



**COLEGIO DE POSTGRADUADOS**

---

**INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS  
CAMPUS TABASCO**

PROGRAMA EN PRODUCCIÓN AGROALIMENTARIA EN EL TRÓPICO

MINERALIZACIÓN DE NITRÓGENO DE DIFERENTES ABONOS  
ORGÁNICOS

GEORGINA CÓRDOVA BALLONA

TESIS  
PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL  
PARA OBTENER EL GRADO DE  
MAESTRA EN CIENCIAS

H. CÁRDENAS, TABASCO, MÉXICO.

2010

---

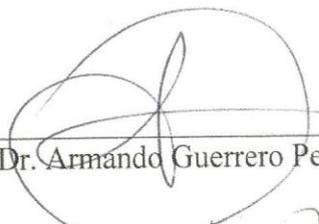
---

La presente tesis titulada, **Mineralización de Nitrógeno de Diferentes Abonos Orgánicos** realizada por la alumna, Georgina Córdova Ballona bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRA EN CIENCIAS  
PRODUCCION AGROALIMENTARIA EN EL TROPICO

CONSEJO PARTICULAR

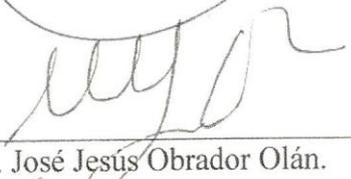
CONSEJERO:



---

Dr. Armando Guerrero Peña

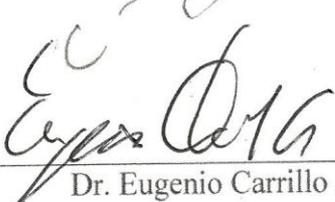
ASESOR:



---

Dr. José Jesús Obrador Olán.

ASESOR:



---

Dr. Eugenio Carrillo Ávila.

Cárdenas, Tabasco, México, 23 de abril de 2010

## DEDICATORIA

Esta tesis esta dedicada a:

DIOS por su infinito amor, misericordia, y por sus abundantes bendiciones recibidas durante la realización de mis estudios de postgrado.

Sabiduría ante todo; adquiere sabiduría;  
Y sobre toda tus posesiones adquiere inteligencia  
Proverbios 4:7

A mis padres: Aurelia Ballona de la Cruz y Cesar Córdova Gómez, por su comprensión, apoyo y sacrificio inmerecido por esto y más gracias.

A mi hijo Aurelio por ser el regalo más hermoso que Dios me ha dado.

A mis hermanos: Selenia, Manuelita, Benjamín, Marcelo, Adrián, Arsenio, Leonides, Tomas Francisco.

A mis sobrinos Cesar, Montserrat E, Adrian G, Diana, Abigaíl, José F., Emiliano, Larisa G. y Suri S.

“Tengo la firme convicción, de que este triunfo, es un pequeño pero gran paso, que marcara la pauta para el origen, de un gran salto”.

## AGRADECIMIENTO.

A Dios por la fortaleza que me ha dado en los momentos más difíciles de mi vida.

Al Colegio de Postgraduados Campus Tabasco. Por haberme permitido formarme en esta gran institución y brindarme los conocimientos que he adquirido.

A los millones de mexicanos (as) que pagan impuestos, quienes, a través del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) y el Colegio de Postgraduados, han financiado parte de mi formación.

A las instituciones que me proporcionaron los abonos orgánicos utilizados en la investigación.

Al Dr. Armando Guerrero Peña por el esfuerzo, la dedicación, el tiempo y el apoyo que me ha brindado, pero sobre todo por la infinita paciencia para conmigo y mis problemas.

Al Dr. José Jesús Obrador Olán por sus acertados comentarios y sugerencias, los cuales mejoraron bastante la estructura y calidad de la presente investigación

Al Dr. Eugenio Carrillo Ávila, por brindarme su apoyo y asesoría gracias.

Al Dr. Luis Vargas Villamil, por brindarme su amistad apoyo y asesoría gracias.

A los técnicos del Laboratorio de Análisis de Suelos Plantas y Aguas del Colegio de Postgraduados Campus Tabasco, Martha Patricia, Esteban y Bernardo; por su amistad, consejos y sobre todo por compartir sus conocimientos conmigo.

A todos mis compañeros del Colegio de Postgraduados con quienes compartí momentos inolvidables.

A mis amigos Lorena, Aarón, Edith, Guadalupe, Aurora, Augusto, Claudia, Antonio, Alberto, Emilgar, María, Candelario, Francisco M.

## RESUMEN

### MINERALIZACIÓN DE NITRÓGENO DE DIFERENTES ABONOS ORGÁNICOS

**Georgina Córdova Ballona, MC.**

**Colegio de Postgraduados, 2010.**

El uso de fertilizantes orgánicos es una buena alternativa en todos los sistemas de producción agrícola, sobre todo si el fin principal es proveer N, mejorar la fertilidad de los suelos y el mantener o incrementar los rendimientos de los cultivos. El nitrógeno es uno de los nutrientes que en mayor cantidad demandan los cultivos, una vez aplicado tiene gran dinámica, lo cual, aunado a propiedades indeseables del suelo favorecen su pérdida. El uso de materiales orgánicos en la agricultura tiene múltiples propósitos, van desde el aprovechamiento de subproductos hasta el incremento de la sustentabilidad de los agroecosistemas. No obstante la importancia que tienen los materiales orgánicos, para la zona de estudio existen pocos trabajos que consideren aspectos como son; su calidad y disponibilidad nutricional, razón por la que en el presente estudio se plantearon los siguientes objetivos: determinar en diferentes abonos la mineralización del nitrógeno orgánico y su caracterización física y química mediante procedimientos convencionales y tecnología NIRS.

Para poder llevar a cabo esta investigación se utilizaron 15 abonos orgánicos y un suelo clasificado como Fluvisol eútrico. Las determinaciones físicas y químicas de los abonos se realizaron mediante métodos analíticos empleados para el diagnóstico de la fertilidad y clasificación de suelos; a los abonos orgánicos se les interpretó dándoles un enfoque que nos permitiera clasificarlos.

El nitrógeno potencialmente mineralizable ( $N_0$ ) y las tasas constantes de mineralización, fueron estimados con el uso del modelo propuesto por Stanford y Smith (1972), de tipo mecanicista dinámico determinista, que establece las curvas de ajuste de la estimación del N de la fracción lábil. Las estimaciones fueron realizadas por mínimos cuadrados, usando el algoritmo propuesto por Levenberg – Marquardt. Se demostró que la tasa de mineralización para los diferentes abonos orgánicos es diferente, y que no existe correlación de las propiedades físicas y químicas con el nitrógeno mineralizable de los diferentes abonos orgánicos.

## ABSTRACT

### NITROGEN MINERALIZATION OF DIFERENT ORGANIC MANURE

Georgina Córdova Ballona, MC.

Colegio de Postgraduados, 2010.

**Palabras clave:** Manure, Mineralization, NIRS, Quimiometría, PCA.

**Keywords:** Mineralization, NIRS,

The use of organic fertilizer is an alternative in all farming systems whose primary purpose is to provide N, improve soil fertility and maintain or increase crop yields. Nitrogen is one of the nutrients that crops require much is an item that once applied has great dynamics, which, coupled with undesirable soil properties favor its loss. The use of organic materials in agriculture has multiple purposes ranging from the use of products to increase the sustainability of agroecosystems. Notwithstanding the importance of organic materials for the study area, there are few works that consider aspects such as: its nutritional quality and availability reason in this study had the following objectives: assessing the mineralization of different fertilizers organic nitrogen and its physical and chemical characterization by conventional methods and NIRS technology.

To carry out this investigation was monitored in 15 organic fertilizers and a soil classified as Eutric Fluvisols, physical and chemical determinations were performed using analytical methods for diagnosis of soil fertility, soil characterization, however, were given a different interpretation, focusing on the classification of fertilizers.

Potentially mineralizable nitrogen (N<sub>0</sub>) and mineralization rate constants were obtained by the model proposed by Stanford and Smith (1972), curves were obtained adjusting the estimate of N from the labile fraction determined by least squares. We used the algorithm proposed by Levenberg - Marquardt and mechanistic modeling deterministic dynamics for the different groups established. It was shown that the mineralization rate for different organic fertilizers is different, and no correlation of physical and chemical properties to nitrogen mineralization of different organic fertilizers.

## ÍNDICE

<b>ÍNDICE DE CUADROS .....</b>	<b>viii</b>
<b>ÍNDICE DE FIGURAS .....</b>	<b>ix</b>
<b>1. INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>1</b>
<b>2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA. ....</b>	<b>2</b>
2.1. Nitrógeno .....	2
2.1.1. El nitrógeno en las plantas.....	2
2.1.2. El nitrógeno en el suelo .....	3
2.2. Fuentes de nitrógeno.....	4
2.3. Proceso de mineralización del nitrógeno.....	4
2.3.1. Mineralización .....	4
2.4. Etapas de la mineralización .....	6
2.4.1. Aminización .....	6
2.4.2. Amonificación .....	7
2.4.3. Nitrificación.....	7
2.5. Nitrógeno potencialmente mineralizable.....	8
2.6. Tasa de mineralización .....	10
2.7. Compostas .....	10
2.8. Humificación y Mineralización de la Materia Orgánica en el Suelo .....	20
2.9. Fluvisol.....	23
2.10. Espectro NIR .....	24
2.11. Análisis de componentes principales.....	25
<b>3. OBJETIVOS E HIPÓTESIS .....</b>	<b>27</b>
3.1. Objetivo general .....	27
3.1.1 Objetivos particulares .....	27
3.2. Hipótesis general .....	27
3.2.1. Hipótesis particulares .....	27
<b>4. MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>28</b>
4.1. Caracterización física y química de los abonos orgánicos .....	28
4.1.1. Análisis quimiométrico de las características físicas y químicas de los abonos ..	34
4.1.1.1. Estadística descriptiva .....	34
4.1.1.2. Pruebas de correlación.....	35
4.1.1.3. Análisis de componentes principales.....	35
4.2 Mineralización del nitrógeno.....	35
4.3. Nitrógeno potencialmente mineralizable ( $N_0$ ) y tasa constante de mineralización (K)	
.....	41
4.3.1. Nitrógeno potencialmente mineralizable.....	41
4.3.2. Tasa de mineralización .....	42
4.3.3. Procedimiento no lineal .....	43
4.3.4. Modelación mecanística dinámica determinística.....	43
<b>5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....</b>	<b>44</b>
5.1. Caracterización del suelo.....	44
5.2. Caracterización física y química de los abonos orgánicos .....	47
5.2.1. Propiedades físicas de los abonos orgánicos .....	47
5.2.1.1. Material parcialmente descompuesto y material fábriico.....	47
5.2.1.2. Fibra no frotada y fibra frotada.....	48
5.2.1.3. Color en pirofosfato de sodio .....	49
5.2.1.4. Correspondencia del color con las clases fábriico, hémico y sáprico .....	51
5.2.2. Propiedades químicas de los abonos orgánicos.....	52

5.2.2.1. Análisis de pH .....	53
5.2.2.2. Material orgánico (MO) .....	55
5.2.2.3. Carbón orgánico (CO) .....	58
5.2.2.4. Carbón orgánico soluble (COS) .....	59
5.2.2.5. Nitrógeno (N) .....	59
5.2.2.6. Relación carbono- nitrógeno (C/N) .....	60
5.2.2.7. Capacidad de intercambio cationico (CIC) .....	60
5.2.2.8. Fósforo total (P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> ) .....	60
5.2.2.9. Potasio (K <sub>2</sub> O).....	61
5.2.2.11. Magnesio (Mg) .....	62
5.2.2.12. Sodio (Na) .....	63
5.2.2.13. Micronutrientes.....	63
5.2.2.14. Carbono orgánico total y carbono de los ácidos húmicos y fúlvicos y densidad óptica .....	65
5. 3. Prueba de correlación entre las diferentes propiedades de los abonos .....	68
5.4. Caracterización NIRS .....	72
5.4.1. Espectro NIRS .....	72
5.4.2. Análisis de componentes principales (PCA) .....	73
5.5. Mineralización del nitrógeno.....	75
5.5.1. Mineralización de nitrógeno (Stanford y Smith 1972).....	75
5.5.2. Nitrógeno potencialmente mineralizable y tasas constantes de mineralización estimados mediante modelación mecanística dinámica determinística.....	83
5.5.3. Nitrógeno mineralizable (Keeney y Bremener, 1967).....	85
<b>6. CONCLUSIONES .....</b>	<b>88</b>
<b>7. BIBLIOGRAFÍA. ....</b>	<b>89</b>
<b>ANEXO.....</b>	<b>103</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Materiales orgánicos de desecho empleados en la producción de composta	11
Cuadro 2. Composición media de diferentes estiércoles .....	12
Cuadro 3. Destino de las diferentes fracciones del nitrógeno aportado por el estiércol.	13
Cuadro 4. Composición media de purines de cerdo .....	14
Cuadro 5. Composición de los excrementos de gallina y paloma .....	15
Cuadro 6. Localización de la emisiones de amoniaco y olores del estiércol líquido dentro de la explotación ganadera .....	16
Cuadro 7. Riqueza media de compost de lombriz .....	17
Cuadro 8. Residuos de una jaula de salmón y una depuradora urbana .....	18
Cuadro 9. Características de diferentes tipos de turbas .....	18
Cuadro 10. Algunos residuos de industrias agroalimentarias utilizados como abonos..	19
Cuadro 11. Relación C/N de diversos materiales orgánicos .....	20
Cuadro 12. Abonos utilizados y lugar de procedencia. ....	28
Cuadro 13. Determinaciones para la caracterización física de las muestras de los abonos. ....	29
Cuadro 14. Determinaciones para la caracterización química de las muestras de los abonos. ....	30
Cuadro 15. Criterio usado para clasificación de suelos orgánicos (Mc Kinzie, 1974) ..	32
Cuadro 16. Forma como se controló el estudio de la mineralización de los abonos orgánicos. ....	38
Cuadro 17. Propiedades físicas y químicas del suelo. ....	44
Cuadro 18. Propiedades físicas de los diferentes abonos orgánicos. ....	48
Cuadro 19. Correspondencia del color con el grado de descomposición de los abonos orgánicos. ....	52
Cuadro 20. Propiedades químicas de los abonos orgánicos. ....	57
Cuadro 20. Continuación. ....	58
Cuadro 21. Carbono orgánico total y carbono de los ácidos húmicos y fúlvicos y densidad óptica. ....	67
Cuadro 22. Matriz de correlaciones de las propiedades físicas, químicas y Nm de los diferentes abonos orgánicos. ....	69
Cuadro 23. Matriz del grado de significancia de las propiedades físicas, químicas y Nm de los diferentes abonos orgánicos. ....	70
Cuadro 24. Análisis de componentes principales. ....	74
Cuadro. 25 Nitrógeno mineralizado ( $\text{NH}_4^+ + \text{NO}_3^-$ ) durante los períodos de incubación a 35 °C de los diferentes abonos orgánicos. ....	76
Cuadro. 26 Nitrógeno potencialmente Mineralizable (No) y tasa constante de mineralización (k), estimados por el método no lineal. ....	79
Cuadro 27. Nitrógeno potencialmente mineralizable y constante de mineralización obtenidas por modelación mecanística dinámica determinística. ....	84
Cuadro 28. Nitrógeno mineralizable ( $\text{NH}_4^+ + \text{NO}_3^-$ ) de los diferentes abonos orgánicos durante el períodos de incubación a 35 °C (Keeney y Bremener, 1967). ....	86
Cuadro 29. Disponibilidad de nitrógeno en los abonos orgánicos. ....	87
Anexo Cuadro 1. Propiedades químicas de los abonos orgánicos .....	103

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Muestreo del suelo realizado con barrena sobre el surco y entresurco de la caña en un Fluvisol. ....	29
Figura 3. Secuencia para determinación de fibra frotada: a) transferir el residuo de la fibra no frotada al tamiz, b) Lavar bajo corriente frotando el abono y c) cuantificar la fibra frotada .....	31
Figura 4. Secuencia para cuantificar el material parcialmente descompuesto y material fíbriico: a) pesar una porción de abono orgánico, b) tamizar y c) pesar lo que quedó retenido en el tamiz.....	31
Figura 5. Diagrama de flujo en la extracción y aislamiento de sustancias húmicas en los abonos orgánicos (Kononova, 1982). ....	33
Figura 6. Dispositivo utilizado para la incubación. ....	37
Figura 7. Preparación de los dispositivos de incubación. ....	38
Figura 8. Secuencia de la extracción del nitrógeno mineralizado .....	39
Figura 9. Determinación del nitrógeno inorgánico mediante destilación por arrastre de vapor y su cuantificación por titulación. ....	40
Figura 10. Determinación del color con pirofosfato de sodio. ....	50
Figura 11. Espectro NIRS observado en los abonos orgánicos. ....	73
Figura 12. Representación de las huellas espectrales en las puntuaciones de las dos primeras componentes principales.....	74
Figura 13. Dispositivos de incubación en el proceso de mineralización de las muestras de abonos orgánicos, método de Stanford y Smith (1972). ....	77
Figura 14. Nitrógeno mineral acumulado en relación al periodo de incubación de los diferentes abonos orgánicos a) y b). ....	78
Figura 15. Curvas de ajuste de la estimación del N de la fracción lábil determinados por mínimos cuadrados usando el algoritmo propuesto por Levenberg – Marquardt, para las distintas agrupaciones establecidas a) y b). ....	81
Figura 16. Curvas de ajuste de la estimación del N de la fracción lábil determinados por mínimos cuadrados usando el algoritmo propuesto por Levenberg – Marquardt, para las distintas agrupaciones propuestas c), d),e), f), g) y h). ....	82
Figura 17. Diagrama de flujo utilizado para calcular las constantes de mineralización y el nitrógeno potencialmente mineralizables. ....	84
Figura 18. Dispositivos de incubación de nitrógeno mineralizable (Keeney y Bremener, 1967). ....	85
Anexo Figura 1 Gráfico de Draftman para las propiedades correlacionadas. ....	104

## 1. INTRODUCCIÓN

El N en relación con otros elementos es requerido en grandes cantidades por las plantas y no es parte de los minerales comunes del suelo, por lo que su suministro es generalmente deficiente y debe complementarse con la aplicación de fertilizantes. La principal fuente natural de nitrógeno es la fracción orgánica del suelo, la cual mantiene un flujo de transformaciones hacia las fracciones inorgánicas. La estimación del suministro de nitrógeno disponible en un determinado agroecosistema es difícil dadas las variaciones temporales que se dan por los cambios ambientales estacionales y por la dinámica misma del N en el suelo. La solución de este problema requiere el esfuerzo de un gran número de investigadores, entre otros, para atender al estudio de las transformaciones de las reservas naturales del N de la materia orgánica del suelo de los fertilizantes orgánicos y el movimiento de las formas activas del N mineral, nítrica y amoniacal que son formas asimilables por las plantas.

El uso de fertilizantes orgánicos es una alternativa en todos los sistemas de producción agrícola, con fines de proveer N y mantener o incrementar los rendimientos de los cultivos. Estos fertilizantes son producidos con materiales de origen animal o vegetal, y un gran número de materiales orgánicos pueden ser utilizados como abonos en el suministro de nutrientes a las plantas. Sin embargo, para la aplicación de los fertilizantes orgánicos, se requiere del mejor entendimiento de los mismos; lo cual, conduciría a sistemas de producción sustentables mediante la utilización de métodos de fertilización más precisos, prácticos, oportunos y económicos. Ejemplo de ellos es el método conceptual simplificado, basado en el estudio de los procesos desde un punto de vista racional.

El objetivo del presente trabajo fue caracterizar física y químicamente abonos orgánicos y estudiar su proceso de mineralización. La información básica generada sobre el N potencialmente mineralizable y las constantes de mineralización en los diferentes materiales seleccionados podrá ser utilizada para calcular los suministros de nitrógeno a los agroecosistemas y los tiempos de aplicación de los fertilizantes orgánicos.

## **2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.**

### **2.1. Nitrógeno**

#### **2.1.1. El nitrógeno en las plantas**

El nitrógeno es un elemento muy móvil en el suelo y puede perderse por diferentes procesos tales como la desnitrificación, lixiviación y volatilización. Una vez en el interior de las células pasa a constituir las bases nitrogenadas para las distintas funciones fisiológicas. El nitrógeno participa en la formación de los aminoácidos, que participan posteriormente en la síntesis de los prótidos, hormonas, la clorofila y las proteínas de la planta (Salgado *et al.*, 2003).

Las plantas extraen del suelo una mayor cantidad de nitrógeno que de cualquier otro nutriente, debido a que es un componente específico de las proteínas y está presente en la mayor parte de las combinaciones orgánicas de las plantas. Los mayores contenidos de nitrógeno en las plantas se encuentran en los tejidos nuevos; a medida que la planta avanza en las distintas etapas fenológicas (hasta madurez), la proporción de celulosa aumenta, el porcentaje de nitrógeno disminuye y se eleva la relación C/N (Navarro, 2003). En términos generales, puede decirse que si la relación C/N es mayor de 30 no hay una liberación inmediata de nitrógeno aprovechable en el suelo; por el contrario, si dicha relación es menor de 20 algo del nitrógeno se mineraliza quedando disponible a las plantas (Núñez, 2007).

En las plantas el nitrógeno se encuentra mayormente en forma orgánica. Las materias nitrogenadas de reserva están esencialmente constituidas por proteínas, que difieren según las especies vegetales. Pero el nitrógeno no se encuentra solo bajo forma proteica, sino también en forma de compuestos más simples, que constituyen los intermediarios entre los compuestos nitrogenados minerales absorbidos y las sustancias proteicas de síntesis. Así el nitrógeno se encuentra en moléculas tan importantes como las purinas, pirimidinas, porfirinas, vitaminas, alcaloides y enzimas. El nitrógeno puede hallarse en las plantas en

formas inorgánicas (compuestos amónicos, nitritos y nitratos) pero solamente constituyendo una pequeña porción del total. Como fuente metabólica nitrogenada para su crecimiento, muchas plantas pueden utilizar también nitrógeno orgánico además del nitrógeno inorgánico (Navarro, 2003).

### **2.1.2. El nitrógeno en el suelo**

El nitrógeno se encuentra en su mayor parte en los horizontes superficiales de los suelos, donde más del 90 % del nitrógeno se encuentra en forma orgánica ya sea en la MO fresca o en el humus (Kelley y Estevenson, 1996). Las principales formas de nitrógeno en el suelo son: a) la orgánica, formada por residuos vegetales (incluyendo microorganismos) y animales, en diversos estados de descomposición, desde residuos frescos a humus, entendiéndose por este último el material orgánico estabilizado por la acción de la flora microbiana; y b) la inorgánica, que incluye principalmente a nitratos, nitritos, amonio intercambiable y amonio fijado (Aguilar *et al.*, 1987). La mayor parte del nitrógeno presente en los suelos minerales se encuentra por lo tanto, formando parte de la materia orgánica que se deposita en el suelo.

Las formas inorgánicas de nitrógeno presentes en el suelo incluyen amonio ( $\text{NH}_4^+$ ), nitrito ( $\text{NO}_2^-$ ), nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ), óxido nitroso ( $\text{N}_2\text{O}$ ), óxido nítrico ( $\text{NO}$ ) y nitrógeno elemental ( $\text{N}_2$ ) el cuál es inerte excepto para aquellos microorganismos fijadores de nitrógeno (Follett, 2001).

Las formas nitrito y nitrato se encuentran exclusivamente o casi exclusivamente, como iones libres en la solución del suelo. La amónica, en su mayor parte, se encuentra como amonio cambiante y no cambiante, y solamente en pequeñas proporción en la solución del suelo.

El nitrógeno orgánico se halla como proteína, aminoácidos libres, aminoazúcares y otras sustancias complejas, en su mayoría no identificadas. Estas últimas se originan en las

distintas etapas de la humificación y son altamente resistentes a su degradación (Navarro, 2003).

## **2.2. Fuentes de nitrógeno**

El suministro de nitrógeno del suelo proviene de: a) el N mineral en forma de nitratos en el perfil del suelo, b) el N mineralizado de la materia orgánica nativa del suelo, c) el N proveniente de los residuos de cultivos, el cual pueden ser positivos (N mineralizado) o negativo (N inmovilizado) dependiendo de la relación C/N de éstos, y d) el N proveniente de enmiendas orgánicas (Castellanos *et al.*, 2000). También, son fuentes importantes de nitrógeno para el suelo el estiércol, plantas, microorganismos y animales muertos en descomposición, la mayor parte de este nitrógeno es insoluble y no está disponible de inmediato para que lo utilicen las plantas. La fracción orgánica se abastece también de N a partir de microorganismos fijadores de N atmosférico en forma asimbiótica y de la inmovilización de la fracción soluble que realizan los microorganismos (Salisbury y Ross, 1994; Bertsch, 1995).

Desde el punto de vista de fertilidad del suelo,  $\text{NH}_4^+$ ,  $\text{NO}_2^-$ , y  $\text{NO}_3^-$  son los más importantes y son producidos a partir de la descomposición de la materia orgánica del suelo o de la adición de fertilizantes nitrogenados. Estas tres formas representan entre 2 y 5 % del nitrógeno total del suelo (Engels y Marschner 1995).

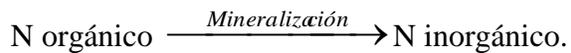
## **2.3. Proceso de mineralización del nitrógeno**

### **2.3.1. Mineralización**

Es el proceso de transformación de nitrógeno orgánico a nitrógeno mineral e involucra a su vez dos subprocesos: amonificación que es la transformación de N-orgánico a N-amoniaco

(N-NH<sub>4</sub>) y nitrificación que es la oxidación de N amoniacal a N-nítrico (N-NO<sub>3</sub>), a través de la actividad de microorganismos no específicos, bajo condiciones aeróbicas y anaeróbicas. Este proceso se acelera con un incremento en la temperatura y aumenta con una adecuada humedad y una buena disponibilidad de oxígeno.

La definición anterior se sintetiza en la siguiente reacción (Alexander, 1980; Jarvis *et al.* 1995; Castellanos *et al.*, 2000).



Para la transformación de este último participan dos especies de bacterias, *Nitrosomas* y *Nitrobacter*. En el suelo siempre está ocurriendo inmovilización y mineralización simultáneamente, y lo que se mide es la mineralización neta (Castellanos *et al.*, 2000). La capacidad de los suelos para liberar N depende principalmente de la materia orgánica nativa del suelo, la cantidad y calidad de los residuos orgánicos con una alta relación C/N, superior a 30, como ocurre con los residuos carbonáceos de cereales presentan baja tasa de mineralización inicial de N y por lo contrario participan en secuestrar (inmovilizar el N mineral del suelo); la tasa de mineralización depende de una serie de factores, uno de ellos es la relación C:N. Cuanto más bajo sea el contenido de nitrógeno en la materia orgánica en descomposición con relación al contenido de carbono, mayor será la inmovilización de N en el suelo por parte de los microorganismos (Tisdale *et al.* 1993).

Por otro lado, cuando el contenido de ligninas y polifenoles del residuo es alto, la mineralización suele ser baja. Residuos ricos en nitrógeno como las leguminosas, presentan más baja relación C/N (<20) y, por ende, mayor velocidad de mineralización (Castellanos *et al.*, 2000); el régimen de humedad tiene una influencia significativa sobre los procesos de mineralización e inmovilización; las altas temperaturas, el pH cercano a la neutralidad y el buen nivel de aireación permite que aumente la mineralización del nitrógeno (Khalil *et al.*, 2001).

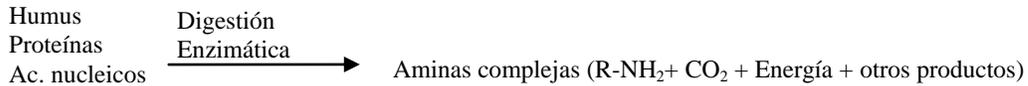
La mayor proporción del nitrógeno del suelo se encuentra asociado a la materia orgánica en forma de aminoácidos o proteínas. Este N orgánico sufre una serie de transformaciones en el suelo que lo llevan a N mineral, en la cual se dan básicamente tres procesos de la mineralización: Aminización, es decir, la transformación de proteínas en aminas, Amonificación es el paso de aminas a amonio; estos primeros procesos por lo general se conoce como amonificación, es decir, que el proceso de mineralización conlleva a la formación de  $\text{NH}_4^+$  que luego puede ser transformado en nitratos ( $\text{NO}_3^-$ ) a través de la nitrificación. Estas dos formas de N mineral  $\text{NH}_4^+$  y  $\text{NO}_3^-$  son las que las plantas absorben en mayor cantidad de la solución del suelo para su nutrición (Solórzano, 1997).

El suministro depende de la mineralización del N, y está dado por dos componentes: a) el nitrógeno mineral residual ( $\text{Nr}$ ) que corresponde al N mineral, el cual, permanece en el suelo del año anterior o que fue mineralizado durante el periodo de cosecha-siembra y b) por el N que se mineraliza durante el periodo del cultivo ( $\text{Nm}$ ), el cual se estima mediante el N potencialmente mineralizable ( $\text{N}_0$ ) con una tasa de mineralización ( $\text{K}$ ) (Stanford, 1973).

## **2.4. Etapas de la mineralización**

### **2.4.1. Aminización**

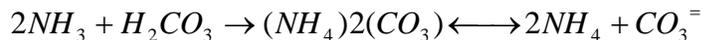
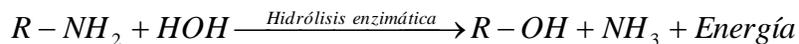
Los compuestos proteicos y otros similares, que son los constitutivos en mayor medida de la materia nitrogenada aportada al suelo son de poco valor para las plantas superiores de cara a la utilización directa. Sin embargo son fácilmente utilizados por ciertos microorganismos del suelo pertenecientes tanto al reino vegetal como al animal. A consecuencia de la digestión enzimática realizada por estos organismos, dichos compuestos se degradan a compuestos aminados como proteosas, peptonas y al final a aminoácidos. Por ello, el proceso se llama aminificación o aminización (Bertrand y Rapidel, 1999). Esta transformación puede representarse como sigue (Buckman y Brady, 1977; Tisdale y Nelson, 1987):



### 2.4.2. Amonificación

Al realizarse la digestión enzimática, el nitrógeno puede seguir dos direcciones posibles:

a) incorporarse en las estructuras celulares de los microorganismos del suelo y formar parte de nuevo del complejo proteico o b) ser transformado en productos simples que aparecen casi siempre en forma amónica. A este proceso, en concreto, se le llama amonificación. Los microorganismos, fundamentalmente heterótrofos, son capaces de usar las formas amónicas de nitrógeno en condiciones de escasez de dicho nutriente, los vegetales superiores esporádicamente recurren a esta posibilidad a pesar de estar capacitados para ello. En general, los mismos microorganismos que controlan la aminización, promueven la amonización. De esta manera provocan la aparición de varias fuentes de energía y se apropian del nitrógeno adyacente. El proceso de forma simplificada puede representarse como sigue (Bertrand y Rapidel, 1999):



### 2.4.3. Nitrificación

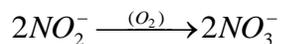
Se llama nitrificación a una serie de reacciones exotérmicas en las que el  $NH_4^+$  liberado en el proceso de amonificación sufre una oxidación biológica por diferentes grupos de bacterias autótrofas las cuales obtienen de esa oxidación la energía necesaria para su metabolismo y como producto final  $NO_3^-$  (Buckman y Brady, 1977; Teuscher *et al.*, 1980; Tisdale y Nelson, 1987).

Es un proceso en el cual ocurre la conversión de amonio ( $\text{NH}_4^+$ ) a nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ). El nitrato es la forma más común como las plantas absorben el nitrógeno. Este proceso es la fuente acidificante más grande en los suelos agrícolas y se representa con la siguiente ecuación (Follett, 2001):



Además de las *Nitrosomas* también actúan bacterias de los géneros *Nitrosobulus* y *Nitrosospira* que toleran altos contenidos del ion  $\text{NH}_4^+$  y obtienen energía de la oxidación de este compuesto (Buckman y Brady, 1977; Domínguez, 1984; Tisdale y Nelson, 1987).

La nitratación es la conversión de  $\text{NO}_2^-$  a  $\text{NO}_3^-$  por bacterias autótrofas obligadas del género *Nitrobacter* (Porta *et al.*, 2003). La acumulación de  $\text{NO}_2^-$  en ciertas concentraciones en el suelo, consideradas como elevadas es tóxica para las plantas; el cual se reduce en condiciones de aireación, evitando con esto su acumulación. La ecuación de esta reacción se presenta como sigue:



El cambio de  $\text{NO}_2^-$  a  $\text{NO}_3^-$  es mucho más rápido que el cambio de sales de  $\text{NH}_4^+$  a  $\text{NO}_2^-$ , por esta razón rara vez se encuentran en los suelo los  $\text{NO}_2^-$  en estado libre. El cambio desde las sales de  $\text{NH}_4^+$  hasta los  $\text{NO}_3^-$  es en condiciones adecuadas, mucho más rápidas que la amonificación (Buckman y Brady, 1993).

## 2.5. Nitrógeno potencialmente mineralizable

Determinar la relación C:N de un abono orgánico, es de gran ayuda, para saber si podemos esperar mineralización o inmovilización del N contenido en el abono orgánico, pero conocer esta relación, no permite cuantificar la cantidad de N que será liberada o inmovilizada. Por eso es necesario determinar otras características de un abono orgánico

como el potencial de mineralización de N y la tasa de mineralización de N (Brady y Weil, 1999).

El concepto de nitrógeno potencialmente mineralizable ( $N_0$ ) fue propuesto inicialmente por Stanford y Smith (1972) y se refiere a la cantidad del N orgánico edáfico que puede ser convertido por la actividad de la biomasa microbiana aerobia heterótrofa a formas inorgánicas solubles (fundamentalmente  $NH_4^+$  y  $NO_3^-$ ), lo cual es una alternativa eficaz para cuantificar el aporte de N del suelo para los cultivos, ya sea para generar recomendaciones de aplicación de fertilizantes nitrogenados (Campbell *et al.*, 1996).

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 (Brady y Weil, 1999).

Esta determinación se realiza mediante una prueba química con extracción a 40°C ó bien mediante pruebas cortas de incubación a temperaturas medias (Stanford, 1982; Fox y Piekielek, 1984). Las pruebas de incubación pueden ser en condiciones anaerobias o aeróbicas.

El nitrógeno potencialmente mineralizable ( $N_0$ ) se define como la cantidad del N orgánico del suelo que es susceptible de mineralizarse de acuerdo a una reacción de primer orden. Según Stanford y Smith (1972) el  $N_0$  es una fracción discreta de N orgánico total y puede calcularse a partir de cantidades de N mineralizado en incubaciones sucesivas, por lo que es un estimador de la cantidad de N que puede mineralizarse en un tiempo infinito bajo condiciones óptimas de temperatura y humedad (capacidad de campo).

El  $N_0$  constituye un índice relativo de la capacidad de mineralización de N y no es afectado por factores climáticos, mientras que el N mineralizado es un estimador del N realmente derivado del  $N_0$  bajo regímenes prevalecientes de agua y temperatura (Stanford *et al.*, 1977).

Es así cómo, en un intento por desarrollar métodos que evalúen el aporte de nitrógeno de las formas orgánicas, Stanford y Smith (1972) desarrollaron una metodología que permitiría

determinar el nitrógeno potencialmente mineralizable ( $N_0$ ) en los suelos y su tasa de mineralización.

## **2.6. Tasa de mineralización**

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 de 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.*, 1994).

De acuerdo con el modelo de Stanford y Smith (1972), la tasa constante de mineralización del N orgánico (K) corresponde a la pendiente de la curvatura exponencial de la regresión entre  $\ln(N_0 - N_t)$  vs  $t$  y es afectado por la temperatura y por la humedad del suelo (Cavalli y Rodríguez, 1975).

## **2.7. Compostas**

El proceso de compostaje era conocido y utilizado por el hombre desde que cambió su vida de cazador a recolector. Cuando comenzaron a cultivar plantas observaron que obtenían mejores cosechas en las proximidades de montones de vegetación en putrefacción y de estiércol que en otros lugares. Este descubrimiento aislado, aunque en observaciones casuales de naturaleza científica no fue apreciado, pero se transmitió de generación en generación. En lápidas de arcillas descubiertas en Mesopotamia procedentes del Imperio Asirio, mil años antes de Moisés, demuestran la utilización de composta en agricultura (Stoffella y Kahn, 2005).

El compostaje ha sido un proceso donde se han logrado muchos avances recientes. Diferentes fuentes de materiales orgánicos, desde estiércoles, hasta subproductos agrícolas, incluyendo pasto de corte, son convertidas y utilizadas como mejoradores del suelo mediante procesos de compostaje. La utilización de compostas de estiércol no solo

representa un método de eliminación a bajo costo sino un método para reciclar los nutrientes para el crecimiento vegetal y para contrarrestar la disminución del contenido de materia orgánica de los suelos agrícolas modernos. Bajo condiciones controladas, la materia orgánica cruda pasa a los primeros estados de descomposición y humificación, de tal forma que cuando es adicionada al suelo, se ha estabilizado considerablemente y puede contribuir de forma más eficiente a los procesos de formación de la fertilidad del suelo; es una alternativa de fertilización en la agricultura ecológica donde está prohibido el uso de sustancias químicas (Gliessman, 2002; Hodges, 1991).

El vermicompostaje es un proceso de compostaje especial que implica la adición de ciertas especies de lombrices de tierra epígeas para mejorar la conversión de residuos orgánicos (Edward, 2004). Está también convirtiéndose en una fuente de materia orgánica del suelo especialmente en granjas pequeñas y jardines; promueve la humificación de la materia orgánica del estiércol de ganado, mejorando así la calidad de los materiales como enmiendas orgánicas. En el Cuadro 1 se presentan algunos subproductos agrícolas y estiércoles que se emplean para la preparación de compostas (Gliessman, 2002, C. Plaza *et al.*, 2008)

Cuadro 1. Materiales orgánicos de desecho empleados en la producción de composta

Subproductos agrícolas	Estiércoles
Harina de hoja de alfalfa	Estiércol de animales para la producción de carne en sistemas estabulados.
Bagazo de manzanas y uvas	Estiércol de lechería
Harina de sangre	Cama de pollos para asar
Harina de hueso	Cama de gallinas ponedoras
Harina de plumas	Cama de pavo algodón
Cáscara de almendra y nuez	Estiércol de puerco
Pulpa de café	Estiércol de caballo
Pulpa de cacao	Estiércol de borrego
Torta de soya	Estiércol de cabra.
Cascarilla de arroz	
Deshechos de jardines y prados	

(Gliessman, 2002).

En el Cuadro 2 se muestra la composición mineral del estiércol sólido utilizado comúnmente; cabe destacar su notable heterogeneidad. Se trata de abonos compuestos de naturaleza órgano-mineral. El valore de pH reportado por Stoffella y Kahn (2005) para la

gallinaza fue de 8.47 y para el estiércol de vaca 7.75, Santamaría-Romero (2001) reporta pH de 8.7, 8.3 y 8.5 en el estiércol de conejo, oveja y ternero respectivamente

Por otra parte, la conductividad eléctrica para el estiércol de gallina, vaca, conejo y oveja es 6.8 y 2.5, 8.2 y entre 7.76 a 12.68 dSm<sup>-1</sup> respectivamente (Pérez *et al.*, 2008)

Se compararon los contenidos de nutrimentos de estiércol de vaca y oveja reportados por Urbano (2001) el cual reporta 3.4 y 8.3 % de N, 1.6 y 2.3 % de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> y 4.0 % de K<sub>2</sub>O y 3% de CaO respectivamente. Tisdale y Nelson (1982) indican que si la relación C/N es menor de 20, le confiere buena capacidad de mineralización del N; el cual, pasa a formas asimilables para las plantas rápidamente. Los valores de C/N presentados son menores al valor mencionado, exceptuando la gallinaza que tiene una relación ligeramente superior (20.15).

Comparando los contenidos de N, P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>, K<sub>2</sub>O, con los reportados por Salgado *et al* (2000) se observa que los estiércoles evaluados (Cuadro 2) tienen un contenido alto en estos compuestos. En promedio los contenidos nutrimentales de los subproductos orgánicos reportados por Salgado *et al* (2000), se encuentran en 0.545% de N, 0.491% de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> y 0.458% K<sub>2</sub>O.

Cuadro 2. Composición media de diferentes estiércoles (Labrador, 1996).

Composición	Gallinaza	Oveja	Ternero	Vaca	Conejo
Materia seca (%)	22 a 76 <sup>(2)</sup>	25	23	23	26
pH	6.80	7.82	7.90	8.17	7.47
conductividad	5.78	2.81	4.72	4.03	2.87
Materia Orgánica (%) <sup>(1)</sup>	64.71	64.08	73.25	66.28	69.38
Nitrógeno (%)	1.74	2.54	2.40	1.84	2.79
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (%)	4.18	1.19	1.50	1.73	4.86
K <sub>2</sub> O(%)	3.79	2.83	3.14	3.10	1.88
Relación C/N	20.15	10.57	14.55	13.90	10.92
CaO(%)	8.90	7.76	2.99	3.74	6.62
MgO(%)	2.90	1.51	0.91	1.08	2.10
Na <sub>2</sub> O(%)	0.59	0.62	0.78	0.58	0.35
Fe(%)	0.49	0.34	0.23	0.41	0.24
Mn(mg kg <sup>-1</sup> )	506	306	160	172	258

<sup>(1)</sup> Todos los resultados están expresados sobre materia seca.

<sup>(2)</sup> Ponedoras en baterías y pollos de engorde respectivamente.

La cantidad y la frecuencia de los aportes de los abonos orgánicos dependerán de factores, edáficos y climáticos, éstos influyen en el contenido del nitrógeno en el suelo, ya que este puede perderse por lixiviación o pueden no estar disponible para los cultivos en el tiempo requerido. En el Cuadro 3, se muestra la mineralización y dinámica del nitrógeno el suelo, así como los porcentajes de nitrógeno que absorben las plantas, los cuales varían de acuerdo a la época del año en que se aplican: en otoño solo el 40% es utilizado por el cultivo y en la primavera se aprovecha un 80%.

Cuadro 3. Destino de las diferentes fracciones del nitrógeno aportado por el estiércol (Labrador, 1996).

Aplicaciones en otoño	Aplicaciones en primavera
<p>Nitrógeno mineral            20 % Pérdida por aplicación.            80 % Tiene por destino:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• 40 % Disponible para los cultivos.</li> <li>• 40 % Pérdidas por percolación</li> <li>• 20 % Pérdidas por desnitrificación</li> </ul>	<p>Nitrógeno mineral            20 % Pérdidas en la aplicación            80 % Disponible para los cultivos.</p>
<p>N-Orgánico mineralizable el 1<sup>er</sup> año            20 %. Se mineraliza en otoño y en invierno.            Tiene por destino:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• 40 % Disponible para los cultivos</li> <li>• 40 % Perdida por percolación</li> <li>• 20 % Pérdida por desnitrificación</li> </ul> <p>80 % Se mineraliza en la época de desarrollo vegetal. Se destina:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• 60 % Disponible para los cultivos</li> <li>• 40 % Pérdidas debidas a:               <ul style="list-style-type: none"> <li>- 15 % Act.residual de los cultivos</li> <li>- 65 % Percolación</li> <li>- 20 % Desnitrificación</li> </ul> </li> </ul>	<p>N-Orgánico mineralizable el 1<sup>er</sup> año            60 % Disponible para los cultivos.            40 % Pérdidas debido a:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• 15 % Act. residual de los cultivos</li> <li>• 65 % Percolación</li> <li>• 20 % Desnitrificación.</li> </ul>
<p>N- Orgánico mineralizable años sucesivos            60 % Disponible para cultivos            40 % Perdidas debidas a:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• 15% Act. Residual de los cultivos</li> <li>• 65% Percolación</li> <li>• 20% Desnitrificación</li> </ul>	<p>N-Orgánico mineralizables años sucesivos            60 % Disponible para los cultivos            40 % Pérdida debida a:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• 15% Act. Residual de los cultivos</li> <li>• 65% Percolación.</li> <li>• 20% Desnitrificación.</li> </ul>

El purín, el cual está constituido por los orines que fluyen de los alojamiento del ganado o los líquidos que escurren del estiércol y que son recogidos en fosas, también tiene contenidos importantes de nutrimentos. En el Cuadro 4 se muestran las concentraciones nutrimentales del purín de cerdo

Cuadro 4. Composición media de purines de cerdo (Labrador, 1996).

Composición	kg/m <sup>3</sup>	% s.m.h. <sup>β</sup>	% s.m.s <sup>α</sup>
Materia seca	15,35	5.20	-
Materia orgánica	36.42	3.55	68.27
N-Total	4.28	0.42	8.02
N- Orgánico	1.28	0.12	2.40
N-Amoniacal	3.00	0.29	5.62
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	3.18	0.31	5.96
K <sub>2</sub> O	2.76	0.27	5.17
Ca	2.15	0.21	4.04
Mg	0.51	0.05	0.96
Na	0.92	0.09	1.73
Otros elementos	g/m <sup>3</sup>	ppm	ppm
Cobre	35.40	35.00	673
Zinc	39.70	41.00	789
Hierro	60.60	62.00	1,192
Manganeso	15.40	16.00	308

<sup>β</sup> s.m.h (suministro de materia húmeda); <sup>α</sup> s.m.s (suministro de materia seca).

En el Cuadro 5 se muestra la composición química nutrimental de los estiércoles de gallina y paloma. El estiércol de gallina procede generalmente de la producción avícola con camas de diversos materiales, granjas industriales de aves para carne y de gallina ponedoras en batería o crías especiales de aves para carnes o grasa. La gallinaza es una mezcla de los excrementos de las gallinas, con o sin los materiales que se usan para la cama en los gallineros; mientras que la palomina, procede del excremento de paloma. En el cuadro mencionado se observa que los contenidos más altos en materia orgánica los presenta el excremento de paloma con un 30.80%, así como también en los contenidos de N, fósforo (P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>) y potasio (K<sub>2</sub>O). Sin embargo, en lo que respecta a oxido de calcio (CaO) el excremento de gallina presenta un 2.4% con respecto al 1.60 % del excremento de paloma (Labrador, 1996)

Cuadro 5. Composición de los excrementos de gallina y paloma (Labrador, 1996).

Componentes	Gallinaza	Palomina
% Materia orgánica	20.00	30.80
% Nitrógeno (N)	1.60	1.75
% Fosfórico (P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> )	1.50	1.80
% Potasa (K <sub>2</sub> O)	0.85	1.00
% Cal (CaO)	2.40	1.60

La importancia que tiene el manejo racional de los materiales orgánicos en la agricultura está fuera de toda discusión, son muchas las ventajas que conlleva su uso, no obstante es importante considerar que durante su descomposición ocurren una serie de procesos que es necesario considerar para evitar posibles efectos en la salud humana (Cuadro 6).

Cuadro 6. Localización de la emisiones de amoniaco y olores del estiércol líquido dentro de la explotación ganadera (Labrador, 1996).

Ubicación	Localización de las emisiones.
Cuadra	<p>Temperatura el amoniaco <math>-NH_3^-</math> se forma por degradación bacteriana del ácido úrico de la orina y los olores por descomposición de la materia orgánica. Al depender la actividad biológica de la temperatura, cuanto más baja sea está, más ralentizado será el proceso de degradación. Por esto las máximas concentraciones de amoniaco y olores se detecten poco antes del mediodía, la mayor cantidad de gases por el día y las emisiones son superiores en verano.</p> <p>Ventilación. La tasa de emisiones de amoniaco y olores aumenta con la ventilación, ya que permite eliminar los compuestos volátiles, bajando la presión parcial de éstos y facilitando nuevas emisiones.</p> <p>Cama. El amoniaco presente en la orina se libera fácilmente, si diluimos ésta, a igualdad de volumen disminuye la concentración de amonio y con ello la liberación del mismo. Si se utiliza paja, ésta absorberá la orina haciendo inferior la cantidad de líquido emisor. Cuanto más seca sea la paja, menos olores se producirán.</p> <p>Pavimentación. Cuanto más grande sea la superficie de intercambio de gases, mayor serán las emisiones. La cimentación total, ocasiona, si la limpieza no es adecuada, los niveles insostenibles de amoniaco.</p>
Almacenaje	<p>Tipos de excremento. La volatilización del amoniaco en el ganado porcino es de 2 a 3 veces superior a la del bovino, ya que el <math>NH_3</math> se libera más fácilmente en un medio acuoso que en un viscoso más denso.</p> <p>Tipos de almacenaje. Durante el almacenaje la volatilización del amoniaco no disminuye, ya que el N-orgánico va siendo descompuesto en <math>NH_3</math>, ácidos grasos volátiles, dióxido de oxígeno y metano. Las emisiones dependen de la clase de fermentación a la que se sometan los excrementos, siendo las pérdidas de amoniaco más importantes durante la fermentación aeróbica. El recubrimiento de las balsas con el material adecuado reducen en más de 60 % las emisiones de olores y amoniaco.</p> <p>Relación superficie/volumen. Cuanto más pequeña sea la capacidad de intercambio de gases entre el depósito y el aire exterior menos emisiones y volatilizaciones permitirá.</p> <p>Presencia de costras. Las emisiones de amoniaco pueden verse reducidas por la costra superficial que forma el excremento líquido en las bolsas, fundamentalmente el procedente de bovinos.</p>

En el Cuadro 7 se observa la composición de la composta de lombriz, la cual es el resultado de la transformación de materiales orgánicos por una lombriz común de los estercoleros,

*Eisenia foetida*, *Lumbricus rubellus* o híbrido próximo, comercialmente denominado lombriz roja californiana. La transformación de este material orgánico se produce al paso del mismo por su tubo digestivo, y su mezcla con compuestos minerales, microorganismos y fermentos que provocan una transformación bioquímica inicial de la materia orgánica, siendo por lo tanto, más rápida la mineralización y la humificación posterior en el suelo, y la activación del metabolismo microbiano y vegetal, por su contenido en fitohormonas. Si se comparan las propiedades químicas de la lombricomposta (Cuadro 7) con los valores encontrados por otros autores como Durán y Henríquez (2007) que muestran contenidos de Nt de 1.8 a 3.1%, Ca de 1.6 a 5.6 %, Mg de 0.3 a 0.7 %, Fe 5461 a 26489 mg kg<sup>-1</sup> y de MO 29.0 a 37.1 %, se observa que estos valores se encuentran dentro de los valores reportados en el Cuadro 7.

Cuadro 7. Riqueza media de compost de lombriz (Labrador, 1996).

Elemento	Riqueza (%)
N. total	1.5
N. Orgánico	1.3
Potasio total (K <sub>2</sub> O)	1.6
Fósforo total (P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> )	2.2
Cálcio (Ca)	6.4
Magnesio (Mg)	0.8
Sódio (Na)	0.2
Hierro (Fe)	0.9
M. orgánica s.m.s.	31.0
Ac. Húmicos	2.3
Ac. Fúlvicos	1.2
Humedad máxima	38.0

Los residuos generados en las piscifactorías tienen características propias, ya que los aportes nutrimentales son generados por el pienso que no es consumido por los peces, sus excrementos y en menor medida por peces muertos y los eviscerados. En el Cuadro 8 se pueden observar algunas características químicas las cuales muestran que los contenidos de materia orgánica, el contenido de Nt y el fósforo para el caso de la jaula de salmón comparando los valores reportados por Buckman y Brady (1993), son similares.

Cuadro 8. Residuos de una jaula de salmón y una depuradora urbana (Labrador, 1996).

Parámetros	Residuo	
	Jaula de salmón	Depurador
Materia orgánica	60-97%	60-93%
Nitrógeno total	1.6-9.0%	0.5-6.7%
Fósforo total	0.7-2.1%	0.1-4.5%

En el Cuadro 9 se muestran las características físicas y químicas que presentan las turbas las cuales son un conjunto de materias orgánicas de origen natural, producidas por la descomposición lenta de vegetales en formaciones sedimentarias con exceso de humedad y deficiente oxigenación.

Cuadro 9. Características de diferentes tipos de turbas (Labrador, 1996).

Características	Turbas altas	Turbas bajas
Estructura	Fibrosa	Granular
Color	Pardo-rubio	Negro
Nivel de humificación (g humus100g <sup>-1</sup> )	30 %	70 %
Densidad aparente (kg m <sup>-1</sup> )	162	30
Densidad real (kg m <sup>-1</sup> )	1.50-1.65	1.48-1.58
Porosidad (%)	90	40-50
Capacidad de retención de agua	10 a 15	3 a 5
pH (agua)	3 a 5	6.5-7.5
pH (KCl)	2.50-4.50	6.0-7.0
Capacidad de cambio (meq 100g <sup>-1</sup> )	100-150	150-300
Contenido en elementos fertilizantes (%)		
Nitrógeno (N)	0.91	2.00
Fosfórico (P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> )	0.03	0.10
Potasa (K <sub>2</sub> O)	0.02	0.02
Cal (CaO)	0.20	1.65

En el Cuadro 10 se presentan las características de los residuos producidos en la industria agroalimentaria, los cuales aportan N, P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> y K<sub>2</sub>O, para la fertilización de los suelos agrícolas. Rodríguez (1996) reportó en lana N 0.8%, P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> 1.2% los contenidos de N fueron considerados bajos por el autor y para K<sub>2</sub>O no hay reporte. Los resultados obtenidos en sangre N 13%, P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> 2% y K<sub>2</sub>O 1%; el N no presenta diferencia ya que se encuentra dentro del mismo intervalo, el nitrógeno en cuernos y pezuñas con un promedio del 7.15%, fue calificado como bajo por Labrador (1996) quien reportó 12-15 de N, mientras que para P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> y K<sub>2</sub>O no se reportan valores. Para algodón la composición fue N 7% es alto con respecto a lo encontrado por Labrador (1996), ya que P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> y K<sub>2</sub>O, son similares. Esto nos

permite conocer el valor nutricional de otros residuos orgánicos que pueden ser utilizados como abonos orgánicos, ya que en esta investigación no se utilizó ningún abono a base de estos residuos. Sin embargo es importante conocer que otro tipo de residuos pueden ser utilizados.

En el Cuadro 11 se presentan los contenidos de la relación C/N de las mezclas equilibradas de los materiales de partida, para obtener una relación C/N adecuada. La relación C/N es un indicador de la velocidad que va a llevar el proceso y del estado de evolución del humus formado, y es un índice de calidad de la materia orgánica.

Cuadro 10. Algunos residuos de industrias agroalimentarias utilizados como abonos (Labrador, 1996).

Tipo de abonos	N	P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	K <sub>2</sub> O	Dosis de uso (kg/ha)
	(% )			
Tortas oleaginosas	4-7	-	-	400-1.500
Sangre en polvo	10-14	-	-	200-500
Cuernos, pezuñas	12-15	-	-	200-600
Carne en polvo	9-11	-	-	200-500
Cueros en polvo	7-9	-	-	300-1.200
Residuos de lana	3-9	-	-	400-1.500
Harina de pescado	4-10	3-6	1-2	300-1.000
Hueso en polvo	2-3	16-20	-	300-500
Tortas de algodón	3.7	2-3	1-2	400-1.500

Cuadro 11. Relación C/N de diversos materiales orgánicos (Labrador, 1996).

Matérias orgánicas	Relación C/N
Resto de serrerías	150 a 200
Papel	150 a 200
Paja: Caña de maíz	150
Trigo/cebada	100
Avena/centeno	60
Hojas: Aliso	20 a 30
Abedul, roble, sauce	40 a 60
Turbas	30 a 100
Abonos verdes y césped	10 a 20
Matas de leguminosas	10 a 15
Resíduos de cultivos de champiñon	30 a 40
Resíduos orgânicos de:	
Bovino: Purín	2 a 3
Lisín	5 a 8
Estiércol com paja	15 a 30
Porcino: Lisier	4 a 7
Caballo: Estiércol	20 a 60
Ovino: Estiércol	15 a 20
Aves: Estiércol	10 a 15
Materiales fecales humanas	5 a 20
Harina de sangre	3

## 2.8. Humificación y Mineralización de la Materia Orgánica en el Suelo

Humificación es la fracción de la materia orgánica que ejerce en el suelo una serie de acciones fisicoquímicas y biológicas que mejoran su nivel de fertilidad. Dentro de lo que se define como humus, se puede decir a grandes rasgos que está formado por ácidos húmicos (AH), ácidos fúlvicos (AH) y ácidos himatomelánicos. La diferencia física más importante entre los ácidos húmicos y fúlvicos es que los húmicos son coloides orgánicos muy complejos, mientras que los segundos son compuestos de peso molecular relativamente bajo (García, 2006).

Los ácidos húmicos y fúlvicos están estructurados con grupos hidrofílicos e hidrofóbicos (Piccolo, 2002), cuyas interacciones con la parte mineral del suelo ocasionan la aglutinación de las arcillas para formar microagregados limosos (Clapp y Hayes, 1999),

mejoran la aireación y la capacidad de retención de agua y parte del C en la biomasa del suelo (Piccolo, 2002).

Labrador (1996) menciona que existen dos tipos de humificación: en una algunos compuestos húmicos minoritarios son heredados o se forman por una transformación incompleta de la materia vegetal original que no se solubiliza. En la otra, considera que es comparable a la neoformación de las arcillas, en la cual los constituyentes originales se descomponen, dando lugar a productos con moléculas pequeñas y con frecuencia solubles (neosíntesis orgánica).

La mineralización es un proceso principalmente microbiológico en el suelo, que se ve influenciado de manera directa por factores como pH, granulometría, riqueza y disponibilidad de nutrimentos, régimen hídrico y condiciones de aireación (Fassbender, 1994).

Las concentraciones de humus (HCOT), AH y AF de cada perfil de suelo se expresa en porcentaje y con respecto al total de carbono orgánico de la muestra del suelo inicial o lo que es igual al porcentaje de carbono de la muestra a partir del extracto soluble en 0.1 M  $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7 + \text{NaOH}$  01 N.

Algunas de las características de los AH, es que se consideran como el material extraído de los suelos en soluciones alcalinas y precipitadas sobre un medio ácido. El color de los AH, va de pardo oscuro a negro y constituye la fracción más grande. De acuerdo con Hayes y Swift (1978), han sido identificados dos tipos de polímeros: AH y polisacáridos, los cuales pueden construir más de 80 % del humus total. Al parecer, consisten de complejos fenólicos o polímeros aromáticos, unidos con estructuras de péptidos, aminoazúcares y ácidos alifáticos (Stevenson, 1982). Sin el material más humificado, no participa activamente en los procesos de mineralización quedando como la fracción pasiva de los abonos (Jansson y Persson, 1982).

Calderón (2005) en un estudio de perfiles de suelo, encontró que la fracción AF se encuentra en los primeros horizontes, disminuyendo conforme aumenta la profundidad, los AH se encuentran en los horizontes inferiores, el índice de humificación AH/AF en su último horizonte incrementa debido más a condiciones físico-químicas favorecidas por una oxidación y polimerización bajo el efecto de fenómenos de aireación y desecación, o una humificación por herencia producida por la transformación incompleta de la materia prima vegetal que no se solubiliza; que a la influencia biológica (Labrador 1996). De igual manera, menciona que los perfiles estudiados manifestaron predominancia de AF, lo cual confirma lo manifestado por Fassbender (1994); que en los suelos tropicales, por lo general se manifiestan más contenidos de AF sobre AH.

El alto grado de resistencia a la degradación biológica de los ácidos húmicos, y de los ácidos fulvicos, puede ser atribuido en parte, a su composición química; especialmente a la ausencia de uniones lábiles (hidrolizables). Los ácidos fúlvicos también se distinguen por su contenido superior en grupos funcionales ácidos carboxílicos e hidroxifenólico y por su mayor capacidad para actuar en la intemperización de los minerales como fosfatos (Sequi *et al.*, 1972)

La determinación de las propiedades ópticas y en particular, la densidad óptica de las sustancias húmicas, se define por su estructura química. Ha sido establecido que, cuando en las sustancias orgánicas hay dobles enlaces conjugados, la densidad óptica es directamente proporcional al contenido de estos (Cherkesov, 1975 citado por Kononova, 1982). Los ácidos húmicos más jóvenes en sentido químico tienen menor densidad óptica que los representantes más maduros (Kononova, 1982).

El índice E4/E6 es la relación de densidades ópticas de los ácidos húmicos (465 nm/665 nm); indica la relación inversa entre el grado de humificación y el de condensación de sus componentes alifáticos y aromáticos (Chen *et al.*, 1977). Las fracciones húmicas con mayor tamaño molecular y baja relación E4/E6 están constituidas por componentes alifáticos, principalmente, mientras que aquellas con menor tamaño molecular tienen mayores componentes aromáticos (Anderson y Hepburn, 1977). La relación E4/E6, de las

densidades ópticas es usada para caracterización y es independiente de la concentración de los materiales húmicos, pero varía entre los diferentes tipos de suelo; esta relación también es usada como índice de humificación Stevenson, 1982 y Vaca *et al.*, 2006).

La absorción de la luz de los ácidos húmicos depende directamente del grado de condensación de sus anillos aromáticos. Una baja relación E4/E6 indica alto grado de condensación de constituyentes húmicos aromáticos; inversamente, una alta relación E4/E6 indica bajo grado de condensación aromática (Kononova *et al.*, 1966).

Relaciones E4/E6 bajas están asociadas con tamaños moleculares, pesos moleculares y contenido de C alto, y con contenido de O, grupos carboxílicos y acidez total bajo (Chen *et al.*, 1977).

## **2.9. Fluvisol**

Uno de los principales recursos que brinda la naturaleza al hombre es el suelo, ya que en él crecen y se desarrollan las plantas tanto las silvestres como las que se cultivan para servir de alimento al hombre y a los animales. En la mayoría de los países, la planeación del uso de los recursos naturales se basa en la determinación del potencial de los terrenos, en función de un uso agrícola, ganadero, forestal o urbano. El uso potencial como se considera en la planeación, consiste en determinar la capacidad de uso de los terrenos y las formas de explotarlos sin riesgo de degradación (Palma-López y Triano, 2002).

Las unidades de suelos más abundantes en el estado de Tabasco corresponden a los Gleysoles, Fluvisoles y Vertisoles, respectivamente. La primera se distribuye principalmente en las grandes áreas de humedales, la siguiente es la unidad de suelo más importante para las actividades agrícolas y pecuarias del Estado son los suelos más fértiles, se encuentran en áreas cercanas a la vega de ríos y son usados para cultivos que aportan mayor ganancia a los agricultores.

Los fluvisoles son suelos que presentan propiedades flúvicas, es decir, que se derivan de sedimentos fluviales, lacustres o marinos y que reciben materiales nuevos a intervalos regulares y que, con excepción de materiales encauzados, tienen contenidos de carbón orgánico que decrecen irregularmente con la profundidad o que se mantienen superiores a 0.20 % a una profundidad de 125 cm. Los Fluvisoles se distribuyen prácticamente en todo el estado en forma paralela a los ríos y arroyos, existiendo un área compacta de estos suelos en la “vega” del río seco (antiguo cause del río Grijalva), la cual abarca parte de los municipios de Cárdenas, Cunduacán y Comalcalco; ocupan una superficie de 265,335.56 ha de, las cuales la subunidad de suelo Fluvisol éutrico ocupa una superficie de 210,319.31 ha. (Palma- López *et al.*, 2007). No presentan ningún problema de demérito para su uso agrícola; sobre éstos se encuentran una gran variedad de cultivos según la región donde se encuentren; los de la región de la Chontalpa y Centro están ocupados principalmente con cacao, plátano, papaya, cítricos, maracuyá, maíz, frijol, sorgo y pastizales introducidos de alto valor nutritivo. En la región sierra están ocupados principalmente por plátano, cacao, plantaciones forestales y pastizales mejorados. En la región de los ríos predomina su uso con pastizales mejorados, maíz, melón, sandía, chile y plantaciones forestales. En algunos casos estos suelos presentan problemas de inundación en épocas de lluvias.

## **2.10. Espectro NIR**

Con la espectroscopia de reflectancia en el infrarrojo cercano se obtiene el espectro de una muestra en la región de 780-2500 nm de longitud de onda. En la región NIRS, la radiación es absorbida por diferentes uniones químicas, tales como CH, N-H, S-H, C-O, y O-H, del compuesto presente en la muestra. La radiación absorbida en las diferentes zonas del espectro está en función de la presencia y concentración de los compuestos presentes en una muestra (Guerrero, *et al.*, 2007).

Los espectros NIR se presentan normalmente en unidades de absorbancia definidas por cualquiera de las expresiones  $A = \log(1/R)$  ó  $A = \log(1/T)$ , dependiendo si los datos son generados en el modo de reflectancia (R) o transmitancia (T).

La interacción de la energía con la materia obedece a la ley de Lambert-Beer, que establece que la absorbancia a cualquier longitud de onda es proporcional al número o concentración de las moléculas absorbentes presentes en el camino recorrido por la radiación (Osborne *et al.*, 1993).

Los grupos funcionales más importantes que presentan absorciones en la zona del espectro NIR son:

- Las bandas de alargamiento de los grupos O-H, N-H, S-H, y P-H, tienen absorciones fuertes en el NIR, mientras que las bandas de los grupos C=O, C-C, C-F, y C-Cl están generalmente ausentes.
- La extensión de grupos R-H o tensión/flexión de estos mismos grupos, forman la mayoría de las bandas NIR.

En el análisis de cualquier sustancia, y en especial de los alimentos frescos, hay que tener en cuenta las absorciones que produce la molécula de agua, ya que pueden interferir en la señal y, por tanto, en la cuantificación de los analitos de interés en el producto (Hernández, 2005).

### **2.11. Análisis de componentes principales.**

Es una técnica de reconocimiento de patrones no supervisados que permite encontrar la estructura “latente” en una tabla de datos cuya lectura directa lo impide. El método trata de reducir la dimensión del conjunto de datos construyendo nuevas variables, ortogonales entre sí, que reciben el nombre de componentes principales (PCs) y que son combinaciones lineales de las variables primitivas. El objetivo de la técnica es, que el número de componentes principales elegidos explique la parte determinante de la matriz de datos de modo que los residuales sean lo más pequeños posibles. Los primeros componentes son los más importantes. El primero explica el mayor porcentaje de varianza de los datos, el segundo el mayor de la restante y así sucesivamente.

Las componentes principales son un nuevo conjunto de nuevas variables, las cuales se originan por combinación lineal de las variables originales, correlacionadas entre sí; los

autovalores de las PC decrecen sucesivamente de una a otra componente, por lo que en pocas componentes principales se retiene la mayor parte de la varianza total, normalmente en las tres primeras, con lo cual se simplifica la interpretación de los resultados multivariantes de una investigación, al considerar un número más reducido de variables. Por ello, el ACP está considerado como una técnica de reducción dimensional (Mongay, 2005). Los componentes principales son variables latentes, esto es, modelan las principales tendencias presentes en la nube de datos (Dago *et al.*, 2008).

### **3. OBJETIVOS E HIPÓTESIS**

#### **3.1. Objetivo general**

Determinar la mineralización del nitrógeno orgánico, así como la caracterización física y química de diferentes abonos orgánicos.

#### **3.1.1 Objetivos particulares**

3.1.1. Realizar la caracterización física y química de los abonos orgánicos mediante métodos convencionales y los métodos instrumentales modernos (NIRS).

3.1.2. Determinar el N potencialmente mineralizable y la constante de mineralización de los abonos orgánicos.

#### **3.2. Hipótesis general**

Los abonos orgánicos no presentan diferencias en sus propiedades físicas, químicas y en la mineralización del nitrógeno orgánico.

#### **3.2.1. Hipótesis particulares**

3.2.1.1. Las propiedades físicas y químicas de los diferentes abonos orgánicos se ven influenciados por el origen de estos materiales.

3.2.2. El nitrógeno potencialmente mineralizable y las constantes de mineralización son mayores en aquellos abonos orgánicos de menor relación C/N

## 4. MATERIALES Y MÉTODOS

### 4.1. Caracterización física y química de los abonos orgánicos

**Muestras.** Las muestras de los abonos orgánicos se obtuvieron en instituciones de investigación y con productores locales. En el Cuadro 12 es presentada la relación de muestras y su procedencia. El suelo fue colectado en el Campo experimental km 21 del Campus Tabasco- Colegio de Postgraduados en las coordenadas geográficas 17° 99'5'' latitud norte y 93° 35'30'' longitud oeste, es un suelo Fluvisol éutrico con cultivo de caña de azúcar; el método de muestreo fue en zigzag, considerando una muestra compuesta de 15 submuestras. Se utilizó una barrena tipo Holandesa, para suelos arcillosos (Figura 1). Para interpretar la fertilidad de este suelo se utilizaron los criterios establecidos en la NOM-021-RECNAT-2000.

Cuadro 12. Abonos utilizados y lugar de procedencia.

Abonos	Institución
1. Vermicomposta 2. Composta	ECOSUR
3. Vermicomposta 4. Composta 5. Residuo de caña	CP-Tabasco
6. Composta 7. Vermicomposta 8. Composta 9. Vermicomposta	Viveros Mirafuentes SEDAFOP INIFAP IXOYE
10. Vermicomposta de residuos 11. Residuos no volteados 12. Residuos volteados 13. Vermicomposta de residuos más estiércol	CP- Córdoba
14. Pollinaza 15. Cachaza.	Huimanguillo Ingenio Benito Juárez



Figura 1. Muestreo del suelo realizado con barrena sobre el surco y entresurco de la caña en un Fluvisol.

**Preparación de las muestras.** Las muestras colectadas (abonos y suelos) se secaron bajo sombra y a temperatura ambiente, fueron molidas con rodillo de madera y tamizadas a través de una malla de 2 mm, posteriormente se realizó la caracterización mediante análisis físico y químico, empleando los procedimientos descritos en los Cuadros 13 y 14. En las Figuras 2, 3 y 4 están indicadas las secuencias del análisis de fibra no frotada, fibra frotada, material parcialmente descompuesto y material fibrico. El método utilizado para estimar los mencionados parámetros se presenta en el Cuadro 13.

Cuadro 13. Determinaciones para la caracterización física de las muestras de los abonos.

Determinación	Método.
MPD Y MF (%)	Separación por tamizado (Kaurichev <i>et al.</i> , 1984)
Color con pirofosfato	Soil Survey Staff (1975)
Fibra no frotada y fibra frotada (%)	Método de la jeringa (Soil Survey Staff (1975)

MPD= materia parcialmente descompuesta; Mf= material fibrico.

Los métodos para cuantificar el material parcialmente descompuesto (MPD) y material fibrico (MF) mediante tamizado fueron inicialmente propuestos para la clasificación de suelos (Kaurichev *et al.*, 1984)). En esta investigación se les dió un enfoque diferente en la interpretación de los resultados, con objeto de utilizar estas metodologías para la

caracterización de abonos. Específicamente el MPD y MF se asociaron con el grado de madurez o de descomposición de los abonos.

Además de conocer el grado de madurez de los abonos orgánicos se pretende ver su correlación con otras propiedades físicas y químicas, como las tasas constantes de mineralización y con el nitrógeno potencialmente mineralizable, entre otras.

En este caso será considerado como material parcialmente descompuesto (MPD) aquel que pase el tamiz N° 16 (1.19 mm) y como material fibrico (MF) al que quede retenido; ambos materiales serán pesados para cuantificar su porcentaje del total en la muestra. Para la definición de MPD ó MF fue utilizado el criterio de Mc Kinzie (1974) (Cuadro 15).

Cuadro 14. Determinaciones para la caracterización química de las muestras de los abonos.

Determinación	Método.
pH	Potenciometría (relación 1:4) (Kalra y Maynard, 1991)
CIC (cmol <sub>c</sub> kg <sup>-1</sup> )	Acetato de amonio 1N pH7, en columna de lixiviación (Kalra y Maynard, 1991)
MO y CO (%)	Combustión seca
Ntotal (%)	Micro-Kjeldahl (Nom-021-SEMARNAT-2000).
<i>Método de digestión y de cuantificación</i>	
Contenido total de: P, K, Ca, Mg, Na, Fe, Cu, Zn, Mn.	Digestión con HNO <sub>3</sub> /HClO <sub>4</sub>
P	Cuantificación mediante espectroscopia UV-Vis
K, Ca, Mg, Na, Fe, Cu, Zn y Mn.	Cuantificación mediante espectroscopia de absorción/emisión atómica

CIC= capacidad de intercambio catiónico; MO= materia orgánica; CO= carbono orgánico

En la Figura 2 se presenta la secuencia de la cuantificación de fibra no frotada: se coloca abono en una cápsula de porcelana, se le agrega agua para humedecerla (sin que llegue a saturación). Posteriormente se coloca en una media jeringa, para obtener un volumen de referencia, este se pone bajo la regadera y se cuantifica nuevamente utilizando la misma mitad de jeringa.

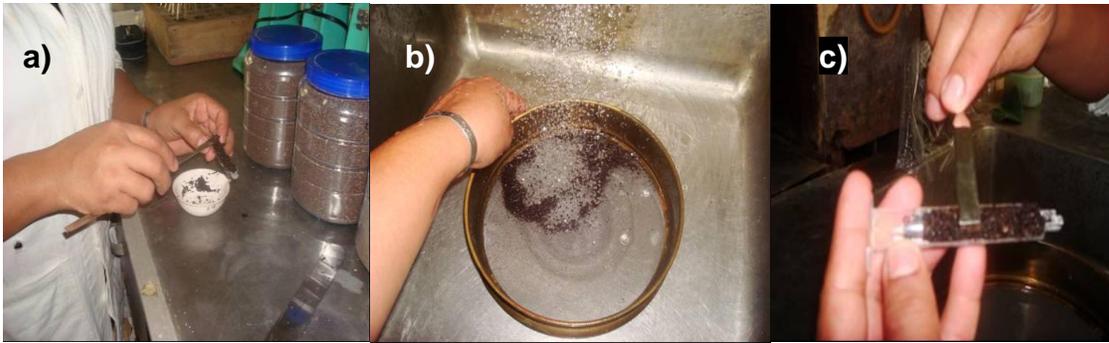


Figura 2. Secuencia en la determinación de fibra no frotada: a) llenar la media jeringa con el abono humedecido, b) lavar bajo corriente de agua sin frotar y c) cuantificar la fibra no frotada

Este sobrenadante se utiliza para la cuantificación de fibra frotada (Figura 3); se sigue la misma secuencia que se muestra en la figura anterior, con la variante de que se frota.



Figura 3. Secuencia para determinación de fibra frotada: a) transferir el residuo de la fibra no frotada al tamiz, b) Lavar bajo corriente frotando el abono y c) cuantificar la fibra frotada.

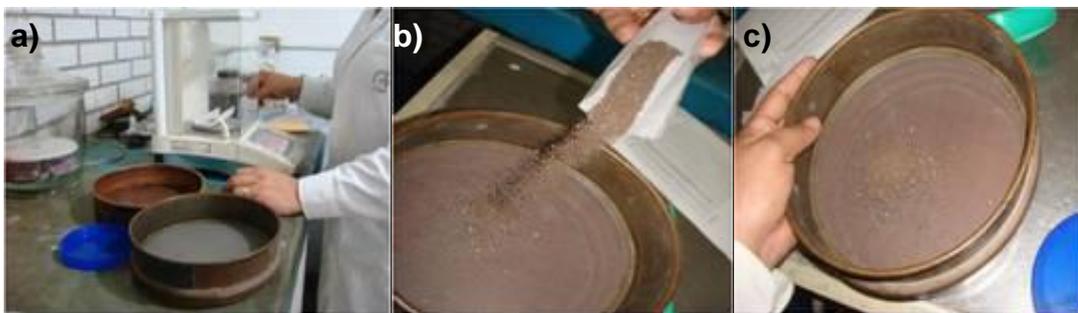


Figura 4. Secuencia para cuantificar el material parcialmente descompuesto y material fibroso: a) pesar una porción de abono orgánico, b) tamizar y c) pesar lo que quedó retenido en el tamiz.

Cuadro 15. Criterio usado para clasificación de suelos orgánicos (Mc Kinzie, 1974)

Horizonte orgánico	% de Fibra		Color con pirofosfato (Munsell)
	FNF	FF	
Sáprico Oa	<33	+ <16	y 6/3,5/2,4/1,3/1,2/1 y los que estén a la derecha
Hémico Oe	33-66	+ >16 y <40	y los que estén fuera del intervalo de fíbrico y sáprico
Fíbrico Oi	>66	+ $\geq 75$ ó $\geq 40$	Y 7/1,7/2,8/1,8/2,8/3,6/1

Desde el punto de vista químico, el pH nos proporciona información sobre la disponibilidad y solubilidad de los nutrientes. El pH es una medida potenciométrica de la mezcla suelo-líquido que está en equilibrio, tradicionalmente en una relación 1:2 para suelos de uso agrícola; sin embargo, para los sustratos orgánicos la relación propuesta por Kalra y Maynard (1991) fue de 1:4, debido a la alta capacidad para retener agua. Con el aumento a una relación 1:4 se obtiene una mezcla suelo-agua donde se pueda medir el pH. Por tanto para el estudio de pH en los abonos orgánicos fue utilizada la relación 1:4.

En virtud de que no existe una clasificación de pH para abonos orgánicos, como existe para muestras de suelo; en el presente trabajo, las clases de pH serán definidas con una escala de clasificación química universal que es presentada a continuación.

pH	Clase
0-1	Muy ácido
1-4	Moderadamente ácido
4-6	Ligeramente ácido
6-8	Neutro
8-10	Ligeramente básico
10-13	Moderadamente básico
13-14	Muy básico

Para la determinación del contenido de materia orgánica en abonos, no se empleó el método de Walkley y Black usado comúnmente para el análisis de materia orgánica en suelos minerales. Baize (1993) menciona que es preferible utilizar el método de combustión seca; con este criterio se utilizó en la presente investigación la determinación de carbono orgánico por combustión seca propuesto por Karla y Maynard (1991).

La capacidad de un suelo para absorber o retener cationes y para intercambiar especies de estos iones en reacciones químicas reversibles es una cualidad propuesta para el estudio de la génesis de suelos, además de ser utilizada para la clasificación de los mismos (Buolt *et al.*, 1981; Mott, 1992). El método más frecuentemente utilizado para determinar la CIC se basa en el proceso de agitación-centrifugación de la muestra de suelo. Sin embargo, esto solo es funcional en suelos minerales, ya que en los suelos orgánicos no es posible separar la fracción sólida de la suspensión, pues las partículas de suelo orgánico no sedimentan durante la centrifugación, debido a que estos suelos tienen una densidad aparente extremadamente baja, de 0.2 a 0.3 g cm<sup>-3</sup> (Mitsch y Gosselink, 1993; Hanke, 1985), la cual es menor que la del agua (1g cm.<sup>-3</sup>). Por ello se utiliza el método propuesto por Kalra y Maynar (1991) para suelos forestales, que tienen como fundamento la extracción de bases mediante el proceso de lixiviación (columnas de lixiviación). Con base en lo anterior, y considerando que los abonos incluidos en esta investigación presentan un contenido de carbono y las características físicas y químicas similares a los suelos orgánicos, la CIC fue analizada con el método propuesto por Kalra y Maynar (1991).

La secuencia para la extracción y para la cuantificación de los ácidos húmicos y fúlvicos son presentadas en la Figura 5.

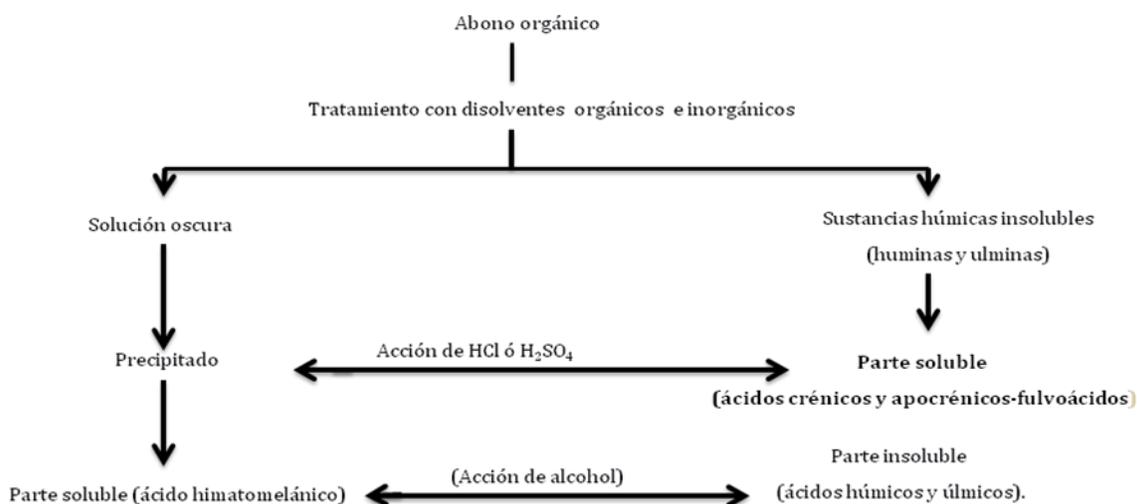


Figura 5. Diagrama de flujo en la extracción y aislamiento de sustancias húmicas en los abonos orgánicos (Kononova, 1982).

La relación de absorbancia de 465 y 665 nm, es referida como la relación E4/E6, también llamada coeficiente de color o índice de humificación, ha sido usada ampliamente para propósitos de caracterización de las sustancias húmicas. La relación E4/E6 para ácidos húmicos son usualmente menores a 5; para los ácidos fúlvicos el rango es de 6.0-8.0 (Schnitzer, 1971).

La tecnología NIRS es una de las propuestas más promisorias en Química Analítica; sus cualidades más destacadas son: la rapidez del análisis (el tiempo de análisis se reduce hasta en un 60%), el bajo costo por no consumir reactivos, la precisión, la posibilidad de utilizar la información generada en modelos de clasificación y estimación. Por tanto, en esta investigación es utilizada para generar información que permita en el corto plazo tener una base de datos suficientes para establecer los modelos indicados.

#### **4.1.1. Análisis quimiométrico de las características físicas y químicas de los abonos**

La interpretación de los datos de los abonos orgánicos se realizó mediante análisis estadístico descriptivo, pruebas de correlación y una interpretación agronómica de la información generada. Para ello se utilizaron los programas Pirouette Chemometrics Software versión 3.11 para Windows (Infometrix Inc. Copyright 2007), Statistical analysis system (SAS Software Version 9.00) Excel; así como la información generada por otros investigadores, en virtud de que no existen normas en México para la caracterización de abonos orgánicos.

##### **4.1.1.1. Estadística descriptiva**

El análisis estadístico descriptivo se realizó con el programa Excel y consistió en estimar la media, desviación estándar, el rango y los valores máximos y mínimos. Los datos fueron utilizados para observar la distribución general de cada una de las propiedades cuantificadas.

#### **4.1.1.2. Pruebas de correlación**

Con los datos de los espectros NIRS (región de 1100 a 2496 nm) se procedió a realizar la interpretación quimiométrica mediante componentes principales; partiendo de una matriz de 15x1050, lo cual nos da un total de 15,750 datos o señales espectrales.

Con ésta técnica fueron calculadas y comparadas las correlaciones entre las propiedades medidas en las muestras para definir similitudes, además sirvió como prueba inicial para establecer modelos de estimación entre propiedades. Para esta prueba se utilizó el programa *Statistical analysis system* (SAS Software Version 9.00) y *Pirouette Chemometrics Software* versión 3.11 para Windows (Infometrix Inc. Copyright 2007).

**Coefficiente de correlación entre muestras.** Un coeficiente de correlación de 1, entre dos propiedades, implica que las dos características son similares. Este análisis se realizó con el programa estadístico *Statistical analysis system* (SAS Software Versión 9.00).

#### **4.1.1.3. Análisis de componentes principales**

Para esta prueba se utilizó el programa *Pirouette Chemometrics Software* versión 3.11 para Windows (Infometrix Inc. Copyright 2007).

#### **4.2 Mineralización del nitrógeno**

La mineralización se estudió mediante los métodos de Stanford y Smith (1972) y de Keeney y Bremener (1967). Con el primero se estimó la fracción lábil del N potencialmente mineralizable; mientras que con el segundo se evaluó el total de N potencialmente mineralizable.

#### **4.2.1 Determinación de la fracción lábil de nitrógeno potencialmente mineralizable**

(Stanford y Smith, 1972).

Para estimar el N potencialmente mineralizable ( $N_0$ ) y la constante de mineralización (K), se utilizó el método de Stanford y Smith (1972), el cual consiste en una incubación de suelo bajo condiciones aeróbicas; humedad a capacidad de campo (HCC) y temperatura controlada (35°C), que permite estimar el N potencialmente mineralizable ( $N_0$ ) y la constante de mineralización (K).

El dispositivo de incubación se preparó de la siguiente manera: 1) se colocó en el fondo de los embudos de incubación aproximadamente 0.5 g de lana de vidrio, 2) 15 g de arena (cuarcífera) con diámetro entre 1 y 2 mm, 3) se mezclaron 15 g de suelo de un tamaño de partículas menor a 2 mm de diámetro (igual diámetro al tamaño de la arena a utilizar) más una dosis de nitrógeno equivalente a 100 kg de N por hectárea; con base en los contenidos de N medidos en el laboratorio a cada uno de los abonos, más 30 g de arena del diámetro mencionado, 4) se colocó sobre la mezcla suelo-composta-arena 5 g de arena (1-2mm de diámetro), 5) encima de la arena se colocaron 0.5 g de lana de vidrio y 6) los embudos fueron cubiertos con un plástico muy delgado que permite el intercambio gaseoso como se aprecia en la Figura 6.

Para llevar a cabo el experimento de mineralización y tener un mejor control se estableció una estrategia experimental como se muestra en el Cuadro 16.

Se prepararon tres repeticiones con cada abono incluido en esta investigación. Los 51 embudos (15 abonos, el suelo sin abono y el blanco preparado con dichas cantidades de arena y lana de vidrio pero sin suelo y abono, todos con tres repeticiones) como se puede observar en la Figura 7; la distribución en la estufa de incubación fue completamente al azar.

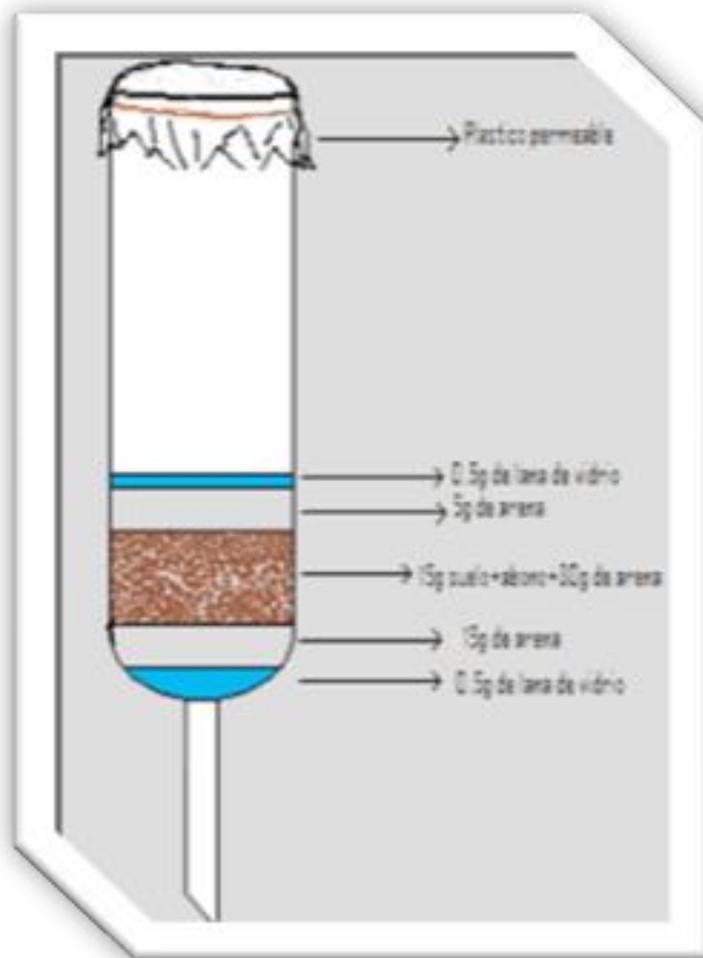


Figura 6. Dispositivo utilizado para la incubación.

Antes de incubar las muestras, el N mineral presente fue removido mediante lavados con 100 mL de  $\text{CaCl}_2$  0.01 M, el cual, fue adicionado en porciones sucesivas de 10 mL cada vez. Posteriormente se agregaron 25 mL de solución nutritiva ( $\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$  0.002 M,  $\text{MgSO}_4$  0.002 M,  $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2 \cdot \text{H}_2\text{O}$  0.005 M y  $\text{K}_2\text{SO}_4$  0.0025 M). El exceso de solución se extrajo haciendo vacío con una bomba regulada entre 0.1 a 0.3 atmósferas de presión, dejándose el contenido de humedad que se estimó gravimétricamente, como se observa en la Figura 8. Posteriormente los embudos fueron colocados en una estufa de incubación. Las extracciones fueron realizadas a los 0, 8, 15, 22 y 36, días de incubación en la forma descrita para extraer el N inorgánico inicial.

Cuadro 16. Forma como se controló el estudio de la mineralización de los abonos orgánicos.

Características	Identificación
Fluvisol + Vermicomposta (ECOSUR) [0.041g]	1
Fluvisol + Composta (ECOSUR) [0.020 g]	2
Fluvisol + Composta (CP-Tabasco) [0.083 g]	3
Fluvisol + Vermicomposta (CP-Tabasco) [0.045 g]	4
Fluvisol + Composta (Viveros Mirafuentes) [0.102 g]	5
Fluvisol + Vermicomposta (SEDAFOP) [0.021 g]	6
Fluvisol + Composta (INIFAP) [0.020 g]	7
Fluvisol + Vermicomposta (IXOYE) [0.023g]	8
Fluvisol + Vermicomposta de residuos (CP-Córdoba)[0.029 g]	9
Fluvisol + Residuos no volteados (CP-Córdoba) [0.029 g]	10
Fluvisol + Residuos volteados (CP-Córdoba) [0.031 g]	11
Fluvisol + Vermicomposta de residuos + estiércol (CP-Córdoba)[0.029 g]	12
Fluvisol + Pollinaza (Huimanguillo) [0.009 g]	13
Fluvisol + Cachaza [0.031 g]	14
Fluvisol + Residuo de caña [6.679 g]	15
Fluvisol	16
Blanco	17



Figura 7. Preparación de los dispositivos de incubación.

La humedad que se perdió durante la incubación se repuso cada 4 días; la reposición se hizo con base en el método gravimétrico. Se pesaron los embudos al inicio de la incubación y este peso se mantuvo durante el experimento.



Figura 8. Secuencia de la extracción del nitrógeno mineralizado

La determinación del nitrógeno inorgánico o mineralizado ( $\text{NH}_4^+ + \text{NO}_2^- + \text{NO}_3^-$ ) de los extractos, se realizó mediante destilación por arrastre de vapor en presencia de óxidos de magnesio (calcinado a 600-700 °C) para el caso del  $\text{NH}_4^+$  y para determinar los  $\text{NO}_2^- + \text{NO}_3^-$  se agregó aleación de Devarda (Cu:Al:Zn= 10:9:1). (El  $\text{NO}_2^-$  va incluido al momento de hacer la determinación de  $\text{NO}_3^-$ ) como se aprecia en la Figura 9.

Los cálculos se realizarán con la formula siguiente:

$$N(\text{ppm}) = (M - B) * N * 14 * 1/p * V_i/a * 1000$$

Donde:

M y B = son los mL de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  usados en la titulación de la muestra y el blanco, respectivamente.

N = es la normalidad del ácido.

$V_i$  = es el volumen del extracto.

a = alícuota destilada.

p = el peso de la muestra de composta seca en gramos.

1000 es un factor de ajuste.

14 es el peso miliequivalente del N.



Figura 9. Determinación del nitrógeno inorgánico mediante destilación por arrastre de vapor y su cuantificación por titulación.

#### 4.2.2. Determinación de N mineralizable. (Keeney y Bremener, 1967)

Este procedimiento está basado en que la cantidad de agua requerida para una máxima mineralización aeróbica de nitrógeno por incubación de los suelos, es prácticamente la misma para diferentes suelos (0.6 mL/g de suelo) si la muestra de suelos es mezclada con tres veces su peso de arena cuarzifera con diámetro entre 1 y 2 mm. El método involucra la determinación de nitrógeno ( $\text{NH}_4$  intercambiable +  $\text{NO}_3$  +  $\text{NO}_2$ ) producido cuando 10 g de suelo mezclado con 30 g de arena, son tratados con 6 mL de agua incubados a 30 °C por 14 días bajo condiciones adecuadas de aireación y sin pérdida de agua.

Procedimiento: mezclar una muestra de 10 g de suelo secado al aire y tamizado con 30 g de arena de cuarzo lavada con agua y tamizada en malla con diámetro entre 1 y 2 mm transferir en un bote de entrada amplia conteniendo 6 ml de agua destilada. Se distribuyó la mezcla uniformemente en el fondo del bote y de manera suave para nivelar la superficie una vez completada la transferencia. Tapar con plástico que permita el intercambio gaseoso y poner el bote a una temperatura constante de 30°C.

Después de 14 días remover el plástico y adicionar 100 ml de KCl 2 M, tapar el bote y agitar por una hora en un agitador de vaivén calibrado a 180 opm. Dejar que la suspensión resultante se asiente y el sobrenadante líquido sea claro (alrededor de 30 minutos). La cuantificación fue realizada mediante destilación por arrastre de vapor en presencia de

óxidos de magnesio (calcinado a 600-700 °C) para el caso del  $\text{NH}_4^+$  y para determinar los  $\text{NO}_2^+ + \text{NO}_3^+$  se agregó aleación de Devarda (Cu:Al:Zn= 10:9:1).

### **4.3. Nitrógeno potencialmente mineralizable ( $N_0$ ) y tasa constante de mineralización (K)**

Con la información que se obtuvo del N mineralizado en los distintos abonos orgánicos, se determinó el  $N_0$  y la K.

#### **4.3.1. Nitrógeno potencialmente mineralizable**

Los primeros en proponer una metodología para estimar el nitrógeno potencialmente mineralizable  $N_0$  en ambas reservas lábil y estabilizada, y sus constantes de mineralización (K) mediante incubaciones prolongadas de tiempo fueron Stanford y Smith (1972). Estos autores se basaron en la hipótesis de que la tasa de mineralización ( $dN/dt$ ) es directamente proporcional a la constante de mineralización (K) y a la cantidad de Nitrógeno que puede ser mineralizado ( $N_0-N$ ), lo cual es expresado por la ecuación:

$$dN / dt = K(N_0 - N) \quad (1)$$

Donde:

N = Nitrógeno que es mineralizado (mg/kg)

K = Constante de mineralización (mg/kg)

$N_0$  = Nitrógeno potencialmente mineralizable (mg/kg)

t = tiempo (semanas)

De tal forma que la mineralización de N (N-total) al tiempo t sería función del  $N_0$  y de una constante K, y ocurriría de acuerdo a una reacción de primer orden. Integrando la ecuación 1 desde un tiempo cero a un tiempo t cualquiera, considerando una cantidad de N mineralizada cero al tiempo cero, y una cantidad mineralizada  $Nt$  al tiempo t conduce a la siguiente expresión:

$$\int_0^{N_t} \frac{dN}{(N_0 - N)} = \int_0^t K dt \quad (2)$$

Donde:

$N_t$  = Nitrógeno mineralizado acumulado al tiempo  $t$  (mg/kg).

De 2 se obtiene:

$$\ln(N_0 - N_t) = \ln N_0 - Kt \quad (3)$$

Aplicando la función exponencial de ambos lados del signo de igual en la ecuación 3 se obtiene la función explícita:

$$N_t(t) = N_0(1 - e^{-Kt}) \quad (4)$$

Donde  $N_t$  se expresa como una función del tiempo  $t$ .

La ecuación 4 puede usarse para estimar  $N_0$  y  $K$  en datos de nitrógeno mineralizado. Stanford y Smith (1972) obtuvieron un mejor ajuste del  $N_0$  cuando no consideraron el N mineralizado en las dos primeras semanas del periodo de incubación, ya que el procesamiento de la muestra de suelo, particularmente el grado de secado, afecta la cantidad de N mineralizado.

#### 4.3.2. Tasa de mineralización

De acuerdo con el modelo de Stanford y Smith (1972), la tasa constante de mineralización del N orgánico ( $K$ ) corresponde a la pendiente de la recta que relaciona  $\ln(N_0 - N_t)$  vs  $t$  y es afectado por la temperatura y la humedad del suelo (Stanford *et al.*, 1973; Cavalli y Rodríguez, 1975).

### **4.3.3. Procedimiento no lineal**

Los parámetros  $N_0$  y  $K$  en la ecuación 4 fueron determinados por mínimos cuadrados usando el algoritmo propuesto por Levenberg–Marquardt (Marquardt, 1963), programado en Basic, minimizando la suma de cuadrados de las desviaciones entre la ecuación 4 y los valores de mineralización acumulada de los abonos.

El método iterativo no lineal se utilizó para tener otro criterio de selección de los  $N_0$  y  $K$ , ya que autores como Sierra y Rodríguez (1987) también lo han utilizado con el mismo propósito, pues la ecuación citada por Stanford y Smith (1972) que explica la tendencia de la mineralización presenta una curvatura exponencial (ecuación 4).

### **4.3.4. Modelación mecánica dinámica determinística**

Los diagramas de flujo son una ayuda importante al desarrollo de modelos biológicos, ya que permiten visualizar las relaciones existentes en el sistema

En la Figura 17 se presenta el diagrama utilizado para la obtención de los parámetros necesarios en el cálculo de las constantes de mineralización y el nitrógeno potencialmente mineralizable. Algunos programas computacionales diseñados para el desarrollo de modelos físicos, químicos y biológicos, presentan una interfase amigable donde el modelo se desarrolla a la par de la construcción de diagramas de flujos, para la generación del diagrama de flujo, se empleó el programa Stella 6.0.1. 2000 y para el ajuste de los parámetros el programa Berkeley Madonna 8.0.1 2000. Con estos programas se lograron obtener las constantes de mineralización y el nitrógeno potencialmente mineralizable que se presentan en el Cuadro 26.

## 5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 5.1. Caracterización del suelo

Las características físicas y químicas del suelo utilizado en el estudio de mineralización son presentadas en el Cuadro 17. El suelo tiene una reacción moderadamente ácida (NOM-021-RECNAT-2000); lo cual puede provocar deficiencias de potasio, molibdeno, calcio y magnesio, entre otros elementos. La influencia del pH del suelo puede manifestarse en reducciones en la fijación biológica del nitrógeno. El hierro, cobre, zinc, manganeso y aluminio se encuentran altamente disponibles y pueden ser deficientes; estos valores pueden ocasionar problemas de toxicidad. El pH fuertemente ácido del suelo favorece además, la fijación del fósforo sobre todo por reacción con el hierro y aluminio que se encuentra con una alta disponibilidad. (Castellanos *et al.*, 2000).

Cuadro 17. Propiedades físicas y químicas del suelo.

Suelo	pH	CE	MO	CO	Nt	P-Olsen	C/N	CIC	N inorgánico	Textura
	H <sub>2</sub> O (1:2)	dS/cm	%			mg kg <sup>-1</sup>		(cmol <sub>+</sub> kg <sup>-1</sup> )	mg kg <sup>-1</sup>	
Fluvisol	6.058	0.075	1.27	0.74	0.104	1.59	7.1	20.4	57.21	Franca

Suelo	K	Ca	Mg	Na	Fe	Cu	Zn	Mn
	(cmol <sub>+</sub> kg <sup>-1</sup> )				mg/kg <sup>-1</sup>			
Fluvisol	0.26	5.99	0.06	0.31	0.565	MLD	MLD	3.081

MLD = Menor al límite de detección del método.

La muestra tiene una conductividad eléctrica que lo clasifica como un suelo con efecto muy reducido de la salinidad en los rendimientos de los cultivos (Richards, 1954; NOM-021-RECNAT-2000). Esta concentración de sales está asociada a los bajos niveles de bases intercambiables.

La materia orgánica es muy baja con base en la clasificación establecida en la NOM-021-RECNAT-2000; como consecuencia, los contenidos de carbón orgánico son muy bajos de

acuerdo con Landon (1984). Castellanos *et al.*, (2000) mencionan que la materia orgánica es una fuente de nutrimentos, principalmente nitrógeno, fósforo, azufre y actúa como agente quelatante de micronutrimentos como el hierro y manganeso; además es fuente de ácidos húmicos y fúlvicos. Los suelos bajo labranza convencional provocan la disminución de la materia orgánica, además para cosechar y labrar el suelo en el cultivo de caña, se hacen las labores conocidas como quema y requema de residuos esto podría ser la causa de los bajos contenidos de materia orgánica.

El contenido de nitrógeno total es medio con base en lo establecido en la NOM-021-RECNAT-2000. La concentración del nutrimento se encuentra en un nivel suficiente para algunos cultivos y es de esperar que en los cultivos con alta demanda del nutrimento o de sistemas radicular limitado presentarán deficiencias de N con una respuesta alta a la aplicación de este nutriente (Castellanos *et al.*, 2000). Para alcanzar rendimiento potenciales en caña de azúcar es necesario incorporar N por otras fuentes (fertilizantes orgánicos o inorgánicos).

La relación carbono-nitrógeno es muy baja, por lo que existirá una rápida mineralización del nitrógeno, esto favorece las pérdidas de nitrógeno por lixiviación o volatilización, si no es asimilado por las plantas. Debido a que la mineralización es favorable y la concentración de nitrógeno inorgánico es alta (NOM-021-RECNAT-2000).

El fósforo (Olsen) se encuentra en una concentración considerada como baja (NOM-021-RECNAT-2000). Lo cual puede atribuirse a la influencia del pH o a un historial de fertilización deficiente.

Con base en las clases establecidas en la NOM-021-RECNAT-2000, las concentraciones de Fe y Mn son bajas; mientras que la concentración de Cu y de Zn son menores al límite de detección del método.

En las bases intercambiables, los contenidos de potasio, magnesio y sodio de este suelo fueron bajos; mientras que para el calcio el contenido es intermedio; (NOM-021-RECNAT-

2000). Esto indica que es necesaria la aplicación de una dosis alta de K y Mg, ya que estos dos elementos son requeridos en cantidades altas por las plantas (NPFI, 1988); así como una aplicación de Ca que aumente a la clase alta el nivel de disponibilidad (Thomson y Trueh, 2002).

El sodio se ha considerado durante mucho tiempo como no esencial (no esencial para las plantas, pero si para los animales); aunque se ha comprobado que es beneficioso en cantidades pequeñas, las deficiencias de sodio no ocurren nunca en la naturaleza por que la cantidad de sodio en el suelo es comparable con la de algunos macronutrientes (Thomson y Trueh, 2002).

La capacidad de intercambio catiónico es media (NOM-021-RECNAT-2000). Aun cuando el contenido de arcilla es alto, la baja cantidad de MO contribuye a que esta propiedad no sea alta.

El porcentaje de saturación de bases (PSB) se deduce a partir de las bases intercambiables y la CIC; la cual es un buen indicador de la fertilidad de los suelos, especialmente cuando los niveles de K, Ca y Mg son clasificados altos (cuando el porcentaje es cercano al 100 por ciento). En la muestra seleccionada para este experimento el PSB es del 32 %; el cual puede ser considerado como bajo, y que es consecuencia de los niveles bajos de K, Mg y Na y el nivel medio del Ca.

El suelo presenta una textura franca con un porcentaje de arcilla del 47%, de limo del 34 % y de arena del 19%. Con esta distribución de las partículas elementales se tiene una humedad capacidad de campo del 41.7%.

## **5.2. Caracterización física y química de los abonos orgánicos**

### **5.2.1. Propiedades físicas de los abonos orgánicos**

#### **5.2.1.1. Material parcialmente descompuesto y material fibrico**

En el Cuadro 18 son presentados los resultados de material parcialmente descompuesto (MPD), material fibrico (MF), fibra frotada y fibra no frotada, así como el color en pirofosfato.

Los resultados indican que los porcentajes más altos de material parcialmente descompuesto se encuentran en los abonos identificados como vermicomposta (ECOSUR) con un 36.5 % y en vermicomposta de residuos más estiércol (CP-Córdoba) con 31.64 %. Los contenidos medios se obtuvieron residuos volteados (CP-Córdoba) 27.2 % y residuos no volteados (CP-Córdoba) 24.56 %, en estas muestras se identifican algunos materiales con los que fueron elaborados. Los contenidos más bajos se identificaron en la vermicomposta (SEDAFOP) 11.5 % y cachaza (Ingenio Benito Juárez) 13.98 %. La pollinaza y el residuo de caña de azúcar no presentaron material parcialmente descompuesto; como no habían iniciado el proceso de degradación no se les realizó el análisis de MPD y MF.

Con respecto al contenido de material fibrico en los abonos orgánicos los valores más altos fueron superiores al 80 % en la pollinaza; y los que contienen menos del 80 % son vermicomposta (ECOSUR), vermicomposta de residuos más estiércol (CP-Córdoba), residuos volteados y residuos no volteados (CP-Córdoba). En los contenidos más altos de material fibrico es donde se pudo observar que algunos de los materiales que aun no se han degradado completamente. En la Figura 7 se muestra la secuencia de la cuantificación del material parcialmente descompuesto y el material fibrico.

Cuadro18. Propiedades físicas de los diferentes abonos orgánicos.

Identificación	MPD	MF	Fibra no	Fibra	Color con pirofosfato de sodio	
			frotada	frotada	Húmedo	seco
			%			
Vermicomposta (ECOSUR)	36.5	63	86	68	10YR3/4	10YR7/4
Composta (ECOSUR)	16.9	83	90	56	10YR3/6	10YR6/4
Composta (CP-Tabasco)	18.2	81.8	76	30	10YR4/4	10YR6/4
Vermicomposta (CP-Tabasco)	18.8	81	84	8	10YR3/2	10YR6/4
Composta (Viveros Mirafuentes)	17.1	82.8	60	30	10YR5/4	10YR7/4
Vermicomposta (SEDAFOP)	11.5	88.4	90	52	10YR3/4	10YR5/4
Composta (INIFAP)	15.1	84.8	94	52	10YR3/6	10YR5/6
Vermicomposta (IXOYE)	18.6	81.4	94	70	10YR3/4	10YR5/4
Vermicomposta de residuos (CP-Córdoba)	18	82	80	50	10YR5/4	10YR6/4
Residuos no volteados (CP-Córdoba)	24.5	75	90	42	10YR5/4	10YR7/4
Residuos volteados (CP-Córdoba)	27.2	68	82	2	10YR6/4	10YR7/4
Vermicomposta de residuos + estiércol	31.6	72	90	10	10YR5/4	10YR6/4
Cachaza (Ingenio Benito Juárez)	13.91	86	94	50	10YR6/4	10YR8/2
Pollinaza	0	100	90	70	2.5Y8.5/4	2.5Y8.5/2
Residuo de caña	0	0	0	0	2.5Y6/8	2.5Y9/2

### 5.2.1.2. Fibra no frotada y fibra frotada

Se realizó la determinación de contenidos de fibra en los diferentes abonos y para la interpretación se utilizó el criterio de McKinzie (1974) “cuando el contenido de fibra es mayor a 66 % se considera material fibrico”. Los valores obtenidos son presentados en el Cuadro 18. Los resultados de fibra no frotada, indican que se encuentran en el rango de 90 a 70%; por lo que todas las muestras de abono orgánico son clasificadas como material fibrico.

Al residuo de caña no se le determinó fibra frotada y no frotada, ya que estos fueron colectados después de la zafra de caña y no habían iniciado el proceso de descomposición.

En los contenidos de fibra frotada podemos observar diferencia entre los abonos orgánicos, esto debido a la fricción a la que es sometido el material; siendo menor el número de partículas que quedaron retenidas en el tamiz de malla 100 mm. De acuerdo con el criterio de McKinzie (1974) la vermicomposta (ECOSUR), la composta (ECOSUR), la vermicomposta (SEDAFOP), la composta (INIFAP), la vermicomposta (IXOYE), la vermicomposta de residuos (CP-Córdoba), los residuos no volteados (CP-Córdoba),

cachaza (Ingenio Benito Juárez) y la pollinaza, se clasifican como fíbricos ya que en estas muestras se encontró mayor contenido de fibra después de aplicar fricción. Los abonos que se clasifican como hémicos son: la vermicomposta (CP-Tabasco), los residuos volteados (CP-Córdoba) y la vermicomposta de residuos más estiércol (CP- Córdoba). Los materiales hémicos son los que se encuentran en un estado intermedio de descomposición, cuya cantidad de fibras es mayor a 10 % y menor al 66 %. Los sápricos son los que presentan un mayor estado de descomposición, dentro de estos están, la compostas CP-Tabasco y viveros Mirafuentes; al aplicarles fricción se desintegran completamente las fibras y las partículas que son retenidas son menos del 10 %.

Cuando sean aplicados los abonos orgánicos al suelo, la disponibilidad de nutrimentos, va a ser mayor en los que se clasificaron como sápricos, seguido de los clasificados como hémicos, y finalmente los fíbricos. Con base en la clasificación de McKinzie (1974) pueden ser mejores los abonos con grados descomposición sápricos y hémicos.

Agronómicamente podemos decir que estos abonos (composta - CP-Tabasco y la composta - viveros Mirafuentes) al ser aplicados al campo tendrán una mayor degradación, los microorganismos incorporarán más rápidamente los nutrimentos a la solución del suelo, la mineralización se verá favorecida por el tamaño de las partículas, entre más pequeñas son, serán más fácilmente incorporadas por los microorganismos, cuando las partículas son más grandes se ve disminuida la velocidad de descomposición.

### **5.2.1.3. Color en pirofosfato de sodio**

La determinación de color con pirofosfato de sodio fue propuesta por la *Soil Survey Staff* (1975) para utilizarse en la clasificación de los suelos; sin embargo, en esta investigación se está utilizando con el propósito de asociar el color con el grado de humificación de los abonos orgánicos y considerando que los de mayor humificación son los que tienen un color más oscuro.

El color fluctúa dependiendo del contenido de humedad; por ello la medición se realizó en dos condiciones, seco (secado al aire) y húmedo. La condición de suelo seco o suelo

húmedo se establece sobre la base que, en ambos casos, el nivel óptimo se alcanza cuando al humedecer o secar la muestra no ocurren más cambios en el color (Ovalles, 2003). En la Figura 10 se muestra la determinación de color en pirofosfato de sodio de los diferentes abonos orgánicos.



Figuran 10. Determinación del color con pirofosfato de sodio.

En el Cuadro 18 se presenta el color que presentan los abonos, el cual fue de terminado mediante pirofosfato de sodio, utilizando la tabla de Munsell como referencia.

Los materiales que se encuentran más degradados y que tienen un color oscuro en húmedo fueron: 10YR3/4 para vermicomposta (ECOSUR), vermicomposta (SEDAFOP) y vermicomposta (IXOYE), 10YR3/2 vermicomposta (CP-Tabasco), 10YR5/4 composta (Viveros Mirafuentes), vermicomposta de residuos (CP-Córdoba), residuos no volteados(CP-Córdoba) y vermicomposta de residuos más estiércol, 10YR 6/4 residuos volteados(CP-Córdoba) y cachaza (Ingenio Benito Juárez).

En los abonos más humificados, encontramos los colores más oscuros, 10YR 3/6 composta (ECOSUR) 10YR4/4 composta (CP-Tabasco); y los menos humificados son 2.5Y8.5/4 pollinaza y 2.5Y6/8 residuo de caña, los cuales presentaron un color más claro; asimismo se logran apreciar algunos de los materiales con los cuales fueron elaborados.

Los colores más claros se presentaron en la pollinaza y los residuos de caña, estos materiales no presentaban degradación por lo que a esto se le atribuye que hayan presentado estos colores

Cuando se realizó la lectura en seco, los materiales orgánicos que presentaron los colores más oscuros fueron: 10YR 7/4 en vermicomposta (ECOSUR), composta (Viveros Mirafuentes), residuos no volteados (CP-Córdoba), y residuos volteados (CP-Córdoba); 10YR6/4 en composta (ECOSUR), composta (CP-Tabasco), vermicomposta (CP-Tabasco), vermicomposta de residuos (CP-Córdoba) y vermicomposta de residuos más estiércol; 10YR5/4 en vermicomposta (SEDAFOP) y vermicomposta (IXOYE); en 10YR5/6 en composta (INIFAP). Los de colores más claros fueron: 10YR8/2 en cachaza (Ingenio Benito Juárez), 2.5Y8.5/2 y pollinaza; y 2.5Y9/2 en residuo de caña. Los colores más claros los cuales los encontramos en pollinaza, residuo de caña, se atribuye a que estos abonos no han tenido un proceso de descomposición.

#### **5.2.1.4. Correspondencia del color con las clases fábriico, hémico y sáprico**

Con objeto de proponer la medición del color para tipificar los abonos orgánicos en fábriicos, hémicos o sápricos, como una alternativa para evitar la cuantificación de fibra frotada y no frotada y reducir el tiempo de análisis, se procedió a analizar la posible correspondencia del color con los estados citados. En el Cuadro 19 se presenta la determinación del color con pirofosfato de sodio en dos condiciones seco y húmedo; así como el grado de descomposición que presentan, cuando es aplicado el criterio de clasificación de suelos orgánicos (McKinzie, 1974).

Cuadro 19. Correspondencia del color con el grado de descomposición de los abonos orgánicos.

Identificación	Color con pirofosfato de sodio		clase
	Húmedo	Seco	
Vermicomposta (ECOSUR)	10YR3/4	10YR7/4	Fíbrico
Composta (ECOSUR)	10YR3/6	10YR6/4	Fíbrico
Composta(CP-Tabasco)	10YR4/4	10YR6/4	Sáprico
Vermicomposta(CP-Tabasco)	10YR3/2	10YR6/4	Hémico
Composta (Viveros Mirafuentes)	10YR5/4	10YR7/4	Sáprico
Vermicomposta(SEDAFOP)	10YR3/4	10YR5/4	Fíbrico
Composta (INIFAP)	10YR3/6	10YR5/6	Fíbrico
Vermicomposta (IXOYE)	10YR3/4	10YR5/4	Fíbrico
Vermicomposta de residuos (CP-Córdoba)	10YR5/4	10YR6/4	Fíbrico
Residuos no volteados (CP-Córdoba)	10YR5/4	10YR7/4	Fíbrico
Residuos volteados(CP-Córdoba)	10YR6/4	10YR7/4	Hémico
Vermicomposta de residuos + estiércol	10YR5/4	10YR6/4	Hémico
Cachaza(Ingenio Benito Juárez)	10YR6/4	10YR8/2	Fíbrico
Pollinaza	2.5Y8.5/4	2.5Y8.5/2	Fíbrico
Residuo de caña	2.5Y6/8	2.5Y9/2	ND

ND. No se determinó

En el Cuadro 19 se observa que no es posible asociar el color con las clases (fíbrico, hémico, sáprico); debido a que el color en pirofosfato de los abonos definidos con la Tabla Munsell (10YR7/4 marrón muy pálido, 10YR6/4 marrón amarillento claro, 10YR5/4 marrón amarillento y 10YR3/4 marrón amarillento oscuro) se repiten en las muestras sin que existe una relación entre color y descomposición. Solamente el color 10YR3/2 - marrón oscuro grisáceo, se presentó en el abono, vermicomposta (CP-Tabasco).

### 5.2.2. Propiedades químicas de los abonos orgánicos

Para favorecer la fertilidad de los suelos utilizando abonos orgánicos es necesario primero conocer sus contenidos nutrimentales, pues a diferencia de los fertilizantes convencionales son altamente variables tanto en humedad como en su concentración mineral y grado de maduración.

En el anexo (Cuadro 1) son presentadas las cantidades cuantificadas de los micronutrientes en la forma intercambiable y extractable. Se cuantificaron también las formas totales presentes en los abonos orgánicos ya que éstas son más representativas de las cantidades que pudieran aplicarse para subsanar las necesidades de nutrimentos de los cultivos y favorecer la fertilidad de los suelos.

### **5.2.2.1. Análisis de pH**

La reacción del suelo (pH) es una de las determinaciones más usuales e importantes del análisis de suelos y abonos, debido a que explica el comportamiento de múltiples propiedades físicas, químicas y biológicas que influyen fuertemente en la fertilidad de los suelos y los abonos.

Stoffella y Kahn (2005) mencionan que una acidez o una alcalinidad excesiva pueden dañar las raíces de las plantas, inhibir el desarrollo de las mismas, así como su crecimiento. Dichos autores reportan valores de pH al final del compostaje que varían entre de 6 y 8, y mencionan que éstos dependen del material con el cual fue elaborado.

El pH tiene un significado agrícola muy importante, debido a las reacciones que ocurren cuando se aplican abonos orgánicos, los cambios ocurridos condicionaran de forma decisiva no solo la vida de los microorganismos y los importantes procesos en que ellos intervienen, sino también en la mayor o menor asimilabilidad de muchos elementos químicos que para las plantas son esenciales, y la de otros que a determinadas concentraciones pueden ser tóxicos y producir en ellas graves alteraciones.

Con base en la propuesta de PPI (1997), los abonos que presenten pH medianamente alcalino tendrán baja disponibilidad en cobre, zinc, manganeso fósforo, hierro y aluminio, sin embargo tendrán una alta disponibilidad de potasio, nitrógeno, calcio, magnesio. Mientras los abonos que presenten pH neutro tendrán disponibilidad de potasio, nitrógeno, calcio, magnesio, cobre, zinc, manganeso, fósforo, y presentarán baja disponibilidad de hierro y aluminio. Agronómicamente estos abonos, presentan valores de pH en el cual la mayoría de los nutrimentos y otros elementos del suelo se encuentran disponibles para las

plantas. Finalmente los abonos que presentan pH moderadamente ácidos presentarán disponibilidad de potasio, nitrógeno, calcio, magnesio, cobre, zinc, manganeso; así también habrá alta disponibilidad de cobre y zinc y se verá afectada la disponibilidad del fósforo; el hierro se encuentra muy disponible y el aluminio presentara baja disponibilidad.

Los resultados de los análisis de pH para cada uno de los abonos orgánicos se pueden observar en el Cuadro 20. Se identificaron abonos en tres clases: de pH ligeramente ácido, neutro y ligeramente básico.

Debido al pH moderadamente ácido de la composta (INIFAP) puede presentar baja actividad microbiológica y como consecuencia disminuir la velocidad de transformación y mineralización de la materia orgánica; especialmente en las primeras etapas de la transformación hasta lograr las condiciones óptimas para su conversión.

Los abonos con pH neutro, presentan atributos de esta propiedad que son favorables para una adecuada transformación de la materia orgánica dejando disponible los macro y micro nutrimentos presentes, debido a que la mayor parte de las bacterias se desarrollan mejor a pH neutros o ligeramente alcalinos, mientras que el grupo de los hongos presenta un buen desarrollo en un intervalo de pH más amplio.

Para el caso de la vermicomposta (ECOSUR), composta (INIFAP), pollinaza y cachaza que presentan valores de pH ligeramente básico, la actividad microbiana puede verse reducida, lo cual, provoca la disminución en la velocidad de mineralización y en el proceso de transformación de la materia orgánica a amonio.

Los valores de pH de los abonos de esta experimentación son similares a los reportados por Labrador (1996) para compostas de gallinaza, oveja, ternera, vaca y conejo; los cuales se encuentra en el intervalo de 6.8 (neutro) a 8.17 (ligeramente básico).

### 5.2.2.2. Material orgánico (MO)

El contenido del material orgánico de los abonos es una característica que está asociada con el suministro de nitrógeno, fósforo y azufre, entre otros nutrientes; de los cuales forma parte de sus ciclos. Por la acción quelatante que presenta la materia orgánica se asocia a la disponibilidad de Fe, Mn, Cu y Zn. Es una fuente de ácidos húmicos y fúlvicos que participan en las propiedades físicas y químicas del suelo y en la fisiología de la planta. La materia orgánica es la principal variable que afecta las propiedades físicas del suelo. Los suelos con alto contenido de materia orgánica tienden a presentar mayor conductividad hidráulica, mayor porosidad, menor densidad aparente y menor compactación, lo que se refleja en un medio propicio para la penetración radicular y, por ende, en una alta fertilidad natural. Un alto contenido de materia orgánica pueden lograr los máximos rendimientos alcanzables para la variedad, clima y manejo del cultivo (Castellanos *et al.*, 2000).

Sillanpää (1972) menciona que los suelos con altos contenidos de MO pueden tener problemas de disponibilidad particularmente del Cu, dado que los complejos órgano-metálicos pueden ser tan estables que los iones metálicos no estén disponibles suficientemente para las plantas. Por ello se busca que el contenido de materia orgánica no afecte la disponibilidad de los macro y micronutrientes, permitiendo así una velocidad de mineralización adecuada.

En el Cuadro 20 se muestran los contenidos de material orgánico para los diferentes abonos encontrándose valores desde 16.8 a 95.5 %. La aplicación de material orgánico al suelo puede mejorar las condiciones edáficas para un mejor desarrollo de la biomasa microbiana, y tener mayor suministro de minerales. Con base en los valores de pH el material orgánico puede tener una velocidad de descomposición alta; permitiendo su transformación en compuestos que son fácilmente asimilados por las plantas y reduciendo considerablemente la pérdida por volatilización y lixiviación.

Los contenidos de material orgánico en los abonos dependieron de la naturaleza de los residuos orgánicos con que fueron elaborados los abonos. El contenido más alto correspondió a los residuos de caña con un 95.5 % de material orgánico, mientras que la composta (CP-Tabasco) tiene una cantidad menor con un 16.8%. Estudios realizados por

Ferruzi (1986), Vogtmann *et al.* (1993), Martínez, (1996), Labrador (1996), Bollo (1999) indican intervalos amplios (20-73 %) en los contenidos de MO de compostas producidas con diferentes desechos orgánicos. Por tanto la cantidad de materia orgánica de los abonos estudiados es comparable a lo reportado en la literatura.

Cuadro 20. Propiedades químicas de los abonos orgánicos.

Identificación	pH H <sub>2</sub> O 1:4	MO	CO	COS	N g kg <sup>-1</sup>	C/N	P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> g kg <sup>-1</sup>	CIC (cmol <sub>+</sub> kg <sup>-1</sup> )	K <sub>2</sub> O	CaO	MgO
		%		Abs					g kg <sup>-1</sup>		
Vermicomposta (ECOSUR)	8.2	37.6	21.8	2.4	8.7	25	35.92	36.9	13.52	18.91	11.37
Composta (ECOSUR)	6.7	53.6	31.1	1.3	17.4	17.8	27.62	61.8	12.41	17.36	10.79
Composta (CP-Tabasco)	7.3	16.8	9.7	0.8	4.3	23.3	21.30	19.4	11.27	15.78	8.49
Vermicomposta (CP-Tabasco)	6.9	33.0	19.1	1.0	7.8	24.6	72.33	33.9	11.37	15.91	10.65
Composta (Viveros Mirafuentes)	7.1	18.4	10.7	0.6	3.4	30.6	6.19	27.9	12.89	18.03	12.60
Vermicomposta (SEDAFOP)	6.9	51.2	29.6	1.6	16.5	17.9	27.87	61.8	13.27	18.57	1.06
Composta (INIFAP)	5.7	55.5	32.2	0.4	17.4	18.6	8.55	67.3	11.83	16.55	1.41
Vermicomposta (IXOYE)	7.6	41.9	24.3	1.4	14.8	16.4	34.43	38.9	12.65	17.70	1.08
Vermicomposta de residuos (CP-Córdoba)	6.5	46	26.7	1.3	12.2	21.8	15.73	42.9	3.58	5.01	4.69
Residuos no volteados (CP-Córdoba)	6.7	58.9	34.1	1.1	12.2	27.9	8.24	36.9	1.89	2.64	2.55
Residuos volteados (CP-Córdoba)	7.4	44.2	25.6	1.4	11.3	22.7	10.53	29.9	2.04	2.86	2.49
Vermicomposta de residuos + estiércol	6.3	45.8	26.5	1.9	12.2	21.7	17.96	35.9	3.96	5.54	4.84
Cachaza(Ingenio Benito Juárez)	8.4	55.5	32.2	1.4	11.3	28.5	14.43	23.9	15.83	22.15	15.92
Pollinaza	8.2	83.6	48.5	1.2	35.8	13.5	4.49	27.9	32.86	45.98	7.78
Residuo de caña (CP-Tabasco)	NSD	95.5	55.4	0	3.4	158.6	4.64	NSD	21.82	0.68	1.52

M.O. Material orgánico. NSD no se determinó

Cuadro 20. Continuación.

Identificación	Na	Fe	Cu	Zn	Mn
Vermicomposta (ECOSUR)	1.55	87900	355	1880	4100
Composta (ECOSUR)	0.51	105900	378	1800	3260
Composta(CP-Tabasco)	0.47	166300	448	940	4190
Vermicomposta(CP-Tabasco)	0.61	164100	591	2310	6050
Composta (Viveros Mirafuentes)	0.59	267800	930	990	4430
Vermicomposta(SEDAFOP)	1.02	69600	937	2210	3370
Composta (INIFAP)	0.74	132000	824	1400	3760
Vermicomposta (IXOYE)	1.83	43400	461	2670	5040
Vermicomposta de residuos (CP-Córdoba)	0.68	124400	561	1420	2320
Residuos no volteados (CP-Córdoba)	0.41	71500	362	790	530
Residuos volteados(CP-Córdoba)	0.57	196200	444	1160	13440
Vermicomposta de residuos + estiércol	0.77	131400	526	1430	2270
Cachaza(Ingenio Benito Juárez)	0.19	81700	516	2850	7090
Pollinaza	3.78	96000	3266	3090	1890
Residuo de caña (CP-Tabasco)	0.08	4355	NSD	264	743

### 5.2.2.3. Carbón orgánico (CO)

Los resultados de carbón orgánico que se presentan en el Cuadro 20, son proporcionales a los contenidos de material orgánico. Los resultados que se muestran presentan diferentes concentraciones de carbono; los contenidos más altos corresponden a los residuos de caña 55.4 % y de pollinaza con 48.5 %, mientras que la concentración más baja es de composta (CP-Tabasco) 9.7 %.

Los valores de CO en los abonos de esta investigación se encuentran en el intervalo normal reportado por Ulle *et al.* (2004) y son similares a los resultados obtenidos por Ferruzi (1986), Vogtmann *et al.* (1993), Martínez, (1996), Labrador (1996), Bollo (1999).

Camberdella y Elliot (1993) al estudiar las fracciones de carbono orgánico encontró que estas son muy sensibles al manejo del suelo, debido a su composición compleja y heterogénea. Por tanto se sugiere utilizar este criterio de caracterización de los abonos para un mejor entendimiento del comportamiento de los abonos una vez aplicados al suelo.

#### **5.2.2.4. Carbón orgánico soluble (COS)**

En esta investigación se propone la cuantificación de fracciones de la materia orgánica como el COS; ya que esta fracción puede utilizarse para estimar el suministro de nitrógeno por los abonos orgánicos, a los suelos.

Las concentraciones de COS se presentan en el Cuadro 20. Los contenidos de carbón orgánico soluble van de 0.6 en la composta del vivero Mirafuentes a 2.4 en la vermicomposta del ECOSUR. En la literatura consultada no se encontraron referencias relativas a esta fracción orgánica de los abonos; lo cual puede ser una metodología a considerar en las caracterizaciones futuras de los abonos, especialmente por la información que se puede deducir de esta propiedad.

Alejo (2007) menciona que la concentración de carbono soluble en los suelos tiene una relación directa y proporcional con la fracción de materiales de fácil descomposición que posee la materia orgánica de estos, lo cual contribuye en identificar la calidad de los residuos que han sido incorporados a un suelo.

#### **5.2.2.5. Nitrógeno (N)**

Moreno (1999) reportó que en suelos orgánicos el contenido de N es alto cuando es > 1.5%. Por tanto, tomando esta referencia, los abonos estudiados en esta investigación (Cuadro 20) presentan contenidos altos. Los contenidos más altos de N se encuentran en el abono identificado como composta (ECOSUR) y composta (INIFAP), ambos con 17.470 g kg<sup>-1</sup>, mientras que el contenido más bajo es para la composta del vivero Mirafuentes y residuo de caña, con 3.49 g kg<sup>-1</sup> y para composta (CP-Tabasco) con 4.36 g kg<sup>-1</sup>; en este intervalo se encuentra la concentración de N en el resto de los abonos estudiados. En general, los datos de N de los abonos estudiados son similares a los reportados por Labrador (1996) y Mathues *et al.* (2007) para estiércol gallinaza, oveja, ternera, vaca, conejo y excrementos de gallina y paloma. Guerrero (1993) menciona que el contenido de nitrógeno se relaciona con la materia orgánica, ya que el suministro de N depende de los distintos componentes orgánicos de los residuos y de sus tasas de mineralización.

#### **5.2.2.6. Relación carbono- nitrógeno (C/N)**

La relación C/N en los diferentes abonos orgánicos fue en promedio de 22 (Cuadro 20), lo cual indica que existe buena liberación de N, mediante el proceso de mineralización. Los valores más altos correspondieron al residuo de caña, por lo que de acuerdo con lo reportado en la literatura este abono presentará inmovilización del nitrógeno potencialmente mineralizable. El valor más bajo de la relación correspondió a la pollinaza. Los valores de la relación C/N de esta investigación son superiores hasta en 3 veces a los valores reportados por Salas y Ramírez (2001) y por Matheus *et al.* (2007); siendo comparables solo a las muestras de estiércol reportados por Labrador (1996).

#### **5.2.2.7. Capacidad de intercambio cationico (CIC)**

La capacidad de intercambio catiónico de los diferentes abonos orgánicos se observa en el Cuadro 20. El valor más bajo correspondió a la composta del Campus Tabasco-CP, mientras que el más alto valor de CIC fue para la composta del INIFAP; la media y desviación estándar fueron de 38.95 y 14.7845944  $\text{cmol}_{(+)}\text{kg}^{-1}$ , respectivamente. No se encontraron reportes en la literatura científica de la estimación de esta propiedad en abonos orgánicos; solo Labrador (1996) presenta valores de CIC en turbas, las cuales, presentan valores de CIC que superan hasta en tres veces el valor promedio cuantificado en los abonos de esta investigación. La importancia de incluir esta medición es por los beneficios que tendrá el suelo con los aportes de los abonos, en su capacidad para retener bases intercambiables.

#### **5.2.2.8. Fósforo total ( $\text{P}_2\text{O}_5$ )**

Stoffela y Kahn (2005) mencionan que la concentración de fósforo en las compostas varía de cantidades menores a 0.4 hasta mayores de 23  $\text{g kg}^{-1}$  dependiendo de su origen. La mayoría de las compostas de los residuos sólidos urbanos (RSU) de Estados Unidos y los países europeos tienen una concentración de P de 2 a 6  $\text{g kg}^{-1}$  con una media de 3.3  $\text{g kg}^{-1}$ . Esta concentración de P es aproximadamente de 2 a 10 veces el P total (0.2 a 2  $\text{g kg}^{-1}$ ) de la mayoría de los suelos agrícolas (Tisdale y Nelson, 1996). Por lo tanto, las aplicaciones de compostas puede aumentar el P disponible para las plantas del suelo.

Los valores de  $P_2O_5$  son presentados en el Cuadro 20; varían en un intervalo de 67.84 g  $kg^{-1}$ , con una media y desviación estándar de 20.68 y 17.72 g  $kg^{-1}$ ; el valor más bajo correspondió a la muestra de pollinaza, mientras que el más alto fue cuantificado en la vermicomposta (CP-Tabasco).

Las concentraciones más bajas de  $P_2O_5$  son similares al valor reportado por León-Nájera *et al* (2006) en cascarilla de cacao y la composta, bokashi y lombricomposta estudiada por Cerrato *et al.* (2007). Mientras que las concentraciones más altas de  $P_2O_5$  son similares a las reportadas por Labrador (1996) en estiércol de gallinaza, oveja, ternera, vaca y conejo; y por Romero-Lima *et al.* (2000) para gallinaza y vermicomposta.

#### **5.2.2.9. Potasio ( $K_2O$ )**

El potasio es de los tres nutrientes más demandados por las plantas. Las concentraciones de este elemento, cuantificadas en los abonos estudiados son presentadas en el Cuadro 20. La concentración más baja de  $K_2O$  correspondió a los residuos volteados (CP-Córdoba) y el más alto contenido fue cuantificado en la cachaza (Ingenio Presidente Benito Juárez). El contenido promedio de  $K_2O$  fue de 12.08 g  $kg^{-1}$  con una desviación estándar de 7.97 g  $kg^{-1}$ , en un rango de 30.97 g  $kg^{-1}$ ; valores que son comparables a los reportados por Tisdale y Nelson (1996). Los valores promedio son similares a los reportados por Labrador (1996) para harina de pescado y tortas de algodón. Los valores más bajos son similares a la concentración de  $K_2O$  reportados por Cerrato *et al.* (2007) en lombricomposta; mientras que concentraciones altas son similares a las reportadas por Labrador (1996) en abonos de gallinaza, oveja, ternera vaca y conejo; y para cascarilla de cacao y estiércol estudiado por León-Nájera *et al.* (2006).

Aún cuando el contenido de K en la cachaza, es el más alto, Salgado *et al.* (2001<sup>a</sup>) reportaron que la cachaza presenta un contenido de  $K_2O$  insuficiente para abastecer la demanda de K de la caña de azúcar. Las compostas estudiadas presentan una concentración de K baja para que puedan ser consideradas una fuente alternativa de K para los cultivos, con la ventaja de que su liberación es más lenta y las pérdidas por lixiviación se reducen.

#### **5.2.2.10. Calcio (Ca)**

El Ca es un elemento esencial para las plantas, que es demandado en cantidades altas; y además es un agente regulador del pH. Las concentraciones de este elemento, cuantificadas en los abonos estudiados son presentadas en el Cuadro 20. La concentración más baja de CaO correspondió a los residuos de caña de azúcar (CP-Tabasco) y el más alto contenido fue cuantificado en la pollinaza. El contenido promedio de CaO fue de  $6.48 \text{ g kg}^{-1}$  con una desviación estándar de  $4.92 \text{ g kg}^{-1}$ , en un rango de  $14.86 \text{ g kg}^{-1}$ .

Los valores promedio son inferiores, hasta diez veces, a lo reportado por Labrador (1996) para el estiércol de gallinaza, oveja, ternero, vaca y conejo. Sin embargo la concentración de CaO de la pollinaza estudiada en esta investigación, presenta una concentración similar a la reportada por este autor.

#### **5.2.2.11. Magnesio (Mg)**

Tisdale y Nelson (1996) reportaron que las compostas contienen concentraciones de magnesio entre  $1 \text{ a } 5 \text{ g kg}^{-1}$ , con una media de  $3.5 \text{ g kg}^{-1}$ . En las muestras analizadas en esta investigación, el contenido promedio fue de  $6.48 \text{ g kg}^{-1}$  con una desviación estándar de  $4.92 \text{ g kg}^{-1}$  y un rango de  $14.84 \text{ g kg}^{-1}$ , lo cual indica que la cantidad de Mg fue, en algunos casos, similar a lo reportado por Tisdale y Nelson (1996), pero con muestras que superaron la concentración de Mg, reportada por estos autores.

La concentración promedio de MgO supera los valores reportados por Labrador para gallinaza, oveja, ternera, vaca y conejo, y los valores de Mg total reportados por Matheus et al. (2007) para vermicompost, biofertilizante y un producto llamado fertiagro. La muestra con la concentración más baja de Mg correspondió a la vermicomposta (Ecosur), mientras que la mayor concentración fue estimada en la muestra de cachaza (Ingenio Presidente Benito Juárez).

### 5.2.2.12. Sodio (Na)

La cuantificación del sodio presente en los abonos orgánicos es necesaria para evitar la salinización de los suelos. En el Cuadro 20 son presentadas las concentraciones de Na presentes en los abonos orgánicos estudiados en esta investigación. El promedio de Na en los abonos fue de  $0.92 \text{ g kg}^{-1}$  con una desviación estándar de  $0.92 \text{ g kg}^{-1}$  en un rango de  $3.7 \text{ g kg}^{-1}$ . La muestra de pollinaza fue que cuantificó la máxima cantidad de Na y en los residuos de caña (CP-Tabasco) la concentración más baja.

Tres muestras presentaron un pH ligeramente básico (pH entre 8-10), solo dos presentan contenidos de Na alto  $3.78 \text{ g kg}^{-1}$  y  $1.55 \text{ g kg}^{-1}$  en pollinaza y vermicomposta (Ecosur), respectivamente; siendo en estos abonos en los cuales se debe evaluar el efecto residual del sodio. El resto de los abonos presenta valores de pH clasificado como neutro, con concentraciones de Na menores en tres unidades a los del los abonos anteriormente citados.

### 5.2.2.13. Micronutrientes

Hierro (Fe), Manganeseo (Mn), Cobre (Cu) y zinc (Zn) son elementos esenciales para los cultivos y la calidad de los alimentos (Marschner, 1995). Una dieta que a largo plazo contenga concentraciones bajas de Fe, Mn, Cu y Zn es causa de malnutrición en humanos (Yang et al., 2000). La disponibilidad de Fe, Cu y Zn en suelos calcáreos es generalmente baja, y se necesita una fuente externa de estos nutrientes para mejorar la producción y la calidad de los alimentos (Martens y Westermann, 1991). Los composta contienen cantidades variables de micronutrientes por lo que son una fuente alterna de estos elementos.

El Fe es el elemento con mayor concentración en las muestras estudiadas en esta investigación; seguido del Mn, Zn y Cu. La concentración supera en 165 a la del Cu, 69 veces la del Zn y 28 veces la concentración de Mn.

La concentración promedio y desviación estándar del Fe fue de  $116\ 170 \mp 65037 \text{ g kg}^{-1}$ , respectivamente; en un rango de  $263445 \text{ g kg}^{-1}$ . El valor menor en la concentración de

Fe correspondió a la muestra de vermicomposta (IXOYE), mientras que la mayor concentración se encontró en la composta (vivero Mirafuentes).

En el caso del Cu, la concentración promedio y desviación estándar fue de  $707 \mp 747 \text{ g kg}^{-1}$ , respectivamente; con un rango de  $3266 \text{ g kg}^{-1}$ . El valor menor en la concentración de Cu correspondió a la muestra de residuos de caña (CP-Tabasco), mientras que la mayor concentración se encontró en la pollinaza. Las concentraciones de Cu en los composta varían de 43 a  $63 \text{ mg kg}^{-1}$  según datos obtenidos en Estados Unidos y algunos países europeos. El rango de esta concentración es alrededor de unas 50 veces mayor que la media del valor del Cu total en el suelo del mundo ( $12 \text{ mg kg}^{-1}$ ) (Berrow y Reaves, 1984). Sin embargo el Cu en los compost forma un quelato con la materia orgánica y puede no ser disponible para las plantas antes de la mineralización de las fracciones orgánicas.

El Zn presentó una concentración promedio y desviación estándar de  $1680 \mp 818 \text{ g kg}^{-1}$ , respectivamente; con un rango de  $2826 \text{ g kg}^{-1}$ . El valor menor en la concentración de Cu correspondió a la muestra de residuos de caña (CP-Tabasco), mientras que la mayor concentración se encontró en la pollinaza.

La concentración promedio y desviación estándar del Mn en las muestras fue de  $4165 \mp 3136 \text{ g kg}^{-1}$ , respectivamente; en un rango de  $12910 \text{ g kg}^{-1}$ . El valor menor en la concentración de Mn correspondió a la muestra de residuos no volteados (CP-Córdoba), mientras que la mayor concentración se encontró en los residuos volteados (CP-Córdoba). La concentración media de Mn varía entre 400 y  $600 \text{ mg kg}^{-1}$  en las compostas de diferentes países, lo cual es comparable con la media total de Mn en suelos ( $450 \text{ mg kg}^{-1}$ ) (Berrow y Reaves, 1984). El manganeso en las composta es más biodisponible que el Mn del suelo.

Los composta normalmente contienen más Zn que Cu, con una concentración que varía de 211 a  $1.650 \text{ mg kg}^{-1}$ , que es 5 a 40 veces mayor que el promedio total mundial de Zn en el suelo ( $40 \text{ mg kg}^{-1}$ ) (Berrow y Reaves, 1984). Las deficiencias de zinc se encuentran normalmente en los suelos calcáreos y en los suelos arenosos (Martens y

Westermann, 1991). Las aplicaciones de composta en este tipo de suelo pueden aumentar la disponibilidad de Zn y mejorar la nutrición de las plantas. Vogtmann *et al.* (1993), reportan para abonos orgánicos y productos de varios ensayos entre 168 y 279 mg kg<sup>-1</sup>, el tratamiento con residuos domésticos con un valor de 1118 mg kg<sup>-1</sup>. Estudios realizados por Sawhney *et al.* (1995), relacionan la liberación de Zn con valores bajos de pH del material; en este caso sin embargo y como se observa en el Cuadro 20 todos los materiales presentaron valores de pH cercanos a 7, por lo que es posible que este elemento se mantenga en forma no soluble y compleja dentro del humus.

La cantidad de micronutrientes presentes en los abonos incluidos en este estudio es mayor a las reportadas por Labrador (1996), mientras que Cerrato *et al.* (2007) reporta cantidades similares de Fe, pero menores en Cu, Zn y Mn, que las cuantificadas en esta investigación. Con estas concentraciones de Fe, Cu, Zn y Mn en los abonos estudiados, se estará realizando un buen suministro de Fe a las reservas edáficas; las cuales debido al uso de fertilizantes puros se está reduciendo en algunas de las regiones con sistemas de producción intensivos de México.

#### **5.2.2.14. Carbono orgánico total y carbono de los ácidos húmicos y fúlvicos y densidad óptica**

En los estudios de fertilidad de suelos las fracciones correspondientes a los ácidos húmicos y fúlvicos son necesarias para indicar la calidad del suelo. Debido a que los abonos orgánicos al ser adicionados al suelo, van a influir directamente en la fertilidad de los suelos (física, química y biológica) y no solo en el suministro de nutrientes; es importante considera necesaria la caracterización de estas fracciones.

El elevado contenido en cargas aniónicas de los ácidos húmicos y fúlvicos les confiere una gran aptitud para formar complejos estables con cationes polivalentes (Fe<sup>+++</sup>, Al<sup>+++</sup>, Cu<sup>++</sup>, etc.), con la importancia agronómica que este supone. La fracción de los ácidos fúlvicos es considerada la más sensible a factores agronómicos y ambientales, por lo que Tarchitzky (2000), al evaluar el contenido de AH en varias fracciones de agregados, encontró que éste tiende a ser menor que el contenido de AF; mientras que el contenido de AH tiende a incrementarse en agregados mayores a 250 µm.

En esta caracterización no se incluyó la muestra de residuos de caña, debido a que el proceso de degradación (humificación) no está presente en este material, en el cual es posible identificar los residuos originales.

El porcentaje de carbono orgánico total soluble en  $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7 + \text{NaOH}$ , sumatoria de los ácidos húmicos más los ácidos fúlvicos, en las muestras estudiadas (Cuadro 21) fue en promedio un 43 % con una desviación estándar de 9.64 %; con un intervalo de 37.45 %. El valor máximo correspondió a la muestra de composta (INIFAP) y la menor cantidad se cuantificó en la muestra de composta (viveros Mirafuentes). El porcentaje de esta fracción del material (carbono) orgánico total en la muestra es bajo; con la información presentada por Navarro (2003) se deduce que valores cercanos al 100 % son indicaciones de una formación de ácidos húmicos y fúlvicos alta. Dado que en los abonos estudiados esta fracción no supera el 50 % en promedio, se deduce que el proceso de descomposición (humificación), está en una etapa intermedia.

En el Cuadro 21 se presentan los contenidos del carbono orgánico de los ácidos húmicos, los cuales se encuentran en una concentración promedio y desviación estándar de  $0.08 \mp 0.04$  %; mientras que el intervalo de esta fracción en los abonos estudiados es 0.13 %. El valor más alto se presenta en el abono identificado como vermicomposta de residuo más estiércol (CP- Córdoba) y en la composta (Viveros Mirafuentes).

La concentración de carbono en los ácidos fúlvicos (HF) se encuentra en un 37.37 % con un promedio y desviación estándar de  $43 \mp 2.63$  %, respectivamente. El abono de mayor concentración de HF es la composta (INIFAP) y la de menor concentración es la composta (viveros Mirafuentes); la información anterior se muestra en el Cuadro 21.

Cuadro 21. Carbono orgánico total y carbono de los ácidos húmicos y fúlvicos y densidad óptica.

Abonos orgánicos	COt	COH	COF	E465	E665	E4/6
	------(%)-----					
	--			Densidad óptica (nm)		
Vermicomposta (ECOSUR)	41.08	0.07	41.00	0.24	0.28	8.47
Composta (ECOSUR)	43.87	0.07	43.80	0.45	0.63	7.11
Composta (CP-Tabasco)	47.95	0.13	47.81	0.12	0.023	5.02
Vermicomposta (CP-Tabasco)	50.94	0.10	50.83	0.22	0.034	6.32
Composta (Viveros Mirafuentes)	25.53	0.00	25.53	0.12	0.020	5.94
Vermicomposta (SEDAFOP)	31.53	0.07	31.47	0.30	0.043	7.06
Composta (INIFAP)	62.98	0.08	62.90	0.53	0.074	7.09
Vermicomposta (IXOYE)	38.53	0.05	38.48	0.27	0.033	7.98
Vermicomposta de residuos (CP-Córdoba)	51.06	0.10	50.96	0.31	0.048	6.47
Resíduos no volteados (CP-Córdoba)	46.76	0.09	46.67	0.38	0.045	8.54
Resíduos volteados (CP-Córdoba)	44.07	0.10	43.97	0.29	0.054	5.36
Vermicomposta de residuos + estiércol	49.86	0.13	49.73	0.34	0.048	7.04
Cachaza (Ingenio Benito Juárez)	30.25	0.06	30.19	0.15	0.027	5.59
Pollinaza (Huimanguillo)	37.76	0.03	37.73	0.09	0.031	2.89
Residuo de caña (CP-Tabasco)	ND	ND	ND	ND	ND	ND

COt. Carbono orgánico total, COH carbono orgánico en los ácidos húmicos, COF carbono orgánico en los ácidos fúlvicos.

En los abonos estudiados, la relación de carbono de los ácidos húmicos y el de los ácidos fúlvicos fue de 0.17:1, por lo que con base en lo indicado por Navarro (2003), la diferencia entre una fracción y otra es muy marcada, y puede deberse a una menor polimerización y bajos pesos moleculares, principalmente. Los ácidos fúlvicos presentan peso molecular más bajo que los AH, por esta razón, son las formas predominantes de los materiales humificados (Mantoura *et al.*, 1978). García (2007) menciona que el tratamiento con manejo orgánico presenta un alto contenido de AF. Los ácidos fúlvicos tienen pesos moleculares más bajos y contenido de oxígeno más alto que los ácidos húmicos, como resultado, son más polares y móviles. De ésta manera, esta fracción puede ser más representativa de una mayor disponibilidad del pool de la materia orgánica (Wander y Traina, 1996).

En el Cuadro 21 son presentados los valores obtenidos en el análisis de la densidad óptica, a 465 nm, de los diferentes abonos orgánicos; los cuales, se presentan dentro de un rango de 0.44 %, con una media y desviación estándar de  $0.27 \pm 0.13$  unidades de absorbancia. El valor menor correspondió al abono orgánico identificado como pollinaza (Huimanguillo) y el valor más alto a la composta (INIFAP).

Los valores de la solución de  $\text{NaHCO}_3$ , obtenidos a la densidad óptica de 665 nm, se encuentran en el intervalo de 0.61 con una media y desviación estándar de  $0.10 \pm 0.17$  unidades de absorbancia. El valor menor correspondió al abono orgánico identificado como composta (viveros Mirafuentes) y el valor más alto a la composta (ECOSUR).

En los abonos orgánicos estudiados en esta investigación, los valores de la relación  $E_4/E_6$  es en promedio de 6.45 con una desviación estándar de 1.5; los cuales se distribuyen en un rango de 5.65 unidades de absorbancia. La menor relación correspondió la pollinaza (Huimanguillo), mientras que el mayor valor fue cuantificado en la vermicomposta (ECOSUR).

Las relaciones  $E_4/E_6$  disminuyen con el incremento del peso molecular y condensación y se han utilizado como índice de humificación. De este modo, una relación baja puede ser indicativo de un grado relativamente alto de condensación de constituyentes aromáticos; en cambio una relación alta refleja un grado bajo de condensación aromática e infiere estructuras más alifáticas. En un estudio realizado por Chen *et al* (1977) concluyeron que, las relaciones  $E_4/E_6$  de ácidos húmicos y fúlvicos son determinados por el contenido de grupos carboxil ( $\text{COOH}$ ) y los contenidos de carbono y oxígeno.

Los abonos estudiados son nuevos con un predominio de estructuras alifáticas sobre las aromáticas, es decir, baja condensación de constituyentes aromáticos, lo cual les restará capacidad de formar compuestos órgano-minerales (Tan, 1998).

### 5. 3. Prueba de correlación entre las diferentes propiedades de los abonos

En el Cuadro 22 se presenta la correlación estadística ( $p=0.05$ ) entre las propiedades físicas y químicas medidas en los abonos orgánicos, y en el Cuadro 23 se presentan los grados de significancia de las correlaciones la cual nos permite conocer el grado de asociación entre las propiedades medidas, con objeto de establecer posibles modelos de estimación y explicar el comportamiento de los abonos en el proceso de mineralización.

Cuadro 22. Matriz de correlaciones de las propiedades físicas, químicas y Nm de los diferentes abonos orgánicos.

	pH	CO	N	P	C/N	COS	CIC	FNF	FF	MF	MPD	COt	COH	COF	E465	E665	E4/6	Nm
pH	1.000																	
CO	0.125	1.000																
N	0.161	0.897	1.000															
P	0.026	-0.335	-0.278	1.000														
C/N	0.077	-0.527	-0.770	-0.031	1.000													
COS	0.441	0.148	0.060	0.242	-0.079	1.000												
CIC	-0.598	0.293	0.273	0.055	-0.475	-0.069	1.000											
FNF	0.035	0.697	0.547	0.111	-0.521	0.333	0.412	1.000										
FF	0.331	0.457	0.507	-0.163	-0.400	0.164	0.314	0.392	1.000									
MF	-0.084	-0.447	-0.620	0.186	0.447	0.468	-0.114	-0.113	-0.372	1.000								
MPD	0.084	0.447	0.620	-0.186	-0.447	-0.468	0.114	0.113	0.372	-1.000	1.000							
COt	-0.654	0.061	0.020	0.133	-0.241	-0.225	0.329	0.286	-0.214	0.217	-0.217	1.000						
COH	-0.406	-0.181	-0.291	0.234	-0.002	0.159	-0.009	0.207	-0.505	0.432	-0.432	0.684	1.000					
COF	-0.655	0.062	0.021	0.133	-0.242	-0.226	0.330	0.286	-0.212	0.216	-0.216	1.000	0.682	1.000				
E465	-0.737	0.242	0.081	-0.033	-0.257	-0.067	0.826	0.464	0.043	0.248	-0.248	0.622	0.317	0.622	1.000			
E665	-0.046	0.100	0.099	0.163	-0.201	0.286	0.463	0.168	0.280	0.170	-0.170	0.061	-0.045	0.061	0.421	1.000		
E4/6	-0.362	-0.197	-0.395	0.284	0.200	0.289	0.462	0.246	0.159	0.594	-0.594	0.192	0.163	0.192	0.611	0.287	1.000	
Nm	-0.469	0.183	0.011	-0.193	0.155	-0.322	0.167	0.029	-0.198	-0.086	0.086	0.196	0.005	0.197	0.261	-0.629	0.155	1.000

pH.Potencial hidrogeno, CO. Carbono orgánico, N. Nitrógeno, P. Fosfóro, C/N. Relación carbono – nitrógeno, COS. Carbono orgánico soluble

CIC. Capacidad de intercambio cationico, FNF. Fibra no frotada, FF. Fibra frotada, MF. Material fibrico, MPD. Material parcialmente descompuesto, COt. Carbono orgánico total en los ácidos humicos, COH. Carbono orgánico de los ácidos humicos, COF. Carbono orgánico de los ácidos fulvicos, E465 índice óptico absorbancia de 465, E665. Índice óptico absorbancia 665, E4/6 Relación de índice óptico 465-665, Nm. Nitrógeno mineralizable.

Cuadro 23. Matriz del grado de significancia de las propiedades físicas, químicas y Nm de los diferentes abonos orgánicos.

	pH	CO	N	Polsen	C/N	COS	CIC	FNF	FF	MF	MPD	COt	COH	COF	E465	E665	E4/6	Nm	
pH	1																		
CO	0.671																		
N	0.583	<.0001																	
Polsen	0.929	0.242	0.336																
C/N	0.793	0.053	0.001	0.916															
COS	0.115	0.614	0.838	0.405	0.789														
CIC	0.024	0.309	0.345	0.852	0.086	0.814													
FNF	0.906	0.006	0.043	0.706	0.056	0.245	0.143												
FF	0.247	0.101	0.064	0.577	0.156	0.576	0.275	0.166											
MF	0.775	0.109	0.018	0.525	0.109	0.091	0.699	0.700	0.191										
MPD	0.775	0.109	0.018	0.525	0.109	0.091	0.699	0.700	0.191	<.0001									
COt	0.011	0.836	0.947	0.649	0.406	0.440	0.251	0.322	0.463	0.456	0.456								
COH	0.150	0.535	0.313	0.422	0.994	0.586	0.976	0.477	0.065	0.123	0.123	0.007							
COF	0.011	0.834	0.943	0.651	0.405	0.437	0.249	0.322	0.466	0.458	0.458	<.0001	0.007						
E465	0.003	0.404	0.782	0.911	0.376	0.819	0.000	0.095	0.884	0.392	0.392	0.018	0.270	0.017					
E665	0.877	0.734	0.737	0.579	0.491	0.322	0.095	0.567	0.333	0.562	0.562	0.836	0.877	0.835	0.134				
E4/6	0.203	0.501	0.162	0.326	0.492	0.316	0.097	0.396	0.587	0.025	0.025	0.511	0.578	0.511	0.020	0.319			
Nm	0.090	0.531	0.971	0.508	0.596	0.262	0.567	0.922	0.497	0.771	0.771	0.502	0.988	0.500	0.368	0.016	0.597	1	

El pH presenta una correlación negativa ( $p = 0.05$ ) con la CIC, el COT y el COF; así como una correlación negativa (significativa al 1%) con la densidad óptica E465, mayor que con las propiedades anteriores como se puede observar en el Cuadro 22.

El carbono orgánico (CO) presenta una alta correlación ( $p < 0.01$ ) significativa positiva con el contenido de nitrógeno. Se determinó una correlación negativa ( $p < 0.05$ ) entre CO y la relación carbono nitrógeno (C/N). El CO y la fibra no frotada presentan una correlación positiva ( $p < 0.05$ ).

El nitrógeno presenta correlación negativa con la relación C/N ( $p < 0.01$ ); correlación positiva con fibra no frotada ( $p < 0.05$ ) y con la fibra frotada ( $p < 0.05$ ); mientras que con el material fábriico la correlación es negativa ( $p < 0.05$ ); pero con el material parcialmente descompuesto la correlación es positiva ( $p < 0.05$ ).

La CIC presenta correlación positiva con la densidad óptica E465 ( $p < 0.05$ ). La fibra frotada presenta una correlación negativa con el COH. El material fábriico (MF) presenta correlación negativa con el material parcialmente descompuesto (MPD) y correlación positiva con la relación de E4/6 ( $p < 0.05$ ). La correlación entre el MF y el MPD es muy alta (-1), lo cual significa que mientras una fracción aumenta la otra disminuye de manera proporcional; con esto es posible explicar la transformación de la fracción de MF a MPD.

El material parcialmente descompuesto presenta correlación negativa con E4/6 y una correlación positiva con el Nm, ( $p < 0.05$ ).

El carbono orgánico total presenta correlación positiva con carbono orgánico de los ácidos húmicos (COH) ( $p < 0.05$ ); con el carbono orgánico de los ácidos fúlvicos (COF) ( $p < 0.01$ ) y con la densidad óptica a E465 ( $p < 0.05$ ), mientras que con el Nm presenta una correlación negativa. El carbono orgánico en los ácidos húmicos presenta correlación positiva con el carbono orgánico en los ácidos fúlvicos.

El carbono orgánico de los ácidos fúlvicos presenta correlación positiva con la densidad óptica a E465 ( $p < 0.05$ ). La densidad óptica E465 presenta correlación positiva con la relación E 4/6. La densidad óptica E665 presenta correlación negativa con el Nm.

Con base en pruebas de correlación es posible establecer modelos de estimación. El haber experimentado con 14 abonos orgánicos da la pauta para proponer estrategias metodológicas para una mejor caracterización de estos materiales, así como para la interpretación de los resultados. En el Anexo Figura 1 se presenta el Gráfico de Draftman para las propiedades correlacionadas. Es importante destacar que estas correlaciones están precedidas de materiales (abonos) que se obtuvieron en diferentes instituciones y fueron generados con materias primas muy variadas, así como condiciones diferentes de manejo; lo cual para tener más probabilidad de éxito es necesario incluir materiales más homogéneos o un número grande de muestras.

#### **5.4. Caracterización NIRS**

La información generada en esta sección de la tesis es un estudio exploratorio mediante la interpretación cualitativa de los espectros, ubicando en las longitudes de onda el grupo funcional o compuesto correspondiente y el análisis quimiométrico mediante componentes principales

##### **5.4.1. Espectro NIRS**

Los espectros infrarrojos de los abonos orgánicos estudiados son presentados en la Figura 11. Cada uno de los espectros observados representa una de las muestras analizadas en este estudio. El espectro total refleja la composición química global de los abonos orgánicos. Aunque los espectros son complejos, es posible definir algunas bandas características de grupos funcionales presentes en las moléculas.

Se observa que en la región espectral de 1148 a 1152 se encuentra agua y compuestos aromáticos; en la región de 1406 a 1496 agua, grasas, compuestos aromáticos, almidón, compuestos nitrogenados, urea, celulosa y aminas; en la región que va de 1496 a 1566 compuestos nitrogenados, proteínas, urea, almidón y compuestos aromáticos; en la región de 1616-1896 compuestos aromáticos, grasas, celulosa y agua. En el pico que se observa en la región entre los 1896-1988 se identifican compuestos que contienen fósforo, aminas, almidón, celulosa y agua. En la región que va de 2036-2086 se encontraron compuestos como urea, proteína y grasa. En la región de 2166 a 2206

corresponden a las proteínas y de la región que va de 2266 a 2498 celulosa, almidón, proteínas y grasas.

Los espectros de color lila y rosa corresponden a residuo de caña y pollinaza, estos residuos no tuvieron ningún proceso de degradación; probablemente a esto se debe el comportamiento del espectro, sin embargo el espectro del residuo de caña tiene un comportamiento diferente en la región que va de 2020 a 2290.

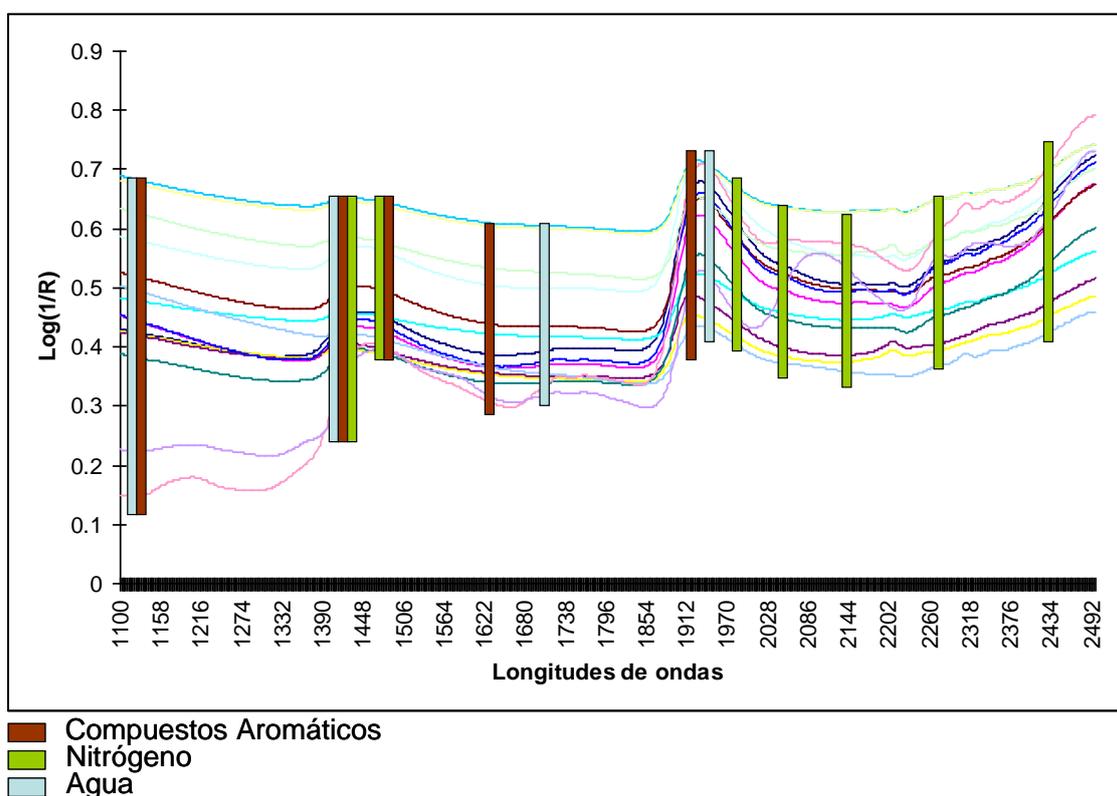


Figura 11. Espectro NIRS observado en los abonos orgánicos.

#### 5.4.2. Análisis de componentes principales (PCA)

En el Cuadro 24 son presentadas las tres primeras componentes principales, en el cual se observa que el primer componente representa el 92.27% de la variabilidad de los datos, el segundo componente representa 5.10 % de la varianza residual del primer componente; mientras que en el tercer componente principal se explica el 1.74 de la varianza residual de los dos primeros componentes principales. Por tanto con la suma de las tres primeras componentes principales explican el 99 % de la varianza total. Lo cual permite visualizar en estos componentes la distribución de las muestras en un espacio

máximo de tres dimensiones (tres nuevas variables). En la Figura 12, se representa la distribución de las muestras en las dos primeras componentes principales.

Cuadro 24 Análisis de componentes principales.

	Varianza	Porcentaje	% acumulado
CP1	26482.916	92.27	92.27
CP2	1463.28455	5.10	97.37
CP3	498.904846	1.74	99.11

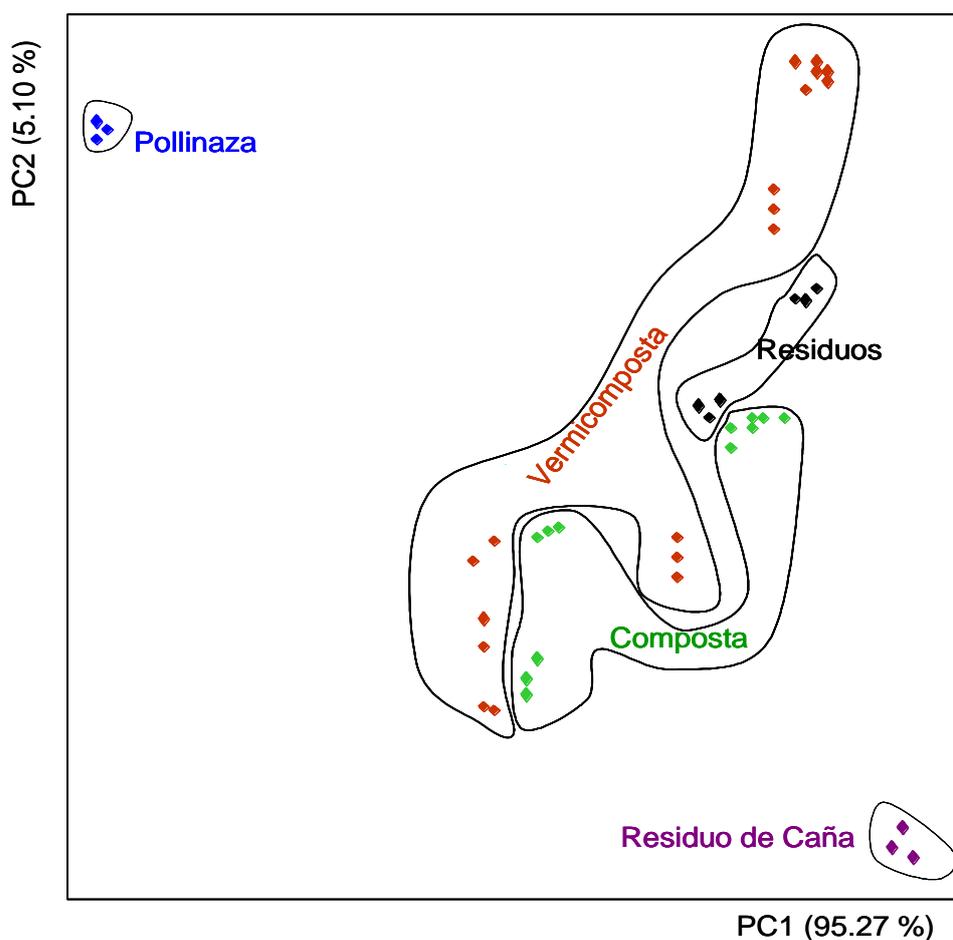


Figura 12. Representación de las huellas espectrales en las puntuaciones de las dos primeras componentes principales.

La distribución de las muestras en la Figura bidimensional 12, permite diferenciar a cada tipo de abono (pollinaza, vermicomposta, residuos, composta y residuos de caña) en sus respectivos grupos. El primer componente principal contribuye a diferenciar tres grandes grupos (el de la pollinaza, de los residuos de caña y el formado por vermicomposta, residuos y composta); mientras que el segundo componente principal

favorece la diferenciación de la pollinaza y los residuos de caña. La heterogeneidad de las muestras de vermicomposta, composta y residuos queda de manifiesto al distribuirse estos a lo largo del PC2. Por tanto es la combinación de los dos PC lo que hace la diferenciación de las muestras en sus grupos respectivos. Con lo anterior, se demuestra que los PC reducen la dimensionalidad en la representación gráfica de las muestras, de 696 a solo dos.

## **5.5. Mineralización del nitrógeno**

### **5.5.1. Mineralización de nitrógeno (Stanford y Smith 1972)**

En el Cuadro 25 se muestra el N mineralizado en los diferentes tratamientos con un suelo Fluvisol más una concentración de abono orgánico. El nitrógeno mineralizado en un periodo de 36 días presentó una media y desviación estándar de  $46.87 \mp 9.50 \text{ mg kg}^{-1}$ , respectivamente; así como un rango de  $34.40 \text{ mg kg}^{-1}$  de N inorgánico.

El total de N mineralizado no incluye el N inorgánico extraído al iniciar la incubación; el cual se eliminó con objeto de modelar el N potencialmente mineralizable en condiciones controladas de laboratorio (humedad a capacidad de campo y temperatura de  $35^{\circ}\text{C}$ ).

Cuadro. 25 Nitrógeno mineralizado ( $\text{NH}_4^+ + \text{NO}_3^-$ ) durante los períodos de incubación a 35 °C de los diferentes abonos orgánicos.

Identificación	0 <sup>1</sup>	7	15	22	36	Total <sup>2</sup>
	mg kg <sup>-1</sup>					
1 Fluvisol + Vermicomposta (ECOSUR) [0.041 g]	6.54	11.45	14.73	14.86	13.63	54.67
2 Fluvisol + Composta (ECOSUR) [0.020 g]	9.01	9.01	15.57	12.40	15.46	52.45
3 Fluvisol + Composta (CP-Tabasco) [0.083 g]	6.53	12.24	17.13	12.35	13.67	55.39
4 Fluvisol + Vermicomposta (CP-Tabasco) [0.045 g]	6.54	16.36	12.27	12.38	12.05	53.06
5 Fluvisol + Composta (Viveros Mirafuentes) [0.102 g]	7.33	13.04	17.93	11.51	15.38	57.86
6 Fluvisol + Vermicomposta (SEDAFOP) [0.021 g]	7.37	10.65	12.29	11.58	8.68	43.20
7 Fluvisol + Composta (INIFAP) [0.020 g]	8.19	11.47	10.65	10.75	18.77	51.64
8 Fluvisol + Vermicomposta (IXOYE) [0.023 g]	7.37	8.19	9.83	10.75	12.07	40.84
9 Fluvisol + Vermicomposta de residuos (CP-Córdoba)[0.029 g]	9.83	8.02	18.83	17.36	11.57	55.78
10 Fluvisol + Residuos no volteados (CP-Córdoba) [0.029 g]	8.19	6.39	5.73	12.40	12.89	37.41
11 Fluvisol + Residuos volteados (CP-Córdoba) [0.031g]	6.55	8.02	5.73	7.44	12.07	33.26
12 Fluvisol + Vermicomposta de residuos + estiércol (CP-Córdoba)[0.029 g]	10.64	9.66	12.28	11.57	9.09	42.60
13 Fluvisol + Pollinaza (Huimanguillo) [0.009]	11.48	12.95	10.76	10.76	19.20	53.67
14 Fluvisol + Cachaza [0.031]	10.64	5.57	7.44	12.40	20.99	46.39
15 Fluvisol + Residuo de caña [6.679]	11.92	3.86	5.73	8.59	5.27	23.46
16 Fluvisol	13.95	12.96	17.39	5.80	12.09	48.24

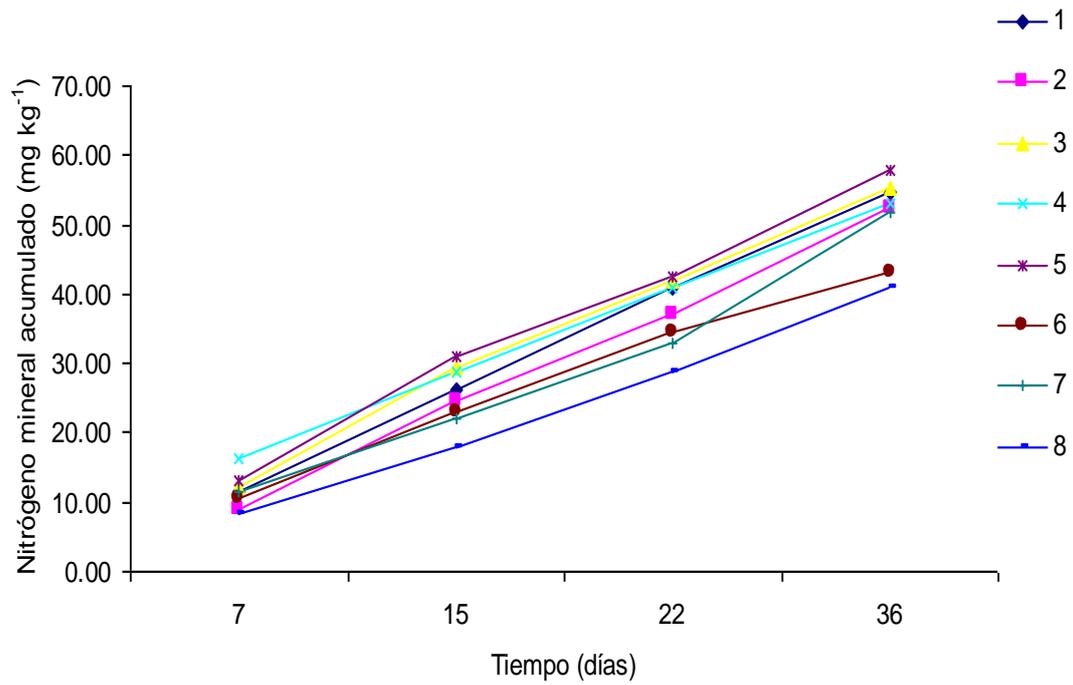
1 Nitrógeno inicial, al momento de iniciar la incubación. 2 No incluye el nitrógeno inicial

Los datos presentados en el Cuadro 25 reflejan la influencia de cada una de las propiedades físicas-químicas de los abonos estudiados, en la cantidad del N mineralizado durante el periodo de incubación, que se llevó a cabo mediante los dispositivos de incubación que se presentan en la Figura 13; estos embudos fueron utilizados para que se diera el proceso de mineralización de los abonos orgánicos durante el periodo de incubación y facilitar la extracción del N mineralizado sin perder el suelo de la incubación.

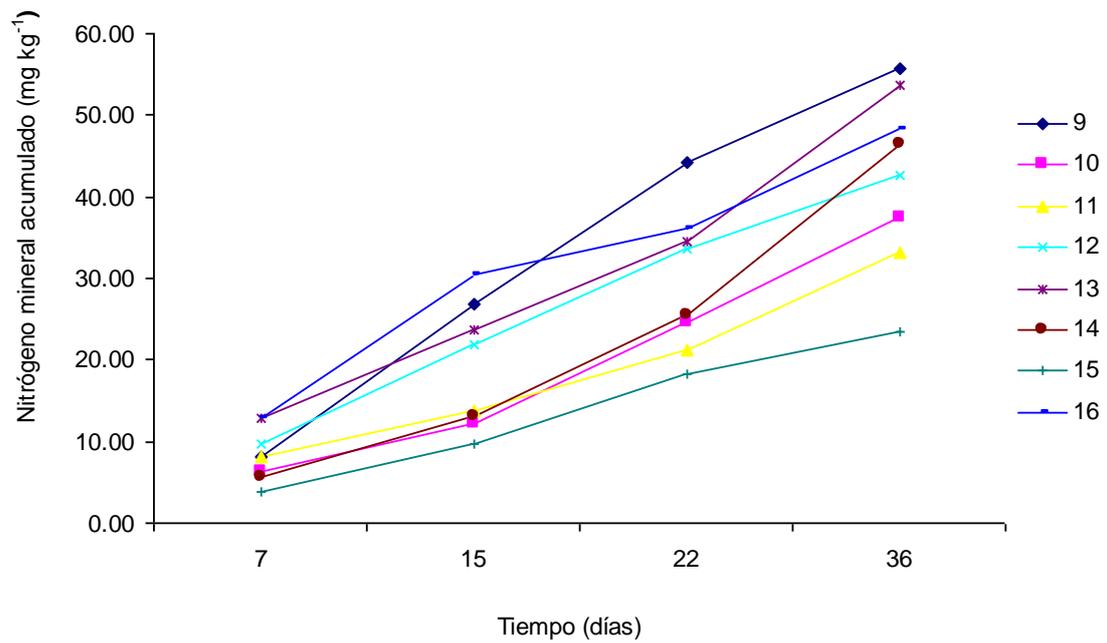


Figura 13. Dispositivos de incubación en el proceso de mineralización de las muestras de abonos orgánicos, método de Stanford y Smith (1972).

En el Cuadro 25 y Figura 14 a) y b) se muestra el comportamiento de la fracción lábil del nitrógeno mineralizable en los diferentes abonos orgánicos; el cual comprende las primeras tres semanas de incubación, la cual indica una mineralización rápida del nitrógeno orgánico; las pendientes se atribuyen específicamente a las transformaciones del pool lábil del N. Flores (1988) y Stanford y Smith (1972), encontraron el cambio de pendiente entre la fase acelerada (fracción lábil) y la más lenta (fracción estabilizada) de mineralización en la segunda semana, lo cual difiere ligeramente de lo observado en el presente trabajo, en la cual la mineralización rápida se prolongó hasta la cuarta semana.



a)



b)

Figura 14. Nitrógeno mineral acumulado en relación al periodo de incubación de los diferentes abonos orgánicos a) y b).

En el Cuadro 26 se presenta la estimación del nitrógeno potencialmente mineralizable y la constante de mineralización, mediante el ajuste de la ecuación  $N_t(t)=N_0(1-e^{-kt})$  a los datos experimentales de mineralización de los abonos.

Cuadro. 26 Nitrógeno potencialmente Mineralizable ( $N_0$ ) y tasa constante de mineralización ( $k$ ), estimados por el método no lineal.

Características	$N_0$ mg kg <sup>-1</sup>	$k$	$r^2$
Fluvisol + Vermicomposta (ECOSUR) [0.041 g]	120.676	0.1202	0.9863
Fluvisol + Composta (ECOSUR) [0.020 g]	171.238	0.0723	0.9895
Fluvisol + Composta (CP-Tabasco) [0.083 g]	99.028	0.1630	0.9909
Fluvisol + Vermicomposta (CP-Tabasco) [0.045 g]	76.242	0.2340	0.9946
Fluvisol + Composta (Viveros Mirafuentes) [0.102 g]	103.660	0.1613	0.9941
Fluvisol + Vermicomposta (SEDAFOP) [0.021 g]	69.213	0.1970	0.9840
Fluvisol + Composta (INIFAP) [0.020 g]	298.447	0.0369	0.9992
Fluvisol + Vermicomposta (IXOYE) [0.023 g]	139.107	0.0686	0.9918
Fluvisol + Vermicomposta de residuos (CP-Córdoba)[0.029 g]	138.648	0.1044	0.9593
Fluvisol + Residuos no volteados (CP-Córdoba) [0.029 g]	319.524	0.0203	0.9800
Fluvisol + Residuos volteados (CP-Córdoba) [0.031 g]	191.542	0.0370	0.9953
Fluvisol + Vermicomposta de residuos + estiércol (CP-Córdoba)[0.029 g]	74.809	0.1694	0.9829
Fluvisol + Pollinaza (Huimanguillo) [0.009 g]	199.935	0.0606	0.9983
Fluvisol + Cachaza [0.031 g]	*ND	ND	ND
Fluvisol + Residuo de caña [6.679 g]	89.236	0.0613	0.9577
Fluvisol	65.135	0.2641	0.9863

\*ND. No determino.

Las estimaciones al pool lábil  $N_0$  se hicieron con los datos de los periodos de incubación de 1 a 3 semanas; los cuales varían de 69.213 a 319.52 mg kg<sup>-1</sup>, para Fluvisol más vermicomposta (SEDAFOP) con una concentración de 0.021 g de N por hectárea y para Fluvisol más residuos no volteados (CP-Córdoba) con concentración de 0.029 g de N por hectárea, respectivamente. Para Fluvisol más cachaza 0.031 g de N por hectárea, no se ajustó el modelo utilizado, debido a que la estimación de  $N_0$  tiende al infinito; para poder tener una estimación se tendría que extender el tiempo de incubación para poder ajustar el modelo.

El manejo que se les da a los abonos orgánicos repercute en el proceso de mineralización. Este comportamiento fue observado en condiciones de laboratorio (humedad y temperatura constante), y se espera que exista la misma relación, aunque en diferentes magnitudes en condiciones de campo.

En el Cuadro 26 se muestran las tasas de mineralización para los distintos abonos orgánicos durante el periodo de incubación. Las tasas de mineralización neta

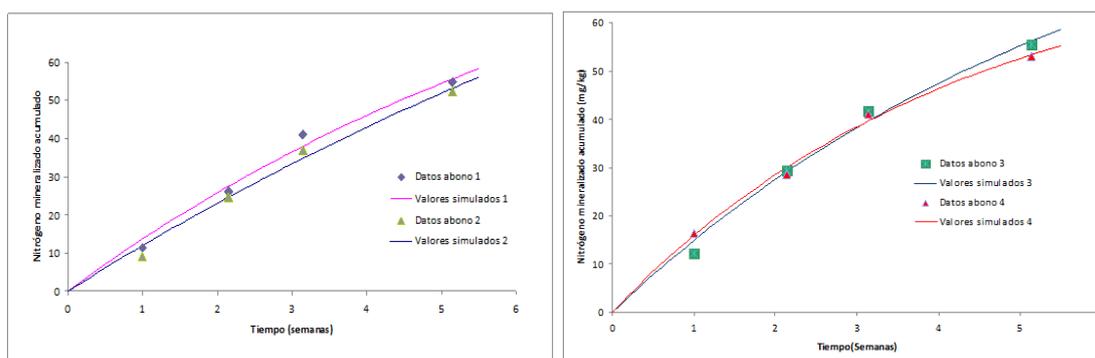
(mg/kg/sem) de nitrógeno en los abonos orgánicos, van de 0.0203 en Fluvisol más residuos no volteados a 0.264 en el Fluvisol. La tasa de mineralización más alta la encontramos en el suelo sin abono.

Stanford y Smith (1972) concluyeron que la mineralización no puede proceder indefinidamente con la misma tasa de mineralización, ya que la reserva de material orgánico se va agotando al avanzar el tiempo de incubación. Guerrero (1993) estudiando diferentes agrosistemas y tipos de suelos, encontró que en el agrosistema selva de Ultisoles (3-U) presenta una tasa de mineralización alta en las primeras semanas de incubación, ya que existe una diferencia notoria con respecto a los periodos posteriores; estos agrosistemas alcanzaron incrementos en las etapas finales de la incubación. Solamente la selva de los Vertisoles (5-V) mostró una tasa constante de mineralización conforme avanza el tiempo de incubación. La mineralización del nitrógeno orgánico depende directamente de la cantidad de microorganismos presentes en el suelo (Alexander, 1980 y Tisdale y Nelson, 1987).

Las tasas obtenidas concuerdan con lo mencionado por Flores (1988), confirmando que los agrosistemas del Trópico Húmedo reciclan mayor cantidad de material vegetal que en los Altiplanos Mexicanos.

Los valores del coeficiente de determinación  $r^2$  (Cuadro 26) que se obtuvieron para el periodo de incubación de la fracción lábil, se encuentran dentro del intervalo de 0.959 a 0.999. Estos valores son similares a los obtenidos por Flores (1988) y Guerrero (1993).

En la Figura 15 podemos observar el ajuste del modelo propuesto por Stanford y Smith (1972) a los datos medidos. Se observa que el modelo se ajusta muy bien a los datos de los abonos 1 y 2 ( Figura 15 a); y también para los abonos 3 y 4 (Figura 15 b).



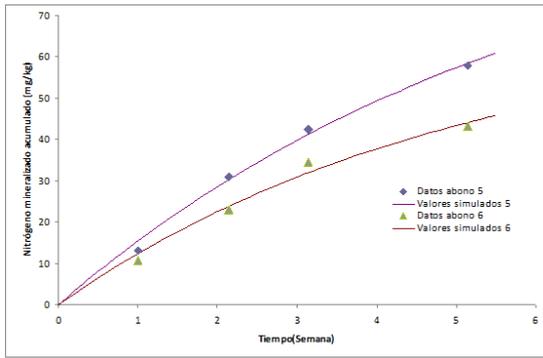
a)

b)

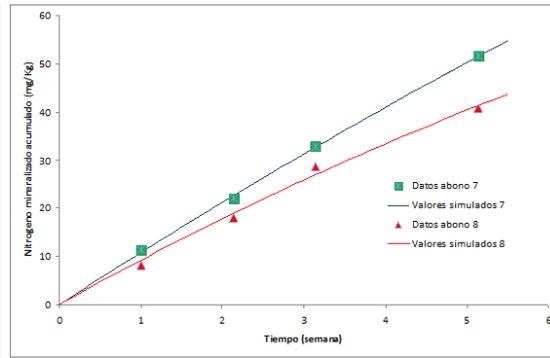
Figura 15. Curvas de ajuste de la estimación del N de la fracción lábil determinados por mínimos cuadrados usando el algoritmo propuesto por Levenberg – Marquardt, para las distintas agrupaciones establecidas a) y b).

En la Figura 16 c), d), e), f), g) y h) se puede ver que el modelo propuesto por Stanford y Smith (1972) se ajusta perfectamente bien a los datos obtenidos en el proceso de incubación para los diferentes abonos, sin embargo, en la Figura 16 g) observamos que no se logró el ajuste del modelo a los valores observados; esto debido a que no se observó una reducción de la tasa de mineralización del abono 14 para el tiempo de incubación usado en el presente trabajo, por lo que  $N_0$  tiende al infinito; Para poder ajustar el modelo a los datos de mineralización de este abono se debe explorar un tiempo mayor de incubación, hasta que la tasa de mineralización tienda a disminuir.

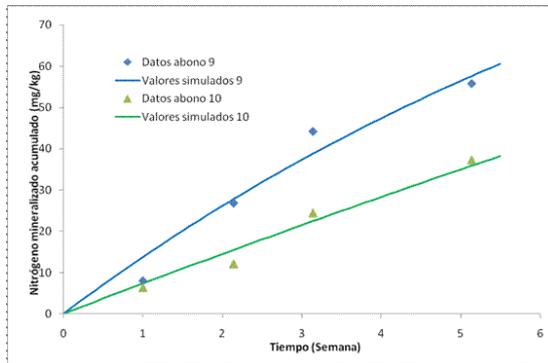
Se ha aceptado, un tanto arbitrariamente, que el cambio de pendiente entre las fracciones ocurre exactamente en la tercera semana, lo cual no siempre es cierto, pues las tendencias de las curvas evidencian que el cambio muchas veces ocurre entre la tercera y cuarta semana. Por ello los valores acumulados hasta la cuarta semana tenderían a ser más altos; y por lo tanto, la sobreestimación del  $N_{0L}$  por la función hiperbólica se reduciría drásticamente.



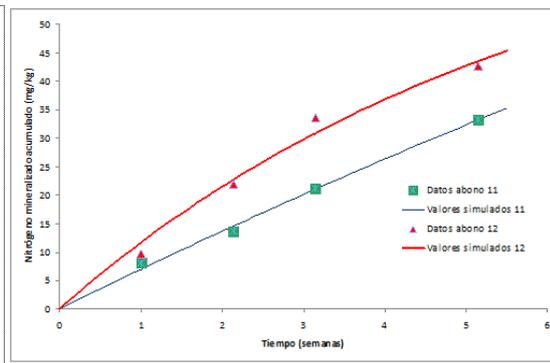
c)



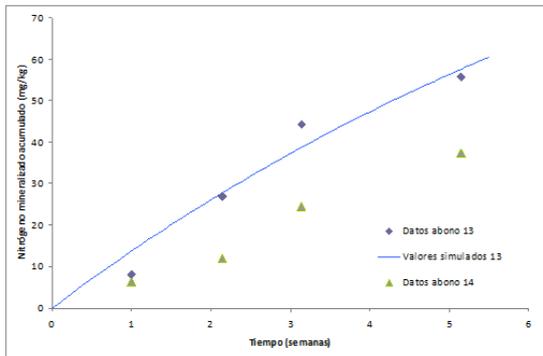
d)



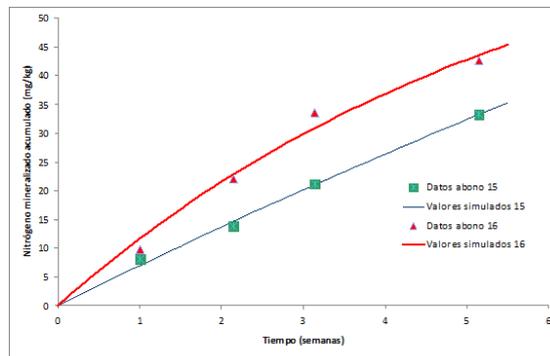
e)



f)



g)



h)

Figura 16. Curvas de ajuste de la estimación del N de la fracción lábil determinados por mínimos cuadrados usando el algoritmo propuesto por Levenberg – Marquardt, para las distintas agrupaciones propuestas c), d), e), f), g) y h).

Es importante señalar que las mayores sobreestimaciones en el valor de  $N_0$  suceden cuando la tendencia de la curva de acumulación de N mineralizado es ascendente, lo cual se observó en el abono 14, y no cuando ésta se estabiliza en el tiempo a partir de la tercera semana (García, 1993).

Herman *et al.* (1977) mencionan que generalmente las plantas contienen la misma clase de compuestos, pero la proporción de cada uno depende de la especie y maduración de la misma, lo que afecta el grado y la tasa de mineralización.

#### 5.5.2. Nitrógeno potencialmente mineralizable y tasas constantes de mineralización estimados mediante modelación mecanística dinámica determinística

Los valores del  $N_0L$  y  $k$  los cuales se presentan en el Cuadro 27, se obtuvieron mediante la modelación mecanística dinámica determinística, se encontró que los valores de  $N_0L$  coinciden con las obtenidas mediante el ajuste del modelo propuesto por Stanford y Smith (1972). Sin embargo, para los abonos Fluvisol más residuos no volteados (CP-Córdoba) [0.029 g] se presentó una concentración de  $N_0L$  de 51587.7 ppm y una constante de mineralización de 1.994 y las que se obtuvieron por el método de Stanford y Smith (1972) fue de  $N_0L$  319.524 ppm y  $k$  0.0203, así también ocurrió para el Fluvisol más Cachaza [0.031g]  $N_0L$  280561 ppm con una  $k$  de  $4.27E^{-6}$ . Sin embargo se observa claramente marcada la diferencia de las tasas constantes de mineralización obtenidas para ambos métodos, notando así que las obtenidas por modelación mecanística dinámica determinística son más bajas que las obtenidas por el modelo propuesto por Stanford y Smith (1972).

Los procesos de ajuste comúnmente utilizados en biología son los de Levenberg (1944), Marquardt (1963) o Gauss-Newton (Seber, 1989), así como sus variaciones. Estos métodos buscan mediante el cambio de los valores de los parámetros llegar al mínimo global, utilizando diferentes criterios para la minimización. Para ello se generan diagramas de flujo como el que se presenta en la Figura 17.

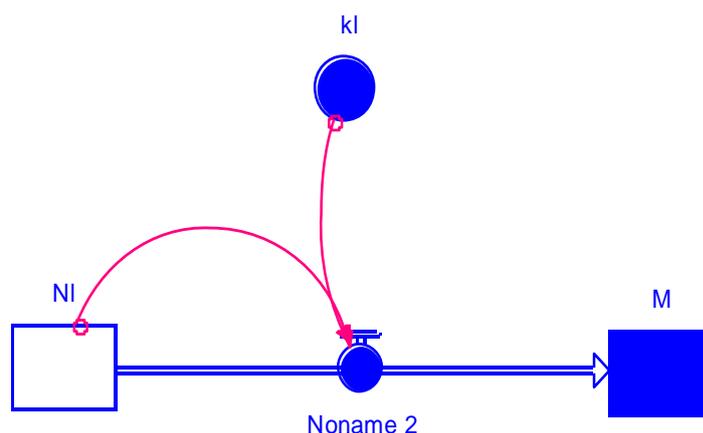


Figura 17. Diagrama de flujo utilizado para calcular las constantes de mineralización y el nitrógeno potencialmente mineralizables.

Cuadro 27. Nitrógeno potencialmente mineralizable y constante de mineralización obtenidas por modelación mecanística dinámica determinística.

Características	No	k	CME
	mg kg <sup>-1</sup>		
Fluvisol + Vermicomposta (ECOSUR) [0.041g]	120	0.017	3.456
Fluvisol + Composta (ECOSUR) [0.020]	171.064	0.010	3.359
Fluvisol + Composta (CP-Tabasco) [0.083]	99.01	0.023	3.301
Fluvisol + Vermicomposta (CP-Tabasco) [0.045]	76.22	0.033	3.061
Fluvisol + Composta (Viveros Mirafuentes) [0.102]	103.648	0.023	3.517
Fluvisol + Vermicomposta (SEDAFOP) [0.021]	69.186	0.028	3.618
Fluvisol + Composta (INIFAP) [0.020]	298.32	0.005	3.684
Fluvisol + Vermicomposta (IXOYE) [0.023]	139.094	0.009	3.459
Fluvisol + Vermicomposta de residuos (CP-Córdoba)[0.029]	138.64	0.014	5.710
Fluvisol + Residuos no volteados (CP-Córdoba) [0.029]	51587.7	1.994	4.059
Fluvisol + Residuos volteados (CP-Córdoba) [0.031]	191.537	0.005	2.992
Fluvisol+Vermicomposta de residuos+estiércol (CP-Córdoba)[0.029]	74.780	0.024	5.012
Fluvisol + Pollinaza (Huimanguillo) [0.009]	199	0.008	5.170
Fluvisol + Cachaza [0.031]	280561	4.27E <sup>-6</sup>	5.610
Fluvisol + Residuo de caña [6.679]	89.21	0.008	5.532
Fluvisol	65.123	0.037	6.394

Nota: N<sub>0</sub> = Nitrógeno potencialmente mineralizable; k = Constante de mialización; CME = Cuadrado medio del error.

### 5.5.3. Nitrógeno mineralizable (Keeney y Bremener, 1967)

En el Cuadro 28 se presentan los resultados de nitrógeno mineralizable los cuales se obtuvieron a partir de los datos obtenidos en la incubación de 14 días (Keeney y Bremener, 1967).

Los datos reflejan la influencia de cada una de las propiedades físicas-químicas de los abonos estudiados, en la cantidad del N mineralizable durante el periodo de incubación que se llevó a cabo mediante los dispositivos de incubación que se presentan en la Figura 18; estos fueron utilizados para que se diera el proceso de mineralización de los abonos orgánicos durante el periodo de incubación y facilitar la extracción del N mineralizable sin perder el suelo de la incubación.



Figura 18. Dispositivos de incubación de nitrógeno mineralizable (Keeney y Bremener, 1967).

El nitrógeno potencialmente mineralizable presente en las muestras va de 1.736 a 41.963 mg kg<sup>-1</sup>, los cuales corresponden al tratamiento Fluvisol más Composta (ECOSUR) [0.020] y Fluvisol más vermicomposta de residuos (CP-Córdoba) [0.029], respectivamente.

Cuadro 28. Nitrógeno mineralizable ( $\text{NH}_4^+ + \text{NO}_3^-$ ) de los diferentes abonos orgánicos durante el períodos de incubación a 35 °C (Keeney y Bremener, 1967).

Características	0 <sup>1</sup>	N	
		14	Mineralizable
		mg kg <sup>-1</sup>	
Fluvisol + Vermicomposta (ECOSUR) [0.041g]	13.360	22.514	9.154
Fluvisol + Composta (ECOSUR) [0.020]	24.545	26.281	1.736
Fluvisol + Composta (CP-Tabasco) [0.083]	28.087	33.508	5.420
Fluvisol + Vermicomposta (CP-Tabasco) [0.045]	9.645	41.054	31.409
Fluvisol + Composta (Viveros Mirafuentes) [0.102]	9.591	40.822	31.231
Fluvisol + Vermicomposta (SEDAFOP) [0.021]	9.668	42.392	32.723
Fluvisol + Composta (INIFAP) [0.020]	5.950	45.619	39.669
Fluvisol + Vermicomposta (IXOYE) [0.023]	17.102	42.383	25.281
Fluvisol + Vermicomposta de residuos (CP-Córdoba)[0.029]	5.945	47.908	41.963
Fluvisol + Residuos no volteados (CP-Córdoba) [0.029]	5.945	46.824	40.879
Fluvisol + Residuos volteados (CP-Córdoba) [0.031]	20.803	47.898	27.095
Fluvisol+Vermicomposta de residuos+estiércol (CP-Córdoba)[0.029]	5.945	37.069	31.124
Fluvisol + Pollinaza (Huimanguillo) [0.009]	13.403	38.229	24.826
Fluvisol + Cachaza [0.031]	5.944	27.308	21.365
Fluvisol + Residuo de caña [6.679]	5.809	20.986	15.177
Fluvisol	20.868	32.828	11.961

<sup>1</sup> Nitrógeno al momento de iniciar la incubación.

Este índice permite conocer las concentraciones de nitrógeno que será mineralizada y podrá ser utilizada por los cultivos cuando estos sean aplicados al campo. En el Cuadro 28 se observa que la composta (ECOSUR) presenta una disponibilidad de 1.73 mg kg<sup>-1</sup>; la cual es la de más bajo N mineralizable al ser aplicada al suelo conforme se establezca o las condiciones edáficas sean óptimas para que se lleve a cabo la mineralización del nitrógeno aumentara la disponibilidad del nitrógeno mineralizable.

La presencia de números negativos en el nitrógeno mineralizado estimado por tratamiento de incubación durante 14 días, indica que hubo inmovilización de nitrógeno; lo cual fue observado en cuatro de los abonos estudiados, los cuales son vermicomposta y composta (ECOSUR), cachaza y residuo de caña, como se muestra en el Cuadro 29.

En los abonos que no presentaron inmovilización, los valores obtenidos de N mineralizable van de 0.68 composta (CP-Tabasco) a 15.08 mg kg<sup>-1</sup> vermicomposta de residuos (CP-Córdoba), residuos volteados 15.07 mg kg<sup>-1</sup>, los valores más bajos se presentan en residuos no volteados 13.99 mg kg<sup>-1</sup>, composta (INIFAP) 12.79 mg kg<sup>-1</sup>, composta (IXOYE) 9.55 mg kg<sup>-1</sup>, vermicomposta (CP-Tabasco) 8.22 mg kg<sup>-1</sup>, Composta (Mirafuentes) 7.99 mg kg<sup>-1</sup>, pollinaza 5.40 mg kg<sup>-1</sup>, y vermicomposta de

residuos más estiércol 4.24 mg kg<sup>-1</sup>. Estos resultados destacan la importancia del nitrógeno inicial como primera fuente para el suministro de este nutriente a los cultivos.

Cuadro 29. Disponibilidad de nitrógeno en los abonos orgánicos.

Características	0 <sup>1</sup>	14
	mg/kg	
Fluvisol + Vermicomposta (ECOSUR) [0.041g]	-7.508	-10.314
Fluvisol + Composta (ECOSUR) [0.020]	3.677	-6.547
Fluvisol + Composta (CP-Tabasco) [0.083]	7.219	0.680
Fluvisol + Vermicomposta (CP-Tabasco) [0.045]	-11.223	8.226
Fluvisol + Composta (Viveros Mirafuentes) [0.102]	-11.277	7.994
Fluvisol + Vermicomposta (SEDAFOP) [0.021]	-11.200	9.564
Fluvisol + Composta (INIFAP) [0.020]	-14.918	12.791
Fluvisol + Vermicomposta (IXOYE) [0.023]	-3.766	9.555
Fluvisol + Vermicomposta de residuos (CP-Córdoba)[0.029]	-14.923	15.080
Fluvisol + Residuos no volteados (CP-Córdoba) [0.029]	-14.923	13.996
Fluvisol + Residuos volteados (CP-Córdoba) [0.031]	-0.065	15.070
Fluvisol+Vermicomposta de residuos+estiércol (CP-Córdoba)[0.029]	-14.923	4.241
Fluvisol + Pollinaza (Huimanguillo) [0.009]	-7.465	5.401
Fluvisol + Cachaza [0.031]	-14.924	-5.520
Fluvisol + Residuo de caña [6.679]	-15.059	-11.842

<sup>1</sup> Nitrógeno al momento de iniciar la incubación.

Los valores negativos al iniciar la incubación indican que no hay mineralización, y que se está en un proceso de inmovilización. Los valores negativos a los catorce días de incubación nos indican que hay un proceso de inmovilización en cuatro de los abono en estudio por lo que al ser aplicados en campo la velocidad en la que se liberara el nutriente en estudio se vera afectada si se requiere una rápida liberación.

Así también es importante considerar las concentraciones de cada uno de los macros y micro nutrimentos que se estarán aplicando al campo; ya que podrían ser una fuente de contaminación ó en otro caso se estarían aplicando abonos en un tiempo no adecuado.

## 6. CONCLUSIONES

Con el conocimiento de las diferencias en las características físicas, químicas, del N potencialmente mineralizable ( $N_0$ ) y las constantes de mineralización ( $k$ ), se generó información suficiente que será utilizada para tener un mejor manejo agronómico de los abonos orgánicos, lo cual podría contribuir a reducir la contaminación de los recursos naturales mediante la reducción de aplicaciones excesivas de estos productos.

En el presente trabajo se obtuvieron las siguientes conclusiones:

- Se ha establecido una estrategia metodológica para la caracterización detallada de abonos orgánicos.
- Los abonos utilizados en esta experimentación no mostraron correspondencia entre el color en pirofosfato y las clases fibrico, hémico o sáprico.
- El C soluble extraído en 0.01N NaHCO<sub>3</sub>, puede ser considerado como un índice promisorio para evaluar la variación de las reservas orgánicas por abonos y la capacidad de suministro de nitrógeno que presenta cada uno de ellos.
- Las propiedades físicas, químicas, las huellas espectrales NIR, así como el nitrógeno potencialmente mineralizable y las constantes de mineralización son diferentes en los abonos estudiados, lo cual se atribuye al origen de las muestras.
- En los abonos en donde la tendencia de los valores del nitrógeno mineralizado acumulado no fue descendente, no se logró ajustar el modelo propuesto por Stanford y Smith; sin embargo, se lograron estimar valores para  $N_0$  y  $K$  mediante la modelación mecanística dinámica determinística.
- Se acepta la hipótesis que menciona que el nitrógeno potencialmente mineralizable y las constantes de mineralización son mayores en aquellos abonos orgánicos de menor relación C/N.

## 7. BIBLIOGRAFÍA.

Aguilar, S. A., D J Etchevers B, J Z Castellanos R. 1987. Análisis químico para evaluar la fertilidad del suelo. Edit. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. ISBN 986-6201-00-9

Alejo, S. G. 2007. El carbono soluble como indicador de calidad química de materia orgánica. Tesis. Doctor en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, México.

Alexander, M. 1980. Introducción a la microbiología del suelo. AGT. Editor, México, D.F.

Anderson, H.A. y A. Hepburn. 1977. Fractionation of humic acid by gel permeation chromatography. J. Soil Sci. 28: 634-644.

Baize, D. 1993. Soil Science Analyses, a guide to current use. Editorial John Wiley & Sons. New York, U.S.A.

Berkeley y Madonna version 8.0.1. 2000. Robert L., Marcey & George F. Oster.

Berrow, M. L. and G. Reaves A. 1984. Background levels of trace elements in soils, p. 333-340. In: proceedings of the first International Conference on Environmental Contamination. CEP Consultants, Edinburgo, Scotland.

Bertrand, B; B. Rapidel. 1999. Desafíos de la caficultura en Centroamérica. PROMECAFE/CIRAD/IRD/CCC. Francia. VII. Título.

Bertsch, F. 1995. La Fertilidad de los Suelos y su Manejo. Asociación Costarricense de la Ciencia del Suelo. San José. Costa Rica.

Bollo, E. 1999. Lombricultura: una alternativa de reciclaje. Quito. Soboc Grafic. 149 p.

Brady, N.; Weil, R.R. 1999. The Nature and Properties of Soils. 12° edition. New Jersey, US. Prentice Hall. 881 p.

Buckman, H. O y N. C. Brady. 1977. Naturaleza y propiedades de los suelos. Montaner y Simón. Barcelona. España.

Buckman, H. O y N. C. Brady. 1993. Naturaleza y propiedades de los suelos. UTEHA. Noriega Editores. México, España, Venezuela. ISBN 968-438-041-0

Buolt, S.W.; F. D. Holey y R. J. Mc Cracker. 1981. Génesis y clasificación del suelo. Editorial Trillas. México, D. F.

Calderon B. V. 2005. Efecto del manejo agrícola en la distribución del carbono orgánico en Fluvisoles. Tesis de licenciatura. Universidad Popular de la Chontalpa (U. P. CH.). Cárdenas; Tabasco; México.

Camberdella, C. A., and E. T Elliott. 1993. Carbon and nitrogen mineralization in aggregates from cultivated and native grassland soils. *Soils. Sci. Soc. Am. J.* 57:1071-1076.

Campbell, C. A, W Jame Y, Akinremi O, L. Cabrera M. 1996. Adapting the potentially mineralizable N concept for the prediction of fertilizer N requirement. *In* Ahmad N (Ed.) Nitrogen economy in tropical soil.

Castellanos, J. Z., J. X. Uvalle-Bueno, y A. Aguilar-Santelises. 2000. Manual de interpretación de análisis de suelos y aguas. Edit. UACH. México.

Cavalli, I. y J. Rodríguez S. 1975. Efecto del contenido de humedad en la mineralización del nitrógeno en nueve suelos de la provincia de Santiago. *Ciencia e Inv. Agr.* 2:101-112.

Cerrato, M. E, H. A. Leblanc, C. Kameko. 2007. Potencial de mineralización de nitrógeno de bokashi, compost y lombricompost producidos en la Universidad de ARTH. *Tierra Tropical* 2: 183-197

Chen, Y., N. Senesi, and M. Schnitzer. 1977. Information provided on humic substances by E4/E6 rations. *Soil Sci. Soc. Ame J.* 41:352-358.

Dago, M. A., A. Cavado O, R. Fernández F. y Linchenat D. E. 2008 Desarrollo de un modelo SIMCA para clasificación de kerosina mediante el empleo de La espectroscopía infraroja. *Quim. Nova.* 31(6): 1573-1576.

Domínguez, V. A. 1984. Tratado de fertilización. Ediciones Mundi Prensa, Madrid España.

Durán, L., C Henríquez. 2007. Caracterización química, física y microbiológica de vermicomposte producidos a partir de cinco sustratos orgánicos. *Agronomía Costarricense* 31(1):41-51. ISSN: 0377-9424.

Edwards, C. A., 2004. *Earthworm Ecology.* ( 2<sup>nd</sup> Edición) C. R. C. Press, Boca Raton, FL. London, New York, Washington. 448pp.

Engels, C.; Marschenr, H. 1995. Plant uptake and utilization of nitrogen. *In:* Bacon, P. ed. Nitrogen fertilization in the environment. Marcel Dekker, Inc. N.Y. U.S.A. p. 41-81.

Fassbender, W. 1994. Química de suelos con énfasis en suelos de América latina 3<sup>a</sup> Edic. Edit. II CA, San José, Costa Rica.

Ferruzi C. 1986. Manual de lombricultura. Madrid. España. Mundi –Prensa. 138p.

Flores, M, J. P. 1988. Determinación de dosis de fertilización nitrogenada para maíz y cebada en el estado de Tlaxcala mediante un modelo simplificado. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Centro de Edafología, Montecillos, México.

Fox R., H. and W., P. Piekielek. 1984. Relationships among anaerobically mineralized nitrogen, chemical indexes, and nitrogen availability to corn. *Soil Science of Amercian Society Journal.* 48:1087-1090.

Follett, R. 2001. Nitrogen transformation and transport processes. *In*: Follett, R.; Hatfield, J. eds. Nitrogen in the environment: Sources, problems and management. Elsevier Science, The Netherlands. p. 17-44.

García, C. L. 1993. Evaluación de tres métodos para medir disponibilidad de nitrógeno, fósforo y potasio en suelos. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillos. México.

García, F. B. 2007. Redistribución del carbono orgánico en diferentes manejos agrícolas y su efecto en la estructuración del suelo. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillos, Edo. De México.

García, M. J. F. 2006. Agroecología y agricultura orgánica en el trópico. Fabricación de bio-abonos. Edit. Uptc. Colombia.

Gliessman R. S. 2002. Agroecología procesos ecológicos en agricultura sostenible Edit. CATIE. Pp. 359

Guerrero, P. A. 1993. Mineralización del nitrógeno orgánico en diferentes agrosistemas del trópico húmedo. Tesis de Licenciatura. Químico Agrícola. Universidad Veracruzana. Orizaba, Ver.

Guerrero, C., Mataix-Solera, J., Arcenteguir, V. Mataix-Beneyto, J. y Gómez, I. 2007. Near-infrared spectroscopy to estimate the maximum temperatures reached on Burneo soils. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 71(3): 1029-1037

Hanke F. 1985. Histosol de Colombia, características diagnósticas implicadas en su uso y manejo. *Revista de la Sociedad Colombiana de la Ciencia del Suelo. Suelos Ecuatoriales.* Vol.XV No.1. 13-15p.

Hayes, M. H. B. and R. S. Swift. 1978 The chemistry of soil organic colloids. p. 179-320- *In*: D: J: Greenland and M. A. B. Hayes (ed). The chemistry of soil constituents. Jhon Wiley and Sons. New York.

Herman, W. A, W. B. McGill and J. F. Dormar. 1977. Effects of initial Chemicals descomposition on decomposition of root of three grass species. *Can. J. Soil Sci.*57:205-215.

Hernández, H. J. M. 2005. Aplicación de la tecnología NIRS al control de calidad de alfalfa. Universidad de Salamanca. Facultad de Ciencias Químicas. Departamento de química analítica, nutrición y bromatología. Salamanca. España.

Hedges, R. D., 1991. Soil organic matter: its central position in organic farming. In: *Advances in Soil Organic Matter Research: The Impact on Agriculture and the Environment*, Wilson, W.S. (Ed.), The Royal Society of Chemistry, Redwood Press, Wiltshire,UK.

Jarvis, S.; Scholefield, D.; Pain, B. 1995. Nitrogen cycling in grazing systems. *In: Bacon, P. ed. Nitrogen fertilization in the environment*. Marcel Dekker, Inc. N.Y. USA. p. 381-419.

Jansson, S. L. and J. Persson. 1982. Mineralization and immobilization of soil nitrogen, pp. 229-257. In: P. J. Stevenson (Ed.) *Nitrogen in agricultural soils*, American Society of Agronomy, Madison, Wisconsin. (Agronomy 22).

Karla, Y. P. and D. Maynard, G. 1991. *Methods manual for forest soil and plant análisis*. Information Report. NOR-X-319. Northwest Region, Canadá.

Kaurichev, I. S. N. P. Panov; M. V. Stratonovich; I. P. Grechin; V. I. Savich; N. F. Ganzhara y A. P. Mershin. 1984. *Prácticas de edafología*. Traducción al español: Esther Vicente. De la versión 1980. Edit. MIR. Moscú, URSS.

Keeney, D. R. and J. M. Bremner. 1967. Determination and isotope-ratio analysis of different forms of nitrogen in soils: 6. Mineralizable nitrogen. *Soil Sci.Soc. Amer. Proc.*31:34-39.

Kelley, K. R and Stevenson, F. J. 1996. Organic forms of N in soil. *Humic substances in terrestrial ecosystems*. Elsevier. Amsterdam. 407-4178.

Khalil, M. I, O. Van Cleemput, P. Boeckx, and A. B. Rosenani. 2001. Nitrogen transformations and emission of greenhouse gases from three acid soils of humid tropics amended with N sources and moisture regime. I. Nitrogen transformations. *Soil Science and Plant Analysis* 32(17-18):2893-2907

Kononova M., M. 1982. *Materia orgánica del suelo su naturaleza propiedades y métodos de investigación*. 1a Edic. Edit, Oikos, Barcelona. ISBN: 84-281-0788-2

Kononova, M.M., Z.T. Nowakowsky y D.C.A. Newman. 1966. *Soil organic matter. Its nature, its role in soil formation and in soil fertility*. 2nd ed. Pergamon Press. New York.

Labrador M. J. 1996. *La materia orgánica en los agrosistemas*. Edit. Mundi-Prensa. ISBN 84-7114-651-9.

Labrador M. J. 2001. *La materia orgánica en los agrosistemas*. Edit. Mundi-Prensa. Madrid. 293 pp.

Landon, J. R. 1984. *Booker tropical soil manual*. Booker agriculture international limited, Londres, Inglaterra.

León-Nájera, J. A, R Gómez-Álvarez, S Hernández-Daumás, J. D Álvarez-Solís, D. J. Palma-López. 2006. Mineralización en suelos con incorporación de residuos orgánicos en los altos de Chiapas, México. 22 (2):163-174,2006

[Levenberg](#) K. 1944. A Method for the Solution of Certain Non-Linear Problems in Least Squares. *The Quarterly of Applied Mathematics* 2: 164–168.

Mantoura, R. F. C, A. Dickson, and J. P. Riley. 1978. The complexation of metals with humic materials in natural water. *Estuarine Coastal Mar. Sci.* 6:387-408.

Marquardt, D. W. 1963. An Algorithm for least-squares estimation of nonlinear parameters. *J. Soc. Indust. Appl. Math.* vol. 11, núm. 2, pp. 431-441

Marschner, H. 1995. Mineral Nutrition of Higher Plants. 2nd edition. Academic Press, New York.

Martens, D. C and D. T. Westermann. 1991. Fertilizer applications for correcting micronutrient deficiencies, p. 549 - 592. In. J.J. Morvedt, F. R. Cox, L. M. Shuman, and R. M. Welch (eds) . Micronutrients in Agriculture. 2<sup>nd</sup> edition. Soil Science Society of America, Madison, Wisconsin.

Martínez C. 1996. Potencial de lombricultura: elementos básicos para su desarrollo. A. Carballo, S. Bravo (eds). Texcoco, MX. 140p.

Matheus, L. J. Caracas, José; Montilla, Fermín y Fernández, Oswaldo. 2007. Eficiencia agronomica relativa de tres abonos organicos (vermicomposta, composta, y gallinaza en plantas de maíz (*Zea mays* L). Agricultura Andina Vol. 13: 23-38.

Mc Kinzie, W.E. 1974. Criteria Used in Soil Taxonomy to Classify Organic Soils In: Histosols, their characteristics, classification, and use. A. R. Aandahl, Ch.; S. W. Buol, D. E. Hill y H.H. Bailey. (ed) No. 6. Soil Science Society of America. Madison, Wisconsin, U. S.A.

Mitsh, W. J. y J. Gosselink C. 1993. Wetland. 2<sup>nd</sup>. VNR. New York, United States of America.

Molina, J. A. E. C. E. Clapp y W. E. Larson. 1980. Potentially mineralizable nitrogen in soil. The simple exponential model not apply for the first 12 weeks of incubations. Soil Sci. Soc. Am. J. 47:85-91

Mongay, F. C. 2005. Quimiometría. Edit. Juli Capilla. ISBN 84-370-5923-2

Moreno C. E. 1999. Influencia de la vegetación en histosoles de los humedales de la cuenca baja del río Tonalá en Tabasco. Tesis de licenciatura. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (U. J. A. T.) Villahermosa Tabasco; México.

Mott, C .J. 1992. Los componentes inorgánicos del suelo. 223-249 P. In: A. Wild (ed). Condiciones del suelo y desarrollo de las plantas según Russell. Ediciones Mundi- Prensa. Madrid, España.

Navarro, G. G. y S. Navarro B. 2003. Química agrícola. El suelo y los elementos químicos esenciales para la vida vegetal. Edit. Mundi-Prensa. Madrid. ISBN:84-8476-155-X.

NOM-021-RECNAT-2000. Norma oficial mexicana. Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudio, muestreo y análisis. SEMARNAT. Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales.

NPFI. 1998. Manual de fertilizantes. Ed. LIMUSA. México, D.F. 292p.

Núñez, E. R. 2007. El suelo como medio natural en la nutrición de los cultivos. Alcántar, G. G., L. I. Trejo-Téllez. Nutrición de Cultivos. Edit. Mundi-Prensa. ISBN-10: 968-7462-48-5.

Osborne, B. G., Feran, T. and Hindle, P. H. 1993. Practical NIR spectroscopy with application in food and beverage analysis. Longman Scientific & Technical. 2<sup>nd</sup> ed. UK 227.

Ovalles V. F. A. 2003. El color del suelo. Definiciones e interpretación CENIAP HOY. Revista digital del centro nacional de investigaciones agropecuarias de Venezuela. No 3.

[http://sian.inia.gob.ve/depositario/revista\\_tec/ceniaphoy/articulos/n3/texto/fovalles.htm](http://sian.inia.gob.ve/depositario/revista_tec/ceniaphoy/articulos/n3/texto/fovalles.htm). 11/Abril/2008

Palma-López, D. J, J. Cisneros D, E. Moreno C, J. A. Rincon-Ramirez. 2007. Suelos de Tabasco: Su uso y manejo sustentable. Edit. Colegio de Postgraduados. Mexico. ISBN: 968-839-552-8

Palma-López, D. J, A. Triano S. 2002. Plan de uso sustentable de los suelos de Tabasco Vol. II. Edit. Colegio de Postgraduados. México. ISBN:968-839-362-2

Pérez, A. C. Céspedes. P. Núñez. 2008. Caracterización física- química y biológica de enmiendas orgánicas aplicadas en la producción de cultivos en Republica Dominicana. R. C. Suelo Nutr. Veg. 8(3)(10-29).

Piccolo, A. 2002. The supramolecular structure of humic substances: A novel understanding of humus chemistry and implications in Soil Science. Adv. Agron. 75: 57-134.

Pirouette Chemometrics Software versión 3.11 para Windows (Infometrix Inc. Copyright 2007).

C. Plaza, R. Nogales, N. Senesi, E. Benitez, A. Polo. 2008. Organic matter humification by vermicomposting of cattle manure alone and mixed with two-phase olive pomace. Bioresource Technology 99(5085-5089)

Porta, J.; López-Acevedo, M.; Roquero, C. 1994. Edafología para la agricultura y el medio ambiente. Madrid, ES. Mundi Prensa. 807 p.

Porta, J. López A. M. Roquero C. 2003. Edafología para la agricultura y el medio ambiente. Edit. Mundi-Prensa. Madrid, España. ISBN 84-8476-148.7.

PPI. 1997. Manual internacional de fertilidad de suelos. Instituto del Fosfato y Potasa. P.27.

Richards, L. A. 1954. Diagnostic and improvement of saline and alkali soils. Agriculture handbook No 60. ARS-USDA. 160p.

Rodríguez, S. F. 1996. Fertilizantes, Nutrición vegetal. Edit. AGT. México. ISBN 968-463-007-7

Romero-Lima M. R. Trinidad-Santos A. García- Espinoza R. Ferrera-Cerrato R. 2000. producción de papa y biomasa microbiana en suelos con abonos orgánicos y minerales. Agrociencia 34:361-269

Salas E. Ramírez C. 2001. Bioensayo microbiano para estimar los nutrientes disponibles en los abonos orgánicos: calibración en el campo. *Agronomía Costarricense* Vol.25:002.ISSN:0377-9424.

Salgado, G. S. L. Bucio A, D. Riestra D, L. C Lagunes E. 2003. Caña de azúcar hacia un manejo sustentable. Edit. Fundación produce Tabasco. A. C. Villahermosa, Tabasco; México.

Salgado, G. S. L. Bucio A. Riestra D. y. L. C Lagunes E. 2001a. Caña de azúcar hacia un manejo sustentable. Campus-Tabasco, Colegio de Postgraduados-ISPROTAB. H. Cardenas, Tabasco; México.

Salgado, G. S, D. J Palma-López., R. Núñez E, L. C. Lagunes E, H Debernardi V. 2000. Manejo de fertilizantes y abonos orgánicos. Edit. COLPOS. Villahermosa, Tabasco México.

Salisbury, F. B. Ross, C. 1994. *Fisiología Vegetal*. 4 ed. Grupo Editorial Iberoamérica. México.

Sánchez G. A. A. 1992. Efecto de la incorporación de los residuos orgánicos sobre el reservorio ("Pool") de nitrógeno lábil y estabilizado del suelo. Colegio de Postgraduados, Montecillos, México.

Santamaría- Romero S. Ferrera-Cerrato R. Almaraz S. J. J. Galvis, S. A. Borois B. I. 2001. Dinámica y relaciones de microorganismos, C-orgánico y N-total durante el composteo y vermicomposteo. *Agrociencia* Vol.35.No 4.

SAS Institute Inc. 2002. *SAS/STAT® 9.1 User's Guide*. Cary, NC: SAS Institute Inc.

Sawhney B. L, Bugbee G. L, Stilwell D. E. 1995. Heavy metals leachability as affected by pH of compost-amended growth medium used in container-grown *Rhododendrons*. *Compost Science & Utilization* 2 (3) 64 - 63.

Schnitzer, M. 1971. "Characterization of humic constituents by spectroscopy", In: McLaren, A. D. y J. Skujins, Eds. Soil Biochemistry, Vol. 2, Marcel Dekker, New York, pp. 60-95.

Seber GAF, J Wild C. (1989). Non-linear Regression. John Wiley and Sons, New York

Sequi, P., G. Guido, and G. Petruzelli. 1972. Agrochemical 16(3) PP. 224-232.

Sierra B. C y J. Rodríguez S. 1987. Efecto del historial de cultivo en el "pool" N labil y resistente del suelo. Ciencia e Inv. Agr. 14:63-70

Sillanpää, M.1972. Trece elements in soil and agriculture. Soils Bull. FAO. Rome.67 p

Soil Survey Staff. 1975. Soil Taxonomy, a Basic system for making and interpreting soil survey. Agricultura Handbook No. 436 USDA. Washington, D. C. USA.

Solórzano, P. P. S. 1997. Fertilidad de suelo, su manejo en la producción agrícola. Alcance (51). Universidad Central de Venezuela. Facultad de Agronomía. Maracay-Venezuela.

Stanford, G. 1973. Rationale for optimum nitrogen fertilization in corn production. J. of Environ. Qual. 2:1965-1975.

Stanford, G. and S. J. Smith. 1972. Nitrogen mineralization potentials of soils. Soil Soc. Am. Proc.36:465-472.

Stanford, G. 1982. Assesment of soil nitrogen availability. p 615-688. In: F. J. Stevenson (ed) Nitrogen in Agricultural Soil, SSSA. ASA, Madison, Wisconsin. Usa

Stanford, G, J. N. Carter; D. T Wetermann and J. Meisinger. 1977. Residual nitrate and mineralizable soil nitrogen in relation to nitrogen uptake by irrigated sugarbeets. Agronomi J. 69:303-308.

Stevenson, F.J. 1982. Humus chemistry. Genesis, Composition, reactions. Department of Agronomy. University Illinois. New York. USA.

Stella Softwar version 6.0.1 para windows. 2000. High Performance Systems, Inc. The Systems Thinking Company.

Stoffella, P. J., A Kahn B. 2005. Utilización de compost en los sistemas de cultivo Hortícola. Edt. Mundi- Prensa. Barcelona. ISBN:84-8476-186-X

Tan, K. H. 1994. Enviromental Soil Science. The Univerity of Georgia. Edit Marcel Dekker New York, USA.

Tan, K. H. 1994. Principles of soil chemistry. 3a. Edit Marcel Dekker New York, USA.

Tarchitzky, P. J., P.G. Hatcher, and Y. Chen. 2000 Properties an distribution of humic substances and inorganic structure- stabilizing components In particlesize fractions of cultivated Mediterranean soil. Soil Science. Vol. 165, No 4.

Teuscher, H.; R. Adler y I. Seato. 1980. El suelo y su fertilidad 6a edición. CECSA, México.

The Munsell Book of Color. Munsell ® Color Services. Vol.I y Vol. II.

Thomson, L. M, F. R. Trueh. 2002. Los suelos y su fertilidad. Edit. McGraw-Hill. Inc. New York, USA. ISBN: 84-291-1041-0.

Tisdale, S. L y W. L. Nelson. 1987. Fertilidad de los suelos y fertilizantes. 1a. Edición en Español. UTEHA, D.F. México.760p.

Tisdale, S. L y Nelson W. L. 1982. Fertilidad de los suelos y fertilizantes. 1a. Edición en Español. UTEHA, D. F. México.760p.

Tisdale, S. L y W. L. Nelson. 1996. Soil Fertility and Fertilizers. Macmillan, New York.

Ulle J., Fernandez F., Rendina A. 2004. Evaluación analítica del vermicompost de estiércoles y residuos de cereales y su efecto como fertilizante orgánico en el cultivo de lechugas mantecosas. *Horticultura Brassileira* 22 (2):434.

Urbano, T. P. 2001. Tratado de fitotecnia general. Ed. Mundi prensa. México. ISBN: 84-7114-386-0.

Vaca, P. R., J. Lugo F., M. V. Esteller A. 2006. Caracterización de la materia orgánica soluble y de los ácidos húmicos en suelo acondicionado con lodo residual fresco o compostado. *Rev. Int. Contam. Ambient*, 22(1) 27-37.

Vogtmann, H Fricke K., Turk T. 1993. Quality, Physical characteristics nutrient content, heavy metals and organic chemicals in biogenic waste compost. *Compost Science Utilization* 1(4):69-87

Wander, M. M. and S.J. Traina. 1996. Organic matter fractions from organically and conventionally managed soils: II. Characterization of composition. *Soil Sci. AM. J.* 60:1087-1094

Yang, X., Z. L. He, y Z. Q. Ye 2000. Improving human nutrition through agriculture and plant nutrition. In: *Proceedings of the international Conference on Improving Human Nutrition through Agriculture*. Institute of Food Production Research, Washington, D.C. In press.

# ANEXOS

ANEXO

Anexo Cuadro 1. Propiedades químicas de los abonos orgánicos

Identificación	K	Ca	Mg	Na	Fe	Cu	Zn	Mn
	g kg				g kg			
	Intercambiable				Extractable			
Vermicomposta (ECOSUR)	0.017	0.005	0.005	0.004	0.0007	0.0001	0.00014	0.0
Composta (ECOSUR)	0.004	0.001	0.011	0.0012d	0.0006	0.0003	0.00046	0.0014
Composta(CP-Tabasco)	0.001	0.006	0.001	0.0004	0.0001	0.0001	0.00002	0.0004
Vermicomposta(CP-Tabasco)	0.002	0.002	0.005	0.0013	0.0011	0.0001	0.00002	0.0001
Composta (Viveros Mirafuentes)	0.029	0.002	0.002	0.00006	0.0009	0.0002	0.00002	0.0011
Vermicomposta(SEDAFOP)	0.011	0.005	0.021	0.0042	0.0	0.0003	0.00018	0.0010
Composta (INIFAP)	0.005	0.007	0.013	0.0018	0.0010	0.0004	0.00042	0.0059
Vermicomposta (IXOYE)	0.015	0.006	0.016	0.0089	0.0006	0.0004	0.0004	0.0007
Vermicomposta de residuos (CP-Córdoba)	0.002	0.025	0.0	0.0009	0.0003	0.0002	0.00004	0.0015
Resíduos no volteados(CP-Córdoba)	0.001	0.029	0.003	0.0010	0.0009	0.0002	0.00009	0.0001
Residuos volteados(CP-Córdoba)	0.001	0.021	0.003	0.0011	0.0001	0.0001	0.00009	0.0051
Vermicomposta de residuos + estiércol	0.003	0.017	0.0	0.0011	0.0006	0.0001	0.0003	0.0018
Cachaza(Ingenio Benito Juárez)	0.008	0.014	0.030	0.0009	0.0001	0.0001	0.00015	0.0005
Pollinaza	0.045	0.012	0.021	0.0144	0.0050	0.0071	0.00317	0.0011
Residuo de caña (CP-Tabasco)	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND

Anexo Figura 1 Gráfico de Draftman para las propiedades correlacionadas.

