



# UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

---

---

INSTITUTO DE CIENCIAS BÁSICAS E INGENIERÍA

ÁREA ACADÉMICA DE QUÍMICA

## DINÁMICAS DE CARBONO Y NITRÓGENO EN SUELOS BAJO LABRANZA DE CONSERVACIÓN Y LABRANZA CONVENCIONAL EN TOLCAYUCA, HIDALGO.

TRABAJO DE TESIS  
PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

**QUÍMICO**

PRESENTA:

**ALINA CRUZ GUERRERO CORTES**

ASESORA:

DRA. ROSA ICELA BELTRÁN HERNÁNDEZ

PACHUCA DE SOTO, HIDALGO, MAYO 2006



## AGRADECIMIENTOS



El presente trabajo se realizó gracias al financiamiento otorgado por el **Sistema de Investigación Ignacio Zaragoza (SIZA)**, al cual le agradezco la beca otorgada para el desarrollo del proyecto de investigación titulado:

### **DINÁMICAS DE CARBONO Y NITRÓGENO EN SUELOS BAJO LABRANZA DE CONSERVACIÓN Y LABRANZA CONVENCIONAL EN TOLCAYUCA, HIDALGO.**

Bajo la dirección de la Dra. Rosa Icela Beltrán Hernández a quien agradezco por su tiempo y conocimientos brindados para la elaboración del mismo, el cual se elaboró en el Laboratorio de Ciencias Ambientales, en el Centro de Investigaciones Químicas (CIQ) de la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo

Agradezco también a todos y cada uno de mis sinodales por sus sabias correcciones y recomendaciones realizadas para este trabajo.

A mis padres, hermanas y demás familiares que siempre me brindaron su apoyo y que sin ellos no se habrían logrado mis objetivos.

A mis amigos y a todas aquellas personas que no son mencionadas, pero no por eso sus contribuciones dejaron de ser importantes, especialmente a Felipe quién me apoyo con su conocimiento y experiencia en los muestreos de dicho proyecto.

## DEDICATORIAS



Dedico este trabajo de investigación a todas aquellas personas que estuvieron a mi lado para empujarme y seguir adelante, espero que lo sigan haciendo por mucho tiempo.

A Dios y a mis Padres “Zenaido y Antonia”, por darme la vida así como la oportunidad de estudiar sin fijarse en el esfuerzo y trabajo para salir adelante.

A mis hermanas “Yadhira y Miriam” y sobrinos latosos “Lupita, Quique y Daniel que siempre me dieron la mano.

A mis demás familiares, que aunque no menciono a todos para no omitir a nadie les dedico esta tesis, aunque algunos pensaron que mis padres no podrían mantenernos para terminar la carrera.

A mis amigos por soportarme dentro y fuera de la escuela así como brindándome su apoyo y amistad. Sin olvidarme de Felipe que durante más de dos años ha estado conmigo en las buenas y en las malas y espero lo siga haciendo.

---



---

**CONTENIDO**

|  | Pág. |
|--|------|
| <b>ÍNDICE DE FIGURAS Y CUADROS</b>                   | iii  |
| <b>NOTACIONES Y UNIDADES</b>                         | iv   |
| <b>RESUMEN</b>                                       | 1    |
| <b>1. INTRODUCCIÓN</b>                               | 2    |
| <b>2. MARCO TEÓRICO</b>                              | 3    |
| 2.1. Suelo   | 3    |
| 2.1.1. Composición del suelo                         | 3    |
| 2.1.2. Propiedades físicas y químicas del suelo      | 5    |
| 2.1.3. Funciones que desempeña el suelo              | 6    |
| 2.1.4. Fertilidad del suelo                          | 7    |
| 2.1.5. Elementos nutritivos en el suelo              | 8    |
| 2.1.6. Macronutrientes y micronutrientes             | 9    |
| 2.1.7. Funciones de los elementos nutritivos         | 9    |
| 2.2. Ciclos biogeoquímicos                           | 11   |
| 2.2.1. Ciclo del carbono                             | 11   |
| 2.2.2. Ciclo del nitrógeno                           | 13   |
| 2.2.2.1. Fijación del nitrógeno                      | 15   |
| 2.2.2.2. Nitrificación                               | 15   |
| 2.2.2.3. Desnitrificación                            | 16   |
| 2.3. Labranza  | 16   |
| 2.3.1. Labranza de conservación                      | 17   |
| 2.3.1.1. Beneficios de la labranza de conservación   | 18   |
| 2.3.1.2. Limitaciones de la labranza de conservación | 18   |
| 2.3.2. Labranza convencional                         | 19   |
| 2.3.2.1. Beneficios de la labranza convencional      | 19   |
| 2.3.2.2. Limitaciones de la labranza convencional    | 20   |

|   |    |
|---|----|
| <b>3. OBJETIVOS</b>   | 21 |
| 3.1. Objetivo General   | 21 |
| 3.2. Objetivos Específicos  | 21 |
|   |    |
| <b>4. METODOLOGÍA</b>   | 22 |
| 4.1. Zona de estudio  | 22 |
| 4.2. Recolección de muestras  | 23 |
| 4.3. Acondicionamiento de la muestra  | 25 |
| 4.4. Montaje del experimento  | 25 |
| 4.4.1. Incubación de las muestras   | 25 |
| 4.4.2. Seguimiento de las dinámicas de C y N  | 26 |
| 4.4.2.1. Cuantificación del CO <sub>2</sub> producido   | 27 |
| 4.4.2.2. Extracción de nitrógeno inorgánico (N <sub>i</sub> ) y<br>cuantificación de carbono soluble (C <sub>sol</sub> ) del suelo  | 28 |
| 4.4.2.3. Fumigación de las muestras: cuantificación de C y N<br>de la biomasa (C <sub>biomasa</sub> ) (N <sub>biomasa</sub> )   | 29 |
| 4.4.2.4. Cuantificación del NH <sub>3</sub> volatilizado  | 30 |
| 4.5. Análisis estadístico   | 31 |
| 4.5.1. ANOVA  | 31 |
|   |    |
| <b>5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>  | 32 |
| 5.1. Dinámica de carbono: Producción de CO <sub>2</sub>   | 32 |
| 5.2. Dinámica de nitrógeno: Volatilización de NH <sub>3</sub> y producción de NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> ,<br>NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> y NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> | 34 |
| 5.3. Dinámica de la población microbiana: N <sub>biomasa</sub> y C <sub>biomasa</sub>   | 37 |
|   |    |
| <b>6. CONCLUSIONES</b>  | 41 |
| <b>7. RECOMENDACIONES</b>   | 42 |
| <b>ANEXO</b>  |    |
| <b>BIBLIOGRAFÍA</b>   |    |

---



---

**ÍNDICE DE FIGURAS Y CUADROS**

|            |   | Pág. |
|------------|---|------|
| Figura 1.  | Composición ideal del suelo   | 4    |
| Figura 2.  | Ciclo del carbono   | 12   |
| Figura 3.  | Ciclo del nitrógeno   | 14   |
| Figura 4.  | Labranza de conservación  | 17   |
| Figura 5.  | Cobertura del suelo al 30%  | 17   |
| Figura 6.  | Labranza convencional   | 20   |
| Figura 7.  | Ubicación del municipio de Tolcayuca en el Estado de Hidalgo                    | 22   |
| Figura 8.  | Recolección de bloques inalterados de suelo                                     | 24   |
| Figura 9.  | Ubicación aleatoria de los puntos de muestreo                                   | 25   |
| Figura 10. | Jarra de incubación con muestras preparadas para incubación                     | 26   |
| Figura 11. | Muestras preparadas para fumigación   | 30   |
| Figura 12. | Fumigación de las muestras en presencia de cloroformo con vacío                 | 30   |
| Figura 13. | Producción de CO <sub>2</sub> en los suelos                                     | 32   |
| Figura 14. | Comportamiento de la volatilización de NH <sub>3</sub> en los suelos            | 35   |
| Figura 15. | Comportamiento de la producción de NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> en los suelos   | 36   |
| Figura 16. | Comportamiento de la producción de N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> en los suelos | 36   |
| Figura 17. | Comportamiento del contenido de N <sub>biomasa</sub> en los suelos              | 38   |
| Figura 18. | Comportamiento del contenido de C <sub>biomasa</sub> en los suelos              | 39   |
| Cuadro 1.  | Características físicas y químicas de los suelos de estudio                     | 23   |

---



---

**NOTACIONES Y UNIDADES**

|                                   |  |
|-----------------------------------|--|
| <b>C</b>                          | Carbono  |
| <b>C<sub>biomasa</sub></b>        | Carbono de la biomasa                                      |
| <b>CE</b>                         | Conductividad eléctrica                                    |
| <b>CIC</b>                        | Capacidad de intercambio catiónico                         |
| <b>CO<sub>2</sub></b>             | Dióxido de carbono   |
| <b>C<sub>org</sub></b>            | Carbono orgánico   |
| <b>CRA</b>                        | Capacidad de retención de agua                             |
| <b>C<sub>sol</sub></b>            | Carbono soluble del suelo                                  |
| <b>dS/m</b>                       | Decisiemens por metro                                      |
| <b>FAO</b>                        | Food and Agriculture Organization                          |
| <b>FIRA</b>                       | Fideicomisos Instituidos en Relación a la Agricultura      |
| <b>INEGI</b>                      | Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática |
| <b>MO</b>                         | Materia orgánica   |
| <b>N<sub>i</sub></b>              | Nitrógeno inorgánico                                       |
| <b>N<sub>2</sub>O</b>             | Óxido nitroso  |
| <b>N<sub>biomasa</sub></b>        | Nitrógeno biomasa  |
| <b>NH<sub>3</sub></b>             | Amoniaco   |
| <b>NH<sub>4</sub><sup>+</sup></b> | Ión amonio   |
| <b>NO<sub>2</sub><sup>-</sup></b> | Ión nitrito  |
| <b>NO<sub>3</sub><sup>-</sup></b> | Ión nitrato  |
| <b>NOM</b>                        | Norma Oficial Mexicana                                     |
| <b>PVC</b>                        | Policloruro de vinilo                                      |
| <b>s.s.</b>                       | Suelo seco   |
| <b>S1Cs</b>                       | Suelo 1 bajo labranza de conservación                      |
| <b>S2Cs</b>                       | Suelo 2 bajo labranza de conservación                      |
| <b>SCv</b>                        | Suelo testigo bajo labranza convencional                   |
|                                   |  |

---

---

## RESUMEN

La labranza de conservación fue introducida en el estado de Hidalgo desde 1995, con la finalidad de optimizar el uso del suelo y del agua. A diez años de su implementación es importante evaluar su impacto en la conservación de estos recursos.

El objetivo de la presente investigación fue estudiar el efecto de los sistemas de labranza convencional y de conservación en las dinámicas de carbono (C) y nitrógeno (N), así como sobre la población microbiana del suelo. Para ello se seleccionaron tres áreas en el municipio de Tolcayuca, Hgo., dos de ellas trabajadas durante 8 años con el sistema conservacionista y una trabajada convencionalmente, la cual fue empleada como control. De cada área se colectaron 18 muestras a una profundidad de 9 cm, las cuales se incubaron durante 7, 14, 28, 42 y 70 días. Al término de cada periodo de incubación se cuantificaron: la producción de  $\text{CO}_2$ ,  $\text{NH}_4^+$ ,  $\text{NO}_2^-$  y  $\text{NO}_3^-$ , la volatilización de  $\text{NH}_3$  y el contenido de  $\text{C}_{\text{biomasa}}$  y  $\text{N}_{\text{biomasa}}$ . Los resultados obtenidos indicaron que no ha habido un efecto por el sistema de labranza en las dinámicas de C y N, ni en el contenido de C y N en la biomasa. La producción de  $\text{CO}_2$  varió de 27.4 a 65.7 mg C/kg·d en los suelos bajo el sistema conservacionista y de 22.4 a 57.23 mg C/kg·d en el suelo control, la diferencia encontrada con los diferentes sistemas no fue significativa. En la dinámica del N tampoco se observaron diferencias significativas entre los suelos como resultado del sistema de labranza. Se cuantificaron concentraciones de  $\text{NH}_3$  volatilizado menores a 1.97 mg N- $\text{NH}_3$ /kg·d en los tres suelos. La producción de  $\text{NO}_3^-$  varió de 0.42 a 0.63 mg N- $\text{NO}_3^-$ /kg s.s. con ambos sistemas; por último, la producción de  $\text{NH}_4^+$  varió de 2.90 a 20.83 mg N- $\text{NH}_4^+$ /kg s.s. Finalmente, los contenidos de  $\text{C}_{\text{biomasa}}$  y  $\text{N}_{\text{biomasa}}$  encontrados tampoco mostraron una diferencia significativa. Los comportamientos observados en las dinámicas anteriores evidenciaron además de la ausencia de cualquier efecto por los sistemas de labranza empleados, una deficiencia de N en los suelos. Lo anterior indica que la adopción del sistema conservacionista no ha beneficiado a los suelos como se esperaba y que tampoco se ha fertilizado adecuadamente para que los cultivos no sufran carencias de nutrientes.

## 1. INTRODUCCIÓN

Los agudos procesos erosivos que soportan la mayoría de los suelos agrícolas, ganaderos y forestales en el mundo, han provocado una pérdida gradual de su contenido de materia orgánica. Algunos de los factores de mayor importancia en estos procesos son: la deforestación, el sobrepastoreo, la quema de los residuos de cosecha y el tipo de labranza que se realiza en el lugar.

Para lograr una agricultura sustentable, es necesario tomar en cuenta la gran importancia que tiene la materia orgánica en el funcionamiento de los ecosistemas, así como, en su intervención en el comportamiento del suelo, el crecimiento de las plantas y el desarrollo de los organismos dentro de este. En los sistemas de labranza de conservación, el aporte continuo de materia orgánica juega un papel primordial en la preservación de los recursos suelo y agua.

Como labranza de conservación, se entiende cualquier sistema de labranza que mantenga por lo menos un 30 % de la superficie cubierta con residuos de cosecha después de la siembra y que no invierta el suelo. Con esto se pretende lograr que el suelo quede protegido de los agentes erosivos y que conserve una mayor humedad; al mismo tiempo que el productor ahorra tiempo y dinero en la preparación del suelo.

En el estado de Hidalgo se han realizado importantes esfuerzos para la adopción del sistema de labranza de conservación; sin embargo, no se ha llevado a cabo un seguimiento de la evolución de los suelos. Por ello, la presente investigación tuvo como finalidad realizar el seguimiento de las dinámicas de C y N en suelos del municipio de Tolcayuca, bajo labranza de conservación y bajo labranza convencional para evaluar el efecto que han tenido estos sistemas sobre los procesos de mineralización de la materia orgánica, así como su efecto en la población microbiana.

## **2. MARCO TEÓRICO**

### **2.1. Suelo**

La definición de suelo ha tenido varios matices, según quien la acuñe y la época. Algunas definiciones son las siguientes:

1. El suelo es, desde el punto de vista del agricultor, el sitio para ubicar sus semillas y producir sus cosechas (Worthen, 1949)
2. Para un geólogo podría ser el recubrimiento terroso que hay sobre un cuerpo rocoso (Buol *et al*, 1997)
3. Para un químico, es el laboratorio donde se producen reacciones entre las fases sólida, líquida y gaseosa (Porta *et al*, 1997)

Las concepciones de suelo expuestas anteriormente empezaron a cambiar a principios del siglo XIX, cuando inició a verse en un contexto naturalista y a considerarse como un cuerpo natural (Porta *et al*, 1994).

Ahora se sabe que el suelo es el resultado de la interacción de cinco factores: el material madre, el clima, los factores bióticos, la topografía y el tiempo; a los cuales se les atribuye su formación y composición (Jaramillo, 2002).

#### **2.1.1. Composición del suelo**

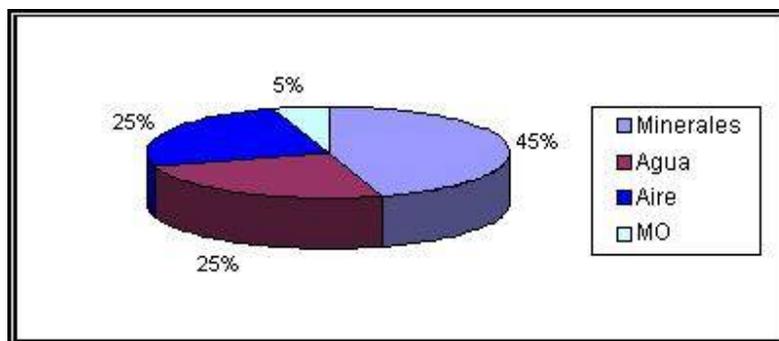
El suelo es considerado un cuerpo natural independiente y evolutivo formado por cinco componentes:

1. Materia mineral
2. Materia orgánica

3. Agua
4. Gases
5. Organismos vivos

La cantidad de estos constituyentes varía en base a la ubicación del suelo. La cantidad de materia orgánica y minerales es relativamente fija en un determinado lugar; sin embargo, la porción del aire y agua varía. Estos representan aproximadamente la mitad del volumen del suelo; dicho volumen se denomina espacio poroso. La fracción mineral contribuye con un poco menos de la mitad del volumen, la materia orgánica constituye del 3 al 6% del total, la porción viviente (animales pequeños y microorganismos) representan menos del 1% del volumen total (Jaramillo, 2002).

Físicamente, el suelo es un medio poroso compuesto por tres fases (sólida, líquida y gaseosa). La proporción ideal, en la que deben estar los componentes, para ofrecer un medio adecuado al crecimiento de las plantas se esquematiza en la figura 1.



**Figura 1.** Composición ideal del suelo

Fuente: Jaramillo (2002)

Las tres fases que componen el suelo según Hillel (1998), son:

1. Fase **sólida**, compuesta por el conjunto de las partículas inorgánicas (cristalinas y no cristalinas) y las orgánicas.
2. Fase **líquida**, compuesta por el agua y los solutos que están disueltos en ella. Esta fase es en realidad, la solución del suelo.

3. Fase **gaseosa**; o atmósfera del suelo, compuesta por todos aquellos que se presentan en forma gaseosa y cuyos componentes más abundantes, en condiciones de aireación adecuada del suelo, son el dióxido de carbono ( $\text{CO}_2$ ), el oxígeno ( $\text{O}_2$ ) y el vapor de agua.

Se asigna a la fase sólida un valor de 50 % del volumen del suelo, repartido en 45 % de componente mineral y 5 % de componente orgánico; el volumen restante se reparte en cantidades iguales entre las fases líquida y gaseosa.

Los diferentes componentes del suelo, deben estar distribuidos equilibradamente en el espacio (Jaramillo, 2002). Y dependiendo de su composición, los suelos difieren en sus propiedades fisicoquímicas así como su capacidad para proveer los diferentes nutrientes (FAO e IFA, 2002).

### **2.1.2. Propiedades físicas y químicas del suelo**

Las propiedades de los suelos dependen, fundamentalmente, del grado de descomposición que presente la materia orgánica de los mismos, así como de la cantidad de materiales minerales que se encuentre en ellos.

Algunas de las propiedades físicas del suelo son: textura, densidad y porosidad, entre otras. La textura es una propiedad exclusiva de la fase sólida y más específicamente de la fracción inorgánica. Es además, una propiedad dependiente del material parental de este. Con respecto a la densidad, si se considera la masa de las partículas sólidas, únicamente, se tiene la densidad real. Si además de la masa de las partículas, se tiene en cuenta su organización, entonces se obtiene la densidad aparente, así como la porosidad total del suelo, que es el volumen de éste que no está ocupado por sólidos; es el espacio disponible para los líquidos y los gases (Jaramillo, 2002).

Entre las propiedades químicas más importantes de los suelos, se tienen: la materia orgánica, la capacidad de intercambio catiónico (CIC), la conductividad eléctrica (CE) y el pH. Las dos primeras propiedades juegan un papel importante en el abastecimiento de nutrimentos, en la capacidad de retención de agua (CRA) y en la estructura de los suelos. La CE está relacionada directamente con el contenido de sales y es importante cuidar que su valor no rebase los límites de 2 dS/m para cultivos sensibles a la salinidad y de 4 dS/m para el resto de los cultivos. Por su parte, el pH es una de las propiedades químicas importantes, porque su valor influye directamente en todos los procesos químicos y biológicos que se llevan a cabo en los suelos. Todas estas propiedades físicas y químicas, influyen en los suelos para obtener un buen funcionamiento de estos, así como cosechas remunerables (Porta *et al*, 1994).

### **2.1.3. Funciones que desempeña el suelo**

El suelo tiene diversas e importantes funciones para los ecosistemas terrestres y el medio ambiente del planeta; es el sustento para la vida vegetal en forma de una capa permeable para las raíces, del cual las plantas obtienen agua, soporte mecánico y muchos de sus nutrimentos (Jaramillo, 2002).

Aunque todas las funciones del suelo son importantes, la producción de biomasa es probablemente la más crucial, ya que los microorganismos edáficos son responsables de la descomposición, conversión y síntesis de sustancias orgánicas que influyen en las propiedades físicas, químicas y biológicas de los materiales minerales y que a su vez influyen en el fenotipo de las plantas, la resistencia a las sequías o heladas, en el ciclo vegetativo así como el contenido de nutrimentos y a su vez determinar la fertilidad natural del suelo (FAO e IFA, 2002).

#### **2.1.4. Fertilidad del suelo**

La fertilidad es la capacidad que tiene un suelo para desempeñar todas sus funciones, además de proveer a la planta un medio adecuado para su desarrollo. El incremento de esta capacidad se ve favorecida por la adición de fertilizantes y materia orgánica (Cooke, 1975).

Los principales factores determinantes de la fertilidad del suelo son: la materia orgánica (incluyendo la biomasa microbiana), la textura (proporción relativa de arena, limo, y arcilla), la estructura (agregación de partículas finas en fragmentos), la profundidad (volumen del suelo accesible al sistema radicular), el contenido de los nutrimentos (macronutrimentos y micronutrimentos), la capacidad de intercambio catiónico y aniónico, la reacción del suelo y la ausencia de elementos tóxicos. Los suelos difieren ampliamente en estos factores, por lo tanto, los agricultores deben tener un conocimiento básico del suelo (FAO e IFA, 2002).

Algunos agricultores, manejan esta capacidad del suelo por medio de rotaciones en el uso de la tierra y prácticas de reciclamiento de residuos orgánicos para recuperar sus niveles de fertilidad, con un aprovechamiento integral de los recursos con que cuentan.

De acuerdo con Novelo *et al*, (2000) la fertilidad del suelo se puede recuperar con prácticas tales como:

- 1) Descanso de los terrenos con pastizales inducidos
- 2) Adición de abonos orgánicos
- 3) Rotaciones en el uso de la tierra

Los mejores métodos para evaluar la fertilidad del suelo son los experimentos de campo, cuyo fin es investigar cuáles nutrimentos son deficientes y en qué cantidad

se presentan, para determinar así los elementos nutritivos que deben administrarse (Fitz, 1996).

### **2.1.5. Elementos nutritivos en el suelo**

Dieciséis elementos son esenciales para el crecimiento de la gran mayoría de las plantas, elementos como el C, O y N, comprenden el 90% o más de la materia seca, los 13 elementos restantes se toman principalmente del suelo donde el medio de transporte es la solución del mismo, éstos pueden provenir de diferentes fuentes tal como el aire, agua, suelo y de los fertilizantes. (Aguilera, 1989).

Fuentes de nutrimentos para las plantas (Fitz, 1996):

- 1) Aire: Proporciona C en forma de CO<sub>2</sub>
- 2) Agua: Provee H y O
- 3) Suelo y fertilizantes: Aportan nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K), calcio (Ca), magnesio (Mg), manganeso (Mn), zinc (Zn), cobre (Cu), boro (B), molibdeno (Mo) y cloro (Cl)

La mayor parte de los nutrimentos existen en la naturaleza como minerales o bien, formando parte de la materia orgánica en formas insolubles o no aprovechables por las plantas. Los microorganismos del suelo juegan un papel central en el ciclo de estos, a través de procesos como la mineralización de residuos, la fijación biológica del N y el establecimiento de simbiosis con plantas (Uribe, 2003). Estos nutrimentos se vuelven disponibles a través de la intemperización de minerales y la descomposición de la materia orgánica, con excepción del nitrógeno que se incorpora al suelo por medio de la acción microbiana de bacterias correspondientes al ciclo del nitrógeno, por medio de bacterias simbióticas y por la acumulación de materia orgánica de origen vegetal y animal. Es muy raro aquel suelo capaz de proporcionar todos los elementos esenciales durante largos periodos y en cantidades necesarias para producir altos rendimientos (Aguilera, 1989). Las plantas adquieren

sus nutrientes en cantidades que varían de unos cuantos gramos a unos cuantos kilogramos o más por hectárea, para producir cosechas remunerables, atendiendo a la cantidad en que son requeridos, se les llama macronutrientes o micronutrientes (Cooke, 1975).

### **2.1.6. Macronutrientes y Micronutrientes**

Los macronutrientes se necesitan en grandes cantidades, las cuales deben ser aplicadas si el suelo es deficiente de uno o más de ellos. Dentro de estos, se encuentran: C, H, O, N, P, K, Ca, Mg, S. De los cuales, el N, P y K, son los macronutrientes primarios, porque los suelos normalmente no los contienen en cantidades suficientes y por lo tanto, deben suministrarse con los fertilizantes (Porta *et al.*, 1994).

Los micronutrientes o microelementos, tales como: Mn, Cu, Mo, B, Cl, Fe, Co., son requeridos sólo en cantidades ínfimas o traza para el crecimiento correcto de las plantas y tienen que ser agregados en cantidades muy pequeñas cuando no pueden ser provistos por el suelo.

Todos los nutrientes deben estar presentes en proporciones adecuadas, ya que tanto la deficiencia como el exceso de alguno de ellos, puede llegar a causar problemas relacionados con el crecimiento vegetativo, debido a que las funciones de dichos nutrientes varían considerablemente (Fitz, 1996).

### **2.1.7. Funciones de los elementos nutritivos**

Las plantas pueden tomar estos nutrientes en distintas formas, a través de la raíz y de las hojas; algunos de los elementos sirven para formar los tejidos de las plantas, otros actúan como catalizadores e intermediarios en una amplia variedad de

procesos metabólicos. En los siguientes párrafos se comentan las funciones específicas de algunos de estos elementos (Fitz, 1996):

**C, H, O:** Son los constituyentes más importantes de los tejidos de las plantas y se derivan de la atmósfera y el agua.

**N:** Proviene de la atmósfera, de los tejidos muertos o de los fertilizantes. En todos los casos las bacterias del suelo lo transforman en amonio y nitrato, sustancias que se absorben por las raíces de las plantas. Este elemento se presenta en grandes cantidades en las plantas jóvenes, particularmente en las hojas. La abundancia de N se traduce en un crecimiento succulento y de color verde, en tanto que la deficiencia causa pérdida de color, reducción en la producción de proteínas y amarillamiento gradual.

**P:** Es un constituyente de todas las células vivas, se encuentra en mayor concentración en las semillas. La deficiencia de P produce atrofia y maduración tardía.

**K:** Es esencial en todos los procesos metabólicos de la célula; también estimula la síntesis y el transporte de los carbohidratos, ayuda a reforzar el espesor de las paredes celulares y a fortalecer los tallos.

**Ca:** Constituye una parte de la estructura de la pared celular, su deficiencia conduce a la deformación de las partes en desarrollo de la planta.

**Mg:** Es activo en los procesos enzimáticos como cofactor y forma parte de la clorofila, su deficiencia produce la decoloración de las hojas.

**S:** Presente en algunos aminoácidos, así como en los aceites de ciertas plantas, su deficiencia causa la atrofia y el amarillamiento de los cultivos.

Para que estos elementos nutritivos puedan ser absorbidos por las plantas, sufren transformaciones que forman parte de un camino cíclico que tienen que recorrer éstos en los diferentes compartimientos ambientales, llamado ciclo biogeoquímico que gracias a estos, es posible que los elementos se encuentren disponibles para las plantas y organismos (Manahan, 1994).

## **2.2. Ciclos biogeoquímicos**

La provisión de muchos nutrientes es limitada porque son escasos en el suelo y en otras fuentes; estos se reciclan de tal manera que se incorporan en plantas y animales o bien, quedan disponibles para que los microorganismos los asimilen por la descomposición de los restos de organismos muertos y de igual forma quedan disponibles para lixiviar cuando existen lluvias o riegos continuos. Las rutas de las fuentes a los sumideros y de regreso a estas se llaman ciclos elementales y difieren para los diversos elementos (Henry y Heinke, 1999).

Dichos ciclos, esquematizan el movimiento continuo de la materia entre los receptáculos naturales. Estos pueden ocurrir en ausencia de vida terrestre, pero son fuertemente influenciados por plantas y microorganismos (Manahan, 1994).

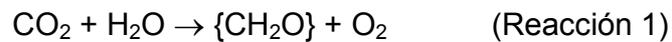
### **2.2.1. Ciclo del carbono**

En la naturaleza, el movimiento del carbono va de la reserva de CO<sub>2</sub> atmosférico a las plantas verdes y de ahí a los consumidores, cuyos restos y desechos posteriormente son descompuestos por organismos microbianos.

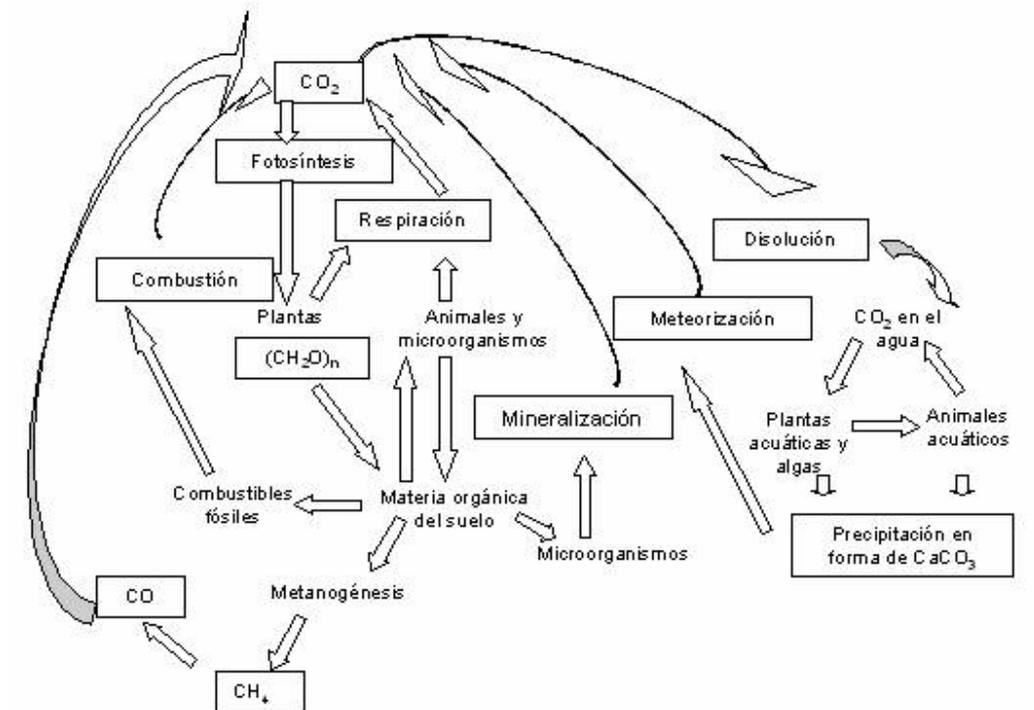
El carbono es necesario en grandes cantidades como bloque básico de construcción de toda la materia orgánica. La fuente última de carbono es el CO<sub>2</sub>, el cual se

transforma a compuestos orgánicos por la acción de la fotosíntesis (Henry y Heinke, 1999).

En el ciclo del carbono (Figura 2), intervienen la fotosíntesis y la respiración. La fotosíntesis (Reacción 1), o fijación del C inorgánico como C orgánico ( $\text{CH}_2\text{O}$ ), es el resultado de una compleja cadena de reacciones realizadas por las plantas verdes y algunas bacterias (Manahan, 1994).



Las algas y las bacterias autótrofas también incorporan o fijan carbono del  $\text{CO}_2$  atmosférico para producir carbohidratos y otras sustancias orgánicas complejas. Éstas se distribuyen a través de la cadena alimenticia y constituyen los tejidos de la materia viva (Henry y Heinke, 1999).



**Figura 2.** Ciclo del Carbono

Fuente: Adaptado de Porta *et al*, 1994

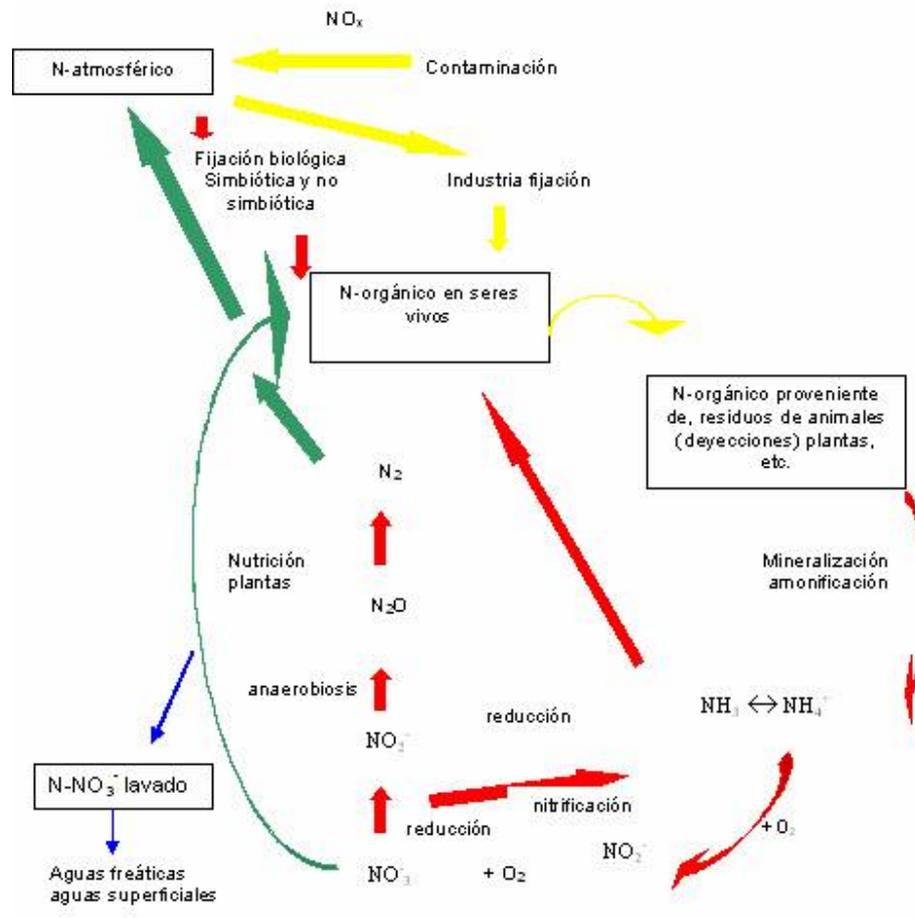
Los combustibles fósiles, las rocas carbonatadas y el CO<sub>2</sub> disuelto en los océanos son importantes reservas adicionales de carbono, aunque los dos primeros no son accesibles de manera natural para las plantas y los animales. El carbono de estas fuentes queda disponible cuando el CO<sub>2</sub> se libera durante la quema de combustibles fósiles y por descomposición microbiana, que transforma los carbonatos insolubles en bicarbonatos solubles (Henry y Heinke, 1999).

El retorno de CO<sub>2</sub> a la reserva atmosférica se verifica de diversas maneras. La más conocida es a través de los procesos respiratorios de los humanos y los animales, los incendios forestales, la quema de combustibles fósiles. Otras cantidades más grandes de CO<sub>2</sub> regresan a la atmósfera por la actividad de grupos bacterianos y hongos, los cuales utilizan materia orgánica como fuente de alimento, obteniendo CO<sub>2</sub> y H<sub>2</sub>O como productos finales con lo cual completan el ciclo (Figura 2) (Henry y Heinke, 1999).

### **2.2.2. Ciclo del nitrógeno**

El nitrógeno (Figura 3) es un elemento de importancia crítica para todas las formas de vida, porque es un componente esencial de las proteínas y los ácidos nucleicos (Henry y Heinke, 1999).

El nitrógeno se presenta de manera prominente en todas las esferas del medio ambiente presentando numerosos estados de oxidación ( $\pm 3, 5, 4, 2$ ). La atmósfera está constituida en un 78% v/v por nitrógeno elemental, por lo que representa una fuente inagotable de este elemento, y aunque se encuentra presente en la biomasa en menor cantidad que el carbono y el oxígeno, es un constituyente esencial de las proteínas.



**Figura 3.** Ciclo del Nitrógeno

Las flechas amarillas indican las fuentes humanas de nitrógeno para el ambiente. Las flechas rojas indican las transformaciones microbianas del nitrógeno. Las flechas azules indican las fuerzas físicas que actúan sobre el nitrógeno. Las flechas verdes indican los procesos naturales y no microbianos que afectan la forma y el destino del nitrógeno.

Fuente: Adaptado de Porta *et al.* (1994)

La molécula de  $\text{N}_2$  es muy estable, por lo que su ruptura en átomos que puedan transformarse en formas nitrogenadas inorgánicas u orgánicas constituye la etapa limitante del ciclo del nitrógeno; estas etapas son descritas a continuación de acuerdo a su importancia dentro del ciclo (Manahan, 1994).

### 2.2.2.1. Fijación del Nitrógeno

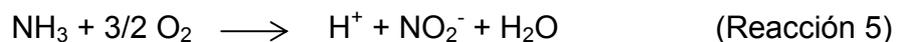
El nitrógeno elemental también se incorpora o se fija en formas químicas, por medio de procesos bioquímicos catalizados por microorganismos o por medio de asociaciones simbióticas de éstos con plantas superiores como se muestra en las siguientes reacciones (2, 3, 4):



### 2.2.2.2. Nitrificación

La nitrificación es especialmente importante en la naturaleza porque el N es absorbido por plantas principalmente como nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ) (Manahan, 1994). Durante la nitrificación, la oxidación microbiana de los iones amonio ( $\text{NH}_4^+$ ) en presencia de oxígeno conduce a la formación de nitritos ( $\text{NO}_2^-$ ) y luego a  $\text{NO}_3^-$ .

En la naturaleza la nitrificación es catalizada por dos géneros de bacterias, *Nitrosomonas* spp y *Nitrobacter* spp. donde los microorganismos del género *Nitrosomonas* spp. catalizan la primera reacción (5):



y la oxidación de iones  $\text{NO}_2^-$  a  $\text{NO}_3^-$  es catalizada por el género *Nitrobacter* spp (Reacción 6):



---

---

### 2.2.2.3. Desnitrificación

La desnitrificación es un proceso importante en la naturaleza, es el mecanismo por el cual el nitrógeno fijado regresa a la naturaleza, mediante la reducción de  $\text{NO}_3^-$  a nitrógeno gaseoso. Esto ocurre en zonas deficientes de oxígeno por acción de microorganismos heterótrofos mediante la siguiente reacción 7 (Manahan, 1994):



Las bacterias responsables de este proceso son principalmente del género *Pseudomonas denitrificans* y también *Achromobacter*, *Micrococcus* y algunos *Bacillus*; estos microorganismos reducen el  $\text{NO}_3^-$  a productos gaseosos como dióxido de nitrógeno ( $\text{NO}_2$ ) y óxido nitroso ( $\text{N}_2\text{O}$ ) provocando pérdidas importantes de nitrógeno (Yúfera y Carrasco, 1973).

La velocidad con que se llevan a cabo los ciclos biogeoquímicos en los suelos depende de diversos factores, como son las condiciones climáticas del lugar, las propiedades de los suelos y los sistemas de labranza empleados. A continuación se comentan algunos aspectos importantes sobre los sistemas de labranza estudiados en este trabajo.

## 2.3. Labranza

El término labranza se refiere a toda acción que altere la estructura del suelo, con el fin de proporcionar las condiciones adecuadas para la siembra, germinación de semillas y el desarrollo de raíces y plantas. La labranza puede ser primaria, que es toda actividad realizada con la finalidad de preparar la cama de siembra, o secundaria, que es la remoción del suelo después de la siembra con el fin de romper costras superficiales, arropar humedad y aflojar el suelo (Navarro *et al.*, 2000).

La preparación del suelo juega un papel importante en la germinación de las semillas, posterior crecimiento y desarrollo de las plantas cultivadas. En algunos tipos de suelos, aparentemente no hay necesidad de tomar medidas especiales para mantener su contenido de materia orgánica, sobre todo con sistemas permanentes de manejo de suelos cultivables, puesto que en su mayoría son suficientes los residuos que dejan sus cosechas. En otros tipos de suelos serán necesarias medidas especiales para mantener la materia orgánica en un nivel suficientemente alto para producir cosechas remunerativas cultivables, para ello se han adaptado diferentes sistemas de labranza (Cooke, 1975).

### 2.3.1. Labranza de conservación

Es la combinación de la labranza cero (no se realiza ningún tipo de movimiento al suelo, la siembra se realiza en forma directa) o mínima, con el uso y manejo de una parte de los residuos de la cosecha anterior (Figura 4), de forma tal, que cubra al menos el 30 % (Figura 5) de la superficie del suelo (mantillo), con la menor remoción posible del mismo (Dimas *et al.*, 2000).



**Figura 4.** Labranza de conservación

Fuente: [http://www.corponario.gov.co/proyecto\\_1.html](http://www.corponario.gov.co/proyecto_1.html), julio2005



**Figura 5.** Cobertura del suelo al 30%

Fuente: Velásquez y Salinas (2001)

La labranza reducida o mínima y la no labranza o labranza cero, son labranzas de conservación que propician la conservación de los recursos suelo-agua. Con el

mantenimiento de los residuos de la cosecha anterior en la superficie del suelo durante el ciclo del cultivo, se obtienen beneficios alterando lo menos posible la estructura del suelo (Tamanes, 2002).

#### **2.3.1.1. Beneficios de la labranza de conservación**

Los beneficios que proporciona la labranza de conservación son (Lal *et al*, 1990):

- 1) El suelo queda protegido de la erosión y la escorrentía
- 2) Aumenta la materia orgánica del suelo, incrementando su fertilidad
- 3) Se reduce la compactación a la que contribuye el tránsito de la maquinaria pesada
- 4) Se consigue una menor contaminación de aguas superficiales
- 5) Se disminuyen las emisiones de CO<sub>2</sub> a la atmósfera
- 6) Se conserva más tiempo el agua en el suelo, reduciendo el número de riegos
- 7) Reduce horas de trabajo
- 8) Disminuye los costos en la preparación del suelo
- 9) Reduce el consumo de energía
- 10) Se reduce o anula la agresividad de la lluvia
- 11) Se reduce la temperatura del suelo

Todos estos beneficios de la labranza de conservación originan que el suelo, poco a poco, se vaya haciendo más estable, fértil y productivo, por lo que se considera que la labranza de conservación es un sistema productivo y rentable aun teniendo algunas limitaciones que a continuación se mencionan (Tamanes, 2002).

#### **2.3.1.2. Limitaciones de la labranza de conservación**

Algunos de los aspectos tratados a continuación son considerados como limitaciones de la labranza de conservación (Navarro *et al*, 2000):

- 1) Se reduce el número de especies de malezas presentes en el terreno, induciendo al uso indiscriminado de herbicidas por la resistencia de algunas.
- 2) El mal empleo o el poco conocimiento en la rotación de cultivos provoca el incremento de las plagas y de las enfermedades.
- 3) Alto costo en los equipos especializados para la aplicación del sistema y la no adaptación a las condiciones de México.
- 4) Menor eficiencia en el uso del nitrógeno por las plantas, por lo que es necesario agregar entre 20 y 30% más de nutrientes que lo recomendado para la labranza convencional.

### **2.3.2. Labranza convencional**

Es llamada también labranza tradicional y se refiere al conjunto de operaciones primarias y secundarias realizadas para preparar una cama de siembra para el cultivo dado en una región (Figura 6). Generalmente son las acciones de barbecho más rastra o laboreos agresivos del suelo con maquinaria antes de la siembra. Su finalidad es aflojar, airear y mezclar el suelo para obtener las condiciones óptimas para la siembra, este tipo de labranza al igual que la conservacionista, también tienen beneficios y limitaciones para la adopción de este sistema (Dimas *et al.*, 2000).

#### **2.3.2. 1. Beneficios de la labranza convencional**

De acuerdo con Tamanes (2002), algunos de los beneficios obtenidos a través de este sistema de producción son:

- 1) Rompe los agregados del suelo
- 2) Expone la materia orgánica
- 3) Aumenta la oxigenación del sistema
- 4) Aumenta la actividad biológica

- 5) Incorpora avances tecnológicos: mecanización y agroquímicos
- 6) Produce alimentos a menor costo



**Figura 6.** Labranza convencional

Fuente: [http://www.oni.escuelas.edu.ar/olimpi2000/santa-fesur/siembradirecta/que\\_es.htm#que](http://www.oni.escuelas.edu.ar/olimpi2000/santa-fesur/siembradirecta/que_es.htm#que)

### ***2.3.2.2. Limitaciones de la labranza convencional***

El uso de un sistema tradicionalista tiene una serie de limitaciones que delimitan en un determinado periodo el uso y rendimiento del suelo para las producciones futuras, tales como (Brown, 1999):

- 1) Hace gran uso del agua
- 2) Provocan mayores exigencias de agroquímicos: abonos nitrogenados y plaguicidas
- 3) Requiere de mayores inversiones para la compra y mantenimiento de la maquinaria
- 4) Aumenta los riesgos de contaminación ambiental por emisiones de CO<sub>2</sub>
- 5) Reduce la capacidad de almacenamiento de C en el suelo
- 6) Incrementa la degradación física, química y biológica del suelo (por erosión, contaminación de aguas y suelos, compactación, etc.)
- 7) Aumenta los riesgos de salud humana por el abuso de plaguicidas

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1. Objetivo General**

Estudiar el efecto de los sistemas de labranza convencional y de conservación sobre los procesos de mineralización de la materia orgánica en suelos de Tolcayuca, Hidalgo.

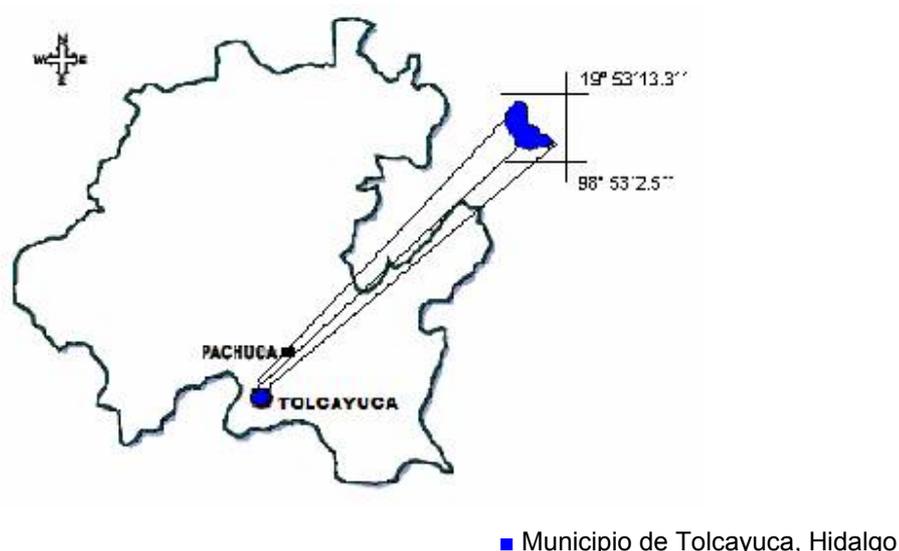
#### **3.2. Objetivos Específicos**

1. Evaluar el efecto de los sistemas de labranza sobre la dinámica del carbono, mediante la producción de  $\text{CO}_2$ .
2. Evaluar el efecto de los sistemas de labranza sobre la dinámica del nitrógeno, mediante la volatilización de  $\text{NH}_3$  y la producción de  $\text{NH}_4^+$ ,  $\text{NO}_3^-$  y  $\text{NO}_2^-$ .
3. Evaluar el efecto de los sistemas de labranza sobre la población microbiana.

## 4. METODOLOGÍA

### 4.1. Zona de estudio

Para el estudio se seleccionaron tres áreas en el municipio de Tolcayuca, Hgo., por ser uno de los lugares donde se practica la labranza de conservación desde 1995, fecha en que dicho sistema fue introducido en el estado por los Fideicomisos Instituidos en Relación a la Agricultura (FIRA). En la figura 7 se muestra la ubicación de la zona de estudio.



**Figura 7.** Ubicación del municipio de Tolcayuca, Hidalgo

Fuente: [www.e-local.gob.mx/.../municipios/13075a.htm](http://www.e-local.gob.mx/.../municipios/13075a.htm)

Este municipio, se localiza en las coordenadas  $19^{\circ} 53' 13.3''$  latitud norte y  $98^{\circ} 53' 2.5''$  latitud oeste, a una altitud de 2360 msnm. El clima es templado frío, con una temperatura promedio de  $16.2^{\circ}\text{C}$ . La precipitación es escasa e irregular año con año (557 mm anuales en promedio). Como consecuencia de las características anteriores, los suelos tienen un régimen de humedad arídico (INEGI, 2000).

En el municipio de Tolcayuca, la agricultura es una de las actividades económicas más importantes. Del total de extensión que se cultiva (5,344 ha), el 74.3 % (3,969 ha) se destina al cultivo de la cebada de temporal; otros productos agrícolas que se obtienen en este municipio son maíz, frijol, avena y trigo.

En los suelos de estudio se practica el monocultivo de la cebada de temporal. En el cuadro 1, se presentan las características físicas y químicas de estos.

**Cuadro 1.** Características físicas y químicas de los suelos bajo estudio

| CARACTERÍSTICAS                    | Suelos S1Cs y S2Cs  | Suelo SCv           |
|------------------------------------|---------------------|---------------------|
| Humedad (g/100g)                   | 20.00               | 14.21               |
| Densidad aparente (g/ml)           | 1.15                | 1.15                |
| Densidad real (g/ml)               | 2.24                | 2.09                |
| Textura*                           | franco (24, 39, 37) | franco (27, 39, 34) |
| Porosidad (g/100g)                 | 48.31               | 43.28               |
| Contenido del volumen de agua (ml) | 23.91               | 15.73               |
| pH                                 | 7.02                | 6.63                |
| CE (dS/cm)**                       | 0.527               | 0.36                |
| CIC (cmol/kg)+                     | 38.53               | 35.13               |
| Materia Orgánica (g/100g)          | 5.17                | 4.68                |
| C orgánico (g/100g)                | 3.12                | 2.72                |
| Fósforo (mg/kg)++                  | 26.68               | 12.96               |
| N inorgánico (mg/kg)               | 74.71               | 20.63               |
| N total (g/100g) <sup>e</sup>      | 0.26                | 0.23                |

\*Textura: los números entre paréntesis indican los porcentajes de arcilla, arena y limo respectivamente.

\*\*CE = Conductividad eléctrica, medida en el extracto de saturación.

+CIC = Capacidad de intercambio catiónico.

\*\*El fósforo reportado, es el fósforo extraíble.

<sup>e</sup>N total = Nitrógeno total, estimado a partir de la materia orgánica

S1Cs: Suelo 1 bajo labranza de conservación

S2Cs: Suelo 1 bajo labranza de conservación

SCv: Suelo bajo labranza convencional

Fuente: Domínguez, 2005

## 4.2. Recolección de muestras

Como se mencionó anteriormente, se estudiaron tres áreas, dos de las cuales han sido trabajadas durante 8 años con el sistema de labranza de conservación

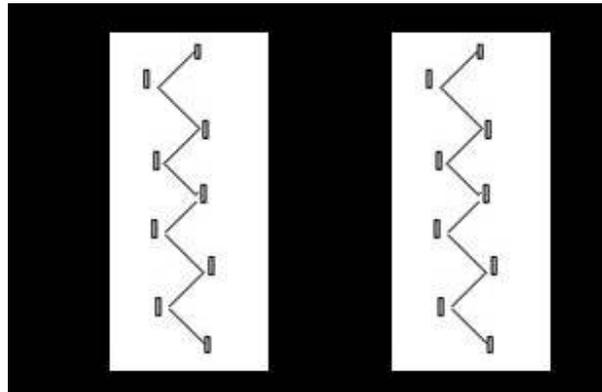
(denominados S1Cs y S2Cs); la tercer área, que ha sido manejado siempre con el sistema convencional (denominado SCv), se empleó como suelo control.

El muestreo se realizó en febrero de 2003, en cada área de estudio se recolectaron 18 muestras, para la toma de muestras de suelo se utilizaron tubos de policloruro de vinilo (PVC) de 3.8 cm de diámetro y 10 cm de largo, los cuales fueron introducidos en el suelo para obtener bloques inalterados de 9 cm de altura, cada uno de los cuales contenía aproximadamente 100 g de suelo (Figura 8). La obtención de bloques inalterados de suelo es importante en este tipo de estudios, ya que uno de los principios de la labranza de conservación consiste en no invertir el perfil del suelo, por lo que, durante todo el experimento las muestras se conservaron dentro de los tubos.

La recolección de las muestras se realizó en forma aleatoria (Figura 9), siguiendo el método AS-001 descrito en la Norma Oficial Mexicana (NOM-021-SEMARNAT-2000) (Diario Oficial de la Federación, 2000), que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos.



**Figura 8.** Recolección de bloques inalterados de suelo



**Figura 9.** Ubicación aleatoria de los puntos de muestreo

### **4.3. Acondicionamiento de la muestra**

Se ajustó la humedad de todas las muestras a un 60% de su capacidad de retención de agua (CRA), posteriormente se sometieron a un proceso de preincubación durante siete días. La preincubación consistió en colocar las muestras dentro de un recipiente en el que se introdujeron a su vez 4 frascos con agua (para evitar la desecación) y 4 frascos con hidróxido de sodio (para atrapar el  $\text{CO}_2$  producido). Este proceso tiene la finalidad de proporcionar un tiempo suficiente para que la población microbiana se adapte a las condiciones en que serán incubadas posteriormente las muestras y de esta manera eliminar la adaptación como una causa de variaciones en los resultados durante el seguimiento de las dinámicas (López y López, 1978).

### **4.4. Montaje del experimento**

#### **4.4.1. Incubación de las muestras**

Al término del periodo de preincubación se procedió a incubar las muestras, para lo cual, se emplearon jarras de incubación de 940 ml (Figura 10), dentro de las cuales se colocó el tubo de PVC conteniendo la muestra de suelo, además de un frasco con 20 ml de  $\text{H}_3\text{BO}_3$ , con una mezcla de indicadores rojo de metilo y azul

de metileno, para captar el  $\text{NH}_3$  volatilizado y otro frasco con 20 ml de NaOH 1N para captar el  $\text{CO}_2$  producto de la mineralización de la materia orgánica. Una vez hecho lo anterior, cada jarra fue herméticamente cerrada para su incubación. Los periodos de incubación fueron 7, 14, 28, 42 y 70 días. Para cada periodo se incubaron 3 blancos, los cuales consistieron en una jarra con un frasco con 20 ml de  $\text{H}_3\text{BO}_3$  y otro frasco con 20 ml de NaOH 1N, de esta manera se restaron el  $\text{NH}_3$  y el  $\text{CO}_2$  presentes en la atmósfera de la jarra durante la incubación. Al inicio del experimento se analizaron 3 muestras de cada suelo para obtener los datos del estado inicial. A estas muestras únicamente se les realizó la extracción de las formas de nitrógeno inorgánico, ya que se considera que al tiempo cero no hay producción de  $\text{CO}_2$  ni volatilización de  $\text{NH}_3$ .



**Figura 10.** Jarra de incubación con muestras preparadas para incubación

#### 4.4.2. Seguimiento de las dinámicas de C y N

Al término de cada periodo de incubación se seleccionaron al azar tres muestras de cada suelo y 3 blancos. El suelo contenido en cada tubo se mezcló perfectamente para obtener dos muestras de 40 g. Una muestra se empleó para hacer la extracción de las formas inorgánicas de nitrógeno y la cuantificación del carbono soluble y la otra para determinar el carbono y nitrógeno contenidos en la

biomasa ( $C_{\text{biomasa}}$  y  $N_{\text{biomasa}}$ ), en los siguientes párrafos se detallan las determinaciones realizadas.

#### 4.4.2.1. Cuantificación del $\text{CO}_2$ producido

La cantidad de  $\text{CO}_2$  producto de la mineralización de la materia orgánica, se cuantificó mediante la titulación del NaOH 1N que se introdujo en la jarra de incubación. Para la titulación, se usó una alícuota de 5 ml de NaOH, a la cual se le añadieron 20 ml de agua y tres gotas de fenolftaleína como indicador, posteriormente, se inició la primera titulación con  $\text{H}_2\text{SO}_4$  2N, hasta obtener un color rosa tenué, para concluir la titulación se empleó  $\text{H}_2\text{SO}_4$  0.0002N, hasta lograr la desaparición del color. Enseguida, se adicionaron 3 gotas de anaranjado de metilo como indicador y se inició la segunda titulación con  $\text{H}_2\text{SO}_4$  0.0002N, hasta obtener el vire de amarillo pálido a amarillo naranja. El volumen de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  empleado en la segunda titulación fue el que se utilizó para calcular el  $\text{CO}_2$  producido. La fórmula empleada fue la siguiente (Formula 1):

$$\frac{\text{mg C-CO}_2}{\text{kg s.s.}} = \frac{(\text{Gm} - \text{Gbco})\text{ml}^*}{\text{ml}} \left| \frac{\text{N meq}^*}{\text{meq}} \right| \left| \frac{12 \text{ mg}^*}{\text{meq}} \right| \left| \frac{4^*}{m_s(1-\text{Fhum})} \right| \left| \frac{1000\text{g}}{1\text{kg}} \right| \quad (\text{Fórmula 1})$$

**Donde:**

**Gm** = Gasto de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  (0.0002N) para la muestra de suelo

**Gbco** = Gasto de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  (0.0002N) para el blanco

**N** = Normalidad del  $\text{H}_2\text{SO}_4$  expresada en meq/ml

**4** = Factor por el que se multiplicó para obtener el total, debido a que se usó una alícuota de 5 ml de un total de 20 ml

**$m_s$**  = Masa de suelo

**Fhum** = Porcentaje de humedad expresado como fracción

**s.s.** = Suelo seco

#### 4.4.2.2. Extracción de nitrógeno inorgánico ( $N_i$ ) y cuantificación de carbono orgánico soluble del suelo ( $C_{sol}$ )

En una botella Nalgene (LDPE) de 250 ml se mezclaron 40 g de suelo con 120 ml de  $K_2SO_4$  0.5M, la cual se agitó a 180 rpm durante 30 minutos; posteriormente se filtró el sobrenadante, desechando los sólidos retenidos por el filtro (Whatman núm.42). Se trabajó con el filtrado para cuantificar las diferentes formas solubles de N inorgánico ( $NO_2^-$ ,  $NO_3^-$  y  $NH_4^+$ ). Los  $NO_2^-$  y  $NO_3^-$  se determinaron usando los métodos colorimétricos de la  $\alpha$ -naftilamina y el ácido fenildisulfónico, respectivamente, cuyas técnicas son descritas en el Anexo A (2 y 3),. Las fórmulas empleadas para la cuantificación de éstos son las siguientes (Formulas 2 y 3):

$$\frac{\text{mg N-NO}_3^-}{\text{kg s.s}} = \frac{\text{Abs} - 0.0099\text{mg}^*}{0.3584\text{L}} \left| \frac{0.010\text{L}^*}{m_s (1-\text{Fhum})} \right| \left| \frac{12}{1} \right| \quad (\text{Fórmula 2})$$

$$\frac{\text{mg N-NO}_2^-}{\text{kg s.s}} = \frac{\text{Abs} - 0.0039\text{mg}^*}{33.26\text{L}} \left| \frac{0.010\text{L}^*}{m_s (1-\text{Fhum})} \right| \left| \frac{12}{1} \right| \quad (\text{Fórmula 3})$$

**Donde:**

**Abs** = Absorbancia

**0.010L** = 10 ml de alícuota

**12** = Factor por el que se multiplicó para obtener el total, debido a que se usó una alícuota de 10 ml y la extracción se realizó con 120 ml

**$m_s$**  = Masa de suelo

**Fhum** = Porcentaje de humedad expresado como fracción

La cuantificación del  $C_{sol}$  del suelo se realizó digiriendo 10 ml del filtrado con dicromato de potasio, óxido de mercurio y una mezcla de ácidos sulfúrico y fósforico durante 30 minutos, para posteriormente valorar con sulfato ferroso amoniacal el cromo no consumido en la oxidación de la MO. La fórmula empleada fue la siguiente (Formula 4):

$$\frac{\text{mg C}}{\text{kg s.s}} = \frac{(\text{Gm} - \text{Gbco})\text{ml}^*}{\text{ml}} \left| \frac{\text{N meq}^*}{\text{meq}} \right| \left| \frac{12\text{mg}^*}{\text{meq}} \right| \left| \frac{12^*}{m_s(1-\text{Fhum})} \right| \left| \frac{1000\text{g}}{1\text{kg}} \right| \quad (\text{Fórmula 4})$$

**Donde:**

**Gm** = Gasto de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (0.0002N) para la muestra de suelo

**Gbco** = Gasto de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (0.0002N) para el blanco

**N** = Normalidad del H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> expresada en meq/ml

**12** = Factor por el que se multiplicó para obtener el total, debido a que se usó una alícuota de 10 ml y la extracción se realizó con 120 ml de K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0.5M

**m<sub>s</sub>** = Masa de suelo

**Fhum** = Porcentaje de humedad expresado como fracción

**s.s.** = Suelo seco

#### 4.4.2.3. *Fumigación de las Muestras: Cuantificación de C<sub>biomasa</sub> y N<sub>biomasa</sub>*

Para la medición del C<sub>biomasa</sub> y N<sub>biomasa</sub> se empleó el método fumigación-incubación y fumigación-extracción con cloroformo, que es uno de los más empleados para cuantificar C, N y P microbianos en suelos, por su simplicidad y rapidez (Luna-Guido *et al.*, 2002). El método consiste en poner las muestras de suelo en contacto con vapores de cloroformo para provocar la lisis de las células microbianas durante un periodo de incubación y posteriormente, mediante una extracción, obtener el C y N solubles del suelo, además del C<sub>biomasa</sub> y N<sub>biomasa</sub> provenientes de las células lisadas.

El método se realizó de la siguiente manera: se colocaron 40 g de suelo en frascos de vidrio, los cuales se introdujeron en un desecador sin material desecante, al cual se le había colocado un papel humedecido sobre la placa de porcelana. En medio de las muestras se introdujo un frasco con cloroformo (Figura 11), posteriormente se cerró perfectamente el desecador, se abrió la llave de éste y se conectó a una bomba de vacío con la finalidad de hacer ebullición el

cloroformo, saturando la atmósfera del desecador con los vapores de éste (Figura 12). La ebullición se prolongó durante 15 minutos. Posteriormente, las muestras se incubaron durante 24 horas en oscuridad a temperatura ambiente. Al término de este periodo, se abrió el desecador para retirar el frasco con cloroformo y se aplicó nuevamente vacío para eliminar los vapores de éste. Posteriormente, se realizó la extracción y la determinación de las diferentes formas de N y C, siguiendo los métodos explicados en el apartado 4.4.2.1, empleando la fórmula siguiente (Wu *et al.*, 1990):

$$C_{\text{biomasa}} = (C_{\text{T}} - C_{\text{sol}}) * 2.22 \quad (\text{Fórmula 5})$$

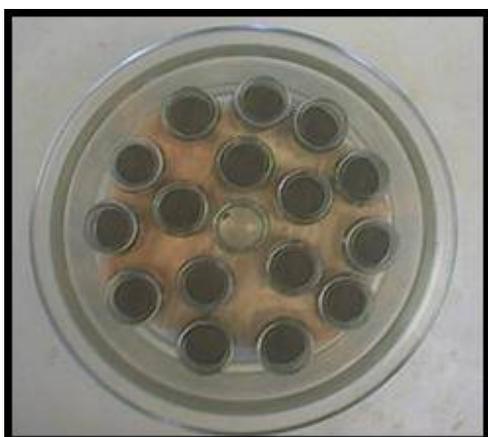
Donde:

$C_{\text{biomasa}}$ : Carbono presente en la biomasa

$C_{\text{T}}$ : Carbono orgánico soluble del suelo más carbono presente en la biomasa

$C_{\text{sol}}$ : Carbono orgánico soluble del suelo

2.22: Factor propuesto por Wu *et al.* (1990)



**Figura 11.** Muestras preparadas para la fumigación



**Figura 12.** Fumigación de las muestras en presencia de cloroformo, con vacío

#### 4.4.2.4. Cuantificación del $\text{NH}_3$ volatilizado

La cuantificación del  $\text{NH}_3$  volatilizado de las muestras de suelo, se realizó mediante la valoración del  $\text{H}_3\text{BO}_3$  que se introdujo en las jarras durante la

incubación del suelo. La determinación se realizó de la siguiente manera: se empleó una alícuota de 5 ml de  $H_3BO_3$  a la cual se le adicionaron 25 ml de agua destilada, para proceder a su titulación con  $H_2SO_4$  0.0002 N hasta observar el vire de color morado a verde esmeralda (Yúfera y Carrasco, 1973).

#### **4.5. Análisis estadístico**

Los datos obtenidos fueron analizados empleando el programa estadístico SPSS versión 12 para Windows.

##### **4.5.1. ANOVA**

Se realizó un ANOVA de un factor, el cual genera un análisis de la varianza para una variable dependiente cuantitativa respecto a una única variable de factor (la variable independiente) (Pérez, 2001). Para determinar si la diferencia encontrada entre las medias era significativamente diferente, se empleó la prueba de Tukey (Confiabilidad 99%).

Factor: suelo

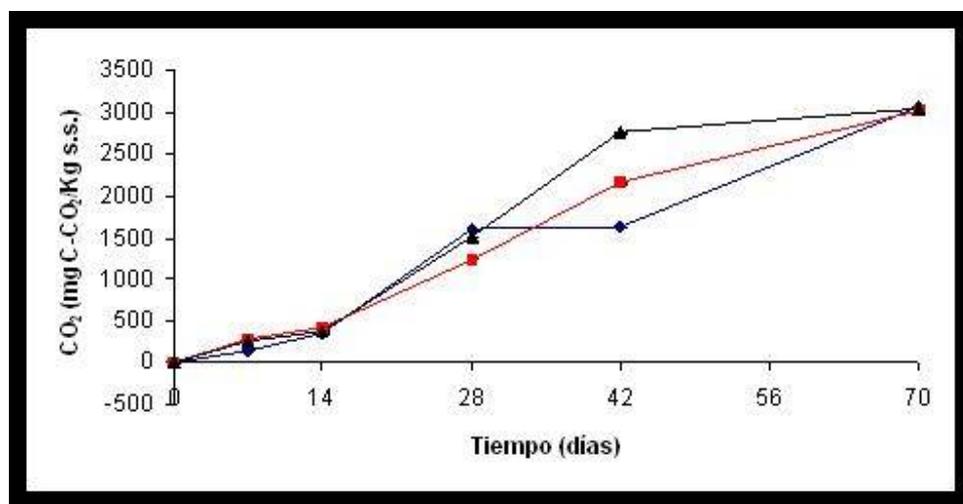
VARIABLES dependientes:  $CO_2$ ,  $NH_3$ ,  $NO_3^-$ ,  $NH_4^+$ , MO,  $N_{biomasa}$  y  $C_{biomasa}$ .

El factor suelo se dividió en tres grupos. 1) suelo bajo labranza convencional, 2) suelo 1 bajo labranza de conservación y 3) suelo 2 bajo labranza de conservación.

## 5.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 5.1. Dinámica de carbono: Producción de CO<sub>2</sub>

La producción acumulativa de CO<sub>2</sub> varió de 27.4 a 65.70 mg C/kg-d en los suelos bajo el sistema conservacionista (S1Cs y S2Cs) y de 22.4 a 57.23 mg/kg-d en el suelo control (SCv). La diferencia es muy pequeña y no es significativa, contrariamente a lo que se esperaba, ya que uno de los beneficios que aporta el sistema de labranza de conservación en relación a la MO, es que el contenido de ésta tiende a incrementar debido a la cubierta vegetal que se mantiene sobre la superficie del suelo. Otro efecto benéfico reportado se refiere a una disminución en la tasa de mineralización, lo que se traduce en una menor emisión de CO<sub>2</sub> a la atmósfera (Lal *et al.*, 2000). En los suelos estudiados, tanto el contenido de MO (Cuadro 1), como la velocidad de mineralización de ésta (Figura 13), fueron similares, deduciéndose con esto que no hay un efecto en la dinámica de carbono del sistema de labranza empleado.



**Figura 13.** Producción de CO<sub>2</sub> en los suelos

(—◆—) SCv: Suelo control bajo labranza convencional; (—■—) S1Cs: Suelo uno bajo labranza de conservación; (—▲—) S2Cs: Suelo dos bajo labranza de conservación. Las I son las desviaciones estándar de tres réplicas.

---

Los factores involucrados en el proceso de degradación de la MO son diversos, por lo que las causas a las que se pueden atribuir los resultados anteriores también son varias, entre las cuales se tienen:

1) Aporte insuficiente de residuos en cada cosecha. En los suelos bajo labranza conservacionista, S1Cs y S2Cs, no se está dejando la cantidad suficiente de residuos de la cosecha anterior, por lo que el contenido de MO no se ha incrementado significativamente con respecto al suelo SCv. En el cuadro 1, se puede apreciar que los suelos S1Cs y S2Cs tienen sólo 0.5 % más de MO que el suelo SCv, lo cual es poco, considerando que durante 8 años se ha depositado parte de los restos de cada cosecha. Esta problemática, según López *et al.* (2003), es común en regiones semiáridas donde se adopta el sistema conservacionista, debido a la baja producción de residuos por la escasez de agua y a prácticas agrícolas inadecuadas. En el municipio de Tolcayuca los suelos tienen un régimen de humedad arídico, con una precipitación escasa y muy variable año con año (INEGI, 2000), lo que algunas veces no permite que el productor obtenga paja suficiente para dejar cubierto el suelo y para vender o usar como forraje.

2) Relación C/N de la paja de la cebada. En el suelo SCv, la mineralización de los residuos que son enterrados no se incrementa con respecto a los suelos S1Cs y S2Cs, debido a que la paja de cebada tiene una relación C/N de 90, lo que hace necesaria la adición externa de N para su mineralización; sin embargo, los productores de cebada en el sistema convencional, no acostumbran fertilizar los suelos. En el cuadro 1, se puede constatar que el contenido de N inorgánico ( $N_i$ ) es 3.6 veces menor en el suelo SCv que en los suelos con el sistema conservacionista. La mayor concentración de  $N_i$  en éstos últimos, podría acelerar en cierta medida la mineralización de la MO, siempre y cuando dicha concentración fuera suficiente para este proceso. Aunado a lo anterior, hay ciertas características del sistema conservacionista que limitan la mineralización; al estar los residuos en la superficie, hay menor contacto con los microorganismos del suelo que podrían degradar la MO. Además, la cubierta vegetal ayuda al suelo a retener mayor humedad y a disminuir

su temperatura, esto último hace más lentas, la actividad metabólica de la biomasa y la velocidad de las reacciones químicas (Lal *et al.*, 1990).

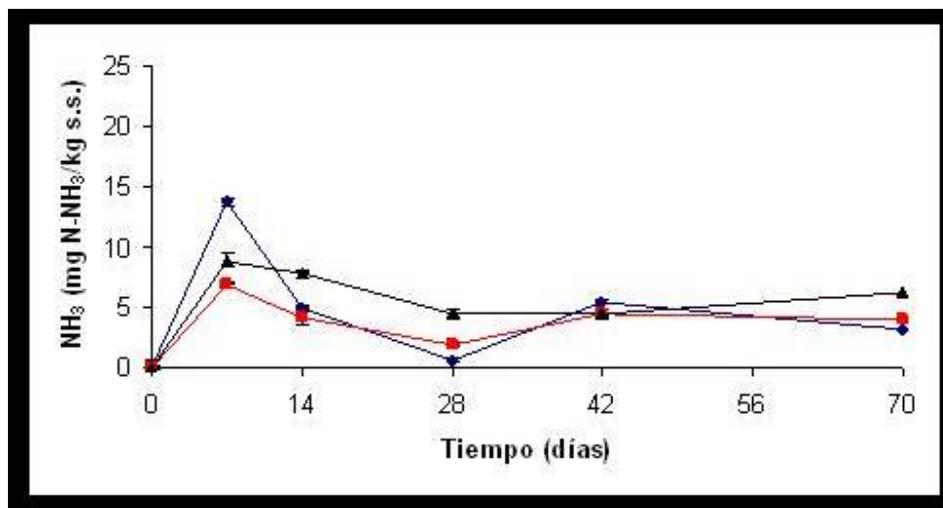
## 5.2. Dinámica de nitrógeno: Volatilización de $\text{NH}_3$ y producción de $\text{NH}_4^+$ , $\text{NO}_2^-$ y $\text{NO}_3^-$

En las figuras 14, 15 y 16 se muestra el comportamiento de la volatilización de  $\text{NH}_3$ , de la producción de  $\text{NO}_3^-$  y la evolución del contenido  $\text{NH}_4^+$  en el suelo, respectivamente. La producción de  $\text{NO}_2^-$  también se midió, pero debido a que fue prácticamente nula, no se graficaron los resultados.

Como se explicó en el apartado 2.3.2.2., los  $\text{NO}_2^-$  son el resultado de la oxidación del  $\text{NH}_4^+$  (amonificación), posteriormente, éstos son oxidados para producir  $\text{NO}_3^-$ . Esta última transformación es mucho más rápida que la primera, por lo que, la presencia de pequeñas concentraciones de  $\text{NO}_2^-$ , o bien su ausencia es común en suelos bien aireados y con valores de pH cercanos a la neutralidad. En estas condiciones, el oxígeno no es limitante para la oxidación de los  $\text{NO}_2^-$ , ni el pH permite la acumulación de  $\text{NH}_3$ , el cual es tóxico para los microorganismos del género *Nitrobacter* spp, que son los responsables de esta etapa del proceso de nitrificación (Yúfera y Carrasco, 1973).

Las pérdidas de N por volatilización en forma de  $\text{NH}_3$  fueron en general menores a 1.97 mg N- $\text{NH}_3$  / kg·d, como se puede apreciar en la figura 14. El pH neutro de los suelos y la humedad ajustada al 60 % de la CRA, no favorecieron la pérdida de N en forma de  $\text{NH}_3$ , por lo que se cuantificaron valores pequeños durante toda la incubación. En suelos alcalinos la amonificación se ve afectada debido a que no hay la suficiente  $[\text{H}^+]$  para la formación del  $\text{NH}_4^+$ , acumulándose  $\text{NH}_3$  que se volatiliza (Porta *et al.*, 1994). El incremento que se observó en los primeros siete días, se debe a que se partió de una producción de cero al tiempo inicial; no obstante, se puede decir que la volatilización se mantuvo prácticamente constante. Finalmente, es

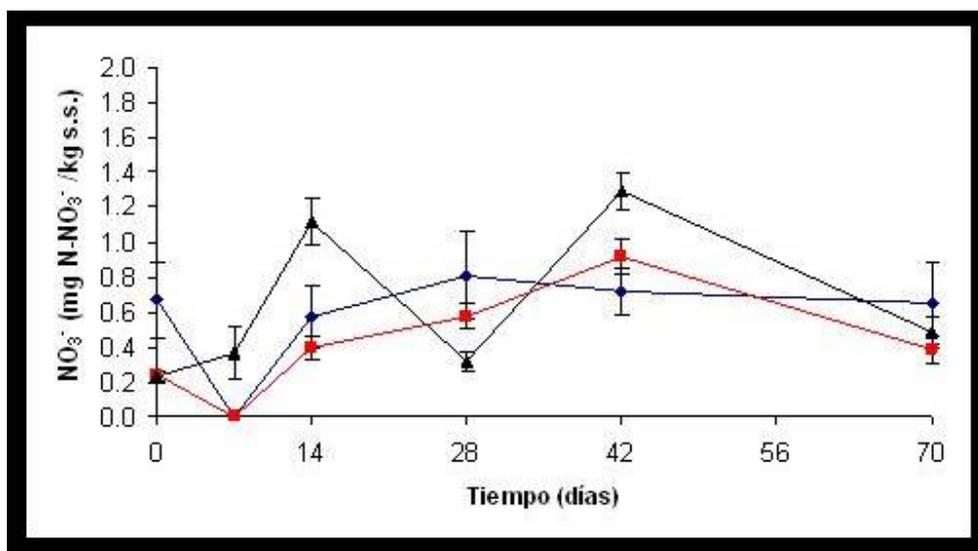
importante mencionar que no se observó ningún efecto significativo en este parámetro como consecuencia del sistema de labranza empleado.



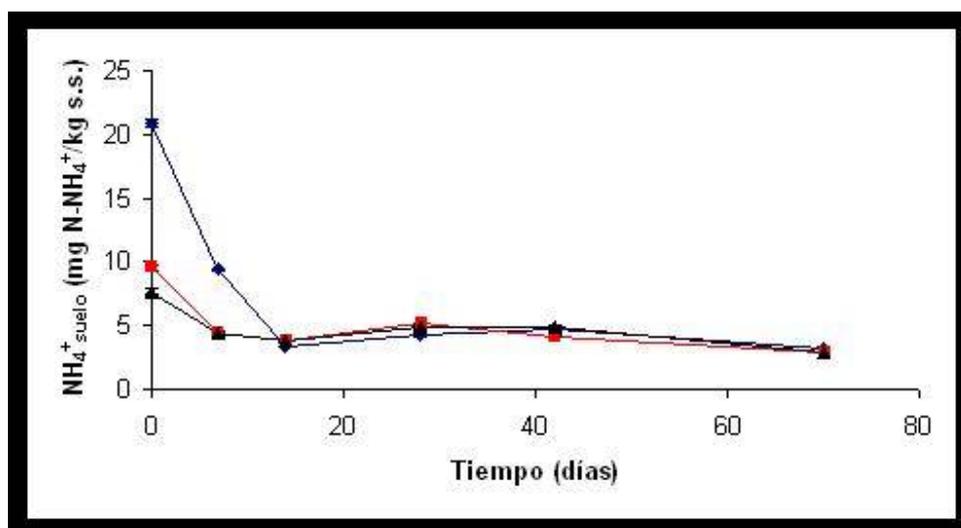
**Figura 14.** Comportamiento de la volatilización de  $\text{NH}_3$  en los suelos (—♦—) SCv: Suelo control bajo labranza convencional; (—■—) S1Cs: Suelo uno bajo labranza de conservación; (—▲—) S2Cs: Suelo dos bajo labranza de conservación. Las I son las desviaciones estándar de tres réplicas.

En la figura 15 se observa que en los primeros 7 días la concentración de  $\text{NO}_3^-$  se agotó completamente en los suelos SCv y S1Cs, lo que indica que hay una deficiencia de N para la mineralización de la materia orgánica. De acuerdo a lo reportado por diversos autores (Beltrán-Hernández, 2001; Luna-Guido *et al.*, 2000; Beltrán-Hernández *et al.*, 1999; Yúfera y Carrasco, 1973), este comportamiento se observa cuando se añaden al suelo o están presentes materiales orgánicos con una relación C/N mayor de 30, debido a que los microorganismos comienzan a metabolizar estos materiales empleando el  $\text{N}_i$  disponible que hay en el suelo. Como resultado del proceso de inmovilización microbiana, las concentraciones de  $\text{NO}_3^-$  y  $\text{NH}_4^+$  disminuyen y la producción de  $\text{CO}_2$  se incrementa (como se puede apreciar en la Figura 13). La población microbiana también debería aumentar, sin embargo, en este estudio y en los reportados por Beltrán-Hernández (2001), Luna-Guido *et al.* (2000) y Beltrán-Hernández *et al.* (1999); no se observó este incremento.

El  $\text{NH}_4^+$ , al igual que los  $\text{NO}_3^-$  fueron empleados al principio de la incubación para la degradación de la MO. En la figura 16 se observa que durante los primeros 14 días la concentración de  $\text{NH}_4^+$  disminuyó hasta 3.6 mg/kg y a partir de entonces se mantuvo prácticamente constante, mostrando una ligera tendencia a disminuir a partir del día 42.



**Figura 15.** Comportamiento de la producción de  $\text{NO}_3^-$  en los suelos (—◆—) SCv: Suelo control bajo labranza convencional; (—■—) S1Cs: Suelo uno bajo labranza de conservación; (—▲—) S2Cs: Suelo dos bajo labranza de conservación. Las I son las desviaciones estándar de tres réplicas.



**Figura 16.** Comportamiento de la producción de  $\text{N-NH}_4^+$  en los suelos

(—◆—) SCv: Suelo control bajo labranza convencional; (—■—) S1Cs: Suelo uno bajo labranza de conservación; (—▲—) S2Cs: Suelo dos bajo labranza de conservación. Las I son las desviaciones estándar de tres réplicas.

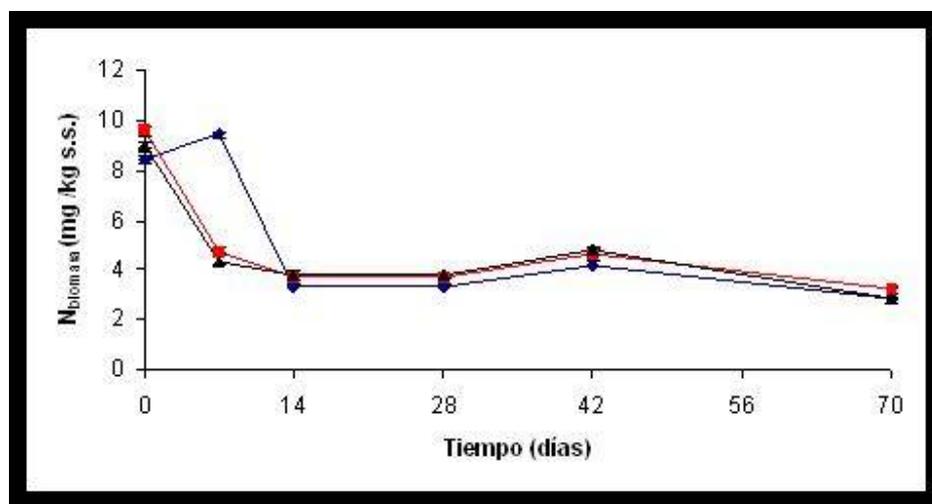
Como se observa en las figuras 15 y 16, las concentraciones de las diferentes formas de nitrógeno inorgánico fueron muy pequeñas en general, esto se debe a que la actividad metabólica de la biomasa estuvo limitada por el N. Aun cuando en los suelos S1Cs y S2Cs, Domínguez (2005) encontró concentraciones de  $N_i$  consideradas altas, según la NOM-021-SEMARNAT-2000, éstas no fueron suficientes para proporcionar el N necesario para la degradación de la paja de cebada. Las disminuciones de  $NO_3^-$  y  $NH_4^+$  que se presentaron en los primeros días de incubación, podrían reflejarse en el campo como deficiencias temporales de estos nutrimentos para el cultivo, por lo que es importante hacer un ajuste en las dosis del fertilizante nitrogenado que se está aplicando. Navarro *et al*, (2000), Nyakatawa *et al*, (2000) y Buhler y Burnside (1992), han reportado que al menos en los primeros tres años posteriores a la adopción del sistema de labranza de conservación es necesario adicionar aproximadamente entre 20 y 30 % más de fertilizante nitrogenado del que recomiendan normalmente las formulaciones, ya que, además del cultivo, los residuos depositados sobre la superficie demandarán N para su mineralización.

### 5.3 Dinámica de la población microbiana: $N_{biomasa}$ y $C_{biomasa}$

Como se mencionó anteriormente, los resultados de  $C_{biomasa}$  y  $N_{biomasa}$  reportaron que no hubo un incremento en la población microbiana del suelo, por el contrario, ésta tendió a decrecer. En los primeros 7 días, el  $N_{biomasa}$  disminuyó en los suelos SCv y S1Cs (Figura 17), mientras que en el suelo S2Cs se observó un ligero incremento. A partir del día 14, el comportamiento fue el mismo en los tres suelos, manteniéndose estable durante 14 días, posteriormente se incrementó ligeramente para al final descender de manera paulatina. Por su parte, el  $C_{biomasa}$  (Figura 18) disminuyó aproximadamente un 50 % en los primeros 7 días, posteriormente presentó una recuperación importante. Sin embargo, a partir del día 14 comenzó a descender nuevamente en los suelos S1Cs y S2Cs, continuando así hasta el final de la

incubación. A diferencia de los anteriores, el SCv presentó un incremento entre los días 28 y 42 y de ahí en adelante se mantuvo estable el resto del tiempo.

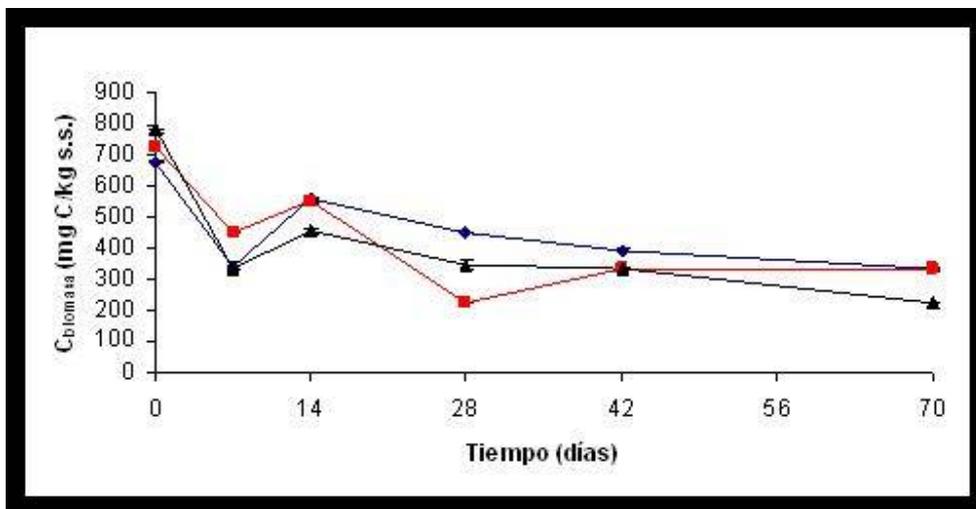
Los descensos iniciales que se presentaron en los contenidos de  $N_{\text{biomasa}}$  y  $C_{\text{biomasa}}$  se pueden atribuir en parte a la manipulación y al cambio momentáneo de condiciones entre el periodo de preincubación y el de incubación, ya que los cambios que se presentaron posteriormente fueron menos acentuados. En el caso del C, por ser un componente más abundante que el N, los cambios observados fueron de mayor magnitud. La tendencia general a decrecer que se observó en las figuras 17 y 18 puede atribuirse al desbalance de nutrientes que presentaron los suelos, debido no únicamente a la elevada relación C/N de la paja de cebada que demanda una mayor cantidad de N para su mineralización, sino también a deficiencias de micronutrientes que reportó Domínguez (2005) en estos suelos (estos datos no se presentan), los factores anteriores limitan el crecimiento y la actividad degradativa de la población microbiana.



**Figura 17.** Comportamiento del contenido del  $N_{\text{biomasa}}$  en los suelos (—♦—) SCv: Suelo control bajo labranza convencional; (—■—) S1Cs: Suelo uno bajo labranza de conservación; (—▲—) S2Cs: Suelo dos bajo labranza de conservación. Las I son las desviaciones estándar de tres réplicas.

Los resultados obtenidos en este estudio concuerdan con los reportados por Domínguez (2005), quien realizó el seguimiento de la evolución de las

características físicas y químicas de estos suelos durante los años 2003, 2004 y 2005, encontrando pocos cambios significativos como respuesta al sistema de labranza. Algunos investigadores como Hunt *et al.* (1996) han concluido que se requiere de un periodo de al menos 10 años para obtener cambios significativos en las dinámicas de la MO con el sistema de labranza de conservación. Sin embargo, dado que dichos cambios se van presentando de forma paulatina, se esperaba que a 8 años de la adopción del sistema en los suelos de estudio hubiera un efecto apreciable en las dinámicas de C y N, así como en la población microbiana que las lleva a cabo.



**Figura 18.** Comportamiento del contenido de  $C_{\text{biomasa}}$  en los suelos (—◆—) SCV: Suelo control bajo labranza convencional; (—■—) S1Cs: Suelo uno bajo labranza de conservación; (—▲—) S2Cs: Suelo dos bajo labranza de conservación. Las I son las desviaciones estándar de tres réplicas.

La información reportada por diferentes investigadores en cuanto a la influencia del sistema de labranza sobre la mineralización de la MO es contradictoria. Algunos investigadores como Navarro *et al.* (2000), han encontrado que la reducción del laboreo en la labranza de conservación afecta los procesos de transformación del nitrógeno, debido a que el suelo tiende a mantener mayor humedad, a ser más frío, menos aireado, más oxidativo y más ácido y como consecuencia, la mineralización y la nitrificación tienden a ser más lentas, mientras que se intensifican la inmovilización y la desnitrificación. En el presente

estudio, se observó que aunque los suelos bajo labranza de conservación presentaron mayor contenido de humedad, de acuerdo con los resultados reportados por Domínguez, esto no se reflejó en una disminución en la velocidad de mineralización de la MO. Otros autores como Kandeler y Bohn (1996), han reportado mayores tasas de mineralización de N en suelos donde se practica la labranza de conservación, lo cual han atribuido a la adición extra de fertilizante nitrogenado y a la permanencia de pequeños canales que propician el flujo preferencial de la solución del suelo, incrementándose la pérdida de N en forma de  $\text{NO}_3^-$  por lixiviación. Por su parte, Lamb *et al.* (1985) y Sharpley *et al.* (1991), no encontraron diferencia alguna, como sucedió en este caso; debido a que el cambio en la forma de labranza no ha modificado de manera importante las características físicas y químicas de los suelos, por lo que su funcionamiento biológico tampoco se ve alterado. Esta disparidad de resultados evidencia la necesidad de revisar más a fondo las modificaciones que se han hecho para la adopción de los sistemas conservacionistas en cada lugar y cómo éstas han afectado la eficiencia del sistema.

## 6. CONCLUSIONES

El sistema de labranza de conservación no ha contribuido a preservar la materia orgánica en los suelos, ya que ésta se mineraliza a la misma velocidad que en los suelos labrados convencionalmente. La cantidad de residuos que se han dejado sobre el suelo cada año en el sistema conservacionista, ha sido insuficiente para incrementar el contenido de materia orgánica. Sin embargo, por su elevada relación C/N, estos residuos han requerido parte del nitrógeno disponible del suelo para su mineralización. Por lo tanto, es necesario incrementar la dosis de fertilizante nitrogenado, de manera que sea suficiente para satisfacer las demandas del cultivo y de los restos de cosecha para su mineralización.

De acuerdo con los resultados reportados por Domínguez y los obtenidos en el presente estudio, se concluye que el sistema conservacionista, tal como se ha adoptado en Tolcayuca, Hgo., no ha impactado de manera importante en las características físicas, químicas y biológicas de los suelos, por lo que el funcionamiento de los ciclos biogeoquímicos se lleva a cabo en la misma forma y a la misma velocidad que en los suelos labrados convencionalmente.

## 7. RECOMENDACIONES

De no ser posible incrementar la cantidad de residuos de cosecha para cubrir el suelo, se recomienda aplicar abonos orgánicos como estiércol bovino o vacuno, los cuales son abundantes en la región. El estiércol aplicado superficialmente, puede ayudar junto con los restos de cosecha a proteger el suelo y a incrementar la retención de humedad, además de proporcionar cantidades importantes de MO y nutrientes minerales. Aunado a lo anterior, por ser el estiércol un sustrato más fácilmente biodegradable que la paja de cebada, puede proveer al suelo nutrientes como el N a mediano plazo.

La implantación de cortinas de árboles en el perímetro de las áreas de cultivo es una excelente alternativa para la protección de los suelos contra la erosión eólica. Estas cortinas arbóreas además de su función protectora, incrementan la plusvalía de los terrenos y pueden planearse para integrarlas a un manejo silvícola; que permitiría al agricultor obtener productos como madera aserrada, postes, leña y subproductos.

---

---

**ANEXO****A.1. TÉCNICA DE EXTRACCIÓN DEL NITRÓGENO INORGÁNICO (Beltrán-Hernández *et al.*, 1999)****Procedimiento:**

- 1.- Se pesan 40g de suelo, se pasan a un frasco de 250 ml y se añaden 120 ml de  $K_2SO_4$  0.5M.
- 2.- Se tapa el frasco y se agita a 180 rpm durante 30 minutos, en un agitador mecánico.
- 3.- Se deja reposar la suspensión durante cinco minutos.
- 4.- Se filtra el líquido sobrenadante a través de un papel de filtro (Whatman núm. 42 o Schleider y Schull número 597). Si la primera porción de filtrado está turbia se vuelve a filtrar a través del mismo papel, recogiendo el filtrado en un vaso limpio.

Este procedimiento se realizó para extraer las formas inorgánicas de nitrógeno ( $NO_2^-$ ,  $NO_3^-$  y  $NH_4^+$ ) y el C soluble del suelo. El extracto obtenido con esta técnica es el que se usa en las siguientes determinaciones.

**A.2. DETERMINACIÓN DE N- $NO_2^-$  EN SUELO (Yúfera y Carrasco, 1973)****Fundamento:**

Los nitritos se extraen del suelo con solución acuosa saturada de  $K_2SO_4$  y se valoran colorimétricamente por diazotación con ácido sulfanílico y copulación del compuesto obtenido con alfa-naftilamina.

**Procedimiento:**

- 1.- Se toman 10 ml del extracto de suelo, se pasa a un matraz aforado de 50 ml y se le añade agua destilada hasta unos 35 ml.

- 2.- Se añade 1 ml de la solución de ácido sulfanílico, a cada matraz aforado y se agita bien.
- 3.- Se añade 1 ml de la solución de alfa-naftilamina, a cada matraz aforado y se agita bien para aforar a 50 ml con H<sub>2</sub>O destilada.
- 4.- Se dejan pasar diez minutos y después se mide la absorción óptica de cada solución a 520 nm.
- 5.- Se calcula el contenido de NO<sub>2</sub><sup>-</sup> de la muestra, mediante una gráfica patrón, trazada a partir de las absorbancias de las soluciones patrones, teniendo en cuenta que para la colorimetría se tomaron 10 ml del extracto obtenido a partir de 40 g de suelo.

### **A.3. DETERMINACIÓN DE N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> DEL SUELO (Yúfera y Carrasco, 1973)**

#### **Procedimiento:**

- 1.- Se toman 10 ml del extracto, se pasan un matraz aforado de 100 ml.
- 2.- Se evapora a sequedad la muestra en una estufa.
- 3.- Se mezcla el residuo perfectamente con 2 ml de ácido fenildisulfónico, para asegurar la disolución de todos los sólidos. Si se necesita, se calienta suavemente en baño maría para disolver todo el residuo.
- 4.- Se diluye con 20 ml de agua destilada y se agregan, con agitación, unos 6 ó 7 ml de NH<sub>4</sub>OH o unos 5 o 6 ml de KOH, hasta que se desarrolle el color máximo (amarillo), posteriormente se afora a 100 ml con H<sub>2</sub>O destilada.
- 5.- Se mide la absorción óptica de cada solución a 410 nm.
- 6.- Se calcula el contenido de NO<sub>3</sub><sup>-</sup> de la muestra, mediante una gráfica patrón, trazada a partir de las absorbancias de las soluciones patrones, teniendo en cuenta que para la colorimetría se tomaron 10 ml del extracto obtenido a partir de 40 g de suelo.

---

---

#### **A.5. DETERMINACIÓN DE N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> DEL SUELO (NOM-021-SEMARNAT-2000)**

##### **Procedimiento:**

- 1.- Se toman 10 ml del extracto del suelo y se colocan en un tubo de destilación.
- 2.- Se le agrega MgO seguido de 90 ml de agua destilada.
- 3.- Aparte en un matraz erlenmeyer de 125 ml se colocan 10 ml de H<sub>3</sub>BO<sub>3</sub> con indicador mezclado (rojo de metilo y azul de metileno).
- 4.- Se conecta el matraz erlenmeyer en el tubo de salida del refrigerante, de modo que este quede en contacto directo con el líquido.
- 5.- Conectar el aparato de destilación hasta completar aproximadamente 50ml en 3 o 4 minutos.
- 6.- Al término de la destilación se titula la muestra de H<sub>3</sub>BO<sub>3</sub>, junto con los blancos (se preparan de forma similar a las muestras) con H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0.001M.

#### **A.6. DETERMINACIÓN DE N PRESENTE EN LA BIOMASA (N<sub>biomasa</sub>) (Luna-Guido *et al*, 2002)**

Se realiza el proceso de fumigación-incubación y fumigación-extracción como se explicó en el apartado 4.4.2.3. Posteriormente, se lleva a cabo el procedimiento de extracción (ver técnica A.1.) a la muestra fumigada y se trabaja con el extracto aplicando las técnicas A.2, A.3 y A.4. Finalmente, se suma el N presente en cada una de estas formas y se resta de la suma obtenida en las muestras no fumigadas.

#### **A.7. DETERMINACIÓN DE C<sub>sol</sub> EN EL SUELO ((NOM-021-SEMARNAT-2000)**

##### **Fundamento:**

Este método se basa en la oxidación del C<sub>sol</sub> del suelo por medio de una disolución de dicromato de potasio y el calor de reacción que se genera al mezclarla con el H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> presente en el medio, al igual que el H<sub>3</sub>PO<sub>4</sub> para evitar interferencias de Fe<sup>3+</sup> y

---

el dicromato de potasio residual, es valorado con sulfato ferroso amoniacal ( $\text{FeSO}_4$ ), con este procedimiento se detecta un 70 y 84 % del  $C_{\text{sol}}$  total.

### **Procedimiento**

- 1.- Se toman 10 ml del extracto de suelo y se colocan en un matraz de cuello esmerilado.
- 2.- Posteriormente se adicionaron 5 ml de Dicromato de potasio ( $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ ) 0.4 N, 15 ml de una mezcla de ácidos en proporciones 2:1:2 ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ,  $\text{H}_3\text{PO}_4$ ,  $\text{H}_2\text{O}$ ) y 1 ml de oxido de mercurio (70  $\mu\text{g}/\text{ml}$ ).
- 3.- Se conecta el cuello del matraz al refrigerante y se inicia la digestión, la cual se prolonga durante 2 horas.
- 4.- Se deja enfriar la muestra y se prosigue a una titulación con la disolución de sulfato ferroso amoniacal ( $\text{FeSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$ ) 0.4N, y difenilamina como indicador, gota a gota hasta un punto final de verde claro.

---

**7. BIBLIOGRAFÍA**

1. Aguilera, H, N., 1989. Tratado de edafología de México, Tomo 1. 1ra edición. Laboratorio de investigación de edafología, Dpto. de Biología. Facultad de ciencias, UNAM, capítulo 1, pp. 1-4.
2. Beltrán-Hernández, R. I., Luna-Guido, M. L., Ríos G. E y Dendooven L. 1999. Carbon and Nitrogen Dynamics in alkaline saline soil of the former Lake Texcoco (México) as affected by application of sewage sludge. *European Journal of Soil Science*. Vol.50, pp. 601-608.
3. Beltrán-Hernández, H. R. I., 2001. Efectos de la aplicación de lodos residuales en la calidad del suelo del ex lago de Texcoco. Tesis de doctorado, Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del I.P.N. México, D.F.
4. Buol, S. W., Hole, D. F., McCracken, J, R., y Southard, J, R., 1997. Soil Genesis and Classification. 4ª. Ed. Iowa State University Press. Iowa, U. S. A. p. 527.
5. Buhler, D. D. y Burnside A. S., 1992. Population dynamics and control of annual weeds in corn (*Zea mays*) as influenced by tillage systems. *Weed Science*. Vol. 40, pp. 241-248.
6. Brown, L. R., 1999. Alimentar a 9,000 millones de personas, en la situación del mundo. Informe anual de Woldwatch Institute sobre medio ambiente y desarrollo. Editorial Icaria. Barcelona. pp. 40-45.
7. Cooke, G, W., 1975. Fertilizantes y sus usos, 5ª edición, Ed. CECSA, pp. 24-25.
8. Diario Oficial de la Federación, 2000. Norma Oficial Mexicana: NOM-021-SEMARNAT-2000. Norma Oficial Mexicana que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, estudios muestreos y análisis.

- 
9. Dimas, L. M. P., Gutiérrez, P. G y Berúmen, P. S., 2000. Labranza de conservación usando cobertura de abono orgánico en alfalfa. *Terra*, Vol. 18. No.2. pp. 10-20
  10. Domínguez, S. J. M., 2005. Evaluación de los efectos de labranza de conservación, labranza convencional y rotación de cultivos en la zona cebadera del estado de Hidalgo, Pachuca, Hidalgo, México. Tesis de maestría, Centro de Investigaciones Químicas, UAEH. Pp. 13,39, 40-48.
  11. FAO e IFA., 2002. Los fertilizantes y su uso. Cuarta edición. Ed. IFA. *Roma*. pp.3-10.
  12. Fitz, P. E. A., 1996. Introducción a la ciencia de los suelos y uso de la tierra, Ed. Trillas, capítulo 1,6, pp. 1-2, 157-166.
  13. Henry, G. J. y Heinke, W. G., 1999. Ingeniería ambiental, 2da edición, Ed. Pearson, pp. 313-314.
  14. Hillel, D., 1998. *Environmental soil physics*. Academic Press. San Diego. U.S.A. p.771.
  15. [http://www.corponario.gov.co/proyecto\\_1.html](http://www.corponario.gov.co/proyecto_1.html), julio 2005.
  16. <http://www.oni.escuelas.edu.ar/olimpi2000/santa-fe-sur/siembradirecta/que-ess.htm#que>.
  17. <http://www.e-local.gob.mx/.../municipios/13075a.htm>, Julio 2005.
  18. Hunt, P. G., Karlen D. L., Matheny T. A. y Quisenberry V. L., 1996. Changes in carbon content of Norfolk loamy sand later 14 years of conservation and conventional tillage. *Journal of Soil Water Conservation*. Vol. 51, pp.255-258.

- 
19. INEGI, 2000. Anuario Estadístico de Hidalgo. Edición 2000.
  20. Jaramillo, J. D. F., 2002. Introducción a la ciencia del suelo, Ed. Universidad Nacional de Colombia, Medellín, Colombia. pp. 149-157, 255-261.399-395.
  21. Kandeler E. y Bohn K., 1996. Temporal dynamics of microbial biomasa, xylanase activity, N-mineralisation and potencial nitrification in different tillage systems. *Applied Soil Ecology*. Vol. 4, pp.181-191.
  22. Lal, R., Eckert, D. J., Fausey N. R. y Edwards, W. M., 1990. Conservation tillage in agriculture. In: agricultural systems. Soil and Water Conservation Society, Ankeny, Iowa. pp. 20-225.
  23. Lamb, J. A., Petersen, G. A. y Fenster, C. R., 1985. Fallow nitrate accumulation in a wheat-fallow rotation affected by tillage system. *Soil Science of Society American Journal*. Vol. 49, pp. 1441-1446.
  24. López, R. J. y López, M. J., 1978. El diagnóstico de suelos y plantas. Métodos de campo y laboratorio. 3ra. edición Mundi-Prensa. Madrid. p. 237.
  25. López, M. V., Moret, D., Gracia, R. y Arrúe, J. L., 2003. Tillage effects on barely residue cover during Fallow in Semiarid Aragon. *Soil y Tillage Research* Vol.72, pp.53-64.
  26. Luna-Guido, M.L., Beltrán-Hernández, R.I., Solis-Ceballos N.A., Hernández-Chávez N., Mercado-García F., Catt J.A., Olalde-Portugal V. y Dendooven., L. 2000 Chemical and biological characteristics of alkaline saline soil from the former Lake Texcoco as affected by artificial drainage. *Biology and Fertility of Soil*, Vol. 32, pp. 102-108.

- 
27. Luna-Guido M. L., Vega, J. C., Franco, H. M. O., Vázquez, M. N., Trujillo, T. E., Dendooven, L., 2002. Actividad microbiana en suelos. Departamento de Biotecnología y Bioingeniería del Cinvestav. Vol. 21. *Avance y Perspectiva*.
28. Manahan, E. S., 1994. Environmental Chemistry. 6<sup>th</sup> edition. Lewis Publishers, pp. 160-164, 36-41.
29. Navarro, B. A., Figueroa, S. B., Ordaz, C. V. M. y González, C. F. V., 2000. Manual práctico de labranza de conservación editado por el colegio de Postgraduados de Chapingo. México, D. F. pp. 15.19.42-61.
30. Nyakatawa, E. Z., Chandra R. y Mays, D. A., 2000. Tillage covers cropping and poultry litter effects on cotton: II. Growth and yield parameters. *Agronomy Journal* Vol. 92. pp. 1000-1007.
31. Novelo, G. M., 2000. La labranza de conservación en México y apoyos de FIRA para su adopción, folleto, Morelia Michoacán.
32. Pérez, C., 2001. Técnicas Estadísticas con SPSS. Ed. Prentice Hall, Madrid España. pp. 526-533
33. Porta, C. J., Reguerin, L. A. M. y Roquero, de la B. C., 1994. Edafología para la agricultura y el medio ambiente. Ediciones Mundi-prensa. Madrid. España, pp. 23, 754, 414-415.
34. Sharpley, A. N., Smith, S. J., Williams, J. R., Jones, D. R. y Cokman, G. A., 1991. Water quality impacts associated with sorghum cultura in southern. *Journal of Environmental Quality*. Vol. 20, pp.239-244.

- 35.** Tamames, R., 2002. Agricultura de conservación 2002: un enfoque global. Ed. Mundi-prensa. Madrid, España, pp.67-118.
- 36.** Uribe, L. L., 2003. Técnicas Microbiológicas para determinar la calidad de los suelos, Centro de Investigaciones Agronómicas, Universidad de Costa Rica. pp. 25-31.
- 37.** Velásquez, G. J de J. y Salinas, G. J. R., 2001. Quantity, coverage and decomposition of corn residue on soil. Instituto Nacional de Investigaciones forestales, Agrícolas y Pecuarias, CENAPROS, Morelia, Michoacán, México. Terra. Vol.20. Núm. 2. pp. 171-182.
- 38.** Yúfera, P. y Carrasco, D., 1973. Química agrícola 1, Suelos y Fertilizantes, Ed. Alhambra. 1ra edición, España, pp. 22-23.
- 39.** Worthen, E. L., 1949. Suelos agrícolas: Su conservación y fertilización. U.T.E.H.A. México. p. 463.
- 40.** Wu, J., Joergensen, R. G. Pommerening B., Chaussod, R y Brookers, P. C. 1990. Measurement of soil microbial biomass C by fumigation-extractión-an automated procedure. Soil Biology and Biochemistry, Vol 22, pp. 1167-1169.