánico disuelto (NOD), que se produce a partir de la despolimerización de grandes moléculas orgánicas nitrogenadas (Schimel & Bennett, 2004). A través del metabolismo microbiano heterótrofo son mineralizados los complejos orgánicos del suelo (proteínas, polipéptidos, aminoácidos, ácidos nucleicos, etc.) hasta iones inorgánicos como el amonio ( $NH_4$ ; amonificación).

Cuando la actividad microbiana de los heterótrofos disminuye o se inhibe como resultado de la reducción de la energía metabólica disponible, se activan las poblaciones autotróficas, tales como las bacterias nitrificantes. Esto puede incrementar la concentración de nitratos ( $\text{NO}_3$ ) (Vitousek & Matson, 1988), ya que los organismos nitrificadores obtienen su energía a partir de la oxidación del  $\text{NH}_4$ , reduciendo de esta manera la disponibilidad de  $\text{NH}_4$  en el suelo (Jones et al., 2004).

### **3.2. Dinámica de P**

La gran mayoría del fósforo (P) terrestre es producto del intemperismo de minerales de fosfato de calcio, como la apatita (Walker & Syers, 1976), pero cuando esta fuente de P se termina, su dinámica depende de los procesos biológicos del suelo (Schlesinger, 1991). En estas condiciones, las formas orgánicas son la principal fuente de P disponible en el suelo y tienen que ser mineralizadas para ser asimiladas por las plantas y los microorganismos (Paul & Clark, 1989). La mineralización se lleva a cabo de manera extracelular y necesitan exoenzimas (i.e. fosfatasa), que son producidas por microorganismos heterótrofos, plantas y hongos (Schimel & Bennett, 2004). Las fosfatasas hidrolizan enlaces diéster y liberan al fósforo inorgánico ( $\text{P}_i$ ) en el suelo (Paul & Clark, 1989). Sin embargo, su producción de fosfatasa está ligada a la disponibilidad de  $\text{P}_i$ , si es alta se inhibe, mientras si es baja se induce (Olander & Vitousek, 2000). El P puede estar unido a óxidos de hierro y aluminio en suelos tropicales, mientras que en suelos alcalinos, el P se precipita con minerales de calcio (Schlesinger, 2000). Walker y Syers (1976) afirman que el P liberado por apatita en su fase inicial está en formas no ocluidas o es absorbido por organismos. Con el tiempo, el P se precipita en formas ocluidas en el suelo. En las últimas fases del intemperismo, el P en su mayoría está ocluido y en formas orgánicas. En estos casos, la cantidad de P disponible en el suelo depende directamente de la acumulación de C orgánico, ya que el C representa la energía para que las bacterias produzcan las enzimas necesarias para mineralizar al P orgánico (Chapin et al., 2002). Por lo tanto, en los lugares donde se encuentren mayor concentración de carbono orgánico disuelto (COD), puede existir una mayor mineralización de P, cuando el agua no esté limitando la actividad de los microorganismos (Montaño et al., 2007).

La presencia de minerales secundarios en zonas áridas, por ejemplo el  $\text{CaCO}_3$ , reduce la disponibilidad del P (Cross & Schlesinger, 2001; Lajtha & Bloomer, 1988). En un experimento de laboratorio, Lajtha y Schlesinger (1988) observaron que las plantas de *Larrea tridentata* que crecen en suelos con  $\text{CaCO}_3$  tenían menores tasas de absorción específica de P que las plantas del control sin  $\text{CaCO}_3$ , lo que sugiere que  $\text{CaCO}_3$  reduce la disponibilidad de P. Debido al origen geológico del P en ecosistemas terrestres y al hecho de que minerales secundarios regulan la disponibilidad de P, el P puede estar controlado geoquímicamente (Marschner & Rengel, 2005).

### **3.3. Cobertura vegetal y COD**

Como consecuencia de lo anterior, la disponibilidad de N y P pueden depender de la actividad biológica, principalmente de las bacterias del suelo (Carney & Matson, 2005). Estas últimas pueden estar limitadas por la baja incorporación de carbono orgánico del suelo (COS), el cual lo aportan principalmente las plantas (Paul & Clark, 1989). Varios autores han reportado una mayor concentración de nutrientes en sitios con mayor cobertura vegetal que en sitios con poca cobertura vegetal (i.e. Schlesinger et al., 1996; García-Moya, 1984). Por ejemplo, el carbono orgánico disuelto (COD) es mayor cuando se incrementa la incorporación de materia orgánica del suelo (MOS), lo cual es la principal fuente de energía de los microorganismos del suelo. Por lo anterior, es necesario conocer las interacciones que ocurren entre los nutrientes y las bacterias del suelo, en lugares donde se han modificado las entradas de MOS.

### **3.4. Agricultura**

La pérdida de la fertilidad del suelo depende de la intensidad del manejo al que están siendo sometidos. Por ejemplo, la utilización de altas dosis de fertilizantes ha dado lugar a un empobrecimiento de la materia orgánica, que afecta a su vez a la disponibilidad de nutrientes, la actividad de las poblaciones microbianas, etc. El uso de fertilizantes tiene la finalidad de aumentar el rendimiento de los cultivos. Sin embargo, el uso excesivo (cantidad y frecuencia) puede exceder la capacidad de los suelos para retener y transformar los nutrientes. De igual manera, se puede perder la sincronización de las necesidades de los

cultivos con la disponibilidad de los nutrientes, ya que para que la planta las pueda adquirir debe estar fisiológicamente activa en el momento en que estén disponibles los nutrientes en el suelo.

Cuando un suelo empieza a ser manejado para cultivarlo, su contenido de materia orgánica disminuye. En muchos suelos, la pérdida son del 20 al 30 % durante las primeras décadas de cultivo (Schlesinger, 1986), la cual es mayor durante los primeros años de uso agrícola (Schlesinger, 2000). Parte de la materia orgánica del suelo se pierde por erosión, pero la mayor parte se oxida como CO<sub>2</sub>, debido a su mineralización.

La materia orgánica del suelo consiste en una fracción “lábil” y una “recalcitrante” basados en la estructura de sus moléculas (Kögel-Knabner, 2002). La fracción lábil es la MO de rápida degradación que se encuentra formada por restos de animales, plantas y microorganismos, transformados de manera incompleta, que son la primera fuente de humus y que no forman parte integral del suelo. En contraste, la fracción recalcitrante es la que tiene poca accesibilidad para la degradación biológica y que está formado de sustancias húmicas y productos de descomposición que forman parte integral del suelo (Borie et al., 1995; Labrador, 1996).

La MOS juega un rol importante en la formación y estabilidad de la estructura del suelo, y tiene un fuerte impacto en la infiltración de agua, desarrollo de raíces y resistencia a erosión. Debido a que algunas alteraciones en las propiedades antes mencionadas son irreversibles, la MOS es crucial en la sostenibilidad de los ecosistemas agrícolas (Stevenson y Cole, 1999). Un efecto adicional de la MOS en la productividad agrícola, es su papel de fuente de nutrientes y su cuantificación es esencial para poder orientar las prácticas para el manejo sostenible del suelo (Christensen, 1996).

Es necesario por tanto, conocer la naturaleza y el grado de descomposición de la MOS para tener información sobre el uso de fertilizantes minerales, abono animal y residuos de cultivos adicionados al suelo (Christensen, 1992; Gregorich & Janzen, 2000). Varios modelos describen la dinámica de descomposición de la MOS (Rothamsted, Jenkinson et al., 1897; Parton et al., 1987; Verberne et al., 1990), pero una de sus mayores limitaciones es que los conceptos de almacenes con que trabajan constituyen fracciones difíciles de

determinar experimentalmente, a excepción de algunas como la biomasa microbiana (Christensen, 1996).

Tiessen y Steward (1983) han observado que el uso agrícola prolongado utilizando técnicas convencionales (*i.e.* fertilizantes químicos y labranza con máquinas) puede conducir a una disminución de la cantidad de carbono orgánico del suelo (COS) a largo plazo, por lo cual se incrementa la dependencia de fertilizantes químicos para nutrir a los cultivos al haberse perdido la fuente natural de los nutrientes. Se ha establecido que elevadas adiciones de fertilizantes nitrogenados a los ecosistemas puede tener un impacto sobre los ciclos biogeoquímicos, las emisiones de gases de efecto invernadero, la biodiversidad de las plantas y en las comunidades de bacterias del suelo (Tilman, 1987; Gough et al., 2000; Vitousek et al., 2002; Gilliam, 2006; Ramirez et al., 2010).

El manejo agrícola afecta a los microorganismos del suelo, así como sus funciones a través de cambios en la calidad y cantidad de los residuos de plantas que entran al suelo por la distribución espacial y a través de cambios en la entrada de nutrientes y cambios físicos (Christensen, 1996). El excesivo uso de herbicidas puede modificar drásticamente la función y estructura de la comunidad microbiana del suelo (García-Orenes et al., 2010), alterando la función de los ecosistemas terrestres, que a su vez, tiene importantes implicaciones en la fertilidad del suelo y su calidad (Pampulha & Oliviera, 2006)

### **3.4.1. Efectos del manejo agrícola en las propiedades químicas del suelo.**

#### **3.4.1.1. El pH del suelo.**

El pH juega un papel importante en la disponibilidad de los nutrientes, debido a que algunos nutrientes no pueden ser solubles a ciertos valores de pH. Por ejemplo, el intervalo óptimo de pH en que el P esta soluble es entre 6 y 7. Así mismo, la adición de materiales vegetales en el suelo puede cambiar su pH, aumentando o disminuyendo (Bessho & Bell, 1992; Yan et al., 1996; Tang & Yu, 1999; Xu et al., 2002, 2006). Con frecuencia, después de terminar un ciclo de cultivo, los residuos vegetales aumentan el pH durante los primeros 1 o 2 meses, seguido por una disminución como consecuencia de la liberación de ácidos orgánicos producto de la descomposición de dichos residuos vegetales (Bessho & Bell,

1992; Hoyt & Turner 1975; Marschner & Noble 2000; Yan et al., 1996). La dirección y la magnitud de los cambios de pH del suelo depende de las concentraciones de cationes, aniones orgánicos y N en los materiales de la planta, el nivel de pH inicial del suelo (Tang & Yu 1999, Xu & Coventry, 2003), la nitrificación del amonio y la lixiviación del nitrato (Xu et al., 2002).

El cambio del pH del suelo puede ser también influenciado por la aplicación de cal o de fertilizantes, la rotación de cultivos, la labranza o el manejo de los residuos (Xu et al., 2002). Por otra parte, la fijación de N<sub>2</sub> a través de la inclusión de las legumbres en la rotación de cultivos y la fertilización con N puede reducir sustancialmente el pH del suelo, generando inclusive problemas de acidificación (Xu et al., 2002).

#### **3.4.1.2. Salinización**

Las parcelas salinizadas representan el 15 % de las tierras áridas y semiáridas en el mundo, mientras que los suelos afectados por sales representan el 40 % de parcelas irrigadas a nivel mundial (Hoffman et al., 1980). La salinización tiene efectos negativos directos en la biología del suelo y en la productividad de los cultivos, e indirectos en la pérdida de la estabilidad del suelo a través de cambios en la estructura del mismo (Szabolcs, 1996).

En la India, 6 millones de hectáreas de un total de 40 millones de hectáreas de campos agrícolas irrigados, han sido inutilizadas por problemas de salinidad y anegamiento, por lo que alrededor de 40,000 ha son abandonadas cada año por esta causa (Chapman, 1975, citado en Zahran, 1997). En los Estados Unidos, más de 0.5 millones de hectáreas han sido fuertemente afectadas por la salinidad (Kellet et al., 1979, citado en Zahran, 1997). Usualmente, la salinidad que existe en suelos es porque el agua del subsuelo es elevada por capilaridad o el agua de las lluvias se acumula en lugares bajos sin drenaje. Las altas temperaturas incrementan las tasas de evaporación de agua dejando costras de sal en la superficie del suelo o cristales de sal en capas superiores. La salinización reduce el crecimiento de las plantas (Gili et al., 2004), lo cual afecta la productividad primaria neta de los ecosistemas. Las sales solubles pueden tener tres tipos de efectos sobre las plantas en crecimiento:

1) El efecto de ión específico se atribuye a que algunos iones en el suelo son perjudiciales para el cultivo (Russell, 1968). Dos sales importantes son el carbonato sódico y los boratos solubles. Ambas sales pueden ser dañinas debido a que vuelven a algunos nutrientes (P, Fe, Mn, etc.) no disponibles para la planta y modifican la estructura del suelo, dejándolo inestable (Urbano & Hernández, 1992).

2) El efecto osmótico se ocasiona por el aumento de la presión osmótica de la solución que rodea a las raíces de las plantas (Russell & Russell, 1968; Urbano & Hernández, 1992). Las raíces contienen una membrana semipermeable que permite que el agua pase y puede limitar la incorporación de las sales. Las plantas que crecen en un medio salino elevan en cierta forma sus concentraciones osmóticas internas mediante la formación de ácidos orgánicos o por la absorción de sales. Esto se llama ajuste osmótico, al parecer el principal efecto de la salinidad en la planta es quitar energía a los procesos de crecimiento con el fin de mantener el diferencial osmótico (Russell & Russell, 1968).

3) Desequilibrios nutrimentales (Bohn et al, 1993) debido a la competencia del  $\text{Na}^+$  y el  $\text{Cl}^-$  con nutrientes tales como  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$  y  $\text{NO}_3^-$  (Hu & Schmidhalter, 2005).

### **3.4.2. Efecto del manejo agrícola en las propiedades Físicas del suelo.**

#### **3.4.2.1. Temperatura del suelo.**

El manejo de los residuos de cosecha puede causar cambios significativos en la temperatura del suelo porque afectan el equilibrio térmico del suelo. El suelo desnudo se seca más rápidamente que el suelo con cobertura vegetal, después de la lluvia o del riego (Bristow, 1988). Los cultivos con cobertura vegetal proporcionan un efecto de aislamiento, que varía dependiendo de la cantidad y el grosor de la cubierta (Unger, 1978). En condiciones húmedas, las propiedades aislantes de los residuos de la cubierta causan una disminución en las fluctuaciones de temperatura, en comparación con el suelo desnudo (Bristow, 1988; Unger, 1978).

### **3.4.2.2. Conductividad hidráulica del suelo e infiltración**

La alta conductividad hidráulica saturada es importante para el transporte de agua desde la superficie del suelo a capas más profundas durante las lluvias o el riego, lo que disminuye el escurrimiento, la erosión y mejora la aireación del suelo en la parte superior del perfil. En parcelas agrícolas donde se utiliza labranza y quema de residuos, la conductividad hidráulica y la infiltración de agua disminuyen (Chan & Heenan, 1993; Valzano et al., 1997; Zeleke et al., 2004). Es probable que estos efectos sean el resultado de menor contenido de materia orgánica del suelo; disminución en la porosidad del suelo; proporción mayor de microagregados y menor estabilidad de los agregados, y, por otro lado, un aumento de la densidad aparente (Chan et al., 2003). La conductividad hidráulica no saturada es importante para el movimiento del agua a las raíces, cuando el suelo se seca, sino que también puede ser mejorada aumentando el contenido de materia orgánica del suelo (Khalil et al., 1981).

### **3.4.2.3. Densidad aparente del suelo y porosidad.**

La labranza con máquinas aumenta la porosidad total, pero los macroporos (poros que permiten una rápida infiltración) disminuyen en número, esto afecta la estabilidad del suelo en comparación con parcelas agrícolas sin labranza (Roseberg & McCoy 1992). Dao (1996) reportó que la labranza con máquinas inicialmente disminuye la densidad aparente, probablemente por el aflojamiento del suelo y por lo tanto la formación temporal de macroporos en el comienzo de la temporada. Zeleka et al. (2004) encontraron una disminución de la densidad aparente, un aumento de la macro-meso- porosidad, y una disminución en la penetración y la resistencia al corte en los sistemas donde los residuos del maíz se han incorporado anualmente más de 3 años, comparado con los suelos donde los residuos fueron retirados. Esto se debe probablemente al aumento de la entrada de la materia orgánica y reducción de la exposición del suelo al impacto de la lluvia, que puede causar la compactación del suelo (Mapa et al., 1986).

#### **3.4.2.4. Agregados del suelo y estructura del suelo.**

La materia orgánica del suelo une a las partículas del suelo en agregados. Por lo tanto, cualquier cambio en el contenido de materia orgánica en el suelo debido al manejo de los residuos de las cosechas afectará a la formación y estabilización de los agregados del suelo y por lo tanto, la estabilidad estructural del mismo (Graham et al., 2002; Loveland & Webb, 2003; Paustian et al., 1997; Six et al., 1999, 2000).

La labranza con máquinas en general reduce la agregación y aumenta la rotación (es decir, la tasa de formación y degradación) de macroagregados en comparación con la labranza de conservación (Six et al., 1999, 2000; Tisdall & Oades 1982). De acuerdo con Six et al. (1999), la labranza de conservación en comparación con la labranza con máquinas da lugar a un recambio más rápido de los nuevos microagregados dentro de la formación de macroagregados y una mayor estabilidad de la nueva materia orgánica (mineral asociado a C y dentro de los agregados materia orgánica particulada) en estos microagregados nuevos.

#### **3.4.2.5. Humedad del suelo.**

En sistemas de labranza de conservación en donde los residuos de las cosechas se conservan se encuentra una mayor disponibilidad de agua en el suelo, especialmente en años con baja precipitación, en comparación con sistemas de labranza convencional o en sistemas donde los residuos de la cosecha se queman (Chan & Heenan, 1996), por lo que en zonas agrícolas semiáridas es muy usada la labranza de conservación (Bescansa et al., 2005).

Sin embargo, el otro factor potencial que resulta en un mayor contenido de agua disponible puede ser los cambios favorables en la distribución del tamaño de los poros en los suelos sin labrar o labranza mínima, en comparación con el suelo cultivado convencionalmente (Bescansa et al., 2005; Chan et al., 2003).

#### **3.4.2.6. Erosión del suelo.**

La aplicación de residuos de los cultivos al suelo reduce al mínimo la superficie expuesta (Michels et al., 1995; Mapa et al., 1986), debido a que la cubierta en la superficie protege a los agregados del suelo del impacto de la lluvia y también pueden disminuir la pérdida del suelo causada por la erosión del viento (Michels et al., 1995).

Los agregados del suelo y el aumento de la estabilidad estructural en los sistemas de labranza de conservación también puede reducir la erosión del suelo (Graham et al., 2002; Paustian et al., 1997; Six et al., 1999, 2000). La cantidad de residuos de las cosechas necesarias para el control de la erosión del suelo dependerá de la erosionabilidad del suelo, erosividad de la lluvia, las características del terreno, la labranza y prácticas de manejo de cultivos (Basic et al., 2004; Lindstrom et al., 1990).

Lal (2005) argumenta que incluso una eliminación parcial (30-40%) de los residuos de las cosechas podría exacerbar el riesgo de erosión de los suelos, agotando su carbono orgánico, y acentuar las emisiones de CO<sub>2</sub> y otros gases de efecto invernadero por parte del suelo.

### **3.4.3. Efecto del manejo agrícola en las propiedades biológicas del suelo**

La biomasa microbiana representa sólo una pequeña proporción (5.1%) del almacén total de C, N y P en la materia orgánica en los suelos cultivables (Balota et al., 2003; Brookes et al., 1984; Chapman, 1997; Wu et al., 1993). Sin embargo, los microorganismos son actores clave en la descomposición de residuos orgánicos y por lo tanto, en el ciclo de N y P (Balota et al., 2003; Pankhurst et al., 1997). Los microorganismos también pueden actuar como fuentes directas y sumideros de nutrientes (Singh et al., 1989), ya que se estima que el tiempo de retorno bruto de la biomasa microbiana de C y N es de 1-2 años (Jenkinson & Ladd, 1981). En algunos casos, cambios en la biomasa microbiana y la actividad causada por los cambios en el manejo de los residuos de cosecha precede a cambios detectables en las propiedades físicas y químicas del suelo (Graham et al., 2002; Gupta et al., 1994; Kushwaha et al., 2000, Pankhurst et al., 1995, 2002; Spedding et al., 2004). Además de su efecto sobre el ciclo de nutrientes, los microorganismos también afectan las propiedades físicas del suelo, mediante la producción de polisacáridos extracelulares y otros restos

celulares implicados en el mantenimiento de la estructura del suelo, actuando como agentes de cementación que estabilizan sus agregados (Puget et al., 1999; Rice et al., 2004)

Para muchas de las características anteriores, un cambio en la biomasa microbiana proporciona una señal temprana de la fertilidad del suelo, con el aumento de la biomasa que indica una mejora, mientras que una disminución de la biomasa indica la degradación del suelo (Kushwaha et al., 2000; Pankhurst et al., 1995; Syers, 1997).

Además del manejo de los residuos de cosecha y las prácticas de cultivo, las condiciones climáticas locales y/o regionales también pueden desempeñar un papel que rige las propiedades microbianas del suelo (Cochran et al., 1994).

La eliminación de los residuos de cosecha causan disminuciones significativas en la biomasa microbiana del suelo en comparación con la retención de los residuos (Salinas-García et al., 2001). Los cambios en la biomasa, la actividad, y la composición de las poblaciones microbianas en respuesta a cambios en las prácticas de manejo de los residuos son más pronunciados durante un período de descanso o al inicio de la temporada de crecimiento (Drijber et al., 2000; Feng et al., 2003).

La labranza y las prácticas de manejo de los residuos influyen en la diversidad de la biota del suelo y por lo tanto alteran el ciclo de nutrientes en los suelos (Frey et al., 1999; Lee & Pankhurst, 1992; Roper & Gupta, 1995; Spedding et al., 2004). La labranza con máquinas conduce al desarrollo de las comunidades microbianas del suelo dominadas por microorganismos aerobios con altas tasas metabólicas, por lo general bacterias, mientras que, en las prácticas de conservación, los residuos vegetales dejados en la superficie del suelo fomentan el crecimiento de hongos y la inmovilización temporal de nutrientes (Balota et al., 2003; Beare et al., 1997; Frey et al., 1999; Pankhurst et al., 2002). Las proporciones de hongos/bacterias por lo general son mayores (3:1 contra 1:1) en sistemas de siembra directa con retención de residuos que en los sistemas de cultivo en donde los residuos se quemaron o fueron eliminados (Roper & Gupta, 1995). Rice et al. (2004) argumenta que una mayor densidad de hongos contribuye a la elevada captura de carbono, por lo general observado en los sistemas de labranza de conservación, debido a una mayor eficiencia del uso de C de los hongos en comparación con las bacterias.

Además de responder a las prácticas de manejo de cultivos de residuos, las poblaciones de diversos grupos funcionales de microorganismos del suelo (por ejemplo, las bacterias nitrificantes y desnitrificantes, bacterias aerobias y anaerobias, bacterias y hongos celulolíticos) puede variar en gran medida en respuesta a factores bióticos y abióticos del suelo (Cochran et al., 1994; Lee & Pankhurst 1992; Pankhurst et al., 1995). Por ejemplo, Doran (1980) encontró que en parcelas agrícolas de largo plazo con labranza cero y siembra directa, los conteos de microorganismos aerobios, anaerobios facultativos y bacterias desnitrificantes en la superficie (0-7,5 cm) fueron 1.58, 1.57 y 7.31 veces mayor, respectivamente, que en la superficie de las parcelas aradas. Los cambios en la biomasa, actividad y la composición de las comunidades microbianas en respuesta a cambios en las prácticas de manejo de residuos son más pronunciados durante un período de barbecho o en el inicio de la estación de crecimiento (Drijber et al., 2000; Feng et al., 2003). Durante un período de crecimiento de los cultivos, la entrada de C por raíz de la cosecha en pie y los cambios asociados en las condiciones del suelo del medio ambiente pueden influir en la interpretación del efecto de la labranza o manejo de los residuos sólo en los parámetros microbianos del suelo. Los suelos con manejo de residuos retenidos y siembra directa contienen altas densidades de bacterias, hongos, protozoos y nemátodos que los suelos en donde se queman o se retiran los residuos (Hendrix et al., 1986; Pankhurst et al., 1995; Roper & Gupta, 1995).

#### **3.4.3.1. Calidad de residuos de cultivos y poblaciones microbianas.**

La calidad de los residuos de los cultivos que retornan al suelo puede influir en las comunidades microbianas y su composición (Wardle & Lavelle 1997). Por ejemplo, los residuos de lupino favorecieron el desarrollo de un mayor número de bacterias celulolíticas, mientras que la paja de cereales tuvieron a un mayor número de hongos celulolíticos (Eitminaviciute et al., 1976 citado en Marschner & Rengel, 2007), probablemente debido a la mayor capacidad de los hongos que descomponen los residuos con un bajo contenido de N (Burns, 1982). Además, los residuos de cosecha que contienen principalmente compuestos lábiles y menos lignina pueden favorecer la rápida colonización por especies de

hongos (Griffiths et al., 1999; Salas et al., 2003), además de una mayor colonización por bacterias (Cookson et al., 1998). Repetidas adiciones de residuos (especialmente con alta relación de lignina:N) pueden permitir acondicionamiento previo de la comunidad microbiana del suelo a los tipos de residuos específicos o de sus constituyentes químicos recalcitrantes. Por ejemplo, Cookson et al. (1998) reportaron que en una parcela en donde se cultivaba trigo en donde la paja se reincorporaba al suelo por más de 3 años, tenía una mayor tasa de descomposición de los residuos en el suelo y una mayor densidad de bacterias y hongos en comparación con las parcelas donde la paja del trigo había sido quemada o eliminada.

Grandes cantidades de fertilizantes se pueden evitar mediante la devolución de los nutrientes almacenados en los residuos de los cultivos, que deben ser manejados de forma sincronizada con la demanda del cultivo y también para reducir al mínimo la pérdida por lixiviación. La retención de residuos de cosecha sobre la superficie del suelo (por ejemplo, en sistemas de labranza de conservación) no sólo reduce la escorrentía y la erosión del suelo, sino que también mejora sus características físicas (por ejemplo, las propiedades hidráulicas y de la agregación del suelo) y aumenta el contenido de materia orgánica especialmente en la capa superficial. Adicionalmente, el aumento en la biomasa microbiana del suelo y la actividad después de la cosecha, además de los residuos, puede mejorar la capacidad de suministro de nutrientes del suelo y reducir las pérdidas de nutrientes. La incorporación de residuos de los cultivos por medios convencionales (por ejemplo, la labranza) puede mejorar la descomposición de materia orgánica en comparación con los sistemas de labranza de conservación, lo que hace suelos propensos a la pérdida de nutrientes (a través de la lixiviación, la volatilización y desnitrificación), si la liberación de los nutrientes no corresponde con la demanda del cultivo.

#### **3.4.4. Efecto de la salinidad sobre las propiedades químicas, físicas y biológicas del suelo.**

Las sales en el suelo afectan sus propiedades químicas, debido a que cambian el pH del mismo. Algunos nutrientes, como el P se vuelve no disponible para la planta cuando se incrementa el pH (Urbano & Hernández ,1992). Así mismo, las propiedades físicas del suelo pueden cambiar, debido a que ciertas sales, como el Na, dispersa los coloides, por lo

que reduce la estructura del suelo (Urbano, 1995) y esto a su vez reduce la infiltración del agua en el suelo (Sierra et. al, 2001).

La presión osmótica que puede generar las sales limita el crecimiento de plantas, ya que estas no pueden hacer los ajustes osmóticos necesarios. Esto es debido a la mayor concentración de sales, la cual incrementa la presión osmótica que la planta tendrá que soportar para poder absorber el agua (Urbano, 1995). Se ha demostrado que el anión  $\text{HCO}_3^-$  en una concentración mayor a 4 mmol/L, puede reducir la absorción de hierro por parte de la planta. También se ha reportado que algunas bacterias del suelo son afectadas debido a que son intolerantes a las altas concentraciones de sales.

Igualmente, la presencia en exceso de ciertos iones puede provocar toxicidad, debido a su acumulación en distintas partes de las plantas, como pueden ser las semillas, los tallos y las hojas. Los iones más nocivos en este aspecto son los cloruros, el sodio y el boro. De las sales solubles, los sulfatos son los que tienen menor toxicidad.

### **3.5. Indicadores de calidad del suelo**

Existen varios conceptos de calidad del suelo, que han sido sintetizados por el Comité para la Salud del Suelo de la Soil Science Society of America (Karlen et al., 1997), la cual se define como: a) la capacidad del suelo para funcionar dentro de los límites de un ecosistema natural o manejado; b) sostener la productividad de plantas y animales c) mantener o mejorar la calidad del aire o del agua; y d) sostener la salud humana y del hábitat.

Arshad y Coen (1992) llegaron a la conclusión de que aún no hay criterios universales para evaluar los cambios en la calidad del suelo, a pesar de la creciente preocupación por su degradación, de la disminución de su calidad y su impacto en el bienestar de la humanidad y el ambiente. Para hacer operativo este concepto es necesario contar con variables que permitan evaluar la condición del suelo. Estas variables se conocen como indicadores, pues representan una condición y conllevan información acerca de los cambios o tendencias de esa condición (Dumanski et al., 1998).

Los indicadores de calidad del suelo pueden ser propiedades físicas, químicas y biológicas o procesos que ocurren en él (Soil Quality Institute, 1996).

Indicadores Físicos: Son aquellas que reflejan la manera en que este recurso acepta, retiene y transmite el agua a las plantas, así como las limitaciones que se pueden encontrar en el crecimiento de las raíces, la emergencia de las plántulas, la infiltración, profundidad del suelo superficial, capacidad de almacenamiento del agua y conductividad hidráulica saturada.

Indicadores Químicos: Se refieren a condiciones de tipo químicas que afectan las relaciones suelo-planta, la calidad del agua, la disponibilidad del agua y nutrientes para las plantas y microorganismos.

Indicadores Biológicos: Estos integran gran cantidad de factores que afectan la calidad del suelo, como la abundancia y subproductos de micro y macroorganismos, incluidos bacterias, hongos, nemátodos, lombríces, anélidos y artrópodos.

De acuerdo con estas ideas no habría un enfoque único para generar un conjunto de indicadores para cada propósito (Bautista et al., 2004).

Larson y Pierce (1991), Doran y Parkin (1994), Seybold et al. (1997) proponen un conjunto mínimo de propiedades del suelo para ser usadas como indicadores para evaluar los cambios en el suelo con respecto al tiempo:

- Físicas- Textura, profundidad del suelo, suelo superficial y raíces, infiltración y densidad aparente y capacidad de retención de agua.
- Químicas- Materia orgánica (C y N total), pH, conductividad eléctrica, P, N y K extractables.
- Biológicas- C y N de la biomasa microbiana, respiración, contenido de humedad y temperatura, y N potencialmente mineralizable.

### **3.6. Parcelas agrícolas abandonadas.**

La agricultura en el Ejido de Cuatro Ciénegas, Coahuila se basa en la producción de alfalfa con irrigación por inundación y adición de fertilizantes. Después de algunos años de uso intensivo con esta práctica de manejo, las parcelas son abandonadas. Este tipo de manejo genera degradación del suelo (pérdida de fertilidad y salinización), por lo que en el valle han aumentado el área de las parcelas degradadas.

Una vez que han sido abandonadas las parcelas agrícolas entran en juego los procesos de sucesión secundaria, que pueden modificar a su vez la dinámica de los nutrientes y, posiblemente, la estructura de las comunidades bacterianas del suelo, las cuales dependen a su vez de la materia orgánica y de la disponibilidad de agua.

Diversos estudios han demostrado que el uso agrícola intensivo (incluyendo la alteración del suelo, el aumento de niveles de fertilización, y la reducción de la diversidad de cultivos) afecta a la comunidad de la biota del suelo (Bucldey & Schmidt, 2000; Brussaard et al., 1990; Susilo et al., 2004; Hoyo et al., 2005). Se ha encontrado que el manejo agrícola intensivo afecta a la abundancia de los principales grupos taxonómicos y a la composición de los grupos funcionales en diferentes niveles taxonómicos, como se ha comentado anteriormente (Wardle, 1995; Postma-Blaauw et al., 2001). Algunos grupos taxonómicos pueden ser más afectados que otros, dando lugar a una estructura de comunidad diferente una vez que el disturbio acaba.

Si la estructura de la comunidad vegetal es alterada, puede tener una repercusión en las comunidades bacterianas del suelo. Sin embargo, existen muy pocos trabajos que analicen esta relación. Por ejemplo, en sitios con mayor cobertura vegetal y con mayor disponibilidad de formas orgánicas disueltas (COD y NOD) se favorecerá la actividad de las poblaciones microbianas heterótrofas (Paul & Clark, 1989), por lo que se incrementa la mineralización de N orgánico, incrementando así la presencia de amonio en el suelo (Hart et al., 1994; Cleveland et al., 2007). En contraste, en sitios con menos cobertura vegetal tendrán menor disponibilidad de formas orgánicas disueltas (COD y NOD), por lo que las poblaciones heterótrofas no serán competitivas y los organismos nitrificantes tendrán acceso al  $\text{NH}_4$  y por tanto se incrementa la producción de  $\text{NO}_3$ .

## 4. MATERIALES Y MÉTODOS

### 4.1. Descripción del sitio de estudio

El sitio de estudio está en el Valle de Cuatro Ciénegas de Carranza en el estado de Coahuila. Se encuentra en la región del altiplano septentrional (Espinosa et al., 2005) y pertenece al Desierto Chihuahuense, el cual se encuentra localizado entre los dos macizos montañosos más grandes de México, al este de la Sierra Madre Oriental y al oeste la Sierra Madre Occidental. La ubicación geográfica del valle es 26° 50' latitud norte y 102° 11' longitud oeste (Fig. 1). Rodeando el valle de Cuatro Ciénegas se encuentran al norte las sierras de La Madera y la Menchaca, al oeste la Purísima y San Vicente. Existen en el sur las sierras de San Marcos y Pinos y al sureste la Fragua. El valle tiene una extensión aproximada de 40 km<sup>2</sup> de este a oeste y 30 km<sup>2</sup> de norte a sur.

Su clima es seco, desértico con lluvias en verano. La temperatura promedio es de 21.4° C con un máximo de 27.9° C y un mínimo de 14.8 °C (datos históricos de 29 años, CONAGUA, 2010). Tiene una precipitación anual menor de 203 mm (datos históricos de 30 años, Servicio Meteorológico Nacional). Dentro del valle se tiene dos tipos de rocas, una rica en sulfatos de calcio (yeso) y otro de carbonatos de calcio (calizas, Fig. 1). De acuerdo a la clasificación de la WRB (2007), los tipos de suelo que dominan son Gipsisoles y Calcisoles. La vegetación dominante son los matorrales xerófilos y los pastizal halófito y gipsófilos (Rzewdoski, 2006). En el valle de Cuatro Ciénegas sus pastizales naturales están siendo transformados a cultivos intensivos de alfalfa. Entre el 2003 y el 2006 se han abierto a nuevos cultivos 162.29 ha (CONANP, 2007). Dentro del valle, el tipo de agricultura es principalmente para la producción de alfalfa, con irrigación por inundación y adición de fertilizantes. Después de algunos años de uso las parcelas son abandonadas (fotos 1 y 2). Este tipo de manejo genera degradación del suelo (pérdida de fertilidad y salinización), por lo que los productores han tenido que ir abandonando a las parcelas.



Figura 1. Valle de Cuatro Ciénegas, Coahuila.

#### 4.2. Sitios de muestreo

El trabajo se realizó en el ejido de Cuatro Ciénegas, Coahuila, que se localiza en el este del valle sobre rocas calizas y como suelo dominante el Calcisol.

En la Figura 2 se presenta como están distribuidas las parcelas del ejido de Cuatro Ciénegas, en el cual se señalan las dos parcelas abandonadas con las cuales se trabajaron.

Para este estudio se escogieron dos parcelas agrícolas abandonadas pertenecientes al mismo propietario. Las dos parcelas tuvieron un manejo agrícola al inicio de los 70's y luego se abandonaron por decisión del ejidatario. Las dos parcelas fueron desmontadas en su totalidad a principio de la década de los 70's. El primer sitio se cultivó durante dos años, luego fue abandonado y actualmente se encuentra con un proceso de sucesión secundaria no inducida (foto 1). La segunda parcela, fue desmontada en los años 70's en su totalidad y se cultivó durante más años que la parcela anterior (foto 2).



Foto 1. Sitio 1 (marzo del 2010)



Foto 2. Sitio 2 (Marzo del 2010)

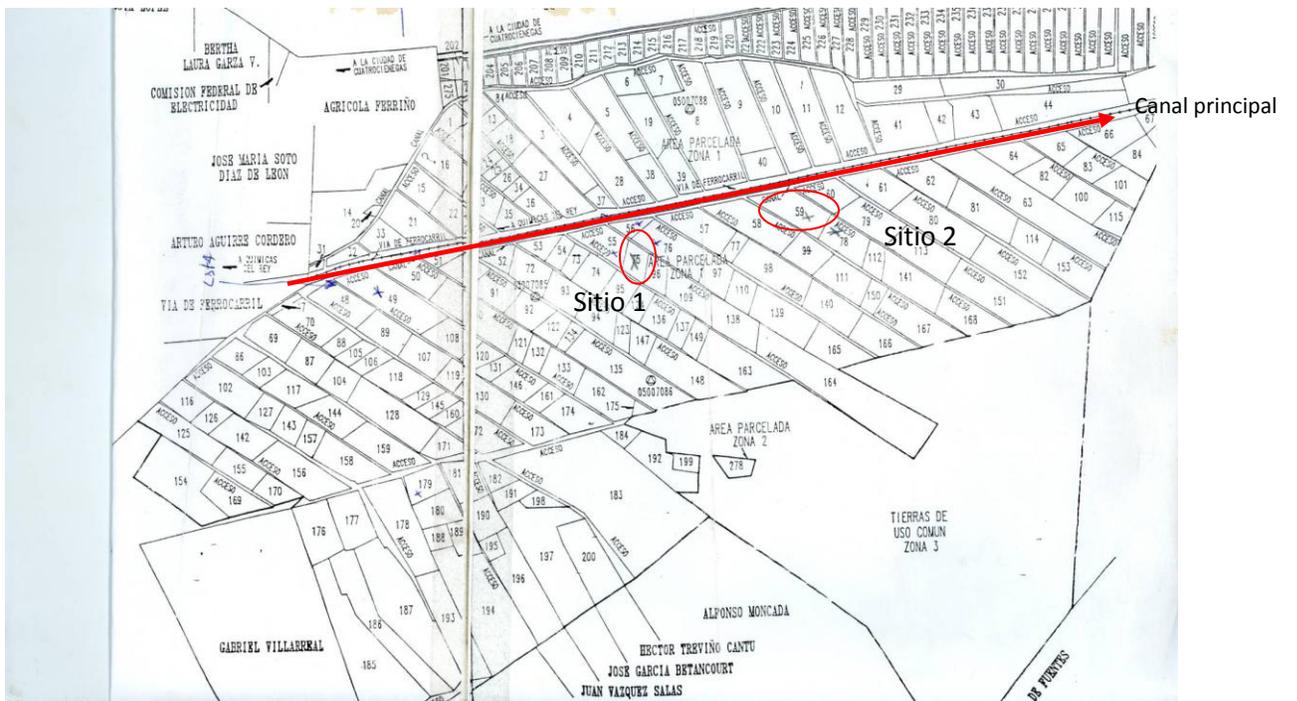


Figura 2. Ejido de Cuatro Ciénegas de Carranza, Coahuila

### 4.3. Diseño experimental

El muestreo se realizó en dos fechas: en marzo (invierno) y en septiembre (verano) del 2010.

En cada sitio de estudio se estableció un cuadro de 160 x 50 metros (8000 m<sup>2</sup>). La línea base de 160 m fue perpendicular a la pendiente principal del terreno. Esta línea fue separada en 10 secciones de 16 metros cada una. En cada sección se aleatorizó el transecto secundario de 50 metros. Teniendo en total 10 transectos por sitio, cada uno de estos transectos representa la unidad experimental (figura 3). En cada transecto, se tomó sistemáticamente una muestra cada 5 metros teniendo al final 10 muestras por transectos. Estas muestras se aleatorizaron para que 5 muestras formaran una muestra compuesta, utilizada en los análisis biogeoquímicos. Las 5 muestras restantes por transecto, se utilizaron para determinar la biomasa radical y una de estas se escogió para la determinación de densidad aparente de suelo. Por lo que se tiene 40 muestras para raíces por sitio y 10 para la densidad aparente del suelo.

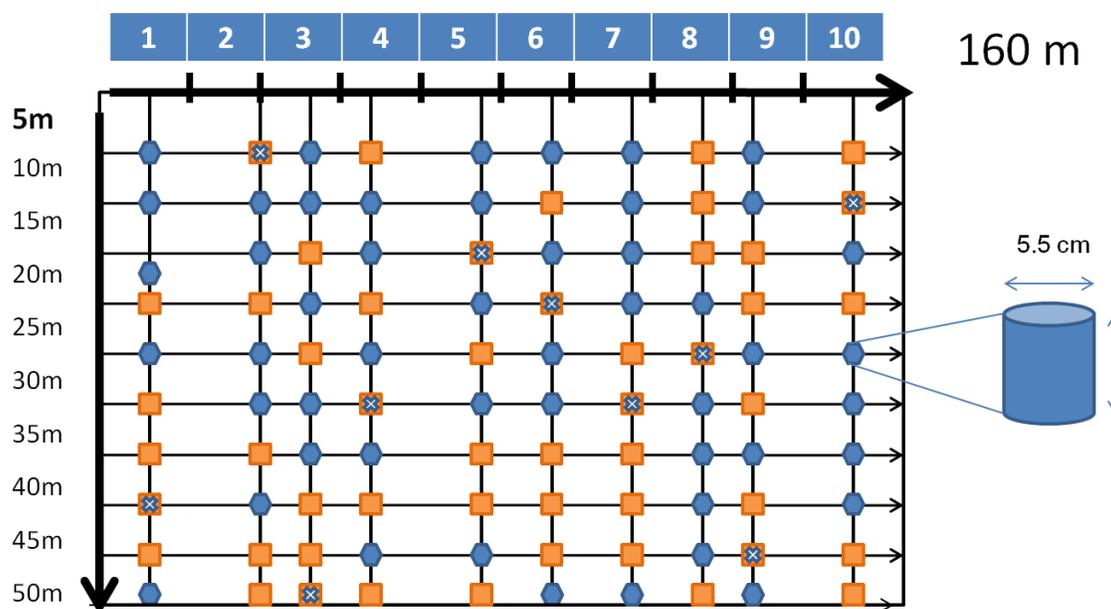


Figura 3. Esquema del diseño de muestreo. Se detallan los sitios en los cuales se tomaron las muestras para los análisis biogeoquímicos (hexágono azul ) , las muestras para la determinación de biomasa radical (cuadro naranja ) y las muestras para cuantificar la densidad aparente (cruz azul ) .

## **4.4.DATOS DE CAMPO**

### **4.4.1. Cobertura vegetal.**

Para medir la cobertura vegetal se utilizó el Método de Línea o Método de Canfield (Canfield, 1941). La cobertura interceptada de cada especie se midió con una cinta a lo largo del transecto de 50 m. La cifra total interceptada de cada especie es determinada en cada línea, calculándose posteriormente el porcentaje de cobertura. En este trabajo se tuvieron 10 líneas por parcela, correspondientes a los transectos.

La fórmula para obtener el porcentaje de cobertura total por transectos es la siguiente:

$$\%cobertura = \frac{(Suma\ de\ la\ cobertura\ de\ cada\ especie) * 100}{Metros(m)}$$

## **4.5. Análisis de laboratorio**

A las muestras de invierno de la biomasa subterránea se le determinó los siguientes parámetros biogeoquímicos: peso seco, los totales y los contenidos de C, N y P.

A las muestras de suelo colectadas en dos épocas del año (verano e invierno) se les determinaron los siguientes parámetros biogeoquímicos para evaluar la dinámica de nutrientes: humedad, pH, totales (C, N y P), formas disueltas (COD, NOD y POD), formas disponibles (NH<sub>4</sub>, NO<sub>3</sub> y Pi), formas microbianas (C, N y P) y fraccionamiento de P.

### **4.5.1. Raíces (Biomasa subterránea)**

Todas las muestras se secaron a 70 °C y se pesaron por separado. Cuando la cantidad de raíz fue pequeña se hicieron muestras compuestas para los análisis químicos. Para la parcela 1 se hizo una muestra compuesta por transecto, obteniendo 10 muestras compuestas. En la parcela 2, se juntaron 8 muestras de dos transectos consecutivos, para formar 1 muestra compuesta, de tal manera que se obtuvieron 5 muestras en esta parcela. Esto fue debido a que el material colectado no era suficiente para realizar los análisis químicos.

Una vez secas las muestras de raíces, se molieron en un molino (Thomas Scientific W) y se tamizaron (tamiz del # 40 de 0.0425 mm).

#### **4.5.1.1. Determinación de C, N y P totales de las raíces**

El carbono total (CT) fue determinado con un auto-analizador de C (mod.CM5012 UIC, 1995) por el método coulométrico (Huffman, 1977).

Para los análisis de nitrógeno total (NT) y fósforo total (PT), se pesaron 0.15 g de muestra, se colocaron en tubos digestores de 75 ml, se digirieron en un medio ácido (1 g mezcla digestora; 3 ml de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> al 30%; 7ml de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) y los extractos fueron leídos en un auto-analizador Braun+Luebbe Auto Analyzer III. El P fue medido por el método colorimétrico de molibdato después de una reducción con ácido ascórbico (Murphy y Riley, 1962) y el N por el método macro-Kjendahl (Bremner, 1996) con el complejo de Nitroprusiato-salicilato.

#### **4.5.1.2. Calcinación de las raíces.**

Se realizó un ajuste libre de cenizas. Por ello, de cada una de las 15 muestras de raíces se pesaron 0.25 g que se colocaron en crisoles de porcelana y se calcinaron en un horno Thermolyne (1400/Furnace) a 450 °C durante 4 horas. Posteriormente, se pesó la ceniza. Con estos datos se determina el porcentaje de cenizas que se le resta al peso seco de cada muestra. Con este ajuste se eliminó la posible contaminación de partículas de suelo y los datos se expresaron como libre de arena.

#### **4.5.1.3. Contenidos de raíces.**

Para determinar los contenidos de C, N y P en raíces se multiplicó la biomasa libre de cenizas a la concentración de cada nutriente, como se muestra a continuación:

$$\text{Contenido} = \text{biomasa libre de cenizas} * \text{concentración} = g/m^2$$

## **4.5.2. Métodos para análisis del suelo.**

### **4.5.2.1. Determinación del pH y humedad**

El pH del suelo se determinó en muestras frescas del campo y fue medido en una relación 1:10 p/v usando agua desionizada con un potenciómetro calibrado Thermo Scientific (modelo Orion 3star Plus). Para calibrar el potenciómetro se utiliza una solución reguladora de pH de 4 y 10.

Para cada una de las muestras se calculó el porcentaje de humedad (%), pesando una submuestra de 50 g y secándola en un horno a 75 °C por 48 horas. El porcentaje de humedad fue calculado por el método gravimétrico.

### **4.5.2.2. Determinación de la densidad aparente del suelo**

La densidad aparente del suelo se determinó tomando la muestra del suelo con un nucleador con un diámetro de 5.5 cm, posteriormente se secó la muestra en el horno a 70°C durante 24 horas, se registró el peso seco y se realizaron los cálculos para determinar la densidad ( $\rho$ ) con la siguiente fórmula:

$$\rho = \frac{W_{seco}(gr)}{V (cm^3)} = g / cm^3$$

Donde: W seco = peso seco de la muestra

V = volumen del nucleador (en este caso es de  $356.38 \text{ cm}^3$ ) =  $\pi r^2 (h)$

### **4.5.2.3. Determinación de C, N y P totales del suelo**

Para la determinación de los nutrientes totales, primero se separó una submuestra de 20 g de suelo fresco y se secó en un horno a 70 °C durante 24 horas. El suelo seco se molió en un mortero de ágata.

El CT fue determinado con un analizador de C (mod.CM5012 UIC, 1995) por el método coulométrico (Huffman 1977). El C inorgánico Total (CiT) fue determinado en el módulo de acidificación CM5130 con 10 ml de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 2 N.

Para obtener el COT se calcula por la diferencia entre el CT y el CiT.

$$COT = CT - CiT$$

Para el P y N total se pesaron 5 g de suelo, se colocaron en tubos digestores de 250 ml se predigerieron con 1 g de mezcla digestora (1g de CuSO<sub>4</sub> :10 g de KH<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>), 3 ml de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> al 30 % y 20 ml de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>. La digestión se realizó en un módulo de digestión, donde se elevó la temperatura 50 °C cada 20 minutos hasta llegar a 375 °C y se dejó 3 horas, al finalizar se filtraron las muestras por papel Whatman # 1. Los extractos fueron leídos en un auto-analizador Braun+Luebbe Auto Analyzer III. El P fue medido por el método colorimétrico de molibdato después de una reducción con ácido ascórbico (Murphy y Riley, 1962) y el N por el método macro-Kjendahl (Bremner, 1996) por una reacción del complejo nitroprusiato- salicilato y determinado por colorimetría.

#### **4.5.2.4. Determinación de las formas disueltas del suelo**

Para los nutrientes disueltos, se pesaron 20 g de suelo fresco, se agitaron por 45 minutos con 80 ml agua desionizada y el supernadante se filtró por papel Wathman de 42 micras (Jones and Willett, 2006) y posteriormente se filtró al vacío por una membrana millipore de 0.45 µm. Del extracto anterior se determinaron las formas totales e inorgánicas de C, N y P.

El C inorgánico (Ci) se determinó en un módulo de acidificación CM5130, con 10 ml de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 2 N y 3 ml de muestra. El amonio inorgánico disuelto (NiD) y el fósforo inorgánico disuelto (PID) se determinarán mediante el método N° 696-82 Technicon Autoanalizador Bram+Lubbe III.

El carbono total disuelto (CTD) se midió en un autoanalizador de C (TOC CM5012), módulo para líquidos (UIC-COLUMETRICS). Para el fósforo total disuelto (PTD) y

nitrógeno total digerido (NTD) se colocó 25 ml del extracto anterior en tubos digestores con 1 ml de  $H_2SO_4$  y 1 ml  $H_2O_2$  y se digirió a 250 °C por 2 horas. Posteriormente, se agregaron gotas de fenolftaleína, después se agregó NaOH al 20 % hasta que viró a rosa y se neutralizó con  $H_2SO_4$  5 N. Los matraces se aforaron a 50 ml y por último se filtró en papel Whatman # 1. Los extractos se leyeron en un auto-analizador Bram+Lubbe auto analyzer III, por el método de colorimetría antes descritos. Todos los resultados son expresados en concentraciones en relación al peso seco, por lo cual se hizo un ajuste por el contenido de humedad de las muestras frescas.

El COD, NOD y POD se calcularon por la diferencia entre el total disuelto y el inorgánico correspondiente.

#### **4.5.2.5. Determinación de las formas disponibles del suelo**

Para las formas inorgánicas disponibles de N ( $NH_4^+$  y  $NO_3^-$ ), se pesaron 10 g de suelo fresco, se agitaron por 30 minutos y fueron extraídas con 50 ml de KCl 2N. Los extractos fueron filtrados a través de un papel Whatman No.1 (Robertson et al., 1999) y determinados por colorimetría con un auto-analizador 3Bram+Lubbe (Technicon Industrial System, 1977). Los resultados se expresan por gramo de muestra seca.

#### **4.5.2.6. Determinación de las formas microbianas del suelo**

El C y N microbiano se determinaron por el método de extracción- fumigación con cloroformo (Vance et al., 1987). Se pesaron 20 g de suelo fresco por duplicado de cada muestra, una de las series de muestras se fumigó con 80 ml de  $CHCl_3$  en desecador al vacío. Ambos tratamientos se incubaron a 25 °C por 24 horas, posteriormente a las muestras se les agregó 80 ml de  $K_2SO_4$ , 0.5N y se agitaron por 30 minutos. Se filtró al vacío por una membrana millipore de 0.45 $\mu$ m.

Los extractos se leyeron con los métodos antes descritos de CTD y Ci para obtener el carbono total microbiano (CTmic) y carbono inorgánico (Ci), para obtener el C orgánico con la siguiente ecuación:

$$C_{org} = CTD - Ci$$

El Cmic se calculó restando a las muestras no fumigadas las muestras fumigadas y se divide entre el factor de recuperación (k) 0.45 para obtener el Carbono Microbiano, como se muestra a continuación (Joergensen et al., 1996):

$$C_{mic} = \frac{C_{fumigado} - C_{sinfumigar}}{0.45}$$

Para la extracción del N microbiano (Nmic), se colocaron 30 ml del extracto en tubos digestores y se digirieron con 1 ml H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> y 0.6 ml de CuSO<sub>4</sub> a 300°C por 3 horas. El extracto se aforó en matraces de 50 ml y se filtró en papel Whatman # 1. Posteriormente se leyó por el método colorimétrico antes descrito. Para obtener el valor de Nmic se resta el Nmic no fumigado al Nmic fumigado y se divide entre el factor de recuperación de (k) 0.54, como se muestra a continuación (Joergensen y Mueller, 1996):

$$N_{mic} = \frac{N_{fumigado} - N_{sinfumigar}}{0.54}$$

El P microbiano se realizó con el método de Hedley y Steward (1982), pesando por duplicado 5 g de suelo para tener dos series de muestras con tratamientos diferentes (fumigadas y no fumigadas). El P se extrajo con 30 ml de agua desionizada, se agitó, centrifugó y se desecho el sobrenadante. A la pastilla remanente se le agregó una solución de NaCl/EDTA sugerido por Perrot (1992) para suelos con carbonatos, para evitar sobreestimar al P. A las muestras que se fumigaron, se les adicionó 5 ml de CHCl<sub>3</sub> y se agitó durante 1 hora. Las muestras fumigadas se dejaron evaporar toda la noche en la campana de extracción y las muestras del tratamiento sin fumigar se dejaron en el refrigerador a 4 °C. Al día siguiente, se le agregaron 30 ml de NaHCO<sub>3</sub> 0.5M y se agitaron durante 16 horas, se centrifugaron y el sobrenadante se filtró en papel Whatman #42. Se realizó la extracción del P total con bicarbonato de sodio. De este extracto se tomó una

alícuota de 5 ml, la alícuota se colocó en vial resistente a la temperatura y se adicionó 1 ml de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 11N y 0.7 ml persulfato de amonio, los viales fueron semitapados y se digirió en autoclave a 121°C (15-20 psi, Autoclave EVAR modelo EV-24) durante una hora. Posteriormente se colocó el extracto en matraces de 25 ml y se adicionaron unas gotas de p-nitrofenol, se agregó 2.8 ml de NaOH 10M, después se neutralizó con unas gotas de HCl 5M y se aforó. Los extractos se leyeron como PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> en un auto-analizador Bram+Lubbe auto analyzer III, por el método de colorimetría. El Pmic se obtuvo de la diferencia del Pmic fumigado y Pmic no fumigado entre el factor de recuperación (Kp) 0.4 como se muestra a continuación:

$$P_{mic} = \frac{P_{fumigado} - P_{sinfumigar}}{0.4}$$

#### 4.5.2.7. Fraccionamiento de P del suelo

Se utilizó el método secuencial de Heldey et al. (1982) adaptado para suelo con carbonatos por Perrot (1992), para evitar que se sobrestime el P que está atrapado en el calcio. Para la identificación de las formas lábiles a recalcitrantes de P se utilizó el procedimiento de fraccionamiento secuencial de Hedley (1982) que se basa en la separación de fracciones de P extraídos secuencialmente.

##### *Extracción de P lábil con bicarbonato de sodio (NaHCO<sub>3</sub>)*

La primera fracción que se extrajo consistió en la obtención de P lábil y fácilmente disociable de la superficie de suelo. Esta fracción se obtuvo adicionando 30 ml de NaHCO<sub>3</sub> 0.5M a 1 g de suelo, la solución se agitó por 16 horas a 150 rpm y posteriormente se centrifugaron las muestras a 350 rpm. El sobrenadante se filtró por papel Watman #42. Del extracto obtenido, se dejó reposar toda la noche en refrigeración, con el fin de que se separaran la fase orgánica de la inorgánica por decantación. Posteriormente, se determinó el P inorgánico y el P total.

El P inorgánico se obtuvo tomando una alícuota de la parte superior del extracto. La alícuota se colocó en un matraz de 25 ml, se le adicionó agua desionizada y se acidificó con 0.55 ml de HCl 10M. Estas muestras se agitaron manualmente de manera periódica

hasta que el gas se eliminó de la muestra. Posteriormente se adicionó una gota de fenolftaleína, se agregaron 0.095 ml NaOH 10M y por último se neutralizó con unas gotas de HCl 5M. Posteriormente se aforaron los matraces. El P total se obtuvo al tomar una alícuota de 5 ml del extracto, previa agitación de la muestra. La alícuota se colocó en viales de boca ancha y se adicionó H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 11N y persulfato de amonio. Posteriormente, los viales fueron semitapados y las muestras se digirieron en autoclave a 121°C (15-20 psi, Autoclave EVAR modelo EV-24) durante una hora. Una vez el extracto se colocó en matraz de 25 ml y se adicionó unas gotas de p-nitrofenol, se agregaron 2.8 ml de 10M y por último se neutralizó con unas gotas de HCl 5M y se aforaron los matraces.

Ambos extractos se leyeron por colorimetría en el autoanalyzer. La forma orgánica asociada a esta fracción se calculó como la diferencia entre el Pt y Pi.

#### *Extracción de P con hidróxido de sodio (NaOH)*

En la segunda fracción se utilizó como extractante NaOH 0.1M. Con este extractante es posible obtener el P que se encuentra fuertemente unido a compuestos de Fe y Al. Posteriormente se realizaron los procedimientos descritos en la fracción anterior para determinar la fracción inorgánica y total.

#### *Extracción de P con ácido clorhídrico (HCl)*

Antes de la obtención de la tercera fracción, fue necesario realizar un lavado a la pastilla con una solución de NaCl, H<sub>3</sub>BO<sub>3</sub>, NaOH y EDTA (Perrot, 1992), en caso contrario la digestión ácida precipita el P como fosfato de calcio causando una sobre estimación de P.

En la tercera fracción se utilizó HCl 1M como extractante para la obtención de P unido a Ca y complejos de Ca y Mg, así como el P mineral relativamente insoluble. Se determinó el P total y P inorgánico como se describió en la primera fracción.

#### *Extracción de P ocluido con ácido sulfúrico (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>)*

La cuarta y última fracción, se obtuvo con H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> como extractante, y de esta fracción se obtuvo el P unido a complejos de Ca y Mg, así como el P mineral residual que está relativamente insoluble. Para la obtención de esta fracción, se utilizó la pastilla remanente de la extracción anterior, se le adicionó H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> al 30% y H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 1M y se digirió a 275°C (en bloque digestor) durante aproximadamente una hora. Posteriormente se filtraron

las muestras, se aforaron a 25 ml y se leyó el P como  $\text{PO}_4^{3-}$  por colorimetría en el autoanalizador.

Todos los extractos de P se leen como  $\text{PO}_4^{3-}$  en un autoanalizador Bram-Lubbe auto analyzer III por el método de colorimetría. Los resultados se expresan en concentración en base a suelo seco, por lo cual se hizo el ajuste por contenido de humedad de la muestra del suelo.

#### **4.5.3. Incubaciones.**

Para tratar de explicar los procesos biogeoquímicos de ambas parcelas, se montó una incubación del suelo en condiciones controladas de laboratorio.

##### **4.5.3.1. Diseño.**

Cada parcela tuvo 10 replicas por estación, correspondiente a cada una de las muestras compuestas que se procesaron en el laboratorio. Cada una de las muestras se homogenizó y se emplearon 80 g de muestra fresca colocándolos en tubos PVC para ser incubados en frascos de vidrio a 25 °C, manteniéndolos húmedos mediante capilaridad. Las muestras fueron incubadas durante 14 días. Durante la incubación se midió la marcha de  $\text{CO}_2$ - C utilizando trampas de NaOH y su titulación posterior con HCl (Coleman et al. 1978). Se colocaron trampas en frascos vacíos para que sirvieran como blancos. A las muestras del suelo se les determinó, después de la incubación, las formas disueltas y disponibles de C, N y P con los métodos antes descritos. Los datos se expresaron en peso seco de suelo incubado.

##### **4.5.3.2. Cambios netos entre fechas (Deltas).**

Para calcular las diferencias (deltas), se restaron uno a uno cada resultado al final de los 14 días (incubado) menos el inicio (no incubado). Cuando el resultado era positivo hubo producción del elemento analizado, mientras que si el resultado fue negativo hubo consumo. Los cambios y tasas netas de mineralización de N y nitrificación se calcularon con las siguientes ecuaciones:

$$\Delta COD = COD_{incubado} - COD_{noincubado}$$

$$\Delta NOD = NOD_{incubado} - NOD_{noincubado}$$

$$\Delta POD = POD_{incubado} - POD_{noincubado}$$

$$\text{Amonificación neta} = NH4_{incubado} - NH4_{noincubado}$$

$$\text{Nitrificación neta} = NO3_{incubado} - NO3_{noincubado}$$

$$\text{Mineralización neta} = \text{Amonificación neta} + \text{Nitrificación neta}$$

## **4.6. Análisis estadístico.**

### **4.6.1. Análisis de los datos de nutrientes del suelo**

Los datos fueron sometidos a un análisis de varianza de medidas repetidas (RMANOVA; Von Ende, 1993), donde se consideraron a las parcelas (p1 y p2) como factores entre individuos y las estaciones de muestreo (verano e invierno) como factores al interior de individuos. Después se hizo un análisis de correlación de Pearson de las formas activas de nutrientes, para buscar relaciones entre los parámetros del suelo. Para las incubaciones también se realizó un RMANOVA donde se consideraron a las parcelas (p1 y p2) como factores entre individuos y las fechas de colecta (verano e invierno) como factores al interior de individuos. Cuando hubo diferencias significativas, las medias se compararon utilizando el método de Tukey ( $p=0.05$ ). De esta manera se puede hablar de un efecto de parcela o estación cuando la interacción parcela- estación no es significativa. Todos los análisis se realizaron con el programa Statistica Versión 8 y los promedios se consideraron como diferencias con una  $p<0.05$ .

### **4.6.2. Análisis estadísticos de fraccionamiento de P y raíces**

Para determinar las diferencias en cada fracción de P en cada parcela, los datos fueron sometidos a un análisis t de Student. Posteriormente, se realizó una correlación de Pearson de las formas de nutrientes más activos con las diferentes fracciones de P de ambas parcelas en invierno, para explorar las relaciones entre estos parámetros.

Los datos de raíces fueron sometidos a un análisis t de Student para saber si eran diferentes las concentraciones y contenidos en la biomasa subterránea entre parcelas. Todos los análisis se realizaron con el programa Statistica Versión 8 y los promedios se consideraron como diferencias con una  $p < 0.05$ .

#### **4.6.3. Análisis de Componentes Principales.**

Se realizó un análisis de Componentes Principales (ACP) de las coberturas vegetales de las dos parcelas y las dos estaciones para saber si la estructura de la comunidad vegetal fue diferente. La matriz se hizo de la cobertura interceptada de cada especie (cm) por transecto para las dos parcelas y las dos estaciones (verano e invierno). Se realizó un segundo ACP de las parcelas en invierno con el objetivo de realizar un análisis de correlación con biomasa radical que solamente se determinó con las muestras de invierno. La matriz se hizo de la cobertura interceptada de cada especie (cm) por transecto para las dos parcelas en la estación de invierno. Los ACP se realizaron centrados y no fueron estandarizados. Se realizó un tercer ACP de las formas activas de nutrientes en las dos parcelas y las estaciones (verano e invierno). La matriz se generó con las siguientes variables: pH, humedad, formas orgánicas disueltas, disponibles y microbianas de C, N y P, de las 40 muestras analizadas (dos parcelas y dos estaciones). El ACP se realizó centrado y sí fue estandarizado. La razón por la cual fue estandarizado es para quitar la varianza asociada a la magnitud de las variables utilizadas en este ACP. Los datos de los dos componentes que explicaron la mayor varianza fueron agrupados de acuerdo a los factores analizados (parcelas o estaciones) y posteriormente fueron sometidos a un análisis t de Student para saber si eran diferentes significativamente. En todos los casos, las diferencias se consideraron significativas a una  $p < 0.05$ .

Posteriormente, se realizó una correlación de Pearson del componente 1 (parcelas de invierno), biomasa radical y las formas de nutrientes más activas (pH, humedad, formas orgánicas disueltas, disponibles y microbianas de C, N y P). Los análisis se realizaron con el programa Statistica Versión 8.

## 5. RESULTADOS

### 5.1. Coberturas vegetales

En la estación de invierno, las parcelas 1 y 2 tuvieron 8 morfo-especies vegetales, de las cuales 5 son compartidas. En la parcela 1, el suelo desnudo ocupó el 40% de la cobertura, seguido por *Sporobolus airoides* con el 32% (Fig. 4.a). En cambio, el suelo desnudo cubrió el 89%, en la parcela 2 (Fig. 4.b).

En la estación de verano, la parcela 1 presentó 6 morfo especies diferentes (Fig. 4c), mientras que en la parcela 2 se encontraron 7 morfo especies vegetales (Fig. 4d), de las cuales 4 fueron compartidas con la parcela 1. El suelo desnudo predomina en ambos sitios, cubriendo el 75% y 30% para la parcela 2 y 1, respectivamente.

En invierno, se encontraron 11 morfo-especies vegetales y en verano se encontraron 9 en ambos sitios. Esto indica que se reduce la riqueza en el verano.

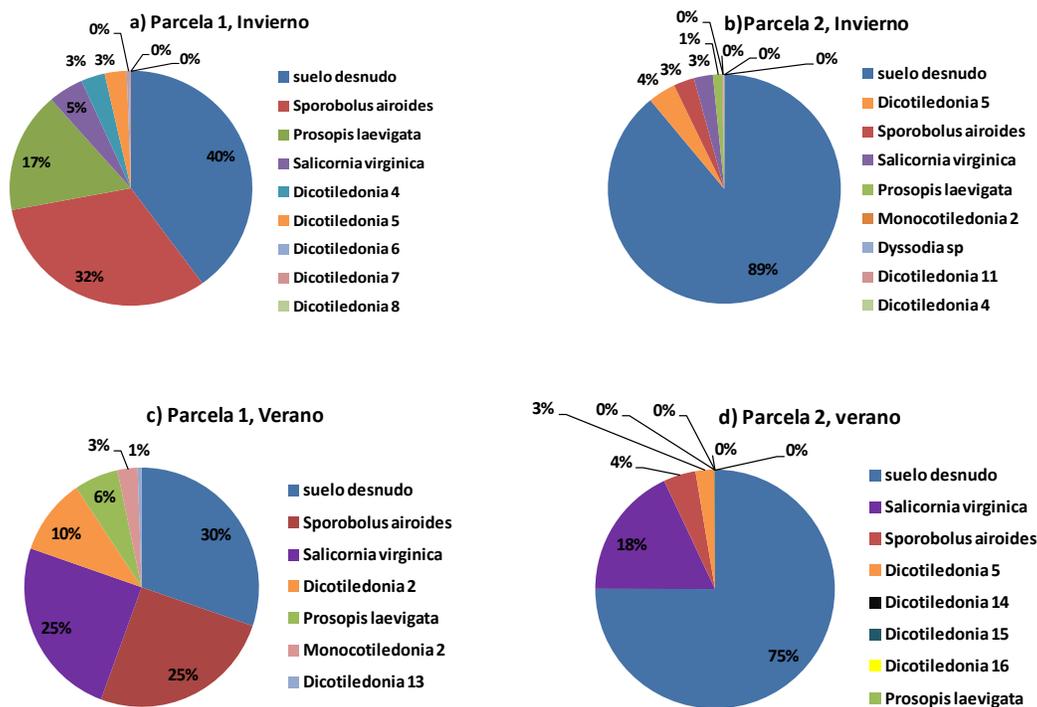


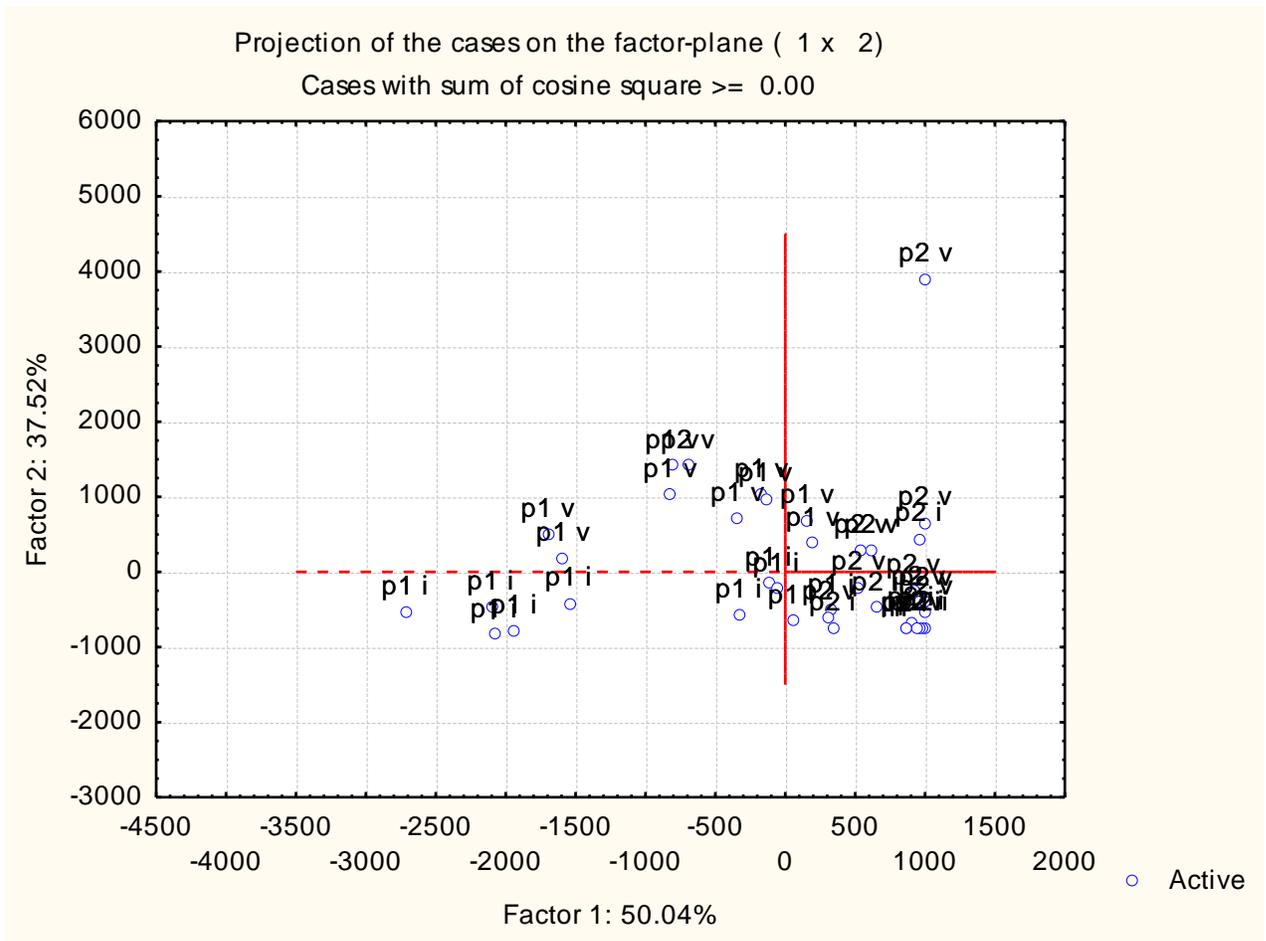
Figura 4. Coberturas vegetales en a) parcela 1, invierno, b) parcela 2, invierno, c) parcela 1, verano y d) parcela 2, Verano.

Las 4 morfo-especies que se comparten en ambas fechas y parcelas fueron *Sporobolus airoides*, *Salicornia virginica*, *Prosopis laevigata* y la dicotiledonia 5. Para más información sobre las morfo- especies consultar el Anexo 1.

Se realizó un análisis de componentes principales de la cobertura de las especies en ambas parcelas y estaciones en donde los dos primeros componentes explicaron el 87.6% de la varianza total, correspondiéndole el 50.1 % al primer componente y el 37.5% al segundo. Las especies que explicaron mayor varianza fueron *Sporobolus airoides* (asociado a la parcela 1) y *Salicornia virginica* (asociado a la parcela 2).

En la figura 5 se presenta la ordenación de las coberturas vegetales de la parcela 1 y 2 en verano e invierno en los dos primeros componentes. Con respecto al primer componente (eje  $x$ ) fue claro que la parcela 1 (valores negativos) se separa significativamente de la parcela 2 (valores positivos; t-Student=-7.6,  $p < 0.0001$ ). Así mismo, las diferencias entre las dos estaciones se presentó en el segundo componente (eje  $y$ ), donde la estación de verano (valores positivos) se separa significativamente de la estación de invierno (valores negativos, t-Student=-4.7,  $p < 0.01$ ).

Estos resultados sugieren que la mayor varianza (50 %) está explicada por la diferencia de la composición de la comunidad vegetal entre ambas parcelas y en un segundo término por la diferencia de las comunidades entre las dos estaciones (37%).



**Figura 5. Ordenación de las coberturas vegetales en verano e invierno en los dos primeros componentes. p1 v = parcela 1 verano; p2 v= parcela 2 verano; p1 i = parcela 1 en invierno: p2 i= parcela 2 invierno.**

Se realizó un segundo análisis de componentes principales sólo considerando los datos de la estación de invierno, para poder correlacionar los resultados con la biomasa radical que se colectaron sólo en esa fecha (fig.6). En este análisis, el primer componente explicó el 78 % de la varianza y el segundo componente el 10 % de la varianza total. En el primer componente se separaron de nuevo las dos parcelas: la parcela 1 con valores positivos y la parcela 2 con valores negativos ( $t$ -student= 5.34 y  $p < 0.01$ ). Las especies que explicaron mayor varianza fueron *Sporobolus airoides*, *Prosopis laevigata* (asociadas a la parcela 1), *Salicornia virginica* y *morfoespecie 5* (asociadas a la parcela 2). Por lo que este segundo análisis corrobora que hay diferencias en la estructura de la comunidad vegetal entre ambas parcelas.

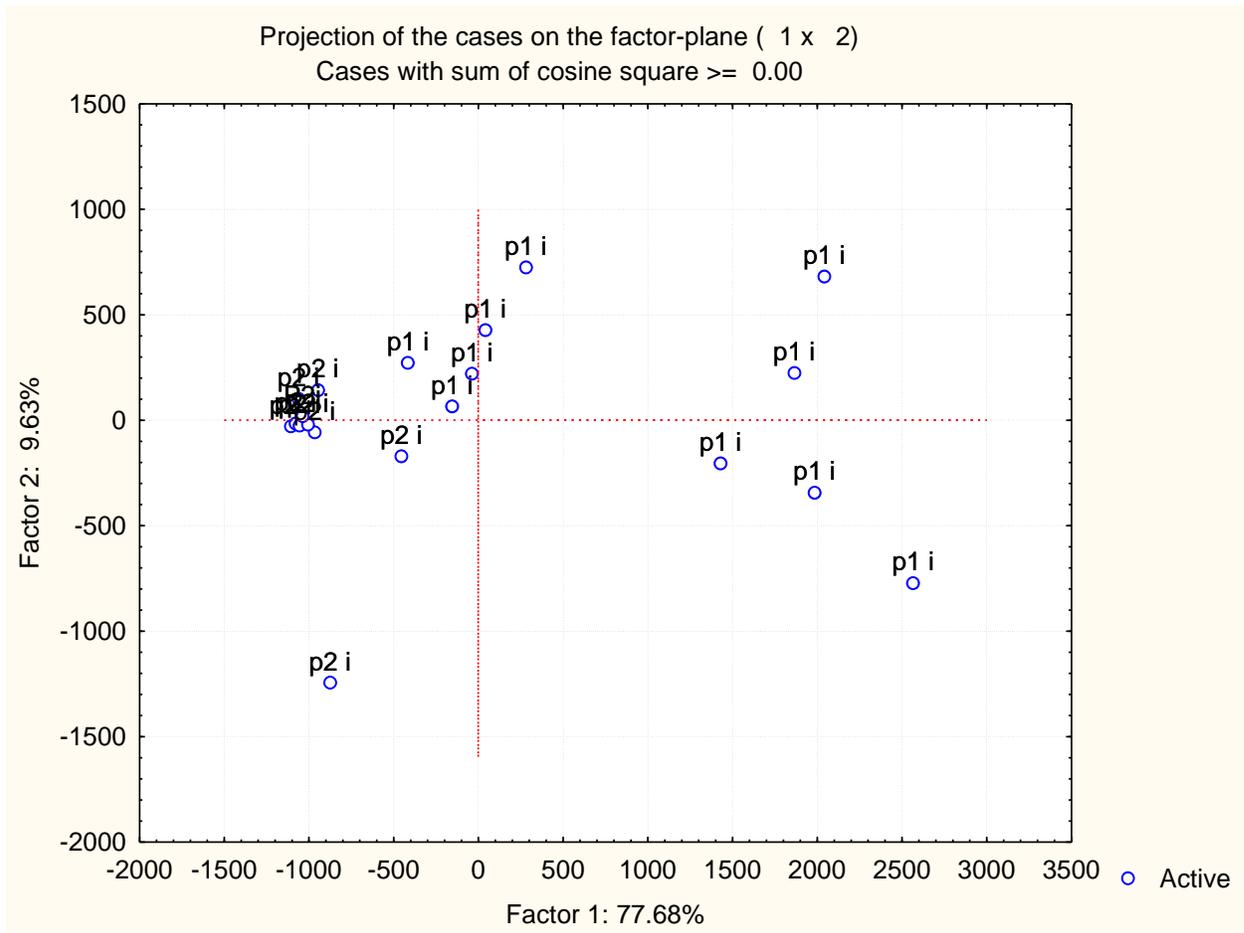


Figura 6. Ordenación de las coberturas vegetales de parcela 1 y 2 de invierno en los dos primeros componentes. p1 i= parcela 1 invierno; p2 i= parcela 2 invierno (n=20).

## 5.2. Biomasa radical

La parcela 1 tuvo 6 veces mayor biomasa radical que la parcela 2 (Tabla 1). Las concentraciones de Carbono total y Nitrógeno total (CT y NT) no fueron diferentes entre parcelas (Tabla 1). En contraste, el fósforo total (PT) fue mayor en la parcela 1 que en la parcela 2. Así mismo, los cocientes C:N, C:P y N:P no presentaron diferencias significativas entre ambas parcelas (Tabla 1).

Los contenidos de C, N y P fueron mayores en la parcela 1 que en la parcela 2 (Tabla 1), como consecuencia de la diferencia en la biomasa radical entre ambas parcelas.

<b>Tabla 1. Medias y error estándar (ee) de las concentraciones, los cocientes y los contenidos de la biomasa radical.</b>			
	<b>Parcela 1</b>	<b>Parcela 2</b>	<b>p</b>
	media (ee)	media (ee)	
Biomasa (g/m <sup>2</sup> )	130 (92)	20 (18)	<b>0.008</b>
CT (mg g <sup>-1</sup> )	171.02 (10.6)	164.07 (17.2)	0.26
NT (mg g <sup>-1</sup> )	7.12 (0.85)	7.95 (1.3)	0.56
PT (mg g <sup>-1</sup> )	0.87 (0.02)	0.80 (<0.01)	<b>0.003</b>
CT:NT	25.77 (2.13)	22.5 (3.5)	0.16
CT:PT	197.8 (12.5)	205.5 (20.5)	0.68
NT:PT	8.13 (0.83)	10 (1.7)	0.1
C contenido (g/m <sup>2</sup> )	23.74 (5.9)	17.5 (10.4)	<b>0.04</b>
N contenido (g/m <sup>2</sup> )	0.92 (0.3)	0.7 (0.4)	<b>0.04</b>
P contenido (g/m <sup>2</sup> )	0.11 (0.02)	0.08 (0.05)	<b>0.02</b>

### 5.3. Dinámica de nutrientes del suelo

Los resultados del RMANOVA muestran que el efecto de parcela fue el que presentó diferencias en 10 de los parámetros analizados, la estación presentó diferencias en 8 de los parámetros y la interacción Parcela- Estación presentó diferencias en sólo 4 de los parámetros analizados (Tabla 2).

**Tabla 2. Valores de probabilidad de rechazo de la hipótesis nula (p) del análisis de varianza de medidas repetidas (RMANOVA) para los factores principales y la interacción de las variables del suelo.**

	Parcela (P)	Estación (E)	PXE
PARAMETROS	p	p	p
PH	0.99	0.07	0.85
humedad	<0.01	0.42	0.06
COT	<0.01	0.67	0.04
NT	<0.01	<0.01	0.01
COT:NT	0.76	0.15	0.22
COT:POT	0.26	0.98	0.48
NOD:POT	0.29	0.14	0.18
PT	0.35	0.3	0.33
COD	0.04	0.17	0.09
NOD	<0.01	0.63	0.61
POD	0.33	0	0.16
COD:NOD	0.12	0.17	0.94
COD:POD	0.08	<0.01	0.07
NOD:POD	<0.01	<0.01	0.04
PiD	0.01	0.13	0.94
NH <sub>4</sub>	0.06	0.04	0.13
NO <sub>3</sub>	0	0.01	0.04
Dp-NH <sub>4</sub>	0.55	0.04	0.97
Dp-NO <sub>3</sub>	<0.01	<0.01	0.13
NH <sub>4</sub> /NO <sub>3</sub>	0.07	0.67	0.33
Dp- Pi	0.68	0.03	0.39
Cmic	<0.01	0.92	0.74
Nmic	0.44	0.39	0.13
Pmic	0.33	0.97	0.4
Cmic:Nmic	0.2	0.18	<0.01

Cmic:Pmic	0.04	0.4	0.4
Nmic:Pmic	0.25	0.55	0.24

La densidad aparente del suelo sólo se realizó en invierno y no fue diferente entre ambas parcelas ( $t$ -Student=-0.22,  $p=0.8$ ). El pH no presentó diferencias para los dos factores analizados, mientras que la humedad sólo presentó para el factor de parcela (Tabla 2). La parcela 1 tuvo mayor humedad, pero la diferencia es mínima (1%, Tabla 3).

La interacción entre parcela y estación sí fue significativa para el Carbono Orgánico Total (COT) y Nitrógeno total (NT, Tabla 2). La parcela 1 tuvo mayor COT en verano, pero la diferencia se pierde en invierno (Tabla 3). La concentración de NT fue mayor en la parcela 1 en ambas fechas (Tabla 3). Así mismo, la estación de verano presentó las mayores concentraciones de NT (Tabla 3).

En contraste, el fósforo total (PT) y los cociente COT:NT, COT:PT, NT:PT no presentaron diferencia para los dos factores analizados (Tabla 2).

**Tabla 3. Medias y error estándar (ee) de pH y de las concentraciones de Carbono Orgánico Total (COT), Nitrógeno Total (NT) y Fósforo Total (PT) de dos parcelas y en dos estaciones en Cuatro Ciénegas, Coahuila (n=10 cada sitio). Las mayúsculas significan diferencias entre estaciones al interior de cada parcela y las minúsculas diferencias de las parcelas al interior de cada estación cuando la interacción fue significativa.**

	Verano		Invierno	
	Parcela 1	Parcela 2	Parcela 1	Parcela 2
	media (ee)	media (ee)	media (ee)	media (ee)
Densidad aparente (gr/ cm <sup>3</sup> )	-	-	0.93 (0.03)	0.95 (0.05)
pH	8.7 (0.04)	8.7 (0.02)	8.8 (0.02)	8.8 (0.03)
Humedad (%)	13 (<0.01) <sup>A</sup>	10 (<0.01) <sup>B</sup>	13 (0.06) <sup>A</sup>	12 (0.04) <sup>B</sup>
COT (mg g <sup>-1</sup> )	15.79 (1.00) <sup>Aa</sup>	8.25 (1.02) <sup>Ba</sup>	12.9 (0.9) <sup>Aa</sup>	9.54 (1.49) <sup>Aa</sup>
NT (mg g <sup>-1</sup> )	2.33 (0.16) <sup>Aa</sup>	1.39 (0.06) <sup>Ba</sup>	1.90 (0.13) <sup>Ab</sup>	1.13 (0.05) <sup>Bb</sup>

PT (mg g <sup>-1</sup> )	0.78 (0.03)	0.66 (0.03)	0.63 (0.02)	0.53 (0.02)
POT (mg g <sup>-1</sup> )	0.06 (0.01)	0.05 (<0.01)	0.08 (0.02)	0.07 (0.01)
<b>Cocientes</b>				
COT :NT	6.82 (0.13)	6.05 (0.091)	7.04 (0.68)	8.34 (1.2)
COT:POT	1650 (980.6)	490.2 (311)	1725 (1092)	419.6(295.6)
NT:POT	260 (165)	73.63(53)	258.3(163)	73.54(53)

La concentración de Carbono orgánico disuelto (COD) y Nitrógeno orgánico disuelto (NOD) presentaron diferencias significativas en el factor de parcela (Tabla 2). La media de COD en la parcela 1 fue mayor que en la parcela 2 (51 y 33  $\mu\text{g g}^{-1}$ , respectivamente). Independientemente de la estación, la media del NOD fue mayor en la parcela 1 que la parcela 2 (5.89 y 2.85  $\mu\text{g g}^{-1}$ , respectivamente; Tabla 4).

La concentración de fósforo orgánico disuelto (POD) sí presentó diferencias en el factor de estación, pero no entre parcelas (Tabla 2). La estación de verano tuvo la mayor concentración que invierno (10.4 y 3.1  $\mu\text{g g}^{-1}$ , respectivamente; Tabla 4).

La concentración de amonio ( $\text{NH}_4$ ) disuelto presentó diferencias significativas para el factor de Estación (Tabla 2). La estación de invierno tuvo concentraciones mayores que la de verano (0.9 y 0.47  $\mu\text{g g}^{-1}$ , respectivamente; Tabla 4). En contraste, la concentración de nitrato ( $\text{NO}_3$ ) disuelto presentó diferencias significativas en la interacción parcela-estación (Tabla 2). La parcela 2 tuvo las mayores concentraciones en ambas estaciones: en verano fue 4 veces mayor y en invierno fue 6 veces mayor (Tabla 4). Así mismo, la estación de invierno tuvo las mayores concentraciones de  $\text{NO}_3$  (7.2 y 3.9  $\mu\text{g g}^{-1}$ , respectivamente; Tabla 4).

La concentración de fósforo inorgánico disuelto (PiD) presentó diferencias en el factor de Parcela (Tabla 2): la parcela 1 tuvo mayores concentraciones que la parcela 2 en ambas estaciones (0.12 y 0.02  $\mu\text{g g}^{-1}$ , respectivamente; Tabla 4).

El cociente COD:NOD no presentó diferencias significativas para los factores analizados (Tabla 2). En contraste, el cociente COD:POD presentó diferencias para el factor de estación (Tabla 2). La estación de invierno tuvo los mayores valores (22.9 y 3.9  $\mu\text{g g}^{-1}$ ,

respectivamente; Tabla 4). Mientras que el cociente NOD:POD sí presentó diferencias significativas para la interacción parcela-estación (Tabla 2). La estación de invierno fue mayor que la estación de verano, mientras que la parcela 1 en invierno fue 5 veces mayor que la parcela 2, mientras que en verano la diferencia fue el doble. Por lo que la parcela 1 fue mayor que la parcela 2 en ambas estaciones.

**Tabla 4. Medias y errores estándar (ee) de las concentraciones de formas disueltas orgánicas e inorgánicas de C, N y P en dos parcelas agrícolas abandonadas y en dos fechas en el Ejido de Cuatro Ciénegas, Coahuila (n =10, en cada sitio). Las mayúsculas significan diferencias entre estaciones al interior de cada parcela y las minúsculas diferencias de las parcelas al interior de cada estación cuando la interacción fue significativa.**

	Verano		Invierno	
	Parcela 1	Parcela 2	Parcela 1	Parcela 2
	media (ee)	media (ee)	media (ee)	media (ee)
COD ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	33.39 (7.5) <sup>B</sup>	35.7 (10.5) <sup>B</sup>	68.47 (10.16) <sup>A</sup>	35.3 (9.67) <sup>B</sup>
NOD ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	5.9 (0.6) <sup>A</sup>	2.54 (0.18) <sup>B</sup>	5.88 (0.75) <sup>A</sup>	3.64 (0.69) <sup>B</sup>
POD ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	11.6 (1.48) <sup>a</sup>	9.3 (1) <sup>a</sup>	2.83 (0.49) <sup>b</sup>	3.26 (0.4) <sup>b</sup>
NH <sub>4</sub> ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	0.45 (0.06) <sup>b</sup>	0.50 (0.14) <sup>b</sup>	1.2 (0.26) <sup>a</sup>	0.61 (0.16) <sup>a</sup>
NO <sub>3</sub> ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	1.95(0.4) <sup>Bc</sup>	5.86 (1.3) <sup>Ab</sup>	2.03 (0.3) <sup>Bc</sup>	12.4 (0.9) <sup>Aa</sup>
PiD ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	0.09 (0.04) <sup>A</sup>	0 (0) <sup>B</sup>	0.13 (0.03) <sup>A</sup>	0.04 (0.02) <sup>B</sup>
	<b>Cocientes</b>			
COD:NOD	5.88 (1.2)	13.98 (3.8)	13.5 (2.5)	20.87 (8.8)
COD:POD	3.35 (0.8) <sup>b</sup>	4.45 (1.4) <sup>b</sup>	31.66 (7.6) <sup>a</sup>	14.2 (5) <sup>a</sup>
NOD:POD	0.59 (0.1) <sup>Cb</sup>	0.29 (0.02) <sup>Dd</sup>	3.12 (0.74) <sup>Aa</sup>	1.12 (0.2) <sup>Ba</sup>

La concentración de amonio disponible (Dp-NH<sub>4</sub>) presentó diferencias significativas para el factor de estación (Tabla 2). La media de la estación de invierno fue mayor que la de verano (2.01 y 0.8  $\mu\text{g g}^{-1}$ , respectivamente; Tabla 5).

El nitrato disponible (Dp- NO<sub>3</sub>) fue significativo para los factores individuales de parcela y estación (Tabla 2). La parcela 2 tuvo mayor concentración de NO<sub>3</sub> que la parcela 1 en

ambas estaciones (Tabla 5). La estación de invierno tuvo las mayores concentraciones de  $\text{NO}_3$ , que la estación de verano ( $8.95$  y  $3.6 \mu\text{g g}^{-1}$ , respectivamente; Tabla 5).

A pesar de las diferencias de  $\text{Dp-NH}_4$  y  $\text{Dp-NO}_3$ , el cociente  $\text{NH}_4:\text{NO}_3$  no presentó diferencias en ninguno de los factores analizados (Tabla 2).

**Tabla 5. Medias y errores estándar (ee) de las concentraciones de las formas disponibles de nitrógeno en dos parcelas agrícolas abandonadas y en dos fechas en el Ejido de Cuatro Ciénegas, Coahuila. Amonio = $\text{NH}_4$ , nitratos =  $\text{NO}_3$  (n =10, en cada sitio). Las mayúsculas significan diferencias al interior de cada parcela y las minúsculas diferencias de las parcelas al interior de cada estación cuando la interacción fue significativa.**

	Verano		Invierno	
	Parcela 1	Parcela 2	Parcela 1	Parcela 2
	media (ee)	media (ee)	media (ee)	media (ee)
$\text{Dp-NH}_4 (\mu\text{g g}^{-1})$	0.63 (0.1) <sup>b</sup>	0.97 (0.1) <sup>b</sup>	1.82 (0.81) <sup>a</sup>	1.31 (0.81) <sup>a</sup>
$\text{Dp-NO}_3(\mu\text{g g}^{-1})$	1.25 (1.28) <sup>Bb</sup>	5.95 (1.35) <sup>Ab</sup>	3.93 (1.48) <sup>Ba</sup>	13.98 (1.56) <sup>Aa</sup>
$\text{NH}_4/\text{NO}_3$	1.03 (0.33)	0.4 (0.33)	1.81 (0.75)	0.09 (0.7)
$\text{Dp-Pi}$	18.3 (2.4) <sup>b</sup>	13.3 (1.5) <sup>b</sup>	33.9 (3.92) <sup>a</sup>	27.8 (2.54) <sup>a</sup>

El  $\text{Cmic}$  sí fue significativo para el factor de Parcela (Tabla 2). Independientemente de la fecha, la parcela 1 tuvo mayores concentraciones de  $\text{Cmic}$  que la parcela 2 ( $354$  y  $90 \mu\text{g g}^{-1}$ , respectivamente; Tabla 6). El  $\text{Nmic}$  y el  $\text{Pmic}$  no tuvieron diferencias significativas en ninguno de sus factores analizados (Tabla 2).

El cociente  $\text{Cmic}:\text{Nmic}$  fue significativo en la interacción parcela-estación (Tabla 2). En la estación de verano, la parcela 1 es mayor que la parcela 2; así mismo, en la estación de invierno, la parcela 1 también fue mayor que la parcela 2 (Tabla 6). En la parcela 2, el

cociente fue mayor en invierno, mientras que en la parcela 1 la estación de verano fue 6 veces mayor que el cociente de invierno (Tabla 6).

En contraste, el cociente Cmic: Pmic presentó diferencias sólo en el factor de parcela (Tabla 2). La parcela 1 es 12 veces mayor a la parcela 2 en verano, mientras que en invierno es 5 veces mayor la parcela 1 comparada con la parcela 2 (Tabla 6). El cociente Nmic: Pmic no presentó diferencias significativas en ninguno de sus factores analizados (Tabla 2).

<b>Tabla 6. Medias y errores estándar (ee) de las concentraciones de formas microbianas de C, N y P en dos parcelas agrícolas abandonadas y en dos fechas en el Ejido de Cuatro Ciénegas, Coahuila (n =10, en cada sitio). Las mayúsculas significan diferencias al interior de cada parcela y las minúsculas diferencias de las parcelas al interior de cada estación, cuando la interacción fue significativa.</b>				
	<b>Verano</b>		<b>Invierno</b>	
	parcela 1	parcela 2	parcela 1	parcela 2
	media (ee)	media (ee)	media (ee)	media (ee)
C mic ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	365.7 (64.7) <sup>A</sup>	82.5 (5) <sup>B</sup>	341.7 (74.7) <sup>A</sup>	97.55 (15.6) <sup>B</sup>
N mic ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	20.65 (2)	4.03 (1.3)	15.57 (7.7)	4.68 (8.1)
P mic ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	6.48 (2)	3.94 (1)	5.4 (3)	4.9 (7.5)
<b>Cocientes</b>				
C mic:N mic	18.6 (3.2) <sup>Ba</sup>	13.2 (3.5) <sup>Aa</sup>	61.8 (18) <sup>Ab</sup>	21.5 (9) <sup>Bb</sup>
C mic:P mic	234 (146) <sup>A</sup>	18.4 (5.7) <sup>B</sup>	95.9 (37) <sup>A</sup>	16.9 (5) <sup>B</sup>
N mic:P mic	17.3 (13.3)	0.57 (0.2)	4 (2.8)	5 (3)

La tabla 7 presenta las correlaciones de Pearson ante las formas activas de nutrientes. El pH correlaciona positivamente con la humedad y Dp-NH<sub>4</sub> y negativamente con el Nmic (Tabla 7). La humedad correlacionó positivamente con NOD, Cmic y Dp-Pi (Tabla 7).

El COD correlacionó positivamente con Dp-NH<sub>4</sub>. El NOD tuvo una relación positivamente con Dp-NH<sub>4</sub>, Cmic, Dp-Pi. En contraste el POD tuvo una relación negativa con Dp-NH<sub>4</sub>, Dp-NO<sub>3</sub> y Dp-Pi (Tabla 7). El Dp-NO<sub>3</sub> correlacionó negativamente con el Cmic. Por último, el Cmic tuvo una relación positivamente con el Nmic (Tabla 7).

**Tabla 7. Coeficiente de correlación de Pearson para pH, humedad, formas orgánicas disueltas de C, N y P, disponibles, y formas microbianas.**

	pH	hum	COD	NOD	POD	Dp-NH <sub>4</sub>	Dp-NO <sub>3</sub>	Cmic	Nmic	Pmic	Dp-Pi
pH	1										
Hum	0.383	1									
COD	0.03	0.22	1								
NOD	0.21	0.44	0.30	1							
POD	0.22	0.18	-0.3	0.002	1						
Dp-NH <sub>4</sub>	0.14	-0.03	0.38	0.32	-0.42	1					
Dp-NO <sub>3</sub>	0.32	-0.13	0.08	-0.16	-0.38	0.24	1				
Cmic	-0.13	0.49	0.15	0.47	0.11	-0.06	-0.40	1			
Nmic	-0.33	-0.05	-0.03	0.03	-0.06	0.01	0.06	0.36	1		
Pmic	0.05	-0.004	0.28	0.09	-0.24	0.18	0.29	-0.09	0.01	1	
Dp-Pi	0.002	0.32	0.30	0.33	-0.44	0.23	0.26	0.22	0.01	-0.17	1

Se realizó un análisis de componentes principales de las formas activas de nutrientes en las dos estaciones y parcelas, en donde el 98.4% de la varianza fue explicada por los dos primeros componentes, ya que el primer componente explicó el 96 % de la varianza total (Fig. 7). Con respecto al primer componente (eje de las x's), la parcela 1 (valores positivos) se separa de la parcela 2 (valores negativos; t-Student=5.5, p=<0.0001). Los factores que explicaron mayor varianza fueron el C microbiano (asociado a la parcela 1) y el COD (asociado a la parcela 2).

Estos resultados sugieren que el 96% de la varianza de las formas activas de los nutrientes está explicada por la diferencia entre parcelas.

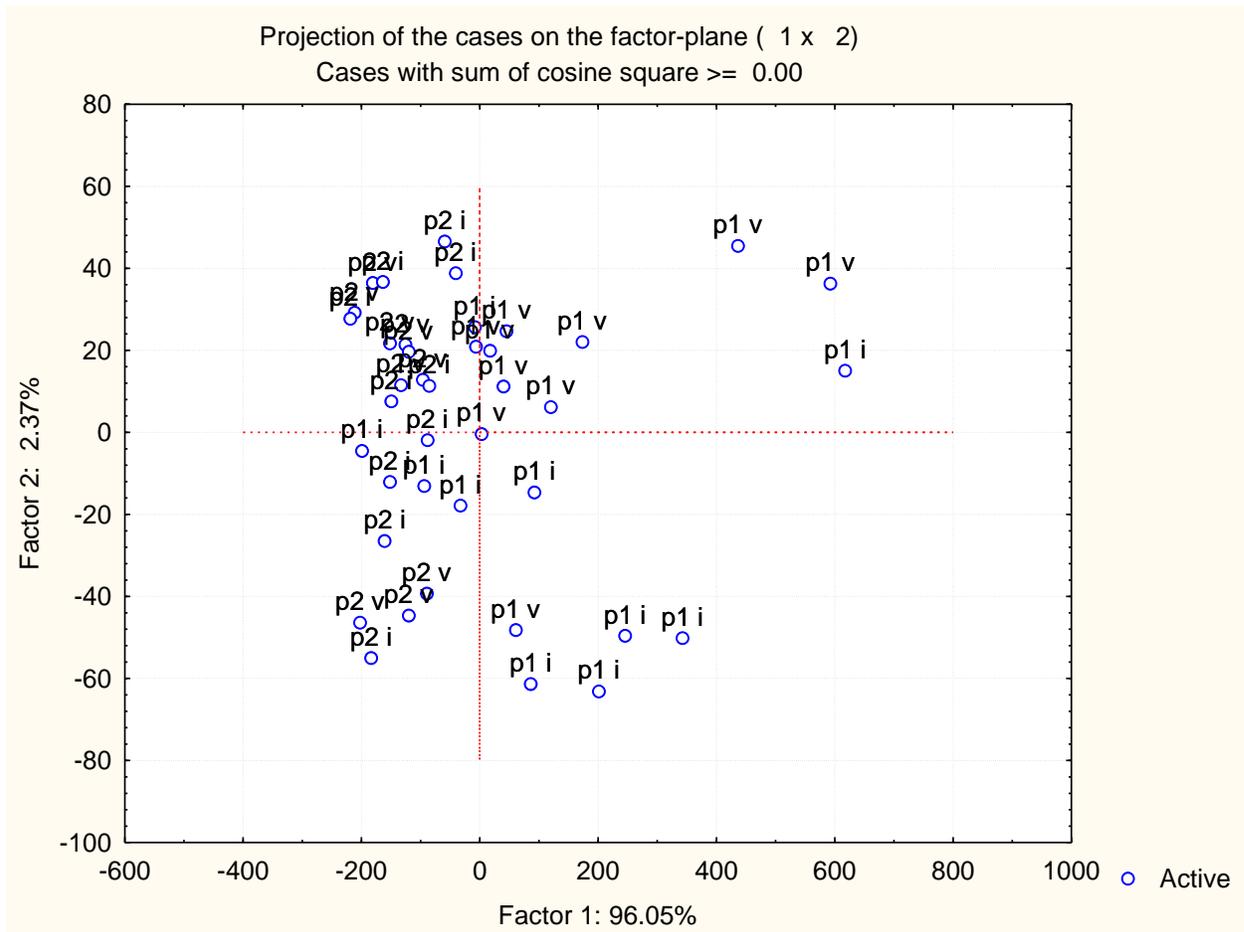


Figura 7. Ordenación de los transectos de las formas activas de nutrientes en el suelo en verano e invierno en los dos primeros componentes. p1 v = parcela 1 verano; p2 v= parcela 2 verano; p1 i = parcela 1 en invierno; p2 i= parcela 2 invierno(n=40).

La tabla 8 presenta las correlaciones de Pearson entre el primer componente de la cobertura vegetal, la biomasa radical y los nutrientes activos en la estación de invierno. El componente 1 correlacionó positivamente con la biomasa radical y Cmic; en cambio la relación fue negativamente con el NO<sub>3</sub> disponible. La biomasa radical correlacionó negativamente con el pH, el Dp-NO<sub>3</sub> y positivamente con el Cmic.

Estos datos sugieren que la comunidad vegetal de la parcela 1 tiene una relación positiva con la biomasa radical y el Cmic y una relación negativa con la concentración de NO<sub>3</sub>.

**Tabla 8. Coeficiente de correlación de Pearson para el componentes 1 de la cobertura vegetal, biomasa radical, pH, humedad, formas orgánicas disueltas de C, N y P, disponibles, y formas microbianas (n=15).  $p < 0.0038$  ajustada por Bonferroni.**

	c1	biomasa radical
c1	1	
biomasa radical	<b>0.72</b>	1
pH invierno	-0.45	<b>-0.66</b>
humedad invierno	0.38	0.43
COD INV	0.23	0.33
NOD INV	0.46	0.12
POD INV	-0.27	0.30
Dp-NH4 INV	-0.17	-0.24
Dp-NO3 INV	<b>-0.78</b>	<b>-0.65</b>
Dp-Pi INV	-0.13	-0.24
CMIC INV	<b>0.62</b>	<b>0.66</b>
NMIC INV	0.19	0.29
PMIC INV	-0.39	-0.36

#### 5.4. Fraccionamiento de fósforo.

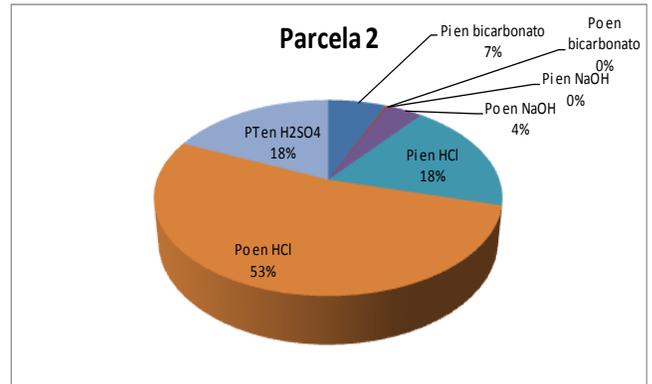
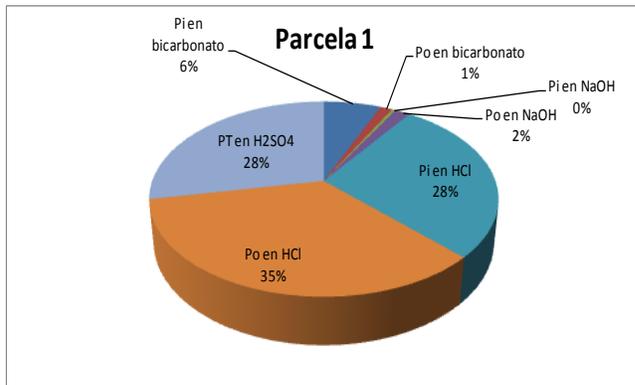
Los resultados del estadístico de t – Student mostraron que todas las variables sí fueron diferentes entre ambas parcelas, con excepción de Pi en  $\text{NaHCO}_3$  y Po en HCl (Tabla 9).

El Po en la fracción de bicarbonato fue mayor en la parcela 1 (Tabla 9). El P en esta fracción representa sólo el 7 y 8% del PT en la parcela 1 y parcela 2, respectivamente. El Pi en la fracción de NaOH no representa ni el 1% (Fig. 8). Le sigue el Po en NaOH con el 2% en la parcela 1 y el 4 % en la parcela 2, respectivamente (Fig. 8). La fracción de ácido clorhídrico es la que tiene atrapado la mayor concentración de P total (Tabla 9), representando el 63% y 71% del PT para la parcela 1 y 2, respectivamente (Fig. 8). El P

residual extraído con ácido sulfúrico, es la que sigue en orden de mayor concentración del P total (Tabla 9). En el sitio 1 representó el 28 % y en el sitio 2 representó el 18 % del P total (Fig. 8).

El PT no tuvo diferencias significativas entre parcelas, mientras que el Pi y Po total sí fueron diferentes (Tabla 9). El Pi total en la parcela 1 representó el 62 %, mientras que en la parcela 2 fue el 44%. En contraste, el Po total representó el 38% y el 56% en la parcela 1 y 2, respectivamente (Fig. 8).

<b>Tabla 9. Medias y errores estándar de las concentraciones de fósforo por fracción en dos parcelas agrícolas abandonadas en el Ejido de Cuatro Ciéneas, Coahuila y los valores de p de la prueba de T- student. N=10 por sitio .</b>			
	<b>Parcela 1</b>	<b>Parcela 2</b>	
	Media (ee)	Media (ee)	p
Pi en NaHCO <sub>3</sub> (µg g <sup>-1</sup> )	33.85 (3.92)	27.79 (2.54)	0.211
Po en NaHCO <sub>3</sub> (µg g <sup>-1</sup> )	7.15 (2.58)	1.14 (0.59)	<b>0.04</b>
Pi en NaOH (µg g <sup>-1</sup> )	2.12 (1.29)	0 (0)	<b>0.04</b>
Po en NaOH (µg g <sup>-1</sup> )	8.87 (2.49)	16.82 (1.6)	<b>0.02</b>
Pi en HCl (µg g <sup>-1</sup> )	147.88 (16.28)	79.13 (17.77)	<b>0.01</b>
Po en HCl (µg g <sup>-1</sup> )	184.09 (40.68)	224.99 (34.75)	0.45
PT en H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> (µg g <sup>-1</sup> )	149.27 (8.95)	78.12 (7.42)	<b>&lt;0.01</b>
<b>TOTALES</b>			
PT (µg g <sup>-1</sup> )	532 (50)	429 (32)	0.89
Pi Total (µg g <sup>-1</sup> )	333 (17)	185 (13)	<b>&lt;0.01</b>
Po Total (µg g <sup>-1</sup> )	200 (42)	243 (37)	0.1



**Figura 8. Distribucion de fósforo inorgánico y orgánico en diferentes fracciones de extracción según el metodo Heldey et al. (1982) en dos parcelas agrícolas abandonadas en Invierno en el Ejido de Cuatro Ciénegas, Coahuila (n=10).**

La tabla 10 presenta las correlaciones de Pearson para el fraccionamiento de P y las formas activas de invierno.

El Pi en bicarbonato correlacionó positivamente con el Pi en NaOH, la humedad y el Pi disponible. Mientras que el Po en bicarbonato correlacionó positivamente con humedad y el NOD. El Pi en NaOH correlacionó positivamente con el P en H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> y el Pi disponible. El Po en HCl correlacionó positivamente con el pH. El P en H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> correlacionó positivamente con la humedad y el Cmic, y negativamente con el NO<sub>3</sub> disponible.

Tabla 10. Coeficiente de correlación de Pearson para el fraccionamiento de fósforo, pH, humedad, formas orgánicas disueltas, disponibles y microbianas de C, N y P ( $p < 0.0027$  ajustada de acuerdo a Bonferroni).

	pi bic	po bic	pi NaOH	po NaOH	pi HCl	po HCl	pt H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	pH	humedad	COD	NOD	POD	Dp-NH <sub>4</sub>	Dp-NO <sub>3</sub>	Dp-Pi	Cmic	Nmic	Pmic
pi bic	1																	
po bic	-0.20	1																
pi NaOH	0.49	-0.17	1															
po NaOH	0.003	-0.13	-0.23	1														
pi HCl	0.32	0.07	0.25	-0.36	1													
po HCl	0.10	0.24	-0.32	0.41	-0.08	1												
pt H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	0.08	0.42	0.54	-0.43	0.19	-0.19	1											
pH	0.30	0.35	0.01	0.13	0.04	0.56	-0.12	1										
humedad	0.46	0.49	0.32	-0.31	0.39	0.16	0.50	0.27	1									
COD	0.31	0.24	0.37	-0.26	0.28	-0.17	0.29	0.01	0.45	1								
NOD	0.33	0.65	0.29	-0.09	0.19	-0.05	0.43	0.38	0.49	0.46	1							
POD	-0.04	-0.04	-0.02	-0.07	-0.27	0.05	0.00	-0.19	0.06	-0.25	-0.16	1						
Dp-NH <sub>4</sub>	-0.22	0.004	0.01	-0.05	0.13	-0.39	-0.01	0.04	-0.21	-0.06	0.07	0.04	1					
Dp-NO <sub>3</sub>	0.06	-0.30	-0.25	0.44	-0.34	0.25	-0.72	0.45	-0.27	-0.24	-0.17	0.15	0.10	1				
Dp-Pi	1	-0.20	0.49	0.01	0.33	0.10	0.07	0.30	0.45	0.30	0.33	-0.04	-0.22	0.05	1			
Cmic	0.24	0.32	0.20	-0.38	0.08	-0.41	0.56	-0.37	0.53	0.43	0.41	0.10	-0.20	-0.50	0.24	1		
Nmic	-0.17	-0.22	-0.10	-0.20	0.08	-0.42	-0.02	-0.39	-0.09	-0.08	-0.21	-0.07	-0.12	0.10	-0.17	0.33	1	
Pmic	-0.12	0.20	0.03	0.17	-0.07	-0.00	0.13	-0.05	-0.10	-0.15	0.10	0.18	-0.21	-0.10	-0.12	-0.05	-0.11	1

### 5.5. Experimentos de Incubación.

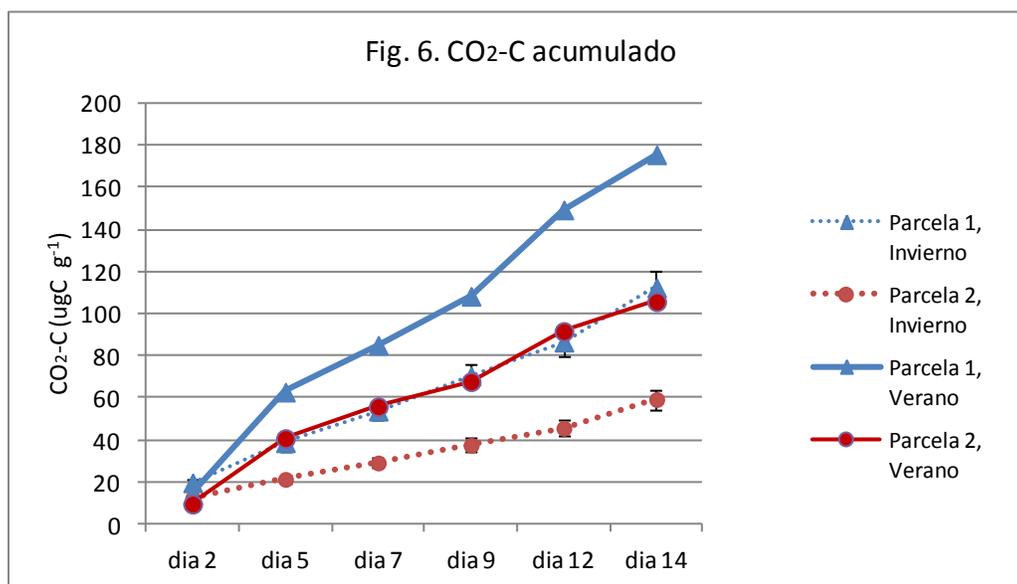
La tabla 11 presenta los resultados del RMANOVA, donde se indica que la interacción parcela- estación no fue significativa para ninguna de las variables analizadas. Sin embargo, el factor de parcela presentó diferencias en 4 de las variables analizadas y el factor de estación presentó diferencias en 5 de las variables analizadas.

Tabla 11. Resultados del Análisis de varianza de medidas repetidas (RMANOVA) para las variables analizadas de los cambios netos entre la fecha de incubación (Deltas). Se presentan valores de P

	Parcela	Estación	PXE
	p	p	p
CO <sub>2</sub> - C	<0.01	0.02	0.33
ΔCOD	0.92	0.8	0.88

$\Delta$ NOD	0.18	0.24	0.94
$\Delta$ POD	0.51	0	0.29
$\Delta$ NH <sub>4</sub>	0.7	<0.01	0.33
$\Delta$ PiD	0.01	0.13	0.94
$\Delta$ amonificación	0.51	<0.01	0.2
$\Delta$ nitrificación	<0.01	0.15	0.23
Mineralización Neta	<0.01	<0.01	0.83

La tasa potencial de C fue significativa para ambos factores principales (parcela y estación; Tabla 11). La parcela 1 presentó mayor tasa potencial de mineralización de C que la parcela 2 (Fig. 9). La estación de verano presentó los mayores valores (141y 86  $\mu\text{g g}^{-1}$  para la parcela 1 y 2, respectivamente)



**Figura 9. Media y error estándar de la mineralización acumulada de CO<sub>2</sub>-C a lo largo de una incubación de 14 días.**

Los  $\Delta$ COD y  $\Delta$ NOD no presentaron diferencias significativas en los factores analizados (Tabla 11). Así mismo, los datos de  $\Delta$ COD presentaron valores negativos (Tabla 11, Fig. 10). Mientras que  $\Delta$ NOD presentó valores positivos en verano y valores negativos en invierno, pero con una gran varianza (Fig. 7b).

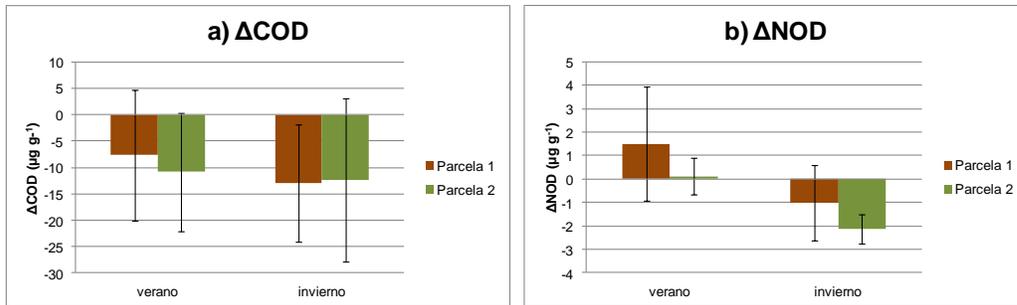


Figura 10. Medias y error estándar de la variación estacional en los cambios de a) Carbono Orgánico Disuelto (COD) y b) Nitrógeno Orgánico Disuelto (NOD).

El  $\Delta\text{POD}$  fue significativo para la estación (Tabla 11). La estación de invierno no fue diferente de cero, mientras que en la estación de verano presentó valores negativos, independientemente de la parcela (Fig. 11, a).

El  $\Delta\text{PiD}$  fue significativo para el factor de parcela (Tabla 11). La parcela 1 presentó números más negativos que la parcela 2, en ambas estaciones (Fig.11 b).

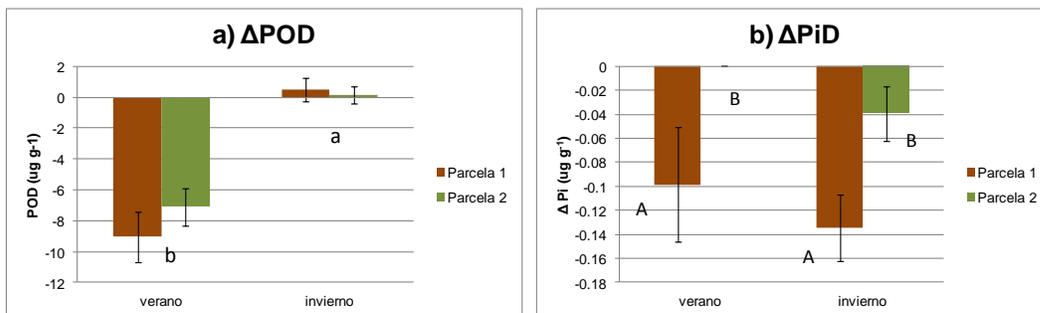
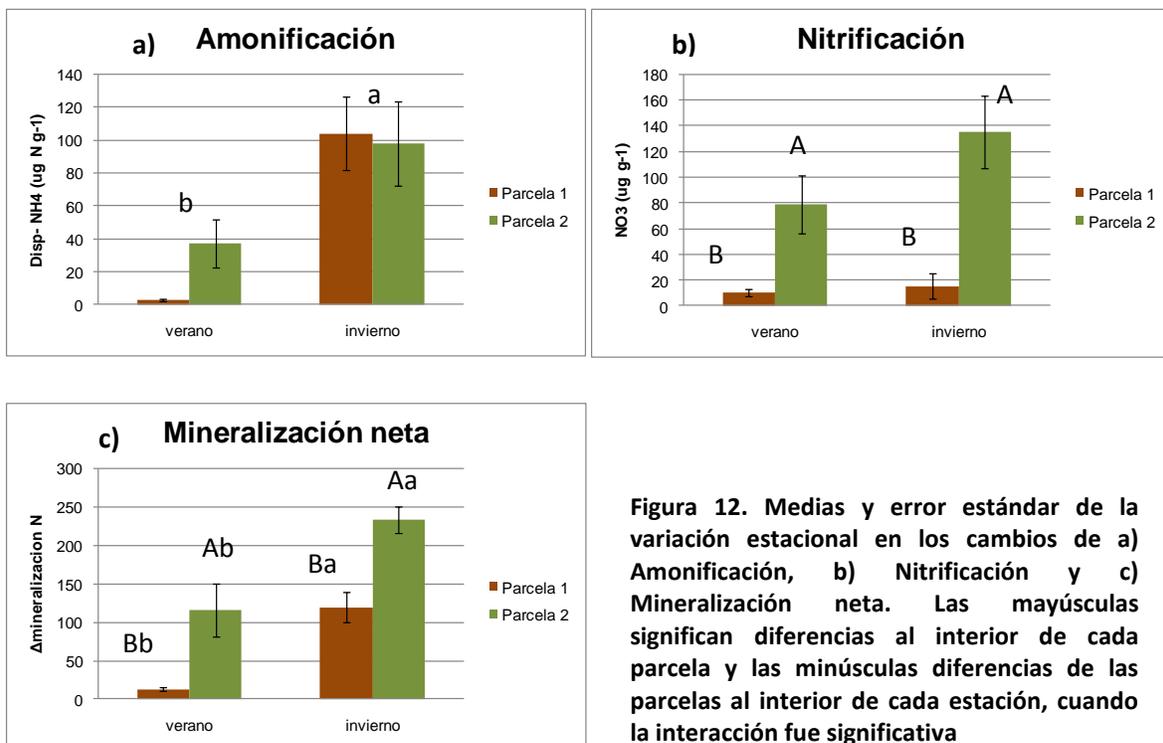


Figura 11. Media y error estándar de la variación estacional de los cambios de a) Fosforo Orgánico Disuelto (POD) y b) Fosforo inorgánico Disuelto (PiD). Las mayúsculas significan diferencias al interior de cada parcela y las minúsculas diferencias de las parcelas al interior de cada estación, cuando la interacción fue significativa

La amonificación fue significativa para el factor de estación (Tabla 11). La estación de invierno presentó valores mayores que la estación de verano (101y 20  $\mu\text{g g}^{-1}$ , respectivamente; Fig, 12a).

La nitrificación fue significativa para el factor de parcela (Tabla 11). En verano la parcela 2 fue 7 veces mayor que la parcela 1, mientras que en invierno la parcela 2 fue 9 veces mayor que la parcela 1 (Fig 12b).

La mineralización neta fue significativa para sus factores principales (Tabla 11). Los valores de la parcela 2 fueron mayores que la parcela 1, independientemente de la estación (Fig. 12c). Mientras que en la estación de invierno fue mayor que en verano (176 y 65  $\mu\text{g g}^{-1}$ , respectivamente; Fig 12c).



**Figura 12.** Medias y error estándar de la variación estacional en los cambios de a) Amonificación, b) Nitrificación y c) Mineralización neta. Las mayúsculas significan diferencias al interior de cada parcela y las minúsculas diferencias de las parcelas al interior de cada estación, cuando la interacción fue significativa

## 6. DISCUSION

### 6.1. Dinámica de C, N y P de las parcelas abandonadas: evidencia de uso diferencial de C, conservación de N y limitación de P.

Los resultados muestran que la parcela 1 tuvo mayores concentraciones de COD, NOD y una mayor humedad del suelo (Tabla 4). La presencia de COD y NOD representan la forma más lábil del C y N, los cuales son utilizados por los microorganismos para cubrir sus demandas metabólicas (Paul, 2007). Tanto el C, N y P orgánicos son incorporados en el suelo como MO en diversos tipos de moléculas, tales como proteínas, péptidos, carbohidratos, ligninas, ácidos orgánicos aromáticos, lípidos, ácidos nucleicos y amino ácidos, etc. (Mc Gill & Cole, 1981). Algunas de estas moléculas deben ser modificadas a moléculas más pequeñas o inclusive a formas inorgánicas para poder ser asimiladas por los microorganismos (Paul, 2007; Schesinger, 2000). Para que tenga lugar la mineralización, primero debe de ser fragmentada la Materia Orgánica (MO), para que al tener mayor superficie de contacto se favorezca el ataque microbiano. Posteriormente, se lleva a cabo la despolimerización por medio de exoenzimas, formando pequeños monómeros de C, N y P orgánico disuelto (COD, NOD y POD, respectivamente) que pueden ser introducidos a través de la membrana de los microorganismos. Resultados de estudios de incubación de suelo han evidenciado que suelos con altas concentraciones de COD presentan una mayor biomasa microbiana, así como mayores tasas de mineralización de N y P con respecto a suelos con bajas concentraciones de COD (Cleveland et al., 2007; Montaña et al., 2007). En el caso del NOD, las bacterias heterótrofas utilizan el N para sus funciones metabólicas y producen  $\text{NH}_4^+$  como producto del desecho metabólico (Montaña et al., 2007). Este  $\text{NH}_4^+$  puede ser inmovilizado por bacterias heterótrofas cuando están limitadas por NOD, o por bacterias autótrofas que lo utilizaran como fuente de energía (principalmente las nitrificantes). También puede ser absorbido por la raíz de las plantas o atrapado por las arcillas en superficie de intercambio catiónico (Osler & Sommerkorn, 2007; Paul, 2007; Schlesinger, 2000). De lo anterior concluimos que la parcela 1, tendría mejores condiciones para la actividad de microorganismos heterótrofos, lo que a su vez favorece una mayor biomasa microbiana heterótrofa, que puede aumentar la mineralización de N y P.

Los datos de la incubación sugieren que el amonio ( $\text{NH}_4^+$ ) en las muestras de la parcela 1 es cada vez más inmovilizado en la biomasa microbiana, mientras que en la parcela 2 el nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ) fue mayor (Fig. 9). Por lo que se esperaría que los microorganismos autótrofos tuvieran una mayor actividad en la parcela 2, debido a que pueden acceder al  $\text{NH}_4^+$  como fuente de energía, por lo que la nitrificación aumentaría. Esto también se ve reflejado en los datos de la correlación de Pearson, que indican que el COD y el NOD correlacionan positivamente con el amonio disponible (Dp-NH<sub>4</sub>, Tabla 7), es decir que entre mas COD se encuentre en la parcela, tendrá más energía disponible para los microorganismos heterótrofos y que pueden a su vez utilizar el NOD para sus funciones metabólicas mineralizándolo a  $\text{NH}_4^+$ . Podemos concluir que en la parcela 1 tiende a proteger mas el N dentro del sistema, por medio de la inmovilización en la biomasa microbiana en comparación con la parcela 2 que tiende a nitrificar.

El Dp-NH<sub>4</sub> no cambió entre parcelas, pero el nitrato disponible (Dp-NO<sub>3</sub>) fue mayor en la parcela 2 (Tabla 5). Esto puede estar explicado por qué en la parcela 2 es menos favorable para las bacterias heterótrofas (menos COD y NOD), por lo que las bacterias autótrofas tienen más acceso al  $\text{NH}_4^+$ , incrementando así la tasa de nitrificación (Barret & Burke, 2000; Montaña et al., 2007). Las bacterias autótrofas en el suelo utilizan  $\text{NH}_4^+$  como fuente de energía. Podemos concluir que en la parcela 2 domina el proceso de nitrificación. Esto se confirma en los experimentos de incubación, en donde, la parcela 2 tuvo una nitrificación neta mayor (Fig. 9). De todo lo anterior, podemos concluir que la parcela 2 tiende a procesos de nitrificación, mientras que la parcela 1 tiende a procesos de mineralización e inmovilización de N. Por lo que el N está más protegido en la parcela 1 como se mencionó anteriormente.

Por otro lado, la mineralización del POD es exclusivamente extracelular por medio de exoenzimas como la fosfatasa que pueden provenir tanto de microorganismos, raíces y micorrizas (Mc Gill & Cole 1981; Oleander & Vitousek 2000). Para que pueda haber exoenzimas, se necesita energía, agua y nutrientes, por lo que en la parcela 2 no se presentan las condiciones favorables para poder mineralizar el POD, favoreciendo su acumulación. Esto puede explicar la correlación negativa entre el POD y el  $\text{NH}_4$  disponible, ya que cuando hay energía se favorece la mineralización tanto de NOD, como de POD. Lo

anterior sugiere que los microorganismos en la parcela 1 tienen los recursos suficientes para poder producir enzimas que mineralicen al P, lo cual se ve reflejado en el aumento del PID en la solución del suelo.

De acuerdo con los datos de la correlación de Pearson, el  $Dp-NO_3$  correlacionó negativamente con el  $Cmic$ . Esto es debido a que en la parcela 2 tiene menos energía para la actividad de las bacterias heterótrofas, como se explicó anteriormente, por lo que la biomasa microbiana también fue menor. Cleveland y colaboradores (2002) encontraron que los microorganismos del suelo juegan un papel central en mediar muchos procesos ecológicos, principalmente las relacionadas con el ciclaje de nutrientes y la descomposición de la materia orgánica. Los microorganismos del suelo pueden continuar activos en momentos en que la planta no lo están, reduciendo la competencia por nutrientes e incrementando la inmovilización en la biomasa microbiana (Austin, 2004). Esto se ve reflejado en el cociente  $Cmic/Nmic$ , en la parcela 2 fue menor este cociente, esto indica que la biomasa microbiana inmoviliza más C por unidad de N. Lo anterior implica que los microorganismos no son igualmente eficientes en el uso de C (Austin et al., 2004). Es decir que aunque el  $Nmic$  y  $Pmic$  son similares (Tabla 6) no van a producir una biomasa microbiana similar (por ejemplo, en la parcela 1 el  $Cmic$  tuvo una concentración media de  $354 \mu g g^{-1}$  y en la parcela 2 de  $90 \mu g g^{-1}$ ). Por otro lado, la relación  $Cmic/Pmic$  fue menor en la parcela 2 que en la parcela 1, esto implica que en la parcela 1 los microorganismos están más limitados por P que en la parcela 2. Posiblemente porque en la parcela 1 el P no solo lo están tomando las bacterias, sino que también lo toman las plantas o es atrapado en la geoquímica del suelo.

## **6.2. Efecto de estación.**

En Cuatro Ciénegas se observa una fuerte estacionalidad, misma que se refleja tanto en la diversidad de la microbiota (Rodríguez-Verdugo et al., 2012), como en sus funciones (Falcón et al., 2007). Por lo tanto, se espera que las respuestas a los nutrientes de cada parcela sean diferentes en cada estación. Por ejemplo, la estación de invierno existe una acumulación de algunos nutrientes (tales como  $NH_4$  y  $NO_3$ , disueltos y disponibles; Tabla 5 y 6), ya que al disminuir la temperatura y la humedad, la actividad de los microorganismos

se reduce drásticamente (Townsend et al., 1995). En contraste, en la estación de verano, las condiciones son más favorables para las poblaciones microbianas (mayor temperatura, agua y energía). Como consecuencia se incrementa en la actividad microbiana, la cual favorece la mineralización del N orgánico (Hart et al., 1994; Cleveland et al., 2007). Esto se refleja en las correlaciones de Pearson, donde el COD y NOD tuvieron una relación positiva con el  $D_p\text{-NH}_4$ , es decir, entre más C y N orgánico disponible se encuentre en el sistema, más  $\text{NH}_4$  estará disponible para las plantas y los microorganismos, si el agua no es limitante.

Esto se puede observar en los experimentos de incubación, en donde la mineralización acumulada de  $\text{CO}_2\text{-C}$  en 14 días de incubación fue mayor en la estación de verano que en la de invierno (Fig. 6). Esto implica que hay un incremento en la actividad microbiana que puede estar favoreciendo la mineralización del N orgánico. En la figura 7 se observa que el COD y NOD están siendo mineralizados en ambas estaciones, pero en la estación de invierno la nitrificación fue mayor (Fig. 9). De todo lo anterior, podemos concluir que en invierno dominan el proceso de nitrificación y en verano dominan los procesos de mineralización-inmovilización microbiana de N.

Para que pueda tener lugar la mineralización de formas orgánicas de P, se necesitan exoenzimas como las fosfatasas, que son esenciales para el mantenimiento de las formas disponibles del suelo (Chapin et al., 2002). Estas enzimas para poder ser producidas por los microbios, depende de que tengan suficiente energía en forma de C (Olander & Vitousek, 2000). Las fosfatasas son liberadas por heterótrofos para transformar el fósforo orgánico en inorgánico. Por lo tanto, en lugares donde se encuentre mayor concentración de COD, habrá mayor mineralización de P cuando el agua y la temperatura no estén limitando la actividad de los microorganismos. En invierno hubo acumulación de  $\text{Pi}$  disponible en ambos sitios (Tabla 5), por que las poblaciones de microorganismos pueden estar limitadas por las bajas temperaturas, como ya se ha mencionado anteriormente. Sin embargo, en verano la parcela 1 es la que tiene mejores condiciones de temperatura, agua y energía (C), por lo que tiene menos  $\text{PiD}$  (Tabla 4) este fósforo puede ser ocluido, tomado por las plantas o por los microorganismos (Jonhson et al., 2003). Esto se confirmó con los datos de incubación, el  $\text{POD}$  de verano está siendo mineralizado más que las incubaciones de invierno, mientras que el  $\text{PiD}$  en la parcela 1 está siendo mayormente ocluido o tomado

por microorganismos (Fig. 8), lo que indica que las condiciones favorables para su mineralización es en verano y probablemente en la parcela 1 este fósforo está siendo inmovilizado en la biomasa microbiana.

### **6.3. Fraccionamiento de P**

Los rangos de PT reportados para suelos en ecosistemas semiáridos son de  $193 \mu\text{g g}^{-1}$  bajo un pasto a  $349 \mu\text{g g}^{-1}$  bajo arbustos, en el norte del Desierto Chihuahuense (Cross & Schlesinger, 2001). Estos valores son bajos comparados con los encontrados en este estudio. Montiel-González (2010) obtuvo valores de  $74 \mu\text{g g}^{-1}$  en parcelas naturales en el rancho Pozas Azules sobre suelos Calcisoles dentro del valle. Por su parte, Beltran (2010) reportó una concentración  $870 \mu\text{g g}^{-1}$  en una parcela con manejo agrícola en el ejido de Cuatro Ciénegas. Por lo que las concentraciones de P encontradas en este estudio son más similares a la de una parcela con manejo agrícola. Sin embargo, en la fracción de  $\text{H}_2\text{SO}_4$ , Montiel-Gonzales, encontró solo el 3% del PT, mientras, que en el presente estudio este representa entre 18 y 28 %, lo que indica que el P tiende a acumularse en la fracción más recalcitrante.

Negassa y Leinweber (2009) hicieron una revisión donde compilaron y evaluaron los datos de fraccionamientos de P. Estos autores encontraron que en los cultivos sin aplicación de P agotaron todas las fracciones de P, mientras que con continuas aplicaciones de P, las fracciones incrementaban, sin tener en cuenta la cantidad y fuentes de fósforo. Kashem et al. (2004) encontraron que las aplicaciones de P independientemente del tipo de fertilizante incrementaban las concentraciones de todas las fracciones de P en un factor de 2 o más, comparado con el tratamiento sin P. Lo anterior sugiere que el manejo agrícola que tuvieron las parcelas abandonadas, tal como la fertilización aumento los niveles de P en sus fracciones sobre todo en la fracciones recalcitrantes.

En la figura 5 se observó que la fracción extraída con  $\text{NaHCO}_3$  sólo representa entre el 6-7 % del PT. Esta fracción representa el P más lábil y fácilmente dissociable de la superficie del suelo, que pueden tomar las plantas y microorganismos para sus funciones metabólicas (Qualls & Richardson, 1995). También se observa que en la parcela 1 el  $\text{P}_i$  es de 56% (HCl

28 y en  $\text{H}_2\text{SO}_4$  28%), mientras que en la parcela 2 el  $\text{P}_i$  representa el 36% ( $\text{HCl}$  18% y en  $\text{H}_2\text{SO}_4$  18%), las cuales se encuentran en almacenes recalitrantes del suelo, por lo que las plantas y microorganismos no tienen acceso a él. El  $\text{HCl}$  puede extraer el  $\text{P}$  que está asociado al  $\text{CaCO}_3$  y el  $\text{H}_2\text{SO}_4$  que es el  $\text{P}$  más estable del suelo que representa el almacén más recalitrante (Lajtha 1999; Selmants & Hart, 2010). El suelo ejerce una fuerte influencia geoquímica, por esta razón se encuentra poco  $\text{P}$  disponible, por lo que, cuando el  $\text{P}_i$  se encuentra en solución puede formar compuestos muy estables, casi inmediatamente después de su ingreso al suelo.

El  $\text{P}_o$  extraído con  $\text{NaHCO}_3$  sólo representa el 1% del  $\text{PT}$ . Esta fracción es el  $\text{P}$  derivado de componentes orgánicos que pueden ser rápidamente mineralizados por los microbios (Cross & Schlesinger, 2001). La mineralización de  $\text{P}_o$  puede estar afectada por la calidad del mantillo, los microorganismos asociados, la composición de la vegetación, la humedad del suelo, y características biológicas y fisicoquímicas del suelo (Jones, 1998; Hinsinger, 2001; Nziguheba y Bunemann, 2005).

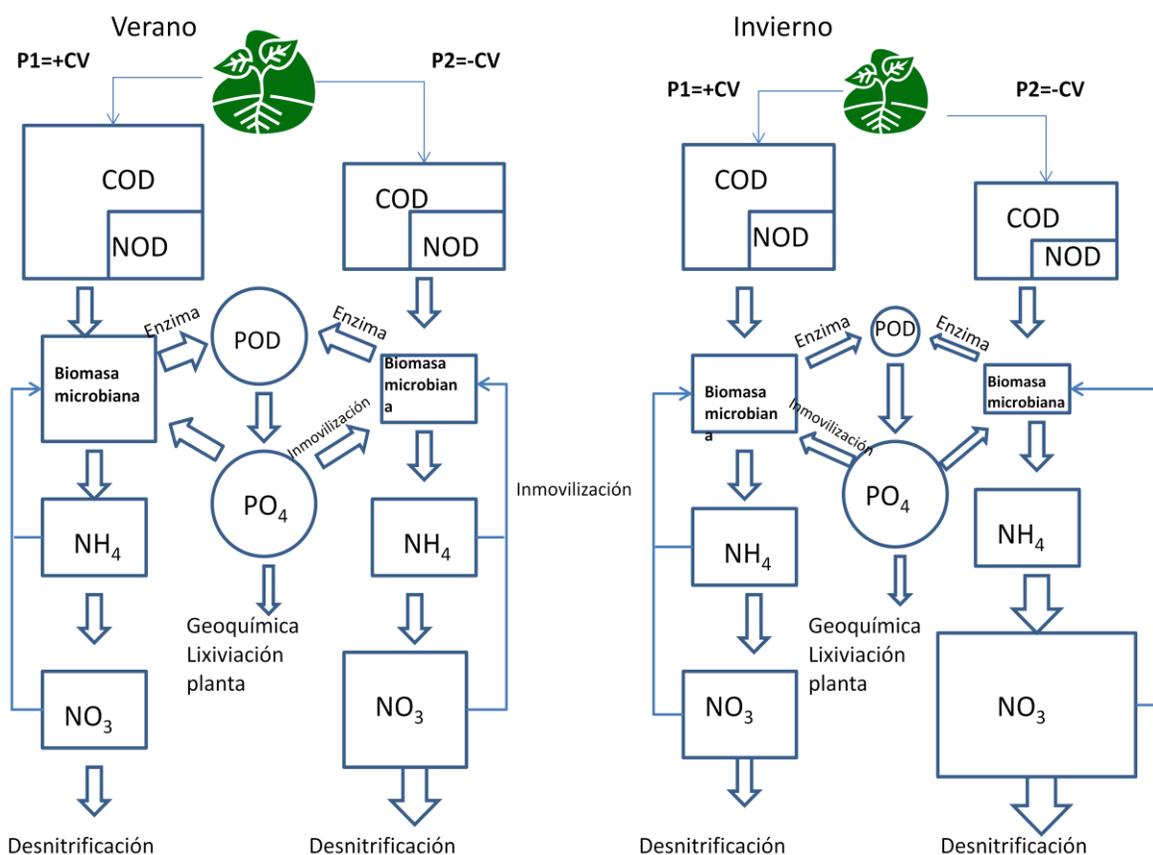
#### 6.4. Síntesis

En la figura 13 se presentan los modelos hipotéticos conceptuales propuestos para describir la dinámica estacional (verano e invierno) de transformación de nutrientes en las dos parcelas agrícolas abandonadas. En estos modelos se observa que en la parcela 1, tanto el  $\text{COD}$  y el  $\text{NOD}$  se encuentran en mayor cantidad y son más inmovilizados en la biomasa microbiana que en la parcela 2. Esto conlleva a mayor mineralización tanto de  $\text{NOD}$  y  $\text{POD}$  y por tanto incrementando al  $\text{NH}_4^+$  y  $\text{PO}_4^+$ . Así mismo, en la parcela 1, el  $\text{P}$  es más inmovilizado en biomasa microbiana que en la parcela 2.

Por otro lado, durante el invierno, la disminución de  $\text{COD}$  favoreció la nitrificación. Mientras que en verano, existieron mejores condiciones de energía, humedad y temperatura que favorecieron los procesos de mineralización e inmovilización microbiana de  $\text{N}$ .

Por último la geoquímica juega un papel importante en el secuestro de nutrientes, principalmente del  $\text{PO}_4^+$ .

De forma general, los dos extremos serían la parcela 1, durante la estación de verano y la parcela 2 durante la estación de invierno. Esto es, en la parcela 1 en verano la presencia de COD, NOD y POD, favorece la actividad de microorganismos heterótrofos con procesos de inmovilización y mineralización de N y P. Para la parcela 2 en invierno, la menor concentración de COD, NOD y POD favorecen la actividad de microorganismos autótrofos nitrificantes.



**Figura 13. Modelos hipotéticos propuestos para describir la dinámica de nutrientes de dos estaciones (verano e invierno) en dos parcelas agrícolas abandonadas en el Valle de Cuatro Ciéneas, Coahuila. Las cajas representan almacenes y las flechas flujos, el tamaño y grosor respectivo representa la magnitud de cada uno.**

## 6.5. Índices de calidad.

De acuerdo a los índices de calidad que proponen Larson y Pierce (1991), Doran y Parkin (1994), Seybold et al. (1997), las variables que se cuantificaron en este estudio que nos

pueden servir como indicadores de calidad son: C y N total, C microbiano y N potencialmente mineralizable.

El C y N total y el C microbiano fueron mayores en la parcela 1, por lo que podemos decir que esta parcela tiene una mejor calidad de suelo que la parcela 2. En contraste, el N potencialmente mineralizable, que en este trabajo se manejó como la mineralización neta (Fig 12c), fue mayor en la parcela 2, pero esta está explicado principalmente por el proceso de nitrificación. Por lo que, el suelo de la parcela 2 tiene una calidad inferior al suelo de la parcela 1.

## **6.6. Relación con la comunidad vegetal.**

### **6.6.1. Efecto de la cobertura y biomasa radical.**

La cobertura vegetal protege al suelo de las variaciones físicas, químicas y microclimáticas (García-Moya & Mckell, 1970). Un indicador químico de la calidad del suelo son la concentración de la MOS y de nutrientes, así como de su disponibilidad (Bautista et al., 2004), los cuales fueron mayores en la parcela 1 y están directamente correlacionados con la biomasa radical y la cobertura vegetal (Tabla 7 y 8, figura 6). De tal manera, que podemos concluir que la parcela 1 tiene un suelo de mejor calidad relacionado con su mayor cobertura vegetal. Esta diferencia entre parcelas también se observó en la biomasa radical que fue 6 veces mayor en la parcela 1 en comparación con la parcela 2. Igualmente, los contenidos de C, N y P en la biomasa radical fueron mayores en la parcela 1 (Tabla 1). Lo cual indica que la cantidad de materia orgánica (MO) que entra al suelo es mayor en dicha parcela. La materia orgánica del suelo depende de la cobertura vegetal que determinará la calidad y cantidad de la MO que entra al suelo (Kogel-Knabner, 2002). Los resultados indican que el suelo en la parcela 2 está más degradado que en la parcela 1, como consecuencia de que tiene una menor cobertura vegetal y por ende, una menor entrada de MO al suelo.

En la tabla 8 se presenta las correlaciones de Pearson entre el primer componente de la cobertura vegetal, la biomasa radical y los nutrientes activos en la estación de invierno. Los

datos sugieren que la comunidad vegetal de la parcela 1 tiene una relación positiva con la biomasa radical y el Cmic y una relación negativa con la concentración de NO<sub>3</sub>. En la parcela 1 dominan *Sporobolus airoides* y *Prosopis laevigata* que estarían jugando un papel importante en la producción de la biomasa radical e incrementando al Cmic del suelo, por lo que estas condiciones, tienden a conservar el N en el suelo, ya sea en forma de amonio en la solución del suelo o en la biomasa microbiana.

### 6.6.2. Efecto de la identidad de especie

Las diferencias en la composición química de las especies de plantas pueden tener efectos sobre el funcionamiento de los ecosistemas, si los rasgos de dichas especies dominan (Chapin, 1980; Wedin & Tilman, 1990; Hobbie S.E., 1992). Por ejemplo, si una especie reduce los nutrientes del suelo a un menor nivel que otra especie, a continuación, la primera especie puede cambiar la cantidad de nutrientes disponibles del suelo (Wedin & Tilma, 1990). Las propiedades funcionales de las especies particulares y la combinación de especies más que la riqueza per se, controlan los rendimientos y uso de nutrientes a nivel ecosistémico (Naeem et al., 1996). Hooper y Vitousek (1997) llegan a la conclusión de que las diferencias en la composición de plantas explican más las variaciones en la producción y dinámica de N, que el número de grupos funcionales presentes.

El impacto de la perturbación en la riqueza de especies depende en gran medida de la naturaleza de las especies dominantes y de las tasas de los cambios sucesivos o estacionales de la comunidad (Armesto & Pickett, 1985). Las plantas difieren en su capacidad para modificar la materia orgánica del suelo (MOS), la disponibilidad de nutrientes del suelo y la composición de las comunidades microbianas del suelo (Grayston et al., 1998; Miethling et al., 2000). Estos efectos de las plantas en las propiedades del suelo resultan en respuestas positivas o negativas, las cuales influyen a su vez en el desarrollo de la planta y en la composición de la comunidad vegetal (Bezemer et al., 2006).

Los resultados del análisis de componentes principales (ACD), indican en primer lugar, que la estructura de la comunidad vegetal fue diferente entre parcelas (fig. 5). *Sporobolus*

*airoides* y *Salicornia virginica* fueron las especies que explicaron la mayor varianza en el ACP. En la parcela 1, la especie que explica la varianza es el pasto *Sporobolus airoides*, la cual se caracteriza por tener fotosíntesis C4 (citado en Boutton et al., 1980 y en Winter et al., 1982). Las especies C4 al optimizar la toma de CO<sub>2</sub> puede aumentar la producción en condiciones de alta temperatura y baja precipitación, incrementando de esta manera el uso eficiente del agua, lo que le confiere una mayor ventaja competitiva que las especies con fotosíntesis C3 (Boutton et al., 1980). La especie dominante en la parcela 2 fue *Salicornia virginica* que es una herbácea anual y es una especie halófila (Harris et al., 2001). *S. virginica* domina en las parcelas de verano, donde la temperatura y el agua podría estar estimulando su crecimiento, esto coincide con los datos de Harris et al. (2001), que observaron altas tasas de crecimiento y respiración de *Salicornia virginica* en los meses más húmedos y cálidos. Estas dos especies son las plantas que tienen mayor influencia sobre el uso de los recursos en cada parcela. En conclusión, en la parcela 1 domina *Sporobolus airoides* que es una especie perenne y por ende, estará presente todo el año, mientras que en la parcela 2 domina *Salicornia virginica* que es una especie anual, por lo que su presencia sólo será en la estación de verano.

Sin embargo, en el segundo análisis de componentes principales, las especies que explican la mayor varianza son *Sporobolus airoides* y *Prosopis laevigata* para la parcela 1 en invierno (Fig. 6). *Prosopis laevigata* es una leguminosa que presenta nodulación y puede fijar nitrógeno con un simbiote (Felker & Clark, 1980). Ha sido ampliamente reportado que *P. laevigata* forma islas de fertilidad promoviendo la actividad microbiana en ecosistemas áridos (García-Moya & McKell, 1970) y en suelos degradados (Ruiz et al., 2008). Esto es debido a que *P. laevigata* contribuye con altos contenidos de materia orgánica al suelo que tiene altos niveles de sacarosa, flavonoides, aminoácidos y poli-alcoholes (Carrillo et al., 2008; López-Franco et al., 2006), los cuales mejoran la actividad y el crecimiento de la comunidad microbiana del suelo por su alto contenido energético. Así mismo, el suelo bajo esta especie tiene mayor N, debido a su capacidad para fijar N (Cadisch et al., 1996; Geesing et al., 2000). Después del agua, la disponibilidad del N ha sido considerada como el recurso limitante para la productividad primaria en sistemas áridos. La presencia de esta especie en la parcela 1 probablemente explique su mayor concentración de N en el suelo en comparación a la parcela 2. *P. laevigata* no se encuentra

en el pastizal natural (Montiel –González, 2011), por lo que su presencia puede indicar un cambio en la sucesión secundaria inducido por la perturbación.

### **6.7.¿Qué tan degradadas están las parcelas?**

La parcela 1 es la parcela que tiene una mejor calidad del suelo. Sin embargo, comparando algunos parámetros con suelos de un pastizal natural dentro del valle (Montiel-González, 2010) encontramos algunas diferencias que pueden indicarnos que tan degradadas están estas parcelas después de más de 25 años de abandono (Tabla 12).

Se ha observado que en pastizales de zonas áridas, la producción vegetal entre la biomasa aérea y subterránea son distintas, siendo esta última, un componente importante en la dinámica de nutrientes en los ecosistemas áridos, ya que representan el mayor porcentaje de biomasa total (Jaramillo et al., 2003). Se ha reportado que la MO producida por la biomasa radical en pastizales de zonas áridas representa el principal ingreso de la MO al suelo (Burke et al. 1998). Por lo anterior, la parcela que tenga mayor biomasa radical, indica también una mayor entrada de MO en el sistema. Se puede observar en la tabla 12, que la parcela natural tiene los mayores valores de biomasa radical y contenidos de C y N, mientras que la parcela 1 le sigue y por último la parcela 2, poniendo en evidencia que esta parcela es la que tiene una menor biomasa vegetal en el suelo.

La densidad aparente, la humedad, el COD y NOD fueron mayores en el pastizal natural. El pastizal natural presentó la mayor concentración de  $Dp-NH_4$  y el menor de  $Dp-NO_3$ , mientras que la parcela 2 presentó así mismo, los mayores de valores de concentración de  $Dp-NO_3$ . Estos resultados sugieren que el N en el suelo está mejor protegido en el pastizal natural, mientras que en la parcela 2 es muy vulnerable a la pérdida, ya sea por lixiviación o desnitrificación.

En el caso del P, la mayoría de sus fracciones fueron mayores en las dos parcelas abandonadas, debido a las aplicaciones de fertilizantes que tuvieron durante el manejo agrícola, lo cual se ha discutido anteriormente.

Las concentraciones de C y N microbianos fueron mayores en la parcela 1, seguidos por el pastizal natural y por último la parcela 2, por lo que las comunidades microbianas pueden ser diferentes en cada parcela debido al manejo que tuvieron antes del abandono.

**Tabla 12. Media y error estándar (ee) de la biomasa radical y sus contenidos de C, N y P, las concentraciones de las formas activas de C, N y P en un pastizal natural (Montiel-González, 2010) y dos parcelas abandonadas en la estación de verano en el Valle de Cuatro Ciénegas, Coahuila (N=10). Las letras significan diferencias entre sitios. Se compararon con una ANOVA de una vía.**

Parámetro	Pastizal natural	Parcela 1	Parcela 2	P
<b>Biomasa Subterránea</b>				
<b>Biomasa radical (g/m<sup>2</sup>)</b>	288 (3) <sup>A</sup>	130 (92) <sup>B</sup>	20(18) <sup>C</sup>	>0.001
<b>C contenido (g/m<sup>2</sup>)</b>	58.2 (6.2) <sup>A</sup>	23.74 (5.9) <sup>B</sup>	17.5 (10.4) <sup>B</sup>	>0.001
<b>N contenido (g/m<sup>2</sup>)</b>	2.73 (0.42) <sup>A</sup>	0.92 (0.3) <sup>B</sup>	0.7 (0.4) <sup>B</sup>	>0.001
<b>P contenido (g/m<sup>2</sup>)</b>	0.071 (0.01) <sup>C</sup>	0.11 (0.02) <sup>AC</sup>	0.08 (0.05) <sup>BC</sup>	0.011
<b>Suelo</b>				
<b>Densidad aparente</b>	1.16 (0.07) <sup>A</sup>	0.93 (0.03) <sup>B</sup>	0.95 (0.05) <sup>B</sup>	>0.001
<b>Humedad %</b>	22 % <sup>A</sup>	13 % <sup>B</sup>	10% <sup>B</sup>	>0.001
<b>COT (mg g<sup>-1</sup>)</b>	5.9 (0.72) <sup>CB</sup>	15.79 (1.00) <sup>AB</sup>	8.25 (1.02) <sup>B</sup>	>0.001
<b>NT (mg g<sup>-1</sup>)</b>	0.6 (0.07) <sup>C</sup>	2.33 (0.16) <sup>A</sup>	1.39 (0.06) <sup>B</sup>	>0.001
<b>PT (mg g<sup>-1</sup>)</b>	0.09 (0.01) <sup>C</sup>	0.78 (0.03) <sup>A</sup>	0.66 (0.03) <sup>B</sup>	>0.001
<b>COD (µg g<sup>-1</sup>)</b>	44.3 (3.4)	33.39 (7.5)	35.7 (10.5)	0.578
<b>NOD (µg g<sup>-1</sup>)</b>	24.9(3.6) <sup>A</sup>	5.9 (0.6) <sup>B</sup>	2.54 (0.18) <sup>B</sup>	0.00
<b>POD (µg g<sup>-1</sup>)</b>	1.6 (0.23) <sup>B</sup>	11.6 (1.48) <sup>A</sup>	9.3 (1) <sup>A</sup>	>0.001
<b>Dp-NH<sub>4</sub> (µg g<sup>-1</sup>)</b>	5.4 (0.99) <sup>A</sup>	0.63 (0.1) <sup>B</sup>	0.97 (0.1) <sup>B</sup>	>0.001

<b>Dp-NO<sub>3</sub></b> ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	0.98 (0.52) <sup>B</sup>	1.25 (1.28) <sup>B</sup>	5.95 (1.35) <sup>A</sup>	0.003
<b>NH<sub>4</sub>/NO<sub>3</sub></b>	6.9 (1.3)	1.03 (0.33)	0.4 (0.33)	0.22
<b>Dp-Pi</b>	4.8 (0.4)	18.3 (2.4)	13.3 (1.5)	
<b>C mic</b> ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	152.9 (15.42) <sup>B</sup>	365.7 (64.7) <sup>A</sup>	82.5 (5) <sup>B</sup>	>0.001
<b>N mic</b> ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	15.4 (0.7) <sup>B</sup>	20.65 (2) <sup>A</sup>	4.03 (1.3) <sup>C</sup>	0.00
<b>P mic</b> ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	4.3 (0.72)	6.48 (2)	3.94 (1)	0.37

**Tabla 13. Media y error estándar de conductividad eléctrica, carbonatos, bicarbonatos, sulfatos, cloruros, sodio, potasio, magnesio y calcio en un pastizal natural y dos parcelas agrícolas abandonadas (Montiel-González, 2010)**

	Pastizal Natural	Parcela 1	Parcela 2
	Media (ee)	Media (ee)	Media (ee)
<b>pH</b>	9 (0.09)	8.9 (0.09)	8.9 (0.2)
<b>CE (ms/ m)</b>	9 (0.6)	14 (2)	17 (6)
<b>Carbonatos</b> ( $\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$ de $\text{CO}_3^{2-}$ )	5 (1)	1 (1)	6 (0)
<b>Bicarbonatos</b> ( $\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$ de $\text{HCO}_3^-$ )	9 (1)	7 (0.7)	3(<0.001)
<b>Sulfatos</b> ( $\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$ $\text{SO}_4^{2-}$ )	54 (6)	60 (9)	43 (11)
<b>Cloruros</b> ( $\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$ de $\text{Cl}^-$ )	9.5 (0.6)	12 (0.8)	10 (0.8)
<b>Na</b> ( $\text{mg g}^{-1}$ )	0.16 (0.01)	0.18 (0.02)	0.16 (0.04)
<b>K</b> ( $\text{mg g}^{-1}$ )	0.08 (<0.01)	0.16 (0.03)	0.06 (0.03)
<b>Mg</b> ( $\text{mg g}^{-1}$ )	0.15 (0.02)	0.4 (0.01)	0.3 (<0.01)
<b>Ca</b> ( $\text{mg g}^{-1}$ )	1 (0.1)	0.1 (0.03)	0.9 (0.04)

Según Pizarro (1987) la conductividad eléctrica del pastizal natural y la parcela 1 están dentro del rango de fuertemente salino y la parcela 2 en extremadamente salino. Lo anterior indica que la parcela 1 puede soportar la vegetación de un pastizal natural o bien un cultivo tolerante a las sales, mientras que la parcela 2 no podría mantener una cobertura vegetal (Tabla 13 y 14). Lo anterior sugiere que la parcela 2 alcanzó niveles muy altos de salinidad.

**Tabla 14. Rango de niveles críticos de salinidad en el suelo.**

**Pizarro,1987 citado en Urbano Terron, 1995**

<b>Conductividad Eléctrica (dS/m)</b>	<b>Categoría</b>	<b>Observaciones</b>
<b>0-2</b>	No salino	Sin restricciones para los cultivos
<b>2-4</b>	Ligeramente salino	Restricciones moderadas para algunos cultivos
<b>4-8</b>	Medianamente salino	Preferir cultivos tolerantes
<b>8-16</b>	Fuertemente salino	Disminución de rendimientos en la mayoría de los cultivos
<b>&gt;16</b>	Extremadamente salino	Baja de rendimiento y calidad en cultivos tolerantes

### **6.8. Factores que favorecieron la degradación de los suelos.**

Los pastizales naturales son sometidos a quema de la vegetación natural para convertirlas a parcelas agrícolas. Se ha comprobado que la quema puede dañar la estructura del suelo y cambiar la composición de la comunidad microbiana del suelo.

El manejo de los cultivos modifica el régimen hídrico y nutricional del suelo, ya que las parcelas están bajo riego y fertilización. El riego es por inundación, el agua que se utiliza es salina (O. Beltrán, comunicación personal). Este tipo de riego favorece la formación de una capa de sales que se precipitan en la superficie del suelo con la evaporación del agua. Los fertilizantes reducen el pH del suelo, afectando su capacidad buffer para controlar el pH del suelo y por tanto, puede favorecer la pérdida u oclusión de los nutrientes en el suelo. Este proceso lo que genera es una pérdida de la fertilidad a largo plazo. Finalmente, el cultivo es removido del lugar, llevando al suelo a un empobrecimiento de la materia orgánica, lo cual afecta a la actividad de las poblaciones microbianas.

Las parcelas son abandonadas por la disminución de la productividad. Debido al tipo de manejo, los suelos se salinizan, lo cual limita el crecimiento de la cobertura vegetal.

Probablemente, las plantas que son más tolerantes a las sales son las que pueden colonizar estas parcelas con el tiempo. La parcela 2 tiene una conductividad eléctrica de 17 Sm/m (Tabla 13), lo cual indica que es extremadamente salino (Terron, 1995).

Estos factores nos pueden dar bases para definir las estrategias para restaurar el suelo. Para acelerar la recuperación después de un manejo agrícola se recomienda:

- No usar la parcela con un manejo agrícola por periodos largos.
- Usar cultivos tolerantes a las sales y de preferencia que estén adaptadas al lugar. De esta manera se reducen las entradas de fertilizantes y agua al sistema.
- Usar fertilizantes orgánicos. Por ejemplo, abonos verdes, estiércol, compostas o dejara una capa de residuos del mismo cultivo.
- La forma de riego debe cambiar. Los sistemas de riego por goteo son usados en este tipo de zonas áridas para ahorra agua, aunque el costo de este tipo de sistemas suele ser caro.
- Otra alternativa, son las islas de fertilidad intercaladas en el cultivo, por ejemplo usar: *Prosopis laevigata*.
- Antes del abandono, dejar materia orgánica en la parcela. Ya se ha explicado la importancia de la materia orgánica al suelo. Así mismo, es necesario incorporar materia orgánica de calidad, para que las poblaciones microbiana puedan re-establecer los mecanismos de protección de nutrientes y por tanto incrementar su disponibilidad.

## 7. CONCLUSIONES

- ✓ Durante la estación de verano, el mayor ingreso de COD al sistema, la humedad y la temperatura, favorece la actividad de microorganismos heterótrofos, mientras que en la estación de invierno la disminución principalmente de la temperatura, favorece la acumulación de nutrientes. Así mismo, durante la estación de verano, la inmovilización del amonio promueve la permanencia de N en el sistema, mientras que, debido al aumento de la nitrificación durante el invierno, el N es sensible a perderse del sistema.
- ✓ En la parcela 1, el mayor ingreso de COD y NOD favorece la actividad de microorganismos heterótrofos por lo cual, tiende a procesos de mineralización e inmovilización de N. En contraste, la parcela 2 tiene un menor ingreso de formas orgánicas disponibles, por lo que probablemente favorezca la actividad de microorganismos autótrofos, por lo que, tiende a procesos de nitrificación.
- ✓ El P tiende a acumularse en la fracción más recalcitrante.
- ✓ El suelo en la parcela 2 está más degradado que en la parcela 1, como consecuencia de que tiene una menor cobertura vegetal y por ende, entrara menor MO al suelo, que a su vez estará limitando a la comunidad microbiana y afectando la dinámica de los nutrientes.
- ✓ En la parcela 1 dominan *Sporobolus Airoides* y *Prosopis laevigata* que estarían jugando un papel importante en la producción de la biomasa radical y favoreciendo el Cmic del suelo, por lo que estas condiciones no favorecen procesos de nitrificación y por ende tienden a conservar el N en el suelo, ya sea en forma de amonio en la solución del suelo o en la biomasa microbiana.
- ✓ En la parcela 1 domina *Sporobolus airoides* que es una especie perenne y por ende, estará presente todo el año, mientras que en la parcela 2 domina *Salicornia utahensis* que es una especie anual, por lo que su presencia sólo será en la estación de verano. Estas dos especies son las plantas que tienen mayor influencia sobre el uso de los recursos en cada parcela.

- ✓ La presencia de *P. Laevigata* en la parcela 1 probablemente explique su mayor concentración de N en el suelo en comparación a la parcela 2 y su presencia puede indicar un cambio en la sucesión secundaria inducido por la perturbación.
- ✓ El C y N total, el C microbiano y la humedad fueron mayores en la parcela 1, por lo que podemos decir que esta parcela tiene una mejor calidad de suelo que la parcela 2. En contraste en la parcela 2 la mineralización neta fue mayor, pero esto está explicado principalmente por el proceso de nitrificación. Por lo que, el suelo de la parcela 2 tiene una calidad inferior al suelo de la parcela 1.
- ✓ El N en el suelo está mejor protegido en el pastizal natural, mientras que en la parcela 2 es muy vulnerable a la pérdida, ya sea por lixiviación o desnitrificación.
- ✓ En el caso del P, la mayoría de sus fracciones fueron mayores en las dos parcelas abandonadas, debido a las aplicaciones de fertilizantes que tuvieron durante el manejo agrícola en comparación con la parcela natural.
- ✓ La parcela 2 alcanzó niveles altos de salinidad por lo que tiene menor cobertura vegetal.

## 8. LITERATURA CITADA.

Albaladejo J., Martínez-Mena M., Roldan A., Castillo V. (1998) Soil degradation and desertification induced by vegetation removal in a semiarid environment. *Soil use and management* 14: 1-5

Armesto J.J. Pickett S. T. A. (1985) Experiments on disturbance in old-field plant communities: impact on species richness and abundance. *Ecology* 66(1): 230-240

Arshad M.A., Coen G.M. (1992) Characterization of soil quality: physical and chemical criteria. *American J. of alternative agriculture* 7: 25-31

Austin. A. T., Yahdjian L., Stark J.M., Belnap J., Porporato A. Norton U., Ravetta D. A. y Schaeffer S. M. (2004) Water biogeochemical pulses and cycles in arid and semiarid ecosystems. *Oecologia*. 141: 221–235

Balota E.L., Colozzi-Filho A., Andrade D.S., Dick R.P. (2003) Microbial biomass in soils under and crop rotation systems. *Biol Fertil Soils* 38:15–20

Barrett J.E., Burke I.C. (2000) Potential nitrogen immobilization in grassland soils across a soil organic matter gradient. *Soil Biology and Biochemistry*. 32:1707–1716

Basic F., Kisic I., Mesic M., Nestroy O., Butorac A. (2004) Tillage and crop management effects on soil erosion in central Croatia. *Soil Tillage Res* 78:197–206

Bautista C.A., Etchevers B.J., Castillo F.R., Gutiérrez C. (2004) La calidad del suelo y sus indicadores. *Ecosistemas*, mayo-agosto, año/vol. XIII 002

Beare M.H., Hu S., Coleman D.C., Hendrix P.F. (1997) Influences of mycelial fungi on soil aggregation and organic matter storage in conventional and no-tillage soils. *Appl Soil Ecol* 5:211–219

Bessho T., Bell L.C. (1992) Soil and solution phase changes and mung bean response during amelioration of aluminium toxicity with organic matter. *Plant Soil* 140:183–196

Bezemer T.M, Lawson S.C., Hedlund K., Edwards R.A., Brook J.A., Igual M.J, Mortimer R.S., Van der putten H.W. (2006) Plant species and functional group effects on abiotic and microbial soil properties and plant–soil feedback responses in two grasslands. *Journal of Ecology* 94: 893-904

Bolan N.S., Hedley M.J. (2003) Role of carbon, nitrogen, and sulfur cycles in soil acidification. In: Rengel Z (ed) *Handbook of soil acidity*. Dekker, New York, pp 29–56

Boutton W.T., Harrison T.A., Smith N.B. (1980). Distribution of biomass of species differing in photosynthetic pathways along and altitudinal transect in Southeastern Wyoming grassland. *Oecologia (Berl)* 45: 287-298.

Bremmer J. M. (1996) Nitrogen-Total. In Spark D. I. A L Page ME Summer M.A. Tabata

Bristow K.L. (1988) The role of mulch and its architecture in modifying soil temperature. *Aust J Soil Res* 26:269–280

Brookes P.C., Powlson D.S., Jenkinson D.S. (1984) Phosphorus in the soil microbial biomass. *Soil Biol Biochem* 16:169–175

Bucldey D.H., Schmidt T.M. (2000) The Structure of Microbial Communities in Soil and the Lasting Impact of Cultivation.

Burns R.G. (1982) Carbon mineralization by mixed cultures. In: Bull AT, Slater JH (eds) *Microbial interactions and communities*. Academic, New York, pp 475–543

Burke I. C., Lauenroth W. K., Vinton M. A., Hook P. B., Kelly R. H., Epstein H. E., Aguiar M. R., Robles M. D., Aguilera M. O., Murphy K. L. y Gill R. (1998) A.Plant-Soil interactions in temperate grasslands. *Biogeochemistry* 42:121-143

Cambardella, C. A. and Elliott, E. T. (1994) *Soil. Sci. Soc. Am. J.* 58:123-130

Carney K.M. y Matson P. A. (2005) Plant Communities, Soil Carbon Cicing: Does Altering the World Belowground Matter to Ecosystem Funtioning?. *Ecosystems* 8:928-940

Carrillo A., Mayer I., Koch G., Hapla F. (2008) Wood anatomical characteristics and chemical composition of *prosopis laevigata* grown in the northeast of México. *LAWA journal*, vol 29 (1): 25-34

Chan K.Y., Roberts W.P., Heenan D.P. (1992) Organic carbon and associated soil properties of a red earth after 10 years of rotation under different stubble and tillage practices. *Aust J Soil Res* 30:71–83

Chan K.Y., Heenan D.P. (1993) Surface hydraulic properties of a red earth under continuous cropping with different management practices. *Aust J Soil Res* 31:13–24

Chan K.Y., Heenan D.P. (1996) Effect of tillage and stubble management on soil water storage, crop growth and yield in a wheat-lupin rotation in southern NSW. *Aust J Agric Res* 47:479–488

Chan K.Y., Heenan D.P., So H.B. (2003) Sequestration of carbon and changes in soil quality under conservation tillage on light-textured soils in Australia: a review. *Aust J Exp Agric* 43:325–334

Chapin S.F. III (1980) The mineral nutrition of wild plant. *Annu. Rev. Ecol. Syst.* 11: 233-60

Chapin, F.S., III, P.A. Matson, and H.A. Mooney. (2002) *Principles of Terrestrial Ecosystem Ecology*. Springer-Verlag, New York ISBN 0-387-95439-2

Cleveland C.C., Townsend A. R., Schmidt A. K. (2002) Phosphorus limitation of microbial processes in moist tropical forest: evidence from short-term laboratory incubations and field studies. *Ecosystems*.5:680-691

Cleveland C. C., Nemergut D. R., Schmidt S. K., Townsend A. R. (2007) Increases in soil respiration following labile carbon additions linked to rapid shifts in soil microbial community composition. *Biogeochemistry*. 82:229–240

Cochran V.L., Sparrow S.D., Sparrow E.B. (1994) Residue effects on soil micro- and macroorganisms. In: Unger PW (ed) *Managing agricultural residues*. Lewis, Boca Raton, pp 163–184

CONANP. (2007) Estudio sobre el cambio de uso de suelos en el Valle de Cuatro Ciénegas periodo 2002-2006.

Cookson W.R., Beare M.H., Wilson P.E. (1998) Effects of prior crop residue management on microbial properties and crop residue decomposition. *Appl Soil Ecol* 7:179–188

Cross A. F., Schlesinger W. H. (2001) Biological and geochemical control on phosphorus fractions in semiarid soil. *Biogeochemistry*. 52:155-172

Dao T.H. (1996) Tillage system and crop residue effects on surface compaction of a Paleusoll. *Agron J* 88:141–148

Doran J.W. (1980) Soil microbial and biochemical changes associated with reduced tillage. *Soil Sci Soc Am J* 44:771–780

Doran J.W., Parkin B.T. (1994) Defining soil quality of a sustainable environment. *Soil Science Society of America*. Num. 35

Drijber R.A., Doran J.W., Parkhurst A.M., Lyon D.J. (2000) Changes in soil microbial community structure with tillage under long-term wheat-fallow management. *Soil Biol Biochem* 32:1419–1430

Dumanski J., Gameda S., Pieri C. (1998) Indicators of land quality and sustainable land management. The world bank, Washington D.C., USA

Falcón L.I, R. Cerritos, Eguiarte L., Souza V. (2007). Nitrogen Fixation in Microbial Mat and Stromatolite Consortia from Cuatro Ciénegas, México. *Microbial Ecology*, 54: 363-373

Feng Y., Motta A.C., Reeves D.W., Burmester C.H., Santena E.V., Osbornec J.A. (2003) Soil microbial communities under conventional-till and no-till continuous cotton systems. *Soil Biol Biochem* 35:1693–1703

Frey S.D., Elliott E.T., Paustian K. (1999) Bacterial and fungal abundance and biomass in conventional and no-tillage agroecosystems along two climatic gradients. *Soil Biol Biochem* 31:573–585

Garcia-Moya E & McKell CM (1970) Contribution of shrubs to the nitrogen economy of a desert-wash plant community. *Ecology* 51: 81–88

García-Orenes F., Guerrero C., Roldán A., Mataix-Solera J., Cerda A., Campoy M., Zornoza R., Bárcenas G., Caravaca F. (2010) Soil microbial biomass and activity under different agricultural management systems in a semiarid Mediterranean agroecosystem. *Soil & Tillage Research* 109: 110-115

González-Pérez J.A., González-Vila F.J., Almendros G., Knicker H. (2004) The effect of fire on soil organic matter – a review. *Environ Int* 30:855-870

Graham M.H., Haynes R.J., Meyer J.H. (2002) Soil organic matter content and quality: effects of fertilizer applications, burning and trash retention on a long-term sugarcane experiment in South Africa. *Soil Biol Biochem* 34:93–102

Griffiths B.S., Ritz K., Ebbelwhite N., Dobson G. (1999) Soil microbial community structure: effect of substrate loading rate. *Soil Biol Biochem* 31:145–153

Gupta S.R., Roper M.M., Kirkegaard J.A., Angus J.F. (1994) Changes in microbial biomass and organic matter levels during the first year of modified tillage and stubble management practices on a red earth. *Aus J Soil Res* 32:1339–1354

Harris C.L., Gul B., Khan M.A., Hansen D.L., Smith N.B. (2001) Seasonal changes in respiration of halophytes in salt playas in the Great Basin, U.S.A. *Wetlands Ecology and Management* 9: 463–468, 2001.

Hedley M.J., Stewart J.W.B., Chauhan B. S. (1982) Changes in inorganic and organic soil phosphorus fractions induced by cultivation practices and by laboratory incubations. *Soil Science Society of American Journal* 46: 970-976

- Hedlund K. (2002) Soil microbial community structure in relation to vegetation management on former agricultural land. *Soil biology & Biochemistry* 34:1299-1307
- Hendrix P.F., Parmelee R.W., Crossley D.A., Coleman D.C., Odum E.P., Groffman P.M. (1986) Detritus food webs in conventional and no-tillage agroecosystems. *Bioscience* 36:374–380
- Hobbie E. S., Reich B.P., Oleksyn J., Ogdahl M., Zytkowski R., Hale C., Karolewski P.(1992) Tree species effects on decomposition and forest floor dynamics in common garden. *Trends Ecol. Evol.* 7: 336
- Hooper U.D., Vitousek M.P. (1997) The effects of Plant Composition and Diversity on Ecosystem Processes. *Science* 277:1302.
- Hoyt P.B., Turner R.C. (1975) Effects of organic materials added to very acid soils on pH, aluminium, exchangeable NH<sub>4</sub>, and crop yields. *Soil Sci* 119:227–237
- Huffman E. N. (1997) Performance of a new automatic carbon dioxide coulometer. *Microchemical Journal* 2: 567-573.
- Jaramillo J. V., J. B. Kauffman, L. Rentería-Rodríguez, D. L. Cummings y L. J. Ellingson. (2003) Biomass, Carbon, and Nitrogen Pools in Mexican Tropical Dry Forest Landscapes. *Ecosystems*. 6: 609–629
- Jenkinson D.S., Ladd J.N. (1981) Microbial biomass in soil: measurement and turnover. In: Paul EA, Ladd JM (eds) *Soil biochemistry*, vol 5. Decker, New York, pp 415–471
- Johnson, P. G., R. T. Koenig, and K. L. Kopp. 2003. Nitrogen, phosphorus, and potassium responses and requirements in calcareous sand greens. *Agron. J.* 95: 697-702.
- Karlen D.L., Mausbach M.J., Doran J.W., Cline R.G., Harris R.F., Schuman G.E. (1997) Soil quality: a concept, definition and framework for evaluation. *Soil Science Society of America J.* 61: 4-10
- Khaleel R., Reddy K.R., Overcash M.R. (1981) Changes in soil physical properties due to organic waste applications: a review. *J Environ Qual* 10:133–141
- Kögel-Knabner I. (2002). The macromolecular organic composition of plant and microbial residues as inputs to soil organic matter. *Soil Biology and Biochemistry.* 34:139–162.
- Kushwaha C.P., Tripathi S.K., Singh K.P. (2000) Variations in soil microbial biomass and N availability due to residue and tillage management in a dryland rice agroecosystem. *Soil Till Res* 56:153–166

Lajtha, K., and Schlesinger W. H. 1988. The biogeochemistry of phosphorus cycling and phosphorus availability along a desert soil chronosequence. *Ecology* 69:24–39.

Lajtha K & Bloomer SH (1988) Factors affecting phosphate sorption and phosphate retention in a desert ecosystem. *Soil Sci.* 146: 160–167

Lal R. (2005) World crop residues production and implications of its use as a biofuel. *Environ Int* 31:575–584

Larson W.E., Pierce F.J. (1991) Conservation and enhancement of soil quality. In evaluation for sustainable land management in the developing world. 175-203

Lee K.E., Pankhurst C.E. (1992) Soil organisms and sustainable productivity. *Aust J Soil Res* 30:855–892

Lindstrom M.J., Nelson W.W., Schumacher T.E., Lemme G.D. (1990) Soil movement by tillage as affected by slope. *Soil Till Res* 17:255–264

Loveland P., Webb J. (2003) Is there a critical level of organic matter in the agricultural soils of temperate regions: a review. *Soil Till Res* 70:1–18

Mapa R.B., Green R.E., Santo L. (1986) Temporal variability of soil hydraulic properties with wetting and drying subsequent to tillage. *Soil Sci Soc Am J* 50:1133–1138

Marschner B., Noble A.D. (2000) Chemical and biological processes leading to the neutralisation of acidity in soil incubated with litter materials. *Soil Biol Biochem* 32:805–813

Marschner P., Rengel Z. (2007) Nutrient Cycling in Terrestrial Ecosystems. *Soil Biology* Vol. 10. Springer 2007.

Mc Gill W. B. y Cole C. V. (1981) Comparative Aspects Of Cycling Of Organic C, N, S and P Through Soil Organic Matter. *Geoderma.* 26: 267—286

Michels K., Sivakumar M.V.K., Allison B.E. (1995) Wind erosion control using crop residue I. Effects on soil flux and soil properties. *Field Crops Res* 40:101–110

Montaño Noé M., Garcia-Oliva F., Jaramillo V.J. (2007) Dissolved organic carbon affects soil microbial activity and nitrogen dynamics in a Mexican tropical deciduous forest. *Plant Soil.*

Montiel-González C. (2011) Dinámica de C, N y P en suelos calcáreos en el Valle de Cuatro Ciénegas de Carranza Coahuila. Tesis de Maestría.

Murphy J. y Riley J.P. (1962). A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. *Anal. Chem. Acta* 27: 31-36

Naeem, S. & Li, S. (1997). Biodiversity enhances ecosystem reliability. *Nature* 390, 507–509

Neff J. C. y Asner G. P. (2001) Dissolved Organic Carbon in Terrestrial Ecosystems: Synthesis and a Model. 4: 29–48

Negassa W., Leinweber P. (2009) How does the Hedley sequential phosphorus fractionation reflect impacts of land use and management on soil phosphorus: A review. *J. Plant Nutr. Soil Sci.* 172, 305-325.

Olander L.P. y Vitousek, P.M. (2000) Regulation of soil phosphates and chitinase activity by N and P availability. *Biogeochemistry* 49: 175-190

Paul E.A.S y Clark F.E. (1989) *Soil Microbiology and Biochemistry*. Academic press San Diego, CA, USA.

Paul E. A. (2007) *Soil microbiology, ecology, and biochemistry*. 3ra ed. Academic Press.

Pankhurst C.E., Doube B.M., Gupta V.V.S.R. (1997) Biological indicators of soil health: synthesis. In: Pankhurst CE, Doube BM, Gupta VVSR (eds) *Biological indicators of soil health*. CAB International, Wallingford, pp 419–435

Pankhurst C.E., Hawke B.G., McDonald H.J., Kirkby C.A., Buckerfield J.C., Michelsen P., O'Brien K.A., Gupta V.V.S.R., Doube B.M. (1995) Evaluation of soil biological properties as potential bioindicators of soil health. *Aust J Exp Agric* 35:1015–1028

Pankhurst C.E., Kirkby C.A., Hawke B.G., Harch B.D. (2002) Impact of a change in tillage and crop residue management on soil chemical and microbiological properties in a cereal-producing red duplex soil in NSW, Australia. *Biol Fertil Soils* 35:189–196

Paustian K., Collins H.P., Paul E.A. (1997) Management controls on soil carbon. In: Paul EA et al (eds) *Soil organic matter in temperate agroecosystems: long-term experiments in North America*. CRC, Boca Raton, pp 15–42

Perrot K.W. (1992) Effect of exchangeable calcium on fractionation of inorganic and organic soil phosphorus. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 23:7, 827-840

Postma-Blaauw B.M., De Goede G.M., Bloem J., Faber H.J., Brussaard L. (2010) Soil biota community structure and abundance under agricultural intensification and extensification. *Ecology* 91 (2): 460-473

Puget P., Angers D.A., Chenu C. (1999) Nature of carbohydrates associated with water-stable aggregates of two cultivated soils. *Soil Biol Biochem* 31:55–63

Ramirez S.K., Lauber L.C., Knight R., Bradford A.M., Fierer N. (2010) Consistent effects of nitrogen fertilization on soil bacterial communities in contrasting systems. *Ecology* 91 (12): 3463-3470

Rice C.W., White P.M., Fabrizzi K.P., Wilson G.W.T. (2004) Managing the microbial community for soil carbon management. In: Singh B (ed) *SuperSoil 2004: 3rd Australian New Zealand Soils Conference*, University of Sydney, Australia, 5–9 December 2004; [www.regional.org.au/au/asssi/supersoil2004](http://www.regional.org.au/au/asssi/supersoil2004)

Rodriguez-Verdugo A., Souza V., Eguiarte L.E. and Escalante A.E. (2012). Diversity across seasons of culturable *Pseudomonas* from a desiccation lagoon in Cuatro Ciénegas, Mexico. *International Journal of Microbiology*. in press

Roper M.M., Gupta V.V.S.R. (1995) Management practices and soil biota. *Aust J Soil Res* 33:321–339

Ruiz T.G., Zaragoza S.R., Cerrato R.F. (2008) Fertility islands around *Prosopis laevigata* and *Pachycereus hollianus* in the drylands of Zapotitlán Salinas, México. *Journal of arid environments* 72: 1202-1212

Rzedowski J. (2006) *Vegetación de México*. 1ra. Edición digital, Comisión Nacional de la Biodiversidad, México, 504 pp

Salas A.M., Elliott E.T., Westfall D.G., Cole C.V., Six J. (2003) The role of particulate organic matter in phosphorus cycling. *Soil Sci Soc Am J* 67:181–189

Salinas-García J.R., Báez-González A.D., Tiscareño-López M., Rosales-Robles E. (2001) Residue removal and tillage interaction effects on soil properties under rain-fed corn production in Central Mexico. *Soil Till Res* 59:67–79

Schimel J.P., Bennett J. (2004) Nitrogen mineralization: challenges of changing paradigm. *Ecology* 85: 591-602.

Schlesinger et. Al. (1996) On the spatial pattern of soil nutrients in desert ecosystems. *Ecology* 77,2:364-374.

Schlesinger H. W. (2000) *Biogeoquímica, un análisis global*. Editorial Ariel S. A. Barcelona P 576

SEMARNAT (2002) a. Inventario Nacional de suelos 2002. México, 2002.

SEMARNAT (2002) b. Informe de la situación del medio ambiente en México 2002. Recuadro III.3.3.2 y Cuadro III.3.2.15. México, 2002.

Seybold C.A., Mausbach M.J., Karlen D.L., Rogers H.H. (1997) Quantification of soil Quality. En soil process and the carbon cycle pp. 387-403

Sierra Bernal C. (2001). Caracterización de la salinidad de los suelos y aguas en el Valle del Río Copiapó. Gobierno de Chile, Ministerio de Agricultura, INIA Núm. 70.

Singh J.S., Raghubanshi A.S., Singh R.S., Srivastava S.C. (1989) Microbial biomass act as a source of plant nutrients in dry tropical forest and savanna. Nature 338:499–500

Six J., Elliott E.T., Paustian K. (1999) Aggregate and soil organic matter dynamics under conventional and no-tillage systems. Soil Sci Soc Am J 63:1350–1358

Six J., Elliott E.T., Paustian K.(2000) Soil macroaggregate turnover and microaggregate formation: a mechanism for C sequestration under no-tillage agriculture. Soil Biol Biochem 32:2099–2103

Spedding T.A., Hamel C., Mehuys G.R., Madramootoo C.A. (2004) Soil microbial dynamics in maize growing soil under different tillage and residue management systems. Soil Biol Biochem 36:499–512

Syers J.K. (1997) Managing soils for long-term productivity. Phil Trans R Soc Lond B 352:1011–1021

Tang C., Rengel Z. (2003) Role of plant cation/anion uptake ratio in soil acidification. In: Rengel Z (ed) Handbook of soil acidity. Dekker, New York, pp57–81

Tang C., Yu Q. (1999) Impact of chemical composition of legume residues and initial soil pH on pH change of a soil after residue incorporation. Plant Soil 215:29–38

Technicon (1977) Technicon industrial System. Method No. 329–74W/B individual/simultaneous determinations of nitrogen and/or phosphorus in BD acid digest. Technicon

Tiessen, H. and Stewart, J. B. (1983) Sci. Soc. Am. J. 47: 509-514

Townsend, A. R. Vitousek, P. M. and Trumbore, S. E. (1995) Ecology. 11: 721-733

Unger P.W .(1978) Straw mulch effects on soil temperatures and sorghum germination and growth. Agron J 70:858–864

Urbano Terron, P (1995). Manual de agricultura y ganadería ecológica. By Sociedad Española de Agricultura Ecológica

Valzano F.P., Greene R.S.B, Murphy B.W. (1997) Direct effects of stubble burning on soil hydraulic and physical properties in a direct drill tillage system. *Soil Tillage Res* 42:209–219

Vitousek M. P., Cassman K., Cleveland C., Crews T., Field B.C., Grimm B.N, Howarth W.R., Marino R., Martinelli L., Rastetter B.E., Sprent I.J. (2002) Towards an ecological understanding of biological nitrogen fixation. *Biogeochemistry* 57/58: 1-45

Walker T. W., Syers J. K. (1976) The fate of phosphorus during pedogenesis. *Geoderma*. 15:1-19

Wardle D.A. (1995) Impacts of disturbance on detritus food webs in agro-ecosystems of contrasting tillage and weed management practices. *Adv Ecol Res* 26:105–185

Wardle D.A., Lavelle P. (1997) Linkage between soil biota, plant litter quality and decomposition. In: Cadisch G, Giller KE (eds) *Driven by nature: plant litter quality and decomposition*. CAB International, Wallingford, pp 107–124

Winter K., Schmitt M.R., Edwards G.E. (1982) *Microstegium Vimineum*, a shade adapted C4 grass. *Plant Science letters* 24: 311-318.

Wright A.L., Hons F.M. (2004) Soil aggregation and carbon and nitrogen storage under soybean cropping sequences. *Soil Sci Soc Am J* 68:507–513

Wu J., O'Donnell A.G., Syers J.K. (1993) Microbial growth and sulphur immobilization following the incorporation of plant residues into soil. *Soil Biol Biochem* 25:1567–1573

Xu J.M., Tang C., Chen Z.L. (2006) The role of plant residues in pH change of acid soils differing in initial pH. *Soil Biol Biochem* 38:709–719

Xu R.K., Coventry D.R., Farhoodi A., Schultz J.E. (2002) Soil acidification as influenced by crop rotations, stubble management and application of nitrogenous fertiliser, Tarlee, South Australia. *Aust J Soil Res* 40:483–494

Yan F., Schubert S., Mengel K.(1996) Soil pH increase due to biological decarboxylation of organic anions. *Soil Biol Biochem* 28:617–624

Zeleke T.B., Grevers M.C.J., Si BC, Mermut A.R., Beyene S. (2004) Effect of residue incorporation on physical properties of the surface soil in the South Central Rift Valley of Ethiopia. *Soil Tillage Res* 77:35–46

## ANEXO 1

No. Morfoespecie	ESPECIE	SUBCLASE	OBSERVACIONES	FOTOS
1	<i>Dyssodia sp.</i>	Dicotiledónea	Hojas alargadas, muy delgadas estilo flagelo. Cabezuelas pequeñas aprox. 5 mm de color amarillas.	
2	<i>Prosopis laevigata</i>	Dicotiledónea	Arbusto leguminoso.	

3	<i>Salicornia virginica</i>	Dicotiledónea	Tallos y hojas cilíndricas y carnosas. Sinónimo <i>utahensis</i>	
4	<i>Sporobolus airoides</i>	Monocotiledonia 1	Crecimiento de mogote, hojas largas desde la base. Presenta flores.	

5	¿?	Monocotiledonia 2	Pasto. Hojas largas.	
6	¿?	Dicotiledónea 4	Tallos leñosos.	No hay foto
7	¿?	Dicotiledónea 5	Hojas pilosas y cenizas, color grisáceo y una muesca con lóbulo en la parte inferior derecha	

8	¿?	Dicotiledónea 6	Hoja irregular.	
9	¿?	Dicotiledónea 7	Tallo leñoso. Hojas largas.	

10	¿?	Dicotiledónea 8	Flor morada. Tallo carnoso, largo y delgado. Hojas carnosas	
11	¿?	Dicotiledónea 9	Hojas grises. Tallo carnoso color rojo o gris va cambiando.	

12	¿?	Dicotiledónea 10	Hoja gris, carnosa y pilosa. Tallo carnoso.	
13	¿?	Dicotiledónea 11	Flor blanca	

14	¿?	Dicotiledónea 12	hojas carnosas y terminación en punta.	
15	¿?	Dicotiledónea 13	Arbusto de hojas café	

16	¿?	Dicotiledónea 14	Flor morada con hojas delgadas. Tallo delgado y largo.	
----	----	------------------	--	---

Debido a que no se pudieron colectar las plantas, solo se determinaron por medio de fotos de las siguientes citas:

Montiel C. (2010). Dinámica de C, N y P en suelos calcáreos en el Valle de Cuatro Ciénegas de Carranza Coahuila. Tesis de maestría (documento interno). La determinación se realizó en el Herbario FEZA (UNAM), bajo la asesoría del Dr. Eloy Solano Camacho. Fueron cotejados en las colecciones de los herbarios FEZA y MEXU (UNAM).

Perroni-Ventura Y., Ortiz G., Arias S. y Montaña C.(2008). Catálogo de campo de Cuatro Ciénegas, Coahuila.