

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA

INSTITUTO DE INGENIERÍA

MAESTRÍA Y DOCTORADO EN CIENCIAS E INGENIERÍA



**“EFECTO DE LA VERMICOMPOSTA A TRAVÉS DEL TIEMPO EN
LAS PROPIEDADES BIOQUÍMICAS EN DOS SUELOS: ÍNDICE DE
CALIDAD”**

**TESIS PARA OBTENER EL GRADO DE:
DOCTORA EN CIENCIAS**

PRESENTA

M en C. NANCY JUDITH SERRANO GARCÍA

DIRECTOR

Dra. Rocio Vaca Paulin

CODIRECTOR

Dr. Jorge Alberto Lugo de la Fuente

Mexicali, B. C.

Enero, 2014.

CONTENIDO

RESUMEN.....	9
INTRODUCCION.....	10
1. ANTECEDENTES.....	12
1.1. SUELO.....	13
i. <i>Phaeozem (Feozem)</i>	13
1.2.1. <i>Andosol</i>	14
1.2. PROPIEDADES QUÍMICAS.....	16
1.2.1. pH.....	16
1.2.2. El Nitrógeno.....	16
1.3.2.3. Materia orgánica (MO).....	17
1.3. PROPIEDADES FÍSICAS.....	18
1.3.1. Textura.....	18
1.3.2. Conductividad eléctrica.....	19
1.4. PROPIEDADES BIOQUÍMICAS DEL SUELO.....	20
1.4.1. Biomasa microbiana o carbono biomasa microbiana (CMB).....	20
1.4.2. Respiración de los microorganismos del suelo.....	21
1.4.3. Coeficiente metabólico (qCO_2).....	22
1.4.4. Mineralización del nitrógeno.....	23
1.4.5. Actividad enzimática.....	23
1.4.5.1. Nomenclatura y Clasificación de las enzimas.....	25
1.4.5.1.1. Fosfatasas.....	25
1.4.5.1.2. Ureasas.....	26
1.4.5.1.3. β -Glucosidasa.....	26

1.4.5.1.4.Deshidrogenasa.....	27
1.4.5.1.5. Catalasa.....	27
1.4.6. Estudios sobre las propiedades bioquímicas.....	27
1.4.7. Calidad del suelo.....	28
1.4.8. Índices de calidad.....	31
1.5. VERMICOMPOSTA.....	31
1.5.1. Lombriz de tierra (<i>Eisenia fetida</i>).....	31
1.5.2. Uso de estiércoles en la vermicomposta.....	33
1.5.3. Lombricomposta o vermicomposta.....	34
1.5.4. Estudios sobre vermicomposta.....	35
2. OBJETIVOS.....	37
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	38
3.1. ZONA DE ESTUDIO.....	38
3.2. MUESTREO.....	40
3.3. VERMICOMPOSTA.....	40
3.4. ANALISIS DE LABORATORIO.....	41
3.4.1. Análisis químicos en vermicomposta y biosólido.....	41
3.5.2. Análisis físicos, químicos y bioquímicos en suelos.....	41
3.5. ANALISIS ESTADISTICO.....	43
4. RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	44
4.1. SUELOS.....	44
4.1.1. Feozem háplico.....	44
4.1.1.1. Feozem háplico con vermicomposta.....	45
4.1.1.1.1. Cinética de mineralización.....	51
4.1.1.1.2. Calidad del suelo (Feozem).....	59

4.1.1.1.3. Índice de calidad para el Feozem.....	60
4.1.1.2. Feozem háplico con vermicomposta después de la incubación	63
4.1.2. Andosol.....	68
4.1.2.1. Andosol con vermicomposta.....	68
4.1.2.1.1. Cinética de mineralización.....	74
4.1.2.1.3. Índice de calidad para el Andosol.....	81
4.2. Resultados de metales pesados en suelos con vermicomposta.....	83
5.1. Resultados de la vermicomposta.....	84
6.1. Lodo residual.....	86
7.1. CONCLUSIONES.....	86
8. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.....	89

INDICE DE TABLAS

Cuadro 1. Propiedades del suelo indicadores de salud y calidad.	31
Cuadro 2. Propiedades químicas de Feozem háplico.	44
Cuadro 3. Características físicas y químicas de los diferentes tratamientos del suelo Feozem	45
Cuadro 4. Valores del flujo de carbono, del carbono asociado a la biomasa microbiana y su relación con el carbono total y q CO ₂ del suelo.	46
Cuadro 5. Medias del contenido de nitrógeno inorgánico de los diferentes tratamientos del suelo Feozem.	47
Cuadro 6. Análisis de MANOVA que muestra los valores de F, de las características bioquímicas de los diferentes tratamientos del suelo Feozem.	48
Cuadro 7. Valores de las constantes cinéticas (K) y de los coeficientes de correlación de <i>Pearson</i> (r) para la mineralización del carbono.	54
Cuadro 8. Actividad enzimática (MANOVA) de los diferentes tratamientos del Feozem	59
Cuadro 9. Análisis de correlación múltiple que muestra los valores de R, de los tratamientos del suelo Feozem.	60
Cuadro 10. Análisis de componentes principales para el Feozem.	61
Cuadro 11. Comunalidades y peso de los indicadores.	62
Cuadro 12. Propiedades físicas y químicas a los 15 días (15d) de incubación Feozem.	64
Cuadro 13. Propiedades físicas y químicas a los 30 días (30d) de incubación Feozem.	65
Cuadro 14. Propiedades físicas y químicas a los 45 días de incubación Feozem.	66

Cuadro 15. Propiedades químicas del Andosol	68
Cuadro 16. Valores promedio de la respiración microbiana y el qCO_2 del suelo en los 21 días de incubación del Andosol.	69
Cuadro 17. Medias del contenido de nitrógeno inorgánico de los diferentes tratamientos del Andosol.	70
Cuadro 18. Análisis de MANOVA que muestra los valores de F, de las características bioquímicas de los diferentes tratamientos del Andosol.	71
Cuadro 19. Actividad enzimática de los diferentes tratamientos del suelo Andosol.	75
Cuadro 20. Análisis de MANOVA que muestra los valores de F, de la actividad enzimática de los diferentes tratamientos del Andosol.	76
Cuadro 21. Análisis de correlación múltiple que muestra los valores de R, de los tratamientos del suelo Andosol.	80
Cuadro 22. Análisis de componentes principales del Andosol.	81
Cuadro 23. Comunalidades y peso de los indicadores.	82
Cuadro 24. Resultados de la ganancia de peso de las lombrices en la VC.	84
Cuadro 25. Propiedades físicas y químicas de la vermicomposta.	86
Cuadro 26. Propiedades físicas y químicas del Biosólido.	86

INDICE DE FIGURAS

Figura. 1. Mapa de suelos del municipio de Xonacatlan, Estado de México (INEGI, 2005).	38
Figura. 2. Mapa de suelos del municipio de Zinacantepec, Estado de México (INEGI, 2005).	39
Figura. 3. Respiración a los 15 días de incubación para el Feozem.	50
Figura.4. Respiración a los 30 días de incubación para el Feozem.	50
Figura. 5. Respiración a los 45 días de incubación para el Feozem.	51
Figura. 6. Cinética de mineralización a los 15d de incubación para todos los tratamientos del Feozem.	52
Figura. 7. Cinética de mineralización a los 30d de incubación para todos los tratamientos del Feozem.	53
Figura. 8. Cinética de mineralización a los 45d de incubación para todos los tratamientos del Feozem.	53
Figura. 9. Actividad catalasa en los tres tiempos de incubación para el Feozem.	55
Figura. 10. Actividad ureasa a los 15, 30 y 45 días de incubación para el Feozem.	56
Figura. 11. Actividad fosfatasa de las incubaciones para el Feozem.	57
Figura. 12. Actividad deshidrogenasa de las incubaciones para el Feozem.	58
Figura. 13. Actividad glucosidasa de las incubaciones para el Feozem.	53
Figura. 14. Representación gráfica del proceso de degradación de la materia orgánica del suelo e incidencia en la formación de nitratos (Fuente: Navarro, 2000).	67
Figura. 15. Respiración a los 15 días de incubación para el Andosol.	71
Figura. 16. Respiración a los 30 días de incubación para el Andosol.	72

Figura. 17. Respiración a los 45 días de incubación para el Andosol.	72
Figura. 18. Cinética de mineralización a los 15d de incubación para todos los tratamientos del Andosol.	73
Figura. 19. Cinética de mineralización a los 30d de incubación para todos los tratamientos del Andosol.	74
Figura. 20. Cinética de mineralización a los 45d de incubación para todos los tratamientos del Andosol.	75
Figura. 21. Actividad catalasa en los tres tiempos de incubación para el Andosol.	76
Figura. 22. Actividad ureasa en los tres tiempos de incubación para el Andosol.	77
Figura. 23. Actividad fosfatasa en los tres tiempos de incubación para el Andosol.	78
Figura. 24. Actividad deshidrogenasa en los tres tiempos de incubación para el Andosol.	78
Figura 25. Metales totales para el suelo Feozem con vermicomposta de todos los tratamientos y tiempos de incubación.	83
Figura 26. Metales totales para el suelo Andosol con vermicomposta de todos los tratamientos y tiempos de incubación.	83

RESUMEN

En el presente trabajo se evaluó el efecto de la adición de lodo residual vermicompostado en las propiedades bioquímicas de dos suelos (Feozem y Andosol). Para ello, se emplearon tres dosis de vermicomposta (T_0 , T_{18} y T_{36}) y se determinó carbono de la biomasa microbiana, respiración, nitrógeno inorgánico total y amoniacal, así como la actividad enzimática (catalasa, ureasa, fosfatasa, deshidrogenasa y β -glucosidasa) en tres tiempos a 15, 30 y 45 días de incubación bajo condiciones controladas de laboratorio, todo esto con la finalidad de un generar índices de calidad. Se encontró que para el Feozem las propiedades físicas y químicas no presentaron diferencias significativas; la biomasa, nitrógeno inorgánico total, amonio y nitratos y nitritos presentaron diferencias significativas tanto por tiempo como por tratamiento, En cuanto a enzimas se presentaron diferencias significativas la ureasa y la β -Glucosidasa T_{18} y T_{36} ($p < 0.05$). Para el índice de calidad calculado los parámetros con mayor comunalidad fueron la Biomasa, catalasa, fósforo y amonio. Para el andosol se presentaron diferencias significativas tanto por tiempo como por tratamiento, para la biomasa, nitrógeno inorgánico total, amonio. En cuanto a enzimas se presentaron diferencias significativas la catalasa y la β -Glucosidasa ($p < 0.05$). Para el índice de calidad calculado los parámetros con mayor comunalidad fueron la Biomasa, glucosidasa, catalasa, Fosfatasa, nitratos y nitritos, nitrógeno inorgánico, amonio y ureasa. La adición de 18 Mg ha^{-1} de vermicomposta incremento significativamente el pH, MO, N total la biomasa microbiana, respiración y $q\text{CO}_2$ para ambos suelos. El índice de calidad calculado fue diferente para los suelos.

INTRODUCCIÓN

El crecimiento urbano, debido al aumento de la población y a la emigración de los habitantes rurales a zonas metropolitanas, ocasiona un incremento en la producción de residuos sólidos, entre los que se encuentran los lodos generados en plantas de tratamiento de aguas residuales, los cuales es necesario eliminar o darles la salida más adecuada. Dichos materiales constituyen una fuente de materia orgánica alternativa a otros insumos orgánicos utilizados tradicionalmente como abonos (Pérez *et al.*, 2007).

Los residuos sólidos municipales en nuestro país se han estimado alrededor de 30.8 millones de toneladas/año, cifra que, según algunos estudios podría ser mayor y alcanzar hasta 39 millones de toneladas (SEMARNAT, 2002). Para el caso de residuos orgánicos, se incluyen como productos finales alimento para animales, abonos y fertilizantes.

Una alternativa de manejo de estos residuos es el proceso de composteo de manera que los residuos orgánicos son reciclados en productos estabilizados que pueden ser aplicados al suelo como una fuente de materia orgánica (MO) relativamente seca y sin olor, la cual podría responder más segura y eficientemente a los requerimientos de fertilidad orgánica del suelo que la incorporación de materiales frescos (Atiyeh *et al.*, 2000). Para acelerar el proceso de recuperación del suelo, muchos productores utilizan además de las fuentes frescas de MO, la elaboración y aplicación de abonos orgánicos como composta y lombricomposta o vermicomposta (Soto y Muñoz, 2002). Ya que el proceso de vermicomposteo permite la descomposición por bioxidación y estabilización de los desechos orgánicos, promueve la actividad microbiana, reduce los compuestos contaminantes, incluyendo los residuos animales y lodos residuales. La vermicomposta contiene enzimas como las proteasa, amilasas, lipasas, celulasas y cintasas (Sharma, 2005).

La aplicación de estos abonos orgánicos como mejoradores de suelos es importante, pero hay que tener cuidado en mantener la calidad del suelo, a través de indicadores de calidad basados en las propiedades bioquímicas, ya que esto servirá para comparar el estado de un suelo presuntamente degradado (Trasar-Cepeda *et al.*, 2003).

1. ANTECEDENTES

En la actualidad la gran cantidad de basura que se genera como resultado del gran consumismo es un problema a nivel mundial, ya que la mayoría de los países tienen esta problemática, por la falta de conciencia de la sociedad; así como las insuficientes alternativas de manejo de estos residuos.

El mal manejo de los residuos es un derroche de energía y recursos; además, constituye una fuente de problemas ambientales entre los que se encuentran: la contaminación del agua subterránea, emisión de gases perjudiciales, humos y malos olores, impacto sobre el paisaje o incremento del riesgo de los incendios forestales, sin embargo la aplicación de residuos orgánicos, lodos residuales, residuos agrícolas e industriales al suelo, puede beneficiar la calidad de este debido a la incorporación de elementos nutritivos y materia orgánica (MO). Los residuos pueden contener metales pesados, compuestos orgánicos y organismos patógenos, los cuales son nocivos para la calidad del suelo y pueden persistir durante largos períodos de tiempo (SEPA, 2001)

La única forma de reducir la cantidad de residuos es no generarlos. Para conseguir este objetivo los productos deberían ser duraderos, fáciles de reparar y, sobre todo, reutilizables, así los desechos orgánicos deben ser mayoritariamente reciclados. El reciclaje de residuos industriales y domésticos está siendo usado ampliamente como un medio para el manejo sustentable de los residuos y para reducir la necesidad de incineración y de basureros. Al mismo tiempo, esta estrategia de manejo ayuda a regenerar, la cual es de gran importancia para la calidad de los suelos. Adicionalmente, el reciclaje ayuda a preservar grandes cantidades de elementos nutritivos, particularmente N y P, los cuales normalmente se encuentran en grandes concentraciones en los residuos mencionados, reduciéndose en consecuencia la necesidad de fertilizantes sintéticos (Ambus *et al.*, 2002).

1.1. SUELO

El nombre de suelo se deriva de la palabra latina *solum*, la cual significa piso o superficie de la tierra. En general, el suelo se refiere a la superficie suelta de la tierra que se desintegra de la roca sólida (Foth *et al.*, 1975; Ortiz y Ortiz, 1980; Navarro, 2000). El suelo es un continuo espacio-tiempo que forma la parte superior de la corteza terrestre. Es el material que alimenta y sostiene el crecimiento de las plantas. Desde el punto de vista agrícola es el medio en cual crecen los cultivos, desde la ingeniería civil se define como el material que soporta las cimentaciones, carreteras o pisos de aeropuertos (Fitzpatrick, 1984). Es una mezcla de sólidos orgánicos e inorgánicos, aire, agua y microorganismos. Todas estas fases influyen entre sí en las reacciones del suelo (Bohn *et al.*, 1993).

1.1.1. *Phaeozem (Feozem)*

Descripción general

Son suelos con una marcada acumulación de materia orgánica. Saturados en bases en la parte superior del suelo, tienen un epipedión móllico, presentan un porcentaje de saturación de bases mayor del 50% y sin carbonatos de calcio dentro de los 100 cm. Los Feozems satisfacen dos requisitos: una abundante a moderada composición de arcillas de capas reticular y su acumulación en el subsuelo en cantidades suficientes para producir un horizonte arcilloso. La translocación de las arcillas se ha hecho en condiciones ácidas o alcalinas sódicas normales (Boul *et al.*, 2008). Ocupan grandes extensiones de suelos forestales de árboles de hojas caducas, actuales o antiguos incluso suelos de pradera sobre derivas glaciales, loess y en desiertos, sobre antiguos depósitos aluviales (Boul *et al.*, 2008).

Son los principales suelos de pradera de Norteamérica. Tienen un horizonte A bien desarrollado color oscuro; pueden presentar un horizonte B argílico (arcilloso) y propiedades hidromórficas. Estos suelos tienen una alta fertilidad potencial y producen la mayoría de los granos de Norteamérica (Fitzpatrick, 1996).

La reacción del suelo puede ser ácida llegando hasta 4.5; el uso de suelo es de laboreo, el cultivo que domina es el maíz de temporal (GEM, 1987). Se desarrollan sobre todo en climas templados y húmedos, por lo que se encuentran recubriendo el Eje Neovolcánico Transversal y porciones de la Sierra Madre Occidental (Semarnat, 2002)

Clasificación

Según la WRB y su etimología, proviene del griego *phaios* y del ruso *zemlija*, suelos ricos en materia orgánica, de color oscuro Según la FAO/UNESCO se denominan como Feozem, según la antigua URSS como Chernozems y según la USDA Haplufons (Alfisoles) (Fitpatrick, 1996; Porta *et al.*, 2006; Boul *et al.*, 2008). Los feozems se dividen en tres tipos: háplicos, sólo tienen un horizonte A mólico; los calcáreos, son suelos calcáreos entre los 20 y 25 cm de profundidad, lúvicos, que tienen un horizonte B argílico y los gléyicos con un horizonte B argílico y propiedades hidromórficas. (Fitpatrick, 1996).

Mineralogía

Son suelos que se originaron a partir de rocas sedimentarias por lo que los principales minerales que se encuentran son terrígenos que se clasifican en cuarzo (35-50%); minerales de arcilla (25 -35%) en los que se encuentran la illita, esmectita, clorita, caolinita, glauconita; fragmentos de rocas metamórficas (5-15%); feldespatos (5-15%); micas gruesas (0,1-0.4%); carbonatos (.2 -1%) y minerales accesorios (0.1-1%) (Porta *et al.*, 2006).

1.1.1. Andosol

Descripción general

Son suelos oscuros, se desarrollan a partir de materiales de vidrio volcánico bien evolucionados y por tanto son ricos en materiales amorfos. Presentan un horizonte vítrico, ándico. En estos suelos la adsorción de aniones es afectada cuando se les agrega abonos con fósforo (Porta *et al.*, 2006).

Estos suelos se desarrollan a partir de cenizas volcánicas; generalmente presentes en un horizonte mólico o úmbrico A de color oscuro, resaltando un horizonte B cámbico de color café y una o más de las siguientes características: densidad aparente menor de 0.85 g/cm^{-3} , un 60% o más de cenizas volcánicas vitrificadas, presentan alto contenido de alófono, causante de la baja densidad aparente y de la consistencia poca tixotrópica. La fertilidad natural de estos suelos es alta cuando se forma a partir de cenizas básicas, pero muchos tienen baja fertilidad debido a su gran capacidad de retención de fósforo; por tanto, son apropiados para cultivo de camotes (*Ipomea batatas*) los cuales parecen mostrar una respuesta débil al fósforo (Fitpatrick, 1996).

Clasificación

También llamado Andisol, según la WRB y su etimología proviene del (japonés) Ando An= oscuro; do=suelo, y de acuerdo a la FAO/UNESCO como Andosol.

También son llamados inceptisol según la USDA por la falta de características de diagnóstico, comparado con un suelo maduro. Los inceptisoles tienen rasgos que indican falta de madurez edafológica. Se encuentran en laderas o pendientes, no estarán ya presentes cuando la erosión geológica haya nivelado la ladera hasta llegar a un relieve normal (Boul et al., 2008).

Mineralogía

Los Andosoles presentan alófonos, que son materiales aluminosilicáticos altamente desordenados o amorfos, ya que en difracción de rayos x no se pueden definir. Al observar el alófono en el microscopio electrónico de barrido éste se presenta a modo de micro agregados formados por partículas unitarias, esférulas huecas de 3.5 a 5.5 nm de diámetro. Su composición química es variable, pudiendo considerarla más como una serie de minerales (solución sólida de sílice, alúmina y agua) que como una especie mineral. Predominan los enlaces de Si-O-Al.

El alófono tiene una gran superficie específica. Su CIC es elevada y depende del pH por tener carga variable. Posee una elevada capacidad de intercambio aniónico que puede provocar la retención de iones fosfato interfiriendo en la nutrición del P en las plantas. Los suelos con alófono retienen gran cantidad de

agua de 80 a 100% sobre el peso seco y al secarse lo hacen en forma poco reversible. Sus inusuales propiedades plásticas hacen que bajo presión presenta una licuefacción (tixotropía). Su densidad aparente es muy baja de 900 Kg m^{-3} . El alófono es el constituyente amorfo más importante en suelos jóvenes formados a partir de materiales volcánicos. Para su permanencia en el suelo requiere unas condiciones continuas de humedad, la abundancia de materia orgánica frena la cristalización de la alúmina (Porta *et al.*, 2006).

1.2. PROPIEDADES QUÍMICAS

1.2.1. pH

El pH es probablemente la característica más importante del suelo, el conocimiento de este es necesario ya que ayuda a entender procesos químicos tales como la movilidad de iones, equilibrio de óxido reducción, disponibilidad de nutrientes en plantas y la respuesta de muchas especies de plantas a la acidez del suelo (Bloom, 2000).

1.2.2. Nitrógeno

El ciclo del nitrógeno tiene un papel muy importante en la naturaleza. Los iones nitrato y nitrito son aniones inorgánicos de origen natural que forman parte del ciclo del nitrógeno. En este ciclo, los desechos que contienen nitrógeno orgánico se desintegran en el suelo o el agua, por acción de los microorganismos, para formar amoníaco en primera instancia; posteriormente este se oxida para formar iones nitrito y estos, a su vez, para dar nitratos (Carter, 1997). Es un elemento que se encuentra tanto en las partes vivas como en las partes inorgánicas del planeta. Su reserva fundamental es la atmósfera, en donde se encuentra en forma de N_2 , pero esta molécula no puede ser utilizada directamente por la mayoría de los seres vivos (exceptuando algunas bacterias).

Las bacterias nitrificantes y algas cianofíceas que pueden usar el N_2 del aire tienen un papel muy importante en el ciclo de este elemento al hacer la fijación del nitrógeno. De esta forma convierten el N_2 en otras formas químicas (nitratos y amonio) asimilables por las plantas (Porta *et al.*, 1999).

El nitrógeno se ha estudiado en forma directa e indirecta durante siglos y todavía es el elemento que más atención tiene en química microbiológica y fertilidad de suelos. Es el nutriente cuya falta restringe con mayor frecuencia el crecimiento de los vegetales. En el suelo se requiere de una constante renovación y movimiento de este elemento, como son la oxidación de nitrógeno orgánico a N_2 y N_2O (desnitrificación) o a NO_3^- (mineralización) y la reducción a N_2 a nitrógeno orgánico (fijación del nitrógeno) (Coyne, 1999). Todos estos pasos requieren de catálisis microbiana. Sólo algunas algas verde azules son las encargadas de efectuar la desnitrificación, como la *Azotobacter* que es un microorganismo de vida libre y la bacteria simbiótica *Rizobium* que en las leguminosas es capaz de fijar el nitrógeno (Bohn *et al.*, 1993).

El nitrato constituye un riesgo de contaminación potencial para las aguas subterráneas y superficiales. La desnitrificación se lleva a cabo en los vegetales y a través de la captación microbiana de nitrógeno, dichos procesos tienden a reducir las concentraciones de nitratos (NO_3^-) de las soluciones del suelo (Bohn *et al.*, 1993).

1.2.3. Materia orgánica (MO)

La materia orgánica del suelo proviene de la descomposición de plantas muertas y residuos animales, los residuos de cultivo, hierbas, maleza, hojas de árboles, gusanos, bacterias, hongos y actinomicetos también forman parte de la mezcla compleja del suelo, las cuales se descomponen rápidamente y sus residuos forman parte del humus (Bohn *et al.*, 1993).

Procede mayormente de los restos de tejidos vegetales y, secundariamente, de los residuos animales. Es una mezcla heterogénea compleja de materiales orgánicos que se presentan de forma natural en el suelo. Se divide en humus y materia orgánica no humificada: constituida por la biomasa animal y vegetal senescente y biomasa microbiana (Porta *et al.*, 1999).

La función de la materia orgánica en el suelo es contribuir al crecimiento de la vegetación a través del mantenimiento y la mejora de las propiedades físicas, químicas y biológicas. Proporciona nitrógeno, fósforo y azufre para el crecimiento de la vegetación, sirve como fuente de energía para los organismos de la microflora y microfauna del suelo y fomenta la buena estructura de éste (Bohn *et al.*, 1993).

1.3. PROPIEDADES FÍSICAS

1.3.1. Textura

La textura es una expresión de las características de cada horizonte dependiente del tamaño de las partículas. La granulometría expresa las proporciones relativas de las distintas partículas minerales inferiores a 2 mm, agrupadas por clases de tamaños en fracciones granulométricas, tras la destrucción de agregados (Porta *et al.*, 1999).

Aquellas cuyo tamaño es inferior a 2 mm constituyen a la tierra fina. Se clasifican de la siguiente forma: arena, partículas cuyo tamaño está comprendido entre 2 y 0.05 mm; limo, partículas cuyo tamaño está comprendido entre los 0.05 y 0.002 mm y arcilla, inferior a 0.002 mm (Fuentes, 1997).

1.3.2. Conductividad eléctrica

La conductividad eléctrica o conductancia específica de una solución es el recíproco de la resistencia específica de una corriente alterna medida entre las caras opuestas de un centímetro cúbico de una solución acuosa a una temperatura específica. La conductividad eléctrica del extracto de saturación (CE) es uno de los índices más difundidos para evaluar la concentración salina del suelo a nivel de laboratorio. La CE se reporta en decisiemens por metro (dS m^{-1}) (Semarnat, 2001, Bohn *et al.*, 1993).

La conductividad de una solución electrolítica depende de la concentración total de iones presentes en agua, de la movilidad de cada uno de los iones disueltos, su valencia y de la temperatura a la que se hace la determinación. El principio por el cual los instrumentos miden conductividad eléctrica es simple: dos placas de conductividad o electrodos se sumergen en la muestra, se aplica un potencial o voltaje a través de las placas y se mide la corriente que fluye entre las placas. La CE se determina a partir de los valores del voltaje (V) y la corriente (I).

$$C = I/V$$

La conductividad eléctrica (CE) se calcula multiplicando la conductancia medida por la constante de celda (L/A)

$$\text{CE} = C \times (L/A)$$

Donde:

L = Longitud de la columna de líquido entre los electrodos (cm).

A = Área de los electrodos (cm^2).

La celda de conductividad es la parte del circuito que entra en contacto con la muestra.

1.4. PROPIEDADES BIOQUÍMICAS DEL SUELO

La importancia que hoy en día está adquiriendo la determinación de los parámetros bioquímicos, tanto en las actividades enzimáticas del suelo, como de aquellos relacionados con la biomasa microbiana, es cada vez mayor en los estudios avanzados de la ciencia del suelo (Fernández *et al.*, 2007). Esto debido a que son esenciales para que el suelo realice sus funciones de manera correcta, su medida dará una idea de la actividad metabólica del suelo y servirá de ayuda para entender la funcionalidad del mismo (García *et al.*, 2003). La determinación de los parámetros bioquímicos puede ser útil para llevar a cabo estudios sobre suelos naturales, donde los procesos microbianos, claves para su conservación, puedan monitorearse a través de la actividad metabólica de dichos suelos (García *et al.*, 2003; Peña, 2004). Estos parámetros pueden resultar apropiados para estudios relativos a sistemas agrícolas, tanto de tipo tradicional como aquellos donde impera un manejo sostenible y ecológico del suelo (García *et al.*, 2003; Peña, 2004). La incidencia que en este tipo de parámetros tiene en la adición a los suelos de gran cantidad de materiales orgánicos (estiércoles y lodos de depuradora), con las connotaciones tan particulares de este tipo de enmiendas (aporte y generación de biomasa microbiana del suelo, contenidos de metales pesados, etc.), ha hecho que, en los últimos años, incrementara el número de estudios en los que se determinen los parámetros bioquímicos en suelos con enmiendas orgánicas ya que se considera que ayudarán a conocer el efecto de dichos materiales orgánicos, en los procesos metabólicos del suelo (García *et al.*, 2003; Khan, 2007; Gulser y Endogan, 2008).

1.4.1. Biomasa microbiana o carbono de la biomasa microbiana (CBM)

La biomasa microbiana se define como la parte de la materia orgánica en el suelo constituida por los microorganismos vivos, con tamaños entre 5 a 10 μm . Constituyen un agente de humificación directamente a través de la actividad enzimática (Porta *et al.*, 1999).

Es el componente más activo del suelo, forma parte de la materia orgánica y cumple una función importante en la formación del humus, ya que interviene en los

procesos de mineralización de los nutrientes; por tanto, puede ser utilizada como índice de comparación entre sistemas naturales o como indicador de las variaciones que se presenta en el equilibrio del suelo debido a la presencia de agentes nocivos (Peña, 2004).

La biomasa microbiana es el indicador más importante de la composición microbiana en el suelo, especialmente en combinación con un parámetro de actividad tal como la producción de CO₂ (Peña, 2004). El interés en estimar la biomasa microbiana se relaciona con su doble función como catalizador (a través de la mineralización) y como reservorio (a través de la inmovilización) en la transformación de nutrimentos; su papel en la formación y estabilización de la estructura del suelo y como un indicador ecológico (Ruiz y Paolini, 2004); es un componente lábil de la materia orgánica y constituye aproximadamente 3% del C y 5% del N total (Peña, 2004).

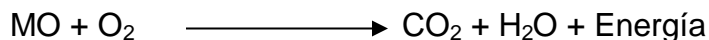
El C-biomasa no mineralizado de forma rápida sigue un proceso de mineralización mucho más lento y tras profundas transformaciones pasa a formar parte de la biomasa microbiana o queda relativamente como sustancias húmicas (Porta *et al.*, 1999).

1.4.2. Respiración de los microorganismos del suelo

La respiración microbiana se ha utilizado para determinar la actividad biológica del suelo, sobre todo para conocer los procesos de mineralización en horizontes superficiales. La actividad metabólica del suelo puede ser conocida a través de la producción de CO₂ como por el consumo de O₂ y función de la humedad, temperatura, disponibilidad de nutrientes y estructura del medio; así la disminución de la humedad del suelo reduce considerablemente la respiración; mientras que, su rehumedecimiento genera una recuperación de la capacidad respiratoria, probablemente como resultado de la liberación de compuestos orgánicos fácilmente degradables como aminoácidos y otros ácidos orgánicos (Peña, 2004).

Todos los organismos heterótrofos tienen la propiedad de degradar la materia orgánica, obteniendo así la energía que necesitan a través de la descomposición

de compuestos orgánicos tales como celulosa, proteínas, nucleótidos y compuestos humificados. En estas reacciones redox de la oxidación de la materia orgánica por los microorganismos (respiración microbiana), el oxígeno participa como aceptor final de electrones obteniendo como producto final del proceso CO₂ y agua. La reacción general de la descomposición de la materia orgánica (MO) por microorganismos heterótrofos es:



Así, la respiración se puede definir como un proceso generador de energía, en el que tanto los compuestos orgánicos como inorgánicos reducidos actúan como donantes de electrones, los que realizan este proceso son las bacterias, hongos, algas y protozoos (García *et al.*, 2003).

1.4.3. Coeficiente metabólico ($q\text{CO}_2$)

El coeficiente metabólico ($q\text{CO}_2$) es un indicador del estado fisiológico a través del metabolismo de la biomasa. Es un índice biológico que determina el estado de desarrollo o grado de estrés del ecosistema; es decir, la eficiencia metabólica de la fauna edáfica, ya que directamente se está analizando el C lábil del conjunto de la materia orgánica, donde involucra directamente la actividad de las poblaciones microbianas del suelo (Peña, 2004).

Además, el $q\text{CO}_2$ es utilizado como un indicador para interpretar la eficiencia microbiana; es decir, la energía necesaria para mantener la actividad metabólica en relación con la energía suficiente para sintetizar la biomasa microbiana, al aumentar el $q\text{CO}_2$ significa que incrementa la actividad microbiana (Fernández *et al.*, 2005),

También se considera un indicador del desarrollo del ecosistema; este expresa la cantidad de carbono mineralizado por unidad de tiempo ($\mu\text{g C-CO}_2 \text{ h}^{-1}$) y es relativo a la biomasa microbiana presente en el suelo (mg C-biomasa); se deriva de la teoría ecológica de Odum (1969, 1985), que señala que la actividad respiratoria de la biomasa microbiana del suelo disminuye progresivamente a medida que el sistema alcanza un equilibrio (Peña, 2004).

1.4.4. Mineralización del nitrógeno

La mineralización del N en suelos previamente tratados con lodos de depuradora ha sido estudiada en ensayos de mediana y larga duración. Estos experimentos mostraron que tres o cuatro años después de la aplicación de lodo, la mineralización del N de los suelos tratados fue diferente al de los testigos. Sugirieron que el valor N puede ser un indicador de la capacidad del suelo para retener N y utilizaron este índice para recomendar la dosis óptima de aplicación de lodo a un suelo (Ross, 1994).

Es interesante considerar el estudio de la mineralización del nitrógeno de la materia orgánica; es decir, el nitrógeno disponible para las plantas y otros organismos del suelo, porque puede revelar cambios en el equilibrio edáfico. El nitrógeno de la materia orgánica es transformado por actividad de la biomasa microbiana (procesos bioquímicos) y, en condiciones favorables, la mineralización se realiza en dos etapas: amonificación y nitrificación; en condiciones desfavorables (fuerte acidez, anaerobiosis) solo la amonificación permanece activa. La velocidad de mineralización de este proceso depende de las condiciones del medio y del tipo de humus o calidad del material orgánico, el cual está estrechamente relacionado con el reciclado de los restos vegetales (Peña, 2004).

La nitrificación es la oxidación microbiana del NH_4^+ para formar NO_2^- y NO_3^- se reconocen dos clases de nitrificación; la quimiautotrófica y la heterotrófica. La primera, es exclusivamente bacteriana y la realizan las bacterias litotróficas se trata del proceso predominante de suelos neutros y alcalinos. La nitrificación heterotrófica se lleva a cabo por bacterias heterotróficas y hongos (Coyne, 1999).

1.4.5. Actividad enzimática

La importancia fundamental de la actividad enzimática del suelo radica en que el funcionamiento de los ecosistemas no puede entenderse correctamente sin la participación de los procesos enzimáticos (García *et al.*, 2003).

Para aproximarse al entendimiento de los ciclos de los nutrientes y a los niveles de actividad microbiana responsables de estos procesos, se investigan varias

actividades enzimáticas del suelo porque dan cuenta de las reacciones bioquímicas que suceden dentro de este heterogéneo y complejo sistema; además, están estrechamente relacionadas con las propiedades físicas, químicas y biológicas y son sensibles a los cambios generados por manejo, por ende las actividades enzimáticas permiten monitorear el funcionamiento del suelo respondiendo a la necesidad de entender los efectos positivos, negativos e interactivos sobre las propiedades y los procesos que suceden dentro de esta matriz y las relaciones entre estos factores, los usos y prácticas de manejo. Las potenciales aplicaciones y expectativas al seguir la catálisis biológica del suelo son tan amplias e importantes como los usos, preocupaciones y esfuerzos por conservar este preciado recurso (Cerón y Melgarejo, 2005).

Las enzimas son proteínas cuyo papel es catalizar las reacciones químicas en los sistemas vivos, actúan sobre sustratos específicos transformándolos en productos necesarios para los ciclos biológicos. Los organismos y las plantas liberan enzimas al suelo por secreción y por lisis celular después de su muerte; un bajo porcentaje de estas proteínas quedan inmovilizadas y estabilizadas en interacción con los diferentes componentes de la fase sólida del suelo, como las arcillas, moléculas orgánicas y complejos órganominerales. Dependiendo del material, la interacción se da por mecanismos que incluyen: microencapsulación, enlaces transversales, formación de copolímeros, adsorción, entrapamiento, intercambio iónico y enlaces covalentes (Cerón y Melgarejo, 2005). Solo un bajo porcentaje de las enzimas que abandonan las células se encuentran estabilizadas, ya que se liberan a un ambiente inhóspito donde pueden ser sometidas a desnaturalización no biológica, adsorción, inactivación o degradación por proteasas.

Al igual que en los otros sistemas vivos, la velocidad de la reacción catalizada por una enzima es dependiente del pH, de la fuerza iónica, de la temperatura y de la presencia o ausencia de inhibidores. Las enzimas proceden de células proliferantes, de los microorganismos, raíces de las plantas y animales del suelo, latentes, o restos de ellas. La mayor producción de enzimas extracelulares se le atribuye a microorganismos por su gran biomasa, su alta actividad metabólica y su

corto ciclo de vida, en contraste con otros organismos que también las pueden liberar como las plantas y los animales. En el suelo se ha detectado la actividad de hidrolasas, transferasas, oxidorreductasas y liasas que están directamente relacionadas con los ciclos del C, N, P y S (Cerón y Melgarejo, 2005).

Las enzimas en el suelo tienen un papel importante debido a que regulan las transformaciones bioquímicas y participan en la transformación de residuos orgánicos y en ciclo de nutrientes en el suelo. Así, las enzimas del suelo, pueden ser usadas como índice sensitivo para monitorear los cambios en la actividad microbiana y la fertilidad del suelo, ya que están relacionadas con la mineralización del ciclo de nutrientes, elementos importantes como el N, P y C (Tao *et al.*, 2009).

1.4.5.1. Nomenclatura y Clasificación de las enzimas

1.4.5.1.1 Fosfatasas

El término fosfatasa se utiliza para designar, de modo genérico a un grupo amplio de enzimas que catalizan la hidrólisis de ésteres y anhídros del ácido fosfórico (Eivazi y Tabatabai, 1977). Normalmente, el nombre recomendado de las distintas fosfatasas es el nombre del sustrato sobre el que actúan con el sufijo -asa- y la Comisión de Enzimas de la Unión Internacional de Bioquímica las clasificó:

1. Fosfatasas, que actúan sobre enlaces tipo éster que a su vez se subdividen en: monoésterofosfatasas hidrolasas, diésterfosfato hidrolasas, trifosfato monoéster hidrolasas, difosfato monoéster hidrolasas y triéstero fosfato hidrolasas.
2. Enzimas que actúan sobre anhídridos ácidos en anhídridos que contengan grupos fosfato como, por ejemplo, la adenosin trifosfato y la pirofosfatasa.
3. Enzimas que actúan sobre enlaces P–N, como la fosfoamidasa.
4. Enzimas que actúan sobre enlaces C–N, como la fosfonoacetato hidrolasa entre ellas se puede mencionar la Monoésterofosfo hidrolasa; que a este grupo pertenecen la Fosfatasa alcalina y la Fosfatasa ácida.

Las fosfatasas alcalinas y ácidas son dos enzimas inespecíficas que catalizan la hidrólisis de glicerofosfatos, defosfomonoéster orgánico y el Pi que puede ser tomado por las plantas (Alef y Nannipieri, 1995). La fosfatasa alcalina en animales, microorganismos y en células de las plantas y la fosfatasa ácida microorganismos y animales. Estas se diferencian por su pH óptimo, la ácida presenta pH óptimo entre 4 y 6 y la alcalina pH óptimo entre 9 y 11 ambas pueden ser tomadas del suelo (Malcom, 1983; García *et al.*, 2003); sin embargo, para extraerlas del suelo en condiciones de laboratorio se han realizado diferentes métodos y se ha llegado a la conclusión que el pH adecuado de extracción para la fosfatasa ácida es de 6.5 y para la fosfatasa alcalina es de 11 (Tabatabai y Bremner, 1969; Eivazi y Tabatabai, 1977). En cuanto a la temperatura óptima de incubación para extraerla en laboratorio está entre 40 y 60°C, pero usualmente puede ser extraída a 37°C por 1 hora de incubación (Alef y Nannipieri, 1995).

1.4.5.1.2. Ureasas

La actividad ureasa es una de las más estudiadas junto con las hidrolasas, mono fosfatasas alcalina y ácida y glucosidasas, en estudios de calidad, fertilidad y en la evaluación del impacto de contaminantes en los suelos. El interés por la actividad ureasa se debe a su relación con el ciclo del nitrógeno y por el amplio uso que se ha dado a la urea como fertilizante nitrogenado agrícola. Así mismo estudios recientes se han dirigido el estudio de esta en suelos contaminados, por ser sensible a la presencia de metales pesados (García *et al.*, 2003).

1.4.5.1.3. β -Glucosidasa

La enzima β -Glucosidasa, cataliza la hidrólisis de β -D-Glucopiranosidos y pertenece al grupo de las glicosidasas. Es importante en la degradación de carbohidratos del suelo y los productos de su actividad hidrolítica representan un aporte de energía importante para los microorganismos de los suelos (García *et al.*, 2003).

1.4.5.1.4. Deshidrogenasa

La deshidrogenasa participa en la fotofosforilación oxidativa, la cual está acoplada a la síntesis de ATP en la cadena de transporte de electrones. La actividad total de la deshidrogenasa depende de varias deshidrogenasas y tienen un papel fundamental en las etapas iniciales de oxidación de la materia orgánica (García *et al.*, 2003).

1.4.5.1.5. Catalasa

La catalasa es una enzima intracelular que se encuentra en todas las bacterias aerobias y en la mayoría de las anaerobias facultativas. Por ello se considera a lo largo de los años como un exponente de la actividad microbiana del suelo y se ha relacionado con el estado de fertilidad edáfico (García *et al.*, 2003).

1.4.6. Estudios sobre las propiedades bioquímicas

Hernández *et al.* (2006), hicieron un estudio para observar a los microorganismos del suelo, adicionando lodo residual compostado y composta con aserrín tomando muestras en los días 1, 30, 60 y 90 de maduración de la composta; al inicio de la composta (día 1) observaron una elevada respiración microbiana en los dos tratamientos aumentando el CO₂ conforme la muestra tienen más tiempo de maduración de la composta (90 días).

Ros *et al.* (2006), realizaron un estudio sobre las actividades de la hidrolasa, la biomasa microbiana y nitrógeno, aplicando enmiendas orgánicas por 12 años. La aplicación de lodos residuales compostado incrementó significativamente el carbono orgánico y la biomasa microbiana, lo cual fue probablemente debido a que el material usado contenía lignocelulosa como agente de composición el cual no es fácilmente biodegradable.

Trasar- Cepeda *et al.* (2003), realizaron un estudio fue en el conocimiento de las propiedades bioquímicas de suelos naturales desarrollados bajo vegetación clímax

(sin perturbación) y sin influencia humana. Mencionan, que para poder evaluar la calidad del suelo es conveniente realizar la caracterización de las propiedades bioquímicas; ya que estas propiedades están en función de la actividad de los microorganismos del suelo por lo que serán dependientes de las variaciones de temperatura y humedad del suelo, y por ello varían a lo largo del año. Por lo tanto, para tener una mejor caracterización de las propiedades bioquímicas es necesario saber usar la variabilidad estacional. Otro problema es la rápida modificación que sufren las propiedades bioquímicas después del muestreo y durante el periodo de almacenamiento previo al análisis. Para realizar un indicador de calidad de suelo es necesario tomar varios parámetros sencillos, expresados en función de la calidad filtrante, productiva y degradativa, del suelo, si se quiere hacer una evaluación desde el punto de vista sostenible (Trasar- Cepeda *et al.*, 2003).

1.4.7. Calidad del suelo

La calidad y la salud del suelo son conceptos equivalentes, no siempre considerados sinónimos (Doran y Parkin, 1994). La calidad debe interpretarse como la utilidad del suelo para un propósito específico en una escala amplia de tiempo (Carter *et al.*, 1997). El estado de las propiedades dinámicas del suelo como contenido de materia orgánica, diversidad de organismos, o productos microbianos en un tiempo particular constituyen la salud del suelo (Romig *et al.*, 1995).

La preocupación por la calidad del suelo no es nueva (Lowdermilk, 1953; Doran *et al.*, 1996; Karlen *et al.*, 1997; Singer y Ewing, 2000). En el pasado, este concepto fue equiparado con el de productividad agrícola por la poca diferenciación que se hacía entre tierras y suelo. Los suelos de buena calidad son aquéllos que permitirán maximizar la producción y minimizar la erosión. Para clasificarlas se generaron sistemas basados en esas ideas (Doran y Parkin, 1994). Esos incluían términos como tierras agrícolas de primera calidad. El concepto de calidad de suelo ha estado asociado con el de sostenibilidad, pero este último tiene varias acepciones. Para Budd (1992), es el número de individuos que se pueden mantener en un área dada. En cambio, para Buol (1995), el uso del suelo se debe

basar en la capacidad de este para proporcionar elementos esenciales, pues éstos son finitos y limitan, por ende, la productividad. La calidad del suelo, ha sido percibida de muchas formas desde que este concepto se popularizó en la década anterior (Karlen *et al.*, 1997). Este concepto ha sido relacionado con la capacidad del suelo para funcionar. Incluye atributos como fertilidad, productividad potencial, sostenibilidad y calidad ambiental. Simultáneamente, calidad del suelo es un instrumento que sirve para comprender la utilidad y salud de este recurso. A pesar de su importancia, la ciencia del suelo no ha avanzado lo suficiente para definir claramente lo que se entiende por calidad. El término calidad del suelo se empezó a acotar al reconocer las funciones de este: (1) promover la productividad del sistema sin perder sus propiedades físicas, químicas y biológicas (productividad biológica sostenible); (2) atenuar contaminantes ambientales y patógenos (calidad ambiental); y (3) favorecer la salud de plantas, animales y humanos (Doran y Parkin, 1994; Karlen *et al.*, 1997). Al desarrollar este concepto, también se ha considerado que el suelo es el substrato básico para las plantas; capta, retiene y emite agua; y es un filtro ambiental efectivo (Larson y Pierce, 1991; Buol, 1995). En consecuencia, este concepto refleja la capacidad del suelo para funcionar dentro de los límites del ecosistema del cual forma parte y con el que interactúa (Parr *et al.*, 1992).

Para Gregorich *et al.* (1994), la calidad de suelo es una medida de su capacidad para funcionar adecuadamente con relación a un uso específico. Arshad y Coen (1992) le dieron a este concepto una connotación más ecológica; la definieron como su capacidad para aceptar, almacenar y reciclar agua, minerales y energía para la producción de cultivos, preservando un ambiente sano. Las definiciones más recientes de calidad del suelo se basan en la multifuncionalidad del suelo y no sólo en un uso específico, pero este concepto continúa evolucionando (Singer y Ewing, 2000). Estas definiciones fueron sintetizadas por el Comité para la Salud del Suelo de la Soil Science Society of America (Karlen *et al.*, 1997) como la capacidad del suelo para funcionar dentro de los límites de un ecosistema natural o manejado, sostener la productividad de plantas y animales, mantener o mejorar la calidad del aire y del agua, y sostener la salud humana y el hábitat.

Los cambios en la calidad del suelo deberán ser monitoreados, en primer lugar, para identificar áreas problemáticas y en segundo lugar para asegurar la promoción de prácticas de manejo del suelo que favorezcan la productividad y sostenibilidad del agroecosistemas, para lo cual se requiere el desarrollo de indicadores cuantitativos (Ebert y Welch, 2004). Existen indicadores simples e índices sintéticos, los primeros están constituidos por la combinación de dos o más datos; mientras que, el índice es una función matemática sintetizadora (EEA, 2002). Los índices son usados para resumir información compleja sobre un fenómeno a estudiar con el objeto de detectar rápidamente cambios dentro de un sistema.

Para los estudios de calidad de suelos se deben seleccionar atributos que sean sensibles al cambio de uso; en este sentido se han adelantado diversas investigaciones. Por ejemplo, los atributos biológicos y físicos están fuertemente influenciados por el contenido de materia orgánica la cual es una de las propiedades más afectada por las condiciones de manejo. La materia orgánica particulada, el carbono orgánico total, el nitrógeno potencialmente mineralizable y la biomasa microbiana son atributos sensibles a los cambios de uso en los agrosistemas (Needelman *et al.*, 1999). Otros atributos que pueden cambiar con el manejo son aquellos asociados al tipo de labranza y aunque la materia orgánica no varía considerablemente dependiendo del sistema de labranza, si varían las propiedades físicas y biológicas asociadas a ella, como cobertura vegetal, densidad aparente, estabilidad estructural del suelo, comportamiento hidrológico y pérdidas de suelo. Diversos investigadores han hecho esfuerzos en seleccionar atributos de suelos que permitan de una manera directa evaluar la calidad del mismo y relacionar esto con la productividad y sostenibilidad del sistema (Bouma 1989; Larson y Pierce, 1994).

1.4.8. Índices de calidad de suelo

Se ha propuesto un conjunto mínimo de datos, utilizando propiedades químicas, físicas y biológicas específicas que den información acerca de la funcionalidad y productividad de un ecosistema (Cuadro 1). Dentro de estas medidas se encuentran las actividades enzimáticas del suelo que se han sugerido como potenciales dentro del conjunto de indicadores, debido a su relación con la biología del suelo, ya que su presencia depende directamente de la continua liberación al ambiente llevada a cabo por los organismos que habitan en el ecosistema (Burns, 1982), además están relacionadas con funciones ecológicas como la producción de biomasa, la remediación de contaminantes y la conservación de ecosistemas. Las actividades enzimáticas pueden ser usadas como parte del conjunto de herramientas necesarias para asignar sostenibilidad, son de fácil determinación y responden rápidamente al manejo del recurso (Dick y Tabatabai, 1992).

Cuadro 1. Propiedades del suelo indicadores de salud y calidad.

Física	Químicas	Biológicas
Estabilidad estructural	pH	C-Biomasa microbiana
Distribución de poro	Capacidad de intercambio catiónico	N-Biomasa microbiana
Capacidad de campo	Materia orgánica	Respiración
Velocidad de infiltración	Nitrógeno mineralizado	Actividades enzimáticas
Textura	Estado de óxido reducción	Organismos indicadores (colémbolos, lombrices, protozoarios, <i>Rhizobium</i>)
Densidad	Conductividad eléctrica	Diversidad: composición y número de especies

1.5. VERMICOMPOSTA

1.5.1. Lombriz de tierra (*Eisenia foetida*)

Clasificación: Pertenece al filum Anelida, clase oligochaeta que abarca más de 3100 especies de agua dulce y hábitats marinos. Pertenece a la familia

Lumbricidae que es dónde se encuentran los géneros con importancia edáfica (Ruppert y Barnes, 1996).

Morfología externa: el tamaño de las lombrices adultas varía de los 4 cm hasta los 2 metros de longitud, aunque en promedio se puede establecer entre 10-20 cm, con un diámetro de 2-6 cm. Son de color rojo por la hemoglobina como el caso de *Eisenia*, por los dos vasos sanguíneos que corren a lo largo de todo su cuerpo y son visibles a través de las células epiteliales. Los juveniles tienen colores menos intensos. Su cuerpo es húmedo y con espinas llamadas cerdas o quetas. Tienen una apariencia anillada debido a la serie de segmentos que la constituyen, con una separación de surcos llamados septos. Los segmentos son de utilidad taxonómica. Su cuerpo se angosta en la extremidad anterior, tienen una boca llamada prostomio, también de utilidad taxonómica (García, 2006).

Generalidades ecológicas: la tolerancia al pH varía entre las especies, ya que se pueden encontrar a pH de 4 a 8 su abundancia disminuye fuera de estos valores. En general sobreviven mejor en suelo ácidos que alcalinos. Pueden ser tolerantes a las temperaturas normales del suelo. Pueden sobrevivir a temperaturas bajo cero e incluso congelados. Restringen su actividad a los 30° C, aunque prefieren valores a menores de 25° C con un óptimo entre 10 y 15° C dependiendo de la especie. La radiación ultravioleta puede matarlas. Por lo que durante el día están en sus madrigueras o bajo el mantillo. Además el contenido de humedad también limita su presencia, así por ejemplo, son abundantes en climas templados húmedos (García, 2006).

Importancia de la lombriz de tierra: la lombriz junto con las bacterias son los organismos más estudiados ya que forman parte de la fauna del suelo. Tienen importancia taxonómica, morfológica, fisiológica, ecológica, etc, y otros como la lombricultura, comercialización, industrialización y medicina (García, 2006).

Papel de la lombriz en la formación del suelo: como integrante de la edafofauna, la lombriz interviene en la formación del suelo, teniendo un papel predominante en la dinámica de la MO (García, 2006).

En el suelo existen tres tipos de lombrices las epigeas, anecicas y endógenas, las más utilizadas para el proceso de vermicompostaje son las epigeas por que degradan grandes cantidades de materia orgánica. Las especies como *Eisenia andrei* (lombriz roja californiana) y *Eisenia fetida* (lombriz tigre), son las más utilizadas para el lombricompostaje en todo el mundo, incluyendo también en México, por ser las más manejables, eficientes y fáciles de cultivar (Capistran *et al.*, 1999; Sharma, *et al.*, 2005).

Para la cría intensiva de *Eisenia andrei* en sustrato y en recipientes de plástico se tiene que poner 100 g de abono de ganado, por 50 g de suelo y 50 g de celulosa, esto para tener una relación de 1: 5, controlando la humedad de 40-50 %, con una temperatura de 20-30°C, y el pH debe ser de 7, se han observado que de 2 a 3 meses es el tiempo ideal para una vermicomposta ya que se absorbe la cantidad de metales de un 35- 55 % en dos meses, además en 60 días los coliformes fecales bajan de 3900 NMP/g a 0 NMP/g, se tiene que precompostear 15 días y voltear dos veces por semana la composta antes de incubar la lombriz, esto para asegurar que el proceso termofílico haya terminado (Sharma, *et al.*, 2005).

1.5.2. Uso de estiércoles en la vermicomposta

Los estiércoles provienen del manejo de la crianza y explotación de los animales. El efecto benéfico de utilizar estiércoles en la agricultura se ha conocido por siglos. Hasta finales del siglo XIX, la agricultura dependió principalmente de los estiércoles para obtener buenas cosechas; sin embargo, cambió rápidamente por la utilización de fertilizantes (García, 2006).

Todos los residuos orgánicos se derivan directa o indirectamente de las plantas o animales, de tal forma que su composición, su esqueleto o su estructura principal está representada por el carbono y otros elementos químicos que se pueden convertir en nitratos, amonio, fosfatos, potasio, calcio, magnesio, boro, hierro, zinc, cobre, sulfatos, cloruros, manganeso, entre otros (Capistran et al., 1999).

Por otro lado es importante saber cuál dosis es adecuada para la composta ya que dosis excesivas puede ocasionar alto nivel de nitratos en el suelo (García, 2006), y como consecuencia disminuye el pH.

El abono del ganado es considerado como un recurso valioso para la fertilización del suelo, provee altos contenidos de macro y micronutrientes para el crecimiento de las cosechas y es una alternativa a bajo costo comparado con los fertilizantes. Pero la aplicación excesiva e inapropiada de estos desechos en los terrenos agrícolas, por encima de la producción, puede traer problemas de contaminación (Lazcano et al., 2008).

1.5.3. Lombricomposta o vermicomposta

El lombricomposta o vermicomposta puede definirse como la cría masiva, sistemática y controlada de lombrices compostedoras. Es una técnica que involucra varios procesos biológicos, que aceleran la transformación y mineralización de un residuo orgánico en descomposición y lo convierten en abono para las plantas. Se considera una eco-tecnología sencilla, viable y productiva para la producción masiva de abono orgánico (Capistran et al., 1999).

La vermicomposta es regulada principalmente por la dinámica y crecimiento de los microorganismos; para favorecer su actividad de cualquier tipo de desecho orgánico, debe tenerse precaución cuidando los siguientes parámetros, humedad, temperatura, aireación, tamaño de las partículas, relación carbono nitrógeno (C/N) y volumen (García, 2006).

Para tener una buena vermicomposta la relación carbono/nitrógeno debe tener valores cercanos a 40 Mg ha^{-1} , es la óptima para el desarrollo de las lombrices, ya que con altas concentraciones de nitrógeno se pueden intoxicar y morir (Capistran *et al.*, 1999; García, 2006).

El rápido desarrollo tecnológico ha hecho perder de vista ciertos conocimientos tan antiguos como el caso de la vermicultura, una actividad agraria que consiste en la transformación de todo tipo de residuos orgánicos por medio de las lombrices de tierra. Obteniéndose un fertilizante biorgánico de alto valor agronómico (Arroyo *et al.*, 2004).

1.5.4. Estudios sobre la vermicomposta

Bernal *et al.* (1998), hicieron un estudio con diferentes mezclas de lodo composteados en diferentes tiempos para ver hasta cuando la composta está madura toman muestra a los 0, 14, 28, 42, 56 y 70 días y observaron que entre más pasa el tiempo la composta es mejor, por lo proponen utilizarla a los 70 días ya que así no presentan problemas de contaminación por nitrógeno.

Martínez (2009), realizó un estudio empleando abono animal y vegetal composteados con lodo residual bajo tres dosis 10 , 20 y 40 Mg ha^{-1} por un periodo de 60 días, observaron que el abono animal presentaba mejores propiedades físicas y químicas y propone utilizar la dosis de 40 Mg ha^{-1} .

Otero (2010), elaboro vermicomposta usando residuo de caprino, residuo vegetal y la mezcla de ambos, por un periodo de 75 días; propuso usar el abono de caballo y la combinación de residuo vegetal y animal, ya que las propiedades evaluadas fueron más estables.

Toccalino *et al.*, 2006, observaron el comportamiento reproductivo de *Eisenia andrei* (Lombriz roja de California) durante las cuatro estaciones del año, las cuales fueron alimentadas con distintos compostajes. Obtuvieron mayor producción de lombrices en lechos tratados con compostaje provenientes de estiércol bovino (expresado en número de cría a los 14, 21 días y total de cría por ooteca). Este tipo de compostaje es eficiente en todas las épocas del año, aumentando aún más su valor en primavera y verano. La temperatura se mantuvo entre los valores óptimos para el desarrollo de la lombriz así como pH y humedad, durante las cuatro estaciones del año.

2. OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Evaluar el efecto de la adición de la vermicomposta de lodo residual en las propiedades bioquímicas de dos suelos agrícolas del Valle de Toluca para proponer un índice de calidad.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Evaluar las propiedades bioquímicas en dos suelos (Feozem y Andosol) acondicionado con vermicomposta para saber cómo se modifican dichas propiedades.
- Determinar los cambios en las propiedades bioquímicas de suelos (Feozem y Andosol) acondicionados con vermicomposta a los 15, 30 y 45 días de incubación para saber cuándo es más recomendable adicionar la vermicomposta al suelo.
- Conocer el efecto de la adición de la vermicomposta en las propiedades bioquímicas de los tres suelos (Feozem y Andosol) bajo condiciones controladas en tres dosis de aplicación (0, 18 y 36 Mg ha⁻¹) para conocer cuál dosis que funciona mejor en el suelo.
- Proponer un índice de calidad para los suelos estudiados ya que son de importancia económica en el Valle de Toluca.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Zona de estudio

La zona de estudio se encuentra ubicada dentro del Valle de Toluca, Estado de México, (Figura 1), presenta clima templado subhúmedo con lluvias de verano $C(w_2)(w)$ (INEGI, 1996).

Los suelos a estudiar y su ubicación geográfica son:

- Feozem háplico (INEGI, 1996), localizado en el Municipio de Xonacatlán, Estado de México. El punto de muestreo se ubica en las coordenadas $19^{\circ}24'14''$ latitud norte y $99^{\circ}31'45''$ longitud oeste a una altitud de 2595 m. (INEGI, 1997). Se presenta en una zona plana, con suelos aluviales del Cuaternario con rocas sedimentarias y vulcano sedimentarias (INEGI, 1987).

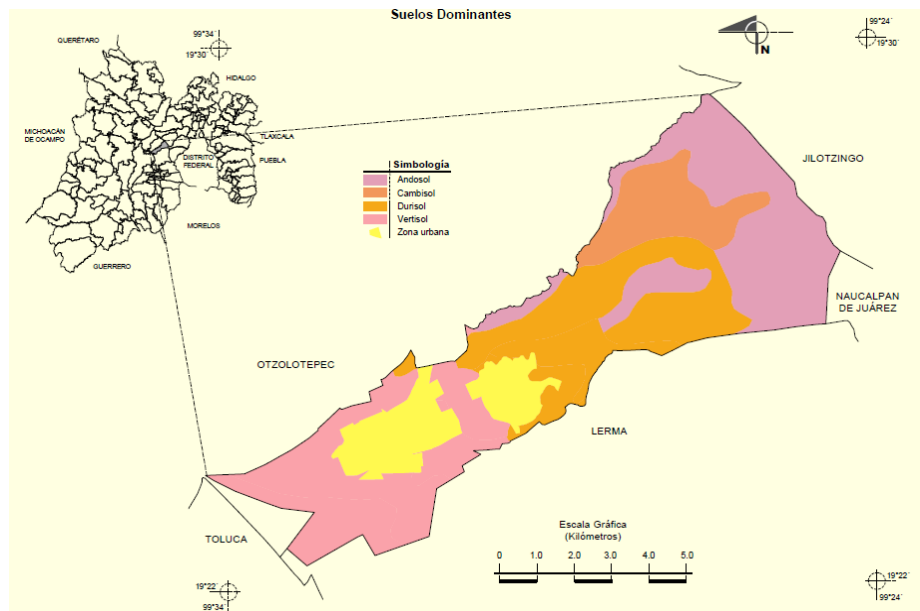


Figura. 1. Mapa de suelos del municipio de Xonacatlán, Estado de México (INEGI, 2005).

- Andosol húmico se localiza en el Municipio de Zinacantepec, Estado de México. El punto de muestreo se ubica en las coordenadas $19^{\circ}14'35''$ latitud norte y $99^{\circ}45'36''$ longitud oeste y a una altitud de 2500 m (INEGI, 1997).

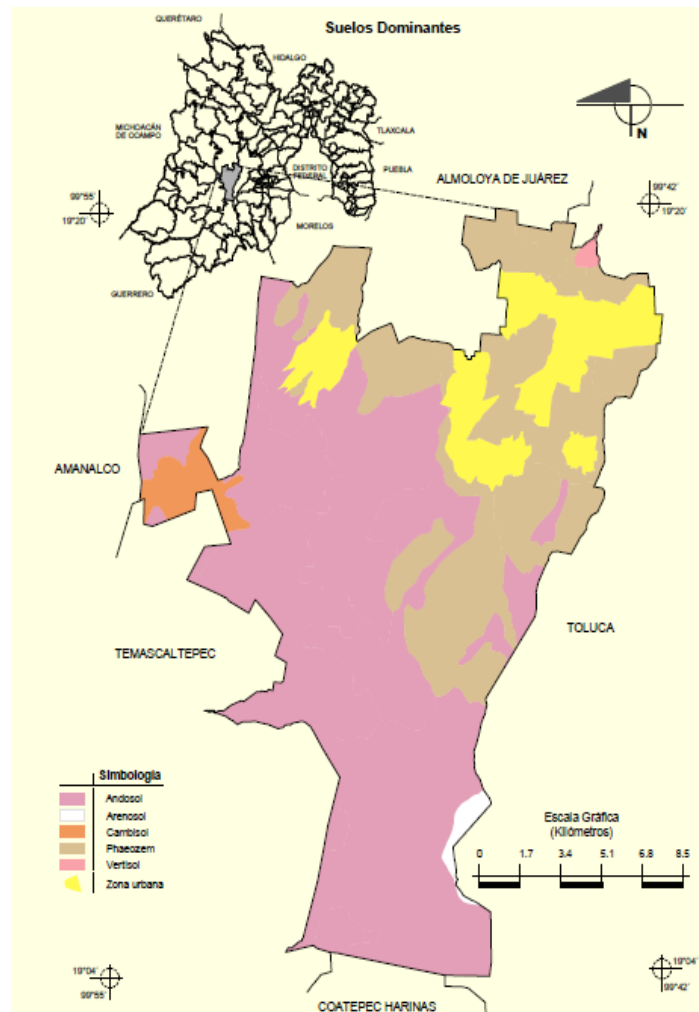


Figura. 2. Mapa de suelos del municipio de Zinacantepec, Estado de México (INEGI, 2005).

3.2. Muestreo

Suelo

El muestreo se realizó en el horizonte Ap de manera aleatoria (tres puntos de muestreo), posteriormente se conformó una muestra compuesta.

Biosólido

El biosólido se obtuvo directamente del filtro prensa de la planta de tratamiento de aguas residuales municipales Toluca Norte, ECOSYS.

Residuo orgánico

El residuo orgánico (estiércol vacuno) se obtuvo de la posta de la Facultad de Veterinaria y Zootecnia, UAEMex. Tomando una muestra fresca de 10 kg en peso húmedo.

4.3. Vermicomposta

Es importante resaltar que antes de realizar el precomposteo, el lodo y el suelo se molieron y tamizaron, el residuo orgánico se secó y se cortó en pedazos pequeños con tijeras.

Para el proceso de precomposteo se utilizó como referencia el suelo (cambisol) de las parcelas experimentales de la Facultad de Ciencias Agrícolas, UAEMex. La muestra se tomó en el horizonte Ap (Sharma *et al.*, 2005; del Águila, 2011).

Para hacer el precomposteo se pesaron 3 kilogramos de residuo orgánico (bovino), más un 1 kilogramo de suelo, y se agregó 648g de lodo residual que corresponden a 36 Mg ha^{-1} (T_{36}). Se mezclaron los materiales y se le adicionó agua. Se dejó reposar por 15 días, moviéndolo para permitir la entrada de oxígeno y agregando más agua para mantener la humedad 80%. Una vez transcurrido los 15 días de precomposteo, se adicionaron 15 lombrices de la especie *Eisenia fetida* en tres recipientes (área de 19 x 11 cm) y además se adicionó 500 g de residuo animal (en húmedo), se midió la temperatura y se dejó la vermicomposta por un periodo de 65 días, monitoreando en este periodo cada tercer día la humedad de 80% y la temperatura de 20°C para asegurar condiciones óptimas para el

desarrollo de la lombriz, los tres recipientes se pusieron frente a una ventana para asegurar que la temperatura fuera constante.

3.4. Análisis de laboratorio

Las muestras de los dos suelos, vermicomposta y biosólido se secaron a temperatura ambiente, se molieron y tamizaron a 2 mm y se homogenizaron para los siguientes análisis:

3.4.1. Análisis químicos en vermicomposta y biosólido

- pH en agua y KCl relación 1:2.5 se realizó a través del método AS-02.
- Materia orgánica por el método de cenizas.
- Nitrógeno total (método AS-25).
- Conductividad eléctrica, con un conductímetro (método AS-18).
- Fósforo por el método de Olsen (1986).
- Capacidad de intercambio catiónico y cationes intercambiables (método AS-12).
- La concentración total de Cu, Zn, Cd, Ni y Pb mediante espectrofotometría de absorción atómica previa digestión ácida ($\text{HNO}_3 + \text{HCl}$ en una relación 4:1) de la muestra, empleando el horno de microondas Mars 5 a través del método EPA 3050B y la determinación de los metales se realizó en un espectrofotómetro de absorción atómica Perkin Elmer 3110.
- La determinación de metales disponibles (Cu, Cd, Zn, Ni y Pb) se realizó una extracción con DTPA y la determinación de los metales se realizó en un espectrofotómetro de absorción atómica Perkin Elmer 3110 por absorción atómica (método AS-14).

Nota: los parámetros antes mencionados se determinaron bajo la NOM-021-SEMARNAT-2001.

3.4.2. Análisis físicos, químicos y bioquímicos en suelo acondicionado con vermicomposta.

Los parámetros físicos y químicos que se evaluaron del suelo feozem y andosol antes de adicionar la vermicomposta fueron

- pH en agua y KCl relación 1:2.5 se realizó a través del método AS-02.
- Materia orgánica del suelo por el método de Walkley y Black (1947) (método AS-07).
- Nitrógeno total por kjeldahl (método AS-08).
- Conductividad eléctrica, con un conductímetro marca HANNA modelo HI 98311 (método AS-18).
- Fósforo por el método de Olsen (1986).
- Textura por el procedimiento de Bouyoucos (1963) (método AS-09).
- Capacidad de intercambio catiónico y cationes intercambiables por el método de acetato de amonio pH 7(método AS-12).
- La concentración total de Cu, Zn, Cd, Ni y Pb mediante espectrofotometría de absorción atómica previa digestión ácida ($\text{HNO}_3 + \text{HCl}$ en una relación 4:1) de la muestra, empleando el horno de microondas Mars 5 a través del método EPA 3050B y la determinación de los metales se realizó en un espectrofotómetro de absorción atómica Perkin Elmer 3110.
- La determinación de metales disponibles (Cu, Cd, Zn, Ni y Pb) se realizó una extracción con DTPA y la determinación de los metales se realizó en un espectrofotómetro de absorción atómica Perkin Elmer 3110.por absorción atómica (método AS-14).

Para evaluar los parámetros bioquímicos se le agregó a cada uno de los suelos la proporción de 0 Mg ha^{-1} (control, T_0), 18 Mg ha^{-1} (dosis baja, T_{18}) y 36 Mg ha^{-1} (dosis alta, T_{36}) de vermicomposta, las cuales se incubaron a los 15, 30 y 45 días, bajo un diseño de bloques aleatorios con tres repeticiones por tratamiento (Gil-Sotres *et al.*, 2002) para determinar los siguientes parámetros:

- Determinación de la biomasa microbiana o C Biomasa por el método de Fumigación-Extracción de Vance *et al.* (1987).
- Determinación del CO_2 desprendido por respiración por el método propuesto por Nannipieri (1995).
- Determinación de nitrógeno inorgánico total y amoniacal (NMX-AS-08-2000).

- Determinación de humedad por diferencia de peso.
- Actividad enzimática:
 - Determinación de la catalasa por el método Jhonson y Temple (1964) y medida del H₂O₂ residual mediante permanganometría.
 - Determinación de la actividad de la β-glucosidasa según el método Tabatai (1982).
 - Ureasa (método propuesto por Tabatai y Bremen, (1972) citados en Tabatai (1994).
 - Fosfatasa ácida por el método de Tabatai y Bremmer, (1970) citado en Nanipieri y Alef (1995).
 - Determinación de la actividad deshidrogenasa por el método de Von Mersi y Schinner (1991) modificado por Camiña *et al.* (1998) citado en García *et al.* (2003).

3.5. Análisis estadístico

A los resultados obtenidos se les aplicó un análisis de multivariado de varianza (MANOVA) y una prueba de Tukey para ver diferencias entre los tratamientos, con un 95% de confianza, con el paquete estadístico, STATGRAPHICS PLUS Versión 5.0 (Statiscal Graphics Corporation, 2000).

Además se realizó un análisis de correlación múltiple, se eligieron los parámetros con un valor de $r > 0.7$, posteriormente los resultados fueron tratados con un análisis de componentes principales (MDS1) y regresión múltiple (MDS2) con rotación varimax tomando los valores con comunalidades mayores a 0.6 para calcular el índice de calidad con todos los parámetros.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Suelos

4.1.1. Feozem háplico

Los resultados del Feozem se muestran en el cuadro 2. El pH en agua y KCl fue moderadamente ácido a fuertemente ácido, con un contenido de materia orgánica (MO) medio; en cuanto a la relación carbono nitrógeno (C/N) fue óptima para un cultivo de maíz y dentro del intervalo considerado para un suelo Feozem, con un contenido de nitrógeno total muy alto, todo ello según la norma (NOM-021).

Se puede apreciar que los valores de la capacidad de intercambio catiónico (CIC), la cual es una propiedad química a partir de la cual se puede inferir en el grado de fertilidad de un suelo así como el tipo de arcillas que presenta, para el Feozem se tiene una CIC alta, con arcillas del tipo de micas hidratadas.

En lo que se refiere a los cationes intercambiables el calcio y magnesio presentaron valores altos, mientras que el potasio y sodio presentaron contenidos medios. Con el siguiente orden $Ca^{+2} > Mg^{+2} > K^+ > Na^+$. En cuanto a la CE presentó ligera salinidad y el fósforo fue alto (de acuerdo a la NOM-021) (Cuadro 2).

Cuadro 2. Propiedades químicas de Feozem háplico

Parámetros analizados	Feozem
pH en agua	5.74 ± 0.06
pH en KCl	4.47 ± 0.05
MO %	2.57 ± 0.14
C orgánico %	1.49 ± 0.08
N total %	0.39 ± 0.00
Relación C/N	3.82
CIC (cmol/kg)	34.18 ± 0.04
Ca (cmol/kg)	10.45 ± 0.56
Mg (cmol/kg)	3.73 ± 0.66
Na (cmol/kg)	0.32 ± 0.08
K (cmol/kg)	0.55 ± 0.14
P (mg/kg)	26.30 ± 2.27
CE (dS cm ⁻¹)	0.08 ± 0.01

MO, materia orgánica. Media ± desviación estándar.

4.1.1.1. Feozem háplico con vermicomposta

El cuadro 3 muestra los valores después de la incubación en los diferentes tratamientos se puede apreciar que el pH a los 15 días es muy similar tanto en el Control (T₀) como T₁₈, para T₃₆ aumenta hasta 5.94, sin embargo de acuerdo a la NOM-021, se considera como moderadamente ácido (ver anexo 1).

Cuadro 3. Características físicas y químicas de los diferentes tratamientos del suelo Feozem

Tiempo	Tratamiento	pH	CE	Corg	Relación C/N	Ntot	Fosforo
Días	t ha ⁻¹	en H ₂ O	dS m ⁻¹		%		mg kg ⁻¹
15	0	5.08 ± 0.01 ^{cd}	0.015 ± 0.0 ^c	0.95 ± 0.0 ^g	2.17 ± 0.01 ^d	0.43 ± 0.00 ^e	18.68 ± 0.38 ^{cd}
	18	5.06 ± 0.01 ^d	0.04 ± 0.0 ^a	0.22 ± 0.0 ⁱ	0.46 ± 0.02 ^g	0.46 ± 0.02 ^e	37.00 ± 0.10 ^a
	36	5.94 ± 0.01 ^a	0.05 ± 0.0 ^a	0.97 ± 0.0 ^f	1.66 ± 0.01 ^e	0.58 ± 0.00 ^d	19.48 ± 0.28 ^c
30	0	5.57 ± 0.13 ^b	0.01 ± 0.0 ^c	4.0 ± 0.0 ^d	7.45 ± 0.03 ^a	0.53 ± 0.00 ^d	18.37 ± 0.38 ^d
	18	5.69 ± 0.02 ^b	0.03 ± 0.0 ^b	0.91 ± 0.0 ^h	0.85 ± 0.00 ^f	1.06 ± 0.00 ^a	18.65 ± 0.24 ^{cd}
	36	6.14 ± 0.02 ^a	0.05 ± 0.0 ^{ab}	1.81 ± 0.0 ^e	2.04 ± 0.06 ^d	0.91 ± 0.02 ^c	26.05 ± 0.65 ^b
45	0	5.29 ± 0.20 ^c	0.04 ± 0.0 ^{ab}	4.59 ± 0.0 ^b	4.77 ± 0.13 ^{bc}	0.96 ± 0.02 ^{bc}	16.63 ± 0.30 ^e
	18	5.67 ± 0.11 ^b	0.03 ± 0.0 ^b	5.02 ± 0.0 ^a	5.01 ± 0.22 ^b	1.00 ± 0.04 ^b	37.20 ± 0.57 ^a
	36	6.11 ± 0.00 ^a	0.03 ± 0.0 ^b	4.55 ± 0.0 ^c	4.62 ± 0.14 ^c	0.98 ± 0.03 ^b	25.37 ± 0.27 ^b

Media ± desviación estándar. Letras diferentes en la misma columna, indican diferencias estadísticamente significativas en la interacción tiempos X tratamientos (MANOVA; prueba de Tukey, $P < 0.05$).

En el cuadro 4 se muestran los resultados del nitrógeno inorgánico total, amoniacal, nitratos y nitritos, se observaron diferencias significativas entre los tratamientos y entre los días de incubación, se encontró que el nitrógeno inorgánico total, fue alto respecto al amonio y nitratos, para los tres tratamientos y los tres tiempos. El amonio fue mayor a los 30 d; y los nitratos y nitritos a los 15 d, para todos los tratamientos; a los 45 d aumentaron los nitratos y nitritos en T36 Mg ha⁻¹ con respecto al control y T18 Mg ha⁻¹. El potencial de mineralización de N, es la cantidad máxima de N disponible que podrá ser liberada de un abono, después de su degradación por los microorganismos del suelo. El potencial de mineralización de N, se establece a partir de la mineralización acumulada de N, la cual se define como la cantidad de N disponible, liberada después de un período de tiempo específico (Cerrato *et al.*, 2007). La tasa de mineralización de N es la cantidad de N que se libera por una unidad de tiempo específica. La tasa de

mineralización es igual a la velocidad o grado mineralización, y se interpreta como el porcentaje de N que se mineraliza y que permite conocer cuánto está siendo liberado en forma disponible en períodos específicos de tiempo (Porta *et al.*, 2006).

El N-total se puede apreciar que el T₃₆ es diferente en los tres tiempos presentando el valor más alto a los 45 d, el T₁₈ es diferente para los tres tiempos el valor más alto fue a los 30 días. En el caso del N amoniacal se observaron diferencias significativas a los 30 d para el T₃₆ el cual presenta el valor más alto respecto a los 15 y 45 d no presentaron diferencias significativas. La nitrificación presento diferencias para el T₃₆ a los 45 d con el valor más alto y el T₁₈ a los 15 d presento el valor más bajo.

Cuadro 4. Nitrógeno inorgánico en los diferentes tratamientos del suelo Feozem

Tiempo	Tratamiento	N-total (nitrógeno mineralizado)	N-NH ₄ ⁺ (Amonificación)	N-NO ₂ ⁻ + N-NO ₃ ⁻ (Nitrificación)
Días	Mg ha ⁻¹	mg kg ⁻¹		
15	0	38.5 ± 13.6 ^d	17.91 ± 0.4 ^c	20.6 ± 13.8 ^{bc}
	18	45.7 ± 5.2 ^{cd}	13.7 ± 5.2 ^c	32.0 ± 10.5 ^b
	36	38.2 ± 5.5 ^d	14.3 ± 5.2 ^c	23.8 ± 7.8 ^{bc}
30	0	59.4 ± 0.0 ^{bc}	50.2 ± 5.2 ^b	9.1 ± 5.2 ^c
	18	75.7 ± 4.5 ^{ab}	50.5 ± 5.3 ^b	25.2 ± 8.8 ^{bc}
	36	82 ± 16.0 ^a	65.6 ± 0.0 ^a	16.4 ± 8.9 ^{bc}
45	0	45.9 ± 5.3 ^{cd}	13.7 ± 5.3 ^c	32.1 ± 7.5 ^b
	18	74.3 ± 19.9 ^{ab}	16.4 ± 6.0 ^c	57.9 ± 10.9 ^a
	36	86.7 ± 46.1 ^a	10.8 ± 4.3 ^c	75.9 ± 8.3 ^a

Media ± desviación estandar. Letras diferentes en la misma columna, indican diferencias estadísticamente significativas en la interacción tiempos X tratamientos (MANOVA; prueba de Tukey, $P < 0.05$).

El Feozem equilibra el contenido de NH₄⁻ y así como de NO₃⁻ y NO₂⁻, a los 15 días se puede observar un incremento en las especies oxidadas; mientras que, a los 30 d la especie principal es el amonio, a los 45 d disminuye el contenido de nitrógeno total.

En el cuadro 5 se muestran los valores de MANOVA, la cual presenta diferencias significativas tanto por tiempo como por tratamiento, para la biomasa, nitrógeno inorgánico total, amonio y nitratos y nitritos.

Cuadro 5. Análisis de MANOVA que muestra los valores de F, de las características bioquímicas de los diferentes tratamientos del suelo Feozem

Factor	Biomasa	N-total	N-NH ₄ ⁺	N-NO ₃ ⁻ + N-NO ₂ ⁻
Tratamiento	17.62***	76.42***	303.95***	55.18***
Tiempo	6.87**	32.10***	1.85***	14.58***
Tratamiento x Tiempo	4.74**	9.09***	7.26***	5.94***

§, *, **, y *** son significativas a P < 0.10, 0.05, 0.01 y 0.001, respectivamente n.s. significa valor no fue significativo a P < 0.10.

En el cuadro 6 se puede observar los resultados de C-biomasa microbiana, a los 15 d la dosis de T₁₈ mientras que presento el valor más alto respecto a los demás tratamientos y tiempos y el tratamiento T₀ fue el más bajo a los 45 d. De manera particular se pudo observar un comportamiento heterogéneo con respecto a tiempo de incubación, a los 15 d y 45 d los tratamientos se comportaron de la siguiente manera T₁₈ > T₃₆ > T₀, a los 30 d la tendencia fue T₃₆ > T₀ > T₁₈. De manera general con respecto al tiempo y tratamiento los valores más bajos fueron a los 30 d y 45 d en los cuales todos decaen; sin embargo, el T₀ fue el que presento diferencia significativas con el valor más bajo a los 45 d respecto a todos los demás. El valor más alto fue para T₁₈ a los 15 d el cual presento diferencias respecto a los demás tiempos y tratamientos.

Kaviraj y Sharma (2003), mencionan que la biomasa microbiana es una propiedad importante durante el vermicomposteo ya que es un indicador que ayuda a saber cómo se comporta la actividad de los microorganismos en el proceso de vermicomposteo. Además que la mucosidad que genera la lombriz (*E. fetida*) hace más fácilmente asimilables los nutrientes para los microorganismos, y esto sugiere una especie de mutualismo entre la lombriz y los microorganismos. Por otra lado, Gil-Sotres *et al.* (2002), en su estudio con estiércol vacuno e incubación, mencionan que el proceso de mineralización y humificación de la materia orgánica se da más rápido, no sólo debido a las condiciones favorables de la incubación sino también a que el estiércol proporciona simultáneamente los sustratos

orgánicos, los agentes para transformarlos y los nutrientes necesarios para el crecimiento microbiano.

Cuadro 6. Valores del carbono asociado a la biomasa microbiana y su relación con el carbono total y q CO₂ del suelo.

Tiempo días	Tratamiento t ha ⁻¹	C-Biomasa mg kg ⁻¹	ΣCO ₂ mg/ 100 gss/ CO ₂ /día	q CO ₂ μg C-CO ₂ mg ⁻¹ / C-Biomasa h ⁻¹
	0	465.1 ± 65.9 ^{bcd}	1204.52	3.47
15	18	683.0 ± 0.0 ^a	2411.22	4.80
	36	600.7 ± 69.7 ^{ab}	2245.67	5.12
30	0	487.6 ± 127.2 ^{abc}	377.02	0.31
	18	419.9 ± 57.1 ^{acd}	219.66	1.20
	36	545.5 ± 41.2 ^{abc}	685.30	0.47
45	0	279.7 ± 80.7 ^d	1101.34	3.24
	18	508.4 ± 44.2 ^{abc}	1204.52	2.48
	36	344.4 ± 160.7 ^{cd}	2411.22	4.39

Media ± desviación estandar. Letras diferentes en la misma columna, indican diferencias estadísticamente significativas en la interacción tiempos X tratamientos (MANOVA; prueba de Tukey, $P < 0.05$).

La biomasa microbiana es el indicador más sensible en los cambios del suelo con respecto a la materia orgánica (García-Gil *et al.*, 2000).

La sumatoria de la respiración, la tendencia a los 15 d fue $T_{18} > T_{36} > T_0$ los 30 d la tendencia es la siguiente $T_{36} > T_0 > T_{18}$, a los 45 d presento $T_{36} > T_{18} > T_0$.

En cuanto al q CO₂ el tratamiento que presento mayor grado de estrés es el T_0 y T_{36} a los 30 d, y menor actividad metabólica y microbiana. El T_{36} a los 15 d tiene mayor eficiencia metabólica y por tanto una actividad microbiana alta.

El coeficiente metabólico (q CO₂) también se considera un indicador del estado fisiológico a través del metabolismo de la biomasa. Es un índice biológico que determina el estado de desarrollo o grado de estrés del ecosistema; es decir, la eficiencia metabólica de la fauna edáfica, ya que directamente se está analizando

el C lábil del conjunto de la materia orgánica, donde involucra directamente la actividad de las poblaciones microbianas del suelo (Peña, 2004).

Además, el qCO_2 es utilizado como un indicador para interpretar la eficiencia microbiana; es decir, la energía necesaria para mantener la actividad metabólica en relación con la energía suficiente para sintetizar la biomasa microbiana, al aumentar el qCO_2 significa que incrementa la actividad microbiana (Fernández *et al.*, 2005),

También se considera un indicador del desarrollo del ecosistema; éste expresa la cantidad de carbono mineralizado por unidad de tiempo ($\mu g C-CO_2 h^{-1}$) y es relativo a la biomasa microbiana presente en el suelo (mg C-biomasa); se deriva de la teoría ecológica de Odum (1969, 1985), que señala que la actividad respiratoria de la biomasa microbiana del suelo disminuye progresivamente a medida que el sistema alcanza un equilibrio (Peña, 2004).

Las Figuras 3, 4 y 5 muestran los resultados de la respiración de los tres tratamientos T_0 , T_{18} y T_{36} (0, 18 y 36 Mg ha⁻¹) para las diferentes etapas de incubación. A los 15 y 30 días de incubación, se puede observar que el tratamiento de T_{18} presentó mayor respiración respecto a T_{36} y T_0 , siendo este último el más bajo, caso contrario a los 45 días de incubación el de T_{36} fue mayor la respiración con respecto T_{18} y T_0 . La respiración microbiana se ha utilizado para determinar la actividad biológica del suelo, sobre todo para conocer los procesos de mineralización en horizontes superficiales (Peña, 2004). García *et al.* (2000), realizaron un estudio en el que emplearon desechos sólidos municipales composteados con dosis de 20 y 80 Mg ha⁻¹ y encontraron que la biomasa microbiana y la actividad enzimática aumentó a lo largo del tiempo por la adición de las enmiendas orgánicas en los tratamientos de 80 y lo atribuyeron a que la adición de materiales orgánicos incrementó el metabolismo microbiano del suelo.

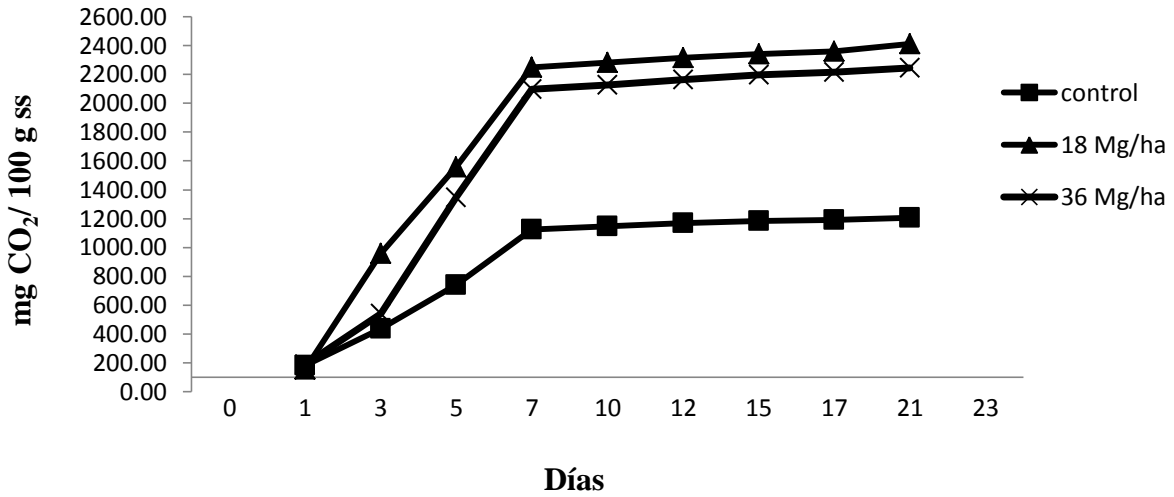


Figura. 3. Respiración a los 15 días de incubación para el Feozem.

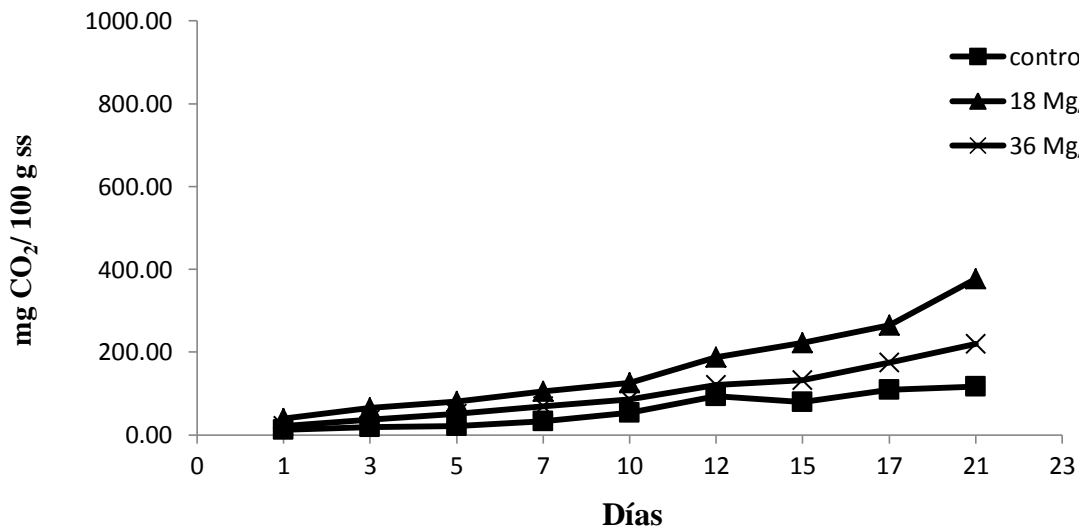


Figura. 4. Respiración a los 30 días de incubación para el Feozem.

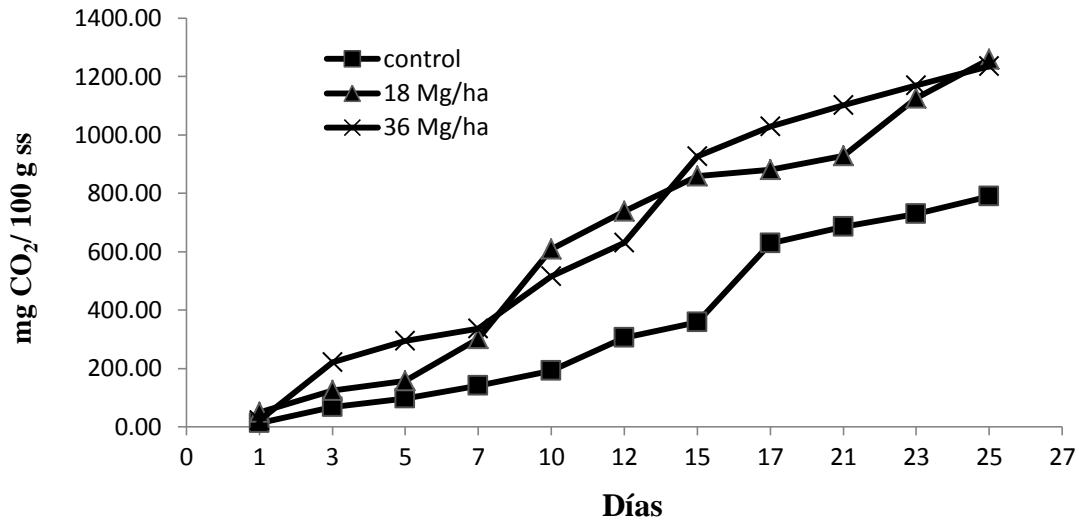


Figura. 5. Respiración a los 45 días de incubación para el Feozem.

4.1.1.1.1. Cinética de mineralización

La cinética de mineralización del carbono es calculada basándose en la velocidad a la que se va reduciendo la proporción del carbono que permanece en el suelo o carbono residual:

$$C_{residual} = \frac{(C_t - C_m) \times 100}{C_t}$$

Donde C_t representa el carbono total inicial y C_m el carbono de mineralización. Se considera que es la cinética que sigue una ecuación de primer orden donde:

$$\frac{dc}{dt} = -Kc$$

Donde "c" es el carbono mineralizado, "K" es la constante de velocidad y "t" es el tiempo.

Si se relaciona el logaritmo del carbono residual con el tiempo de incubación, se obtienen gráficos como el de la figura 5 (a, b y c), en los que los puntos determinados se pueden unir una sola recta (Peña, 2004).

Los puntos del carbono mineralizado en 21 días se ajustan a dos rectas que se explican considerando que el proceso de mineralización consta de dos procesos de primer orden (Stanford y Smith, 1972), el primero de los cuales consiste en la mineralización de un sustrato más lábil y el segundo en la mineralización de un sustrato más recalcitrante (Gil-Sotres, *et al.*, 1992).

En figura 6, 7 y 8, se puede observar que los puntos de los días estudiados se ajustan a dos rectas, esto se logra haciendo una correlación (r) respecto a los días de mineralización. La r a los 4 días de incubación, se acerca más al valor de 0.999 el cual representa al sustrato más lábil y el día 15 se puede observar como la curva desciende y el valor de r también por lo tanto este punto representa al sustrato más recalcitrante o donde la mineralización del carbono es más lenta. Esto resultados son similares a los encontrados por Carrasco (2009) y Martínez (2009), donde observaron dos sustratos en diferentes días de la incubación, esto relacionado con la cantidad de lodo aplicado y con el periodo de incubación del experimento.

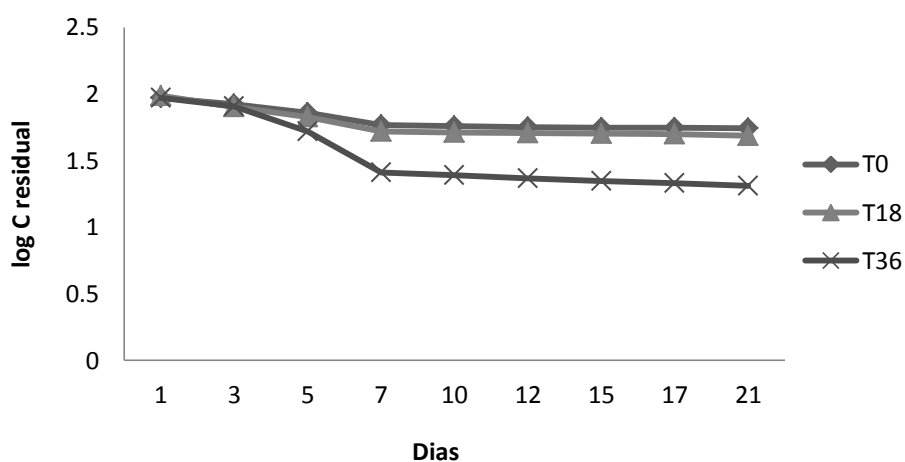


Figura. 6. Cinética de mineralización a los 15 d de incubación para todos los tratamientos del Feozem.

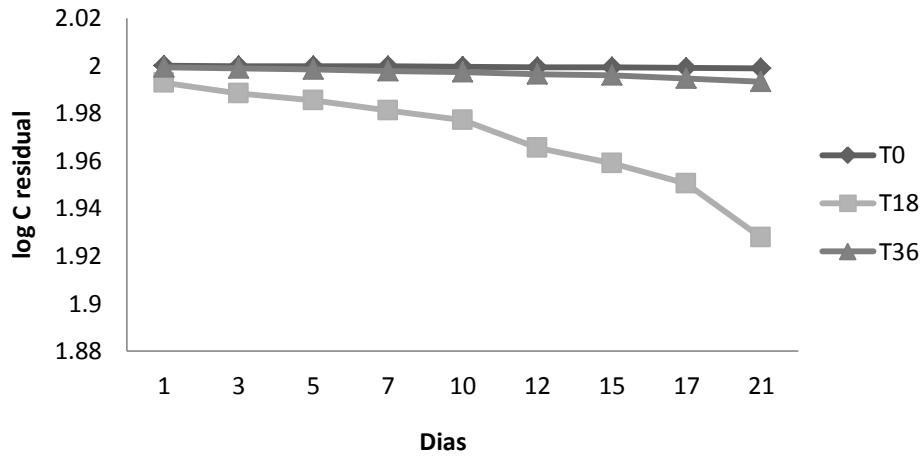


Figura. 7. Cinética de mineralización a los 30 d de incubación para todos los tratamientos del Feozem.

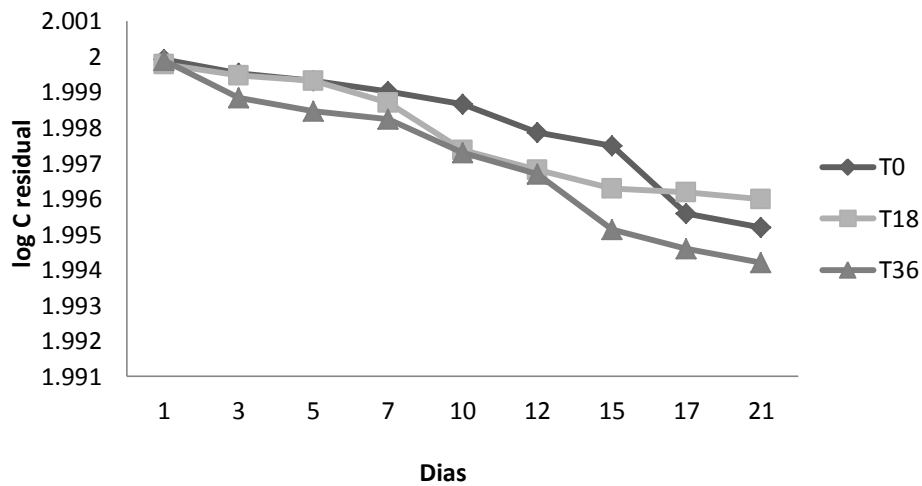


Figura. 8. Cinética de mineralización a los 45 d de incubación para todos los tratamientos del Feozem.

En el cuadro 7 se muestran los valores de las constantes cinéticas para los dos sustratos (lábil y recalcitrante), la correlación (r) entre los valores del C-residual y

el tiempo. Para el primer sustrato el lábil o rápido, se puede observar que las constantes de velocidad y por tanto la mineralización del carbono, son más altas para los tratamientos de T₃₆ a los 15 d (-9.3×10^{-2} k), con respecto al T₀ a los 45 d (-0.0×10^{-2} k). Para el segundo sustrato que es el recalcitrante se puede observar en T₁₈ a los 30 d (-4.2×10^{-2} k).

Cuadro 7. Valores de las constantes cinéticas (K) y de los coeficientes de correlación de Pearson (r) para la mineralización del carbono.

Días	Tratamiento Mg ha ⁻¹	Velocidad			
		Sustrato 1°		Sustrato 2°	
		K 10 ⁻²	R	K 10 ⁻²	r
15	0	-3.3	-0.987	-1.4	-0.969
	18	-4.3	-0.997	-2.0	-0.995
	36	-9.3	-0.959	-0.7	-0.987
30	0	-0.0	-0.970	-0.0	-0.944
	18	-1.9	-0.995	-4.2	-0.987
	36	-0.0	-0.997	-0.3	-0.984
45	0	-0.0	-0.992	-0.0	-0.952
	18	-1.9	-0.963	-0.4	-0.932
	36	-0.2	-0.941	-0.0	-0.955

En la figura 9 se pueden observar los resultados de la actividad de la catalasa para los tres tratamientos y los tres tiempos de incubación, se puede apreciar como la actividad de la catalasa a los 15 días de incubación, en los tres tratamientos presentaron un comportamiento muy similar siendo ligeramente más altos el de T₃₆ y bajos para T₁₈, a los 30 días la actividad de la enzima fue igual fue en T₀ < T₁₈ < T₃₆, a los 45 días se observó un aumento T₀, T₃₆ aumento comparado con T₁₈ los demás días de incubación. García *et al* (2003), reportan valores para la actividad catalasa en suelos agrícolas diversos con un rango de actividad de 0.60-1.50 $\mu\text{moles H}_2\text{O}_2$ consumidos g/h y suelos agrícolas de 2.20 a 1.62 $\mu\text{moles H}_2\text{O}_2$ consumidos g/h. La catalasa es una enzima intracelular que se encuentra en las bacterias aerobias y en la mayoría de las anaerobias facultativas, es por eso que se ha considerado esta enzima a través de los años como un exponente de la actividad microbiana del suelo y se ha relacionado con el estado de fertilidad edáfico.

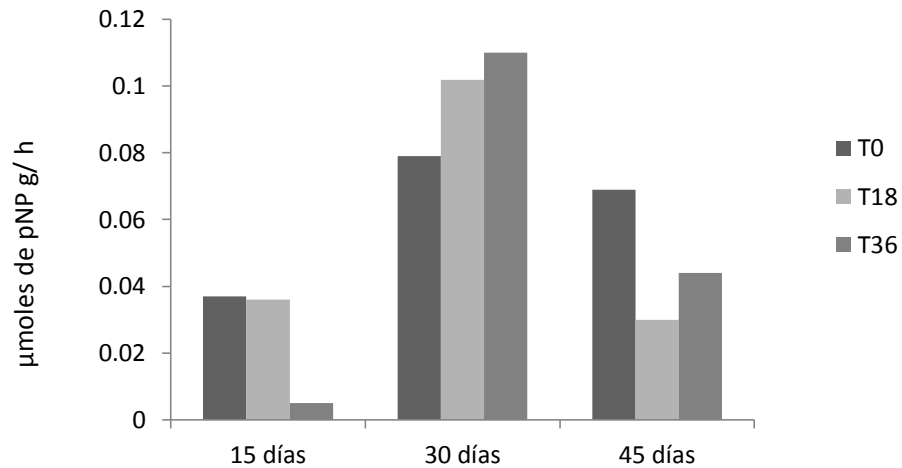


Figura. 9. Actividad catalasa en los tres tiempos de incubación para el Feozem.

En la figura 10 se pueden observar los resultados de la actividad ureasa para los tres tratamientos, se puede apreciar el siguiente orden $T_0 > T_{36} > T_{18}$, para los tres tiempos, a los 45 d la actividad en los tratamientos fue $T_0 = T_{36}$, en general se puede observar que la actividad de la enzima disminuyó con forme disminuye el tiempo de incubación, T_{18} presentó valores muy similares en los tres tiempos y fue mucho menor la actividad respecto a los demás tratamientos.

La presencia de la actividad ureasa en el suelo, se ve reflejado por la hidrolización del nitrógeno y amonio, usando a la urea como sustrato. La ureasa es inhibida por la adición de enmiendas orgánicas al suelo. Además, la actividad de la ureasa puede ser inhibida por la presencia de metales pesados los cuales son adicionados a través de la composta con lodo residual, o por concentraciones altas de NH_4^+ (García-Gil et al., 2000).

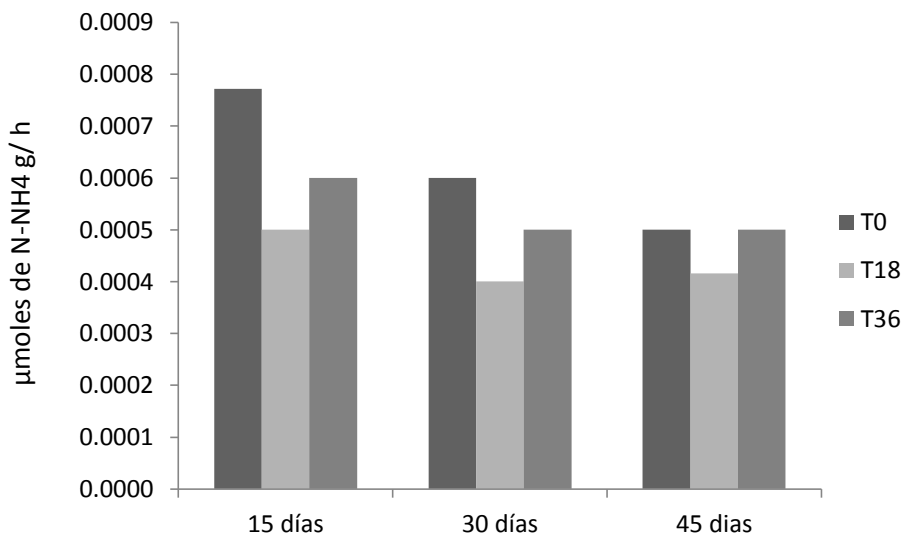


Figura. 10. Actividad ureasa a los 15, 30 y 45 días de incubación para el Feozem.

En la figura 11 se pueden observar los resultados de la actividad fosfatasa para los días de incubación presentando el siguiente orden 30 d>45 d>15 d, en cuanto a los tratamientos en 15 d el que presentó menor actividad fue T₃₆, pero a los 30 d fue el que tuvo mayor actividad. En 45 d se puede ver observar el siguiente orden T₀ > T₃₆ > T₁₈.

Los cambios de la actividad fosfatasa en el suelo, presentan un papel importante en la mineralización de fósforo inorgánico observado en los tratamientos. La fosfatasa es inhibida por la adición de enmiendas orgánicas al suelo. Generalmente, la actividad de la enzima puede ser baja debido al P disponible en el suelo. Además la actividad de la fosfatasa puede ser inhibida por la presencia de metales pesados como el Cu y Zn los cuales son adicionados a través de la composta con lodo residual (García-Gil et al., 2000).

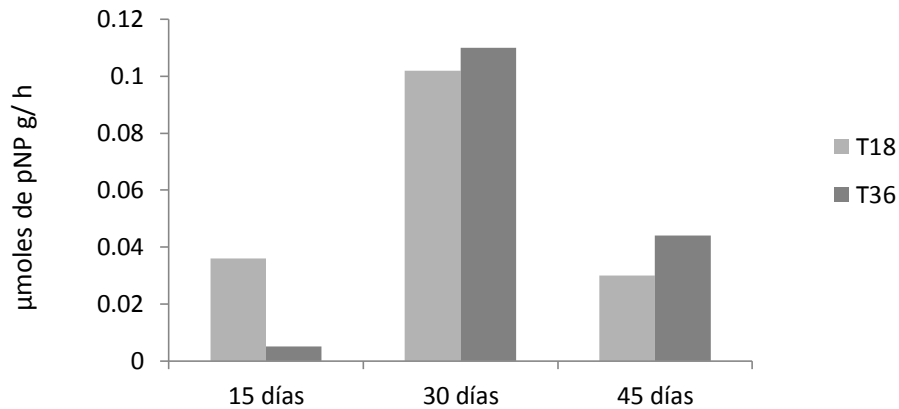


Figura. 11. Actividad fosfatasa de las incubaciones para el Feozem.

En cuanto a la deshidrogenasa esta presentó poca actividad a los 15 d, a los 30 d aumentó y a los 45 d disminuyó excepto para T₁₈ que fue mayor respecto a los demás tratamientos que fueron iguales (T₀=T₁₈) Figura 12.

Los cambios de la actividad deshidrogenasa en el suelo, presentan un papel importante en la mineralización del C inorgánico, observado en los tratamientos. La deshidrogenasa aumenta por la adición de enmiendas orgánicas al suelo.

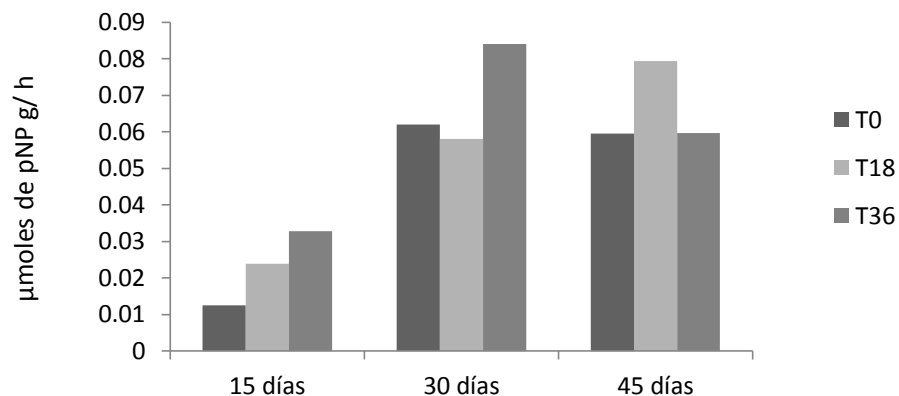


Figura. 12. Actividad deshidrogenasa de las incubaciones para el Feozem.

En cuanto a la β -glucosidasa esta presentó poca actividad a los 30 d, a los 15 d aumentó y a los 45 d disminuyó para T₀ y T₃₆ excepto para el T₁₈ que fue mayor respecto a los demás tratamientos que fueron iguales Figura 13.

La actividad de la enzima β -glucosidasa está directamente relacionada con la adición de residuos orgánicos ya que incrementa. La mineralización de la materia orgánica provee de sustrato para la actividad de la β -glucosidasa, así como los microorganismos están involucrados en este proceso de descomposición del carbono orgánico (García-Gil et al., 2000).

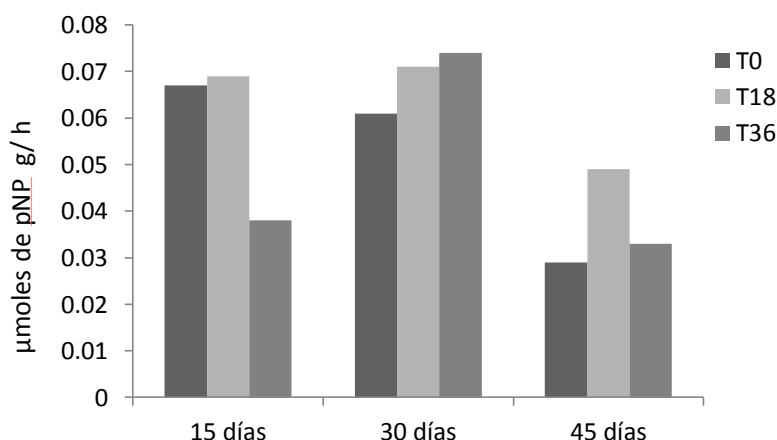


Figura. 13. Actividad glucosidasa de las incubaciones para el Feozem.

En cuanto al análisis de MANOVA (Cuadro 7) solo la ureasa y β -Glucosidasa presentaron diferencias significativas en T₁₈ y T₃₆ ($p < 0.05$). Estos cambios se deben a que estas enzimas dependen directamente de la mineralización del C para la β -Glucosidasa y del nitrógeno para la ureasa.

La importancia fundamental de la actividad enzimática del suelo radica en que el funcionamiento de los ecosistemas no puede entenderse correctamente sin la participación de los procesos enzimáticos (García *et al.*, 2003).

Cuadro 8. Actividad enzimática (MANOVA) de los diferentes tratamientos del Feozem

Tiempo	Tratamiento	Catalasa	Ureasa	Fosfatasa	Deshidrogenasa	β -Glucosidasa
días	t ha ⁻¹	moles H ₂ O ₂ consumidos g ⁻¹ h ⁻¹	μ moles NH ₄ ⁺ g ⁻¹ h ⁻¹		μ moles de pNP g ⁻¹ h ⁻¹	
15	0	1.92 ^d	0.0007 ^b	0.037 ^a	0.001 ^a	0.067 ^{abc}
	18	2.12 ^{cd}	0.0051 ^{bcd}	0.036 ^a	0.024 ^a	0.069 ^{ab}
	36	2.29 ^{bc}	0.00061 ^{bc}	0.005 ^a	0.032 ^a	0.038 ^{abc}
30	0	2.15 ^{cd}	0.00068 ^{bc}	0.079 ^a	0.063 ^a	0.061 ^{abc}
	18	2.14 ^{cd}	0.00048 ^{cd}	0.101 ^a	0.058 ^a	0.071 ^a
	36	2.28 ^{bc}	0.00042 ^{cd}	0.110 ^a	0.084 ^a	0.074 ^a
45	0	2.06 ^{cd}	0.0005 ^{bcd}	0.069 ^a	0.005 ^a	0.029 ^c
	18	4.43 ^a	0.0003 ^d	0.030 ^a	0.079 ^a	0.029 ^c
	36	2.53 ^b	0.0028 ^a	0.044 ^a	0.059 ^a	0.033 ^{bc}

Media \pm desviación estandar. Letras diferentes en la misma columna, indican diferencias estadísticamente significativas en la interacción tiempos X tratamientos (MANOVA; prueba de Tukey, $P < 0.05$).

4.1.1.1.2. Calidad del suelo (Feozem)

En el cuadro 8 se muestran las correlaciones, entre los diferentes parámetros bioquímicos, existe un correlación entre el nitrógeno inorgánico total con el amonio, nitratos y nitritos, catalasa, deshidrogenasa, fosfatasa, glucosidasa y ureasa; existe una correlación entre la fosfatasa y glucosidasa con la deshidrogenasa; además la glucosidasa fue la única enzima que se relaciona con la biomasa.

Cuadro 9. Análisis de correlación múltiple que muestra los valores de R, de los tratamientos del suelo Feozem.

	pH	MO	FOS	DES	P	NA
BIO	0.928*					
FOS	n.s	0.960*				
DES	n.s	n.s	0.985*			
P	n.s	n.s	n.s	0.985*		
NA	n.s	0.888*	n.s	0.884*	n.s	
NT	n.s	0.955*	n.s	n.s	0.964*	0.955*
CA	n.s	0.947**	n.s	n.s	n.s	n.s
GLU	n.s	0.851*	n.s	n.s	n.s	n.s
URE	n.s	n.s	0.861*	n.s	n.s	n.s

*indica diferencias significativas $p < 0.05$, ** indica diferencias significativas $p < 0.01$, n.s. no significativas. FOS = fosfatasa, MO = materia orgánica, DES = deshidrogenasa, BIO = biomasa, P = fosforo, CA = catalasa, GLU = glucosidasa, URE = Ureasa, NT = nitrógeno total y NA = nitrógeno amoniacal.

5.1.1.1.3. Índice de calidad para el Feozem

El análisis de componentes principales es un procedimiento que se realiza con el propósito de obtener un pequeño número de combinaciones lineales de las 24 variables que representan la mayor parte de la variabilidad en los datos. En este caso, 3 componentes se han extraído, de 8 parámetros que tenían valores propios mayores o iguales a 1.0. Juntos representan el 76.11% de la variabilidad en los datos originales.

En el cuadro 10 se muestra el análisis de componentes principales para el Feozem se puede apreciar que el porcentaje de varianza acumulada es de 76.11% con tres componentes, el componente 1 es el que presenta un porcentaje mayor con un valor de 34.68% de varianza y los parámetros que se encuentran en este componente son la biomasa (0.542), la deshidrogenasa (0.449), fosfatasa (0.434) y el Ntotal (0.431); para el componente 2 los parámetros que se representan en este son catalasa (0.539), y el Fósforo (0.614); para el componente 3 el amonio (0.637), nitrógeno total (0.463) y MO (0.476).

Cuadro 10. Análisis de componentes principales para el Feozem.

PCs	PC1	PC2	PC3
Eigenvalues > 1	2.774	2.132	1.183
Porcentaje de Varianza	34.680	26.647	14.792
Porcentaje acumulado	34.680	61.327	76.119
Biomasa	0.542	0.177	-0.019
MO	0.320	0.326	0.476
Catalasa	-0.121	0.539	-0.180
Deshidrogenasa	0.449	0.026	0.273
Fosforo	0.115	0.614	-0.076
Amonio	0.014	-0.262	0.637
Fosfatasa	-0.434	0.292	0.199
Ntot	-0.431	0.202	0.463

La evaluación de la calidad del suelo tras el análisis de correlaciones se eligieron los parámetros con mayor relación, en segundo lugar se aplicó un análisis de componentes principales se llevó a cabo en dos etapas. En primer lugar, hicimos otro análisis de componentes principales, MDS1 (cuadro 10) en base a los resultados se eligieron los indicadores con mayor comunalidad y posteriormente se realizó otra corrida para MDS2 (análisis factorial con rotación varimax), de los cuales obtuvieron los siguientes indicadores Biomasa, catalasa, fósforo y amonio, con valores por arriba de 0.6, posteriormente se calculó el peso de cada indicador como se muestra en el cuadro 11.

El cuadro 11 muestra las comunalidades y el peso de los indicadores de los parámetros seleccionados aquellos indicadores con valores por arriba de 0.6 de comunalidades son los que fueron seleccionados los más altos en este caso es el del carbono de la biomasa microbiana con un valor de 0.881, seguido por la catalasa (0.856), amonio (0.847) y fósforo (0.648). En cuanto a el peso de cada indicadores este fue calculado con la sumatoria de las comunalidades entre el valor de cada indicador, los parámetros con mayor peso para la biomasa microbiana, amonio, catalasa, nitrógeno total siendo los más representativos del grupo y que impactan con los ciclos biogeoquímicos por lo cual se relacionan de manera directa con el ciclo del carbono, nitrógeno y fósforo.

Cuadro 11. Comunalidades y peso de los indicadores.

	Comunalidad	Peso
Biomasa	0.881	0.272
Catalasa	0.856	0.265
Fósforo	0.648	0.201
Amonio	0.847	0.262

El índice de calidad calculado con los cuatro indicadores seleccionados una vez realizado el MDS2, proporciona un interesante resultado, los indicadores más sensibles para este tipo de suelo (Feozem háplico) son el fósforo, catalasa, amonio y biomasa microbiana, representado a los ciclos biogeoquímicos más importantes como son el fósforo, carbono y nitrógeno.

Se calculó el SQI con valores entre 0 y 1.0 W_i se asignó el peso de cada uno de los indicadores, Q_i porcentaje del indicador, y n es el número de indicadores al final del MDS2.

$$SQI = \sum_{i=1}^n (W_i \times Q_i)$$

Finalmente se muestra el índice de calidad de suelo para el Feozem.

$$SQI = 0.2400 + 0.453 + 0.260 + 0.444 = 1.39$$

Li *et al* 2013 realizaron un estudio en la región montañosa subtropical de China, es una importante zona productora de arroz, en la cual ha disminuido la calidad del suelo y la producción de arroz. Calcularon un índice de Calidad Integrado (IQI). Obtuvieron una correlación significativa entre el rendimiento del arroz y el SQI el índice indica una gran importancia biológica para la provincia de Jiangxi y aldeas.

Teng *et al*, 2014, en China han realizado muchos estudios sobre la calidad ambiental del suelo, sin embargo, aún no existen un sistema de monitoreo de suelos contaminados, para tener un control de la calidad del suelo es necesario llevar a cabo un sistema de gestión de vigilancia y transmisión de la calidad y así,

tener un red de información, en el cual existe un sistema de indicadores básico e indicadores específicos y así sea más fácil la gestión de la calidad del suelo. Es importante tener estrategias de muestreo de los suelos y un sistema de control de calidad.

Mariani *et al*, 2006, realizaron un estudio en dos campos, con manejo orgánico y manejo convencional para ver el efecto de estos dos sistemas agrícolas y la calidad del suelo. Tomaron muestra a una profundidad de 5-20 y 20-25 cm con 7 años de manejo. El campo que mostró mejores resultados fue el de manejo orgánico con contenido de nitrógeno total, nitrato, fósforo y biomasa microbiana y actividades enzimáticas. No encontraron diferencias en los suelos en las propiedades microbiológicas, que son indicadores sensibles a cambios en sistemas de cultivos diferentes.

Razaei (2006), para desarrollar un método para la selección de indicadores predictivos adecuados para la evaluación de calidad, realizó una elección de indicadores más representativos de los grandes conjuntos de datos existentes, para pastizales en Iran, se eligieron un conjunto mínimo de datos y se le aplicó un análisis de regresión múltiple para predecir el rango de producción. El análisis de componentes principales es utilizado para saber localización de un suelo respecto a su manejo global su estabilidad y productividad. En este caso concluyen encontraron tres funciones básicas, (1) habilidad de saber la relación entre el agua y las plantas, (2) mantener la productividad (3) y responde al manejo y resistencia a degradación.

4.1.1.2. Feozem háptico con vermicomposta después de la incubación

Los resultados del Feozem después de 15 d se muestran en el cuadro 12, tuvieron un pH en agua y en KCl ácido a moderadamente ácido, con un contenido de MO muy alto en los tres tratamientos (0, 18 y 36 Mg ha⁻¹) se observa un aumento en dichos parámetros después de las incubaciones; en cuanto a la relación C/N es baja, nitrógeno total (NT) es medio para el 0 Mg ha⁻¹, y alto para 18 y 36 Mg ha⁻¹ y

CE es con contenidos despreciables de salinidad, se puede observar un decremento es dichos parámetros después de la incubación (CE, NT y C/N), esto se debe principalmente a que la vermicomposta aporta gran cantidad de materia orgánica es por eso que se ve un aumento muy marcado en este parámetro y como consecuencia el pH aumenta por todos los micronutrientes orgánicos que se adicionan a través de la vermicomposta, sin embargo el nitrógeno baja debido a que los microorganismos lo primero que degradan la materia orgánica disponible y después siguen con los micronutrientes restantes como el nitrógeno como se puede apreciar en la figura 17 (Navarro, 2000).

Cuadro 12. Propiedades físicas y químicas a los 15 días (15 d) de incubación Feozem.

Parámetros analizados	0	18	36
pH en agua	5.17 ± 0.16	5.96 ± 0.02	5.96 ± 0.02
pH en KCl	4.60 ± 0.12	4.76 ± 0.03	5.28 ± 0.00
% MO	8.81	9.30	9.43
% C orgánico	3.43	3.62	3.68
% N total	0.12	0.19	0.20
Relación C/N	0.04	0.05	0.05
CE (dS cm ⁻¹)	0.01	0.04	0.04

0= control, 18= 18 Mg ha⁻¹ de vermicomposta, 36= 36 Mg ha⁻¹ de vermicomposta. % MO= materia orgánica

En el cuadro 13 se pueden observar los resultado de los parámetros del Feozem después de 30 d, tuvieron un pH en agua y en KCl de moderadamente ácido, con un contenido de MO muy alto y la relación C/N aumentaron en los tres tratamientos (0, 18 y 36 Mg ha⁻¹), se observa un aumento en dichos parámetros después de las incubaciones; el nitrógeno total (NT) es medio para el T₀ Mg ha⁻¹, muy alto para T₁₈ y T₃₆ Mg ha⁻¹, se puede observar un incremento es dichos parámetros después de la incubación (NT y C/N), sobre todo en los tratamientos con vermicomposta, la CE presento contenidos despreciables de salinidad

comparado con los 15 días de incubación esto se debe principalmente a que la vermicomposta aporta gran cantidad de materia orgánica es por eso que se ve un aumento muy marcado en este parámetro y como consecuencia el pH aumenta por todos los micronutrientes orgánicos que se adicionan a través de la vermicomposta, sin embargo el nitrógeno baja debido a que los microorganismos lo primero que degradan la materia orgánica disponible y después siguen con los micronutrientes restantes como el nitrógeno como se puede apreciar en la figura 17 (Navarro, 2000).

En esta fase, la materia orgánica del suelo está formada por una gran variedad de compuestos, junto con los cuerpos de los microorganismos muertos o vivos. Los microorganismos muertos pueden también estar sujetos a su desintegración por los organismos vivientes (Navarro, 2000).

Cuadro 13. Propiedades físicas y químicas a los 30 días (30 d) de incubación Feozem.

Parámetros analizados	0	18	36
pH en agua	5.61 ± 0.19	5.70 ± 0.00	6.14 ± 0.03
pH en KCl	4.65 ± 0.04	5.02 ± 0.00	5.41 ± 0.02
% MO	7.88	9.33	9.70
% C orgánico	3.07	3.64	3.78
% N total	0.17	0.44	0.36
Relación C/N	0.06	0.12	0.10
CE (dS cm ⁻¹)	0.00	0.03	0.03

0= control, 18= 18 Mg ha⁻¹ de vermicomposta, 36= 36 Mg ha⁻¹ de vermicomposta. % MO= materia orgánica

En el cuadro 14 se pueden observar los resultado de los parámetros del Feozem a los 45 d después de las incubaciones, tuvieron un pH en agua y en KCl de moderadamente ácido, con un contenido de MO muy alto, en cuanto al NT es alto, así como la relación C/N aumentaron en los tres tratamientos (0, 18 y 36 Mg ha⁻¹) comparada a los 15 y 30 días, se puede observar un incremento es dichos

parámetros después de la incubación (NT y C/N), sobre todo en los tratamientos con vermicomposta, la CE es con contenidos despreciables de salinidad está aumento comparado con los 15 d y 30 d, ahora se puede observar a los 45 días que la cantidad de nitrógeno aumento, debido a que los microorganismos después de los 30 días se terminan todo el C orgánico y siguen con la degradación del N orgánico como se muestra en la figura 17 (Navarro, 2000).

Cuadro 14. Propiedades físicas y químicas a los 45 días de incubación Feozem.

Parámetros analizados	0	18	36
pH en agua	5.35 ± 0.28	5.77 ± 0.05	6.11 ± 0.01
pH en KCl	4.61 ± 0.02	5.05 ± 0.02	5.41 ± 0.01
% MO	7.72	8.28	9.20
% C orgánico	3.03	3.23	3.59
% N total	0.40	0.44	0.46
Relación C/N	0.14	0.14	0.13
CE (dS cm ⁻¹)	0.045	0.034	0.034

0= control, 18= 18 Mg ha⁻¹ de vermicomposta, 36= 36 Mg ha⁻¹ de vermicomposta. % MO= materia orgánica

Finalmente cuando las reservas alimenticias y de energía asimilable disminuyen, la actividad de los microorganismos degradadores va siendo gradualmente menor, debido a una falta de oxidación fácil del carbono. Es entonces cuando empiezan su activación las bacterias nitrificantes, apareciendo nitratos de nuevo en cantidad. Las condiciones originales se establecen de nuevo, y al poco tiempo el suelo se enriquece de humus y en nitratos ver figura 14 (Navarro, 2000).

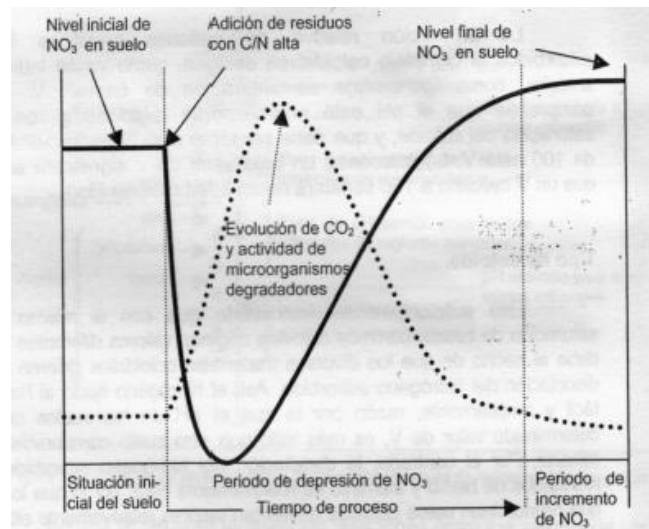


Figura. 14. Representación gráfica del proceso de degradación de la materia orgánica del suelo e incidencia en la formación de nitratos (Fuente: Navarro, 2000).

4.1.2. Andosol

En el cuadro 15 se puede apreciar los resultados del Andosol, presentó un pH en agua y en KCl de ácido a moderadamente ácido, con un contenido de MO bajo, NT alto, una relación C/N alta.

En el cuadro 16 se observan los resultados de la CIC es media, se presentan arcillas del tipo de las clorita y micas hidratadas. La CE presenta valores despreciables de salinidad.

En lo referente al fósforo presenta contenidos altos, esto relacionado con el pH del suelo con valores ácidos el contenido de fósforo se incrementa. En lo que se refiere a los cationes intercambiables el calcio presenta un contenido alto. En cuanto al magnesio, potasio y sodio el contenido de estos elementos es medio. Presentando el siguiente orden de importancia $\text{Ca}^{+2} > \text{Mg}^{+2} > \text{K}^{+2} > \text{Na}^{+2}$.

Cuadro 15. Propiedades químicas del Andosol

Parámetros analizados	Andosol
pH en agua	5.55 ± 0.17
pH en KCl	4.38 ± 0.00
% MO	3.21 ± 0.18
% C orgánico	1.86 ± 0.10
% N total	0.42 ± 0.00
Relación C/N	0.23
CIC (cmol/kg)	23.22 ± 0.10
Ca (cmol/kg)	6.32 ± 0.32
Mg (cmol/kg)	1.35 ± 0.31
Na (cmol/kg)	0.38 ± 0.03
K (cmol/kg)	0.27 ± 0.00
P (mg/kg)	35.55 ± 5.09
CE (dS cm ⁻¹)	0.07 ± 0.00

MO, materia orgánica

4.1.2.1. Andosol con vermicomposta

En el cuadro 16 se puede observar los resultados de C-biomasa microbiana, a los 45 d la dosis de T₃₆ presentó el valor más alto alta respecto a las demás tratamientos y tiempos.

La sumatoria de la respiración, la tendencia a los 15 d, 30 d y 45 d fue T₃₆ > T₁₈ > T₀ respectivamente, a los 45 d presento T₃₆ > T₁₈ > T₀. En general la respiración para este suelo fue muy baja.

El qCO_2 el valor más alto lo presentó el T₃₆ a los 30 d y el más bajo T₃₆ a los 45 d, cuando es mayor el valor de qCO_2 , esto nos indica que el suelo es más joven y por tanto existe una eficiencia microbiana mayor, cuando el valor de qCO_2 es menor o cercano a 1 es un suelo maduro con una eficiencia microbiana menor.

Cuadro 16. Valores promedio de la respiración microbiana y el qCO_2 del suelo en los 21 días de incubación del Andosol.

Tiempo días	Tratamiento $t\ ha^{-1}$	C-Biomasa $mg\ kg^{-1}$	ΣCO_2 $mg/ 100\ gss/ CO_2/día$	$q\ CO_2$ $\mu g\ C-CO_2\ mg^{-1} / C-Biomasa\ h^{-1}$
	0	213.8 ± 58^{bc}	222.55	1.43
15	18	254.1 ± 72.6^{bc}	324.72	1.76
	36	361.6 ± 102.2^b	352.52	1.34
	0	213.1 ± 32.8^{bc}	252.90	1.63
30	18	163.8 ± 65.5^c	308.66	2.59
	36	204.9 ± 96.5^{bc}	518.54	3.48
	0	155.7 ± 87.1^c	104.43	0.92
45	18	205.05 ± 93.7^{bc}	164.60	1.10
	36	747.7 ± 91.8^a	158.58	0.29

Media \pm desviación estandar. Letras diferentes en la misma columna, indican diferencias estadísticamente significativas en la interacción tiempos X tratamientos (MANOVA; prueba de Tukey, $P < 0.05$).

En estudios similares realizados por García-Gil *et al.* (2000) Ros *et al.* (2006), con desechos sólidos municipales composteados y no composteados, revelan que la biomasa microbiana aumenta particularmente cuando se adicionan $80\ Mg\ ha^{-1}$ en una proporción del 1.2% respecto al carbono orgánico del suelo para suelos composteados.

Estos estudios de biomasa microbiana provee de información de los procesos bioquímicos que ocurren en el suelo y es una evidencia biológica y un parámetro que se puede utilizar como indicador para la restauración ecológica de un suelo (García-Gil *et al.*, 2000, Ruiz y Paolini, 2004).

La biomasa microbiana es el componente más activo del suelo, forma parte de la materia orgánica y cumple una función importante en el humus, ya que interviene en los procesos de mineralización de los nutrientes; por tanto puede ser utilizada como índice de comparación entre sistemas naturales o como indicador de las variaciones que se presenta en el equilibrio del suelo debido a la presencia de agentes nocivos (Peña, 2004).

En la capa arable del suelo la biomasa microbiana es relativa al contenido de materia orgánica y el C-biomasa generalmente representa del 2-3 % del C total del

suelo (Garcia-Gil *et al.*, 2000). Además, las enmiendas orgánicas activan a los microorganismos autóctonos en el suelo y estimulan indirectamente los ciclos biogeoquímicos y por lo tanto proveen de minerales esenciales para las plantas (N, P y S) (Garcia-Gil *et al.* 2000; Ros *et al.* 2006).

El cuadro 17 se muestra los resultados del nitrógeno inorgánico total, amoniacal, nitratos y nitritos, el nitrógeno inorgánico total, fue alto respecto al amonio y nitratos, para los tres tratamientos y los tres tiempos. El amonio fue mayor a los 15 d; y los nitratos y nitritos a los 15 d estuvo muy bajo, para todos los tratamientos; a los 45 d aumentaron los nitratos y nitritos en el T₀ y T₃₆ con respecto al 18 Mg ha⁻¹.

El andosol equilibra el contenido de NH₄⁻ y las especies como el NO₃⁻ y NO₂⁻, a los 15 días se puede observar un incremento en las especies oxidadas, mientras que a los 30 días la especie principal es el nitrógeno inorgánico total, mientras que a los 45 días disminuye el contenido de NH₄⁻ siendo menor la disminución.

Cuadro 17. Medias del contenido de nitrógeno inorgánico de los diferentes tratamientos del Andosol

Tiempo	Tratamiento	N-total (nitrógeno mineralizado)	N-NH ₄ ⁺ (Amonificación)	N-NO ₂ ⁻ + N-NO ₃ ⁻ (Nitrificación)
Días	t ha ⁻¹		mg kg ⁻¹	
15	0	47.56 ± 4.68 ^d	42.8 ± 4.6 ^d	4.68 ± 5.4 ^b
	18	100.8 ± 4.7 ^b	74.6 ± 5.5 ^c	26.2 ± 4.7 ^{ab}
	36	95.7 ± 19.56 ^{bc}	80.54 ± 17.7 ^c	15.15 ± 7.8 ^b
30	0	114.7 ± 18.5 ^b	82.48 ± 4.3 ^b	32.27 ± 17.7 ^{ab}
	18	106.1 ± 15.5 ^b	56.64 ± 4.3 ^b	49.47 ± 17.7 ^a
	36	106.0 ± 15.5 ^b	70.23 ± 8.9 ^a	35.86 ± 19.36 ^{ab}
45	0	62.8 ± 5.2 ^{cd}	43.9 ± 5.2 ^c	18.1 ± 7.4 ^{ab}
	18	191.6 ± 14.6 ^a	164.7 ± 5.6 ^a	26.9 ± 4.7 ^{ab}
	36	82.18 ± 19.7 ^{bc}	48.6 ± 4.7 ^c	36.5 ± 16.5 ^{ab}

Media ± desviación estándar. Letras diferentes en la misma columna, indican diferencias estadísticamente significativas en la interacción tiempos X tratamientos (MANOVA; prueba de Tukey, *P* < 0.05).

En el cuadro 18 se muestran los valores de MANOVA, la cual presenta diferencias significativas tanto por tiempo como por tratamiento, para la biomasa, nitrógeno

inorgánico total, amonio. Excepto para nitratos y nitritos que no presenta diferencias por la interacción.

Cuadro 18. Análisis de MANOVA que muestra los valores de F, de las características bioquímicas de los diferentes tratamientos del Andosol.

Factor	Biomasa	N-total	N-NH ₄ ⁺	N-NO ₃ ⁻ + N-NO ₂ ⁻
Tratamiento	14.21***	16.22***	20.96***	8.60***
Tiempo	34.61***	49.68***	92.89***	3.84*
Tratamiento x Tiempo	17.83***	29.81***	120.68***	n.s.

§, *, **, y *** son significativas a P < 0.10, 0.05, 0.01 y 0.001, respectivamente n.s. significa valor no fue significativo a P < 0.10.

Las Figuras 15, 16 y 17 se muestran los resultados de la respiración de los tres tratamientos T₀, T₁₈ y T₃₆ (0, 18 y 36 Mg ha⁻¹). A los 15 d y 30 d días de incubación, se puede observar que el tratamiento de T₃₆ presentó mayor respiración respecto al de T₀ y T₁₈. A los 45 d se puede observar que T₁₈ y T₃₆ se empatan con la misma respiración.

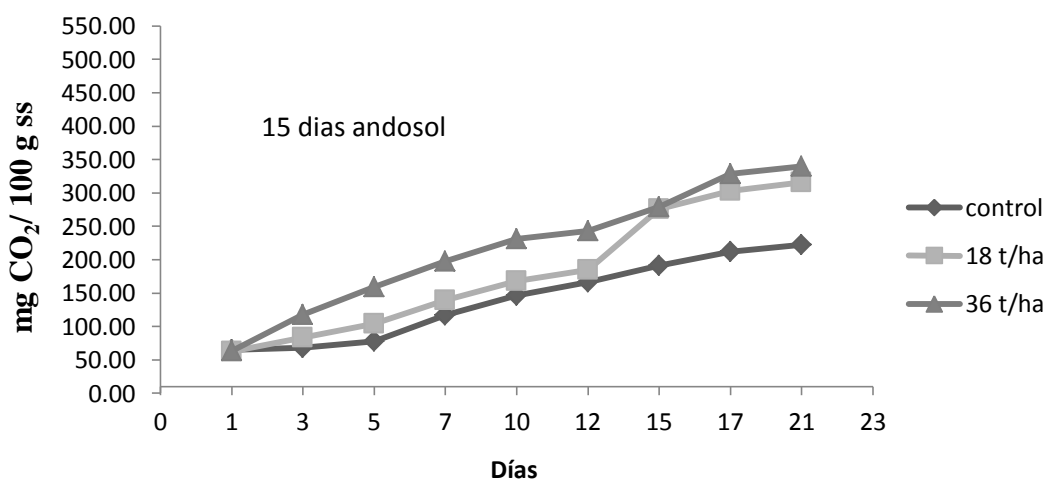


Figura. 15. Respiración a los 15 días de incubación para el Andosol.

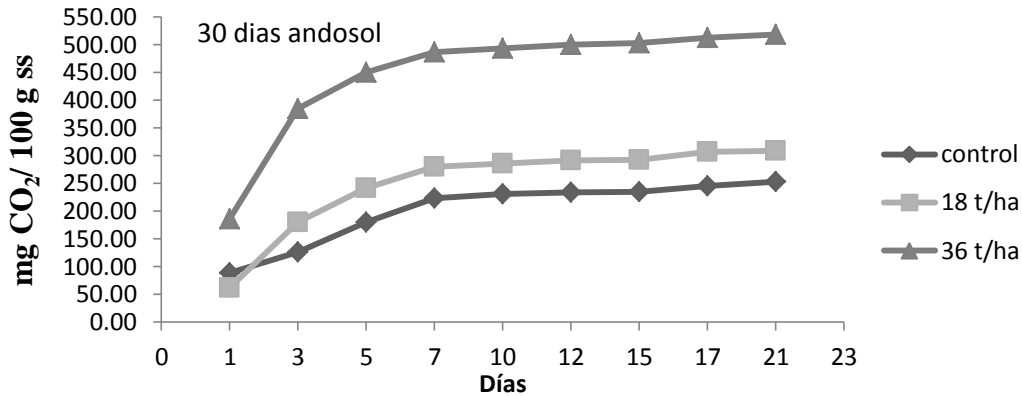


Figura. 16. Respiración a los 30 días de incubación para el Andosol.

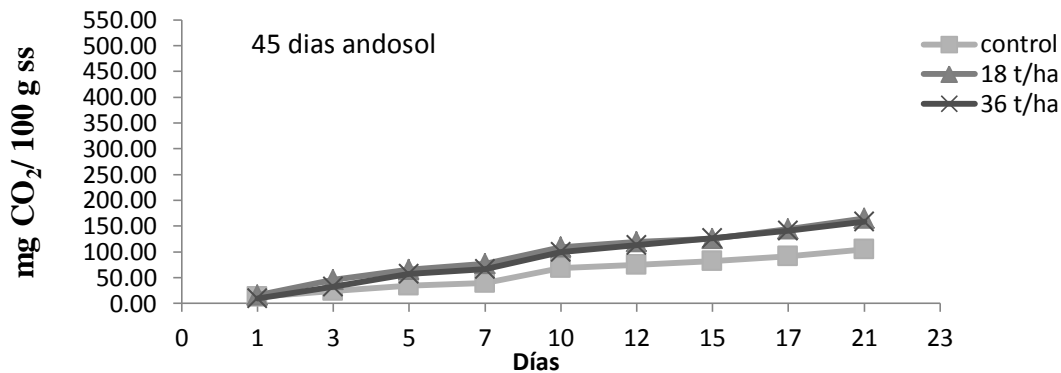


Figura. 17. Respiración a los 45 días de incubación para el Andosol.

4.1.2.1.1. Cinética de mineralización

La cinética de mineralización del carbono es calculada basándose en la velocidad a la que se va reduciendo la proporción del carbono que permanece en el suelo o carbono residual.

Si se relaciona el logaritmo del carbono residual con el tiempo de incubación, se obtienen gráficos como el de la figura 15, 16 y 17 en los que los puntos determinados se pueden unir una sola recta (Peña, 2004).

Los puntos del carbono mineralizado en 21 días se ajustan a dos rectas que se explican considerando que el proceso de mineralización consta de dos procesos de primer orden (Stanford y Smith, 1972), el primero de los cuales consiste en la

mineralización de un sustrato más lábil y el segundo en la mineralización de un sustrato más recalcitrante (Gil-Sotres, *et al.*, 1992).

En figura 18 se puede observar que los puntos de los días estudiados se ajustan a dos rectas, esto se logra haciendo una correlación (r) respecto a los días de mineralización. La r a los 7 días de incubación, se acerca más al valor de 0.999 el cual representa al sustrato más lábil y el día 10 se puede observar como la curva desciende y el valor de r también por lo tanto este punto representa al sustrato más recalcitrante o donde la mineralización del carbono es más lenta. Todos los tratamientos presentan la misma tendencia destacando el T36 respecto a T18 y T0.

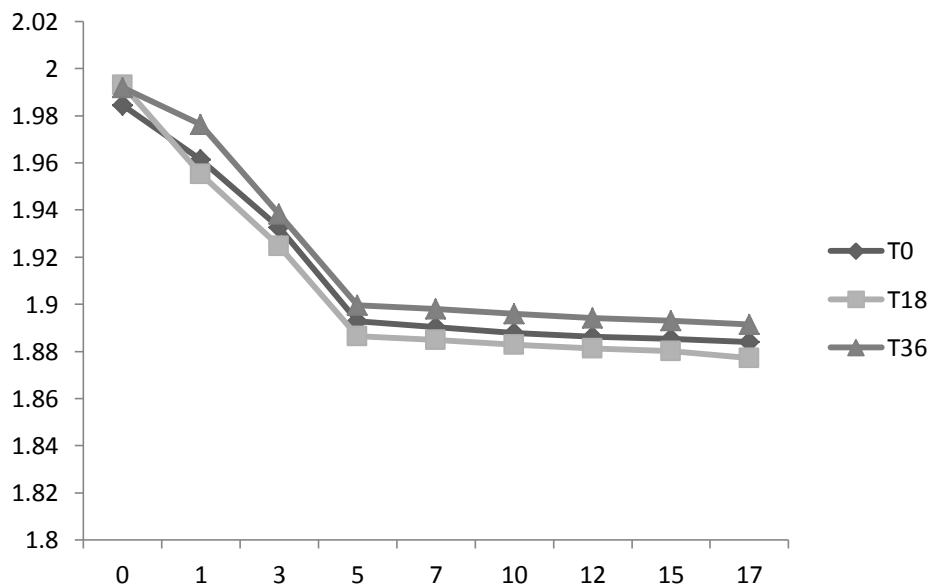


Figura. 18. Cinética de mineralización a los 15 d de incubación para todos los tratamientos del Andosol.

En la figura 19 se pueden apreciar las rectas de mineralización para los 30 días y se observa como es muy similar teniendo valores muy cercanos a 2.0 para todos los tratamientos en este caso no se aprecia la división de la recta como en caso anteriores (los 15 días) que es muy marcado la diferenciación de los sustratos. A los 10 días el valor de $r=0.96$ y a los 21 días es de $r=0.94$ para el T0. Y para el T18

con un valor de $r=0.99$ a los 7 días y $r=0.98$ a los 21 días. Apreciándose una pequeña inclinación de la curva a los 12 días siendo más evidente en el T36 con un valor de $r=0.99$ a los 7 días y $r=0.98$ a los 21 días.

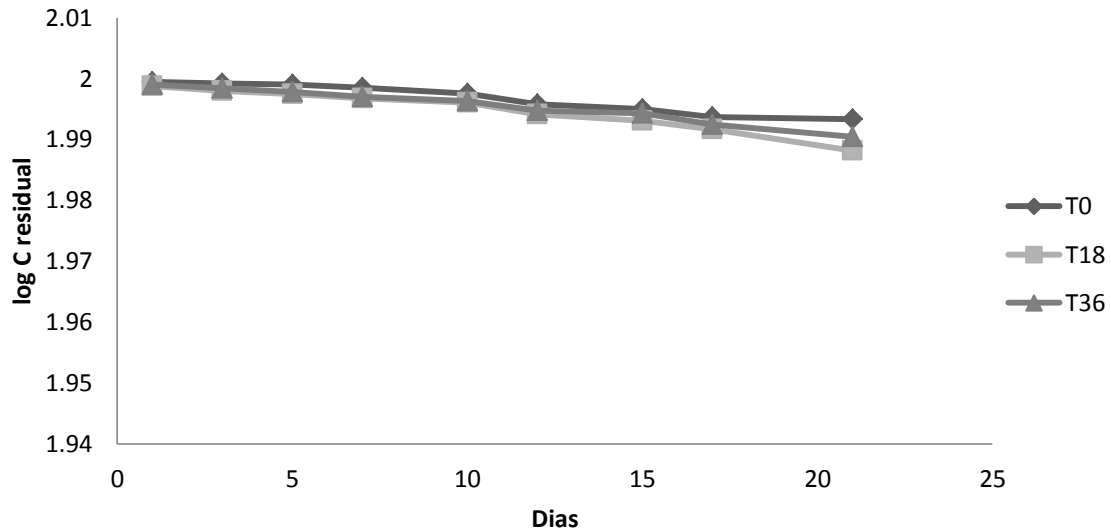


Figura. 19. Cinética de mineralización a los 30 d de incubación para todos los tratamientos del Andosol.

En la figura 20 se aprecia la mineralización del CO_2 a los 45 días de incubación las rectas son muy diferentes, el T36 es que presenta valores más bajos se puede notar como a los 7 días ligeramente y sigue decayendo aun mas entre 10 y 12 días, se acuesta la recta con un valor de $r=0.94$ a los 7 días y a los 21 días $r=0.95$

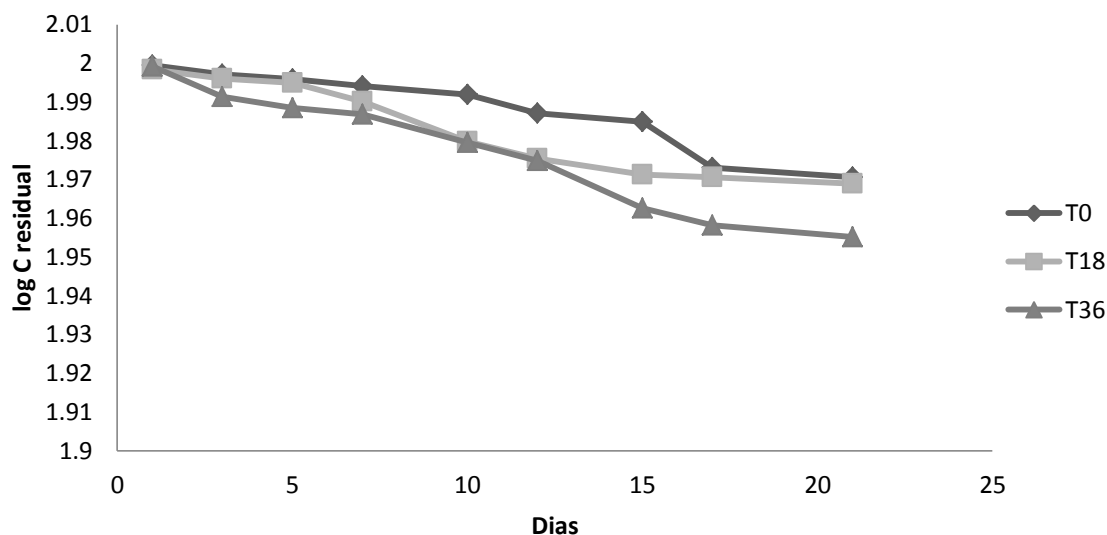


Figura. 20. Cinética de mineralización a los 45 d de incubación para todos los tratamientos del Andosol.

En el cuadro 19 se observa la prueba de tukey aplicada a las enzimas se puede ver que existen diferencias significativas entre el tiempo para la fosfatasa, ureasa, glucosidasa. Las que presentan diferencias por tratamiento son catalasa y glucosidasa. La deshidrogenasa no presento diferencias por tiempo y tratamiento

Cuadro 19. Actividad enzimática de los diferentes tratamientos del suelo Andosol.

Tiempo	Tratamiento	Catalasa	Ureasa	Fosfatasa	Deshidrogenasa	β D-Glucosidasa
dias	t ha ⁻¹	moles H ₂ O ₂ consumidos g ⁻¹ h ⁻¹	μ moles NH ₄ ⁺ g ⁻¹ h ⁻¹		μ moles de pNP g ⁻¹ h ⁻¹	
15	0	0.36 ^d	0.002 ^{ab}	0.027 ^{bc}	0.023 ^a	0.081 ^a
	18	0.58 ^{ab}	0.005 ^{ab}	0.025 ^{bc}	0.024 ^a	0.073 ^a
	36	0.24 ^{cd}	0.003 ^{cd}	0.039 ^b	0.024 ^a	0.092 ^a
30	0	0.14 ^d	0.004 ^{bc}	0.064 ^a	0.021 ^a	0.078 ^a
	18	0.58 ^a	0.003 ^{cd}	0.062 ^a	0.088 ^a	0.071 ^a
	36	0.24 ^{cd}	0.003 ^d	0.065 ^a	0.017 ^a	0.078 ^a
45	0	0.58 ^{ab}	0.005 ^{ab}	0.017 ^c	0.011 ^a	0.078 ^a
	18	0.51 ^{ab}	0.003 ^{cd}	0.027 ^{bc}	0.012 ^a	0.033 ^b
	36	0.24 ^{cd}	0.006 ^a	0.033 ^{bc}	0.059 ^a	0.041 ^b

Desviación estandar. Letras diferentes en la misma columna, indican diferencias estadísticamente significativas en la interacción tiempos X tratamientos (MANOVA; prueba de Tukey, $P < 0.05$).

En cuanto a la MANOVA aplicada para las enzimas (cuadro 20) se muestran los resultados o valores de F para las enzimas.

Cuadro 20. Análisis de MANOVA que muestra los valores de F, de la actividad enzimática de los diferentes tratamientos del Andosol.

Factor	Catalasa	Ureasa	Fosfatasa	Deshidrogenasa	Glucosidasa
Tratamiento	8.89**	n.s.	74.70***	n.s.	35.16***
Tiempo	55.38***	24.93***	4.49 [§]	n.s.	12.13***
Tratamiento x Tiempo	17.13***	24.78***	n.s.	n.s.	8.20***

§, *, **, y *** son significativas a P < 0.10, 0.05, 0.01 y 0.001, respectivamente n.s. significa valor no fue significativo a P < 0.10.

En la figura 21 se observan los resultados de la actividad de la catalasa para los tres tratamientos y los tres tiempos de incubación, se aprecia como la actividad de la catalasa a los 15 días de incubación es igual para el 0 y 36 Mg ha⁻¹ y es baja para el de 18 Mg ha⁻¹, a los 30 días la catalasa baja y los 45 días aumenta para todos los tratamientos y los que presentan mayor actividad de la enzimas son los de 0 y 18, para el de 36 Mg ha⁻¹ presento menos actividad que los demás tratamientos.

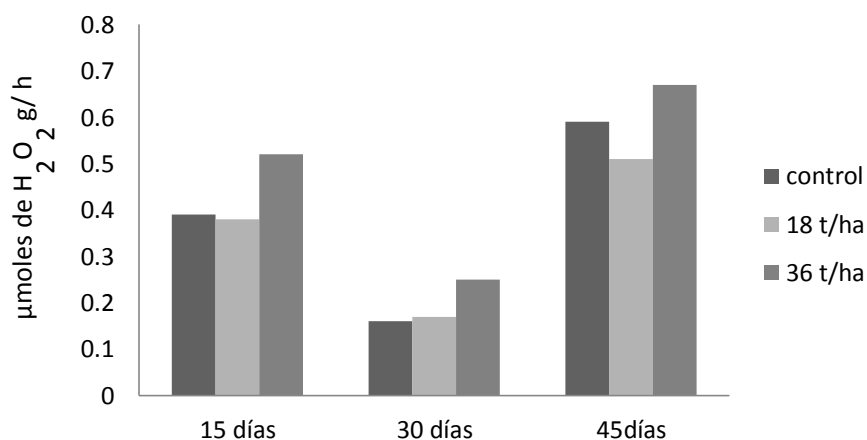


Figura. 21. Actividad catalasa en los tres tiempos de incubación para el Andosol.

En la figura 22 se observa la actividad ureasa para los tres tratamientos a 15 días de incubación, se puede apreciar como la actividad en el control fue mayor, seguido por el 36 Mg ha⁻¹ y finalmente el de 18 Mg ha⁻¹ tuvo más actividad. A los 30 días la que presento actividad más alta fue el control, seguido por el de 36 y el finalmente el de 18 Mg ha⁻¹ la menor la actividad con una media 0.00064 $\mu\text{moles NH}_4^+$ g/ h.

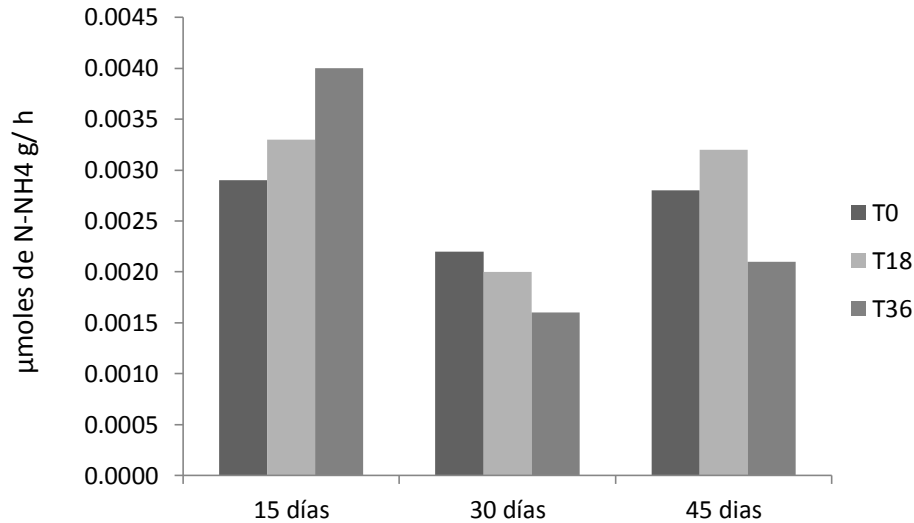


Figura. 22. Actividad ureasa en los tres tiempos de incubación para el Andosol.

La figura 23 muestra los resultados para la actividad fosfatasa para los tres tratamientos a los 15 y 30 días de incubación, el que presentó mayor actividad fue el tratamiento control para ambos tiempos, seguido por el de 36 Mg ha⁻¹ y finalmente el de 18 Mg ha⁻¹ tuvo una actividad menor para los dos tiempos.

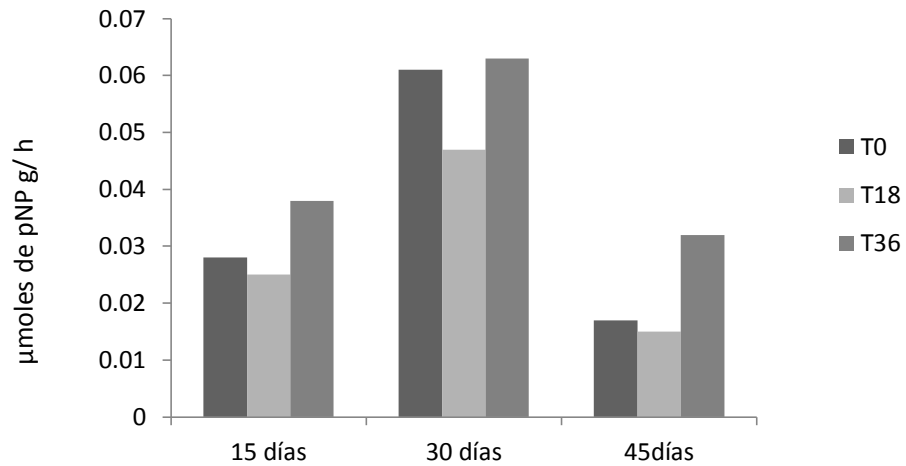


Figura. 23. Actividad fosfatasa en los tres tiempos de incubación para el Andosol.

En cuanto a la deshidrogenasa esta presenta mucha actividad a los 15 d para el T₁₈, a los 30 d se mantiene y a los 45 d disminuye drásticamente para los tres tratamientos que fueron iguales (T₀=T₁₈) figura 24.

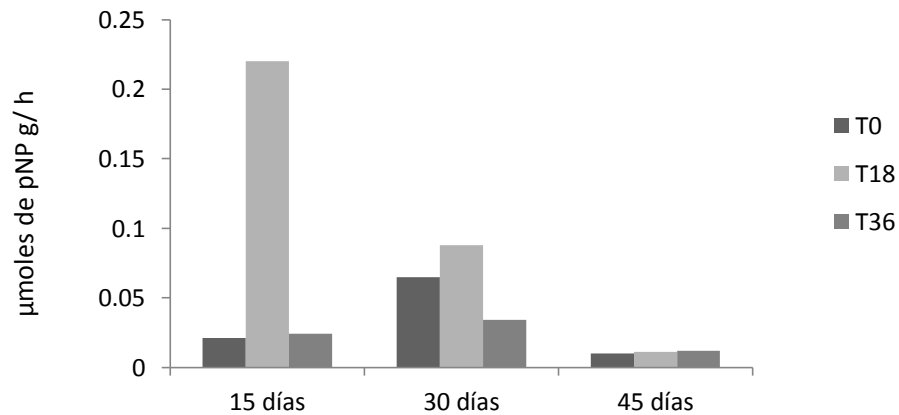


Figura. 24. Actividad deshidrogenasa en los tres tiempos de incubación para el Andosol.

Roig et al, 2012 mencionan un su trabajo que la actividad enzimática de la ureasa no fue significativamente afectada por la adición de enmiendas con lodo residual, y la actividad de la deshidrogenasa aumento al incrementar el número de aplicaciones de lodo residual. En general la actividad enzimática del suelo es proporcional a los contenidos de carbono orgánico. En la presente investigación, la ureasa no fue significativamente alterada, por lo que el efecto de la materia orgánica, o tal vez fue contrarrestado por la presencia de toxicidad.

Comparadas con las propiedades físicas y químicas, las propiedades biológicas son las más usadas como indicadores de calidad de suelo, debido a su papel esencial en la biología del suelo, así como la facilidad de medición y la sensibilidad a cambios ambientales (Zhan-Juan et al, 2014).

La actividad enzimática del suelo es uno de los indicadores principales. Las enzimas controlan la liberación de nutrientes para las plantas y el crecimiento microbiano, y los altos niveles de actividad microbiana son cruciales para mantener la fertilidad del suelo (Ramos et al, 2010).

La deshidrogenasa se ha demostrado ser un indicador útil en la actividad biológica del suelo y juega un papel importante en la oxidación de la materia orgánica (Bastida et al, 2006).

Estudios sobre la β -glucosidasa demuestran que existe una correlación positiva entre esta enzima y la materia orgánica soluble (Jiménez et al, 2002).

La fosfatasa ácida es predominante en suelos ácidos y es responsable de la hidrólisis de P orgánico e inorgánico que se vuelve disponible para las plantas. La fosfatasa ácida juega un papel importante ya que a mayor actividad de esta enzima existe un potencial mayor para la disponibilidad del P y por tanto ayuda al crecimiento y desarrollo de los cultivos (Evanzzi y tabatabai, 1997).

La ureasa influye en la transformación y el destino de urea. La alta actividad de ureasa podría regular la concentración de N en cultivos de arroz. Por lo tanto, se ha observado que con los niveles altos de la actividad ureasa y otras propiedades bioquímicas, aumenta la productividad y son indicadores de una alta la fertilidad,

los que podrían ofrecer nutrientes suficientes y energía para el suelo y las plantas (Zhan-Juan et al, 2014).

El cuadro 22 muestra los resultados de las correlaciones del Andosol como se puede apreciar presentan una correlación positiva la glucosidasa con biomasa ($r=0.9906$) amonio ($r=0.9201$) y fosfatasa ($r=0.9550$); nitrógeno inorgánico total con el fósforo ($r=0.9084$) y catalasa ($r=0.8934$), la ureasa presenta correlación con la fosfatasa ($r=0.8847$) y nitratos y nitritos ($r=0.9248$).

Cuadro 21. Análisis de correlación múltiple que muestra los valores de R, de los tratamientos del suelo Andosol.

	BIO	FOS	NO ₃ +NO ₂	P	NA	NT	CA	GLU	URE
BIO	1								
FOS	n.s	1							
NO ₃ +NO ₂	n.s	n.s	1						
P	n.s	n.s	n.s	1					
NA	n.s	n.s	n.s	n.s	1				
NT	n.s	n.s	n.s	0.908*	n.s	1			
CA	n.s	n.s	n.s	n.s	n.s	0.893*	1		
GLU	0.990*	0.955*	n.s	n.s	0.920*	n.s	n.s	1	
URE	n.s	0.884*	0.908*	n.s	n.s	n.s	n.s	n.s	1

*indica diferencias significativas $p<0.05$, ** indica diferencias significativas $p<0.01$, n.s. no significativas. FOS = fosfatasa, MO = materia orgánica, DES = deshidrogenasa, BIO = biomasa, P = fósforo, CA = catalasa, GLU = glucosidasa, URE = Ureasa, NT = nitrógeno total y NA = nitrógeno amoniacal.

4.1.2.1.3. Índice de calidad para el Andosol

El análisis de componentes principales es un procedimiento que se realiza con el propósito de obtener un pequeño número de combinaciones lineales de las 10 variables que representan la mayor parte de la variabilidad en los datos. En este caso, 3 componentes se han extraído, desde 8 indicadores que tenían valores propios mayores o iguales a 1.0. Juntos representan el 70.488% de la variabilidad en los datos originales.

En el cuadro 23 se muestra el análisis de componentes principales para el Andosol se puede apreciar que el porcentaje de varianza acumulada es de 70.488% con tres componentes, el componente 1 es el que presenta un porcentaje mayor con un valor de 28.70% de varianza, el componente 2 con de varianza de 51.590; para el componente 3 de 70.488%.

Se muestran los 9 indicadores que salieron correlacionados en base a estos se realizó el análisis de componentes principales que se presentan los resultados de los valores en el cuadro 23 (MSD1).

Cuadro 22. Análisis de componentes principales del Andosol.

PCs	PC1	PC2	PC3
Eigenvalue > 1	2.377	1.895	1.563
porcentaje de varianza	29.718	23.690	19.535
Porcentaje acumulado	29.718	53.408	72.944
Biomasa	-0.104	-0.142	-0.689
Glucosidasa	-0.411	-0.236	0.425
Catalasa	0.042	0.611	0.172
Fosfatasa	0.160	-0.665	0.140
Ni T	0.637	-0.029	0.032
N NH ₄	0.546	0.139	0.083
NO ₂ + NO ₃	0.293	-0.286	-0.077
Ureasa	-0.055	0.080	-0.531

En el cuadro 24 se muestra los valores de las comunalidades y el peso de cada uno de los indicadores (MSD2 con rotación varimax) por arriba de 0.7 como menciona Li et al; 2013 en su trabajo que se tomen los indicadores. En este caso se tomaron 8 indicadores los resultados son muy interesantes ya que se puede ver como los valores de las comunalidades son muy altas así como el peso de los mismos es muy similares a los presentados en su trabajo por Zhan-jun et al.2014.

Cuadro 23. Comunalidades y peso de los indicadores.

	Comunalidad	Peso
Biomasa	0.864	0.142
Glucosidasa	0.800	0.131
Catalasa	0.942	0.155
Fosfatasa	0.932	0.153
NO ₂ y NO ₃	0.920	0.151
Ni T	0.970	0.159
N NH ₄	0.922	0.151
Ureasa	0.608	0.100

En la siguiente formula se muestra el resultado del SQI calculado.

$$\text{SQI} = 0.2400 + 0.226 + 0.130 + 0.222 = 0.819$$

4.2. Resultados de metales pesados en suelos con vermicomposta

Con respecto al contenido de los metales totales para el Feozem, el orden creciente de estos fue: Zn>Pb>Cu>Ni>Cd y en cuanto a su contenido no rebasaron la norma mexicana. Con respecto al Feozem, el Zn en el tratamiento que mayor contenido presentó fue T₁₈ con respecto a T₀ y T₃₆. El Pb tuvo un efecto bioremediador en T₁₈ y T₃₆ porque disminuyó al periodo de incubación de 45 días, y su mayor contenido se encontró en T₁₈ (Figura 1). Para el Andosol el orden creciente de estos fue: Zn>Pb>Ni>Cu>Cd y en cuanto a su contenido no rebasaron la norma mexicana. Con respecto al Andosol, el Zn en el tratamiento que mayor contenido presentó fue T₃₆ con respecto a T₀ y T₁₈. El Pb no tuvo un efecto bioremediador en T₁₈ y T₃₆ porque aumento al periodo de incubación de 30 y 45 días, y su mayor contenido se encontró en T₁₈ (Figura 1). El Zn se encuentra soluble a pH neutros y ácidos y forma iones complejos con aniones inorgánicos y es adsorbido por arcillas, óxidos hidratados y MO, también permanece en el suelo formando compuestos insolubles.

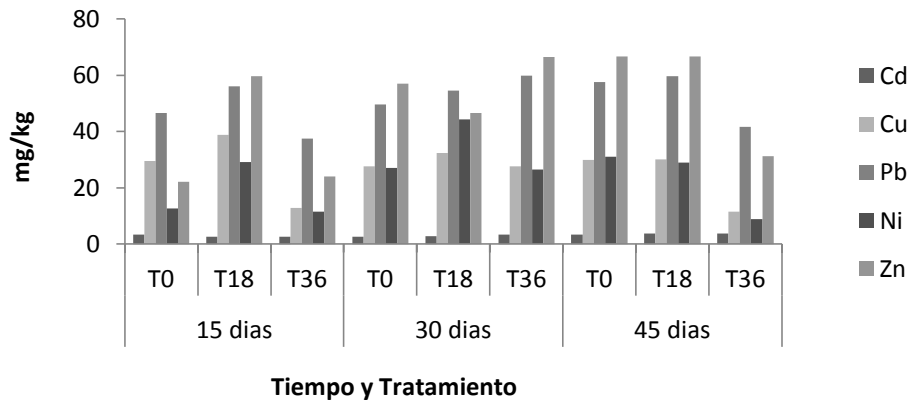


Figura 25. Metales totales para el suelo Feozem con vermicomposta de todos los tratamientos y tiempos de incubación.

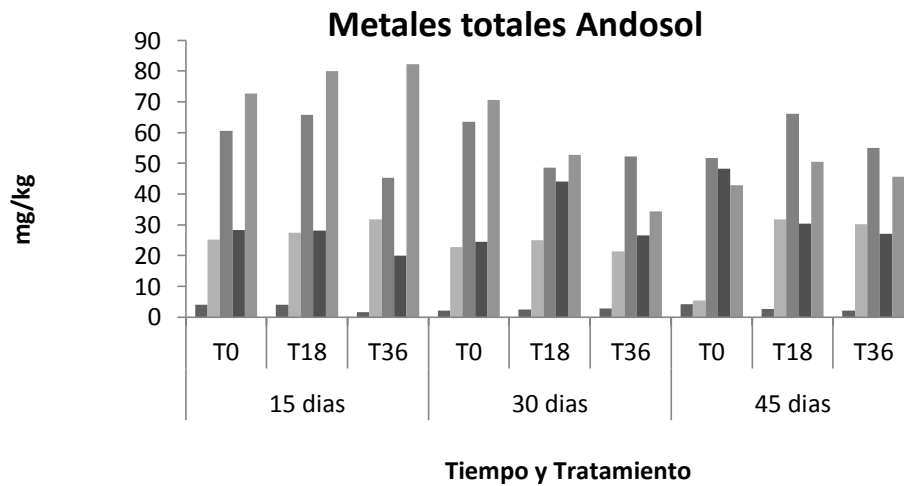


Figura 26. Metales totales para el suelo Andosol con vermicomposta de todos los tratamientos y tiempos de incubación.

Los metales disponibles presentaron el siguiente orden creciente: Cd>Pb>Zn>Cu>Ni. Para el Cd el tratamiento T₁₈ fue el que mayor contenido presentó con respecto a T₀ y T₃₆; le siguió Pb y el resto de los metales (Figura 2).

El Cd al igual que el Cu, tiene la tendencia de formar complejos con la MO y se disuelve en agua, por lo que puede llegar a los acuíferos.

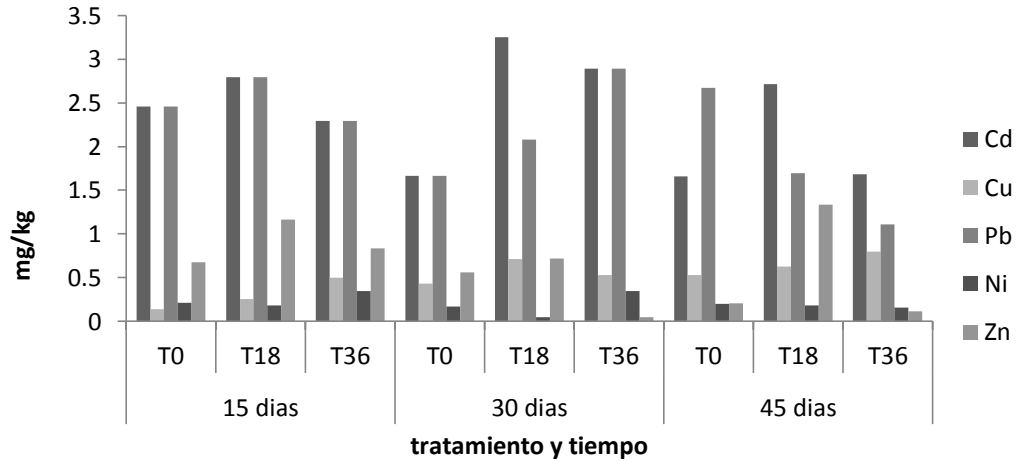


Figura 27. Metales disponibles para el suelo Feozem con vermicomposta de todos los tratamientos y tiempos de incubación.

5.1. Resultados de vermicomposta (VC)

En la cuadro 24 se pueden observar los resultados obtenidos de la ganancia de peso de la lombriz medidos al inicio del vermicomposta (VC) con un peso de 3.0 g y al final del se obtuvo un peso de 30.30 g, además el número de lombrices que se colocaron al inicio de la VC fueron 10 y al final obtuvimos 20 lombrices, lo cual nos indica que las lombrices ganaron peso y además se reprodujeron exitosamente.

Cuadro 24. Resultados de la ganancia de peso de las lombrices en la VC

Parámetros medidos	VC	
	Inicio	Final
Peso húmedo (g) de las lombrices	3.0	30.38
Numero de lombrices	10	20

Es importante mencionar que en la primera fase del experimento las lombrices se murieron, por eso que se dejó la vermicomposta un total de 90 días de ya que se

tuvo que dejar reposar una semana la vermicomposta y volver a incubas más lombrices.

Por otro lado durante la VC se estuvo monitoreando la humedad, adicionando agua, solo en las primeras semanas se realizó esto ya que con el paso del tiempo la humedad se mantuvo de un 70 -80 %, este intervalo es cercano al optimo recomendado por Camero et al., 1999, Sharma, 2005.

En cuanto a la temperatura también se midió en los primero días es alta con valores entre 16 y 17°C, que se considera como la etapa mesófila, sin embargo con forme avance el proceso de descomposición de los compuestos orgánicos esta disminuye paulatinamente hasta llegar a valores entre 5 y 4 °C, la fase termófila que es la disminución de la temperatura, siendo esta fase muy corta (Camero *et al.*, 1999), diferencia que se puede atribuir a las bajas de temperatura en diciembre. Por otro lado Sharma 2005, reporta que *Eisenia Fetida* soporta temperaturas de 5° a 42°C y Garcia, 2006, reporta valores de entre 10 y 15°C, de acuerdo con Sharma y con los resultados obtenidos en este trabajo *E.Fetida* se adapta perfectamente a temperaturas bajas.

En la cuadro 12 se pueden observar los resultados de la VC ya madura con valores de pH en agua 8.4 y en KCl de 7.82 está dentro de un rango de fuertemente alcalino a medianamente alcalino. Estos resultados exponen que durante la VC se producen compuestos ácidos como bio-productos debido a la descomposición microbiana. Zularisam, *et al.*, 2010, sugieren que la producción de CO₂ y ácidos orgánicos por la descomposición microbiana durante el vermicomposteo, implica un decremento en el pH.

En cuanto a la MO fue de 40.72 es muy alto, debido a que se utilizaron compuestos órganos que con la ayuda de la lombriz se mineralizaron más rápidamente. En cuanto a la CE la VC presenta valores 4.77 dS cm⁻¹, si fuera un suelo se consideraría como salino pero en este caso la VC, presenta sales debido a los exudados de la lombrices así como por el aporte de sales del mismo abono órgano y del lodo residual.

El fósforo (P) presenta valores muy altos de 1145 mg/Kg esto debido a que la VC están más disponibles los elementos orgánicos como el P, N y K para las plantas, es por eso que los abonos orgánicos son una alternativa ecológica y económicamente viable para mejorar las condiciones de los suelos muy laboreados, con un sistema de monocultivo y que además han sido fertilizados por químicos durante muchos años.

Cuadro 25. Propiedades físicas y químicas de la vermicomposta

Parámetros medidos	VC
pH en agua	8.49 ± 0.03
pH en KCl	7.82 ± 0.01
% MO	40.72 ± 0.35
CE (dS cm ⁻¹)	4.77 ± 0.16
P (mg/kg)	1145 ± 69.27

6.1. Lodo residual (Biosólido)

En el cuadro 13 se presentan algunas características químicas Biosólido (B). El B, presentó un pH moderadamente ácido, un contenido de materia orgánica muy alto, con salinidad y alto contenido en fósforo.

Cuadro 26. Propiedades físicas y químicas del Biosólido

Parámetros medidos	Biosólido
pH en agua	6.54 ± 0.20
pH en KCl	6.48 ± 0.25
% MO	65.29 ± 0.14
CE (dS cm ⁻¹)	7.23 ± 1.29
P (mg/kg)	4101.14 ± 157.46

7.1. CONCLUSIONES

- ⊙ El pH, MO, N Total aumentaron con la adición de vermicomposta respecto al tratamiento control para ambos suelos.
- ⊙ La adición de 18 Mg ha⁻¹ de vermicomposta incremento significativamente el C-Biomasa microbiana, respiración y el qCO₂, a los 15d parámetros para el Feozem.
- ⊙ La adición de 36 Mg ha⁻¹ de vermicomposta incremento significativamente el C-Biomasa microbiana, respiración y qCO₂ en todos los tiempos para el Andosol.
- ⊙ La adición de 36 Mg ha⁻¹ de vermicomposta incremento significativamente la mineralización del Nitrógeno inorgánico a los 30 d para ambos suelos.
- ⊙ Los metales totales y disponibles no rebasan los límites máximos permisibles según Kabata-Pendias, Pendias 1992 y la NOM-021-SEMARNAT-2001.

8.- REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Ambus, P., Kure, L. K. and Jensen, E. S. 2002. Gross N transformation rates after application of household compost or domestic sewage sludge to agricultural soil. *Agronomie*, 22: 723-730.
- Atiyeh, R. M. Subler, S., Edwards, C. A., Bachman, G., Metzger, J. D., and Shuster, W. 2000. Effects of vermicomposts and composts on plant growth in horticultural container media and soil. *Pedobiologia*. 44: 579-590.
- F. Bastida a,□, A. Zsolnay b,1, T. Hernández a,2, C. García a,2 Past, present and future of soil quality indices: A biological perspective. *Geoderma* 147 (2008) 159–171
-
- Bloom, P.R. 2000. *Soil pH and pH bufing*. In: Sumer, M.E. Handbook of soil Science. CRC.Press.USA.B-333.
- Bohn, H.L., Mcneal, B.L. y O'conor, G.A. 1993. Química del suelo. Limusa. México. pp. 270-275.
- Buol, S. W. 1995. Sustainability of soil use. *Annual Review of Ecology and Systematic* 26:25-44.
- Camero, F.M.D., Ballesteros, G. I. M., Bendek, M. 1999. Variación de parámetros fisicoquímicos durante un proceso de compostaje. *Revista Colombiana de Química*, 28 (1). 1-8.
- Carter, M.R., Gregorich, E.G., Anderson, D.W., Doran, J.W., Janzen, H.H. y Pierce, F.J. 1997. Concepts of soil quality and their significance. En *Soil quality for crop production and ecosystem health* (eds. Gregorich, E.G. y Carter, M.). Elsevier Science Publishers, Amsterdam, Netherlands.
- Carter, Larry W. (1997). Nitrates in groundwater. CRC press LLC.
- Capistran, F., Aranda, E. y Romero, J. C. Manual de Reciclaje, Compostaje y Lombricompostaje. 1999. Instituto de Ecología, A.C. Xalapa, Veracruz ,México. Pags. 149.

- Cerón, R. L. E. y Melgarejo, M. L. M. 2005. Enzimas del suelo: indicadores de salud y calidad. Acta Biológica Colombiana, Vol. 10 No. 1. Departamento de Biología, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá.
- Centenal. Carta Edafológica. Esc. I : 50000. México, 1976, hoja Toluca, E-14-A-38.
- Doran, J.W. y Parkin, T. B. 1994. Defining an assessing soil quality. In: Doran, J.W.; Coleman, D.C.; Bezdieck, D.F.; Stewart, B.A. (Editors). 1994. Defining Soil Quality for a Sustainable Environment. SSSA Special Publication Number 35, Chapter 1. p. 3-21. Special Publication. Number 35. Madison, Wisconsin, USA. Fitzpatrick, 1984. Suelos. Su formación, Clasificación, y distribución. CECOSA. México. pp 430.
- Fonth, H.D. Millar, C.E. y Turk, M.L. 1975. Fundamentos de la ciencia del suelo. Segunda edición. continental. México. 527 pag.
- Evanzzi y tabatai 1997.
- García, I. C., Gil-Stores, .F., Hernandez, F. T. y Trasar-Cepeda, C. 2003. Técnicas de análisis de parámetros bioquímicos en suelos: medida de la actividad enzimática y biomasa microbiana. Mundi-Prensa. Barcelona España. 370 p.
- Garcia, P. R. E. La lombriz de tierra como una biotecnología en agricultura. 2006. Universidad Autónoma de Chapingo. Mexico. Pags.178.
- Gil-Sotres, F., Trasar-Cepeda, C., Leirós, M. C. 2002. Influencia de la fertilización orgánica sobre la evolución de las propiedades bioquímicas de estériles de minas de lignito. Ecosistemas. Año XI, Nº1.
- Kabata-Pendias, A. and Pendias, H. (1992). Trace elements in soil and plants CRC Press.
- Lazcano, C., Gómez-Brandón, M., Domínguez, D. Comparison of the effectiveness of composting and vermicomposting for the biological stabilization of cattle manure. Chemosphere. 72 (2008) 1013–1019.

LIU Zhan-jun¹, ZHOU Wei¹, SHEN Jian-bo², LI Shu-tian¹, LIANG Guo-qing¹, WANG Xiu-bin¹, SUN Jing-wen¹ and AI Chao¹ Soil Quality Assessment of Acid Sulfate Paddy Soils with Different Productivities in Guangdong Province, China. 2014, 13(1): 177-186 January 2014

- Martínez, N.S. 2009. Evaluación del carbono y nitrógeno empleando biosólidos durante el proceso de vermicomposteo. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma del Estado de México. Toluca, México.

Sara Marinari *, Roberto Mancinelli, Enio Campiglia, Stefano Grego. Chemical and biological indicators of soil quality in organic and conventional farming systems in Central Italy. Ecological Indicators 6 (2006) 701–711

- Nannipieri, P.C., 1995. La capacidad metabólica e la qualita del suolo. Agronomia. 29, 312-316.
- Navarro, G. 2000. Química agrícola. Mundi-Prensa. España. 508 p.
- NORMA Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000, Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudios, muestreo y análisis. Diario oficial de la federación. Semarnat, 2001.
- Peña, W. 2004. Suelos desarrollados sobre serpentinitas y su relación con la flora endémica. Tesis doctoral. Universidad de Santiago de Compostela. 402 p.
- Long-term amendment of Spanish soils with sewage sludge: Effects on soil functioning Neus Roiga,b, Jordi Sierra a,c, Esther Martí, Martí Nadalb,*, Marta Schuhmachera,b, José L. Domingob Agriculture, Ecosystems and Environment 158 (2012) 41– 48
- Seyed Ata Rezaei a,□, Robert J. Gilkes b, Susan S. Andrews c. A minimum data set for assessing soil quality in rangelands. Geoderma 136 (2006) 229–234.
- Ramos, E.M. Benítez, E. García, A.P. Robles, B.A. 2010. Cover crops under different managements vs. frequent in almond or chads in semiarid conditions: effects on soil quality. Applied Soil Ecology 4. 6-14.

- Ros, M. Pascual, J.A. Garcia, C. Hernandez, M.T., Isam H. 2006. Hidrolase activities, microbial biomass and bacterial community in a soil after long-term amendment with different composts. . Soil Biology and Biochemistry. **38**, 3443-3452.
- Ruiz, M. y Paolini, J. 2004. El cultivo y el agua de riego sobre el carbono de la biomasa microbiana. Agronomía Tropical. Vol. 54. No. 2. Maracay Venezuela.
- Sharma, S., Pradhan, K., Satya, S. y Vasudevan, P. Potentiality of Earthworms for Waste Management and in Other Uses. Journal of American Science. 2005:1 (1):4-16].
- SEMARNAT, 2002. Informe de la situación del medio ambiente en México, 3 Suelos. Dirección General de Estadística e Información Ambiental. Compendio de Estadísticas Ambientales.
- SEMARNAT, 2005. Cruzada Nacional por un México Limpio, Subdelegación de Planeación y Fomento Sectorial. En: <http://www.semarnat.gob.mx/slp/mexicolimpio/mexicolimpio.shtml>.
- Soto, G., y Muñoz, C. 2002. Consideraciones teóricas y prácticas sobre el compost y su empleo en la agricultura orgánica. Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica). (65):123-129.
- STATGRAPHICS PLUS Versión 5.0 (Statiscal Graphics Corporation, 2000).
- Tabatabai and Bremner, 1969. USE OF p-NITROPHENYL PHOSPHATE FOR ASSAY OF SOIL PHOSPHATASE ACTIVITY. Soil Biology and Biochemistry. Vol. 1, pp. 301-307.
- Tao, T., Griffiths, B., Zhang, S., Chen, X., Liu, M., Hu, F. y Li, H. Effects of earthworms on soil enzyme activity in an organic residue amended rice–wheat rotation agro-ecosystem. Applied Soil Ecology 42 (2009) 221–226.
- Soil and soil environmental quality monitoring in China: A review Yanguo Teng , JinWu, Sijin Lu , YeyaoWang , Xudong Jiao, Liuting Song Environment International 69 (2014) 177–199.

- Vance, E. D., Brookes, P.C., Jenkinson, D.S. 1987. Microbial biomass measurement in forest soil: the use of the chloroform fumigation-incubation method in strongly acid soil. *Soil Biology and Biochemistry* **19**, 697-702.
- Zularisam, A. W., Siti, Z.S., Zakaria, I., Syukri, M.M., Anwar, A. y Sarikah, M. 2010. Production of biofertiliser from vermicomposting process of municipal sewage sludge. *Journal of Applied Sciences*. 10 (7): 540-584.