

**Mineralización de carbono y nutrientes de la
materia orgánica en suelos de cuatro sistemas
agrícolas en Zamorano, Honduras**

Diego José Contreras Gamero

**Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano
Honduras**

Noviembre, 2016

ZAMORANO
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

Mineralización de carbono y nutrientes de la materia orgánica en suelos de cuatro sistemas agrícolas en Zamorano, Honduras

Proyecto especial de graduación presentado como requisito parcial para optar al título de Ingeniero Agrónomo en el Grado Académico de Licenciatura

Presentado por

Diego José Contreras Gamero

Zamorano, Honduras
Noviembre, 2016

Mineralización de carbono y nutrientes de la materia orgánica en suelos de cuatro sistemas agrícolas en Zamorano, Honduras

Diego José Contreras Gamero

Resumen. Mediante su degradación, la materia orgánica hace aportes importantes a la fertilidad del suelo. Este estudio realizado en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras, investigó los aportes de la materia orgánica a la fertilidad del suelo de cuatro sistemas de producción agrícola (perejil orgánico, pastura establecida, pastura renovada y sorgo). Se realizó una incubación de los suelos de 30 y 60 días, humedecidos a saturación. Se buscó comparar los niveles iniciales de carbono lábil, amonio, nitritos, fósforo, potasio, calcio, magnesio y sodio con los valores de estos obtenidos en los 30 y 60 días. Además se buscaron diferencias en valores de pH, materia orgánica total y materia orgánica humificada. También se determinó cuál de los cuatro sistemas agrícolas tuvo una mayor mineralización de nutrientes. Hubo mineralización de carbono lábil y de amonio en los cuatro sistemas de producción y también presentaron cambios en los niveles de pH ($P \leq 0.05$). El sistema agrícola de pastura establecida presentó la mayor mineralización de amonio ($P \leq 0.05$). El sistema de perejil orgánico presentó mayor mineralización de carbono lábil y el sorgo el mayor cambio en pH ($P \leq 0.05$). Ninguno de los cuatro sistemas presentó cambios en niveles de materia orgánica total u humificada.

Palabras clave: Actividad de microorganismos, días de incubación, fertilidad de suelos.

Abstract. Organic matter degradation makes important contributions to soil fertility. This study in the Pan-American Agricultural School, Zamorano, investigated the contributions of organic matter to soil fertility on soils of four agricultural production systems (organic parsley, established pasture, renewed pasture, sorghum). Soil incubations were done during 30 and 60 days, moistened to saturation levels. The study looked to compare the initial levels of labile carbon, ammonium, nitrite, phosphorus, potassium, calcium, magnesium and sodium to these values obtained 30 and 60 days. The study also looked for differences in pH, total organic matter and humified organic matter, as well as finding which of the four farming systems had a better nutrient mineralization. The results demonstrated that there was mineralization of labile carbon and ammonium in the four production systems, as well as changes in pH levels ($P \leq 0.05$). The established pasture had the highest mineralization of ammonium ($P \leq 0.05$). The organic parsley system presented more labile carbon mineralization and sorghum production system had the biggest change in pH percentage ($P \leq 0.05$). None of the four systems presented changes in levels of total or humified organic matter.

Key words: Incubation days, microorganism activity, soil fertility.

CONTENIDO

Portadilla.....	i
Página de firmas.....	ii
Resumen.....	iii
Contenido.....	iv
Índice de Cuadros, Figuras y Anexos	v
1. INTRODUCCIÓN	1
2. MATERIALES Y MÉTODOS	3
3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	8
4. CONCLUSIONES	14
5. RECOMENDACIONES	15
6. LITERATURA CITADA	16
7. ANEXOS.....	18

ÍNDICE DE CUADROS, FIGURAS Y ANEXOS

Cuadros	Página
1. Porcentaje de arena, limo, arcilla y clase textural en los cuatro sistemas de producción en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.....	8
2. Emisión de CO ₂ y actividad microbiana en cuatro sistemas de producción a 0, 30 y 60 días de incubación en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.....	9
3. Valores de carbono lábil en cuatro sistemas de producción a 0, 30 y 60 días de incubación en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras...	10
4. Valores de materia orgánica total (MOT) y materia orgánica húmificada (MOH) en cuatro sistemas de producción a 0, 30 y 60 días de incubación en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.....	11
5. Valores de pH, amonio y nitrito en los cuatro sistemas de producción a 0, 30 y 60 días de incubación en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras	12
6. Valores de fósforo, potasio y calcio en cuatro sistemas de producción a 0, 30 y 60 días de incubación en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.....	12
7. Valores de magnesio y sodio en cuatro sistemas de producción a 0, 30 y 60 días de incubación en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.....	13
8. Porcentajes de mineralización de amonio, carbono lábil y pH en cuatro sistemas de producción a 0, 30 y 60 días de incubación en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.....	13
Figuras	Página
1. Mapa de la ubicación de los lotes evaluados en la Escuela Agrícola Panamericana.	3
2. Bolsa con muestra de suelo para su incubación.....	4
3. Bandeja con papel aluminio con muestras incubadas.....	5
4. Frasco de prueba de emisiones de CO ₂	6
5. Tabla de color de emisiones de CO ₂ y sonda luego de 24 horas.	6

1. Relacion de emision de CO ₂ con valor Solvita®.....	18
2. Indice de actividad de suelos de Solvita®.....	18

1. INTRODUCCIÓN

El suelo es el material mineral no consolidado o materia orgánica presente en la superficie de la tierra, que ha estado sujeta a factores ambientales como clima, macro y micro organismos, topografía y material parental (rocas y minerales originarios) durante un periodo de tiempo indefinido. El resultado de las interacciones de estos factores permite la formación de suelos que difieren en características como textura, estructura, consistencia, color y propiedades químicas, biológicas y físicas (FAO 2016). La calidad del suelo puede ser determinada considerando parámetros físicos, físico-químicos, bioquímicos y microbiológicos. El componente microbiológico como tal es un indicador importante del estado general del suelo ya que suelos con buena actividad microbiana son el resultado de condiciones físico-químicas adecuadas para el desarrollo de procesos metabólicos de microorganismos que actúan sobre sustratos orgánicos y cultivos asociados (Ramos y Zúñiga 2008). Es vital tomar en cuenta el desarrollo del micro-ecosistema y los aportes de fertilidad de estos, ya que intervienen en los ciclos biogeoquímicos, así como también en la formación de estructura de estos suelos. Aquí es donde se hace presente el enorme impacto de la materia orgánica en los suelos, tanto como formadora de estructuras físicas así como fuente de energía para los microorganismos (Corbella y Fernández de Ullivarrí 2006).

La fuente principal de materia orgánica en el suelo viene de los restos de materiales vegetales dejados por las plantas que entran en un proceso de descomposición. La descomposición es el proceso por el cual la materia orgánica del suelo progresivamente se degrada a partes menores y eventualmente a compuestos inorgánicos (Wetterstedt 2010). A esta descomposición se le llama el proceso oxidativo de la materia orgánica. Durante este proceso, los componentes de la materia orgánica (carbohidratos, proteínas, grasas, aceites, ligninas) reaccionan con oxígeno y con la acción enzimática de los microorganismos. Estos microorganismos incluyen a los hongos y bacterias, que son responsables de más del 95% de la descomposición de la materia orgánica (Kirchmann et al. 1994). También participan a menor escala microorganismos como protozoos y actinomicetos. El resultado de este proceso es una liberación de dióxido de carbono (CO_2), agua (H_2O) y la mineralización de los nutrientes para las plantas (Corbella y Fernández de Ullivarrí 2006).

El proceso oxidativo de la materia orgánica libera energía en forma de calor, a razón de 5 kcal por gramo de materia seca. La porción que no pudo ser descompuesta es llamada humus. El humus, consiste de ácidos fúlvicos, ácidos húmicos, y húminas. Este material tiene una coloración oscura, y es de una degradación extremadamente lenta en los suelos. Por esta razón la mayor parte de la materia orgánica del suelo no está disponible para el uso de los microorganismos. Los compuestos que si logran ser mineralizados terminan siendo absorbidos por las plantas, o utilizados para la actividad metabólica de microorganismos. Por esto los organismos descomponedores usan la materia orgánica como una fuente de energía metabólica y como fuente de nutrientes (Wetterstedt 2010).

Para que exista actividad microbiana y descomposición de materia orgánica debe haber humedad en el suelo. Los organismos descomponedores además dependen del agua presente en el suelo como un medio de transporte dentro de este (Marschner y Kalbitz 2003). También

la actividad microbiana del suelo es impulsada por la fuente de carbono disponible para los microorganismos, el carbono lábil. Tradicionalmente se asume que los microorganismos tienen fácil acceso al carbono lábil presente en el suelo, pero detrás de esto hay numerosos procesos bióticos y abióticos que regulan su disponibilidad (Merino et al. 2015). Normalmente el carbono lábil en el suelo se presenta mediante la exudación producida por las raíces, como también mediante su descomposición (Dijkstra et al. 2013).

Los objetivos de este estudio fueron evaluar la mineralización del carbono en el suelo de cuatro sistemas agrícolas, determinar aporte de nutrientes al suelo por la degradación de la materia orgánica en los cuatro sistemas agrícolas de Zamorano e identificar el sistema de producción con la mayor mineralización de nutrientes.

2. MATERIALES Y MÉTODOS

Ubicación. El estudio se realizó en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano. Esta se ubica a 800 metros sobre el nivel del mar. La precipitación anual promedio en la Escuela Agrícola Panamericana es de 1,200 mm, además cuenta con una temperatura promedio anual de 24°C. El estudio se realizó en los meses de julio y agosto.

Muestreo. Las muestras de suelo fueron tomadas de cuatro lotes diferentes en sistemas agrícolas presentes en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano (Figura 1). Estos fueron el lote de perejil de la unidad de agricultura orgánica, una pastura establecida en el lote seis de Monte Redondo que contiene pasto tobiata (*Panicum maximum* var. Tobiata), una pastura renovada recientemente con siembras de pasto mulato (*Brachiaria* híbrido CIAT 36087) y pasto estrella (*Cynodon plectostachius*) en el lote siete de Monte redondo y un cultivo de sorgo granífero (*Sorghum halepense*) en el lote Portón de la Finca San Nicolás. La razón de la selección de estos lotes fue hecha por la hipótesis que lotes establecidos por mucho tiempo deberían tener comunidades microbianas mejor establecidas. Se seleccionaron el lote de perejil y el lote de pastura establecida. Los lotes de pastura renovada y de sorgo eran lotes recientemente establecidos, por lo que la hipótesis fue que en estos lotes la comunidad microbiana era menor.



Figura 1. Mapa de la ubicación de los lotes muestreados para determinar la mineralización de carbono y nutrientes, en la Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano, Honduras.

Para la toma de muestras, se realizaron muestreos representativos de los cuatro lotes con un barreno. Se tomaron 15 muestras en cada lote buscando cubrir el área uniformemente. La profundidad de las muestras fue de 20 cm, ya que esta es la profundidad del barreno, además

de poseer el horizonte biológicamente activo. Esas muestras posteriormente fueron homogenizadas, y llevadas al Laboratorio de Suelos Zamorano (LSZ), donde se realizaron los análisis respectivos.

Incubación de muestras. La incubación de muestras se realizó en el Laboratorio de Suelos Zamorano (LSZ) de la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano. Las muestras representativas de cada lote previamente homogenizadas, fueron divididas en tres partes o réplicas y secadas durante cuatro días a temperatura ambiente. Una vez secas, se pesaron seis sub-muestras de 300 gramos de suelo cada una, para la incubación. Se utilizaron dos muestras como Día 0, o muestra original, dos muestras que fueron incubadas por 30 días, y las dos restantes que fueron incubadas por 60 días. Los días de incubación formaron los tratamientos del experimento. Los pares de sub-muestras fueron incubadas individualmente, pero luego se mezclaron para obtener una muestra representativa de días en incubación (30 o 60 días). Esto resultó en 48 muestras totales realizadas. Para la incubación individual se pesaron 300 gramos de suelo y se colocaron en bolsas transparentes de 5×8 pulgadas (Figura 2).

La muestra de suelo fue humedecida hasta saturación con agua destilada. La actividad biológica del suelo requiere de agua y aire. La actividad microbial óptima ocurre cerca de capacidad de campo (Linn y Doran 1984). La muestra se colocó en una bandeja donde se tapó con papel aluminio para evitar contacto con luz solar, a este se le hizo agujeros que permitían el intercambio gaseoso entre el suelo de las muestras y el ambiente (Figura 3). Las muestras se colocaron protegidas de la luz solar y se mantuvieron a temperatura ambiente. Las muestras fueron rehumedecidas cada siete días. Al día 30 de incubación, dos sub-muestras de cada repetición se removieron de las bandejas y se pusieron a secar al temperatura ambiente, proceso de una duración de cuatro días. Al secarse, se tamizaron a dos milímetros como preparación para los análisis químicos. Al llegar el día 60 de incubación, se removieron las dos sub-muestras restantes de cada repetición y se realizaron los mismos análisis. La incubación se realizó para dejar actuar a los microorganismos sobre la materia orgánica. Se humedecía ya que remojar el suelo da paso a ciclos de actividad de microorganismos que permiten su actividad (Franzluebbbers 2016).

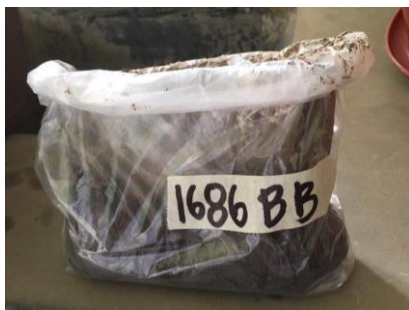


Figura 2. Bolsa con muestra de suelo para su incubación, Laboratorio de Suelos Zamorano.



Figura 3. Bandeja con papel aluminio con suelos incubados a 24 °C para determinar mineralización de carbono y nutrientes, Laboratorio de Suelos Zamorano.

Análisis de laboratorio. El estudio se enfocó en determinar la descomposición química de la materia orgánica, por ello se realizaron los análisis: emisión de CO₂, nitritos, amonio, carbono lábil, potasio, fósforo, sodio, magnesio, y calcio. También se realizaron análisis de materia orgánica total, de materia orgánica humificada, pH y análisis textural de suelos de los cuatro lotes.

Textura. Se determinó por el método de Bouyoucos (Bouyoucos 1962).

Respiración. Se realizó una prueba de emisión de CO₂ para determinar actividad microbiana, con la relación que a mayor emisión de CO₂, mayor es la actividad microbiana. Esta prueba es un análisis standard comercial de la empresa “Woods End Laboratories”. Es una prueba costosa, por ello los datos son demostrativos pero no estadísticamente significativos. Se realizó un análisis para cada día de incubación evaluado (día 0, 30, 60) en cada uno de los sistemas agrícolas.

Para la prueba se colocó una sonda que contenía un gel especial que cambia de color según la cantidad de CO₂ en su ambiente (Figura 4), esta se dejó trabajar por 24 horas a oscuras. El gel cambia de color según la concentración de CO₂ y se comparó con el color de la tabla proporcionada por la prueba, que relaciona el color con un valor entre 1 a 6 (Figura 5), siendo 1 ninguna emisión de CO₂ y 6 el nivel más alto. Este valor proporcionó una media de biomasa microbiana de carbono y así la actividad microbiana.



Figura 4. Frasco de prueba de emisiones de CO₂ para determinar la actividad microbiana en los suelos (Prueba Solvita®)



Figura 5. Comparación de sonda y tabla de color para la determinación de emisiones de CO₂ de las muestras de suelo después de 24 horas de incubación (Prueba Solvita®).

Nitritos. La determinación de los valores de nitritos de las muestras se llevó a cabo mediante una extracción con KCl 1N cuantificado por Colorimetría con sulfanilamida, por el método 4500-NO₂ B (Greenberg et al. 1992).

Amonio. Se extrajo el amonio soluble e intercambiabile con KCl 1N y se cuantificó mediante la reacción de amonio, hipoclorito y fenol catalizado por sal de manganeso. Esto forma un compuesto azul llamado indofenol que es cuantificado por medio de colorimetría por el método del fenato, con referencia 4500-NH₃ D (Greenberg et al. 1992).

pH. Fue determinado por el método AOAC 994.16 (alternativa 1), peso/volumen de 1:1 (AOAC International 1998).

Calcio, magnesio, fósforo, potasio, sodio. Para la determinación de estos elementos se utilizó una solución extractora Mehlich 3, determinándose por espectrofotometría de absorción atómica de llama acetileno-aire y el fósforo por colorimetría (Mehlich 1984).

Materia orgánica. Se utilizaron dos métodos de medir materia orgánica de las muestras. Materia orgánica total (MOT) y materia orgánica húmificada (MOH). La MOT se determinó por medio de incineración por el método AASHTO T267-86 (2004), el cual mide pérdidas por ignición. La MOH se determinó por el método Walkley & Black (1934). La MOT se refiere al total de componentes orgánicos en el suelo y la MOH corresponde a la fracción estable y lentamente degradable de la materia orgánica.

Carbono lábil. El carbono lábil es la porción de carbono inmediatamente disponible para los microorganismos para su consumo. Este se determinó mediante la oxidación con permanganato de Potasio y lectura colorimétrica (Weil et al. 2003).

Evaluación de la mineralización de la materia orgánica en los sistemas de producción. Para identificar el sistema de producción con una mayor mineralización, se realizó la transformación de los niveles de nutrientes en los suelos, a porcentajes de cambio de estos referidos al valor inicial en los cuatro lotes y tener una base de comparación.

Diseño experimental. Se utilizaron bloques completos al azar (BCA) en parcelas divididas donde los tratamientos fueron los días de incubación (0, 30, 60) y los bloques correspondieron al sistema de producción (perejil orgánico, pastura establecida, pastura novada y sorgo) con tres replicas por cada uno.

Análisis estadístico. Se realizó un análisis de varianza (ANOVA), con una separación de medias Duncan con un nivel de significancia de ($P \leq 0.05$). El análisis estadístico se realizó por medio del software de análisis estadístico "Statistical Analysis System" SAS® 9.4.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La descomposición de materia orgánica es un proceso biológico que incluye la degradación física y la transformación bioquímica de moléculas orgánicas complejas de materia muerta a moléculas orgánicas e inorgánicas más simples (Juma 1998). El tiempo de degradación está determinado por tres factores principales: los microorganismos del suelo, las características físicas del suelo, y la calidad de la materia orgánica (Brussaard 1994). Como resultado de esta descomposición se obtienen subproductos como: dióxido de carbono (CO₂), energía, agua (H₂O), nutrientes, y compuestos de carbón orgánicos re sintetizados. Lo anterior lleva al suelo a presentar cambios en sus propiedades físicas, químicas, y biológicas. A continuación se presentan los resultados obtenidos de características químicas y físicas para los cuatro sistemas de producción diferentes en su día original de toma de muestras de suelo (Día 0) y en los 30 y 60 días de incubación.

Textura. Excepto el lote del perejil orgánico, los lotes de los distintos sistemas de producción tuvieron texturas muy similares; no obstante, se consideró que esto no tuvo un efecto definitivo sobre el experimento ya que las partículas que se asocian con materia orgánica y generan actividad microbiana son las arcillas. Bajo condiciones climáticas similares, el contenido de materia orgánica en suelos finos, como los arcillosos, puede ser de dos a cuatro veces más que en el de texturas más gruesas como suelos arenosos (Prasad y Power 1997). También los suelos arcillosos pueden llegar a ligarse con la materia orgánica, haciendo su descomposición más lenta (Rice 2002).

Cuadro 1. Porcentaje de arena, limo, arcilla y clase texturial en los cuatro sistemas de producción en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.

Sistema de producción	Arcilla (%)	Limo (%)	Arena (%)	Clase Texturial
Perejil orgánico	18	27	55	Franco Arenosa
Pastura establecida	27	42	31	Franco
Pastura renovada	26	41	33	Franco
Sorgo	19	49	49	Franco

Respiración. Las emisiones de CO₂ revelaron detalles importantes de la actividad microbiana inicial de los suelos, así como su desarrollo a través del experimento. Los suelos de lotes establecidos (perejil y pastura establecida) contaron con una respiración de 70 y 60 (mg.kg⁻¹). Esto es considerado como una actividad microbiana ideal para los suelos. Los lotes recientemente establecidos (pastura renovada y sorgo), al ser alterados hace poco tiempo

evitaron el desarrollo de las comunidades microbianas, presentaron valores de 20 y 15 (mg.kg⁻¹). Esto se debe a que en el caso del sorgo, el lote es mecanizado frecuentemente y el suelo es volteado, exponiendo los microorganismos al sol y dañándolos. La pastura recientemente establecida no tuvo mucho éxito en su siembra, y cuenta con una baja cobertura de su suelo, exponiéndolo directamente al contacto con luz solar, que ocasiona daños a las comunidades microbianas (cuadro 2).

Cuadro 2. Emisión de CO₂ y actividad microbiana en cuatro sistemas de producción a 0, 30 y 60 días de incubación en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.

Sistema de producción	CO ₂ (mg/kg ⁻¹)			Actividad Microbiana		
	(Días de incubación)			(Días de incubación)		
	0	30	60	0	30	60
Perejil orgánico	70	12	5	Ideal ^Ω	Baja	Muy baja
Pastura establecida	60	40	35	Ideal	Ideal	Media
Pastura renovada	20	18	12	Media	Media	Baja
Sorgo	15	8	5	Baja	Muy Baja	Muy Baja

^ΩIdeal (40-70); media (39-20); baja (19-10); muy baja (<10).

Carbono lábil. El carbono lábil es la fracción de la materia orgánica (MO) que está disponible para el uso de los microorganismos. Este es compuesto por azúcares, aminoazúcares, aminoácidos y ácidos orgánicos. La descomposición del carbono lábil ocurre en la materia orgánica fresca, por una alta actividad respiratoria por organismos en el suelo (Porta et al. 2003) En suelos, el nivel de carbono lábil se incrementa debido a la descomposición de material vegetal por los microorganismos, como también por la exudación de raíces. Debido a que las muestras fueron tomadas e incubadas, se descarta que el incremento en nivel de carbono lábil se haya dado debido a la exudación de raíces, es decir su incremento se debe netamente a la descomposición de la materia orgánica (Zou et al. 2005). Los cuatro sistemas de producción tuvieron la misma tendencia, en la que el nivel de carbono lábil incrementó del día original a los 30 DI (cuadro 3). También incrementó de los 30 a los 60 DI, debido a que la humedad en el suelo promueve la descomposición de MO y los microorganismos encargados de hacer el carbono lábil disponible actúan con mayor facilidad. Esto a su vez incrementa la tasa de mineralización de nitrógeno dado que hay mucha disponibilidad de alimento de carbono lábil en el tiempo (FAO 2005). La disponibilidad se vuelve mayor ya que se considera que la saturación de los suelos en incubación limitó el oxígeno para los microorganismos, por lo que las poblaciones bajaron y dejaron de consumir el carbono (Porta et al. 2003).

Cuadro 3. Valores de carbono lábil en cuatro sistemas de producción a 0, 30 y 60 días de incubación en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.

Sistema de producción	Carbono Lábil (mg/kg ⁻¹)		
	(Días de incubación)		
	0	30	60
Perejil orgánico	790c ^β	920b	1920a
Pastura establecida	480c	850b	1860a
Pastura renovada	420c	990b	2000a
Sorgo	320c	1140b	2150a

^β Valores en las mismas filas con letras diferentes representan diferencias significativas (P<0.05).

Materia orgánica total y materia orgánica húmificada. Tanto la materia orgánica total (MOT) y la materia orgánica humificada (MOH) no variaron por efecto de la incubación (P=0.29) en ninguno de los sistemas de producción evaluados. La ausencia de un cambio significativo en los niveles de MOT es debido a que la descomposición de esta toma más tiempo. Es necesario considerar que pueden existir variaciones propias del método como su límite de detección, precisión, incertidumbre y reproducibilidad a las cuales aducir estas variantes (cuadro 4).

La materia orgánica húmica (MOH) muestra el porcentaje de la porción húmica total de los suelos. La porción húmica, o humus, es un componente relativamente estable formado por sustancias húmicas, como lo son los ácidos húmicos, los ácidos fúlvicos y las huminas (Tan, 1994). En comparación con otras moléculas orgánicas simples presentes en el suelo, las sustancias húmicas son moléculas largas y complejas, con altos pesos moleculares (FAO, 2005). Por ello, los cambios en los niveles del humus del suelo se dan en un plazo muy largo de tiempo. La interacción de los lotes por día no fue significativa (P=0.91), por lo que se considera que no hubo diferencia significativa en los distintos DI en ninguno de los cuatro sistemas de producción. Esto se atribuir a que los 60 DI fueron un lapso de tiempo muy corto como para apreciar un cambio en el nivel de MOH.

Cuadro 4. Valores de materia orgánica total (MOT) y materia orgánica húmica (MOH) en cuatro sistemas de producción a 0, 30 y 60 días de incubación en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.

Sistema de producción	MOT (%)			MOH (%)		
	(Días de incubación)			(Días de incubación)		
	0	30	60	0	30	60
Perejil orgánico	4.7	5.3	4.8	3.8	3.6	3.8
Pastura establecida	4.8	5.0	4.9	2.8	2.8	2.6
Pastura renovada	4.2	4.7	4.4	2.1	2.1	2.1
Sorgo	3.2	3.2	3.2	1.7	1.6	1.6

Valores no muestran diferencias significativas bajo los tres tiempos de incubación.

pH. El pH presentó la misma tendencia en los cuatro sistemas de producción. Al inicio, los cuatro sistemas presentaron alzas en su nivel de pH, es decir se alcalinizaron a los 30 DI. A los 60 DI, los pH se estabilizaron en su valor, manteniéndose significativamente similares aunque si hubo reducciones numéricas de estos valores (cuadro 5). El comportamiento del pH en la incubación de suelos de los cuatro sistemas de producción fue similar al estudio de Hoyt y Turner (1975), en el que al inicio de su incubación observaron un incremento en el pH del suelo y luego este se estabilizó. Barrow (1960) también observó un incremento inicial en pH cuando realizó una incubación de suelos. Se puede relacionar el incremento inicial de pH debido a la mineralización de aniones orgánicos a CO_2 y agua por parte de los microorganismos, ya que éste proceso remueve iones de H^+ del suelo (Heylar 1976). A su vez la degradación de materia orgánica libera ácidos orgánicos que contienen grupos hidroxilos, que secuestran moléculas de H^+ . El proceso de mineralización de amonio también alcaliniza los suelos, para obtener el amonio estable NH_4^+ es necesario que se tome un ion hidrogeno del suelo. La estabilización del pH en a los 60 DI comparado con los 30 DI se puede atribuir al incremento en la capacidad buffer del suelo con el tiempo debido a la saturación de agua en las muestras (Ritchie y Dolling 1985). Estos cambios en pH demuestran la dificultad de monitorear cambios de pH en campo, ya que puede haber variaciones a corto plazo que no necesariamente afectan el pH a largo plazo, pero si pueden llegar a tener un efecto marcado en el crecimiento de los cultivos.

Nitrógeno. A los 30 DI hay un cambio significativo en los niveles de amonio ($P \leq 0.05$). Se observa que hay una gran mineralización de este nutriente, pero luego a los 60 DI los niveles de este bajan. Esto se debe a que la limitante de oxígeno causada por la saturación de los suelos elimino a los microorganismos aerobios encargados de la mineralización de amonio. Los niveles luego bajan porque la descomposición de materia orgánica requiere de altas cantidades de nitrógeno en el suelo (Porta et al. 2003). En nitritos no hubo diferencias ya que el método es muy inestable además de impreciso, y los valores encontrados fueron mínimos, casi llegando a cero.

Cuadro 5. Valores de pH, amonio y nitrito (mg.kg^{-1}) en cuatro sistemas de producción a 0, 30 y 60 días de incubación en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.

Sistema de Producción	pH			Amonio			Nitrito		
	(Días de incubación)			(Días de incubación)			(Días de incubación)		
	0	30	60	0	30	60	0	30	60
Perejil orgánico	7.0b	7.5a	7.4a	20b	70a	10b	0.2	0.2	0.3
Pastura establecida	5.7b	6.3a	6.1a	30c	260a	160b	0.2	0.1	0.2
Pastura renovada	5.2b	5.5a	5.4a	40b	100a	30b	0.1	0.2	0.2
Sorgo	5.3b	5.7a	5.7a	50a	60a	20b	0.2	0.3	0.3

^β Valores en las mismas filas bajo misma variable con letras diferentes representan diferencias significativas ($P \leq 0.05$).

En cuanto a los análisis de los elementos fósforo, potasio y calcio (cuadro 6) y magnesio y sodio (cuadro 7), no se presentan diferencias significativas ($P \leq 0.05$). Esto demuestra que no se presentó una mineralización detectable de estos nutrientes, que también puede atribuirse a que 60 DI no fueron suficientes para mineralizar estos elementos, o bien la degradación de materia orgánica no mineraliza a estos (Prasad y Power 1997).

Cuadro 6. Valores de fósforo, potasio, y calcio (mg.kg^{-1}) en cuatro sistemas de producción a 0, 30 y 60 días de incubación en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.

Sistema de producción	Fósforo			Potasio			Calcio		
	(Días de incubación)			(Días de incubación)			(Días de incubación)		
	0	30	60	0	30	60	0	30	60
Perejil orgánico	420	410	390	610	610	600	2520	2590	2550
Pastura establecida	10	10	10	130	140	140	1410	1450	1440
Pastura renovada	20	20	30	280	290	290	1290	1250	1240
Sorgo	30	30	30	310	310	320	1040	1140	1120

Valores no muestran diferencias significativas bajo los tres tiempos de incubación.

Cuadro 7. Valores de magnesio y sodio (mg.kg^{-1}) en cuatro sistemas de producción a 0, 30 y 60 días de incubación en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.

Sistema de producción	Magnesio			Sodio		
	(Días de incubación)			(Días de incubación)		
	0	30	60	0	30	60
Perejil orgánico	260	250	240	10	10	10
Pastura establecida	170	170	170	110	110	110
Pastura renovada	200	190	200	30	40	30
Sorgo	170	180	190	10	10	10

Valores no muestran diferencias significativas en los tres tiempos de incubación.

Tres variables que tuvieron diferencias significativas ($P \leq 0.05$), amonio, carbono lábil y pH. El objetivo de esta comparación en porcentajes es identificar los lotes de producción con mejor mineralización de nutrientes o cambios en las variables. Los valores negativos se refieren a porcentajes negativos, o porcentajes de pérdida en comparación al nivel anterior. En estos resultados se observa como en la totalidad del experimento, el lote de la pastura establecida tuvo la mayor mineralización de amonio, con 380% de incremento respecto a sus niveles iniciales. El lote de perejil orgánico en la totalidad del experimento, obtuvo un 580% de incremento y fue el mejor de los cuatro sistemas de producción. En pH, el mayor cambio porcentual se refleja en el lote que contiene sorgo, con un 8% de incremento al final de los 60 DI, a pesar de ser un valor similar al de los sistemas de perejil orgánico y pastura establecida, numéricamente es mayor, se puede atribuir al poco contenido de materia orgánica en sus suelos que funcionan como buffer para el pH.

Cuadro 8. Porcentajes de mineralización de amonio, carbono lábil y pH en cuatro sistemas de producción a 0, 30 y 60 días de incubación en la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.

Sistema de producción	Amonio (%)			Carbono Lábil (%)			pH (%)		
	(Días de incubación)			(Días de incubación)			(Días de incubación)		
	0-30	30-60	0-60	0-30	30-60	0-60	0-30	30-60	0-60
Perejil orgánico	400b ^β	-90	-50b	260a	90b	580a	6ab	-1b	5ab
Pastura establecida	700a	-40	380a	80c	190a	290c	9a	-4a	5ab
Pastura renovada	250b	-70	20b	140b	100b	380b	5b	-1ab	4b
Sorgo	180b	-80.0	-40b	20d	110ab	140d	9a	-1ab	8a

^β Valores en las mismas columnas con letras diferentes representan diferencias significativas ($P \leq 0.05$).

3. CONCLUSIONES

- El amonio y el carbono lábil fueron los únicos nutrientes mineralizados en los cuatro sistemas de producción en los 60 días de incubación.
- El pH fue afectado por la degradación de materia orgánica en los cuatro sistemas.
- La materia orgánica total y la materia orgánica húmica no sufrieron cambios.
- La pastura establecida tuvo un mayor porcentaje de mineralización de amonio, el suelo con el sistema de producción perejil orgánico tuvo un mayor porcentaje de mineralización de carbono lábil de los cuatro sistemas de producción.

4. RECOMENDACIONES

- Realizar el estudio con un periodo de incubación más prolongado. Un periodo entre seis a doce meses con medidas cada mes sería ideal, de esta forma se cubren seis meses y se puede estimar el aporte al ciclo de un cultivo promedio, y con doce meses se puede estimar la mineralización en un año.
- Probar no saturar los suelos completamente con agua ya que esto limita la disponibilidad de oxígeno en el suelo para los microorganismos por lo que sus poblaciones bajan.
- Realizar el estudio en diferentes tipos de textura, para determinar el efecto de estas en la mineralización. Esto sería mejor si se prueban suelos arcillosos contra suelos francos y suelos arenosos.
- Realizar el estudio en condiciones más similares a las de campo para determinar un comportamiento real de mineralización de nutrientes.

5. LITERATURA CITADA

AASHTO Standard T267. 2004. Standard Method of Test for Determination of Organic Content in Soils by Loss on Ignition.

AOAC International. 1998. Official Methods of Analysis of AOAC International, Gaithersburg, MD, USA, Official Method 994.16-1997.

Bouyoucos GJ. 1962. Hydrometer method improved for making particle size analysis of soils. *Agron. J.* Vol.54, p464-465.

Brussaard L. 1994. Interrelationships between biological activities, soil properties and soil management. Wiley/CAB International, p.309-329.

Corbella R, Fernández de Ullivarri J. 2006. *Materia Orgánica del Suelo*. Argentina. Facultad de Agronomía y Zootecnia. Universidad Nacional de Tucumán. p.3-8.

Dijkstra FA, Carrillo Y, Pendall E, Morgan JA. 2013. Rhizosphere priming: A nutrient perspective. *Front. Microbiol.* Vol.4, p. 13.

FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2005. The importance of organic matter. Viale delle Terme di Caracalla, 00100 Rome, Italy. p. 4.

FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2016. Definición | FAO | <http://www.fao.org/soils-portal/about/definiciones/es/>

Franzluebbers AJ. 2016. Should Soil Testing Services Measure Soil Biological Activity? *Agricultural & Environmental Letters*, p. 3.

Greenberg AE, Clesceri LS, Eaton AD. 1992. Standard methods for the examination of water and wastewater. 18th edition. p.4.80-4.85.

Heylar KR. 1976. Nitrogen cycling and soil acidification. *Soil Sci.* Vol.32, p. 19-23.

Hoyt PB, Turner RC. 1975. Effects of organic materials added to very acid soils on pH, aluminium, exchangeable NH₄, and crop yields. *Soil Sci.* Vol.119, p. 227-237.

Juma NG. 1998. *The pedosphere and its dynamics: a systems approach to soil science*. Volume 1. Edmonton, Canada, Quality Color Press Inc, p. 315.

Kirchmann H, Persson J, Carlgren K. 1994. The Ultuna long-term soil organic matter experiment. University of Sweden. Characteristics of organic matter Vol.11, p. 18-27.

Linn DM, Doran JW. 1984. Effect of water-filled pore space on carbon dioxide and nitrous oxide production in tilled and nontilled soils. Soil Science Society of America Vol.48, p. 56.

Marschner B. y Kalbitz K. 2003. Controls of bioavailability and biodegradability of dissolved organic matter in soils. Geoderma, Vol. 133, p. 211-235.

Mehlich A. 1984. Mehlich 3 soil test extractant: a modification of Mehlich 2 extractant. Communications In Soil Science And Plant Analysis Vol. 15, p. 22-44.

Merino C, Nannipieri P, Matus F. 2015. Soil carbon controlled by plant, microorganism and mineralogy interactions J. Soil Sci. Plant Nutr. Vol.15, p. 4-5.

Porta J, López-Acevedo M, Roquero C. 2003. Edafología para la Agricultura y el Medio Ambiente. 3ª edición, p. 184-186.

Prasad R, Power JF. 1997. Soil Fertility Management for Sustainable Agriculture. Boca Raton, FL: CRC Press LLC. p. 356.

Ramos E, Zúñiga D. 2008. Efecto de la humedad, temperatura y pH del suelo en la actividad microbiana a nivel de laboratorio. Departamento Académico de Biología, Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima – Perú. Ecología Aplicada Vol. 7, p. 209-223.

Rice CW. 2002. Organic matter and nutrient dynamics. Encyclopedia of Soil Science, Vol. 2, p. 925-928.

Ritchie GS, Dolling PJ. 1985. The Role of Organic Matter in Soil Acidification. Aust. J. Soil Res. Vol. 23, p. 569-576.

Statistical Analysis Software SAS 9.4. 2016. SAS Institute Inc., Cary, NC, USA.

Walkley A, Black IA. 1934. An Examination of Degtjareff Method for Determining Soil Organic Matter and a Proposed Modification of the Chromic Acid Titration Method. Soil Sci. Vol.37, p.29-37.

Weil R. 2003. Estimating active carbon for soil quality assessment: A simplified method for laboratory and field use. American Journal of Alternative Agriculture. Vol.18, p. 14-32.

Wetterstedt M. 2010. Decomposition of soil organic matter: Experimental and modelling studies of the importance of temperature and quality. Swedish University of Agricultural Sciences. SLU Service, p.4.

Zou XM. 2005. Estimating soil labile organic carbon and potential turnover rates using a sequential fumigation–incubation procedure. Soil Biology & Biochemistry, Oxford, v.37, p.1923- 1928.

6. ANEXOS

Anexo 1. Relación de valor Solvita® y emisión de CO₂.

TABLE 1: CO₂-BURST

SOLVITA COLOR NUMBER	CO ₂ BURST mg/kg CO ₂ -C DCR 700	Potential N-Mineralization lb/a/yr (kg/ ha/ yr)	Soil Condition / Microbial Biomass Carbon
5	<160	High. (75 - 105) May be sufficient N for many crops without added N-fertilizer.	Soil is well supplied with organic matter; Microbial Biomass Carbon < 3,500 ppm
4	<70	Moderate. (45- 75) Soil has limited need for supplemental N.	Moderately well supplied; Biomass carbon < 1,500 ppm
3	<30	Moderate-Low. (25 - 45) Supplemental N may be required for some crops.	Medium-Low in active organic matter; Biomass carbon < 600 ppm
2	<12	Low. (15 - 25) Will not provide sufficient N for most crops.	Low in microbial activity. Biomass Carbon < 250
1	<5	Very Low. (< 15) Little biological activity; insufficient humus	Soil very low in microbes; Biomass Carbon < 100 ppm.

The Solvita CO₂-Burst test simulates a soil during summer...

Anexo 2. Relación CO₂ y nivel de actividad microbiana.

TABLE #2 Soil CO₂-Rate Index of Fertility

Color 0 - 1 Blue-Gray	Color 1 - 2.5 Gray-Green	Color 2.5 - 3.5 Green	Color 3.5 - 4 Green-Yellow	Color 4 - 5 Yellow	Soil Activity
VERY LOW ACTIVITY	LOW ACTIVITY	MEDIUM ACTIVITY	IDEAL ACTIVITY	HIGH ACTIVITY	
Associated with depleted and dry sandy soils, and little or no organic matter	Soil is marginal in terms of biological activity and organic matter	Soil is moderately balanced and has likely been receiving organic matter additions	Soil is well supplied with organic matter and active microbial populations	High or excessive organic matter	
EMISSIONS (FLUX) OF CO ₂ -C as LBS / ACRE/ DAY (a)					
2 - 5 lb/acre/day	5 - 16	16 - 32	32 - 64	64 - 140	
EMISSIONS (FLUX) OF CO ₂ as KG / M ² / year (b)					
0.2 - 0.5 kg/m ²	0.5 - 2.5	2.5 - 6.0	6.0 - 9.0	9 - 20	
SOLVITA BASAL CO ₂ -C RESPIRATION RATE, mg/kg (c)					
< 2	2 - 6	6 - 14	14 - 22	22 - 55	

(a) compare to USDA NRCS "Soil Quality Kit for Educators". Results are likely to depend on a variety of factors such as depth of sampling, temperature and field moisture.
 (b) The environmental rate often cited for average fertile arable land is 4.5 kg CO₂/m²/year.
 (c) DCR 700 ALT-Mode (Basal) shows this range of ppm (mg/kg) at these colors. To convert ppm CO₂-C to lb/a CO₂ use a factor of 2.68 and to get kg/m² from ppm use factor 0.4.