

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA

INSTITUTO DE INGENIERÍA

MAESTRÍA Y DOCTORADO EN CIENCIAS E INGENIERÍA



**“Desarrollo de un Índice de Calidad del Suelo en Calimaya,
México”**

TESIS

**PARA OBTENER EL GRADO DE:
DOCTOR EN CIENCIAS**

PRESENTA

EVELIA CRUZ RUIZ

DIRECTOR

**Dr. Jorge Alberto Lugo de la Fuente
CODIRECTORA
Dra. Rocio Vaca Paulín**

Mexicali, B. C.

Enero, 2015.

AGRADECIMIENTOS

GRACIAS AL APOYO BRINDADO POR

EL CONACyT

LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA

INSTITUTO DE INGENIERÍA

**LA FACULTAD DE CIENCIAS DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL
ESTADO DE MÉXICO**

**EL LABORATORIO DE EDAFOLOGÍA Y AMBIENTE DE LA FACULTAD DE
CIENCIAS DE LA UAEMÉX.**

A LOS INTEGRANTES DEL SÍNODO:

DR. JORGE ALBERTO LUGO DE LA FUENTE

DRA. ROCIO VACA PAULÍN

DRA. SARA OJEDA BENITEZ

DRA. CONCEPCIÓN CARREÓN DIAZCONTI

DR. JORGE RAMÍREZ HERNÁNDEZ

ÍNDICE

	PÁGINA
ÍNDICE DE CUADROS	I
ÍNDICE DE FIGURAS	II
ÍNDICE DE GRÁFICAS	III
RESUMEN	V
1. INTRODUCCIÓN	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA	5
2.1. Calidad del suelo	5
2.1.1. Definición	5
2.1.2. Degradación del suelo	7
2.2. Indicadores de calidad	11
2.3. Índices de calidad del suelo	14
2.4. Materia orgánica	18
2.5. Ciclos biogeoquímicos	24
2.5.1. Ciclo del carbono	25
2.5.2. Ciclo del nitrógeno	27
2.6. Mineralización de los nutrimentos	28
2.7. Biomasa microbiana	30
2.8. Actividad enzimática	31
2.9. Respiración microbiana	34
3. OBJETIVOS	35
4. MATERIALES Y MÉTODO	36
4.1. Descripción del área de estudio	36
4.2. Muestreo	37
4.3. Caracterización de los suelos muestreados	39
4.3.1. Propiedades físicas	39
4.3.2. Propiedades químicas	39
4.4. Determinación de la respiración basal	40
4.5. Determinación del carbono biomasa microbiana (CBM)	40

4.6.	Actividad enzimática	41
4.6.1.	Determinación de la actividad catalasa	41
4.6.2.	Determinación de la actividad fosfatasa ácida	42
4.6.3.	Determinación de la actividad ureasa	42
4.7.	Nitrógeno inorgánico	42
4.8.	qCO ₂	43
4.9.	Análisis estadístico	43
5.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	44
5.1.	Características fisicoquímicas de los suelos	44
5.2.	Respiración del suelo	48
5.3.	Carbono biomasa microbiana	50
5.4.	Dinámica de la mineralización de nitrógeno (NH ₄ ⁺ + NO ₃ ⁻)	52
5.5.	Actividad enzimática	55
5.5.1.	Catalasa	55
5.5.2.	Fosfatasa	56
5.5.3.	Ureasa	58
5.6.	Coeficiente metabólico (qCO ₂)	59
5.7.	Análisis estadístico	60
5.7.1.	Análisis de correlación	60
5.7.2.	Análisis de componentes principales	61
5.7.3.	Matriz de correlación de las variables altamente ponderadas	64
5.7.4.	Análisis de regresión múltiple	66
6.	CONCLUSIONES	67
7.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	69

	ÍNDICE DE CUADROS	PÁGINA
Cuadro 1.	Indicadores usados por diferentes autores en índices de calidad del suelo en agroecosistemas.	16
Cuadro 2.	Distribución del tamaño de partículas en suelos con diferente uso.	44
Cuadro 3.	Valores promedio de las características físicas y químicas de suelos con diferente uso.	47
Cuadro 4.	Valores promedio de la concentración de carbono biomasa microbiana (CBM) en suelos con diferente uso (Calimaya, México).	52
Cuadro 5.	Matriz de correlación de las variables estudiadas.	61
Cuadro 6.	Resultados del análisis de componentes principales (ACP) de los indicadores de calidad del suelo.	63
Cuadro 7.	Matriz de correlación para las variables altamente ponderadas.	65
Cuadro 8.	Resultados de las regresiones múltiples de los componentes del conjunto mínimo de datos.	66

ÍNDICE DE FIGURAS

PÁGINA

Figura 1.	Compartimentos del ciclo global del carbono y sus interacciones entre ellos (Stevenson y Cole, 1999).	26
Figura 2.	Ciclo del nitrógeno en el suelo (Stevenson y Cole, 1999).	28
Figura 3.	Interacciones entre las comunidades microbianas y los componentes del ecosistema suelo-planta (FAO, 1983).	29
Figura 4.	Sitios de muestreo en el municipio de Calimaya, México.	38

ÍNDICE DE GRÁFICAS	PÁGINA
Gráfica 1. Liberación de CO ₂ , durante 33 días de incubación, en suelos con diferente uso, de Calimaya (primer muestreo)	49
Gráfica 2. Liberación de CO ₂ , durante 33 días de incubación, en suelos con diferente uso, de Calimaya (segundo muestreo).	50
Gráfica 3. Liberación de CO ₂ , durante 33 días de incubación, en suelos con diferente uso, de Calimaya (tercer muestreo).	50
Gráfica 4. Dinámica de la mineralización de nitrógeno (NH ₄ ⁺ +NO ₃ ⁻) en suelos con diferente uso (primer muestreo).	53
Gráfica 5. Dinámica de la mineralización de nitrógeno (NH ₄ ⁺ +NO ₃ ⁻) en suelos con diferente uso (segundo muestreo).	54
Gráfica 6. Dinámica de la mineralización de nitrógeno (NH ₄ ⁺ +NO ₃ ⁻) en suelos con diferente uso (tercer muestreo).	54
Gráfica 7. Actividad de catalasa, en suelos con diferente uso (Calimaya, México).	56
Gráfica 8. Actividad de fosfatasa en suelos con diferente uso (Calimaya, México).	57

Gráfica 9. Actividad de ureasa en suelos con diferente uso (Calimaya, México).	59
Gráfica 10. qCO_2 en suelos con diferente uso (Calimaya, México).	60
Gráfica 11. Gráfico de sedimentación.	62
Gráfica 12. Gráfico de peso de los componentes.	64

RESUMEN

La deforestación, y el cambio de uso de suelo son eventos involucrados en el cambio global del clima. La vegetación nativa en el centro de México es remplazada por cultivos agrícolas; con prácticas convencionales como la labranza intensiva y el monocultivo, con la consiguiente eliminación de residuos de cosecha que causa la degradación del suelo y la pérdida de su fertilidad. Identificar la magnitud y dirección de los cambios en las propiedades como efecto de factores humanos y naturales es necesario para plantear las estrategias pertinentes para su manejo sustentable.

Monitorear los indicadores de la calidad del suelo es importante para asegurar que su función sea mantenida, no solo para el uso actual sino para usos potenciales futuros. El objetivo de este estudio es la caracterización de suelos con diferentes usos (cultivados, forestales y reforestados) e identificar indicadores clave de la calidad del suelo en Andosoles de una zona templada, para integrarlos en un índice.

El estudio se realizó en Calimaya, zona centro de México, el muestreo se hizo en suelos con diferente vegetación: (i) maíz (*Zea mays* L.), (ii) avena (*Avena sativa* L.), (iii) papa (*Solanum tuberosum* L.), iv) forestal (*Alnus acuminata*) con la

mínima perturbación humana y v) reforestado (*Cupressus lusitanica*). Se determinó la mineralización de carbono y nitrógeno, así como los cambios en el carbono de la biomasa microbiana. Se realizaron los análisis de laboratorio como textura, grado de acidez (pH), materia orgánica, carbono y nitrógeno total, respiración del suelo, se determinaron las actividades enzimáticas de ureasa, fosfatasa ácida y catalasa.

El suelo cultivado con maíz presentó el menor valor de la concentración de carbono biomasa microbiana mientras el valor más alto se detectó en el suelo reforestado (288 y 633 mg C Kg ss⁻¹) respectivamente. El contenido de materia orgánica disminuyó 6 veces en los suelos cultivados con maíz en relación a los forestales. La capacidad de retención de agua (CRA) resultó ser mayor en los suelos forestales y reforestados en comparación con los cultivados lo cual puede atribuirse al contenido de materia orgánica.

La concentración de nitrógeno permite sugerir que existe el efecto de las prácticas de cultivo debido a que el movimiento del suelo, favorece la pérdida del nitrógeno del sistema edáfico. La emisión de CO₂ considerado uno de los principales gases causante del efecto invernadero se liberó en cantidades significativamente mayores en suelos forestales en comparación con los dedicados a la obtención de cosechas. Se formuló un índice de calidad del suelo considerando los indicadores nitrógeno total, materia orgánica y fosfatasa ácida.

1. INTRODUCCIÓN

Actualmente el suelo tiene una elevada tasa de degradación, siendo diversos los factores que propician su deterioro, entre ellos el crecimiento poblacional, a raíz del cual se talan los bosques para abrir terrenos de cultivo sin considerar que son tierras no aptas para este uso. El uso convencional del suelo para satisfacer la demanda de alimentos y fibras por la humanidad, es altamente dependiente de la aplicación intensiva de agroquímicos (Postgate, 2000). El empleo de estas prácticas puede provocar cambios en sus características físicas, químicas y biológicas y causa una disminución de la capacidad productiva de éstos (Chartres, 1987). El cambio de uso de suelo definido como la eliminación de la vegetación natural para destinarlo a la agricultura o al pastoreo, modifica notablemente sus propiedades y puede influir sobre algunos procesos ecológicos (Turner, 1989; Yimer *et al.*, 2007).

El uso del suelo y su manejo afectan la dirección y amplitud de los cambios en su ambiente. La agricultura y explotación forestal pueden acelerar los procesos de erosión que tienen efectos adversos sobre las propiedades físicas, químicas y biológicas (Doran *et al.*, 1998). En Australia se identificó que por influencia antropogénica como la horticultura y establecimiento de pastizales el suelo se ha degradado (Cotching y Kidd, 2010).

El cambio del uso del suelo a tierra de cultivo se ha expandido bajo la presión del crecimiento de la población y el desarrollo de la economía regional. Han sido sugeridos diferentes indicadores para detectar cambios en la calidad del suelo pero existe la necesidad de desarrollar un criterio para evaluar su calidad y tomar acciones correctivas.

Monitorear la magnitud y la dirección de los cambios en las propiedades por la influencia humana y natural es un requerimiento fundamental para evaluar la sustentabilidad del suelo (Billett, 1996). El uso de enzimas como indicadores de la calidad del suelo, más otros datos de referencia son necesarios para reconocer su respuesta a diferentes usos de éste y prácticas de manejo bajo diversas condiciones geográficas y el tipo de suelo (Wallenius *et al.*, 2011). Ante la creciente demanda de productos alimenticios atribuible, entre otras causas, al crecimiento de la población mundial, se hace evidente la trascendencia de recursos naturales como el suelo y el agua. En este sentido puede afirmarse que la sociedad humana depende del suelo no sólo para la obtención de cosechas, sino también para la recirculación de sus desechos, la construcción de estructuras y la purificación del agua e, incluso para su esparcimiento. Esto explica que la tierra con uso potencial para la agricultura se pierda rápidamente tanto por la conversión de tierras de cultivo a otros usos (urbanización, desarrollo de infraestructura), como por su degradación.

Para poner en práctica acciones que amortigüen estos efectos es necesario comprender los procesos que tienen lugar en el suelo y conocer la respuesta de

éste a prácticas de manejo. Ante la diversidad de resultados y considerando la escasez de datos en los bosques templados, es necesario realizar más trabajos para conocer cómo se modifican las características físicas, químicas y biológicas al cambiar su uso.

La calidad del suelo puede ser monitoreada por una serie de atributos medibles llamados indicadores. El efecto del cambio de uso de suelo y de las prácticas de manejo son evaluados usando indicadores tales como la mineralización de carbono y nitrógeno (Alef y Nannipieri, 1995), la biomasa microbiana (Nsabimana *et al.*, 2004), las emisiones de CO₂ (Jouquet *et al.*, 2007), actividades enzimáticas (Wallenius, 2011), etc.

Las propiedades bioquímicas del suelo pueden ser utilizadas como indicadores de calidad porque responden más rápido a prácticas de manejo que las propiedades físicas o químicas (Nannipieri *et al.*, 2002; Paz-Ferreiro *et al.*, 2009). La importancia de usar índices para evaluar la calidad del suelo ha sido enfatizada recientemente (Sadegh *et al.*, 2014). En los últimos años una variedad de índices de calidad del suelo han sido propuestos, algunos basados en indicadores bioquímicos y microbiológicos (Armas *et al.*, 2007). Algunas técnicas son basadas en regresiones lineales múltiples (RLM), en las cuales una variable dependiente es calculada como la combinación lineal de otras variables independientes (Zornoza *et al.*, 2007; Armenise *et al.*, 2013). RLM constituye una herramienta precisa para evaluar la calidad del suelo, que parece ser capaz de reflejar el equilibrio entre sus propiedades físicas, químicas y bioquímicas (Zornoza *et al.*, 2007).

El uso de indicadores de calidad es de interés creciente por qué aportan información sobre las condiciones de este y da evidencia de la sostenibilidad de las prácticas de manejo. Con base en los resultados generados del trabajo de investigación se integrará un índice para evaluar la calidad de suelos con diferente uso y manejo. Asimismo, se podrán generar propuestas de desarrollo sostenible tendientes a mantener su equilibrio.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Calidad del suelo

2.1.1. Definición

Doran y Parkin, (1994), definen la calidad de un suelo como la capacidad que le permite sostener la productividad biológica y mantener la calidad ambiental de tal forma que se promueva la salud vegetal, animal y humana; todo ello dentro de los límites que impone el ecosistema y el tipo de manejo que se le da. Un suelo de calidad es aquél que tiene la capacidad de producir cultivos sanos y nutritivos en forma sostenida a largo plazo y de promover al mismo tiempo, la salud humana y animal sin detrimento de los recursos naturales base o del medio ambiente circundante (Parr *et al.*, 1992). Las distintas definiciones de calidad del suelo (Karlen *et al.*, 1992; Lal y Stewart, 1995; Carter *et al.*, 1998) hacen referencia a sus características inherentes:

- Aptitud para soportar el crecimiento de las plantas
- Sostenimiento de la base de los recursos y mejora del ambiente
- Utilidad para funciones específicas en una escala amplia de tiempo

Los parámetros de la calidad del suelo son extremadamente afectados por la deforestación, el efecto del uso sobre la agregación y la estabilidad de los agregados fue observado en un estudio realizado por An *et al.* (2009) quienes observaron la disminución de su calidad en diferentes áreas cultivadas y señalaron la importancia de mantener la vegetación natural en áreas erosionables.

Las características microbianas y bioquímicas se utilizan como indicadores potenciales de la calidad del suelo, entendida ésta como un complejo de las características físicas, químicas y biológicas (Papendick, 1995). La actividad microbiana es un término usado para indicar la gama extensa de las actividades realizadas por los microorganismos; mientras que la actividad biológica refleja no solamente actividades microbianas sino también las actividades de otros organismos, incluyendo las plantas (Nannipieri *et al.*, 1990).

La evaluación de la calidad del suelo es indispensable para determinar si un sistema de manejo es sustentable, a corto y largo plazo, Doran y Parkin (1994) identificaron las tres principales funciones:

1. Actuar como un medio para el crecimiento de las plantas
2. Regular el flujo del agua
3. Servir como un buffer medioambiental

Los indicadores biológicos representan diferentes aspectos de la calidad del suelo en diferentes ecosistemas (Elliott, 1997). Estos indicadores sirven para monitorear o medir tres funciones o parámetros básicos (Gregorich *et al.*, 1994):

1. Desarrollo de su estructura
2. Almacenamiento de nutrientes
3. Actividad biológica

El concepto de calidad de suelos integra e interconecta los componentes y procesos biológicos, químicos y físicos en una situación determinada (Astier *et al.*,

2002). Un mejor conocimiento de los cambios de su calidad es importante para mejorar el uso y manejo sustentable de la tierra, proporciona tempranamente signos de aviso de tendencias adversas, identifica áreas problema y provee una valiosa base de datos que pueden ser utilizadas en futuras evaluaciones.

2.1.2. Degradación del suelo

El proceso de degradación del suelo no queda limitado a una zona geográfica específica, sino que sus efectos se extienden por los cinco continentes de manera no uniforme (Chartres, 1987), considerando los cambios en el clima, la pérdida de la biodiversidad, la contaminación del agua y del propio suelo por desechos urbanos e industriales, entre otros aspectos, es un problema grave en el que convergen factores sociales, económicos y políticos. La pobreza, la necesidad de incrementar la producción de alimentos para la creciente población y la aplicación de grandes cantidades de insumos en la agricultura son las principales causas de esta degradación (Lal y Stewart, 1995).

El carbono almacenado en el suelo puede ser muy vulnerable al cambio climático y al cambio de su uso (Schulze y Freibauer, 2005). El cambio del uso y las prácticas de manejo propician la degradación del suelo lo que contribuye al incremento en la concentración de gases (CO_2 , CH_4 y Nox's) con efecto invernadero (Smith y Conen, 2004). Alterando el balance de los ciclos biogeoquímicos; en particular los del carbono y del nitrógeno (Lal, 2000; Sánchez *et al.*, 2002). Se espera que la acción de los gases de efecto invernadero se

incremente ampliamente durante el presente siglo, en gran parte por la quema de los combustibles fósiles pero también por el cambio de uso del suelo (IPCC, 2001). Cuando 1 mg C es secuestrado o perdido por el suelo, cerca de 100 Kg de N es ganado o perdido. Estas pérdidas de nitrógeno pueden ser como nitrato, amonio, y óxido de nitrógeno causando diversos impactos ambientales (Schipper *et al.*, 2010).

Entre las prácticas que conlleva el cambio del uso del suelo se encuentran la preparación, fertilización, el uso de maquinaria y la cosecha que afectan el ambiente y pueden causar una progresiva pérdida de la calidad del suelo (Trasar, 2008). Debido a la compactación causada por las prácticas agrícolas y el pastoreo la densidad aparente aumenta y la porosidad decrece significativamente siendo afectada la circulación del agua, drenaje, infiltración y se incrementa el riesgo de erosión (Islam y Weil, 2000). Wander y Bollero (1999) concluyeron basados en datos de 36 granjas en Illinois que el incremento en el disturbio del suelo asociado con la labranza redujo el carbono orgánico y el nitrógeno total. Considerando que la calidad del suelo depende de las propiedades físicas, químicas, biológicas y bioquímicas, es importante considerar cambios en estas propiedades para conocer los cambios en su calidad del suelo (Klein *et al.*, 1985; Yakovchenko *et al.*, 1996).

La sociedad humana depende del suelo para el crecimiento de las plantas, reciclado de los desechos, construcción de estructuras y purificación del agua. Las drásticas perturbaciones antropogénicas en este delicado equilibrio pueden

propiciar una severa degradación de éste, pérdida de la calidad del agua, declinación en la productividad, emisiones de gases a la atmósfera, pobreza desnutrición, y regresión económica (Lal, 2000).

Con el propósito de obtener o incrementar la producción de alimentos, el hombre ha sometido al substrato edáfico a prácticas de manejo intensivo, bajo un modelo que ha permitido elevar su productividad; pero también ha propiciado efectos no deseables como su degradación (Alexandratos, 1995). Mediante las prácticas de manejo intensivo se incrementa la producción pero a su vez se propicia la degradación expresada en la salinización, desertificación, cambios en el clima, pérdida de la biodiversidad, contaminación del agua y el propio suelo.

El uso de fertilizantes nitrogenados, manejo de residuos, sistemas de labranza y el manejo del agua tienen efectos en la emisión de gases. La agricultura es la principal fuente antropogénica de N_2O . Las emisiones están directamente relacionadas con la cantidad de nitrógeno aplicado (Smith y Conen, 2004). La actividad enzimática es una medida útil del ciclo de los nutrientes en el bosque (Burke *et al.*, 2011).

El manejo convencional promueve la pérdida de la materia orgánica, reduciendo la fertilidad, esto favorece la erosión y la liberación CO_2 ; por consiguiente se estima que las prácticas agrícolas convencionales contribuyen al calentamiento global (Roldán *et al.*, 2005). La degradación tiene consecuencias sociales, económicas y ecológicas y constituye un problema de alcance mundial.

Tales cambios significan no sólo su degradación sino también el riesgo de contaminación de la atmósfera y de los acuíferos, mediante el arrastre de nutrientes del suelo a agua superficial y subterránea.

La materia orgánica se pierde por el laboreo lo que provoca la ruptura de los agregados esto propicia que el C y el N de fácil mineralización, localizados en zonas de reserva físicamente protegidas, sean accesibles a la degradación microbiana y la remoción casi total de los residuos vegetales, para ser empleados como forrajes. El sistema de labranza convencional conlleva su compactación, pérdida de nutrientes y del mismo. Con este tipo de producción, el uso de grandes cantidades de fertilizantes y plaguicidas propicia la destrucción de hábitats naturales, eliminando la estructura biológica del sistema y, en consecuencia, el control natural de patógenos (Figuerola y Morales, 1992).

Schipper *et al.* (2010) investigaron cambios en los reservorios de C y N del suelo relacionados con su uso, la conversión de pastizales o bosques a tierras de cultivo provoca cambios en el carbono del suelo las pérdidas corresponden a sistemas con entradas de fertilizantes y remoción de C y N en productos exportados. Las pérdidas de C y N fueron fuertemente correlacionadas y la relación C:N declinó significativamente. Ganancias o pérdidas de C de la materia orgánica del suelo debido a cambios en su uso y manejo son de importancia crítica para el reservorio global del C.

Los Andosoles inhiben la volatilización de NH_3 por su pH relativamente bajo (5.8-6.0), la alta capacidad de intercambio catiónico y su alto potencial de nitrificación. Por lo que tienen la ventaja en la aplicación de fertilizantes nitrogenados lo asimilan significativamente a los cultivos. Evitando la emisión de amoníaco en nitrógeno liberado al ecosistema a través de la transportación atmosférica y deposición, lo cual no impacta a los ecosistemas (Hayashi *et al.*, 2011).

Wallenius *et al.* (2011) reportan que el pH del suelo es un importante regulador de las comunidades microbianas y actividad enzimática. Diferencias en el pH entre los suelos de acuerdo a uso son causadas por variación en el contenido de materia orgánica del suelo. Todas las muestras de suelo con valores de pH ácidos, fueron del forestal orgánico. La alta actividad enzimática y biomasa microbiana a valores de pH muy ácidos enfatiza la importancia de la concentración de la materia orgánica del suelo.

2.2. Indicadores de calidad

Los indicadores de calidad del suelo se evalúan para dar seguimiento a los efectos del manejo sobre su funcionamiento en un periodo dado. Estos pueden ser variables cualitativas o cuantitativas o índices compuestos por la relación entre diferentes variables (Etchevers, 1999). Es común que se usen más indicadores que los requeridos, y que éstos sean seleccionados según la disciplina del investigador que los propone (Doran, 1997).

Para seleccionar las propiedades del suelo que puedan servir como indicadores hay que considerar que la calidad debe ser evaluada con respecto a funciones específicas de éste. La selección de un amplio número de propiedades dificulta su análisis e interpretación, así como la construcción de índices que reflejen en forma integrada los diversos componentes de su calidad, por lo que la aplicación de un criterio para su selección es recomendable. La dificultad en determinarlos de manera apropiada así como sus valores para múltiples sitios con diferente uso, radica en la gran cantidad de variables físicas, químicas y biológicas (Knoepp *et al.*, 2000). La difícil cuestión de cuáles son las variables que deben incluirse como un conjunto mínimo de datos, indicadores de la calidad del suelo puede ser simplificada por métodos estadísticos, que permiten trabajar con las bases de datos que incluyen las variables categóricas y numéricas comúnmente utilizadas para la evaluación de la calidad del suelo (Pulido, *et al.*, 2014).

Hay evidencia creciente que los parámetros biológicos son indicadores sensibles y tempranos del estrés ecológico o restauración. La biomasa microbiana, respiración y concentración de ergosterol han sido sugeridas como indicadores para detectar el efecto del manejo sobre la calidad del suelo (Karlen *et al.*, 1992). La actividad enzimática, biomasa microbiana, respiración y coeficiente metabólico (qCO_2) han sido empleados por ser indicadores sensibles de cambios producidos por la labranza (Roldán *et al.*, 2005).

El uso del suelo genera stress en la microbiota, la cual responde con un incremento en su actividad (Doran, 1980). El disturbio del suelo puede causar

modificaciones significativas del hábitat edáfico, que afecta a la comunidad microbiana. Esto se ha demostrado en numerosos ejemplos donde la MOS y la biomasa declinan bajo el disturbio agrícola (Sparling, 1997). Algunos suelos tales como bosques antiguos en las áreas más elevadas de los sistemas de montaña pueden ser considerados como representativos para los más altos niveles de calidad por sus favorables propiedades físicas y químicas exclusivamente asociadas a una mayor concentración de materia orgánica (Miralles *et al.*, 2009).

Cotching y Kidd (2010) realizaron un estudio en Australia basando el sitio de selección en la combinación de uso y orden del suelo ya que mediante al análisis de componentes principales identificaron la interacción entre estas dos variables. La variabilidad del carbono orgánico, estabilidad de los agregados, densidad aparente y el porcentaje de sodio intercambiable se explican mejor a través del orden del suelo, pero el uso permite entender la variabilidad en los valores de pH.

El componente microbiano del suelo es sensible a cambios en el suelo debido al uso o manejo antes de que sean detectados otros cambios en el suelo (Gregorich *et al.*, 2006; Acosta-Martínez *et al.*, 2007). Algunas propiedades microbianas, tales como la biomasa microbiana y actividades enzimáticas, son usadas como bioindicadores de la calidad del suelo en el monitoreo del ambiente del suelo (Schloter *et al.*, 2003) ya que participan en el ciclo de los nutrientes y funcionan como indicadores de alteración en la comunidad microbiana a causa del

impacto ambiental (Kandeler *et al.*, 1996) y por aplicación de biocidas sobre comunidades microbianas del suelo (García-Orenes *et al.*, 2010).

Estudios a largo plazo han mostrado que la actividad enzimática es sensible a las prácticas de manejo del suelo tales como fertilización orgánica. El establecimiento de indicadores de calidad de los suelos no resulta fácil, el tema es objeto de investigación, debido a su interés y a que los indicadores constituyen una buena base para poder comparar los efectos de la gestión de suelo, a corto y largo plazo. El uso de indicadores permite evaluar los beneficios derivados de inversiones en política agraria o de ordenación territorial enfocados a la protección de los suelos y a la sustentabilidad.

2.3. Índices de calidad del suelo

El establecimiento de expresiones que representan el equilibrio alcanzado entre diferentes propiedades clave del suelo de ecosistemas naturales estables puede ser usado como un índice de calidad del suelo (Trasar-Cepeda *et al.*, 1998). Zornoza *et al.* (2007) desarrollaron dos modelos de regresión susceptibles de ser utilizados para evaluar la calidad del suelo, esos modelos representan el balance entre el carbono orgánico y algunas propiedades físicas, químicas y bioquímicas de suelos forestales sin disturbios, dichos modelos pueden ser utilizadas para detectar y monitorear la alteración del balance natural de los suelos. Los dos índices fueron definidos con el propósito de detectar la pérdida de la funcionalidad

natural de los suelos en ecosistemas del Mediterráneo, así como monitorear la recuperación de suelos degradados.

Para la formulación de índices, una de las técnicas más utilizadas han sido la combinación de diferentes indicadores del suelo dentro de un índice (Karlen *et al.*, 1992; Bastida *et al.*, 2006), o la regresión lineal múltiple, en la cual una variable es calculada por la combinación lineal de otras (Trasar-Cepeda *et al.*, 1998; Emmerling y Udelhoven, 2002; Lentzsch *et al.*, 2005). Puglisi *et al.* (2006) desarrollaron tres índices basados en la actividad enzimática del suelo, por medio de análisis de discriminantes canónicas. Los tres índices fueron capaces de discriminar entre suelos alterados y sin alteración.

Paz-Kagan *et al.* (2014) realizaron un estudio en la franja del norte del Desierto de Negev, Israel, se evaluó y comparo la calidad del suelo en tres tipos de uso (forestación, pastoreo tradicional, y agropecuarios) una zona de arbustos se transformó en un bosque; pastizal para pastoreo a sin pastoreo y agro-pastoral a tierras agrícolas abandonadas. Su objetivo fue evaluar mediante espectroscopia de reflectancia cambios en las propiedades físicas, biológicas, y químicas, además generar un índice de calidad del suelo. Para lograr estos objetivos, emplearon varios procedimientos matemáticos/estadísticos, incluyendo un análisis de componentes principales (ACP).

Con el objetivo de determinar indicadores apropiados e integrarlos en un índice para evaluar la calidad del suelo de un pastizal marítimo templado Sadegh

et al. (2014) realizaron una investigación en veinte sitios clasificados por tres niveles de intensidad de manejo, veintinueve propiedades fueron medidas como posibles indicadores; se utilizó el análisis de componentes principales para determinar el conjunto mínimo de datos (carbono orgánico del suelo, N total, densidad aparente), los índices fueron calculados por métodos lineales y la integración aditiva. Concluyeron que la intensificación de gestión tendía hacia un impacto negativo en la calidad del suelo en sistemas de pastizales en Irlanda.

En el cuadro 1 se enlistan algunos índices de calidad del suelo, que han sido desarrollados con diferentes objetivos, acorde a las necesidades de cada región.

Cuadro1. Indicadores usados por diferentes autores en índices de calidad del suelo en agroecosistemas.

Autores	Objetivo	Indicadores usados
Karlen <i>et al.</i> (1994a)	Índice de calidad del suelo: Evaluación de efectos del manejo de residuos de cultivo sobre la calidad del suelo en cultivo de maíz.	Estabilidad de agregados, porosidad, lombrices, biomasa microbiana, respiración, ergosterol, C total, N total, densidad aparente, disponibilidad de agua, pH, conductividad eléctrica.
Wang y Gong (1998)	Índice relativo de la calidad del suelo: Evaluación de cambios en la calidad del suelo en sistemas naturales y agrícolas.	Profundidad del suelo, textura, pendiente, material orgánica, N total y biodisponible, P y K, capacidad de intercambio catiónico y pH.
Hussain <i>et al.</i> (1999)	Adaptación de índices para evaluar el efecto de tres sistemas de cultivo sobre la calidad del suelo.	Estabilidad de agregados, C orgánico, residuos de cultivo, porosidad, intercambiable K, pH.
Glover <i>et al.</i> (2000)	Índice de calidad del suelo: Evaluación de efectos de diferentes sistemas de producción de	Estabilidad de agregados, porosidad, lombrices, C orgánico, C y N biomasa microbiana,

	manzana: convencional, orgánico e integrado.	capacidad de intercambio catiónico, pH y N.
Liebig <i>et al.</i> (2001)	Índice de calidad del suelo: Construcción de agroecosistemas: efectos de sistemas agrícolas convencional y alternativo.	Semillas cultivadas, N contenido de N de semillas, pH, C orgánico, nitratos.
Andrews <i>et al.</i> (2002b)	Índice de calidad del suelo: Evaluación de calidad de cultivos de tomate y algodón en convencional y orgánico cultivo.	Materia orgánica, conductividad eléctrica, pH, estabilidad de agregados, densidad real y Zn.
Koper y Piotrowska (2003)	Índice de fertilidad bioquímica del suelo: Comparación del efecto a largo plazo de fertilización orgánica y mineral en caña de azúcar.	C orgánico, N total, actividad de deshidrogenasa, actividad de fosfatasa alcalina, actividad de proteasa, actividad de amilasa.
Kang <i>et al.</i> (2005)	Índice de sustentabilidad: Comparación del efecto a largo plazo de enmiendas orgánicas en sistemas para el cultivo de maíz y arroz.	C orgánico, N total, K extractable, nitratos extractables y contenido de amonio, C y N biomasa microbiana, N mineralizable, respiración, conteo de bacterias, infección por micorrizas, actividad de deshidrogenasa.
Sharma <i>et al.</i> (2005)	Índice de calidad del suelo: Selección de manejos adecuados en suelos áridos comparación entre convencional y cultivo mínimo.	N disponible, K y S, C biomasa microbiana y conductividad hidráulica.
Lee <i>et al.</i> (2006)	Índice de calidad del suelo: Efectos de aplicación de residuos composteados sobre la calidad del suelo en diferentes sistemas.	Densidad aparente, agregados, C orgánico, pH, K y P disponibles, Cu y Zn extractables, C biomasa microbiana, N mineralizable.
Puglisi <i>et al.</i> (2005)	Índice de alteración: Efectos sobre la calidad de suelos agrícolas contaminados con desechos industriales y municipales, fertilización orgánica, irrigación con agua de pobre calidad en diferentes cultivos: maíz, tomate, etc.	Actividades enzimáticas Arylsulfatasa, β -glucosidasa, fosfatasa, ureasa, invertasa, deshidrogenasa y fenoloxidasa.
Puglisi <i>et al.</i> (2006)	Índice de alteración: Efectos sobre la calidad de suelos agrícolas contaminados con desechos industriales y municipales, fertilización orgánica, irrigación con agua de pobre calidad en diferentes cultivos: maíz, tomate, etc.	PLFAs (Phospholipid fatty acid)
Mohanty <i>et al.</i> (2007)	Índice de calidad del suelo: Efectos de las prácticas de cultivo (convencional y sin labranza) en sistemas de arroz-trigo, y manteniendo los residuos vegetales.	Densidad aparente, estabilidad de agregados, resistencia a la penetración, material orgánica.
Masto <i>et al.</i>	Índice de calidad del suelo:	Densidad aparente, retención de

(2007)	Evaluación de suelos agrícolas fertilizados con inorgánicos y/o residuos de granja.	agua, pH, conductividad eléctrica, nutrientes disponibles, materia orgánica, C biomasa microbiana y cultivos.
Erkossa <i>et al.</i> (2007)	Índice de calidad del suelo: Comparación del efecto de métodos de preparación del suelo (camas de siembra, residuos verdes, labranza reducida) sobre la calidad del suelo.	Densidad aparente, estabilidad de agregados, C orgánico, C, biomasa microbiana, pH, capacidad de agua disponible.
Tarin Paz-Kagan <i>et al.</i> (2014)	Un índice espectral calidad del suelo: Caracterización de la función del suelo en zonas donde el uso del suelo ha cambiado.	Espectroscopia de reflectancia, materia orgánica del suelo, conductividad eléctrica, y potasio.

2.4. Materia orgánica

La fracción orgánica del suelo comprende organismos vivos, residuos de plantas muertas, parcialmente descompuestas, residuos de animales, y forma la parte más activa del suelo (Bohn *et al.*, 1993). La materia orgánica (MO) tiene efecto favorable sobre las características físicas, químicas y biológicas del suelo. Suelos con alto contenido de materia orgánica muestran buena retención de agua, mejoran su estructura, favorece el crecimiento de las plantas y la calidad del ambiente (Tan, 2003). La pérdida de la materia orgánica, por el contrario, favorece altas tasas de erosión del suelo y reduce su fertilidad y productividad (Andrew *et al.*, 2004).

La mineralogía del suelo y la distribución del tamaño de partícula regulan la capacidad de un suelo para preservar la MO y controlar la agregación del suelo. El proceso de agregación es un medio para conservar y proteger la materia orgánica del suelo (MOS) que es un reservorio de nutrientes y energía para las plantas, que

en él se desarrollan, y para los microorganismos (Hassink, 1997). Suelos con alto contenido de arcilla pueden contener más carbono orgánico porque la presencia de finas partículas respaldan la protección de la materia orgánica debido a la formación de complejos órgano-minerales resistentes a la degradación microbiana (Müller y Höper, 2004).

Pastizales y suelos forestales pueden contener relativamente altas cantidades de MO en relación con los suelos arables (Carter *et al.*, 1998). En áreas no labradas la cantidad de materia orgánica aumenta o es retenida, mientras que en suelos pobremente drenados y climas fríos la MO decrece (Carter, 2002). Los suelos cultivados con labranza convencional tienen el más bajo contenido de materia orgánica y los niveles de nitrógeno más bajos como resultado de la pérdida de la cobertura vegetal y prácticas de cultivo aplicadas (Miralles *et al.*, 2009). La materia orgánica encapsulada en microcompartimentos es temporalmente protegida de la biodegradación, pero la labranza periódica causa ruptura de los agregados, exponiendo al ataque enzimático (Almendros, 2008).

El disturbio del suelo puede causar modificaciones significativas del hábitat edáfico, que afecta a la comunidad microbiana. Esto se ha demostrado en numerosos ejemplos donde la MOS y la biomasa declinan bajo el disturbio agrícola (Sparling, 1997). La pérdida de la materia orgánica favorece altas tasas de erosión del suelo y reduce su fertilidad y productividad (Andrews *et al.*, 2004).

La pérdida de MO es un evento que se ha encontrado asociado al cambio de uso del suelo. En un estudio realizado por Reyes *et al.* (2003), se identificó que al deforestar los suelos de un ecosistema dominado por mezquite (*Prosopis laevigata*), para ser empleado en la obtención de cultivos, la mayor parte del material orgánico fácilmente degradable del suelo se perdió como consecuencia de dos eventos: el laboreo del suelo y la remoción casi total de los residuos vegetales, para ser empleados como forrajes. Con el laboreo del suelo se provoca la ruptura de los agregados, esto propicia que el C y el N de fácil mineralización, localizados en zonas de reserva físicamente protegidas, sean accesibles a la degradación microbiana. Gregorich *et al.* (1997), señalaron que las partículas de materia orgánica son muy sensibles a los cambios en el uso del suelo.

Wang *et al.* (2004) comprobaron el impacto del cambio de uso del suelo y encontraron que después de varios años de cultivo, la cantidad de MOS disminuyó. Observaron, también, que en tierras de cultivo que son abandonadas hay pérdida de nutrientes y de MOS. Estos hallazgos adquieren especial relevancia si se considera que en los últimos 50 años, la presión del crecimiento de la población y el desarrollo económico de la región ha generado un incremento en el cambio del uso del suelo. En Tabasco el cambio de uso de suelo ha causado severos problemas de erosión y la disminución de la fertilidad del suelo; esta realidad se explica por cambios en la cubierta del suelo, que contribuyen significativamente a modificar la concentración del carbono orgánico del suelo (Geissen y Morales, 2006).

Prassad *et al.* (2006), investigaron las características microbianas y fisicoquímicas de suelos tropicales de bosque, pastizal y tierras dedicadas al cultivo, en India. El estudio reveló que el cambio de uso del suelo del bosque natural, después de 30-50 años, llevó a una reducción del 36 al 26 por ciento de C orgánico del suelo, del 35 al 26 por ciento de N total, del 44 al 33 por ciento de P total; la biomasa fúngica disminuyó del 66 al 44 por ciento y el C, N y P de la biomasa microbiana disminuyeron del 60 al 25 por ciento. El análisis comparativo de la actividad microbiana, en términos de respiración del suelo, reveló actividad máxima en el bosque y mínima en el suelo de cultivo. En vista de la importancia del componente microbiano en suelo, concluyeron que la conversión del suelo de bosque tropical a otros usos lleva a la pérdida de estabilidad biológica del suelo. En efecto, los microorganismos son responsables de la descomposición de la MO y de las transformaciones del nitrógeno y de otros minerales, que forman parte de la MO, a las formas químicas en que sean aprovechables por las plantas. Las prácticas de cultivo tienen un impacto significativo en las poblaciones y las actividades de los microorganismos del suelo (Roper y Gupta, 1995).

En un estudio realizado por Zhang y Horn (2001) observaron que la estabilidad de los agregados fue extremadamente alta en los suelos forestales comparados a suelos de cultivo, como el espacio poroso incrementa debido al cultivo mecánico, el intercambio de aire aumenta el oxígeno disponible para la descomposición microbiana de la materia orgánica. Este factor, junto con la erosión acelerada, reduce rápidamente la materia orgánica del suelo en la capa arable y disminuye la estabilidad de los agregados.

Shaoshan *et al.* (2010) concluyeron que el carbono orgánico y nitrógeno total fueron más altos en un suelo forestal comparado a suelos de cultivo. Se identificó una correlación positiva entre nitrógeno total y carbono orgánico y una relación positiva entre la estabilidad de los agregados y el carbono orgánico del suelo. Una alta relación carbono nitrógeno fue observada en la superficie de los suelos, indicativa de la relativa naturaleza compleja de la materia orgánica en los sitios forestales.

En un estudio realizado por García-Ruíz *et al.* (2008) al comparar prácticas de manejo orgánicas y convencionales, éstas no difirieron en su impacto sobre las propiedades fisicoquímicas básicas, el nitrógeno inorgánico disponible disminuyó en las granjas orgánicas. El potencial de nitrificación significativamente más alto en las granjas convencionales fue consistente con la aplicación subsecuente de amonio o urea como la principal fuente de fertilizante, y sugiere la presencia de una importante comunidad de bacterias autotróficas nitrificantes.

La disminución de materia orgánica en el suelo reduce su fertilidad y la disponibilidad de nutrientes, afecta negativamente la estructura del suelo e impide la infiltración del agua facilitando el arrastre del suelo lo que acelera su deterioro. En los suelos de cultivo se reduce el contenido de material orgánica lo que afecta negativamente la biomasa microbiana del suelo (Vásquez-Murrieta *et al.*, 2007).

La conversión de bosques a campos de cultivo altera las propiedades de los ecosistemas. La biomasa vegetal y la diversidad de especies son drásticamente

reducidas. El cultivo disminuye el nivel de actividad enzimática. Las enzimas son capaces de degradar carbono lábil como almidón y no son capaces de degradar material recalcitrante como la celulosa o lignina (Burke *et al.*, 2011). La descomposición de la materia orgánica ocurre en el nivel trófico más bajo y es crucial para las funciones del suelo ciclo de los nutrientes, mantenimiento de la estructura del suelo, regulación de la población biológica y crecimiento de las plantas. El contenido de materia orgánica del suelo predice mejor las mayores diferencias en la actividad enzimática del suelo y biomasa microbiana (Wallenius *et al.*, 2011).

2.5. Ciclos biogeoquímicos

La mineralización del carbono, del nitrógeno y del fósforo, es sólo una fracción de los procesos cíclicos de su transformación en la naturaleza, denominados ciclos biogeoquímicos, los cuales tienen lugar tanto en la atmósfera, como en la hidrosfera y en la litosfera, por medio de la actividad bioquímica que desarrollan los macro y los microorganismos. Estos ciclos se dan a escala global y afectan profundamente la geología y el ambiente de nuestro planeta (Atlas y Bartha, 2002).

Los microorganismos edáficos desempeñan un papel central en el flujo de materiales y energía a través del ecosistema (ciclos biogeoquímicos), en virtud de sus capacidades metabólicas para degradar la MOS. En los ciclos biogeoquímicos, se hacen disponibles los elementos básicos para la vida, como carbono, hidrógeno, oxígeno, nitrógeno, fósforo y azufre (Giri *et al.*, 2000); razón por la cual, la presencia y actividad de los microorganismos se considera esencial para el funcionamiento adecuado de todos los ecosistemas (Olembo, 1991). Todos los organismos vivos están involucrados en los ciclos biogeoquímicos de los materiales; pero los microorganismos, debido a su ubicuidad, su versatilidad metabólica y sus elevadas tasas de actividad enzimática, desempeñan el papel central en el conjunto de los ciclos biogeoquímicos (Joergensen y Brookes, 1989).

La diversidad microbiana, como su actividad en el ecosistema edáfico, parecen estar determinadas por la capacidad de los microorganismos para adaptarse a las condiciones ambientales; especialmente, a la composición química de los substratos lo que, actualmente, depende de la actividad del hombre, en gran manera (Paul y Clark, 1996).

2.5.1. Ciclo del carbono

El reservorio de carbono que se recicla más activamente es el CO₂ atmosférico. Las tasas naturales de reciclado del carbono en los océanos y en los continentes se aproximan al estado estacionario; es decir, las tasas de movimiento del carbono entre la atmósfera y entre los árboles o entre las algas y el carbono inorgánico disuelto de los océanos no cambian sensiblemente de una año para otro y tienden a equilibrarse entre sí (Hobbie y Melillo, 1984). Sin embargo, las actividades humanas han introducido cambios en el ciclo del carbono que son tan grandes como para poder medirlos. En la actualidad, el reciclado global del carbono es una mezcla del reciclado de las reservas naturales que están en estado estacionario, y del reciclado variable debido a la actividad humana (Figura 1).

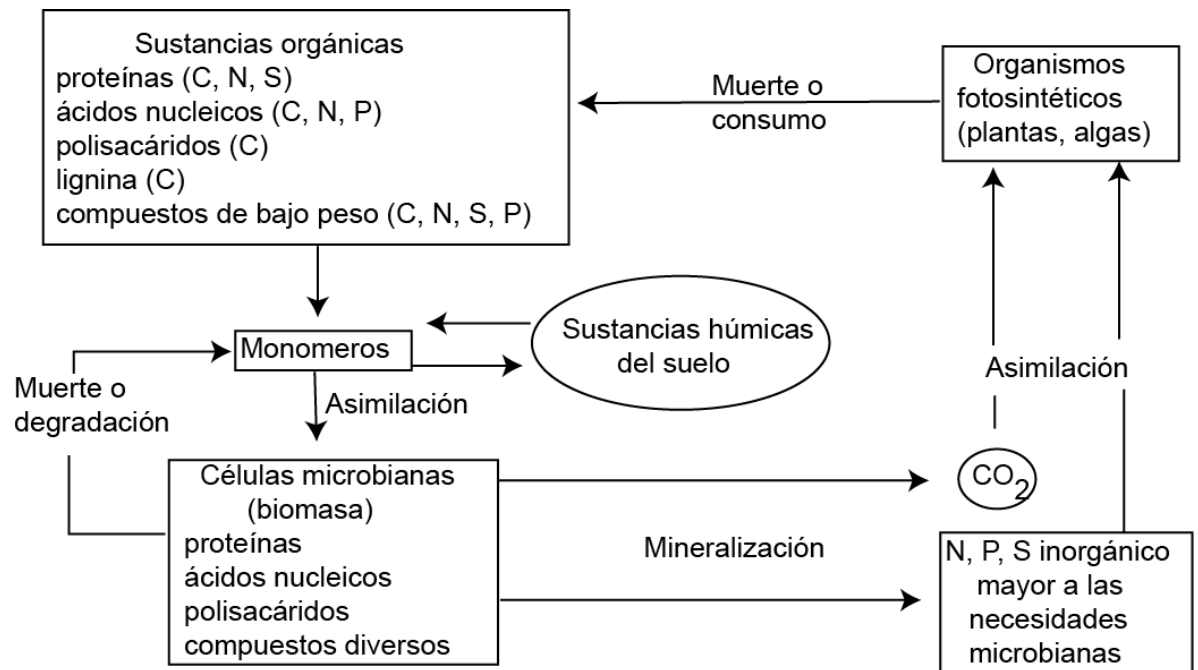


Figura 1. Compartimentos del ciclo global del carbono y sus interacciones entre ellos (Stevenson y Cole, 1999).

En el ciclo del carbono el suelo juega un papel primordial. El carbono orgánico (CO) del suelo puede ser muy vulnerable al cambio global del clima. En Inglaterra se realizó un estudio, durante 25 años, para monitorear los cambios del CO, en los primeros 15 cm del suelo, y las pérdidas que se detectaron fueron de alarmante magnitud; haciendo una extrapolación al reino Unido, se estimaron 13 millones de toneladas de carbono. Las pérdidas del CO del suelo ocurren cuando los ecosistemas naturales son cultivados, y al reducirse la proporción del CO, hay una pérdida de la fertilidad del suelo y se intensifica la degradación del suelo (Schulze y Freibauer, 2005).

La descomposición de los residuos de plantas y animales en el suelo constituye un proceso biológico básico en el que una parte del CO es recirculado a la atmósfera como dióxido de carbono, por los microorganismos; el remanente forma parte de la materia orgánica del suelo. Parte del humus nativo es mineralizado, parte es humus estable (Stevenson y Cole, 1999).

2.5.2. Ciclo del nitrógeno

La mayor parte de las ganancias del nitrógeno en el suelo son a través de los residuos de cosecha, abonos orgánicos de naturaleza animal, abonos verdes y fertilizantes nitrogenados (Figura 2).

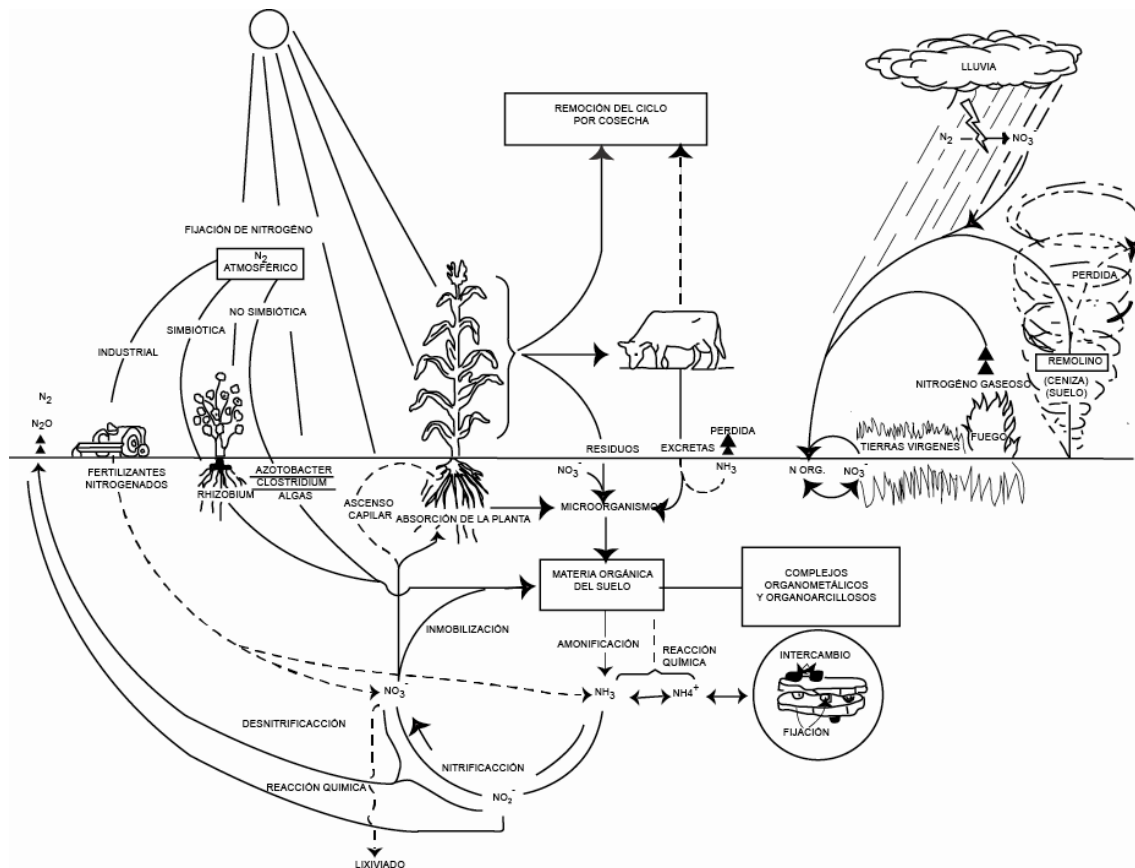


Figura 2. Ciclo del nitrógeno en el suelo (Stevenson y Cole, 1999).

2.6. Mineralización de los nutrientes

El término mineralización describe la degradación total y la transformación de un compuesto orgánico en sus constituyentes minerales, los cuales quedan a disposición de las plantas y de los microorganismos del suelo (Alexander, 1980). Los microorganismos actúan sobre la MOS produciendo en forma simultánea a). La descomposición biológica de las fracciones lábiles y b).la síntesis de complejos orgánicos estables, denominado humus (Figura 3). La dinámica de estos procesos

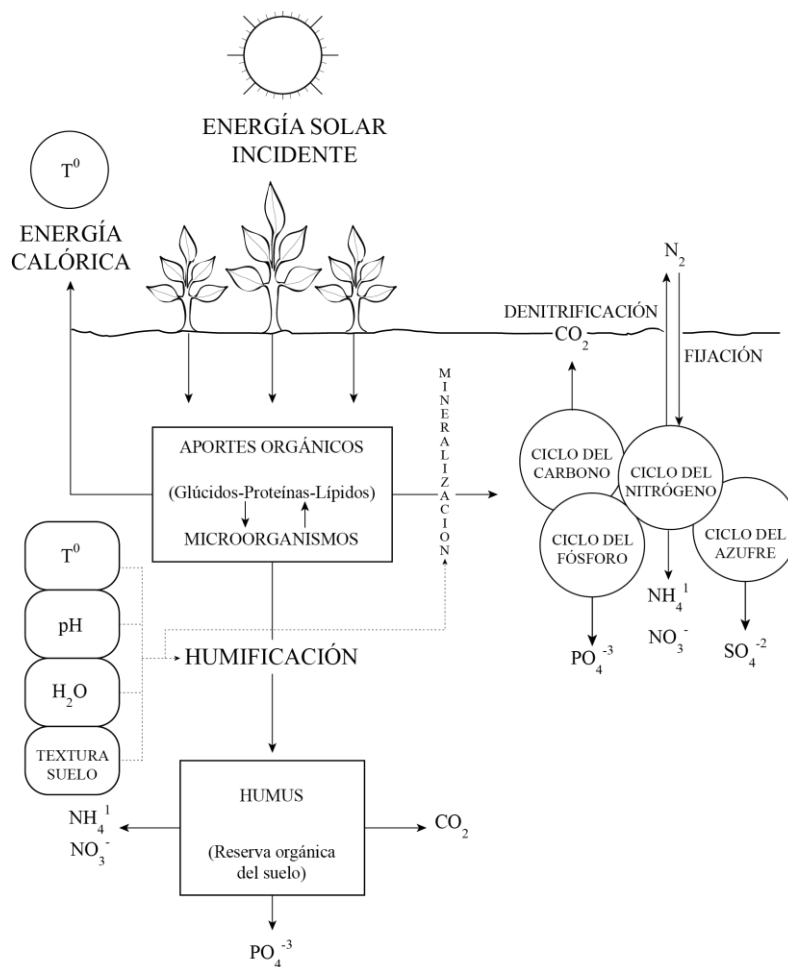


Figura 3. Interacciones entre las comunidades microbianas y los componentes del ecosistema suelo-planta (FAO, 1983).

2.7. Biomasa microbiana

La estimación de la calidad del suelo con base en las propiedades bioquímicas es limitada por la falta de estudios que consideren la variación simultánea de un amplio rango de propiedades bioquímicas, además de la amplia disparidad de los métodos analíticos que son utilizados (Dick, 1993). La estandarización de los métodos analíticos para evaluar las propiedades bioquímicas es difícil porque la validez de un método varía de un tipo de suelo a otro, el desarrollo de índices bioquímicos para medir la calidad del suelo, requiere la disponibilidad de datos obtenidos por los mismos métodos para un número significativo de suelos de características similares.

La biomasa microbiana es un factor clave en la dinámica de nutrientes del suelo es la responsable de la descomposición de la materia orgánica. Es un importante indicador de la fertilidad del suelo y su medida es esencial en estudios de la ecología del suelo y su comprensión es fundamental para el manejo sustentable del ambiente (Insam, 2001).

Los parámetros biológicos son los más adecuados para caracterizar las diferencias entre los diferentes sistemas del uso del suelo (Geissen *et al.*, 2006). La medida de la biomasa microbiana es utilizada porque puede ser aplicada a un rango de suelos y determinada relativamente fácil. El carbono biomasa es más sensible a cambiar que el carbono total y ha sido propuesto que puede señalar tempranamente cambios en la materia orgánica del suelo (Webster *et al.*, 2001).

2.8. Actividad enzimática

El suelo es hábitat de una gran variedad de microorganismos (Heritage *et al.*, 1999). Tanto la diversidad microbiana, como su actividad en el ecosistema edáfico, parecen estar determinadas por la capacidad de la microbiota para adaptarse a las condiciones ambientales; especialmente, a la composición química de los substratos lo cual depende de la actividad del hombre, en una alta proporción (Paul y Clark, 1996).

Estudiar la actividad de diversas enzimas involucradas en los ciclos del carbono, nitrógeno, fósforo y azufre pueden proveer información de la respuesta metabólica o funcional del suelo a cambios en las prácticas de manejo (Karlen *et al.*, 2003). García-Ruíz *et al.* (2008) observaron que la actividad de amidohidrolasas, glicosidasas, fosfatasas y arilsufatasas fue generalmente más grande en los no labrados en relación a labrados. Con respecto a su fertilidad (Clarholm, 1993; Olander y Vitousek, 2000 y Trasar *et al.*, 2008) concuerdan en que analizar las hidrolasas del suelo (deshidrogenasa, ureasa, proteasa, fosfatasa y β -glucosidasa) proveen una temprana indicación de cambios en la fertilidad de éste por relacionarse con la mineralización de importantes nutrientes, elementos como N, P y C, por otra parte la enzima fosfatasa, se inhibe por la fertilización con compuestos fosfatados. La actividad de la sulfatasa fue probablemente inhibida

por la adición de sulfato, como el fungicida Bordeaux mix, el cual contiene sulfato de cobre.

Trasar *et al.* (2008) investigaron el efecto del uso del suelo sobre diferentes propiedades bioquímicas entre ellas la actividad de algunas enzimas y concluyeron que el uso de este causa una gran reducción en el contenido de materia orgánica y que el efecto de la actividad de las enzimas varía dependiendo del tipo y uso así como el tipo de enzimas.

Las actividades de las enzimas del suelo han sido propuestas como indicadores tempranos de los cambios en su calidad, apropiados por su íntima relación con la biología del suelo, fácil medida y rápida respuesta a cambios en su manejo. La respuesta de la actividad de las enzimas a prácticas específicas de manejo del suelo ha sido usada para comparar sistemas agrícolas tales como orgánica versus convencional. García-Ruíz *et al.* (2008). compararon 18 pares de granjas con manejo orgánico y convencional. El manejo orgánico resultó en un incremento significativo en la actividad de las enzimas del suelo. La actividad de las enzimas fosfatasa alcalina, fosfatasa ácida, deshidrogenasa y β -glucosidasa fue significativamente más alta en las granjas con manejo orgánico que en las granjas con manejo convencional. En corto y mediano plazo después de las prácticas orgánicas la actividad de las enzimas relacionadas con el C, N, P y S aumenta. Su estudio demostró que el manejo orgánico de los suelos exhibió la más grande actividad biológica en comparación con el manejo convencional de los suelos

Burke *et al.* (2011), investigaron la relación entre la estructura de la comunidad de hongos, la química del suelo y la actividad enzimática, concluyeron que la actividad enzimática potencial es una medida útil del ciclo de nutrientes en los bosques, sus resultados indicaron que el ciclo de los nutrientes cambio entre junio y finales de agosto y estos cambios fueron asociados con cambios estacionales en las comunidades de hongos micorrízicos. Los cambios estacionales y en su función pueden deberse a la senescencia y descomposición de residuos de plantas herbáceas en el sitio de estudio.

Las actividades de las enzimas han sido utilizadas como indicadores del potencial del suelo para la biodegradación de moléculas orgánicas. Wallenius *et al.* (2011) en su estudio el cual cubrió un amplio rango de suelos forestales, pastizales y arables identificaron la materia orgánica del suelo como el factor más importante que afecta la actividad enzimática del suelo. El efecto del uso del suelo fue pronunciado en la actividad enzimática del suelo. La más alta actividad enzimática fue generalmente detectada en el forestal orgánico, mientras el mineral mostró actividad significativamente más baja con un patrón similar a otros suelos minerales, especialmente los campos cultivados.

2.9. Respiración microbiana

Varios métodos se han utilizado para determinar la actividad microbiana; uno de ellos, la respiración microbiana, evaluada como la liberación de CO₂ en el suelo que refleja la degradación catabólica bajo condiciones aerobias, permite conocer los procesos de mineralización y la cinética en la descomposición del carbono (Alef y Nannipieri, 1995). En efecto, el CO₂ es el producto de la mineralización de sustratos carbonosos por la fracción edáfica microbiana. La velocidad del proceso está determinada por características físicas y químicas del medio, tales como humedad, pH, aireación, temperatura y concentración de sustratos orgánicos (Alexander, 1980). Asimismo, la actividad respiratoria de los microorganismos puede ser usada para evaluar el efecto de cambios en el uso del suelo (Prasad *et al.*, 1994).

3. OBJETIVOS

Objetivo General

El objetivo de este estudio es la caracterización de suelos con diferentes usos (cultivados, forestales y reforestados) e identificar indicadores clave de la calidad del suelo en Andosoles de una zona templada, para integrarlos en un índice.

Objetivos específicos

- Reconocer las alteraciones de las propiedades físicas, químicas, y biológicas del suelo debidas a su cambio de uso.
- Identificar los indicadores más sensibles a cambios en la calidad del suelo.
- Formular un índice de la calidad del suelo, a partir de la integración de los indicadores seleccionados.

4. MATERIALES Y MÉTODO

4.1. Descripción del área de estudio

La zona de estudio se localiza en Calimaya geográficamente se ubica en los paralelos 99° 37' 02" de longitud oeste y en los 19° 10' 25" de latitud norte. El territorio ocupa un amplio plano inclinado, al oeste se encuentra la parte más alta, a los 4,578 msnm, que baja hasta el terreno plano de la parte oriental, a una altura de 2,600 msnm. El clima es templado subhúmedo con lluvias predominantes en verano (Cw₂). La temperatura media anual es de 14 °C. La temperatura del mes más cálido es inferior a 22 °C. La sequía abarca los meses de noviembre, diciembre, enero, febrero y marzo. Los meses de lluvia son de mayo a agosto, con precipitaciones máximas de 190 mm en el mes de julio. La precipitación anual es de 800 mm. Suelen presentarse heladas en los meses de noviembre a enero y ocasionalmente en mayo (heladas tardías) y en septiembre (heladas tempranas). El sistema montañoso está conformado por el Nevado de Toluca, por el monte de Tepemaxalco (compuesto de dos cumbres similares), al que popularmente se le conoce como el Cerro de los Cuates y por el Cerro de Putla.

El suelo es un Andosol (INEGI, 1982), con diferentes usos: forestal, agrícola y pastizal (GEM, 2007). En las faldas del Nevado de Toluca, que es la zona boscosa del municipio, se encuentran coníferas principalmente: oyamel, encino y pino. El uso principal de estos suelos es la agricultura y la actividad forestal. La mayor parte de la superficie se siembra con maíz, pero también se aprecian

cultivos de papa, zanahoria, chícharo, haba, lechuga y algunas flores. Los lugares en los que se cuenta con riego se realiza siembra de dos cultivos, una hortaliza de ciclo corto que les da oportunidad de sembrar flores para la temporada de día de muertos.

En esta zona, la labranza se efectúa fundamentalmente con tractores, desde la preparación del suelo, aplicación de fertilizantes, herbicidas y algunos otros agroquímicos. Sólo algunos pequeños productores hacen uso del tiro animal. La incorporación de los residuos de cosecha es una práctica habitual, además suelen incorporar gallinaza, paja que ha sido utilizada como sustrato para el cultivo de champiñones, y olotes de maíz (GEM, 2007). En el caso del cultivo de hortalizas como la zanahoria cuando no es rentable cosechar omiten esta actividad e integran el cultivo al terreno de cultivo. La vegetación nativa que se puede observar son: jara, magueyes, pasto, yuca, capulines, zacatón y encino (GEM, 2007).

4.2. Muestreo

Se realizaron tres muestreos: el primero en febrero, el segundo en junio del año 2011 y el tercero en marzo de 2012. Las muestras de suelo fueron colectadas en Calimaya (zona centro de México) tomadas en el horizonte Ap (0-15 cm) con diferente uso: (i) forestal, (ii) reforestado, (iii) cultivado con maíz, (iv) cultivado con avena y (v) cultivado con papa. Los bajo cultivo fueron muestreados por el método

sistemático, en el forestal y reforestado se identificaron cinco árboles con altura y grosor del tronco semejantes, que no estuvieran alejados entre sí más de 100 m; con una pala recta se tomaron las submuestras.

Las muestras compuestas fueron transportadas al Laboratorio de Edafología y Ambiente de la Facultad de Ciencias de la Universidad Autónoma del Estado de México para los análisis generales una porción de cada muestra fue secada a la sombra a temperatura ambiente, tamizadas a una malla 2 mm se almacenaron en bolsas de plástico bajo condiciones ambientales. El contenido de humedad del resto de la muestra fue determinada y la muestra fue guardada a 4 °C hasta que los análisis bioquímicos fueron realizados, en todos los casos dentro de los primeros 15 días posteriores al muestreo.

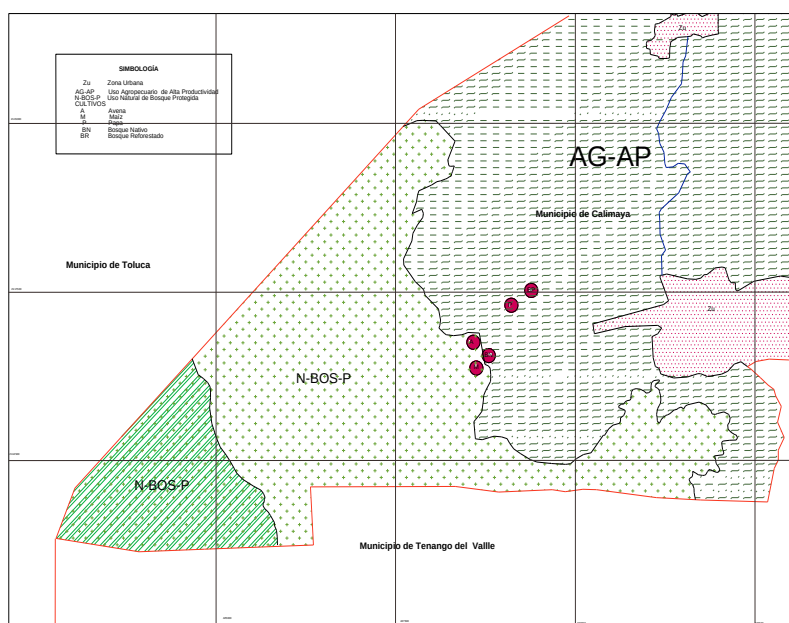


Figura 4. Sitios de muestreo en el municipio de Calimaya, México.

4.3. Caracterización de los suelos muestreados

4.3.1. Propiedades físicas

- Textura: Por el procedimiento de Bouyoucos, a través del método AS-09.
- Densidad aparente: Método de la probeta
- Capacidad de retención de agua: (Forster, 1995)

4.3.2. Propiedades químicas

- El grado de acidez (pH) se determinó por suspensión en agua en proporción 1:2.5 (suelo/agua) (McLean, 1982).
- Contenido de materia orgánica: A través del método AS-07, de (Walkley y Black, 1947).
- Capacidad de intercambio catiónico: (AS-12) Método de acetato de amonio (Chapman, 1965).
- Nitrógeno total: Método Kjeldahl digestión-destilación (Bremner, 1996).
- Carbono total: Dividiendo la concentración de MO por 1.724 (Walkley y Black, 1947).
- La conductividad eléctrica usando un conductímetro: NOM -021- RECNAT 2000

La evaluación del suelo se efectuó siguiendo la NOM -021- RECNAT 2000 (Diario Oficial de la Federación, 2001).

4.4. Determinación de la respiración basal

La respiración del suelo se utiliza como un indicador de la tasa de mineralización de la materia orgánica presente en el suelo. El C potencialmente mineralizable puede determinarse considerando el desarrollo de CO₂ bajo condiciones específicas. La respiración microbiana fue determinada con el procedimiento propuesto por (Jaggi, 1976; Aoyama y Nagumo, 1997) la producción de CO₂ se midió durante 32 días de incubación estática a 25 °C. Se utilizaron frascos de vidrio con 25 g de suelo al 40 % de CRA para adsorber el CO₂ se utilizó NaOH 1 N. Después de la incubación el CO₂ combinado se precipita como BaCO₃ adicionando BaCl₂. El NaOH sobrante se titula con HCl. La cantidad de C-CO₂ producido se obtuvo con la diferencia entre el valor de la titulación del blanco y el de cada muestra; los resultados se obtuvieron en mg C-CO₂ kg⁻¹ de suelo seco (Alef y Nannipieri, 1995).

4.5. Determinación del carbono biomasa microbiana (CBM)

El carbono biomasa microbiana (CBM) se cuantificó según el método de fumigación-extracción de Vance *et al.* (1987). La biomasa microbiana (CBM) se determinó en los extractos (Jenkinson y Powlson, 1976) fumigados según el método propuesto por Mueller *et al.* (1992) y Joergensen (1995), y no fumigados.

La diferencia entre las concentraciones de C orgánico cuantificados en los extractos de un mismo suelo, fumigado y no fumigado, multiplicada por 2.64 (Vance *et al.*, 1987) permitió calcular el CBM.

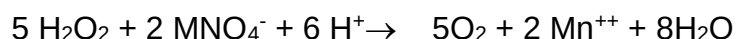
4.6. Actividad enzimática

4.6.1. Determinación de la actividad catalasa

Método de Johnson y Temple (1964): El procedimiento para que tenga lugar la reacción enzimática se basa en la adición de una determinada cantidad de H₂O₂ al suelo y en la incubación de la mezcla a 20 °C durante un periodo de tiempo determinado en el que actúa la enzima, provocando la descomposición del H₂O₂ y O₂ según la siguiente reacción:



Posteriormente el H₂O₂ residual esto es el peróxido de hidrógeno que permanece inalterado después de que tuvo lugar la reacción enzimática, se cuantifica mediante una valoración con permanganato potásico, la cual se basa en que el peróxido de hidrógeno en solución ácida reduce el permanganato con formación de oxígeno, según la siguiente reacción:



4.6.2. Determinación de la actividad fosfatasa ácida

Método de Tabatabai y Bremner (1969): El método se basa en la determinación espectrofotométrica del p-nitrofenol liberado cuando el suelo es incubado a 37 °C durante una hora con una disolución tamponada (pH 0.5 para la fosfomonoesterasa ácida y el pH 11 para la alcalina) de p-nitrofenilfosfato. El método colorimétrico para cuantificar el p-nitrofenol liberado se basa en el hecho de que las disoluciones alcalinas de este compuesto tienen color amarillo (en medio ácido pH<5.0 son incoloras).

4.6.3. Determinación de la actividad ureasa

Método de Tabatabai y Bremner, 1969: El método se basa en la determinación del amonio liberado después de la incubación de las muestras de suelo con la solución de urea por 2 horas a 37 °C.

4.7. Nitrógeno inorgánico

La concentración de N inorgánico se midió al inicio del ensayo y al final de 33 días de incubación de acuerdo con el procedimiento descrito por Bremner (1965). Para determinar la mineralización de nitrógeno se cuantificó el nitrógeno mineral ($\text{NH}_4^+ + \text{NO}_3^-$) en el extracto del suelo de cada muestra. Los resultados se expresaron en $\text{N-(NH}_4^+ + \text{NO}_3^-)$ mg kg⁻¹ de suelo seco

4.8. $q\text{CO}_2$

El cociente metabólico fue calculado como el ratio de la respiración basal y el carbono biomasa microbiana (Anderson y Domsch, 1990)

4.9. Análisis estadístico

Se realizó un análisis multivariado para analizar las relaciones entre las variables estudiadas y los cambios causados por las prácticas de manejo inherentes al cambio de uso de suelo. Las relaciones entre las diferentes propiedades del suelo se analizaron mediante el análisis de componentes principales (ACP). El número de componentes se determinó siguiendo el criterio de Kaiser. Una matriz de correlaciones de las variables altamente ponderadas en los diferentes PCs se efectuó por separado. Se asumió que las variables que tienen la suma de correlación más alta, son representativos del grupo. Se realizó un análisis de regresión múltiple utilizando valores de los componentes del conjunto de datos mínimos. El análisis se llevó a cabo utilizando el software Statgraphics 5.1.

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Características fisicoquímicas de los suelos

En el cuadro 2 se muestra la distribución del tamaño de partículas los intervalos porcentuales encontrados fueron 54.88-68.24 para arena, 19.0-34.36 para limo y 10.76-15.94 para arcilla. Los resultados indican la persistencia de la textura en la región. Estos resultados coinciden con la tendencia observada por Geissen y Morales (2006), quienes identificaron la misma textura en tres sistemas de uso de suelo y sugieren que ésta propiedad física no es modificada por su diferente uso.

Cuadro 2. Distribución del tamaño de partículas en suelos con diferente uso (Calimaya, México).

Suelo	Arena	Limo %	Arcilla	Clasificación textural
Maíz	68.2	19.0	12.8	Franco arenoso
Avena	61.2	27.0	11.7	Franco arenoso
Papa	62.7	24.5	12.7	Franco arenoso
Forestal	54.9	34.4	10.8	Franco
Reforestado	59.2	24.8	15.9	Franco arenoso

En el cuadro 3 se observa que la capacidad para retener agua (CRA) fluctuó entre 38 y 55 %, el suelo forestal (F) presentó los valores más altos de CRA en relación a los valores de los suelos reforestado y bajo cultivo. El suelo forestal puede retener más agua que los otros estudiados, mientras la diferencia de la capacidad de retención de agua se puede atribuir al decremento en el contenido de materia orgánica del suelo (Yimer *et al.*, 2008), proceso que está asociado a prácticas de cultivo, como el barbecho, como se aprecia en el (Cuadro

3) la MO en el forestal es mayor a la encontrada en los otros, lo que se afecta y se tiene una menor capacidad para retener agua (Gupta *et al.*, 1994).

El incremento de la CRA en el suelo cultivado con maíz en el tercer muestreo coincide también con el aumento en el contenido de MO en dicho suelo que incidió en la disminución de la Dap. Por otra parte la Dap depende de las condiciones del suelo en el tiempo de muestreo, cambios en el contenido de agua y patrones de tráfico. En el caso del suelo cultivado con papa la CRA fue similar, y la disminución de la MO y la Dap no influyeron la CRA. Los suelos cultivados con maíz y avena presentaron los valores más altos Dap en los tres muestreos, así como una disminución del carbono orgánico que es una de las principales causas de los valores bajos de la densidad aparente, los cambios en esta propiedad física afectan la condición superficial del suelo provocando un incremento en los procesos de erosión, con la consiguiente pérdida de espesor del horizonte superficial. En el forestal la densidad aparente es menor lo anterior puede deberse al mayor contenido de materia orgánica que permite una mayor porosidad, lo cual favorece el ambiente para el desarrollo de la raíz (Castellanos *et al.*, 2000).

Las características químicas de los suelos estudiados para el muestreo de febrero 2011 se observa que el valor de pH del suelo forestal y reforestado fue moderadamente ácido mientras que en los suelos bajo cultivo el pH fue fuertemente ácido. La acidificación asociada al cambio de uso del suelo puede atribuirse, de acuerdo con Fisher y Newton (2002), a la aplicación de fertilizantes con nitrógeno, lo que coincide con los valores de pH encontrados debido a que en

la zona utilizan estos fertilizantes a gran escala. El valor de pH de las muestras recogidas en junio 2011 cuando ya se había establecido el cultivo de maíz, es moderadamente ácido, en esta época del año el cultivo establecido absorbe nitrógeno en forma de nitratos. De acuerdo con los valores de la conductividad eléctrica los suelos pueden clasificarse como no salinos, ya que son menores a 1.0 (SEMARNAT, 2002).

En el cuadro 3 puede apreciarse que el suelo forestal presenta el mayor contenido de materia orgánica y el valor menor se detectó en los suelos cultivados con maíz. En este sentido en el primer muestreo la cantidad de materia orgánica en el suelo forestal es 2.9 veces la cantidad de materia orgánica de los suelos cultivados con maíz. Reyes *et al.* (2003) señalaron que la pérdida de materia orgánica es un evento asociado al cambio de uso del suelo pues (i) El laboreo del suelo al romper los agregados, ocasiona que el C y el N de fácil mineralización, localizados en reservas físicamente protegidas, sean accesibles a la degradación microbiana (Kristensen *et al.*, 2000), además (ii) La remoción casi total de los residuos vegetales, para ser empleados como forrajes o combustibles, da lugar a una notable disminución de la cantidad de materia orgánica carbonosa que se incorpora al suelo (Lal, 2000).

A estos factores se suman otros cambios sobre el contenido de la materia orgánica del suelo provocado por prácticas agronómicas como: tipo de cultivo, rotaciones y manejo de residuos; la incorporación de fertilizantes minerales para compensar la pérdida de fertilidad, la interrupción periódica de la estructura del

suelo por actividades como el barbecho que acelera la oxidación de la materia orgánica causan la transformación continua del suelo. Bajo una perspectiva ambiental, los datos obtenidos señalan que el cambio de uso de los suelos de forestal a agrícola ha provocado que se pierda más del 55% del C secuestrado en los suelos forestales (Cuadro 3), lo cual es superior a los datos reportados por Heat *et al.*, (2003), en suelos de bosque de Estados Unidos.

Cuadro 3. Valores promedio de las características físicas y químicas de suelos con diferente uso

	CRA %	Dap (gcm ⁻³)	pH (H ₂ O)	MO	Nt	CE dSm ⁻¹
2011						
Maíz	38 ± 0.90	1.05 ± 0.03	4.2 ± 0.05	5.83 ± 0.51	0.28 ± 0.00	0.57 ± 0.01
Avena	43 ± 0.58	0.93 ± 0.03	4.5 ± 0.05	8.18 ± 0.39	0.34 ± 0.00	0.42 ± 0.01
Papa	40 ± 0.12	1.00 ± 0.03	4.7 ± 0.05	8.12 ± 0.39	0.34 ± 0.00	0.19 ± 0.00
Forestal	55 ± 0.29	0.68 ± 0.02	5.2 ± 0.06	17.15 ± 0.67	0.84 ± 0.00	0.13 ± 0.02
Reforestado	48 ± 0.52	0.80 ± 0.05	5.3 ± 0.08	7.62 ± 0.51	0.34 ± 0.00	0.14 ± 0.00
2011						
Maíz	37 ± 0.22	1.21 ± 0.05	5.3 ± 0.04	4.03 ± 0.34	0.11 ± 0.00	0.26 ± 0.01
Avena	42 ± 0.31	1.00 ± 0.02	5.5 ± 0.01	6.50 ± 0.19	0.28 ± 0.00	0.18 ± 0.02
Papa	38 ± 0.07	0.87 ± 0.01	5.6 ± 0.01	7.40 ± 0.00	0.34 ± 0.00	0.15 ± 0.01
Forestal	54 ± 0.21	0.67 ± 0.02	5.6 ± 0.08	12.55 ± 0.51	0.84 ± 0.00	0.30 ± 0.00
Reforestado	47 ± 0.38	0.77 ± 0.01	5.5 ± 0.08	6.72 ± 0.89	0.30 ± 0.03	0.11 ± 0.01
2012						
Maíz	39 ± 0.21	0.88 ± 0.02	5.4 ± 0.02	5.49 ± 0.48	0.36 ± 0.06	0.24 ± 0.01
Avena	38 ± 0.65	0.96 ± 0.01	5.5 ± 0.01	7.28 ± 0.51	0.29 ± 0.03	0.28 ± 0.01
Papa	40 ± 0.44	0.87 ± 0.02	5.2 ± 0.04	7.17 ± 0.19	0.33 ± 0.00	0.20 ± 0.00
Forestal	51 ± 0.66	0.56 ± 0.01	5.9 ± 0.04	21.18 ± 0.67	1.06 ± 0.03	0.15 ± 0.00
Reforestado	45 ± 0.52	0.77 ± 0.03	5.6 ± 0.01	8.52 ± 0.48	0.34 ± 0.02	0.12 ± 0.01

MO: materia orgánica; Nt: nitrógeno total; CE: conductividad eléctrica; Dap: densidad aparente; CRA: capacidad de retención de agua. Valores (medias ± desviación estándar, n = 3)

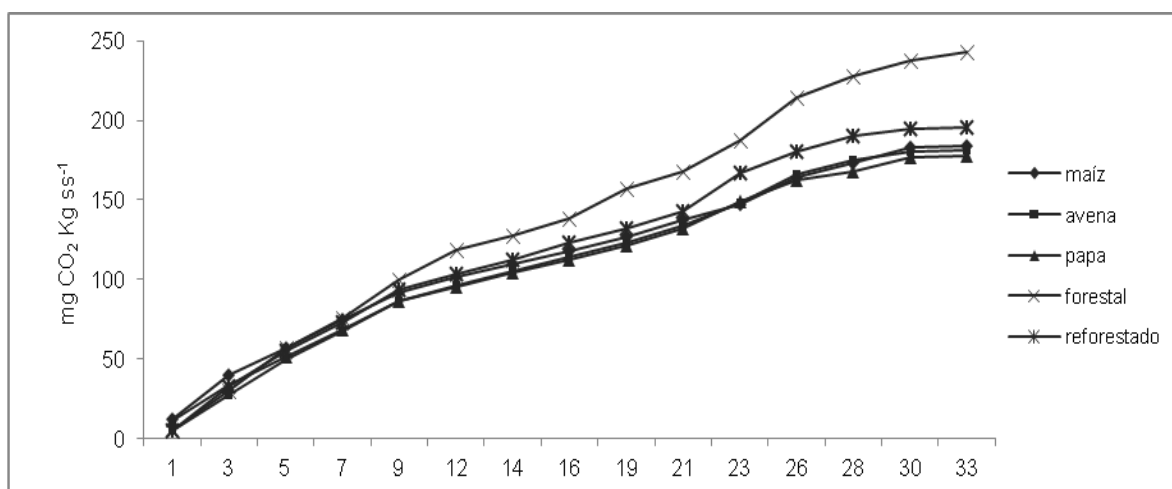
El contenido promedio de nitrógeno total (Nt) se encontró medio en el suelo forestal y bajo en los suelos de cultivo (Gráfica 1). La remoción de las plantas que en ellos se cultivan disminuye la concentración de N en el suelo, además las prácticas de cultivo favorecen la salida del N del sistema edáfico. La pérdida de N puede atribuirse tanto a la extracción mediante los cultivos, como a la mineralización, del N activo y/o del N almacenado, que estimula la aireación del suelo en el barbecho (Pulleman *et al.*, 2000; Poudel *et al.*, 2001), y a los procesos de lixiviación y/o erosión. El Nt aumentó en el suelo forestal y reforestado debido al aporte de residuos de las especies vegetales establecidas. En el mes de junio el cultivo de maíz se encuentra en la etapa de desarrollo vegetativo por lo que sus requerimientos nutricionales son mayores y esta puede ser la causa de que el contenido de Nt en el cultivo de maíz disminuye. Las variaciones de Nt encontradas se explican por los diferentes flujos de entradas y salidas de N con cada manejo agronómico.

5.2. Respiración del suelo

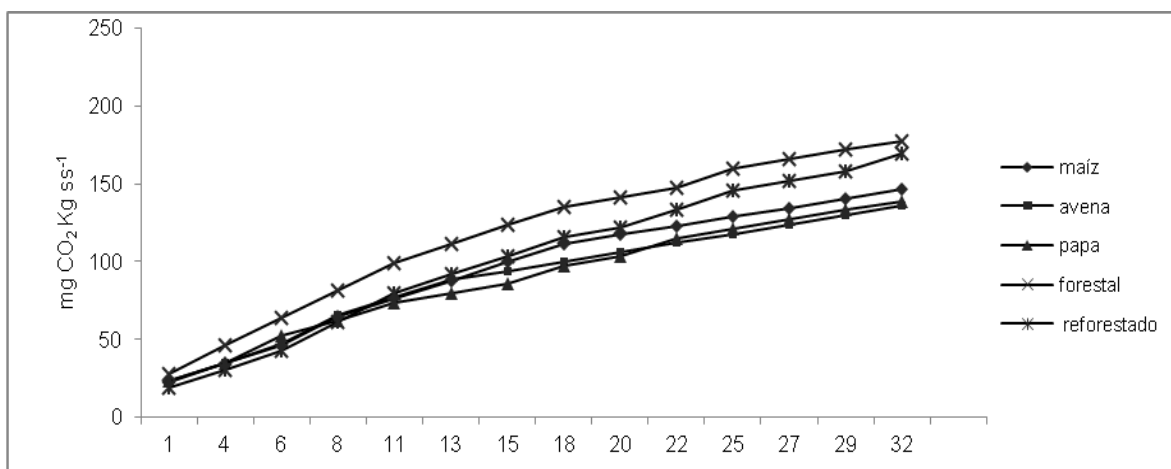
A lo largo de los 33 días de incubación la mayor cantidad de CO₂ liberado se observó en los tres muestreos (Gráfica 2, 3 y 4) en suelos forestal y reforestado sitios menos perturbados donde existe una mayor concentración de carbono orgánico lo que coincide con lo observado por Báez *et al.* (2006) quienes estudiaron la emisión de CO₂ en sustratos volcánicos y registraron los mayores valores de la emisión de CO₂ en suelos forestales y de pastizal natural. En el primer y segundo muestreo la menor emisión de CO₂ se detectó en los suelos

cultivados con papa (Gráfica 1 y 2) mientras que en el tercer muestreo la menor emisión de CO₂ se detectó en los suelos cultivados con maíz (Gráfica 3).

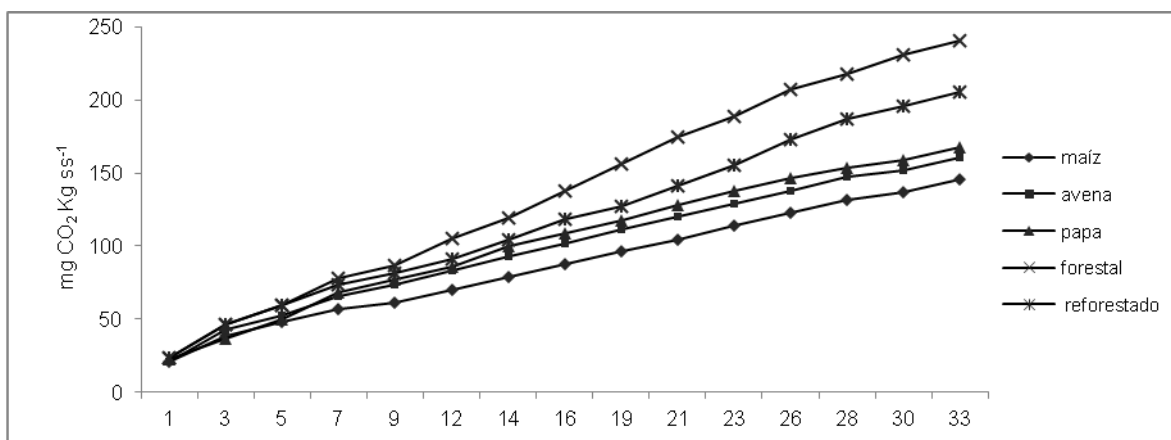
La liberación menor de C-CO₂ observada en los suelos bajo cultivo parece confirmar la baja concentración de MO (Cuadro 3). Los resultados sugieren que el proceso de mineralización de C es muy dependiente de la fracción lábil de C (Reichstein *et al.*, 2000) misma que habrá disminuido notablemente en los suelos de cultivo después de 40 años de cultivo. La pérdida de MO es un evento asociado al cambio de uso del suelo introducido por la exportación de residuos de las cosechas, la incorporación de fertilizantes minerales y enmiendas orgánicas para compensar la pérdida de fertilidad del suelo, la disrupción periódica de la estructura del suelo a consecuencia de las prácticas de laboreo que aceleran la oxidación de la MO.



Gráfica 1. Liberación de CO₂, durante 33 días de incubación, en suelos con diferente uso, de Calimaya (primer muestreo).



Gráfica 2. Liberación de CO₂, durante 33 días de incubación, en suelos con diferente uso, de Calimaya (segundo muestreo).



Gráfica 3. Liberación de CO₂, durante 33 días de incubación, en suelos con diferente uso, de Calimaya (tercer muestreo).

5.3. Carbono biomasa microbiana

La proporción de carbono biomasa microbiana (CBM) es mayor en los suelos forestal y reforestado con respecto a los otros usos. Esto puede ser efecto de sus mejores condiciones físicas, lo que genera una mayor retención de

humedad y por ende se dispone de una mayor cantidad de sustratos carbonados. El menor valor de CBM se cuantificó en el cultivado con maíz (Cuadro 4). Smith y Conen (2004) sostienen que las poblaciones microbianas y su actividad son mayores en suelos no labrados que en suelos bajo agricultura convencional. La concentración menor de CBM en los suelos de cultivo puede atribuirse a un decremento en la disponibilidad de C y N en la MO del suelo. Al respecto Vásquez-Murrieta *et al.* (2007) señalaron que el cultivo continuo disminuye rápidamente el contenido de MO se reduce la fertilidad del suelo y disponibilidad de los nutrientes esto afecta adversamente el contenido de biomasa del suelo.

La disminución de C y N mineralizables se presenta como consecuencia de la oxidación que se favorece por la remoción continua del suelo ya que con ella se provoca la fragmentación de los residuos y la ruptura de los agregados (Buchanan y King, 1992). Siendo el maíz el que más degrada al suelo, tiene menor CBM, lo que coincide con menor valor de pH y porcentaje de humedad.

Cuadro 4. Valores promedio de la concentración de carbono biomasa microbiana (CBM) en suelos con diferente uso (Calimaya, México).

Suelo	CBM (mg C Kg ss ⁻¹)
Febrero 2011	
Maíz	288 ± 69
Avena	472 ± 34
Papa	348 ± 85
Forestal	577 ± 36
Reforestado	633 ± 45
Junio 2011	
Maíz	111 ± 19
Avena	124 ± 19
Papa	101 ± 00
Forestal	354 ± 20
Reforestado	182 ± 20
Marzo 2012	
Maíz	223 ± 23
Avena	308 ± 45
Papa	278 ± 23
Forestal	559 ± 70
Reforestado	456 ± 69

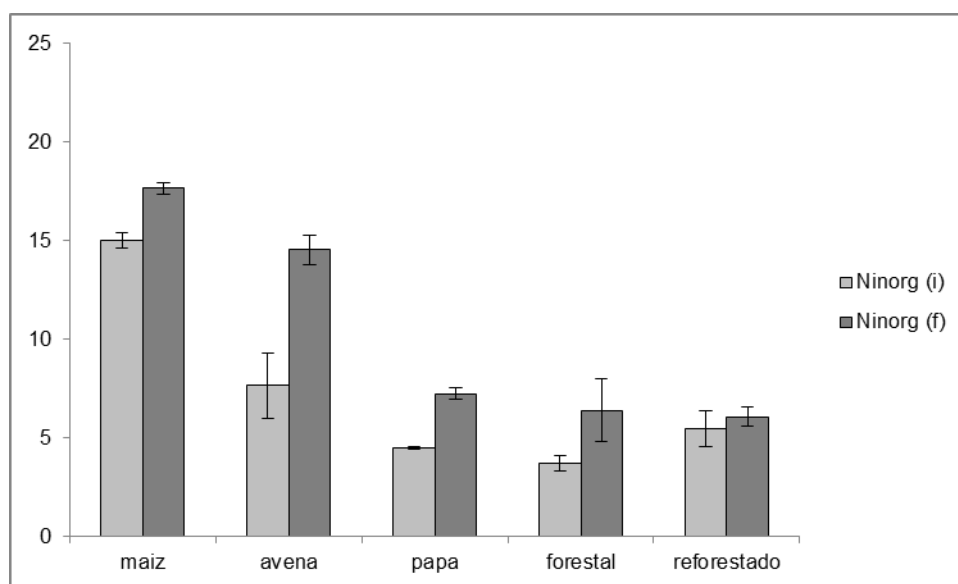
Valores (medias ± desviación estándar, n = 3)

5.4. Dinámica de la mineralización de nitrógeno (NH₄⁺+NO₃⁻)

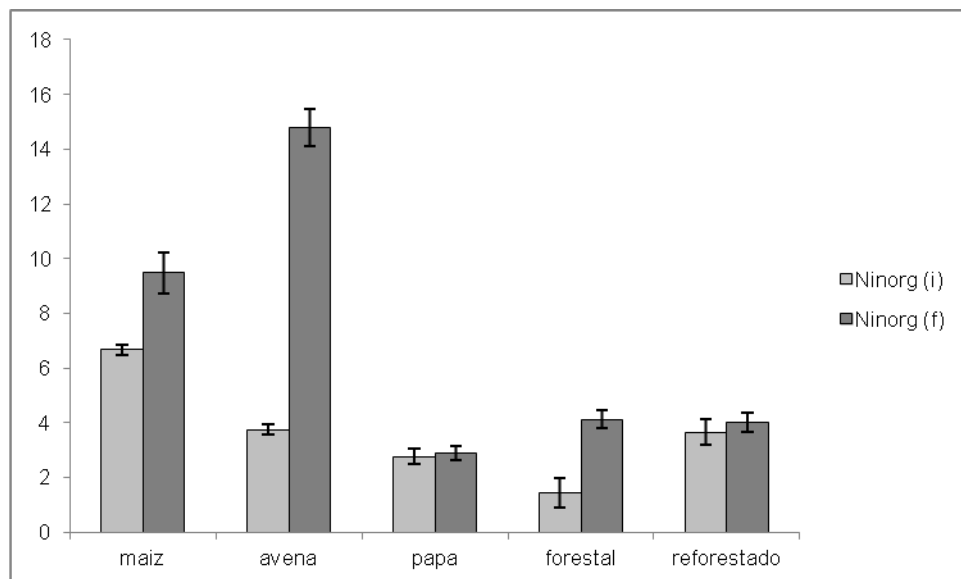
En los tres muestreos (Gráfica 4, 5 y 6) la concentración de N inorgánico (N_{inorg.}), medida como la suma de N-NO₃⁻ y N-NH₄⁺, fue mayor en los suelos cultivados con maíz y avena. La baja disponibilidad de N fácilmente degradable en los suelos cultivados con maíz, se debe a las prácticas de cultivo y a la escasa incorporación de material vegetal (Lal, 2000), en cuanto favorecen la pérdida del N físicamente protegido y limitan los aportes de N (Kristensen *et al.*, 2000).

La adición de fertilizantes nitrogenados incrementa la mineralización del N (Martikainen, 1984; Priha y Smolander, 1995) en forma inversamente proporcional a la degradación de los suelos (Sánchez *et al.*, 2002). Högberg (1997) y Deenik (2006) coinciden en aseverar que la degradación de los suelos, asociada al

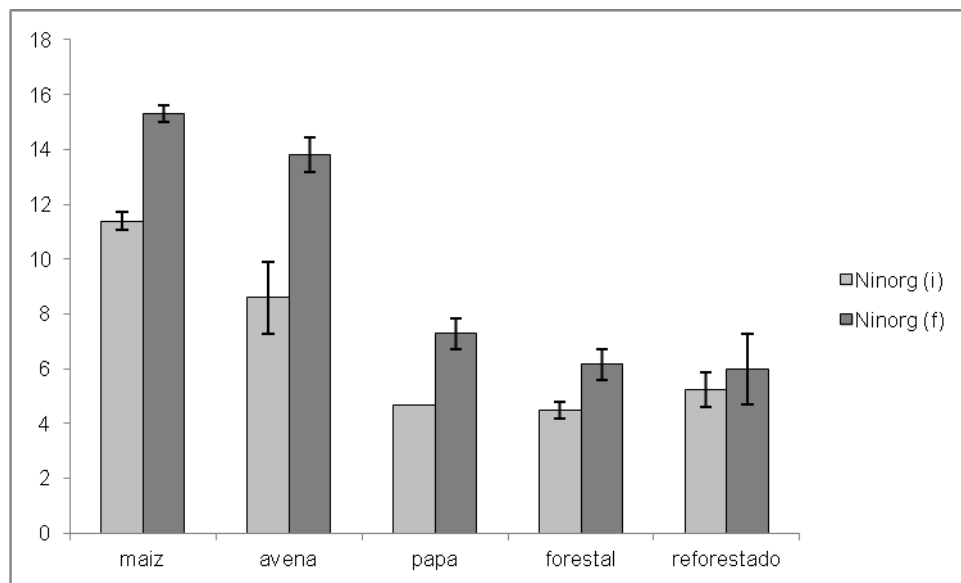
cambio de su uso, modifica drásticamente la dinámica del nitrógeno en suelos forestales. La concentración de N inorgánico es menor en los suelos forestales y reforestados lo que indica que las poblaciones nitrificantes en los suelos forestales están disminuidas, ya sea en su diversidad o en su tamaño. Esta concentración también podría atribuirse a una pobre calidad de la MO disponible.



Gráfica 4. Dinámica de la mineralización de nitrógeno ($\text{NH}_4^+ + \text{NO}_3^-$) en suelos con diferente uso (primer muestreo).



Gráfica 5. Dinámica de la mineralización de nitrógeno ($\text{NH}_4^+ + \text{NO}_3^-$) en suelos con diferente uso (segundo muestreo).



Gráfica 6. Dinámica de la mineralización de nitrógeno ($\text{NH}_4^+ + \text{NO}_3^-$) en suelos con diferente uso (tercer muestreo).

5.5. Actividad enzimática

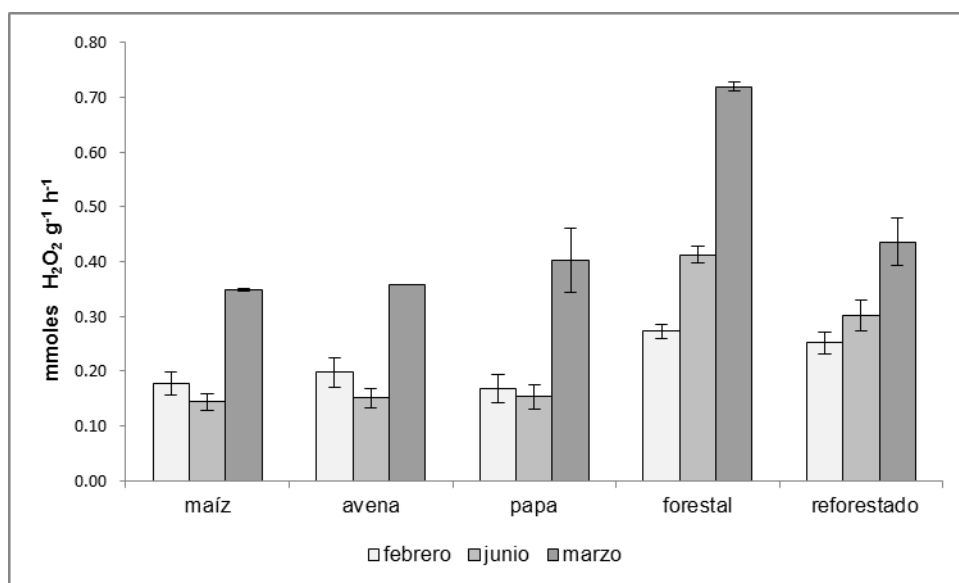
5.5.1. Catalasa

Las enzimas influyen fuertemente en procesos de degradación en el suelo y cambios en el contenido de materia orgánica, pero como Nannipieri *et al.* (1995) sugieren, sería difícil tomar una sola actividad como representativa del estado biológico general de un suelo debido a la gran especificidad de las enzimas individuales para sustratos particulares. La medición simultánea de varias actividades enzimáticas podría ser útil como un indicador de la bioactividad y la fertilidad bioquímica de un suelo.

La catalasa se considera un indicador de la actividad de los microorganismos aerobios. En la gráfica 7 se aprecia que la mayor actividad de la catalasa se detectó en el suelo forestal éste presentó el mayor contenido de materia orgánica (Cuadro 3). García y Hernández (1997) señalaron que la actividad de la catalasa se relaciona con la fertilidad del suelo. Los residuos orgánicos incrementan la actividad enzimática debido a la adición directa de microorganismos y enzimas al suelo o indirectamente por la adición de sustratos disponibles para los microorganismos que aumentan su actividad (Benítez *et al.*, 2005).

En los tres muestreos la actividad de catalasa fue menor en los suelos cultivados donde remoción total de los residuos de cosecha disminuyen el contenido de materia orgánica de éstos. La actividad de ésta disminuye por

prácticas agrícolas como el monocultivo sostenido por largos períodos de tiempo. En el segundo muestreo la actividad catalasa disminuyó en los suelos cultivados por efecto de las lluvias que causaron la anegación del suelo; mientras en los suelos forestal y reforestado sus características físicas permiten el drenaje del agua.



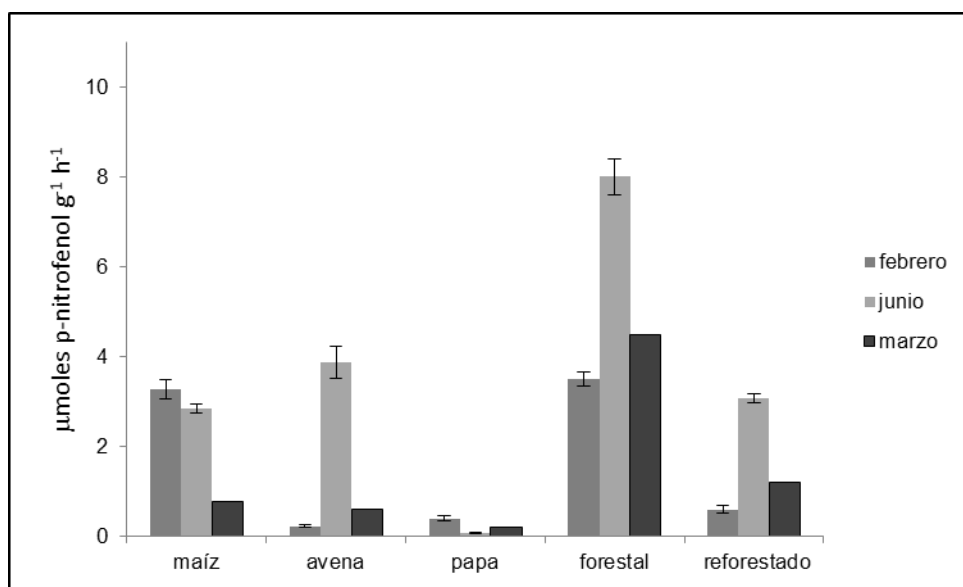
Gráfica 7. Actividad de catalasa, en suelos con diferente uso (Calimaya, México).

5.5.2. Fosfatasa

La mayor actividad de la fosfatasa se detectó en el suelo forestal en el segundo muestreo lo que puede atribuirse al continuo aporte de materia orgánica proveniente de la hojarasca de los árboles establecidos en este sitio al respecto Purakayastha *et al.*, (2006) señalan que la aplicación de materia orgánica aumenta la actividad de las fosfatasas al estimular la biomasa microbiana y la secreción de las raíces. La menor actividad de la fosfatasa se detectó en el suelo cultivado con

papa (Gráfica 8) donde se realiza la aplicación de 190 unidades de fertilizante fosfatado en la siembra, el suministro de P inorgánico suprime la actividad de la fosfatasa.

Olander y Vitousek (2000) indican que esta actividad enzimática disminuye si en el suelo hay una mayor disponibilidad de P, además esta enzima es influenciada por la fisiología de la planta (Cruz-Flores *et al.*, 2011). A excepción del suelo cultivado con papa o maíz la fosfatasa ácida presentó mayor actividad en el segundo muestreo, en contraste la actividad de fosfatasa fue menor en el tercer muestreo, mientras que en los tres muestreos la mayor actividad fue en el suelo forestal. Diversos estudios indican que la actividad de la fosfatasa se incrementa como consecuencia de adiciones orgánicas (Chakrabarti *et al.*, 2000) y disminuye cuando son aplicados fertilizantes fosfatados (Böhme y Böhme, 2006).



Gráfica 8. Actividad de fosfatasa en suelos con diferente uso (Calimaya, México).

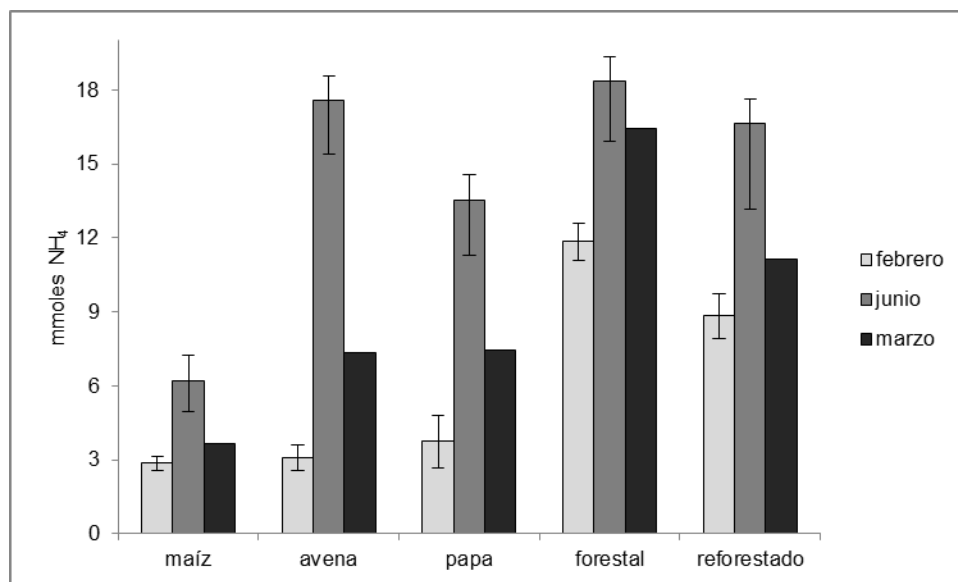
5.5.3. Ureasa

La ureasa es sensible a cambios en la composición y comportamiento de cada una de las fracciones contenidas en el suelo y de la dinámica nutrimental que se requiere para cada una de las comunidades vegetales. Las variaciones observadas en la ureasa están directamente relacionadas con los niveles de materia orgánica del suelo.

La actividad de ureasa varió entre muestreos siendo mayor para el segundo muestreo (Gráfica 9) cuando la temperatura fue mayor al igual que el contenido de humedad. En los tres muestreos hubo diferencias en la actividad de ureasa en los suelos, la mayor actividad de la ureasa del suelo se encontró en el suelo forestal estos suelos presentaron el mayor contenido de materia orgánica Pajares *et al.* (2010) concluyen que la actividad enzimática se relaciona con el contenido de materia orgánica del suelo la actividad de ureasa es sensible a los cambios de la materia orgánica del suelo.

En los tres muestreos (Gráfica 9) la menor actividad la presentó el suelo cultivado con maíz, en dichos suelos se realizan aplicaciones de fertilizantes nitrogenados al parecer la fertilización nitrogenada causó una inhibición de la actividad ureasa, al respecto García-Izquierdo *et al.* (2003) menciona que la actividad de ureasa disminuye en los suelos en los que se han efectuado repetidas

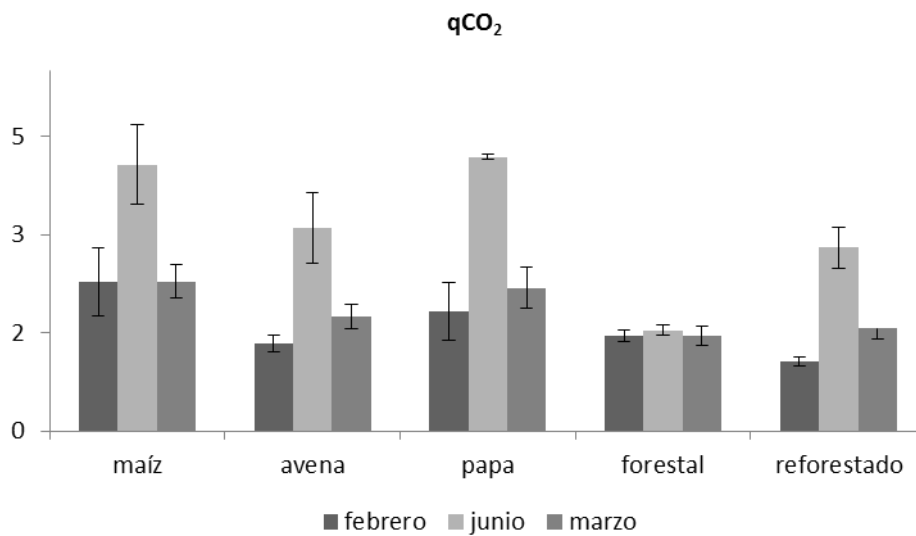
aplicaciones de amonio. Un déficit de su actividad provoca pérdida de fertilizante añadido en forma de urea debido a procesos de lavado.



Gráfica 9. Actividad de ureasa en suelos con diferente uso (Calimaya, México).

5.6. Coeficiente metabólico (qCO₂).

Los valores de qCO₂ aumentaron en los suelos cultivados y muestreados en el mes de junio, en esta época se han adicionado agroquímicos que favorecen el incremento de la actividad respiratoria por efecto de estrés ambiental y una baja utilización de sustratos para el crecimiento de los microorganismos. Además existe una reducción de la proporción de la carbono biomasa microbiana como resultado de la contaminación por agroquímicos.



Gráfica 10. qCO_2 en suelos con diferente uso (Calimaya, México)

5.7. Análisis estadístico

5.7.1. Análisis de correlación

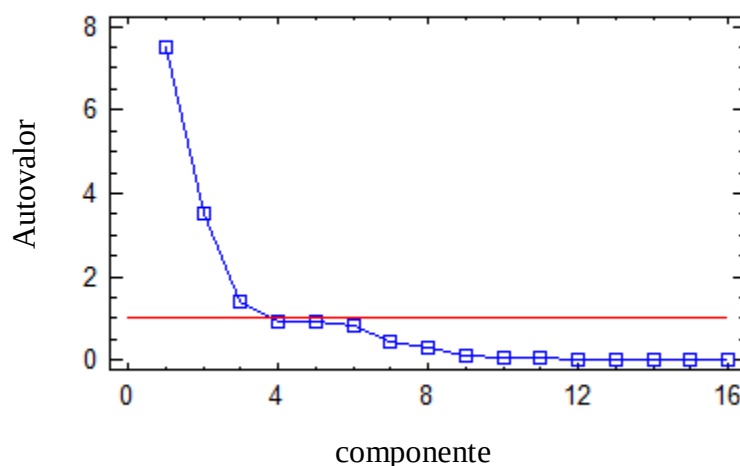
En el cuadro 5 se indican las diferentes correlaciones existentes entre las variables estudiadas. El carbono de la biomasa microbiana se correlaciona significativamente con la actividad respiratoria de los microorganismos. Además se correlaciona con la capacidad de retención de agua y el contenido de carbono orgánico.

Cuadro 5. Matriz de correlación de las variables estudiadas.

	catalasa	CBM	CE	CN	CO	CO ₂	CRA	densidad	fosfatasa	fósforo	MO	pH
CO	0.6858 ***	0.6470 ***										
CO ₂	0.5494 **	0.9007 ***			0.7419 ***							
CRA		0.6579 ***			0.7787 ***	0.6032 **						
densidad	-0.6732 ***	-0.6207 **			-0.8183 ***	-0.6248 **	-0.8570 ***					
fosfatasa							0.6134 **					
fósforo						0.5179 *						
MO	0.6853 ***	0.6503 ***				0.7437 ***	0.7794 ***	-0.8182 ***				
N	0.6946 ***	0.5760 **		-0.5155 **	0.9610 ***	0.6429 ***	0.8138 ***	-0.8108 ***	0.5979 **		0.9603 ***	
pH	0.5458 **		-0.6912 ***							-0.5661 **		
qCO ₂		-0.8701 ***				-0.7403 ***	-0.5557 **					
ureasa			-0.5877 **				0.6057 **	-0.6596 ***	0.6349 **	-0.8031 ***		0.7389 ***

5.7.2. Análisis de componentes principales

Se utilizó un análisis de componentes principales (ACP) para seleccionar un subconjunto de variables del conjunto de datos inicial. El análisis de componentes principales fue empleado como una herramienta para la reducción de datos y para seleccionar los indicadores más apropiados. El ACP fue realizado usando propiedades fisicoquímicas y biológicas. De acuerdo con el criterio de Kaiser, el número mínimo de componentes para retener fue igual a 3 (Gráfica 11) como se observa en el gráfico de sedimentación el punto de corte fue en CP3, por lo tanto, de acuerdo con este criterio, los tres primeros CPs deben mantenerse.



Gráfica 11. Gráfico de sedimentación.

El análisis de componentes principales (ACP) se utilizó como instrumento de reducción de datos para seleccionar los indicadores más apropiados (Cuadro 6). Tres componentes fueron retenidos con autovalores más grandes que uno de acuerdo con la regla de Kaiser (Kaiser and Rice, 1974), explicando 81 % de la varianza total. MO, Nt, CRA y Dap en el primer CP (CP1), el cual explico 47.1 % de variación. CP1 presentó valores positivos de MO, Nt y CRA, negativos de Dap. El segundo CP (CP2) explico 24.5 % de variación. CP2 presentó un valor positive de fósforo. El tercer CP (PC3) explico 10.2 % de variación con valor positivo de fosfatasa. Por lo tanto, los PCs que explican un porcentaje de la variación de los datos se retuvieron y se examinaron para MDS. Cargas factoriales altamente ponderados se definen por tener valores absolutos dentro del 10% de la más alta carga factorial.

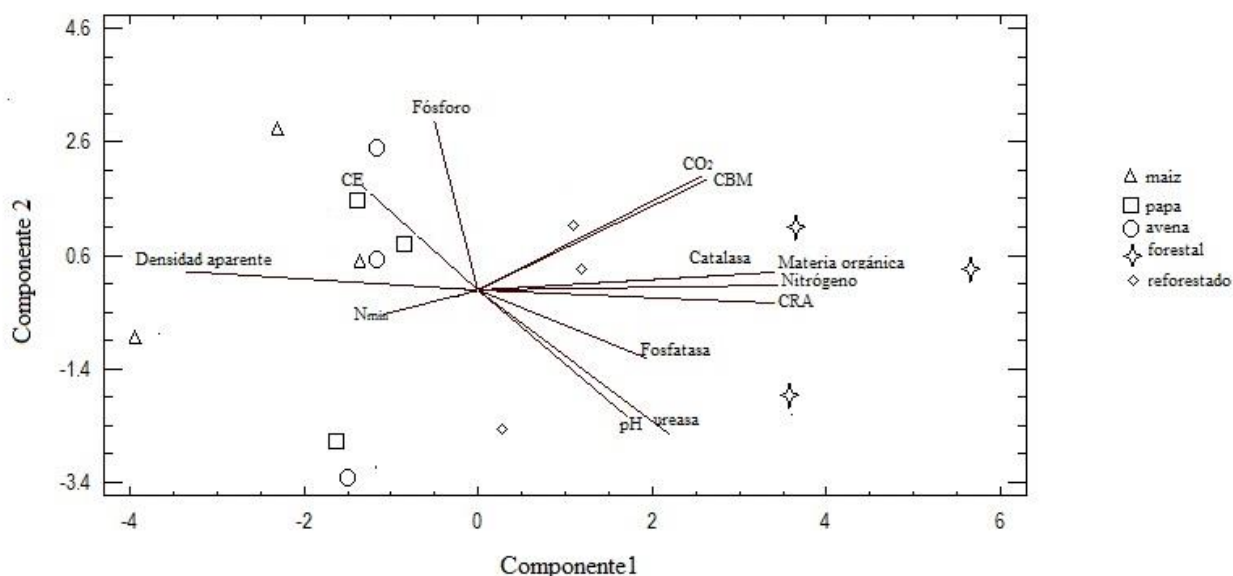
Cuadro 6. Resultados del análisis de componentes principales (ACP) de los indicadores de calidad del suelo

Componente principal	CP1	CP2	CP3
Autovalor	6.1	3.1	1.3
Varianza explicada	47.1	24.5	10.2
Porcentaje acumulado	47.1	71.6	81.8
Variable			
MO	0.369	0.122	0.113
pH	0.221	-0.349	-0.293
CE	-0.174	0.289	0.478
Dap	-0.380	-0.001	0.085
CBM	0.255	0.361	-0.113
CO ₂	0.263	0.408	-0.090
Nt	0.370	0.079	0.212
Ureasa	0.272	-0.399	0.072
Catalasa	0.298	0.092	-0.057
Fósforo	-0.089	0.513	0.008
CRA	0.366	0.005	0.116
Nmin	-0.122	-0.132	0.493
Fosfatasa	0.223	-0.170	0.578

MO: materia orgánica; CE: conductividad eléctrica; Dap: densidad aparente; CBM: carbono biomasa microbiana; CO₂: actividad respiratoria; Nt: nitrógeno total; ureasa: actividad de la ureasa; catalasa: actividad de la catalasa; fósforo: fósforo disponible; CRA: capacidad de retención de agua; Nmin: nitrógeno mineralizado; fosfatasa: actividad de la fosfatasa. Cargas factoriales en negritas se consideran altamente ponderadas dentro del 10% de la variación de los valores absolutos de la carga factorial más alta en cada PC.

El análisis de componentes principales se realizó utilizando todos los datos de las características del suelo para explorar las diferencias entre los suelos con diferente uso. Los suelos se agrupan en dos grupos visualmente distintos, el primer grupo se ubica al lado derecho de los cuadrantes, está representado por los suelos forestales y reforestados. El grupo 2 está representado por los suelos cultivados. Los suelos del primer grupo son ricos en materia orgánica, Nt y CBM además presentan mayor actividad enzimática (Gráfica 12). Conforme a los resultados del (ACP) MO, CRA y Nt fueron las características más importantes

que afectaron la actividad de la catalasa, el MBC y la actividad respiratoria de los microorganismos. Ureasa y fosfatasa se han situado del mismo lado y cerca de pH lo que indica que este parámetro químico afecta la actividad de estas enzimas.



Gráfica 12. Gráfico de peso de los componentes.

5.7.3. Matriz de correlación de las variables altamente ponderadas

CP con autovalores > 1 fueron considerados para integrar el conjunto mínimo de datos MDS. Cuando más de una variable fue retenida dentro de un CP, las correlaciones fueron examinadas para determinar si una variable pudiera ser considerada como redundante. Una matriz de correlación de las variables altamente ponderadas en diferentes PCs se realizó por separado (Cuadro 7). Se asumió que las variables que tienen la suma de correlación más alta representan mejor el grupo. Entre las cuatro variables en PC1, nitrógeno total fue elegido para el MDS, por la suma de correlación más alta. La variable con la segunda suma de correlación más alta fue MO y se mantiene para el MDS. Los suelos volcánicos

han sido reconocidos tradicionalmente por tener una alta calidad ambiental (Armas *et al.*, 2007). Los andosoles son generalmente ricos en materia orgánica (80-300 g kg⁻¹), que ocurre de forma natural en forma de compuestos órgano-minerales estables o complejos órgano-metálicos, protegidos físicamente de la mineralización dentro del granular peculiar o agregados de tipo migajón que aparecen comúnmente en los horizontes superficiales (Takeda *et al.*, 2009). En PC3 fosfatasa fue altamente ponderada y retenida en MDS. Los MDS finales fueron MO, Nt y fosfatasa ácida.

Cuadro 7. Matriz de correlación para las variables altamente ponderadas

Variables	MO	Dap	Nt	CRA
CP1 variables				
Correlation de Pearson				
MO	1.000	-0.818**	0.960**	0.779**
Dap	-0.818**	1.000	-0.810**	-0.857**
Nt	0.960**	-0.810**	1.000	0.813**
CRA	0.779**	-0.857**	0.813**	1.000
Sumas de correlación	3.557	3.485	3.583	3.449
fósforo				
CP2 variables				
fósforo	1.000			
fosfatasa				
CP3 variables				
fosfatasa	1.000			

MO: materia orgánica; Dap: densidad aparente; Nt: nitrógeno total; fósforo: fósforo disponible; CRA: capacidad de retención de agua; fosfatasa: actividad de la fosfatasa.

*Correlación significativa $P < 0.05$

**Correlación significativa $P < 0.01$

5.7.4. Análisis de regresión múltiple

El análisis de regresión múltiple se realizó con el conjunto mínimo de datos. Se establece un modelo usando una regresión lineal múltiple basado en diferentes propiedades físicas, químicas y biológicas de suelos con diferente uso. La técnica de indexación seguida ha sido propuesta por Andrews *et al.* (2002) y Armenise *et al.* (2013). Después de obtener varias ecuaciones con las muestras de suelo de los cinco sitios estudiados, se desarrolló un análisis de los residuos, y se estudiaron los valores de R^2 .

Cuadro 8. Resultados de las regresiones múltiples de los componentes del conjunto mínimo de datos.

	R^{2**}	CMD variables	P
Nt	0.951	MO, P, fosfatasa	<0.01
MO	0.941	Nt, P, fosfatasa	<0.01
fósforo	0.164	Nt, MO, fosfatasa	<0.55
fosfatasa	0.549	Nt, MO, P	<0.02

MO: materia; Nt: nitrógeno total; P: fósforo disponible; fosfatasa: actividad de la fosfatasa.

** Significativo $P < 0.01$.

Se eligió la ecuación donde esta relación estaba más cerca de 1. La ecuación seleccionada mostró cómo el nitrógeno se puede estimar (Nt) por medio de MO y la actividad bioquímica implicada en el ciclo del P (fosfatasa ácida). La ecuación explica 95 % de la varianza en los suelos estudiados

$$Nt = 0.050 * OM + 0.023 * fosfatasa - 0.067$$

6. CONCLUSIONES

- Los valores más altos de la actividad enzimática se detectaron en los suelos forestales que no han sufrido la intervención del hombre. La emisión de CO₂ considerado uno de los principales gases causante del efecto invernadero se libera en cantidades significativamente mayores en suelos forestales en comparación con los dedicados a la obtención de cosechas.
- La biomasa microbiana CBM es afectada negativamente por la conversión de suelos de bosque a tierras de cultivo, por lo anterior puede ser utilizada como un indicador del estado de degradación de los suelos de montaña.
- Los resultados señalan la importancia de implementar prácticas de manejo que restituyan el contenido de materia orgánica al suelo para fortalecer la actividad microbiana.
- La alteración de las propiedades físicas, químicas y biológicas depende de los subsecuentes manejos. En el suelo forestal sin disturbio la actividad respiratoria y el CBM se mantienen en equilibrio mientras en los suelos bajo cultivo disminuyen.
- Se diseñó un índice para suelos de origen volcánico (Andosoles) usando propiedades físicas, químicas y biológicas. Utilizando el análisis de regresión múltiple.
- El dominio de vegetación forestal, y la continua acumulación de materia orgánica tiene un efecto positivo sobre la actividad microbiana. La

presencia de cubierta vegetal nativa es vital para la preservación de la calidad del suelo.

- El análisis de componentes principales se debe considerar como una herramienta para la selección de indicadores de calidad del suelo donde se ha cambiado el uso de un sistema forestal a tierras de cultivo.
- Este estudio demuestra que las propiedades MO, Nt y fosfatasa ácida del suelo pueden ser utilizados como indicadores de calidad del suelo en tierras altas templadas con diferente uso.

7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Acosta-Martínez, V.; M.M. Mikha; M.F. Vigil (2007). Microbial communities and enzyme activities in soils under alternative crop rotations compared to wheat-fallow for the Central Great Plains. *Appl. Soil. Ecol.* 37: 41–52.

Alexander, M. (1980). *Introducción a la Microbiología del Suelo*. AGT Editor, México. pp. 495.

Alexandratos, N. (1995). *Agricultura Mundial Hacia el Año 2010* FAO Mundi-Prensa Madrid, España. pp. 493.

Alef, K.; P. Nanipieri (1995). *Methods in Applied Soil Microbiology and Biochemistry*. Academic Press, London. pp. 575.

Almendros, G. (2008). Humic substances. In: Chesworth, W. (Ed.), *Kluwer Encyclopedia of Soil Science*. Springer, Dordrecht. pp. 97–99.

An, S.; A. Mentler; V. Acosta-Martinez; W.E.H. Blum (2009). Soil microbial parameters and stability of soil aggregate fractions under different plant communities of grassland soils on the Loess Plateau, China. *Biologia* 64(3): 424–427.

Anderson, T.H.; K.H. Domsch (1990). Application of eco-physiological quotients (qCO₂ and q D) on microbial biomass from soils of different crop histories, *Soil Biol. Biochem.* 22: 251–255.

Andrews, S.S.; D.L. Karlen; J.P. Mitchell (2002). A comparison of soil quality indexing methods for vegetable production systems in Northern California. *Agric. Ecosyst. Environ.* 90(1): 25–45.

Andrews, S.; S. Karlen; L. Douglas; C. Cambardella, (2004). The soil management assessment framework: A Quantitative Soil Quality Evaluation Method. *Soil Science Society of America Journal* 68: 1945–1962.

Aoyama M. y T. Nagumo (1997). Effects of heavy metal accumulation in apple orchard soils on microbial biomass and activities. *Soil Sci. Plant. Nutr.* 43: 821–831.

Armenise, M.A.; Redmile-Gordon, A.M. Stellacci, A. Ciccarese, P. Rubino (2013). Developing a soil quality index to compare soil fitness for agricultural use under different managements in the Mediterranean environment, *Soil Till. Res.* 130: 91–98.

Armas, C.M.; B. Santana, J.L. Mora, J.S. Notario, C. D. Arbelo, A. Rodríguez-Rodríguez (2007). A biological quality index for volcanic Andisols and Aridisols

(Canary Islands, Spain): Variations related to the ecosystem degradation, *Sci. Total Environ.* 378: 238–244.

Astier, M.; M.M. Moreno; J. B. Etchevers (2002). Derivación de Indicadores de Calidad de Suelos en el Contexto de la Agricultura Sustentable. *Agrociencia* 36: 605–620.

Bastida, F.; L. Moreno; C. García (2006). Microbiological degradation index of soils in a semiarid climate. *Soil Biol. Biochem.* 38 (12): 3463–3473.

Benitez, E.; H. Sainz, R. Nogales (2005). Hydrolytic enzyme activities of extracted humic substances during the vermicomposting of a lignocellulosic olive waste, *Bioresour. Technol.* 96: 785–790.

Billett, M.F. (1996). The monitoring of soil properties. In: Taylor, A.G., Gordon, J.E., Usher, M.B. (Eds.), *Soils, Sustainability and the Natural Heritage*. HMSO; Edinburgh. pp. 55–68.

Bremner, J.M. (1996). Nitrogen-Total, In: Sparks D.L. (Ed.), *Methods of Soil Analysis Part 3, Chemical Methods*, American Society of Agronomy, Madison, Wisconsin. pp. 1085–1122.

Burke, J. D.; M. N. Weintraub; C. R. Hewins; S. Kalisz (2011). Relationship between soil enzyme activities, nutrient cycling and soil fungal communities in a northern hardwood forest. *Soil Biology and Biochemistry.* 43: 795–803.

Carter, M.R.; E.G. Gregorich; D. A. Angers; R.G. Donald; M. A. Bolinder (1998). Organic C and N storage, and organic C fractions in adjacent cultivated and forested soils of eastern Canada. *Soil Till. Res.* 47: 253–261.

Carter, M.R. (2002). Soil quality for sustainable land management: Organic matter and agregation interactions that maintain soil functions. *Agr. J.* 94: 38–47.

Castellanos, J. Z.; J. X. Uvalle-Bueno; A. Aguilar-Santelises (2000). Manual de interpretación de análisis de suelos y aguas. INCAPA. 2ª Ed. pp. 226.

Chakrabarti, K.; B. Sarkar; P. Chakraborty; P. Banik; D. Bagchi (2000). Organic recycling for soil quality conservation in a sub-tropical Plateau Region. *Journal of Agronomy and Crop Science.* 184(2): 137–142.

Clarholm, M. (1993). Microbial biomass P, labile P, and acid phosphatase activity in the humus layer of a spruce forest, after repeated additions of fertilizers. *Biology and Fertility of Soils.* 16: 287–292.

Cotching, W.E.; D. Kidd (2010). Soil quality evaluation and the interaction with land use and soil order in Tasmania, Australia. *Agriculture, Ecosystems Environment.* 1–9.

Chapman, H. D. (1965). Diagnostic Criteria from Plants and Soils. In: Black, C.A. (Ed). Diagnostic Criteria for Plants and Soils. American Society of Agronomy 9. Riverside, California. pp. 902–Chartres, C. (1987). Australian's Land Resources at Risk. In: Chisholm, A. and Dumsday, R. (Eds.), Land Degradation Problems and Policies. Cambridge University Press, Cambridge, Reino Unido. pp. 7–26.

Chaplot, V.; C. Rumpel; C. Valentín (2005). Water erosions impact on soil and carbon redistributions within uplands of South East Asia. Glob. Biochem. Cycles. 19: 20–32.

Cruz–Flores, G. Jorge D. Etchevers–Barra. 2011 Contenidos de carbono orgánico de suelos someros en pinares y abetales de áreas protegidas de México. Agrociencia 45 (8) 849–862.

Dick, W.A.; M.A. Tabatabai (1993). Significance and Potential Uses of Soil Enzymes. In: Soil Microbial Ecology: Applications in Agricultural and Environmental Management, Metting, F.B. Jr. (Ed.). Marcel Dekker, New York, pp. 95–125.

Doran, J.W. (1980). Soil microbial and biochemical changes associated with reduced tillage. Soil Science Society of America Journal 44: 765–771.

Doran, J. W.; T. B. Parkin (1994). Defining and Assessing Soil Quality. En: Defining and Assessing Soil Quality for Sustainable Environment. Doran, J. W., D. C. Coleman, D. C. Bezdicek, and B. A. Steward (Eds). Soil Science Society of America. Special Publication 35. Madison 35. Madison, Wisconsin, USA. pp. 3–21.

Doran, J. W.; D. C. Coleman, D. C. Bezdicek, B. A. Steward (1994). Defining and Assessing Soil Quality for Sustainable Environment. Soil Science Society of America. Special Publication 35. Madison, Wisconsin, USA. pp. 244.

Doran, J. W. (1997). Soil Quality and Sustainability. In: Proceedings of the Inventory, Genesis, Morphology and Classification of Soils, XXVI Brazilian Congress of Soil Science, Río de Janeiro, July. pp. 20–26.

Doran, J.W.; E. T. Elliot; K. Paustian (1998). Soil microbial activity, nitrogen cycling, and long-term changes in organic carbon pools as related to fallow tillage management, Soil Till. Research 49: 3–18.

Elliott, E. T. (1997). Rationales for Developing Bioindicators of Soil Health. In: Pankhurst, C., Doube, B.M., Gupta R. (Eds.), Biological Indicators of Soil Health. CAB International, New York. pp. 49–78.

Etchevers, J.D. (1999). Indicadores de Calidad de Suelos. In: Conservación y Restauración de Suelos. Siebe C., H. Rodarte, G. Toledo, J. D. Etchevers y K. Oleschko (Eds.). Universidad Nacional Autónoma de México y Programa Universitario del Medio Ambiente, México, D.F. pp. 239–262.

Eivazi, F.; M.A. Tabatabai (1988). Glucosidases and Galactosidases in Soils. *Soil Biol. Biochem.* 20(5): 601–606.

Emmerling, C.; T. Udelhoven (2002). Discriminating factors of the spatial variability of soil quality parameters at landscape-scale. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science.* 165: 706–712.

FAO (1983). *El Reciclaje de Materias Orgánicas en la Agricultura de América Latina*. Boletín de suelos. Roma. pp. 253.

Forster, J. C. (1995). Soil physical analysis, in: K. Alef, P. Nannipieri, (Eds.), *Methods in Applied Soil Microbiology and Biochemistry*, Academic Press, London. pp. 105–122.

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

García, C.; T. Hernández (1997). Biological and biochemical indicators in derelict soils subjected to erosion. *Soil Biol. Biochem.* 29: 171–177.

García-Ruíz, R.; V. Ochoa; M.B. Hinojosa; J.A. Carreira (2008). Suitability of enzyme activities for the monitoring of soil quality improvement in organic agricultural systems. *Soil Biol. Biochem.* 40: 2137–2145.

Geissen, V.; G. Morales Guzman (2006). Fertility of Tropical Soil under Different Land Use Systems a Case Study of Soils in Tabasco, México. *Applied Soil Ecology.* 31: 169–178.

GEM. Plan Municipal de Desarrollo Urbano de Calimaya, Estado de México (2007). Gobierno del Estado de México, Méx. pp.235.

Giri, B.; R. Kapoor; K.G. Mukerji (2001). Mycorrhizal Technology in Establishment of Plants under Salinity Stress Conditions. In: Mukerji K.G., Manoharachari C.; Chamola B.P. (Ed), *Techniques in Mycorrhizal Studies*. Kluwer, Dordrecht, pp. 5185.

Gregorich, E. G.; M. R. Carter; D. A. Angers; C. M. Monreal; B. H. Ellert (1994). Towards a Minimum Data Set to Assess Soil Organic Matter Quality in Agricultural Soils. *Canadian J. of Soil Sci.* 74: 367–385.

Gregorich, E.G.; M.R. Carter; J.W. Doran; C.E. Pankhurst; L.M. Dwyer (1997). Biological Attributes of Soil Quality. In: Gregorich, E.G. y M.R. Carter (Ed), *Soil Quality for Crop Production and Ecosystem Health Developments*. Soil Science 25. Elsevier, Netherlands. pp. 81–113.

Gregorich, E.G.; M.H. Beare; U.F. McKim; J.O. Skjemstad (2006). Chemical and biological characteristics of physically uncomplexed organic matter. *Soil Science Society of America Journal* 70: 975–985.

Gupta, V.; M. Roper; J. A. Kirkegaard; J. F. Angus (1994). Changes in Microbial Biomass and Organic Matter Levels during the First Year of Modified Tillage and Stubble Management Practices on a Red Earth. *Aust. J. Soil Res.* 32: 1339–1354.

Hayashi, K.; K. Nobuhisa; F. Nobuhiko (2011). Limited ammonia volatilization loss from upland fields of Andosols following. *Agriculture Ecosystems and Environment*. 140: 534–538.

Heat L. S.; J. E. Smith; R. A. Birdsey (2003). Carbon trends in U.S. forestlands: A context for the role of soils in forest carbon sequestration.. In: Kimble J.M., L.S. Heat, R.A. Birdsey and R. Lal (Eds.). *The potential of U.S. forest soils to sequester carbon and mitigate the greenhouse effect*. CRC Press, USA. pp. 35–45.

Heritage, J.; E.G.V. Evans; R.A. Killington (1999). *Microbiology in Action: Studies in Biology*. Cambridge University Press. U.K. pp. 290.

Hobbie, J. E.; J.M. Melillo (1984). Comparative Carbon and Energy Flow in Ecosystems. In: M. J. Klug y C. A. Reddy (Eds.), *Current Perspectives in Microbial Ecology*. American Society for Microbiology. Washington, D. C. pp. 389–393.

Högberg, P. (1997). ¹⁵N natural abundance in soil–plant systems. *New Phytol.* 137: 179-203.

INEGI (1982). Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. Carta edafológica E14A23, escala 1: 50 0000. INEGI. Aguascalientes, México.

IPCC (1995). *Climate Change 1995: Impacts, Adaptions and Mitigation of Climat Change: Scientific Technical Analyses*. Working Group 1, Cambridge Univ. Press, Cambridge, UK.

IPCC (2001). *Tercer informe de evaluación cambio climático 2001; la base científica*. Chesterfield, USA.

Islam, K.R.; R.R. Weil (2000). Land-use effects on soil quality in a tropical forest ecosystem of Bangladesh. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 79: 9–16.

Insam, H. (2001). Developments in soil microbiology since the mid. *Geoderma* 100: 389–402.

Jäggi W. (1976) Estimation of soil respiration with closed bottles. En: Alef, K., Nannipieri, P. (Eds.), *Methods in Applied Soil Microbiology and Biochemistry*. Academic Press, London, pp. 216–217.

Jenkinson, D. S.; D.S. Powlson (1976). The Effects of Biocidal Treatments on Metabolism in Soil I. Fumigation with Chloroform. *Soil Biol. Biochem.* 8: 167–177.

Joergensen, R.G.; P.C. Brookes (1989). Nynhydrin-reactive, Nitrogen Measurements of Microbial Biomass in 0.5 K₂SO₄ Soil Extracts. *Soil Biol. Biochem.* 22: 1023–1027.

Joergensen, R.G. (1995). The Fumigation Incubation Method, En: Alef, K. Nannipieri, P. (Eds). *Methods in Applied Soil Microbiology and Biochemistry*, Academic Press, Inglaterra. pp. 376–381.

Johnson J. I.; K.L. Temple (1964). Some Variable Affecting the Measurement of Catalase Activity in Soil. *Soil Sci. Soc. Am. Proc.* 28: 207–209.

Kaiser, H.F. (1960). The application of electronic computers to factor analysis, *Educ. Psychol. Meas.* 29: 141–151.

Kandeler, E.; C. Kampichler; O. Horak (1996). Influence of heavy metals on the functional diversity of soil microbial communities. *Biology and Fertility of Soils.* 23: 299–306.

Karlen, D.L.; N.S. Eash; P. W. Unger (1992). Soil and Crop Management Effects on Soil Quality Indicators. *An. J. Alter. Agric.* 7: 48–55.

Karlen, D.L.; C.A. Ditzlerb; S.S. Andrews (2003). Soil quality: why and how? *Geoderma.* 114: 145–156.

Klein, D.A.; D.L. Sorensen; E.F. Redente (1985). Soil enzymes: A predictor of reclamation potential and progress. In: Tate, R.L., Klein, D.A. (Eds.), *Soil Reclamation Processes. Microbial Analyses and Applications*. Marcel Dekker, New York. pp. 273–340.

Knoepp, J. D.; C.D. Coleman; D.A. Crossley; J. S. Clark (2000). Biological Indices of Soil Quality: An Ecosystem Case Study of their Use. *Forest Ecology and Management.* 138: 357–368.

Kristensen, H. L.; G.W. McCarty; J.J. Meisinger (2000). Effects of soil structure disturbance on mineralization of organic soil nitrogen, *Soil Sci. Soc. Am. J.* 64: 371–378.

Lal, R.; B. A. Stewart (1995). *Soil Management: Experimental Basis for Sustainability and Environmental Quality*. Lewis Publishers. Boca Raton Fl. pp. 535.

Lal, R. (2000). Soil Management in the Developing Countries. *Soil Sci.* 165: 57–72.

Lentzsch, P.; R. Wieland; S. Wirth (2005). Application of multiple regression and neural network approaches for landscape-scale assessment of soil microbial biomass. *Soil Biol. Biochem.* 37: 1577–1580.

Martikainen, P. J. (1984). Nitrification in two coniferous forests soils after different fertilization treatments. *Soil Biol. Biochem.* 16(6): 577–582.

McLean, E. O. (1982). Soil pH and Lime requirement. In: Page A. L., Miller, R. H., Keeney, D.R. (Eds.). *Methods of soil, analysis Part 2. Agronomy*, 9 American Society of Agronomy Madison, W.I.

Miralles, I.; R. Ortega; G. Almendros; M. Sánchez-Marañón; M. Soriano (2009). Soil quality and organic carbon ratios in mountain agroecosystems of South-east Spain. *Geoderma* 150: 120–128.

Müller, T., Höper, H. (2004). Soil organic matter turnover as a function of the soil clay content: consequences for model applications. *Soil Biol. Biochem.* 36: 877–888.

Nannipieri, P.; S. Grego; B. Ceccanti (1990). Ecological significance of the biological Activity in Soils. In: J. M. Bollag y G. Stotzky (Eds.), *Soil Biochemistry*. Vol. 6 Marcel Dekker, New York. pp. 293–355.

Nannipieri, P. (1995). Enzyme activities: urease activity. In: Alef, K. and P. Nannipieri (Ed.), *Methods in applied soil microbiology and biochemistry*. Academic Press. Reino Unido. pp. 311–373.

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

Olembo, R. (1991). Importance of Microorganisms and Invertebrates as Components of Diversity. In: D. L. Hawksworth (Eds.), *The Diversity of Microorganisms and Invertebrates: Its Role in Sustainable Agriculture*. Redwood Press, Melksham, UK. pp. 7–15.

Papendick, R. I. (1995). Microbial characteristics of soil quality. *J. Soil Water Conserv.* 50: 243–248.

Parr, J.F.; R.I. Papendick; S.B. Hornick; R. E. Meyer (1992). Soil quality: Attributes and relationships to alternative and sustainable agriculture. *American Journal of Alternative Agriculture*. 7: 5–11.

Prasad, P.; S. Basu; N. Behera (1994). A Comparative Account of the Microbiological Characteristics of Soils under Natural Forest, Grassland and Cropland from Eastern India. *Plant Soil*. 175: 85–91.

Priha, O.; A. Smolander (1995). Nitrification, Denitrification and Microbial Biomasa N in Soil from Two N-fertilized and Limed Norway Spruce Forest. *Soil Biol. Biochem.* 27(3): 305–310.

Postgate, J. (2000). *Microbes and Man*. 4^a Ed. Cambridge University Press, U.K. pp. 373.

Poudel, D. D.; W. R. Horwath, J. P. Mitchell and S. R. Temple. 2001. Impacts of cropping systems on soil nitrogen storage and loss. *Agr. Syst.* 68: 253–268.

Pulleman, M. M.; J. Bouma; E. A. Van Essen; E. W. Meijles (2000). Soil organic matter content as a function of different land use history. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 64: 689–693.

Paul, E.A.; F.E. Clark (1996). *Soil Microbiology and Biochemistry*. Academic Press. EE.UU. pp. 236–239.

Puglisi, E.; A.A.M. Del Real; M.A. Raob, L. Gianfreda (2006). Development and validation of numerical indexes integrating enzyme activities of soils. *Soil Biol. Biochem.* 38:1673–1681.

Pulido, M.; D. Gabriels; W. M. Cornelis (2014). Data-driven analysis of soil quality indicators using limited data. *Geoderma*. 235: 271–278.

Paz-Kagan, T.; M. Shachak; E. Zaady; A. Karnieli (2014). A spectral soil quality index (SSQI) for characterizing soil function in areas of changed land use. *Geoderma*: 230: 171–184.

Purakayastha, T.J.; L. Rudrappa; D. Singh; A. Swarup; S. Bhadraray (2008). Long-term impact of fertilizers on soil organic carbon pools and sequestration rates in maize–wheat–cowpea cropping system, *Geoderma*. 144: 370–378.

Reyes, B.G.; E. Zamora; M.L. Reyes-Reyes; J.T. Frías; V. Olalde; L. Dendooven (2003). Descomposition of leaves of Huizache (*Acacia tortuoso*) and Mesquite (*Prosopis spp*) in soil of the Central Highlands of Mexico. *Plant Soil*. 256: 359–370.

RECENAT (2000) NOM-02., Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudio, Muestreo y Análisis. Diario Oficial de la Federación 23 de abril de 2003. México D. F. México. pp. 85.

Roldán, A.; J.R. Salinas-García; M.M. Alguacil; F. Caravaca (2005). Changes in soil enzyme activity, fertility, aggregation and C sequestration mediated by conservation tillage practices and water regime in a maize field. *Applied Soil Ecology* 30: 11–20.

Roper, M.M.; V. Gupta (1995). Management-practices and Soil Biota. *Aust. J. Soil Res.* 33: 321–339.

Sadegh, M.; N. M. Holden (2014). Indices for quantitative evaluation of soil quality under grassland management. *Geoderma*. 230–231: 131–142.

Sánchez, M.; M. Soriano; G. Delgado; R. Delgado (2002). Soil quality in Mediterranean mountain environments effects of land use change. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 66: 948–958.

Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT). (2002). Evaluación de la degradación del suelo causada por el hombre en la República Mexicana. Escala 1:250,000. 2001–2002. Memoria Nacional, México, 2002, pp. 135.

Shaoshan, A.; A. Mentler; H. Mayer; E. Winfried; H. Blum (2010). Soil aggregation, aggregate stability, organic carbon and nitrogen in different soil aggregate fractions under forest and shrub vegetation on the Loess Plateau, China. *Catena* 81: 226–233.

Smith, K. A.; F. Conen (2004). Impacts of Land Management on Fluxes of Trace Greenhouse Gases. *Soil Use and Management*. 20: 255–263.

Schipper, L. A.; R.L. Parfitt; C. Ross; W.T. Baisden; J.J. Claydon; S. Fraser (2010). Gains and losses in C and N stocks of New Zealand pasture soils depend on land use. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. 139: 611–617.

Schlöter, M.; O. Dilly; J.C. Munch (2003). Indicators for evaluating soil quality. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. 98: 255–262.

Schulze E. D.; A. Freibauer (2005). Carbon unlocked from soils. *Nature*. 437, 205–206.

Sparling, G.P. (1997). Soil microbial biomass, activity and nutrient cycling as indicators of soil health. In: Pankhurst, C., Doube, B.M., Gupta, V.V.S.R. (Eds.), *Biological Indicators of Soil Health*. CAB International, Wallingford; New York. pp. 97–119.

Stotzky G.; J.M. Bollag (1996). *Soil Biochemistry*. Marcel Dekker, Inc. Vol. 9, New York. pp. 551.

Tabatabai, M.A.; J.M. Bremner (1969). Use of P-nitrophenyl Phosphate for Assay of Soil Phosphatase Activity. *Soil Biol. Biochem.* 1: 301–307.

Tan, K. (2003). *Humic Matter in Soil and the Environment: Principles and Controversies*. Marcel Dekker. USA. pp. 25–4260.

Takeda, M.; T. Nakamoto; K. Miyazawa; T. Murayama; H. Okada (2009). Phosphorus availability and soil biological activity in an Andosol under compost application an winter cove cropping. *Ecol.* 42: 86–95.

Trasar-Cepeda, C., C. Leiro's; F. Gil-Sotres; S. Seoane (1998). Towards a biochemical quality index for soils: an expression relating several biological and biochemical properties. *Biology and Fertility of Soils.* 26: 100–106.

Trasar, C.C.; M.C. Leirós; F. Gil Sotres (2008). Hydrolytic Enzyme Activities in Agricultural and Forest Soils. Some Implications for their Use as Indicators of Soil Quality. *Soil Biol. Biochem.* 40: 2146–2155.

Turner, M. G. (1989). Landscape ecology: The effect of pattern and process. *Annu. Rev. Ecol. Syst.* 20: 171–197.

Vance, E. D.; P.C. Brookes; D.S. Jenkinson (1987). An Extraction Method for Measuring Soil Microbial Biomass C, *Soil Biol. Biochem.* 19: 703–707.

Vásquez-Murrieta, M. S.; B. Govaerts, L. Dendooven (2007). Microbial biomass C measurements in soil of the central highlands of México. *Applied Soil Ecology* 35: 432–440.

Wander, M.M.; G.A. Bollero (1999). Soil quality assessment of tillage impact in Illinois. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 63: 961–971.

Wang, G.; M. Haiyan; Q. Ju; C. Juan (2004). Impact of Land Use Changes on Soil Carbon, Nitrogen and Phosphorus and Water Pollution in an Arid Region of Northwest China. *Soil Use Manage.* 20: 32–39.

Wallenius, K.; H. Rita; A. Mikkonen; K. Lappi; K. Lindström; H. Hartikainen; A. Raateland; R.M. Niemi (2011). Effects of land use on the level, variation and spatial structure of soil enzyme activities and bacterial communities. *Soil Biol. Biochem.* 43: 1464–1473.

Webster, E. A.; D. W. Hopkins; J. A Chudek; S.F.I. Haslam; M. Simek; T. Picek (2001). The Relationship between Microbial Carbon and the Resource Quality of Soil Carbon. *J. Environ. Qual.* 30: 147–150.

Yakovchenko, V.I.; L.J. Sikora; D.D. Rauffman (1996). A biologically based indicator of soil quality. *Biology and Fertility of Soils* 21: 245–251.

Yimer, F.; S. Ledin; A. Abdelkadir (2007). Changes in soil organic Carbon and Total Nitrogen contents in three adjacent land use types in the Bale Mountains, South-eastern Highlands of Ethiopia. *For. Ecol. Manage.* 242: 337–342.

Zhang, B.; R. Horn (2001). Mechanisms of aggregate stabilization in Ultisols from subtropical China. *Geoderma.* 99: 123–145.

Zornoza, R.; J. Mataix-Solera; C. Guerrero; V. Arcenegui; F. García-Orenes; J. Mataix-Beneyto; A. Morugán (2007). Evaluation of soil quality using multiple lineal regression based on physical, chemical and biochemical properties *Sci. Total Environ.* 378: 233–237.