

## ÍNDICE GENERAL

	Página
Índice de cuadros.....	iv
Índice de figuras.....	vi
Resumen.....	viii
Summary.....	ix
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1 Materia orgánica del suelo.....	3
2.1.1. Formas de carbono en el suelo.....	4
2.1.2. Efecto de la materia orgánica sobre las propiedades del suelo.....	5
2.1.3. Composición de la materia orgánica.....	6
2.1.3.1 Sustancias húmicas.....	6
2.1.3.2. Sustancias no húmicas.....	6
a) Carbohidratos (Celulosa y hemicelulosa).	7
a.1. Celulosa	7
a.2. Hemicelulosa	8
b) Lignina	8
c) Compuestos orgánicos nitrogenados.	9
d) Lípidos	9
2.2. Factores que afectan la descomposición de la materia orgánica.	10
2.3. Calidad de materia orgánica.	11
2.3.1 Relación carbono nitrógeno	11
2.3.2. Tasa de mineralización.	12
2.4. Suministro de Nitrógeno	14
2.4.1. Métodos biológicos.	15
a) Determinación de nitrógeno potencialmente mineralizable (No).	15
2.4.2. Métodos químicos.	16
a) Extractantes débiles.	17
b) Extractantes intermedios.	17
c) Extractantes fuertes.	17
2.4.3. Otros enfoques	18

a) Aporte de nitrógeno por los residuos de cosecha.....	18
b) Establecimiento de una planta (cultivo) extractora de N.....	18
c) Nitrógeno total de la materia orgánica.....	19
d) Fracción Lábil de materia orgánica.....	19
2.5 Resumen de la revisión de literatura.....	24
III. Objetivos e Hipótesis.....	26
3.1 Objetivos.....	26
3.2 Hipótesis.....	26
IV. Materiales y Métodos.....	27
4.1 Colecta y preparación de las muestras de suelos. ....	27
4.2. Calibración de una técnica colorimétrica para la cuantificación de carbono soluble.....	28
4.3 Cuantificación de carbono soluble en muestras de suelo con residuo incorporado.....	30
4.3.1 Residuos utilizados.....	30
4.3.2 Tratamientos.....	31
4.3.3 Diseño Experimental.....	32
4.3.4 Procedimiento de incubación.....	32
4.3.5 Procedimiento de extracción de carbono soluble. ....	33
4.4 Cuantificación de mineralización.....	34
4.4.1 Cuantificación Nitratos.....	34
4.4.2 Cuantificación de amonio (NH <sub>4</sub> ).....	35
4.5 Establecimiento del carbono soluble como indicador de la calidad química (fracción lábil) de materia orgánica.....	37
V. Resultados y discusiones.....	38
5.1 Calibración de la técnica colorimetría, para cuantificar carbono soluble.....	38
5.1.1 Elaboración de la curva de calibración.....	38
5.1.2 Preparación de la curva de calibración.....	41
5.1.3 Desarrollo de color.....	41

5.1.4 Resultados de la curva de calibración.....	41
5.2 Cuantificación de carbono en diferentes soluciones.....	43
5.3 Cuantificación de carbono soluble por colorimetría en muestras de suelo con residuo incorporado.....	52
5.3.1 Procedimiento de extracción de carbono soluble con CaCl <sub>2</sub> 0.01 M.....	52
5.3.2 Preparación de puntos de la curva de calibración.....	53
5.3.3 Lectura del extracto de suelo.....	53
5.4 Cuantificación de mineralización.....	54
5.4.1 Control de humedad.....	55
5.4.2 Cuantificación de Nitratos.....	55
5.4.3 Cuantificación de amonio.....	65
5.4.4 Cuantificación de carbono soluble.....	71
5.4.5. Relación entre la concentración de carbono soluble y la concentración de nitratos.....	87
5.5 Establecimiento del carbono soluble como un indicador de la calidad de materia orgánica. ....	88
VI. Conclusiones.....	95
VII. Literatura Citada.....	96

## ÍNDICE DE CUADROS

Página.

Cuadro 1. Composición media de distintos organismos vegetales y materia orgánica del suelo. ....	3
Cuadro 2. Características de los suelos utilizados en la investigación.....	27
Cuadro 3. Reactivos utilizados y rangos evaluados, para desarrollar la técnica colorimétrica de cuantificación de carbono.....	29
Cuadro 4. Características de los residuos utilizados.....	30
Cuadro 5. Tratamientos evaluados.....	31
Cuadro 6. Absorbancia registrada por los diferentes puntos de la curva de calibración. ....	42
Cuadro 7. Concentración de carbohidratos, lípidos y proteínas de los líquidos de origen agroindustrial empleados en el presente estudio.....	44
Cuadro 8. Comparación de contenido de carbohidratos de los productos y la concentración de carbono estimados por colorimetría.....	48
Cuadro 9. Comparación de medias de pérdida de humedad.....	55
Cuadro 10. Análisis de varianza para nitratos.....	56
Cuadro 11. Comparación de medias para nitratos. ....	56
Cuadro 12. Ecuaciones de regresión, obtenidos para los tratamientos evaluados en cuanto a la concentración de nitratos.....	57
Cuadro 13. Comparación de medias de la variable concentración de nitratos.....	64
Cuadro 14. Análisis de varianza para amonio.....	65
Cuadro 15. Comparación de medias para amonio .....	66
Cuadro 16. Ecuaciones de regresión, obtenidas para los tratamientos evaluados en cuanto a la producción de amonio, en los suelos estudiados.....	66
Cuadro 17. Análisis de varianza para carbono soluble.....	71
Cuadro 18. Comparación de medias para carbono soluble, por tiempo de incubación.....	72

Cuadro 19. Comparación de medias para carbono soluble, por tipo de suelo.....	72
Cuadro 20. Ecuaciones de regresión, obtenidas para los tratamientos evaluados en cuanto a la liberación de carbono soluble, en los suelos estudiados.....	73
Cuadro 21. Comparación de medias, para carbono soluble en los tratamientos evaluados.....	78
Cuadro 22. Ecuaciones de regresión, registradas por los tratamientos evaluados en cuanto a la liberación de carbono soluble, en los suelos estudiados.....	83
Cuadro 23. Análisis de varianza para relación carbono/nitrógeno.....	89
Cuadro 24. Comparación de medias para la variable relación carbono/nitrógeno. ....	93

## ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Curva de calibración para la cuantificación de carbono a una longitud de onda de 580 nm.....	42
Figura 2. Cuantificación de carbono soluble en diferentes soluciones..	46
Figura 3. Relación entre el carbono cuantificado por colorimetría y la concentración de carbohidratos en los productos.....	49
Figura 4. Relación entre carbono soluble cuantificado por colorimetría y el contenido de carbohidratos, lípidos y proteínas, en los productos.	50
Figura 5. Relación entre carbono cuantificado por colorimetría y los carbohidratos que contienen los productos.....	51
Figura 6. Mineralización de nitratos en función del tiempo de incubación, en un suelo Ustorthent.....	58
Figura 7. Mineralización de nitratos en función del tiempo de incubación, en un suelo Fluventic Haplustepts .....	60
Figura 8. Mineralización de nitratos en función del tiempo de incubación, en un suelo Haplustepts.....	62
Figura 9. Concentración de amonio, en un suelo Ustorthent.....	67
Figura 10. Concentración de amonio, en un suelo Fluventic Haplustepts. ....	69
Figura 11. Concentración de amonio, en un suelo Haplustept.....	70
Figura 12. Cuantificación de carbono soluble, en un suelo Ustorthent: a) valores considerando testigos; b) restando valores registrados por muestras testigo.....	75
Figura 13. Cuantificación de Carbono soluble, en un suelo Fluventic Haplustepts: a) considerando valores de muestras testigo, b) restando valores de muestras testigo.....	77
Figura 14. Cuantificación de carbono soluble, en un suelo Haplustept: a) considerando valores de muestras testigo, b) restando valores de	

muestras testigo.....	80
Figura 15. Cuantificación de carbono soluble en un suelo Ustorthent, al adicionar diferentes dosis de residuo de alfalfa o trigo.....	84
Figura 16. Carbono soluble en suelo Fluventic Haplustepts, al adicionar diferentes dosis de residuos de trigo y alfalfa. ....	85
Figura 17. Cuantificación de carbono soluble, en un suelo Haplustept, al adicionar diferentes dosis de residuo de trigo o alfalfa.....	86
Figura 18. Relación entre concentración de carbono soluble y nitratos	88
Figura 19. Relación carbono/nitrógeno, en un suelo Ustorthent con dos tipos de residuos.....	90
Figura 20. Relación carbono/nitrógeno en suelo Fluventic Haplustept, al adicionar dos tipos de residuo a diferentes dosis.....	91
Figura 21. Relación carbono/nitrógeno en un suelo Haplustept, al adicionar dos tipos de residuo a diferentes dosis.....	92

# EL CARBONO SOLUBLE COMO INDICADOR DE CALIDAD QUÍMICA DE MATERIA ORGÁNICA

## RESUMEN

El propósito de la presente investigación fue establecer al carbono soluble, como un indicador de la calidad química de materia orgánica de los suelos, para ello se utilizaron tres tipos de suelo (Ustorthent, Fluventic Haplustepts y Haplustept), dos tipos de residuo con características bioquímicas contrastantes, que son alfalfa (*medicago sativa* L) y trigo (*triticum aestivum* L.), los cuales fueron incorporados al suelo en diferentes dosis, se incubaron por períodos de 1, 2 y 3 semanas, cuantificando a través del tiempo de incubación la mineralización de dichos residuos, mediante la determinación de nitrato, amonio y carbono soluble. Los resultados indican que el carbono soluble es un indicador confiable en cuanto a la cuantificación de los componentes de fácil descomposición presente en los suelos, ya que existe una relación directamente proporcional ( $R^2 > 0.90$ ) entre la concentración de carbono soluble y la dosis de residuo incorporado, lo cual se debe principalmente a la cantidad de componentes de fácil descomposición presente en el residuo de alfalfa, no sucede lo mismo para el caso del residuo de trigo, en donde la concentración de carbono soluble no difiere a través del tiempo de incubación y no se detectó una relación directa entre la concentración de carbono soluble con la dosis de residuo incorporado. En éste estudio se ha generado una técnica colorimétrica para la cuantificación de carbono soluble. Se detectó que la concentración de carbono soluble en el suelo tiene una relación directa y proporcional con la cantidad de nitratos que se encuentra en el suelo ( $R^2 = 0.84$ ) y por lo tanto se puede utilizar para estimar la disponibilidad de este nutrimento.

## **SOLUBLE CARBON AS AN INDICATOR OF ORGANIC MATTER CHEMICAL QUALITY**

### **SUMMARY**

The purpose of this research was to settle soluble carbon as an indicator of soil organic matter's chemical quality. Three soil types were used (Ustorthent, Fluventic Haplustepts and Haplustept) and two residue types with biochemical characteristic contrasting, alfalfa (*medicago sativa* L) and wheat (*triticum aestivum* L.), which were incorporated to the soil in different dose; soils with residue were incubated by periods of 1, 2 and 3 weeks, quantifying through the time of incubation the mineralización of this residues, by measuring nitrate, ammonium and soluble carbon. The results indicate that soluble carbon is a reliable indicator of labil fraction of organic matter in soils, since a directly proportional relationship exists ( $R^2 > 0.90$ ) between the concentration of soluble carbon and the dose of residue incorporated, this was noticed mainly in soils with alfalfa residue, the same relationship was not found for wheat residue where the concentration of soluble carbon did not differ through the time of incubation and a direct relationship was not detected among the concentration of soluble carbon with the dose of weat residue incorporated. A colorimetric technic was generated to quantify soluble carbon. It was detected that soluble carbon concentration in soils has a direct and proportional relationship with the quantity of nitrates found in soils ( $R^2 = 0.84$ ) and therefore soluble carbon can be used to estimate nitrogen availability.

## I. INTRODUCCIÓN.

Determinar la cantidad de fertilizante que debe de aplicarse a un cultivo, ha sido una de las incertidumbres que con frecuencia se enfrentan los agricultores, técnicos y quienes tienen relación con la producción vegetal. Muchas veces se emplean dosis que han sido generadas por centros de investigación o formuladas empíricamente por los mismos agricultores, pero dada la heterogeneidad edafoclimática del país y la variación natural de la condición nutrimental del suelo a través del tiempo, hace que la dosis de fertilizante pierda vigencia y llegue a resultar excesiva o insuficiente, a pesar que haya funcionado en algún momento.

Una forma de proceder para mantener actualizada la dosis de fertilizante en un sistema de producción específico, es mediante la cuantificación de los nutrientes que es capaz de aportar el suelo para los cultivos de interés, a lo cual se suele denominar "suministro nutrimental". Para el caso del nitrógeno, se han propuesto múltiples técnicas y procedimientos que pretenden precisar el suministro nitrogenado del suelo; sin embargo, esto no ha sido eficaz en todos los casos por las múltiples variables que influyen sobre la velocidad e intensidad de la proporción de la materia orgánica edáfica que es susceptible a ser mineralizada durante el ciclo de crecimiento del cultivo y que es la principal fuente de nitrógeno para las plantas que no son capaces de aprovechar el nitrógeno atmosférico por la relación simbiótica con organismos especializados.

La materia orgánica de los suelos tiene su origen en el depósito de residuos de plantas y animales que ocurre a través de los años. La composición bioquímica inicial de los materiales orgánicos depositados o incorporados al suelo, junto con la acción biológica de los microorganismos edáficos mediada por las condiciones edafoclimáticas, dan origen a diferentes estados de descomposición de los materiales orgánicos, ocasionando una amplia diversidad de formas carbonadas (calidad) y que en su conjunto constituyen el carbono orgánico total edáfico (Schnitzer y Khan, 1978). Lo anterior propicia que las

formas de carbono presenten una susceptibilidad cambiante a ser descompuestos por los microorganismos del suelo, modificando su velocidad de mineralización y, por consiguiente, alteran el suministro de nitrógeno.

La complejidad de la composición de la materia orgánica edáfica y su efecto sobre la disponibilidad nutrimental, hace que sea indispensable contar con metodologías que permitan precisar razonablemente la cantidad de nitrógeno que los suelos disponen para las plantas, con la finalidad de hacer más fácil y expedita la toma de decisiones sobre el manejo de la fertilización para obtener una mayor probabilidad de éxito. En este sentido, resulta necesaria la determinación de la calidad de materia orgánica que tienen los suelos, lo cual se relaciona de una manera directa con la fracción lábil de la materia orgánica total edáfica puesto que es la que se descompone fácilmente y es responsable directa del aporte nutrimental edáfico a corto plazo; Los productos que componen a la materia orgánica y que tardan para mineralizarse un periodo no mayor a un mes, en condiciones óptimas de temperatura y humedad, se les conoce como "fracción lábil de materia orgánica" entre mayor es dicha fracción mayor será la calidad de la materia orgánica y por lo tanto el suministro de nitrógeno del suelo también se incrementará. Debido a lo anterior, en la presente investigación se planteó establecer el carbono soluble, como un indicador de la calidad de materia orgánica de los suelos y generar una metodología que permita la cuantificación del carbono soluble colorimétricamente.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA.

### 2.1. Materia orgánica.

El término “materia orgánica del suelo” incluye a todas las sustancias que contienen carbono orgánico, y es una mezcla de residuos de plantas y animales en varios estados de descomposición (Schnitzer y Khan, 1978). La materia orgánica del suelo representa un sistema complejo, integrado por diversos componentes. Su dinamismo está determinado por la incorporación al suelo de restos de origen vegetal, animal y microbiano (Rivero, 1999), aunque la naturaleza de la materia orgánica está representada en mayor parte por residuos vegetales, los cuales contienen concentraciones variables de proteína, hemicelulosa, celulosa y lignina, entre otros compuestos.

En el Cuadro 1 se presenta el contenido promedio de compuestos orgánicos en organismos vegetales y en el suelo.

Cuadro 1. Composición media de distintos organismos vegetales y materia orgánica del suelo.

Organismo	Ceras, grasas, resinas (%)	Proteínas (%)	Celulosa (%)	Hemicelulosa Carbohidratos (%)	Ligninas derivados (%)	Relación C/N
Leguminosas Herbáceas y perennes:						
Raíces	10-12	10-15	20-25	25-30	10-15	—
Hojas	----	12-20	15	10-12	5	12-16
Gramíneas Perennes:						
Raíces	5-12	5-10	25-30	25-30	15-20	15-20
Árboles caducifolios:						
Hojas	3-5	4-10	15-25	10-20	10	40-50
Madera	----	0.5-1	40-50	20-30	20-25	-----
Coníferas:						
Hojas	20-25	5-7	20	15-20	15	60-70
Madera	-----	0.1-1	45-50	15-25	25-30	-----
Bacterias	-----	40-70	----	Mucosidad	----	8-12
Musgos	-----	5-10	15-25	30-60	no	----
Algas	-----	10-15	5-10	50-60	----	----
Materia orgánica del suelo	0.8-7.7	30-35	3-5	5-12	30-50	8-15

Fuente: Kononova, 1982.

### **2.1.1. Formas de carbono en el suelo.**

La pedosfera se encuentra en la interfase entre la litosfera y la atmósfera, la cual es una capa que llega a medir hasta dos metros (llegando a ser más profunda en los trópicos), mantiene toda la actividad biótica dentro de los ecosistemas terrestres e interactúa con la atmósfera, litosfera, biosfera e hidrosfera; existen dos tipos de fuentes de carbono en la pedosfera: el carbono orgánico y el carbono inorgánico del suelo (Lal, *et al.*, 1997).

Según Jackson (1964), el carbono se encuentra en los suelos formando parte de cuatro tipos de materiales orgánicos y minerales: carbonatos minerales, formas muy condensadas de carbono elemental, humus y materiales orgánicos poco alterados.

Los carbonatos minerales están representados principalmente por el carbonato de calcio ( $\text{CaCO}_3$ ) y calcio-magnesio ( $\text{MgCO}_3\text{-CaCO}_3$ ), aunque también se presentan pequeñas cantidades muy activas e importantes de dióxido de carbono, así como iones bicarbonato ( $\text{HCO}_3^-$ ) y carbonato ( $\text{CO}_3^{=}$ ), los cuales son derivados de la descomposición del ácido carbónico, según el pH del suelo.

El carbón vegetal, grafito y el carbón de hulla son formas muy condensadas cuya composición es cercana al del carbono elemental y que tiene poca o ninguna influencia sobre los procesos de descomposición asociados a la fertilidad del suelo y la nutrición de los cultivos.

Evidentemente el carbono total de los suelos incluye los cuatro grupos de materiales comentados anteriormente.

La materia orgánica químicamente activa que se encuentra relacionada con la génesis del suelo y su fertilidad incluye principalmente la tercera forma y una pequeña parte de la cuarta. Para estimar esa fracción de interés cuando se

hacen las determinaciones de materia orgánica del suelo, algunas veces se realizan esfuerzos para eliminar la segunda forma, esto es el carbono de forma muy condensada.

### **2.1.2. Efecto de la materia orgánica sobre las propiedades del suelo.**

La materia orgánica influye de manera directa sobre las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo: es la fuente de energía y nutrientes para la biota del suelo, es el almacén de nutrientes que mediante la mineralización se hace disponible para las plantas y afecta la estabilidad de los agregados, así como a la retención de agua (Haynes, 2005).

La presencia de materia orgánica modifica el color del suelo, donde los tonos oscuros están relacionados con contenidos orgánicos altos. Dentro de los aspectos físicos, las sustancias húmicas actúan como cementante para que se establezca la unión entre las partículas minerales, favoreciendo la porosidad, la aireación y la circulación del agua. Cuando el contenido de materia orgánica no es limitante, la materia orgánica ejerce una acción favorable sobre la estabilidad de la estructura, permitiendo de esta manera hacer más accesible las labores agrícolas. A su vez, la presencia de materiales orgánicos incrementa la permeabilidad del suelo al agua y aire, además de que la capacidad hidrofílica de las sustancias húmicas hace que se incremente la capacidad de almacenamiento de agua por el suelo (Labrador, 1996).

En cuanto a las propiedades biológicas, los materiales orgánicos del suelo regulan el estado óxido-reductor del medio. Al mejorar las propiedades físicas del suelo, se favorece la respiración radicular, la germinación de semilla y el estado subterráneo de los vegetales, además de que constituye la reserva de energía metabólica para que se pueda desarrollar la biomasa microbiana.

Los materiales orgánicos edáficos modifican también las propiedades químicas del suelo, sobre todo las relacionadas con la carga eléctrica. Debido a los numerosos grupos funcionales (COOH-, OH-) que se encuentran presentes en las sustancias húmicas, le confieren a estos compuestos una alta capacidad de intercambio iónico; como consecuencia, se incrementa el poder de adsorción de macro elementos como Ca, Mg, Na, K, N.

### **2.1.3. Composición de la materia orgánica.**

La materia orgánica contiene principalmente dos tipos de compuestos, que son sustancias húmicas y sustancias no húmicas.

#### **2.1.3.1 Sustancias húmicas.**

Las sustancias húmicas constituyen hasta un 80% de la materia orgánica en los suelos, son amorfas, de color oscuro, hidrófilas, ácidas, parcialmente aromáticas y son sustancias complejas con peso molecular que va de cientos a miles (Kononova, 1982; Schnitzer, 1991). Estos mismos autores plantean el fraccionamiento de las sustancias húmicas con base en la solubilidad que presenta en soluciones ácidas o alcalinas, teniéndose así que los ácidos húmicos son solubles en soluciones alcalinas diluidas pero precipita mediante la acidificación del extracto alcalino; mientras que los ácidos fúlvicos permanecen en solución cuando el extracto alcalino es acidificado, esto se debe a que es soluble tanto en la solución alcalina diluida como en la solución ácida diluida. Finalmente, las huminas (fracción húmica) son las que no se pueden extraer del suelo o sedimento a través de soluciones diluidas ácidas o alcalinas.

#### **2.1.3.2. Sustancias no húmicas**

Incluyen a aquellos materiales que se encuentran en un estado en el cual todavía se reconocen sus propiedades tanto físicas como químicas, tales como los carbohidratos, proteínas, lípidos, péptidos y aminoácidos (Stevenson y Cole, 1999).

### **a) Carbohidratos (Celulosa y hemicelulosa).**

Los carbohidratos son compuestos polihidroxílicos que se pueden representar por la fórmula general  $C_n(H_2O)_m$ , y por ello también se les conoce como hidratos de carbono. Los carbohidratos constituyen las formas químicas más abundantes de la materia orgánica en todos los suelos, debido a que comprenden del 50% a 70% de la materia seca de la mayoría de los tejidos de las plantas. Su concentración varía entre 5% y 20% de la materia orgánica edáfica y son la fuente principal de energía para muchos microorganismos del suelo (Lowe, 1978).

Los carbohidratos forman parte de los tejidos de sostén y conducción de las sustancias de reserva de las plantas y forman parte de los componentes de las paredes celulares de las bacterias, de algunos hongos, algas e insectos y una de las principales fuentes de energía para la biomasa microbiana (Paul y Clark, 1996).

En cuanto a lo referente a los polisacáridos añadidos con los restos de animales al suelo, es muy improbable que la cantidad que encontremos por éste motivo sea comparable a la aportada por los restos vegetales o por los microorganismos del suelo. Cuantitativamente hay un predominio de quitina, procedente de la cutícula de los artrópodos, y de glucógeno que es rápidamente degradado (Labrador, 1996).

La mayor parte de los carbohidratos que se adiciona al suelo es en forma de celulosa y hemicelulosa.

#### **a.1. Celulosa**

Es la constituyente más abundante en los residuos de plantas, aproximadamente 50% a 70%, se presenta principalmente en forma de pared celular. La descomposición de la celulosa se le ha atribuido mayormente a especies de actinomicetos, quienes lo realizan de una forma aeróbica, sin

embargo también puede ser atacada por hongos y bacterias, además en suelos donde existe abundancia de termitas, la mayor parte de la descomposición de celulosa ocurre en el tracto digestivo de éstos insectos; el efecto que tiene la celulosa sobre el suelo es que al servir de alimento para la biomasa microbiana se produce como resultado productos que sirven como cementantes entre las partículas de suelo (Greenland y Oades, 1975).

### **a.2. Hemicelulosa**

Otra forma de carbohidratos son las llamadas hemicelulosas comprende polímeros de hexosas, pentosas y algunas veces ácidos urónicos, incluyendo los grupos xilosa y manosa. En estado puro las hemicelulosas son fácilmente descompuestas, en la naturaleza ellos están en moléculas complejas con otras sustancias que dificultan su rompimiento (Rivero, 1999). La función que desempeña en el suelo radica también en que al darse su descomposición y síntesis de productos que sirven como cementantes entre las partículas de suelo, se proporciona resistencia a las estructuras del suelo (Greenland y Oades, 1975).

### **b) Lignina**

La lignina es un polímero altamente aromático y es producida por las plantas a partir de carbohidratos por un proceso llamado lignificación. La última fuente para formación de lignina son los productos intermedios de la fotosíntesis relacionados a los carbohidratos. Durante el crecimiento de las plantas primero se sintetizan los carbohidratos y posteriormente ocurre la formación de lignina; los procesos de conversión de carbohidratos no aromáticos a compuestos conteniendo grupos fenólicos, característicos de la lignina es llamada aromatización (Tan, 1994).

Se va acumulando en el suelo a través del proceso de descomposición de las plantas, es altamente resistente al ataque microbiano, dicha acumulación de lignina termina en la formación de turba que con el paso del tiempo puede convertirse en lignita, leonardita y carbón; por lo tanto la lignina es una fuente

importante par la formación de humus, incrementando la concentración de materia orgánica en los suelos, con los efectos que tiene sobre las propiedades tanto físicas como químicas (Tan, 1994).

Es probablemente la fuente carbonada más resistente debido a la función misma que desempeña en las plantas, la cual consiste en dar rigidez y proteger los polisacáridos estructurales que poseen, del ataque de patógenos de diverso origen (caso de la celulosa y la hemicelulosa). Los hongos filamentosos aeróbicos son los organismos principalmente responsables de la descomposición de la lignina, donde los más eficientes de este grupo son los basidiomycetos (Hammel, 1997).

### **c) Compuestos orgánicos nitrogenados.**

Los compuestos orgánicos nitrogenados representan hasta el 90% del nitrógeno total en la mayoría de los suelos, y son principalmente productos de la descomposición de los residuos de plantas y animales (Greenland y Oades, 1975). En los grupos nitrogenados se encuentra proteínas, que son cadenas de aminoácidos con secuencias definidas, polipéptidos, que son otros polímeros constituidos por aminoácidos, oligopéptidos y ácidos nucleicos formados por polímeros de nucleótidos (Labrador, 1996).

### **d) Lípidos**

Los residuos de plantas contienen una variedad de lípidos, tanto saponificables como in saponificables. Los saponificables comprenden a los ácidos grasos, triglicéridos, y otros ésteres de ácidos grasos, fosfolípidos y glicolípidos. Los lípidos insaponificables son carbohidratos de cadenas largas y alcoholes, terpenoides y esteroides. La fracción de lípidos de la materia orgánica raramente se considera que pueda afectar las propiedades del suelo o el crecimiento de las plantas, sin embargo existen estudios que demuestran que los lípidos tienen efecto sobre la facilidad de humedecimiento de los suelos, de tal modo que entre mayor sea la concentración de lípidos que reportan más difícil

resulta su humedecimiento, además también contribuye a la estabilidad de agregados en los suelos (Greenland y Oades, 1975).

## **2.2. Factores que afectan la descomposición de la materia orgánica.**

Los residuos de los diferentes tipos de plantas, animales y sus excretas que se depositan o incorporan en el suelo, son atacados por la biomasa microbiana edáfica y son transformados en diversos compuestos orgánicos e inorgánicos a través del tiempo. La velocidad con que actúan los microorganismos en la transformación de la materia orgánica, varía en función de muchos factores, entre los que destacan los siguientes (Galvis, 1998; Smith y Paul, 1990):

**a) Tamaño de los materiales orgánicos en el suelo:** debe haber contacto entre los microorganismos y los residuos para que se inicie la descomposición, ya que este proceso se realiza a través de reacciones enzimáticas, por lo tanto la superficie específica del sustrato condicionará la tasa de mineralización del mismo.

**b) Acceso al sustrato:** independientemente de la calidad de los materiales orgánicos y su tamaño, la biomasa microbiana no los podrá descomponer si estos quedan protegidos por barreras físicas.

**c) Condiciones edafoclimáticas:** la velocidad en que se descompone el sustrato se modificará de acuerdo a las características ambientales que prevalezcan en el ecosistema.

**d) Calidad de materia orgánica (Constitución bioquímica):** la facilidad con que la biomasa microbiana puede atacar un material orgánico es función de sus cadenas carbonadas, esto es, a menor longitud de las cadenas, mayor será la facilidad con que se mineralice el sustrato.

Si consideramos sólo la calidad de la materia orgánica, en condiciones controladas de humedad y temperatura, la eficiencia que logre la biomasa microbiana en la descomposición de los residuos orgánicos, dependerá exclusivamente de la composición bioquímica que posean.

### **2.3. Calidad de materia orgánica.**

El concepto de calidad de materia orgánica es tan antiguo como la agricultura misma, ya que desde un principio se sospechaba que tenía una influencia directa sobre la fertilidad del suelo, cuyo tema de investigación se remonta a los tiempos en que se establecieron los experimentos en los campos de Rothamsted por Lawes y Gilbert hace aproximadamente 150 años (Johnston, 1994).

Posteriormente, en los años 20 y 30 del siglo XX hubo un auge en los estudios sobre la descomposición de la materia orgánica, tanto a nivel de campo como en laboratorio, y más tarde dentro del periodo de 1940 a 1970 se logró establecer la definición de la constante de descomposición ( $k$ ) por Jenny *et al.* (1949).

#### **2.3.1 Relación carbono nitrógeno**

En la década de los años 20 del siglo XX se estableció la relación carbono/nitrógeno como un indicador de la calidad de los residuos (Waksman, 1924; Waksman y Tenney, 1928), aunque según Jensen (1929), dicho indicador ya se usaba desde 1916, el cual persiste hasta ahora.

El nitrógeno es uno de los factores que comúnmente limita la descomposición de los residuos ya que determina el crecimiento de la biomasa microbiana que mineraliza el carbono orgánico. Teóricamente la relación carbono/nitrógeno óptima para el crecimiento microbiano es alrededor de 25; sin embargo, los hongos y las bacterias pueden actuar a valores mayores. Cuando los residuos y la materia orgánica del suelo son descompuestos, una parte del carbono es liberado en forma de  $\text{CO}_2$  y otra queda presente en el suelo en forma de carbono soluble o al menos como compuestos carbonados móviles (Blair *et al.*, 1997).

La relación carbono/nitrógeno indica un balance entre los procesos de mineralización e inmovilización. En general, conforme se incrementa la relación carbono/nitrógeno disminuye la mineralización hasta llegar al punto crítico en el cual este proceso se detiene y se da la inmovilización del nitrógeno, esto es, cuando la biomasa microbiana toma el nitrógeno inorgánico de la solución del suelo y lo incorpora en sus tejidos.

La concentración de nitrógeno total en los residuos de las plantas fluctúa en general entre 0.1% y 5% de nitrógeno por lo tanto la relación carbono/nitrógeno varía entre 20 y 500. Cabe aclarar que sólo los tejidos animales y microbianos con alta concentración de proteína contienen valores por debajo de dicho intervalo, pudiendo estar en una relación carbono/nitrógeno entre 6 y 8.

Se puede tener valores altos (50 a 100) de relación carbono/nitrógeno que se debe básicamente a la baja concentración de nitrógeno y no a los cambios en la forma de carbono. Dentro de este mismo rango, residuos de árboles perennes contienen concentraciones elevadas de lignina que no solamente evita la actividad de enzimas microbianas sino que también enmascara a los polisacáridos de las paredes celulares impidiendo el ataque de la biomasa microbiana y de esta manera la relación carbono/nitrógeno fluctúa entre 75 y 100. Para éstos casos la relación lignina/nitrógeno puede ser un mejor indicador de la disponibilidad de carbono para los microorganismos (Heal *et al.*, 1997).

### **2.3.2. Tasa de mineralización.**

La tasa de mineralización de los residuos orgánicos depositados o incorporados al suelo está relacionada directamente a su labilidad o resistencia que ofrecen contra la acción de la biomasa microbiana, el tiempo necesario para que sean mineralizados será función de la cantidad y de su constitución bioquímica. La humedad y la temperatura del suelo catalizan la acción de la biomasa microbiana, entonces aunque se trate del mismo tipo de residuo, la

cantidad que se mineralice también será función de la heterogeneidad edáfica y variabilidad climática del ecosistema (Bonan y Van-Cleve, 1992).

La calidad del residuo que se incorpora afecta directamente la calidad de la materia orgánica. Se puede identificar la calidad del residuo mediante el conocimiento de su ciclo de vida, esto es, que sean anuales, caducifolias, perennes, plantas leñosas, entre otras, así como las condiciones bajo las cuales se ha desarrollado (Grime, 1988). Las hojas de árboles caducifolios generalmente presentan una correlación inversa entre la concentración de nitrógeno y la concentración de lignina y polifenoles. Berense *et al.* (1987), presentan un modelo teórico en el cual se establece la relación que existe entre la composición de los residuos, la pérdida de peso y crecimiento microbiano, el modelo considera la importancia relativa de la lignina, carbohidratos protegidos por lignina y los carbohidratos libres en relación con el nitrógeno, encontrándose una relación negativa entre la pérdida de peso y la concentración de lignina.

El conjunto de materiales orgánicos que se depositan, acumulan y transforman en el suelo, sean lábiles o resistentes a los procesos biológicos, constituyen las reservas orgánicas edáficas. Esto hace que sea muy variada la composición bioquímica, física y estado de descomposición de los diferentes compuestos que forman la materia orgánica total, incluso para un mismo ambiente edafoclimático (Bonan, 1993).

En años recientes, se han realizado varios intentos para cuantificar la calidad de los residuos y su relación con la descomposición, principalmente en términos de mineralización del nitrógeno (Palm y Sanchez, 1991; Oglesby y Fownes, 1992); aunque se han observado tendencias de manera general muy definidas sobre la reducción de la liberación de nitrógeno asociadas a residuos con alto contenido de lignina o alta relación carbono nitrógeno, aún no se ha establecido una relación única debido en parte a los diferentes métodos o

técnicas que se utilizan para cuantificar la descomposición del residuo con base en su calidad y efecto que tiene sobre la mineralización de nitrógeno. Como ejemplo de lo anterior se encuentran las técnicas de incubación, donde se pueden emplear tubos de lixiviación o técnicas de incubación en frasco y varios factores más, relacionados con los residuos ya sea que se aplique mezclado o sobre la superficie, el tamaño de la partícula, así como la dosis de aplicación (Vanlauwe *et al.*, 1997).

#### **2.4. Suministro de Nitrógeno**

La cantidad de nitrógeno que es capaz de aportar un suelo se le denomina "suministro de nitrógeno" y su cálculo es necesario para poder estimar una dosis de fertilización nitrogenada, donde además se involucran otros conceptos tales como: demanda nutrimental, eficiencia de recuperación del fertilizante, como se presenta a través de la siguiente ecuación (Stanford, 1973).

$$\text{DOSIS} = \frac{\text{DEM} - \text{SUM}}{\text{ERF}}$$

Donde:

Dosis = cantidad de fertilizante que se debe de aplicar.

Dem = Demanda del nutriente por el cultivo.

Sum = Suministro del nutriente por el suelo.

Erf = Eficiencia de recuperación del fertilizante.

El nitrógeno que los cultivos absorben e incorporan a sus estructuras proviene de las siguientes fuentes (Power *et al.*, 1986):

- 1) nitrógeno mineralizado a partir de los materiales orgánicos presentes en el suelo
- 2) nitrógeno adicionado en forma de fertilizante.

- 3) Nitrógeno incorporado por la fijación que llevan a cabo organismos en asociación con plantas superiores, principalmente leguminosas.
- 4) Nitrógeno incorporado por la fijación que llevan a cabo los organismos de vida libre.

Las metodologías para cuantificar el nitrógeno que los suelos pueden aportar, se pueden agrupar en: métodos biológicos o métodos químicos.

#### **2.4.1. Métodos biológicos.**

Se han propuesto una serie de métodos biológicos, para la disponibilidad de nitrógeno, en general todos involucran un período de incubación (7 a 210 días) bajo condiciones aeróbicas o anaeróbicas (Keeney, 1982). Estos métodos estiman el nitrógeno mineral formado durante el período de incubación bajo condiciones que promueven la mineralización del nitrógeno del suelo. Posteriormente se correlaciona el nitrógeno absorbido por las plantas con la cantidad de nitrógeno que ha sido mineralizado, éstos estudios generalmente se han realizado bajo condiciones de invernadero.

Los métodos biológicos se consideran los más confiables debido a que se utiliza a la biomasa microbiana, pero tienen la desventaja de que llevan más tiempo que las pruebas químicas (Dahnke y Johnson, 1990).

##### **a) Determinación de nitrógeno potencialmente mineralizable (N<sub>o</sub>).**

Consiste en calcular la cantidad de nitrógeno orgánico edáfico que puede ser convertido a formas inorgánicas solubles (NH<sup>+</sup><sub>4</sub> y NO<sup>-</sup><sub>3</sub>), en condiciones óptimas para la biomasa microbiana, las cuales son: temperatura (35°C) y humedad (capacidad de campo) (Stanford y Smith, 1972). El método consiste en medir la mineralización a diferentes intervalos de tiempo por un período 30 semanas y determinar el potencial de mineralización (N<sub>o</sub>).

Las muestras son secadas al aire y bajo sombra, posteriormente se muele y tamiza, a esta modificación del ambiente de las muestras y la actividad de la biomasa microbiana, se le ha atribuido que se sobreestime de 67 a 343% la disponibilidad de nitrógeno (Cabrera y Kissel, 1988). Por lo tanto se ha

recomendado coleccionar muestras no alteradas y procesarlas de inmediato, con el inconveniente de que el análisis de muestras inalteradas es costoso (Galvis, 1998).

El nitrógeno que potencialmente se mineraliza se calcula mediante el ajuste de modelos de regresión acordes a la tendencia del nitrógeno mineralizado acumulado durante la incubación. La pendiente de cada ecuación es una medida indirecta de la actividad de la biomasa microbiana y su valor se considera como la magnitud de la tasa de mineralización. El valor máximo de la ecuación que se obtiene a través de la asíntota del modelo empleado se relaciona con el nitrógeno potencialmente mineralizable.

Stanford y Smith (1972) descartaron el nitrógeno mineralizado en la primera semana por considerar que era efecto de la preparación de muestras, sin embargo, se ha demostrado que la tendencia de mineralización que se registra en las primeras 4 a 6 semanas de incubación no es consecuencia de la preparación de la muestra si no que es efecto de la descomposición de los materiales lábiles (Galvis, 1998).

#### **2.4.2. Métodos químicos.**

Se dispone también de un gran número de métodos químicos, para evaluar la disponibilidad de nitrógeno. La mayoría de ellos se han centrado en la utilización de una "solución extractora" del nitrógeno que se encuentra presente en la materia orgánica, las soluciones han variado desde agua caliente a agua salina caliente (Keneey, 1982). Se cuantifica el nitrógeno que se encuentra en los extractos obtenidos. Estos métodos pueden clasificarse en tres grupos: Extractantes débiles, extractantes intermedios y extractantes fuertes (Haynes, 2005).

Los métodos químicos son atractivos como índices de disponibilidad de nitrógeno, debido a que, son más rápidos en comparación con los métodos biológicos, pero resulta difícil encontrar una solución extractora que simule la actividad de la biomasa microbiana.

### **a) Extractantes débiles.**

Dentro de éste grupo de extractantes se encuentra el agua caliente,  $\text{CaCl}_2$  0.01M o  $\text{KCl}$  2 M caliente,  $\text{NaHCO}_3$  0.01M. La determinación del nitrógeno fácilmente mineralizable mediante la extracción con agua caliente la propuso Livens en 1959, pero fueron Keeney y Bremmer quienes en 1966 demostraron que el nitrógeno extraído tiene una relación directa con el nitrógeno absorbido por ryegrass (*Lolium multiflorum*) (Keeney, 1982). La solución de  $\text{CaCl}_2$  0.0M también ha dado resultados efectivos al relacionar, la glucosa que se extrae, con el nitrógeno que se libera por el proceso de mineralización ( $r=0.87$  a  $0.98$ ), todo indica entonces que para encontrar un índice químico efectivo de disponibilidad de nitrógeno debe enfocarse hacia la evaluación de extractantes débiles (Stanford, 1982).

### **b) Extractantes intermedios.**

Las soluciones extractoras intermedias se han preparado utilizando permanganato de potasio, dicromato de sodio con ácido fosfórico e hidróxido de sodio 1M. No ha sido posible utilizar estos extractantes ya que las relaciones ( $r= 0.65$  a  $0.75$ ) que se han encontrado entre el nitrógeno que se obtiene con éstos extractantes con el potencialmente mineralizable (No) son bajos (Stanford, 1978). La cantidad de nitrógeno que se extrae es mayor al que se obtiene con ensayos biológicos (Stanford, 1982).

### **c) Extractantes fuertes.**

Los soluciones extractoras fuertes son las que se preparan utilizando ácidos (sulfúrico o clorhídrico), la limitante que se ha encontrado a través de la utilización de éstas soluciones, ha sido la misma que para el caso de los extractantes intermedios, esto es, extraen cantidades de nitrógeno superiores a las que se cuantifica en las muestras de suelo en incubación (Stanford, 1982).

### **2.4.3. Otros enfoques**

#### **a) Aporte de N por los residuos de cosecha.**

Este planteamiento se basa en la cantidad de nitrógeno contenido en los residuos del cultivo anterior (Rodríguez, 1990), pero esto se aplica principalmente para agroecosistemas en equilibrio ya que en este punto la magnitud de la reserva orgánica lábil es equivalente a la cantidad de residuos que se reciclan en el sistema (Galvis, 1998).

Al respecto, Rodríguez y Silva (1984) al estimar la mineralización de nitrógeno en suelos dedicados al cultivo de trigo y papa, encontraron que el aporte de este elemento dependía del manejo anterior que habían tenido los suelos, esto es a mayor aporte de residuos mayor era el suministro de nitrógeno. Sierra y Rodríguez (1986), encontraron que los residuos de pradera aportan el doble de nitrógeno que los residuos de trigo. Esto implica que hay que llevar un control de la cantidad de residuo que se está adicionando al suelo.

Pero no basta con llevar el registro de los residuos que se están incorporando al suelo, ya que la mineralización de los residuos es un proceso que varía en el tiempo porque depende de la actividad de la biomasa microbiana, la cual es modificada por las condiciones edafoclimáticas que prevalecen en el sitio bajo estudio, sin embargo, la cantidad de residuo adicionado se ha considerado para determinar los requerimientos de fertilizante nitrogenado (Hadas *et al.*, 1986).

#### **b) Establecimiento de una planta extractora de nitrógeno.**

Uno de los métodos más simples para obtener información en cuanto al suministro de nitrógeno por parte de la materia orgánica del suelo es la utilización de un cultivo como extractor de cualquier nitrógeno liberado, esto se realiza mediante el cultivo de plantas bajo condiciones naturales evitando la incorporación de nitrógeno externo como son: fertilizantes, excretas, fijación biológica. Se asume que la cantidad de nitrógeno que es absorbido por el

cultivos y que se cuantifica por análisis foliar, es la cantidad de nitrógeno que aporta el suelo; es una metodología muy laboriosa, requiere de un gran número de análisis y la mayor desventaja, es que la información que se obtiene solo sirve en condiciones muy específicas de suelo, cultivo y clima (Jarvis *et al.*, 1996).

### **c) Nitrógeno total de la materia orgánica.**

Se ha sugerido la utilización del contenido de nitrógeno total de la materia orgánica como un indicador de la capacidad del suelo para suministrar nitrógeno al cultivo (Hadas, *et al.*, 1986). Sin embargo la relación entre el nitrógeno total con la cantidad de nitrógeno que extrae el cultivo, no ha sido contundente (Appel y Mengel, 1990). Esto se debe a que considera el total de nitrógeno que compone a la materia orgánica, ignorando que la materia orgánica es una mezcla que se descompone dependiendo de la resistencia que ponga al ser atacada por la biomasa microbiana, y que va acorde a su composición bioquímica, los compuestos lignificados no son descompuestos con facilidad como sucede con el caso de los compuestos a base de celulosa o hemicelulosa.

Este enfoque se ha utilizado muy poco debido a que se ha encontrado poca relación entre el nitrógeno total del suelo con la absorción de nitrógeno o las tasas de mineralización estimada (Appel y Mengel, 1990). Esto se puede deber también a que los sustratos que componen a la materia orgánica no son uniformes y son afectados por un amplio rango de suelos y condiciones ambientales, los resultados aceptables con éste enfoque se han logrado solo en casos extremos, esto es, suelos con alto contenido de materia orgánica contra suelos denominados minerales (Jarvis, *et al.*, 1996).

### **d) Fracción lábil de materia orgánica**

De manera general se acepta que la materia orgánica del suelo contiene fracciones que se mineralizan rápidamente (semana a meses) así como fracciones que se mineralizan lentamente (años hasta siglos); además se

reconoce que la fracción que contribuye de manera directa en la disponibilidad de nutrientes es la de descomposición rápida, que es denominada también como fracción lábil.

La fracción lábil de materia orgánica, es entonces aquella parte de la materia orgánica que pone poca resistencia al ser atacada por la biomasa microbiana por lo que el nitrógeno que se encuentra formando parte de ella, se mineraliza en un período corto de tiempo (cuatro a cinco semanas) bajo condiciones óptimas de temperatura (35°C) y humedad (capacidad de campo) (Galvis, 1998).

Matus y Rodríguez (1994) desarrollaron un modelo simple para estimar el suministro de nitrógeno del suelo para los cultivos, este modelo considera que el nitrógeno que entra al suelo a través de la incorporación de residuos se divide en dos: fracción lábil y fracción resistente. La fracción lábil se mineraliza en el primer año después de que se adiciona el residuo; la fracción resistente necesita de más tiempo para su mineralización. Ellos indican que evaluaron el modelo en cuatro agroecosistemas, y para ello consideraron el nitrógeno incorporado a través del rendimiento de materia seca, midiendo la concentración de nitrógeno en los residuos subterráneos (0-20 cm) y aéreos después de la cosecha. También se consideró la entrada de nitrógeno por las raíces y material senescente de plantas que entran al suelo durante el ciclo de crecimiento y finalmente miden el nitrógeno potencialmente mineralizable por el método de Stanford y Smith (1972). El enfoque necesita que el agrosistema se mantenga durante más de 30 años con el mismo manejo y rotación de cultivos.

Con la finalidad de obtener un índice químico para estimar el suministro de nitrógeno y aprovechar las ventajas que ofrece éste tipo de metodologías, Fox y Piekielek (1978), proponen una metodología que se apoya en la teoría de fracción lábil, es decir en la fracción de materia orgánica que pone poca resistencia al ser atacada por la biomasa microbiana, la cual se cuantifica a

través del carbono soluble. Indican que el extractante que emplearon en la metodología es el  $\text{NaHCO}_3$  0.01M, el extracto que se obtiene es filtrado por succión y se lee su absorbancia a 260 nm, encontrando que la relación que existe entre la capacidad de suministro de nitrógeno de los suelos evaluados y la absorbancia (260 nm) es lineal ( $r=0.75$ ) y calculan el suministro de nitrógeno de la siguiente manera.

$$N_s (\text{Kg ha}^{-1}) = 773 \times (\text{UV abs a 260 nm con extractante NaHCO}_3 \text{ 0.01M}) - 74$$

Donde:

$N_s$  = Nitrógeno que suministra el suelo.

UV abs = absorción ultravioleta

Gianello y Bremner (1986) encontraron que esta metodología no resulta tan confiable en comparación con otros métodos químicos. No obstante a lo anterior, Galvis (1998) retomó el método del carbono soluble para diagnosticar la disponibilidad del nitrógeno, encontrando una evidente relación entre el carbono soluble con las reservas orgánicas del suelo (lábil y estabilizada) pero que dicha relación no es tan directa ya que para que resulte significativa, se tuvieron que agrupar los datos de acuerdo a la proporción que guarda la reserva lábil respecto a la estabilizada, por lo que hay que considerar la calidad de residuo incorporado, incluir el carbono soluble en el cálculo de suministro de nitrógeno y el autor lo hace en función del nitrógeno lábil potencialmente mineralizable ya que es una de las variables que se asocian significativamente con la capacidad de suministro de nitrógeno.

Residuo Lábil (residuos en etapa vegetativa).

$$N_{ol} = 187.5 (C_{sol})^{0.45}$$

$$R^2 = 0.92$$

Residuo Resistente (Residuos senescentes)

$$\text{NoL} = 123.5 (1 - \exp(-4.6 C \text{ sol}))$$

$$R^2 = 0.90$$

El valor que se estima de NoL tiene que corregirse de acuerdo a las condiciones de temperatura y humedad que prevalezcan en el campo para obtener un valor acorde al suministro real.

Entre las complicaciones que presenta la técnica propuesta por Fox y Piekielek (1978), es que el filtrado del extracto que se llega a obtener no siempre es eficiente, dado a que al momento de realizar el proceso de filtración, los extractos que se obtienen tienen presencia notoria de partículas sólidas, que aunque son diminutas ocasionan inestabilidad en las lecturas que se realizan al utilizar el espectrofotómetro. Con la finalidad de evitar esta situación, Galvis (1998) propone la utilización de un extractante a base de  $\text{CaCl}_2$  0.01 M a temperatura ambiente, el cual permite la realización de un filtrado eficiente mediante la utilización de papel Whatman No. 42 o su equivalente.

En la aplicación de esta metodología modificada se ha identificado que la coloración que presenta el extracto tiene interferencia al realizar las lecturas a la longitud de 360 nm, en el espectrofotómetro. Por otro lado hace falta una curva de calibración que permita la cuantificación del carbono presente en los extractos de los suelos.

Las técnicas colorimétricas tienen la bondad de que son rápidas y precisas, con una certidumbre mayor a 90%, cuando se calibra adecuadamente el equipo a utilizar, para el caso de carbono soluble, su aplicación ayudaría mucho para su cuantificación, como complemento al procedimiento que proponen los autores mencionados anteriormente.

Debido a la naturaleza misma del nitrógeno que no se acumula en el suelo, si no que es muy dinámico, y su concentración es fácilmente alterado por las condiciones climáticas, existe la necesidad de buscar otros indicadores con mayor estabilidad, para tomar decisiones en cuanto a la dosis de fertilizante que se tiene que aplicar en cada situación.

## **2.5 Resumen de revisión de literatura.**

Frecuentemente se menciona que la materia orgánica es el único indicador importante de la productividad de los suelos, esto es debido a que efectivamente la materia orgánica afecta las propiedades químicas, físicas y biológicas (Haynes, 2005); sin embargo, la materia orgánica total no es un parámetro adecuado que se pueda considerar al establecer una dosis de fertilización, ya que se compone de materiales de diferente composición bioquímica lo cual no permite que la tasa de mineralización sea constante, aún bajo condiciones óptimas de temperatura (35°C) y humedad (capacidad de campo), de tal manera que ha existido la necesidad de identificar a la parte de materia orgánica que influye en el corto plazo (ciclo de crecimiento), en la nutrición de los cultivos. Por tal motivo a la materia orgánica se le ha fraccionado en reservas activas (fracción lábil y fracción estabilizada) y reservas pasivas (materiales humificados) (Matus y Rodríguez, 1994; Galvis, 1998). Desde el punto de vista de aporte de nitrógeno, la fracción de mayor importancia es la fracción lábil, ya que se ha estimado que el tiempo que permanece en campo es de máximo un año, después de que se adiciona el residuo (Matus y Rodríguez, 1994), y 4 a 5 semanas en condiciones de incubación (Galvis, 1998). Debido a que en el sistema suelo las fracciones que constituyen a la materia orgánica no se encuentran separadas, sino que constituyen una mezcla de residuos en diferente estado de descomposición con los minerales de los suelos, se hace necesario la generación de una técnica que permita su identificación y cuantificación.

Con las metodologías propuestas inicialmente por Fox y Piekielek (1978) y la modificación propuesta por Galvis (1998), es viable cuantificar la fracción lábil de la materia orgánica que participa de manera activa sobre la capacidad de aporte nitrogenado del suelo; sin embargo, es necesario eliminar la interferencia que se presenta por el color que se obtiene en los extractos de los suelos con altas concentraciones de carbono. Por lo tanto, es necesario identificar un agente capaz de reducir el carbono soluble y que permita realizar lecturas mediante la

utilización del espectrofotómetro, realizar una curva de calibración con concentraciones conocidas de carbono en solución y calcular la cantidad de carbono que se encuentra en los extractos de las muestras de los suelos.

### III. OBJETIVOS E HIPÓTESIS.

#### 3.1 Objetivos.

**Objetivo General:** Estimar la disponibilidad de nitrógeno en el suelo con base en la cuantificación del carbono soluble.

#### Objetivos Específicos:

- a) Generar una técnica de análisis químico en el laboratorio que permita cuantificar colorimétricamente el carbono soluble presente en los suelos.
- b) Proponer el carbono soluble como un indicador de la calidad de materia orgánica de los suelos.

#### 3.2 Hipótesis.

**Hipótesis General:** El contenido de carbono soluble extraído con  $\text{CaCl}_2$  0.01M está directamente relacionado con la proporción de compuestos de fácil descomposición de la materia orgánica de los suelos.

#### Hipótesis específicas:

- a) La cuantificación del material orgánico extraído con  $\text{CaCl}_2$  0.01M se puede medir por técnicas colorimétricas, mediante la utilización de un agente oxidante del carbono.
- b) La cantidad de carbono extraído con  $\text{CaCl}_2$  0.01M (carbono soluble) es proporcional a la cantidad de nitrógeno disponible en los suelos.

#### IV. MATERIALES Y MÉTODOS.

La presente investigación constó de tres etapas: 1) colecta y preparación de muestras de suelo, 2) calibración de una técnica colorimétrica para la cuantificación de carbono y 3) aplicación de la metodología propuesta para cuantificar el carbono soluble en suelos.

##### 4.1 Colecta y preparación de las muestras de suelos.

En el Cuadro 2 se presenta las características de los sitios donde se colectaron las muestras de suelo para este estudio, así como el contenido inicial de materia orgánica y arcilla.

Cuadro 2. Características de los suelos utilizados en la investigación

Tipo de Suelo	Lugar de muestreo	Ambiente	MO %	Cont. Arcilla %	Cultivo
Ustorthent	Nayarit	Trópico Subhúmedo	0,9	10	Caña de azúcar
Fluventic haplustepts	Campeche	Trópico Subhúmedo	1,585	15	Maíz forrajero, laboreo intensivo
Haplustepts	Campeche	Trópico Subhúmedo	2,1	12	Plantación de cedro rojo

Los suelos se secaron al aire y a la sombra a temperatura ambiente, para evitar alteraciones físicas y químicas (Tan, 1994). Una vez que se secaron, se pasaron a través de una malla de 2 mm para su posterior análisis. A cada una de las muestras se le determinó el contenido de materia orgánica, de acuerdo a la técnica de Walkley y Black (Nelson y Sommers, 1982).

#### **4.2. Calibración de una técnica colorimétrica para la cuantificación de carbono soluble.**

Para cumplir con el objetivo de esta etapa se utilizó dextrosa grado reactivo como fuente de carbono, como agente oxidante del carbono al dicromato de sodio y como medio ácido o digestor al ácido sulfúrico. Se eligieron los mismos reactivos que permiten la cuantificación de carbono orgánico en la metodología de Walkley y Black (Nelson y Sommers, 1982); con la diferencia de que en esta ocasión dichos reactivos serán aplicados a extractos y no directamente a las muestras de suelos; por disponibilidad de reactivo se utilizó dicromato de sodio y no de potasio como lo indica la mencionada metodología. El propósito de ésta etapa fue la identificación de las cantidades adecuadas de los reactivos mencionados, de tal forma, que permitieran el desarrollo de una curva de calibración, para cuantificar a través de la colorimetría y mediante la utilización de un espectrofotómetro, la cantidad de carbono presente, en cada solución bajo evaluación, esto se logró probando diferentes concentraciones de carbono, dicromato de sodio y ácido sulfúrico.

El carbono presente en una solución es oxidado por la acción del dicromato de sodio en un medio ácido, para lo cual, como se indicó anteriormente se utilizó al ácido sulfúrico concentrado. La oxidación se denota cuando se produce un cambio en la coloración final de la solución. Posteriormente, se desarrolla una curva de calibración con diferentes concentraciones de carbono (50, 100, 200, 500, 1000, 2000, 3000 y 5000 mg L<sup>-1</sup>), cuya tonalidad está directamente relacionada con la cantidad de carbono presente en cada muestra, lo cual se identificará por espectrofotometría.

Para lograr identificar la cantidad adecuada de reactivos para la cuantificación de carbono, se realizaron una serie de pruebas en laboratorio cuyas fuentes de variación se presentan en el Cuadro 3, las cuales consistieron en lo siguiente:

- a) Concentración de dicromato de sodio como agente oxidante;
- b) Cantidad de ácido sulfúrico concentrado para generar el medio ácido requerido para la oxidación del carbono;
- c) Concentración de carbono usando como fuente dextrosa  $C_6H_{12}O_6$ ;
- d) Longitud de onda en el espectrofotómetro para la medición del carbono soluble;
- e) Tiempo de medición después de que se da la reacción de oxidación.

Cuadro 3. Reactivos utilizados y rangos evaluados para desarrollar la técnica colorimétrica de cuantificación de carbono.

Concentración de dicromato de sodio %	Concentración de carbono soluble mg C L <sup>-1</sup>	Cantidad de ácido Sulfúrico ml	Longitud de onda Nm	Tiempo de medición hr
1, 1.5, 2.0, 2.5, 3.0, 4.0 y 5	50, 100, 200, 500, 1000, 2000, 3000, 4000 y 5000	1, 2, 3, 4 y 5	360 a 600	0.5, 1.0, 2.0, 3.0 y 24.0

El ámbito de exploración de cada variable se fue ampliando o reduciendo, en el transcurso de la investigación; inicialmente las concentraciones de carbono eran las únicas que estaban establecidas, y la decisión de dichas concentraciones fue meramente arbitraria, con la finalidad de detectar algún cambio en coloración al someter dichas concentraciones al proceso de oxidación.

En la parte de resultados se describe en base a qué se fue variando el rango de exploración de los reactivos; en ésta parte de la metodología solo se hace mención de las concentraciones que se evaluaron.

Una vez establecida la curva de calibración se procedió a evaluar su efectividad mediante la utilización de soluciones orgánicas con diferentes concentraciones de carbohidratos. Después de que se decidió que realmente cuantificaba el carbono presente en las soluciones, se procedió a definir su aplicabilidad en muestras de suelo.

### 4.3 Cuantificación de carbono soluble en muestras de suelo con residuo incorporado.

Para la aplicación de la técnica propuesta de cuantificación de carbono soluble en suelo por colorimetría, se necesitó de la preparación de los suelos mediante la adición de diferentes dosis de residuos con calidad conocida, previendo que dichos residuos fuesen contrastantes en cuanto a su calidad.

#### 4.3.1 Residuos utilizados.

Se utilizaron dos residuos con características contrastantes en su relación carbono nitrógeno, como se muestra en el Cuadro 4.

Cuadro 4. Características de los residuos utilizados

Residuo	Relación carbono/nitrógeno	Composición bioquímica
Alfalfa ( <i>Medicago Sativa</i> L.)	16	<ul style="list-style-type: none"> <li>• 50% de pared celular.</li> <li>• 8% de pectinas.</li> <li>• 10% de hemicelulosa.</li> <li>• 7% de lignina.</li> </ul>
Trigo ( <i>Triticum Aestivum</i> L.)	71	<ul style="list-style-type: none"> <li>• 40% de celulosa.</li> <li>• 23% de hemicelulosa.</li> <li>• 8% de lignina.</li> <li>• 0.2% de cutina.</li> </ul>

---

Fuente: (Avilés, 2002; De blas, 2003).

### 4.3.2 Tratamientos.

La preparación de las muestras de suelo se realizó de la siguiente manera, se pesaron 25 gramos de cada suelo y se les adicionó residuos de trigo y de alfalfa en cantidades equivalentes a 0 (testigo) 10, 20, 30 y 40 toneladas de residuos por hectárea, logrando mediante ésta combinación un total de 27 tratamientos (Cuadro 5), los períodos de incubación se determinaron con base en diversos estudios que han sido realizado por otros investigadores, quienes establecieron como periodo óptimo de incubación un tiempo de 3 semanas, ya que después de éste periodo comienza la mineralización de la fracción resistente de los materiales orgánicos incorporados (Andersen y Jensen, 2001).

Cuadro 5. Tratamientos evaluados

<b>Tratamiento</b>	<b>Suelo</b>	<b>Tipo de residuo</b>	<b>Dosis de residuo (Mg ha<sup>-1</sup>)</b>
1	Ustorthent	Testigo	0
2	Ustorthent	Alfalfa	10
3	Ustorthent	Alfalfa	20
4	Ustorthent	Alfalfa	30
5	Ustorthent	Alfalfa	30
6	Ustorthent	Trigo	10
7	Ustorthent	Trigo	20
8	Ustorthent	Trigo	30
9	Ustorthent	Trigo	40
10	Fluventic Haplustepts	Testigo	0
11	Fluventic Haplustepts	Alfalfa	10
12	Fluventic haplustepts	Alfalfa	20
13	Fluventic haplustepts	Alfalfa	30
14	Fluventic haplustepts	Alfalfa	30
15	Fluventic haplustepts	Trigo	10
16	Fluventic haplustepts	Trigo	20
17	Fluventic haplustepts	Trigo	30
18	Fluventic haplustepts	Trigo	40

...continuación cuadro 5.

<b>Tratamiento</b>	<b>Suelo</b>	<b>Tipo de residuo</b>	<b>Dosis de residuo (Mg ha<sup>-1</sup>)</b>
19	Haplustept	Testigo	0
20	Haplustept	Alfalfa	10
21	Haplustept	Alfalfa	20
22	Haplustept	Alfalfa	30
23	Haplustept	Alfalfa	30
24	Haplustept	Trigo	10
25	Haplustept	Trigo	20
26	Haplustept	Trigo	30
27	Haplustept	Trigo	40

Los residuos tanto de alfalfa como de trigo que se utilizaron fueron secados, molidos y tamizados previamente; para obtener una mezcla homogénea entre suelo y residuo. La mezcla se hizo en frascos de vidrio de 250 ml de capacidad.

#### **4.3.3 Diseño Experimental.**

Se utilizó un diseño completamente al azar, con dos repeticiones y el experimento se estableció de la forma que se describe a continuación.

#### **4.3.4 Procedimiento de incubación.**

Para acelerar la mineralización o descomposición de los residuos, se necesitó de un período de incubación de tres semanas, definido en base a otros estudios realizados en cuanto a mineralización de residuos, mediante el siguiente procedimiento:

- a) De cada mezcla preparada (suelo-residuo), se separaron 6 submuestras de 5 gramos que se vertieron en frascos de 10 ml de capacidad.
- b) Se adicionó agua desionizada, llevando cada submuestra a capacidad de campo y se registró el peso final de cada frasco con la mezcla.

c) Por cada tratamiento se incubaron 2 submuestras por 1 semana, 2 submuestras por 2 semanas y 2 submuestras por 3 semanas. Las incubaciones fueron a 35° C, la cual se considera como óptima para la actividad de la biomasa microbiana. En este experimento se incubaron al mismo tiempo todas las submuestras y se fueron retirando conforme cumplían su tiempo de incubación.

d) Se monitoreó el contenido de la humedad y se adicionó la humedad perdida, cada 24 horas.

#### **4.3.5 Procedimiento de extracción de carbono soluble.**

Al término de cada período de incubación se realizó la extracción de carbono soluble mediante la utilización de una sal diluida ( $\text{CaCl}_2$  0.01M). La extracción se realizó con la metodología planteada por Galvis (1998), la cual indica lo siguiente, sin embargo, se le realizó modificaciones leves que se presentan en el apartado de resultados y discusiones.

- a) Pesar 5 gramos de suelo seco, molido y tamizado en un tubo de polipropileno de 100 mililitros de capacidad.
- b) Agregar 50 mililitros de una solución de cloruro de calcio preparada a una concentración de 0.01 Molar.
- c) Tapar bien el tubo con la muestra de suelo y la solución con un tapón de hule, asegurándose de que no se presentaran escurrimientos.
- d) Agitar durante una hora en una agitadora de vaivén, calibrada previamente a 180 oscilaciones por minuto.
- e) Inmediatamente después de la agitación, se filtrar el contenido del tubo de polipropileno en un envase de vidrio, con papel whatmman No. 42 o equivalente.

#### 4.4 Cuantificación de mineralización.

La cuantificación de la mineralización de los residuos incorporados a los suelos, indica las tendencias de descomposición que tuvieron los residuos incorporados, por lo tanto, se aprovecharon los extractos obtenidos para la cuantificación de carbono soluble.

Se midió la mineralización de los residuos a través de la cuantificación de nitratos, amonios y carbono soluble, para ello, se hizo uso de un potenciómetro con electrodo selectivo para el caso de las dos formas de nitrógeno y para el carbono se aplicó la metodología descrita en el apartado anterior.

##### 4.4.1 Cuantificación de Nitratos.

Para la cuantificación de nitratos, mediante la utilización del electrodo selectivo de iones, se preparan los siguientes reactivos:

- a)** *Solución ISA*, es una solución que permite ajustar la fuerza iónica y se prepara a con  $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$  2M. Disolver 66.07 g de  $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$  en 250 ml de agua desionizada, con esta cantidad de solución es suficiente debido a que se ocupa poca cantidad.
- b)** *Solución de Relleno*. Esta solución va al interior del electrodo especificado para la detección de nitratos.  $(\text{NH}_4)\text{SO}_4$  0.1M. Disolver 3.3035 g de  $(\text{NH}_4)\text{SO}_4$  en 250 ml de agua desionizada.
- c)** *Solución Patrón* 1000 mg  $\text{NO}_3$  L<sup>-1</sup>. Esta solución es utilizada para la elaboración de la curva de calibración y se prepara utilizando  $\text{KNO}_3$ . En un matraz volumétrico de 1000 ml, disolver 1.6303 g  $\text{KNO}_3$  en 500 ml de agua aproximadamente, se agrega 20 ml de la solución ISA y se afora a 1 litro con agua desionizada.
- d)** La solución anterior preparada en la etapa anterior, se utiliza para preparar los puntos de la curva de calibración restantes, los cuales tienen las concentraciones de 0.1, 1.0, 10, 100 y 1000 mg  $\text{NO}_3$  L<sup>-1</sup>.
- e)** Antes de encender el potenciómetro, se conecta el electrodo sensible a nitratos, se enciende y se procede a realizar las lecturas en mV, comenzando con la concentración más baja del punto de calibración,

mientras se realiza la lectura la solución debe de estar en constante agitación.

**f)** Finalmente cuando se tienen todas las lecturas de los puntos de la curva, se realiza una regresión con modelo logarítmico  $Y = a \ln X + b$

Donde:

Y: es la lectura del aparato (mV)

X: es la concentración de  $\text{NO}_3$  en  $\text{mg L}^{-1}$

A y b: son constantes de proporcionalidad

Por lo tanto en la ecuación de la regresión realizada se despeja "X" por ser el valor que nos interesa, quedando de la siguiente manera:

$$X = \exp[(y-b)/a]$$

$$\text{NO}_3 \text{ mg L}^{-1} = \exp[(y-b)/a]$$

#### **4.4.2 Cuantificación de amonio ( $\text{NH}_4$ ).**

Para el caso de Amonio, se requieren los siguientes reactivos:

**a)** *Solución ISA*, para el ajuste iónico, es una solución que se prepara con  $\text{NaCl}$  5M. Disolver 73.05 g de  $\text{NaCl}$  en 250 ml de agua desionizada.

**b)** *Solución de Relleno*. Esta solución va al interior del electrodo especificado para la detección de amonios.  $\text{NaCl}$  0.1M. Disolver 1.461g de  $\text{NaCl}$  en 250 ml de agua desionizada. Al igual que la solución ISA se usa volúmenes pequeños.

**c)** *Solución Patrón* 1000  $\text{mg NH}_4 \text{ L}^{-1}$ . Esta solución es utilizada para la elaboración de la curva de calibración y se prepara utilizando  $(\text{NH}_4)_2 \text{SO}_4$ . En un matraz volumétrico de 1000 ml, disolver 3.6627 g  $(\text{NH}_4)_2 \text{SO}_4$  en 500 ml de agua aproximadamente, se agrega 20 ml de la solución ISA y se afora a 1 litro con agua desionizada.

**d)** La solución preparada en la etapa anterior, se utiliza para preparar los puntos de la curva de calibración restantes, los cuales tienen que tener las siguientes concentraciones de 0.1, 1.0, 10, 100 y 1000 mg NO<sub>3</sub> L<sup>-1</sup>.

**e)** Antes de encender el potenciómetro, se conecta el electrodo sensible a amonio, se enciende y se procede a realizar las lecturas en mV, comenzando con la concentración más baja del punto de calibración, mientras se realiza la lectura la solución debe de estar en constante agitación.

**f)** Finalmente cuando se tienen todas las lecturas de los puntos de la curva, se realiza una regresión con modelo logarítmico  $Y = a \ln X + b$

Donde:

Y: es la lectura del aparato (mV)

X: es la concentración de NH<sub>4</sub> en mg L<sup>-1</sup>

a y b: son constantes de proporcionalidad

Por lo tanto en la ecuación de la regresión realizada se despeja "X" por ser el valor que nos interesa, quedando de la siguiente manera:

$$X = \exp[(y-b)/a]$$

$$\text{NH}_4 \text{ mg L}^{-1} = \exp[(y-b)/a]$$

NOTA: Para verificar el funcionamiento correcto del aparato, se realiza la siguiente prueba. En un vaso de precipitado se coloca 100 ml de agua desionizada, se agrega 2 ml de la solución ISA para nitratos y se adiciona 1 ml de la solución patrón (1000 mg NO<sub>3</sub> L<sup>-1</sup>), se pone en constante agitación mientras se toma la lectura en mV, posteriormente se agregan 10 ml de la solución patrón y se toma la lectura final; si la diferencia entre la lectura inicial y la lectura final es de +/- 64mV entonces el aparato está funcionando correctamente.

#### **4.5 Establecimiento del carbono soluble como indicador de la calidad química de materia orgánica.**

El establecimiento del carbono soluble como un indicador de la calidad de materia orgánica que poseen los suelos, se logró mediante el establecimiento de una relación entre la relación carbono nitrógeno de cada extracto de suelo evaluado, y su relación con la cantidad de carbono soluble que se cuantificó en el extracto en cuestión.

## **V. RESULTADOS Y DISCUSIONES.**

Una vez que se tuvieron las muestras de suelo y definido los residuos con los que se trabajaron, se procedió a la calibración de la técnica colorimétrica de cuantificación de carbono soluble, iniciando con la elaboración de una curva de calibración, indispensable en análisis colorimétricos ya que se construyen, a partir de soluciones con concentraciones conocidas del elemento que se desea cuantificar.

### **5.1 Calibración de la técnica colorimetría, para cuantificar carbono soluble.**

La técnica se desarrolló a través de pruebas de ensayo y error, y cada paso se describe a continuación, también cómo se fueron acotando los rangos de estudio que se establecieron en la parte metodológica.

#### **5.1.1 Elaboración de la curva de calibración.**

Como primer paso en el desarrollo de la técnica de cuantificación de carbono por colorimetría fue probar el agente oxidante (dicromato de sodio) al 5% (6 ml) el cuál permitiera un cambio en la tonalidad de la solución en presencia de carbono y al agregar ácido sulfúrico (5 ml) ; en esta etapa se probaron concentraciones de carbono que iban desde 1000 mg L<sup>-1</sup> hasta 5000 mg L<sup>-1</sup> y también una solución con cero carbono, tomando alícuotas de 4 ml, las concentraciones de carbono que se encuentran dentro del rango de 1000 a 5000 mg C L<sup>-1</sup> se tornaban de un color azul marino y no registraban cambios en coloración a simple vista o al realizar mediciones con el espectrofotómetro en ninguna longitud de onda (360 a 800nm) pero la concentración de cero carbono se mantenía con un color anaranjado; lo anterior indicaba que el agente oxidante sí estaba actuando correctamente pero había que variar la proporción de reactivos que se estaban mezclando.

La decisión siguiente fue disminuir la concentración de carbono; por lo tanto se utilizaron concentraciones menores que variaron entre 0 y 500 mg C L<sup>-1</sup> que al tomar alícuotas de estas soluciones, y agregarles 6 ml de la solución al 5% de dicromato de sodio y 5 ml de ácido sulfúrico, se observó un color anaranjado (para la solución sin carbono) y color café oscuro (para la concentración de 500 mg C L<sup>-1</sup>). Dichas coloraciones tampoco registraron cambios en los valores registrados por el espectrofotómetro, en las diferentes longitudes de onda evaluadas.

El siguiente paso fue variar la concentración del dicromato de sodio en un rango que va del 1% al 10%, sin variar el volumen utilizado que es de 6 ml; obteniendo los siguientes resultados, las concentraciones por debajo de 2.5% no cambiaban de la tonalidad naranja que presentaban muy parecido a la concentración que no tenía carbono (solución testigo) y la concentración mayor a 3% tampoco cambia de la tonalidad café oscura que presentaban las muestras al agregarle 5 ml de ácido sulfúrico; sin embargo, con la concentración de 2.5% la tonalidad de las soluciones fueron cambiando instantáneamente del color anaranjado al color café conforme varió la concentración de carbono en las soluciones, eligiendo de ésta manera a dicha concentración como la adecuada para llevar a cabo la cuantificación de carbono por el método colorimétrico.

Posteriormente se realizaron pruebas para la elección de la cantidad adecuada de dicromato de sodio al 2.5%, utilizando desde 1 hasta 10 ml de ésta solución denominada colorante, definiendo que su cantidad adecuada es de 6 ml.

En seguida se varió la cantidad de ácido sulfúrico adicionado de 1 ml a 5 ml, concluyendo que la adición de más de 2 ml de ácido sulfúrico no tiene ningún efecto en la cantidad de carbono oxidado por el dicromato de sodio debido a que no se produce un cambio en la lectura registrada por el

espectrofotómetro a una longitud de onda de 580 nm; sin embargo, una cantidad de 1 ml del ácido no es suficiente para provocar los cambios de coloración que se produce en las soluciones con carbono.

Después de haber detectado las proporciones óptimas de reactivos que permitieron un cambio gradual en la coloración de las soluciones en relación directa con su concentración de carbono, un punto clave en la calibración de la técnica fue la identificación de una longitud de onda (nm) precisa que permitiera la lectura de las muestras desde un valor de absorbancia cero que coincidiera con cero concentración de carbono, esto es, un valor que nos permitiera fijar en cero el espectrofotómetro al tener una solución sin que haya presencia de carbono en el medio y que únicamente estuviesen presentes los otros reactivos (ácido sulfúrico y dicromato de sodio). Se hicieron pruebas a diferentes longitudes de onda entre 300 nm y 800 nm, donde se detectó que a 580 nm se obtuvieron medidas estables y reproducibles en la calibración.

La adición de ácido sulfúrico genera una reacción exotérmica, por lo que se tiene que realizar con cuidado y trabajando siempre bajo campana de extracción de aire. La temperatura de la muestra se equilibra con la del ambiente a los 30 minutos, después de este tiempo ya se pueden realizar las mediciones y se mantienen estables las lecturas hasta 24 horas.

Después de haber realizado las pruebas detalladas en el párrafo anterior en cuanto a la concentración y volumen del agente oxidante a base de dicromato de sodio, volumen de ácido sulfúrico, longitud de onda adecuada y tiempo de lectura, se plantea la siguiente metodología, como una aportación a la cuantificación del carbono soluble, por la vía colorimétrica.

### **5.1.2 Preparación de la curva de calibración.**

- a) Preparar una solución patrón que contenga una concentración de 1000 mg L<sup>-1</sup> de carbono, mediante la utilización de dextrosa grado reactivo.
- b) En una serie de 5 matraces volumétricos de 100 ml de capacidad previamente enumerados (0,1, 2, 3 y 4) se adiciona 0, 5, 10, 20, 50 ml de la solución de 1000 mg L<sup>-1</sup> de C.
- c) Se aforan los matraces con agua desionizada, logrando de ésta manera concentraciones conocidas de carbono en cada matraz de 0, 50, 100, 200 y 500 mg L<sup>-1</sup> de C.

### **5.1.3 Desarrollo de color.**

- a) En una serie de 5 tubos de digestión identificados (0,1, 2, 3 y 4), se adiciona 4 ml de las soluciones con concentraciones conocidas de carbono (0, 100, 200 y 500 mg L<sup>-1</sup>). El blanco se prepara adicionando en un tubo de digestión 4 ml de la solución extractora. Teniendo de esta manera un total de 6 tubos.
- b) A cada tubo se adiciona 6 ml de la solución de dicromato de sodio (al 2.5% de concentración), se agita para que se produzca la mezcla entre la solución de carbono y solución de dicromato, a cada matraz se le adiciona cuidadosamente 2.0 ml de ácido sulfúrico concentrado, se agita, inmediata y cuidadosamente; finalmente, se deja reposar por 30 minutos y se procede a la lectura en espectrofotómetro a 580nm.
- c) La lectura de cero absorbancia a 580 nm en el espectrofotómetro, se ajusta con agua desionizada.

### **5.1.4 Resultados de la curva de calibración.**

En el Cuadro 6, se muestran las lecturas de absorbancia registradas por el espectrofotómetro en cada punto de la curva de calibración a una longitud de onda de 580 nm, considerando que se utilizaron 4 ml de la solución de carbono, 6 ml de la solución de dicromato de sodio al 2.5% y 2 ml de ácido sulfúrico, se

tiene un volumen final de 12 ml, por lo tanto las concentraciones de carbono resultan como se muestra en el mismo cuadro.

Cuadro 6. Absorbancia registrada por los diferentes puntos de la curva de calibración.

Conc. de C (mg L <sup>-1</sup> )	Absorbancia a 580 nm
0	0
17	0,04
33	0,07
67	0,14
167	0,34

#### Cálculo de mg C L<sup>-1</sup>, en las soluciones en evaluación.

La estimación de la concentración de carbono en una muestra en evaluación se realiza mediante la ecuación de regresión que se obtiene de la curva de calibración, como se detalla a continuación según la Figura 1.

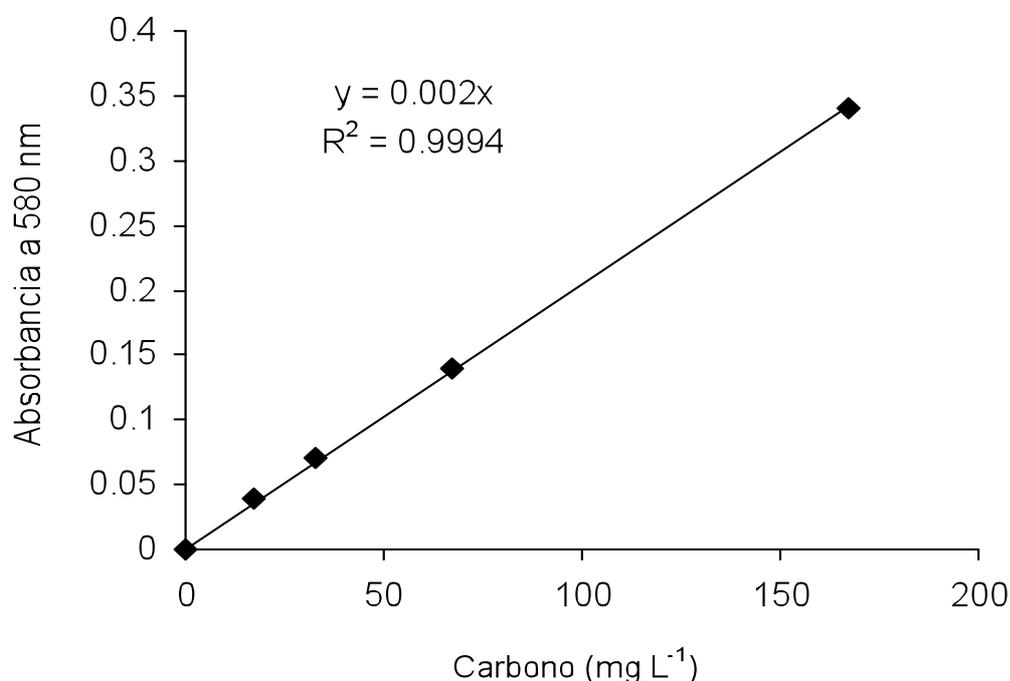


Figura 1. Curva de calibración para la cuantificación de carbono a una longitud de onda de 580 nm.

Ecuación de regresión:  $Y=0.0021X$ ,  $R^2= 0.99$

En donde  $Y=$  Absorbancia,  $X=$  carbono ( $\text{mg L}^{-1}$ ) en la curva.

Carbono ( $\text{mg L}^{-1}$ ) en la solución = carbono ( $\text{mg L}^{-1}$ ) en la curva \* factor de dilución de volumen.

Factor dilución de volumen = Vol. total de la mezcla / ml. de extracto utilizado

La regresión lineal obtenida presenta un valor de  $R^2$  igual a 0.99, lo cual permite establecer a dicha curva de calibración como confiable para realizar cuantificación de dicho elemento dentro del rango de concentraciones de carbono que se emplearon en la curva de calibración (Figura 1); sin embargo, existía otra incertidumbre, con respecto a qué tanto efecto tenía la coloración que se obtenía en los extractos una vez filtrados, en la precisión de la metodología. Con tal finalidad se evaluaron líquidos agroindustriales con diferente coloración a los cuales se les determinó la concentración de carbono.

#### **5.1.5. Cuantificación de carbono en diferentes soluciones.**

Con la finalidad de confirmar la efectividad de la metodología colorimétrica planteada, se procedió a cuantificar el carbono a diferentes productos lo cuales se presentan en el Cuadro 7, con sus características respectivas.

Cuadro 7. Concentración de carbohidratos, lípidos y proteínas de los líquidos de origen agroindustrial empleados en el presente estudio.

Identificación de soluciones de carbono	Presentación	Color	Carbohidratos (mg L <sup>-1</sup> )	Lípidos (mg L <sup>-1</sup> )	Proteínas (mg L <sup>-1</sup> )
SA1	Suspensión acuosa	Café	112500	16000	30000
SA2	Suspensión acuosa	Blanco	48000	28000	31000
SA3	Suspensión acuosa	Amarillo	129000	16000	30000
S1	Solución	Amarillo	100000	0,0	0
S2	Solución	Ámbar	128000	0,0	0
S3	Solución	Amarillo	125000	0,0	0
S4	Solución	Oscuro	110000	0,0	0
S5	Solución	Oscuro	0,0	0,0	0

Una vez que se colectaron los productos a evaluar se detectó que debido a las altas concentraciones de carbohidratos que poseen, al tomar las alícuotas establecidas que fueron de 0.5, 1.0, 2.0, y 4.0 ml, y al llevar a cabo el procedimiento de cuantificación de carbono, la coloración final que se lograba era de color azul intenso, indicador de altas concentraciones de carbono, por lo tanto se realizaron las diluciones correspondientes que permitieron tomar una alícuota que se ajustara a la curva de calibración establecida, de la siguiente manera:

- 1) Para los productos indicados como SA1, SA2 Y SA3, que son suspensiones acuosas con alta concentración de carbono, de tal manera que se realizó una primera dilución tomando 1 ml del producto y se llevó a un volumen final de 50 ml con agua desionizada; una segunda dilución fue tomar de la primera dilución alícuotas de 1, 5, 10 y 20 ml, y se llevaron a volúmenes de 50 ml con agua desionizada, de éstas diluciones ya se tomó la alícuota de 4 ml para la cuantificación de carbono.

2) Los productos denominados como soluciones únicamente se hizo una dilución tomando alícuotas de 0.5, 1.0, 2.0 y 4.0 ml que se llevaron a volúmenes finales de 50 ml igualmente con agua desionizada, de éstas diluciones se tomaron las alícuotas de 4.0 ml para la cuantificación de carbono.

Las lecturas de absorbancia tuvieron un incremento proporcional, al incrementar la concentración de carbono en cada muestra mediante el aumento de la alícuota tomada de cada solución probada, en la siguiente figura puede observarse a través del valor de pendiente que registran las soluciones ( $b = 7.5$  para las suspensiones acuosas (Figura 2a) y  $b = 143.6$  para las soluciones (Figura 2b) que el incremento que se observa en suspensiones acuosas es menor que en las soluciones simples, esto se debe principalmente por la concentración de carbono que poseen dichas suspensiones ya que para poder realizar la cuantificación en éstos productos se realizaron diluciones múltiples las cuales permitieron dicha cuantificación, pues debido a la alta concentración de carbohidratos por una parte, y por contener lípidos y proteínas en diferentes concentraciones no era posible la cuantificación directa de carbono, por lo tanto las alícuotas finales tomadas tenían concentraciones bajas de carbono, tal como se ve reflejado en la pendiente que se tiene al obtener la pendiente de la línea de tendencia.

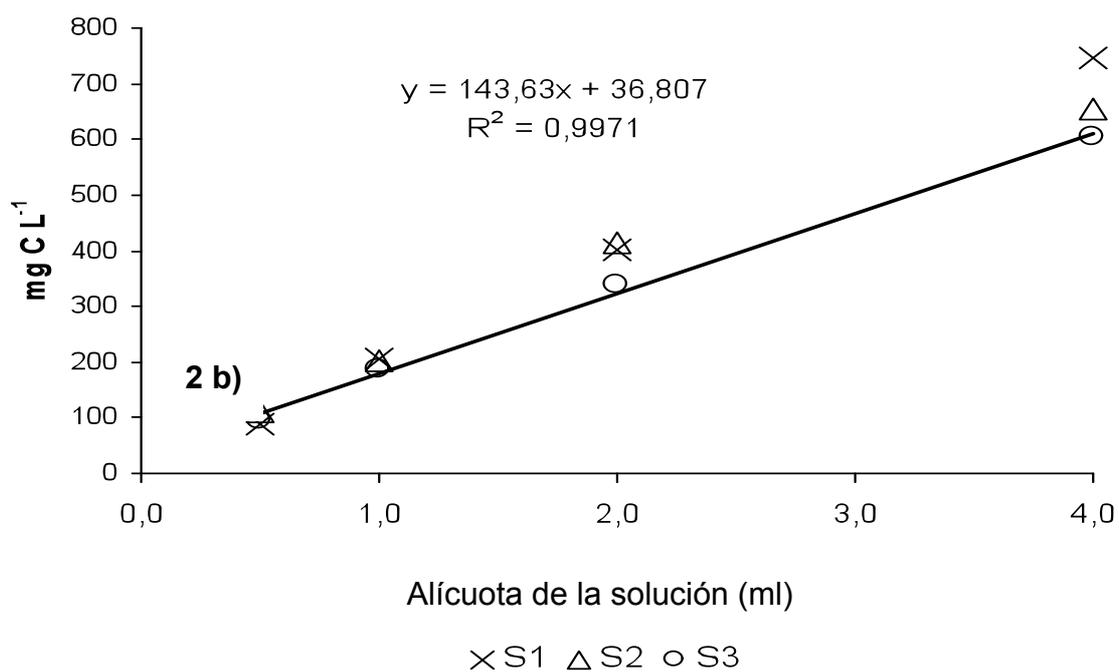
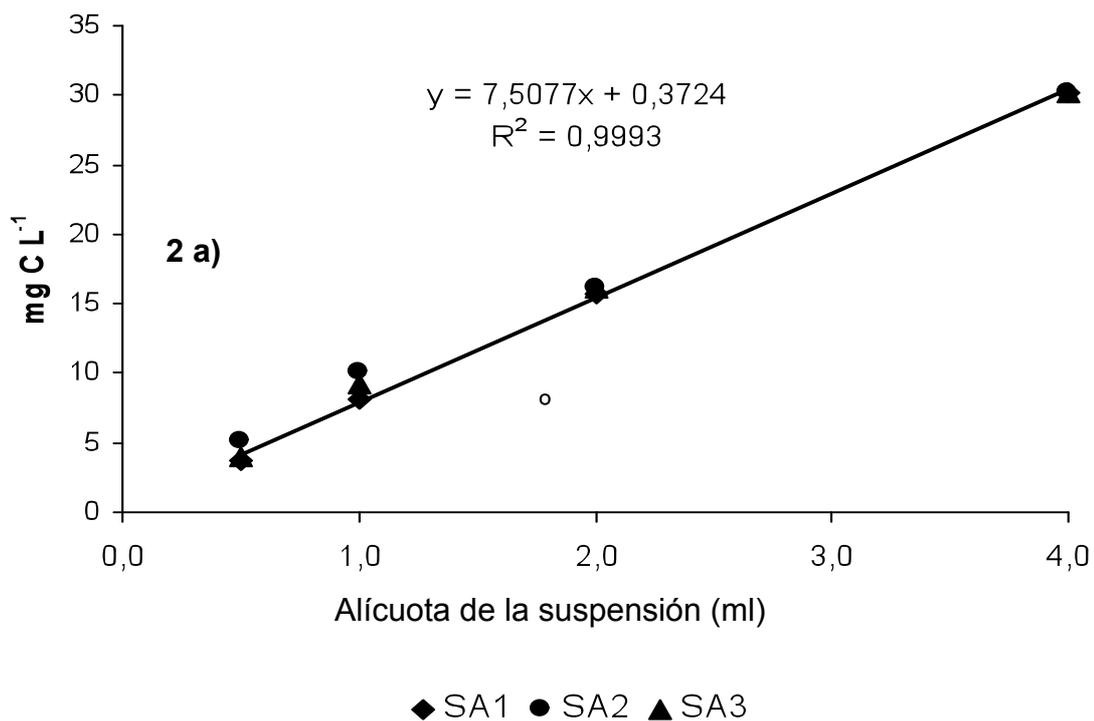


Figura 2. Cuantificación de carbono soluble en diferentes líquidos: a) soluciones acuosas, b) suspensiones acuosas. Para la identificación de cada solución referirse al Cuadro 7.

Al obtener los resultados de concentración de carbono, en los líquidos agroindustriales evaluadas se pudo observar que la coloración que tenían los productos no interfiere en la cuantificación del carbono presente en los productos. Posteriormente se confirmó esto al incluir dos muestras (S4 y S5) más y analizarlas, la muestra S4 con una concentración de 110 000 mg L<sup>-1</sup> de carbohidratos y la S5 con cero concentración de carbohidratos, éstos dos productos presentan el mismo color oscuro, pero concentraciones contrastantes de carbohidratos, no tienen lípidos ni proteínas; encontrándose que la turbidez que presentan las muestras no influyen en la cuantificación de carbono al aplicarse ésta metodología; de igual forma en un mismo producto, al incrementarse el volumen de alícuota se incrementa la turbidez; sin embargo, la cuantificación de carbono no se ve alterada por la turbidez de las soluciones, ya que se tiene una relación directa entre el carbono cuantificado y el volumen de alícuota utilizado.

### **Comparación de carbono cuantificado por colorimetría y la concentración de carbohidratos reportado por los productos.**

En el Cuadro 8, se tienen los datos comparados entre la cantidad de carbohidratos reportado por los productos y el carbono cuantificado por colorimetría de la misma manera que se presentan de forma gráfica en la Figura 3.

Cuadro 8. Comparación de contenido de carbohidratos de los productos y la concentración de carbono estimados por colorimetría

Producto	Contenido de carbohidratos por producto (mg L <sup>-1</sup> )	Carbono soluble calculados por colorimetría (mg L <sup>-1</sup> )
SA1	112500	231479
SA2	48000	308639
SA3	129000	246911
S1	100000	108641
S2	128000	135801
S3	125000	117283
S4	110000	112847
S5	0	278

En la Figura 3 se muestra de forma gráfica los mismos datos y al realizar dicha comparación entre el carbono cuantificado y la concentración de carbohidratos, registrado en la etiqueta de los productos, no hay una relación directa ( $R^2= 0.08$ ); sin embargo, esto puede explicarse como un efecto al no considerar productos que de igual forma contienen carbono como son los lípidos y las proteínas, que son compuestos químicos más complejos y debido a la falta de información en cuanto a la clase específica de estos compuestos no es preciso calcular la cantidad de carbono presente en estas formas.

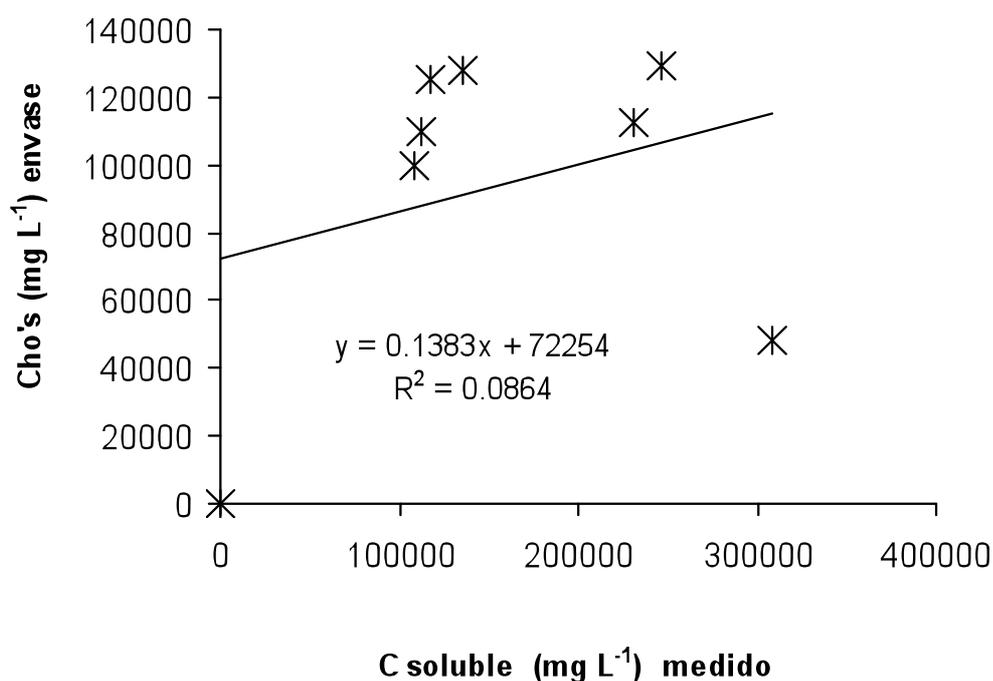


Figura 3. Relación entre el carbono cuantificado por colorimetría y la concentración de carbohidratos en los productos.

Al considerar los carbohidratos, lípidos y proteínas, mediante la suma de estos tres compuestos; al compararse con los carbonos cuantificados (figura 4) se observa que se eleva la  $R^2$  a 0.89, indicando que efectivamente existe una relación directa entre la concentración de CHO's, lípidos y proteínas y el carbono que se cuantifica mediante ésta metodología, y aún más es un reflejo de que la metodología cuantifica los carbonos que se encuentran en las diferentes formas mencionadas.

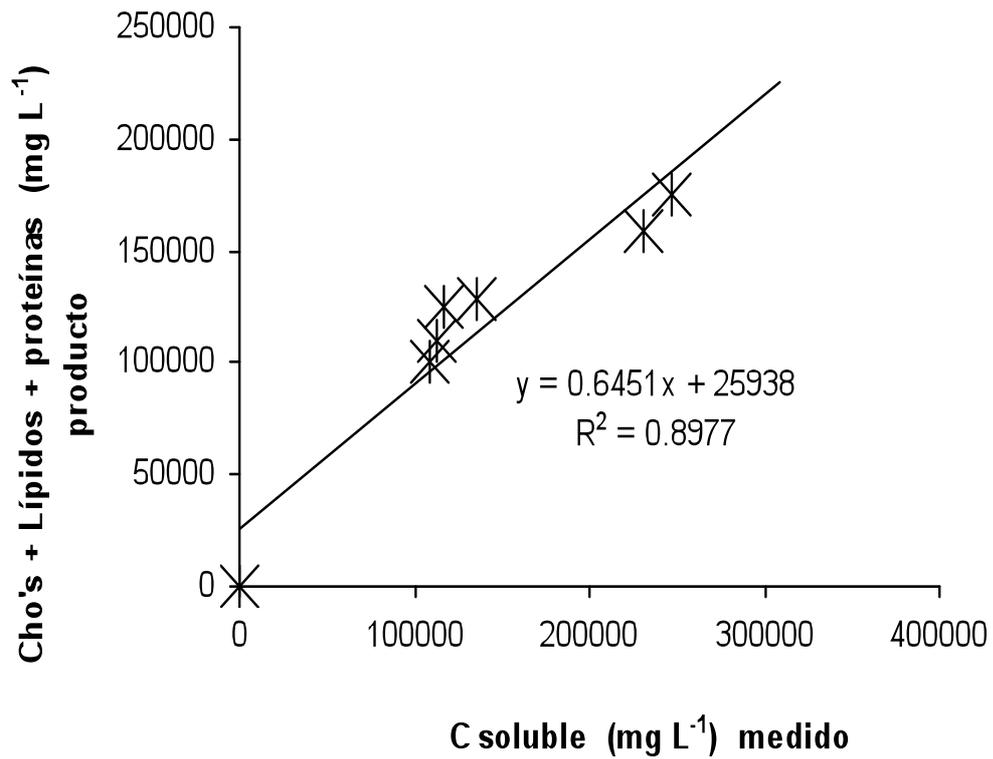


Figura 4. Relación entre carbono soluble cuantificado por colorimetría y el contenido de carbohidratos, lípidos y proteínas, en los productos.

En la figura 5, se vuelve a realizar la misma regresión pero sin considerar a los productos que contienen lípidos y proteínas, y la  $R^2$  es de 0.98.

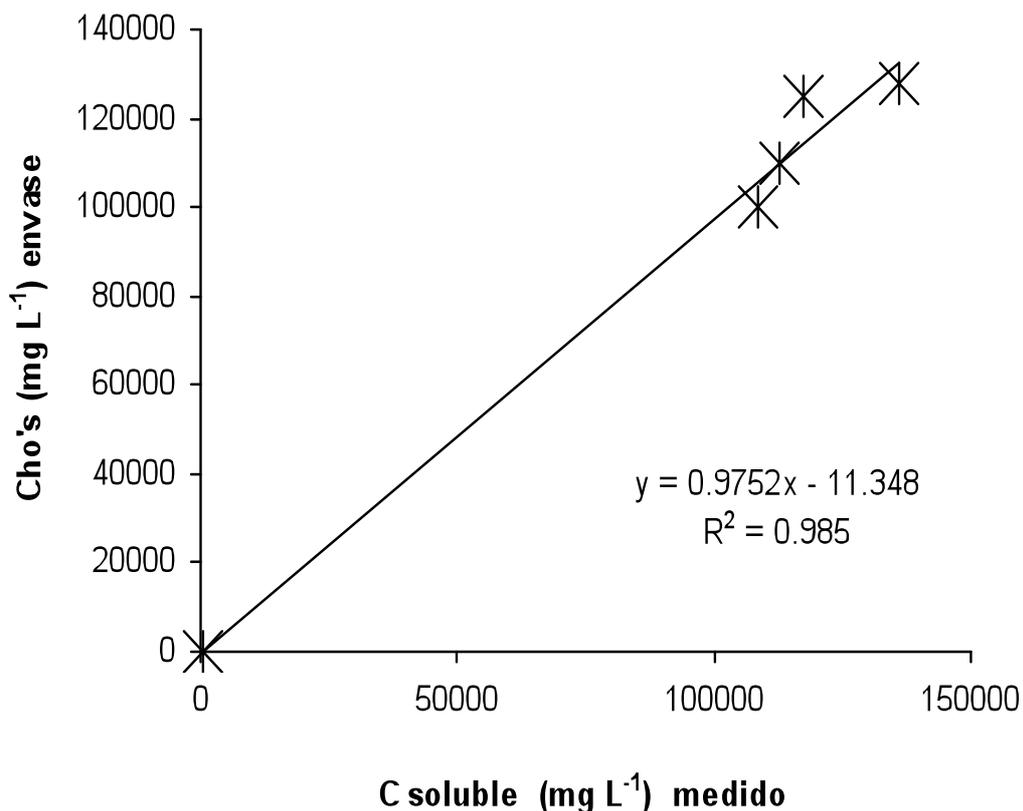


Figura 5. Relación entre carbono cuantificado por colorimetría y los carbohidratos que contienen los productos.

Esto indica que la presencia de otras formas de carbono interfiere en la cuantificación de los carbohidratos. Los resultados encontrados por el método registran siempre valores de carbono mayores a los reportados que son aportados por carbohidratos, esto refleja que existen otras formas de carbono que se están cuantificando; sin embargo, esto ya se complica por que no se tienen los datos precisos de los tipos de compuestos, ya que si se hace referencia a lípidos, se tienen lípidos saponificables y dentro de estos los simples o los complejos; por otro lado se tienen los lípidos insaponificables ahora si se trata de considerar las proteínas de igual forma se tiene a las proteínas simples y proteínas conjugadas. De acuerdo a los resultados, no hay relación entre el C soluble y lípidos, mientras que con las proteínas sí aunque con una tendencia menor en comparación con los carbohidratos.

## **5.2 Cuantificación de carbono soluble por colorimetría en muestras de suelo con residuo incorporado.**

Para realizar la medición de carbono soluble en muestras de suelo, se necesita previamente de una extracción, la cual se hace a base de  $\text{CaCl}_2$  0.01M; sin embargo, se realizó un pequeño ajuste en el tiempo de agitación, realizando diferentes pruebas en donde se detectó que el tiempo de agitación óptimo en el cual ya no hay variación en la cantidad de carbono extraído es de una hora; de la misma forma se determinó que la alícuota que se debe tomar es de 4 ml del extracto, tal como se hizo para la curva de calibración. Una de las complicaciones que se presentan al realizar la extracción con  $\text{CaCl}_2$  0.01M es la turbidez de los extractos y existía la preocupación de que pudiera interferir en la cuantificación de los carbonos; sin embargo, la duda quedó despejada en la evaluación que se realizó a las soluciones agroindustriales, indicando que la turbidez de los extractos una vez filtrados no interfieren en la cuantificación de carbono; por lo anterior se propone la siguiente técnica para la determinación de carbono en suelo, mediante colorimetría.

### **5.2.1 Procedimiento de extracción de carbono soluble con $\text{CaCl}_2$ 0.01M.**

En los siguientes incisos se presentan los pasos a seguir para la extracción de carbono soluble, con la metodología propuesta por Galvis, (1998) con la modificación que se propone.

- a)** Pesar 5 gramos de suelo seco, molido y tamizado en un tubo de polipropileno de 100 ml de capacidad.
- b)** Agregar 50 ml de una solución de cloruro de calcio preparada a una concentración de 0.01 M
- c)** Tapar bien el tubo con la muestra de suelo y la solución con un tapón de hule, asegurándose de que no se presenten escurrimientos.
- d)** Agitar durante una hora en una agitadora de vaivén, calibrada previamente a 180 oscilaciones por minuto.

- e) Inmediatamente después de la agitación, filtrar el contenido del tubo de polipropileno en un envase de vidrio, con papel Whatman No. 42 o equivalente.

### **5.2.2 Preparación de puntos de la curva de calibración.**

La curva de calibración se obtiene mediante la preparación de concentraciones conocidas de carbono.

- a) Preparar una solución patrón que contenga una concentración de 1000 mg L<sup>-1</sup> de carbono, mediante la utilización de dextrosa grado reactivo.
- b) En una serie de 5 matraces volumétricos de 100 ml de capacidad previamente enumerados (0,1, 2, 3 y 4) se adiciona 0, 5, 10, 20, 50 ml de la solución de 1000 mg L<sup>-1</sup> de carbono.
- c) Se aforan los matraces con agua desionizada, logrando de ésta manera concentraciones conocidas de carbono en cada matraz de 0, 50, 100, 200 y 500 mg L<sup>-1</sup> de C.

### **5.2.3 Lectura del extracto de suelo.**

Para proceder con la lectura del extracto de suelo, en tubos de digestión se colocan 4 ml del filtrado obtenido, se le adiciona 6 ml de la solución de dicromato de sodio (al 2.5%), se agita y se agrega cuidadosamente 2 ml de ácido sulfúrico concentrado, se vuelve a agitar y se deja reposar durante media hora y se lee su absorbancia a 580nm.

*Nota:*

1. Si el suelo contiene mucho carbono soluble, al agregar el ácido se formará una solución azul, que no permitirá que se tenga una lectura dentro de la curva de calibración establecida, en estos casos, se hace una dilución del

extracto y se toma 4 ml, (considerando ésta dilución al realizar los cálculos de concentración de carbono).

2. El trabajo de adición de ácido sulfúrico, reposo de las muestras y curva de calibración se hace bajo campana en constante extracción de aire.

### **Cálculo de carbono en suelo.**

La ecuación de regresión que se obtiene de la curva de calibración es la siguiente:  $Y = ax$

$Y$  = absorbancia (lectura en el espectrofotómetro)

$X$  = mg C L<sup>-1</sup> en la curva

$a$  = pendiente de la ecuación

mg C L<sup>-1</sup> en suelo = mg C L<sup>-1</sup> en la curva \* factor de dilución \* factor de masa.

Factor Dilución de Volumen = Vol. total de la mezcla (12 ml) / ml. de extracto utilizado (4ml)

Donde:

Factor Dilución de Masa = Cantidad de sol. extractante (ml) / cantidad de suelo (g)

Factor Dilución de Volumen = Vol. total de la mezcla / ml. de extracto utilizado.

### **5.3 Cuantificación de mineralización.**

La descomposición de los residuos se cuantificó mediante la medición de nitrógeno en forma de nitratos, amonio y también a través de la medición de carbono (con la metodología que se propone), a través del periodo de incubación, durante el cual se controlaron las condiciones de humedad y temperatura.

### 5.3.1 Control de humedad.

La pérdida de humedad se cuantificó a intervalos de 12 h, reponiendo la humedad que se estaba perdiendo, controlando de esta manera la pérdida de agua en las muestras de suelo incubadas, manteniéndolas a capacidad de campo; éste es el periodo mínimo de incubación que se detectó como óptimo para la reposición del agua evaporada, ya que en periodos más cortos implica una apertura constante de la cámara de incubación desestabilizando la temperatura. El Cuadro 9 muestra que el suelo Ustorthent tuvo mayor pérdida de humedad en comparación con los otros dos suelos, (Fluventic haplustepts y Haplustept).

Cuadro 9. Comparación de medias de pérdida de humedad.

Suelo	Pérdida de humedad (%)
Ustorthent	12.5a †
Fluventic	8.5b
Haplustepts	
Haplustept	6.5b

† = valores acompañados con letras distintas son diferentes

estadísticamente (Tukey,  $\alpha=0.05$ )

### 5.3.2 Cuantificación de Nitratos.

El análisis de varianza que se presenta en el Cuadro 10, efectuado para la concentración de nitratos indica que existe diferencia altamente significativa para ésta variable ( $Pr>0.0001$ ), y las fuentes de variación tales como días de incubación, dosis de residuo, tipo de residuo, resultaron como fuentes que afectan de manera significativa la concentración de nitratos; sin embargo, el tipo de suelo no tuvo efecto sobre ésta variable ( $Pr=0.78$ ) tal como se aprecia en el mismo cuadro.

Cuadro 10. Análisis de varianza para nitratos.

Fuente	GL	S.C.	C.M	Valor de F	Pr > F
Modelo	11	6330.7	575.5	23.61	0.0001
Error	150	3655.8	24.3		
Total corregido	161	9986.6			
$R^2$		C.V.	R. C.	C.M.	Promedio de nitratos
0.63		76.1	4.9		6.4
Fuente	GL	S.C.	C.M	Valor de F	Pr > F
Repetición	1	673.4	673.4	27.6	0.0001
Período de incubación	2	1617.3	808.6	33.18	0.0001
Suelo	2	12.0	6.0	0.25	0.7812
Tipo de residuo	2	3491.5	1745.7	71.63	0.0001
Dosis	4	536.3	134.0	5.50	0.0004

A los 21 días de incubación se tuvo mayor concentración de nitratos, con un promedio de 10.38 mg L<sup>-1</sup>, y el Cuadro 11, de comparación de medias muestra que los tres periodos de incubación tuvieron concentraciones de nitratos diferentes.

Cuadro 11. Comparación de medias para nitratos.

Período de incubación (días)	Concentración NO <sub>3</sub> (mg L <sup>-1</sup> )
<b>21</b>	10.3 a †
<b>14</b>	6.4 b
<b>7</b>	2.6 c

† = valores acompañados con letras distintas son diferentes estadísticamente (Tukey,  $\alpha=0.05$ )

En el Cuadro 12, se presenta las ecuaciones de regresión que relacionan el nitrógeno mineralizado en forma de nitratos, en los suelos estudiados, durante un período de 21 días, con la adición de diferentes dosis de residuo de trigo y de

alfalfa. Las ecuaciones de regresión que mejor se ajustaron a los datos indican que efectivamente la mineralización se ajusta a una curva logarítmica ya que se encontró que la  $R^2$  mínima fue de 0.75 y la máxima de 0.99, indicando que el tiempo de incubación tiene un efecto determinante en la concentración de nitratos. Las tendencias de mineralización de nitrógeno, se han ajustado a un modelo logarítmico en base a las observaciones que se han registrado por autores como Becker y Ladha (1997), y Handayanto *et al.*, (1997), quienes han trabajado con diversos residuos como: trébol, pelo de angel, trigo, pasto y reportan la tendencia de descomposición de los residuos.

Cuadro 12. Ecuaciones de regresión, obtenidos para los tratamientos evaluados en cuanto a la concentración de nitratos.

Suelo	Residuos	Dosis Mg ha <sup>-1</sup>	Ecuación	R <sup>2</sup>
Ustorthent	Testigo	0	Y= 2,0934 Ln (x) + 1,2262	0,99
Ustorthent	Alfalfa	10	Y=10,956 Ln (x) -20,864	0,91
Ustorthent	Trigo	10	Y=1,9285 Ln (x) - 1,2878	0,85
Ustorthent	Alfalfa	20	Y= 14,812 Ln (x) -28,287	0,94
Ustorthent	Trigo	20	Y= 0,6325 Ln (x) -0,1585	0,78
Ustorthent	Alfalfa	30	Y= 19,82 Ln (x) -37,456	0,99
Ustorthent	Trigo	30	Y= 0,5029 Ln (x) -0,0955	0,75
Ustorthent	Alfalfa	40	Y=26,422 Ln (x) -49,578	0,99
Ustorthent	Trigo	40	Y= 0,5184 Ln (x) -0,2517	0,88
Fluventic Haplustepts	Testigo	0	Y = 2.794 Ln (x)-2,1388	0,97
Fluventic Haplustepts	Alfalfa	10	Y = 4,238 Ln (x)-6,5612	0,85
Fluventic Haplustepts	Trigo	10	Y= 0,5184 Ln (x) + 0,1483	0,88
Fluventic Haplustepts	Alfalfa	20	Y= 9,1049 Ln (x)-14,089	0,88
Fluventic Haplustepts	Trigo	20	Y= 0,4449 Ln (x) + 0,1684	0,97
Fluventic Haplustepts	Alfalfa	30	Y= 10,72 Ln (x) -13,997	0,92
Fluventic Haplustepts	Trigo	30	Y= 0,4856 Ln (x) + 0,0318	0,95
Fluventic Haplustepts	Alfalfa	40	Y=14,475 Ln (x) -18,546	0,89
Fluventic Haplustepts	Trigo	40	Y= 0,526 Ln (x) -0,1548	0,94
Haplustept	Testigo	0	Y= 4,4781 Ln (x) -6,2386	0,91
Haplustept	Alfalfa	10	Y=6,6449 Ln (x)-10,283	0,95
Haplustept	Trigo	10	Y=1,7159 Ln (x) -1,6304	0,95
Haplustept	Alfalfa	20	Y=12,702 Ln (x) -21,986	0,93

...continuación cuadro 12.

Suelo	Residuos	Dosis Mg ha <sup>-1</sup>	Ecuación	R <sup>2</sup>
Haplustept	Trigo	20	Y= 1,2459 Ln (x)-1,2184	0,97
Haplustept	Alfalfa	30	Y=15,374 Ln (x) -26,283	0,98
Haplustept	Trigo	30	Y= 0,8087 Ln (x) -0,4399	0,99
Haplustept	Alfalfa	40	Y= 20,975 Ln (x) -36,727	0,99
Haplustept	Trigo	40	Y= 0,5979 Ln (x) -0,1038	0,99

x = período de incubación (días); y = concentración de nitratos (mg L<sup>-1</sup>)

A continuación se presenta mediante gráficas las tendencias detectadas por tipo de suelo, recalcando el efecto del tipo y dosis de residuo aplicado, durante el periodo de incubación. La Figura 6 muestra la relación entre el período de incubación y la concentración de nitratos para el caso del suelo Ustorthent.

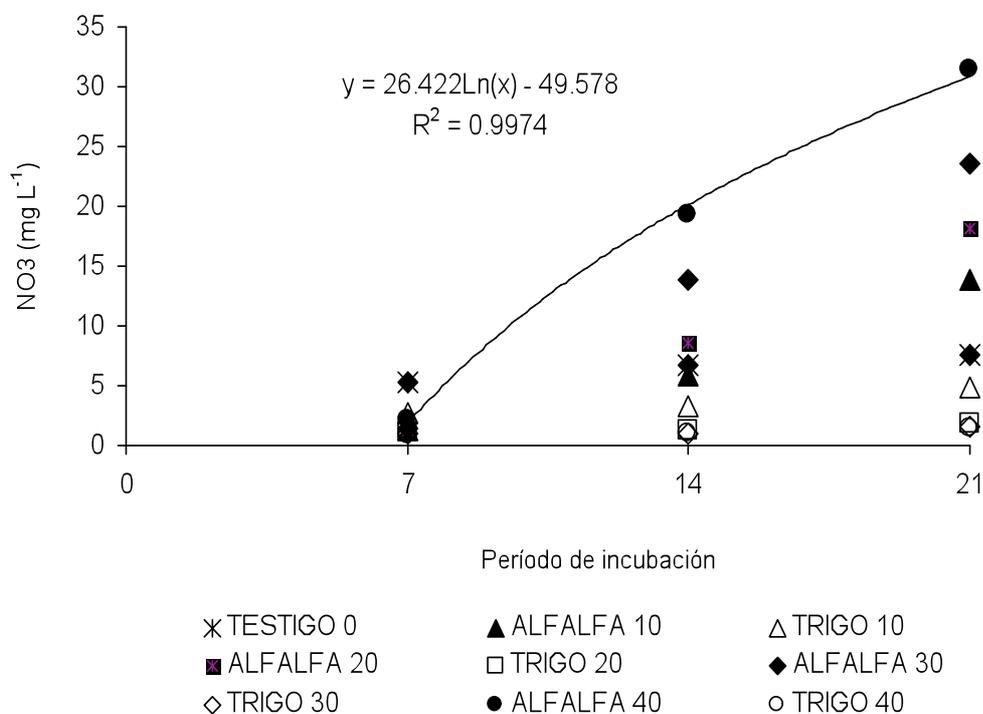


Figura 6. Mineralización de nitratos en función del tiempo de incubación, en un suelo Ustorthent.

La mineralización de nitrógeno, se presenta cuando la biomasa microbiana ataca a la materia orgánica, de tal forma que se presenta una liberación del nitrógeno que se encuentra en dicha materia orgánica,

básicamente en dos formas: en forma de amonio ( $\text{NH}_4$ ) o de nitratos ( $\text{NO}_3$ ). En la Figura 6, se aprecia que hay una tendencia muy clara de incremento de la concentración de nitratos conforme se incrementan los días de incubación, aunque también depende directamente de la cantidad y tipo de residuo adicionado, pudiéndose observar esto de manera muy clara en el caso de los residuos originados de alfalfa; en contraste con la adición de residuos de trigo, conforme se aumentó la cantidad de residuo adicionado, no se observa un efecto por el incremento de la dosis de residuo adicionado, y la cantidad de nitratos que se cuantificó fue menor en comparación con la muestra testigo.

Se observa cómo la incorporación de residuo en cantidades que superan a  $10 \text{ Mg ha}^{-1}$ , produce por lo menos durante la primera semana de haberse incorporado, un efecto de inmovilización de nitratos. Este proceso se presentó independientemente de la calidad de residuo; sin embargo, a los 14 días de incubación ya se observa una diferencia notoria, en cuanto al tipo de residuo incorporado, cuantificando mayor cantidad de nitratos con respecto al testigo cuando se analizan las muestras tratadas con residuo de alfalfa, cosa que no sucede con las muestras tratadas con residuo de trigo ya que se sigue observando inmovilización de nitratos.

La Figura 7, muestra las tendencias registradas por el suelo Fluventic Haplustepts en cuanto a la producción de nitratos, durante el tiempo de incubación evaluado.

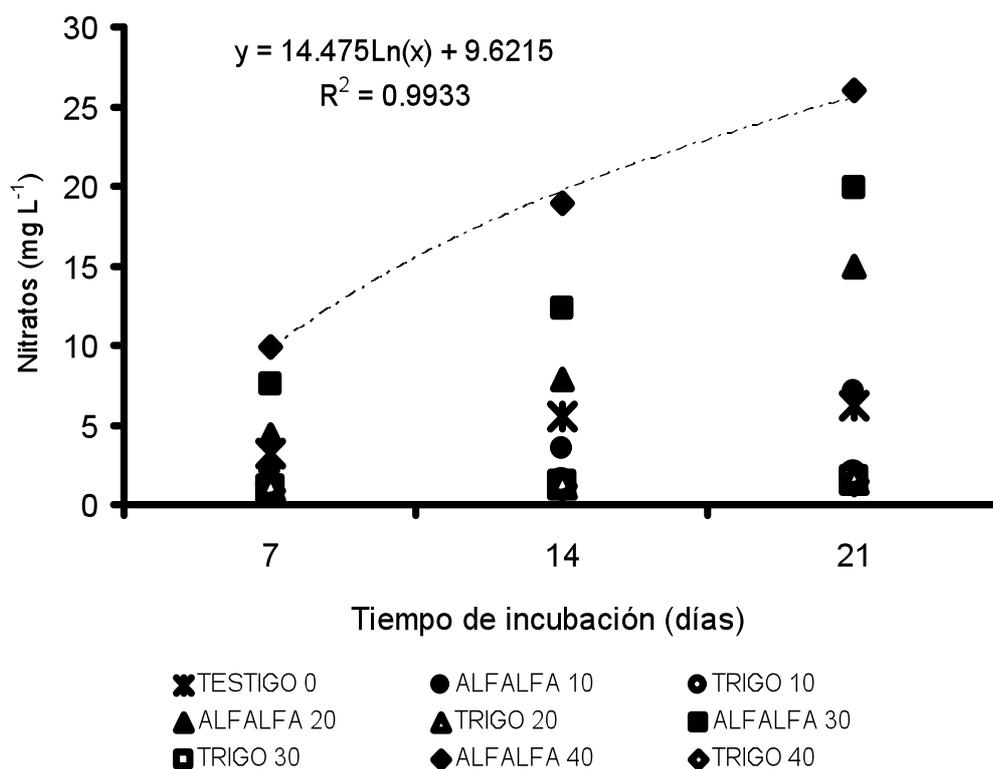


Figura 7. Mineralización de nitratos en función del tiempo de incubación, en un suelo Fluventic Haplustepts.

Al igual que para el suelo Ustorthent, en el caso del suelo Fluventic haplustepts (figura 7), las tendencias son las mismas; aunque se puede observar que en éste suelo con la dosis de 10 t ha<sup>-1</sup> de residuo de alfalfa, en las primeras dos semanas de incubación no se tiene una liberación de nitratos, con respecto al testigo, lo cual indica que hubo una ligera inmovilización pero para la tercera semana de incubación todas las dosis de adición de residuo de alfalfa presentan un incremento significativo en la concentración de nitratos. Para este suelo las dosis de adición de 30 y 40 t ha<sup>-1</sup> de residuo de alfalfa, mostró mayor concentración de nitratos desde la primera semana de incubación, y esto puede deberse a las características de suelo, que debido a la mayor concentración de materia orgánica que inicialmente ya presentaba el suelo, retuvo mayor cantidad de agua con respecto al suelo Ustorthent el cual tiene una concentración de 0.9% de materia orgánica, y que concuerda con su

origen al ser una muestra colectada de una zona semiárida, concentración que es muy baja a comparación de 1.58% del suelo Fluventic haplustepts, colectado de una zona que corresponde a un ambiente de trópico subhúmedo. Al hacer el control de humedad, manteniéndola a capacidad de campo se pudo observar que se registraba mayor pérdida de humedad en el suelo Ustorthent en comparación con los suelos Fluventic haplustepts y Haplustept, por lo tanto la reposición de humedad se hacía para todos los suelos a intervalos de 12 h, teniendo cuidado de no adicionar agua en exceso y provocar de ésta manera un proceso de descomposición anaeróbico, que desencadenaran otros procesos que afectaran la cuantificación de nitratos.

Se observa también un incremento en la concentración de nitratos en los suelos como efecto de la adición de diferentes dosis de residuo de alfalfa; para el caso de la adición de residuo de trigo, todas las muestras se ubicaron con valores por debajo de los valores reportados por las muestras testigo, un efecto similar al observado en el suelo Ustorthent indicando que se estaba llevando a cabo inmovilización de nitrógeno, por lo menos durante el período de incubación evaluado (21 días).

En las Figura 8, se muestra la variación en la concentración de nitratos como efecto de la dosis y tipo de residuo incorporado, también del período de incubación para el caso del suelo Haplustept.

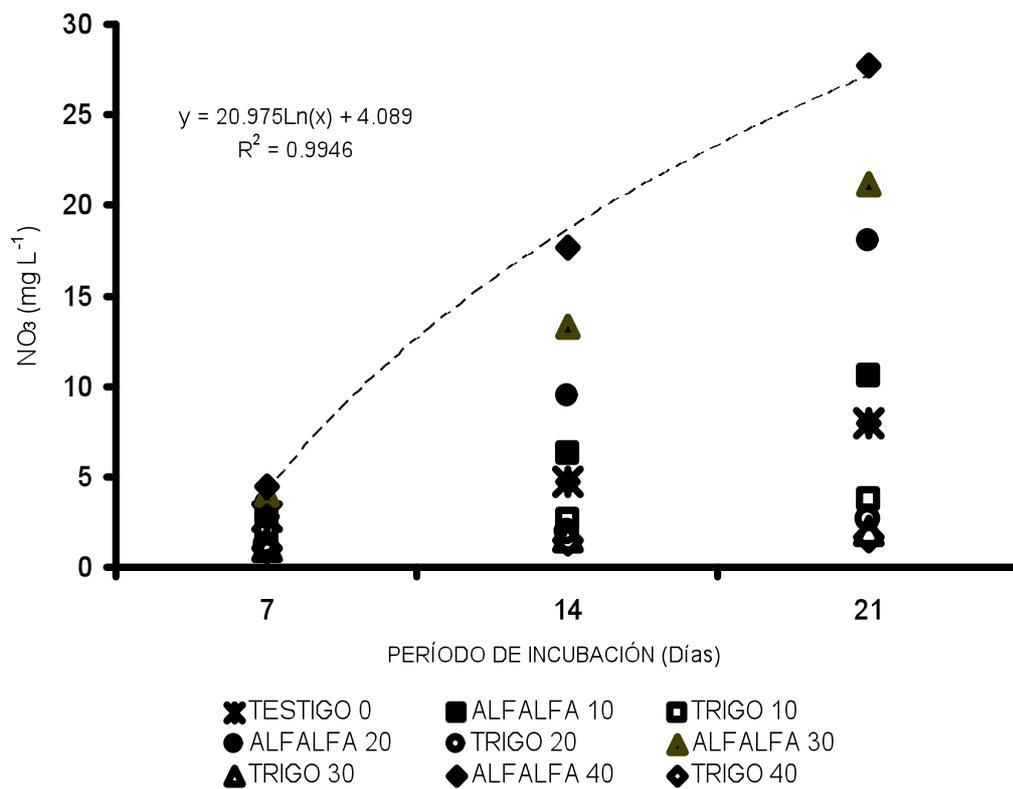


Figura 8. Mineralización de nitratos en función del tiempo de incubación, en un suelo Haplustepts.

En éste suelo en la primera semana de incubación, todas las dosis de residuo de alfalfa adicionado, que se evaluaron muestran una concentración mayor de nitratos en comparación con la muestra testigo Figura 8; ésta tendencia confirma lo establecido en el análisis de la Figura 7, en cuanto al efecto de la concentración de materia orgánica inicial sobre la capacidad de retención de humedad, puesto que éste suelo es el que contiene mayor porcentaje de materia orgánica (2.1%), permitiendo una mayor retención de humedad con respecto a los otros dos tipos de suelo, en los cuales no se registra una mineralización a partir de la primera semana de incubación.

La adición de residuo de trigo en las diferentes dosis disminuyeron la concentración de nitratos en los suelos, esto se debe principalmente al proceso de inmovilización de nitrógeno que se ha venido mencionando; un proceso que se da al agregar residuos que poseen una alta relación carbono/nitrógeno, tal

como sucede con la paja de trigo. Hasta la tercera semana de incubación no se detecta una concentración de nitratos mayor a la concentración registrada en la muestra testigo, de tal manera que para los residuos altamente resistente se necesita más tiempo para que se pueda dar realmente un proceso de mineralización de tal forma que los cultivos puedan aprovechar el nitrógeno que se libera de este tipo de residuos. Cuando se presentan éstos casos en condiciones de campo y donde existe la necesidad de establecer cultivos de manera inmediata, se recurre a la adición extra de materiales fertilizantes que aporten nitrógeno, para prever la manifestación de síntomas de deficiencia de éste elemento en el cultivo.

Jawson *et al.*, (1989), en un estudio de descomposición de paja de trigo, utilizando  $^{14}\text{C}$  y  $^{15}\text{N}$  demostraron que la paja de trigo, en las primeras semanas no presentó mineralización de nitrógeno en un tiempo de 30 días, indicando que antes de este periodo únicamente se observó inmovilización de nitrógeno. Los datos encontrados en la presente investigación concuerdan con los reportados por éstos autores; sin embargo, la aplicación de un residuo con alta relación carbono/nitrógeno no implica precisamente un efecto negativo para los suelos, ya que afecta otras condiciones al estar presente en el suelo, ya sea de manera incorporada o al ser depositado sobre la superficie, al ser incorporado permite mayor aireación, mayor movimiento de agua, y al ser depositado sobre la superficie evita la erosión, sobre todo la hídrica y en terrenos con pendiente.

Los tres tipos de suelo (Ustorthent, Fluventic haplustepts y Haplustept) tuvieron un comportamiento similar en cuanto a la inmovilización de nitrógeno que se observaron en las muestras de suelo incubadas tal como se presenta en Cuadro 13, de comparación de medias, en donde todas las muestras que fueron tratadas con adición de residuos de paja de trigo en diferentes dosis, no fueron diferentes en cuanto a concentración de nitratos, y se ubican por debajo de la concentración reportadas por los muestras testigo; mientras que la adición de residuos de alfalfa reporta un aumento conforme se fue incrementando la dosis.

Cuadro 13. Comparación de medias de la variable concentración de nitratos

Tipo de suelo	Residuo	Dosis (Mg ha <sup>-1</sup> )	Concentración de nitratos (mg kg <sup>-1</sup> )	Grupos Tukey
Fluentic haplustepts	Alfalfa	40	18.200	a †
Ustorthent	Alfalfa	40	17.617	A
Haplustept	Alfalfa	40	16.617	Abc
Fluentic haplustepts	Alfalfa	30	13.267	Abc
Ustorthent	Alfalfa	30	12.950	Abc
Haplustept	Alfalfa	30	12.817	Abc
Haplustept	Alfalfa	20	10.317	Abad
Ustorthent	Alfalfa	20	9.383	Abad
Fluentic haplustepts	Alfalfa	20	9.067	Abad
Ustorthent	Alfalfa	10	7	Bcd
Haplustept	Alfalfa	10	6.617	Bcd
Ustorthent	Sin residuo	-	6.550	Cd
Haplustept	Sin residuo	-	5.150	Cd
Fluentic haplustepts	Sin residuo	-	4.967	Cd
Fluentic haplustepts	Alfalfa	10	4.217	Cd
Ustorthent	Trigo	10	3.617	Cd
Haplustept	Trigo	10	2.733	D
Haplustept	Trigo	20	1.950	D
Haplustept	Trigo	30	1.617	D
Fluentic haplustepts	Trigo	10	1.467	D
Ustorthent	Trigo	20	1.450	D
Haplustept	Trigo	40	1.417	D
Fluentic haplustepts	Trigo	20	1.300	D
Fluentic haplustepts	Trigo	30	1.267	D
Ustorthent	Trigo	30	1.183	D
Fluentic haplustepts	Trigo	40	1.183	D
Ustorthent	Trigo	40	1.067	D

† = valores con letras distintas son diferentes estadísticamente (Tukey,  $\alpha=0.05$ )

Matus, (1994) encontró que durante los primeros 48 días de descomposición el <sup>15</sup>N derivado de trébol, el cual contenía 4.2% de N, disminuyó más rápidamente que en los materiales de trigo, el cual contenía 3.2% de N, explicando esto como un efecto del bajo contenido de carbohidratos estructurales como celulosa, hemicelulosa y lignina, encontrados en trébol y no en trigo; al evaluar suelos con textura contrastante (arenosa y arcillosa) no encontró diferencias en las tasas de mineralización por efecto de textura de los

suelos, indicando que esto puede ser causado por la saturación de los sitios de protección física que poseen los suelos. De la misma manera Sánchez 1992, al incubar suelos con adición de diferentes residuos (alfalfa, estiércol, maíz y girasol) encontró que todos los tratamientos presentaron una relación de lineal, con un cambio alrededor de la tercera semana de incubación, esto permitió dividir las curvas en dos fases: una de mineralización rápida, que corresponde a la mineralización del nitrógeno de fácil descomposición proveniente de la fracción lábil de los residuos; y, una fase lenta, representada por la fracción resistente.

### 5.3.3 Cuantificación de amonio.

En el análisis de varianza (Cuadro 14) efectuado para ésta variable se observan diferencias estadísticamente significativas ( $Pr > 0.0001$ ), para tiempo de incubación, tipo de suelo, tipo y dosis de residuo.

Cuadro 14. Análisis de varianza para amonio

Fuente	G.L.	Suma de cuadrados	C.M.	Valor F	Pr > F
Modelo	11	33781.1	3071.0	7.87	0.0001
Error	150	58498.1	389.9		
Total corregido	161	92279.3			
	R <sup>2</sup>	C.V.	Promedio de amonio		
	0.36	277.0	7.12		

Fuente	G.L.	S.C.	C. M	Valor F	Pr > F
Repetición	1	10.0	10.0	0.03	0.8724
Período de incubación	2	13864.5	6932.2	17.78	0.0001
Suelo	2	8977.7	4488.8	11.51	0.0001
Tipo de residuo	2	4343.4	2171.7	5.57	0.0046
Dosis	4	6585.2	1646.3	4.22	0.0029

El Cuadro 15 presenta la prueba de comparación de medias efectuada para la variable concentración de amonio, observándose un mayor valor para el período de 7 días de incubación, y menores concentraciones entre los períodos de 14 y 21 días.

Cuadro 15. Comparación de medias para amonio

Período de incubación (días)	Concentración de amonio (mg L <sup>-1</sup> )
7	20.2 a †
14	0.8 b
21	0.2 b

† = valores acompañados con letras distintas son diferentes, estadísticamente (Tukey,  $\alpha=0.05$ )

En el Cuadro 16 se presentan las ecuaciones de regresión para las concentraciones de amonio, para los tratamientos evaluados en los tres tipos de suelo, muestra que la tendencia que ajusta a la variación registrada por dicha variable fueron ecuaciones de tipo potencial.

Cuadro 16. Ecuaciones de regresión, obtenidas para los tratamientos evaluados en cuanto a la producción de amonio, en los suelos estudiados.

Suelo	Residuos	Dosis (Mg ha <sup>-1</sup> )	Ecuación	R <sup>2</sup>
Ustorhent	Testigo	0	Y=178115 x <sup>-3,9405</sup>	0,96
Ustorhent	Alfalfa	10	Y=101447 x <sup>-3,9701</sup>	0,98
Ustorhent	Trigo	10	Y=530228 x <sup>-4,2394</sup>	0,99
Ustorhent	Alfalfa	20	Y=46081x <sup>-4,0117</sup>	0,97
Ustorhent	Trigo	20	Y=197490x <sup>-4,2145</sup>	0,99
Ustorhent	Alfalfa	30	Y= 475,91 x <sup>-2,1628</sup>	0,99
Ustorhent	Trigo	30	Y=1912,1 x <sup>-2,6078</sup>	0,99
Ustorhent	Alfalfa	40	Y= 283,85 x <sup>-2,7441</sup>	0,99
Ustorhent	Trigo	40	Y= 2195,3 x <sup>-2,7882</sup>	0,99
Fluentic Haplustepts	Testigo	0	Y=707785 X <sup>-4,7982</sup>	0,99

.....continuación cuadro 16.

Suelo	Residuos	Dosis (Mg ha <sup>-1</sup> )	Ecuación	R <sup>2</sup>
Fluentic Haplustepts	Alfalfa	10	Y=613,91 x <sup>-2,7248</sup>	0,90
Fluentic Haplustepts	Trigo	10	Y= 118556 x <sup>-4,5817</sup>	0,99
Fluentic Haplustepts	Alfalfa	20	Y= 1089,6 x <sup>-3,1362</sup>	0,94
Fluentic Haplustepts	Alfalfa	30	Y= 10,125 x <sup>-1,9882</sup>	0,98
Fluentic Haplustepts	Trigo	30	Y= 28,961 x <sup>-2,0056</sup>	0,98
Fluentic Haplustepts	Alfalfa	40	Y= 0,1558 x <sup>-0,8196</sup>	0,57
Fluentic Haplustepts	Trigo	40	Y=0,5626 x <sup>-0,923</sup>	0,82
Haplustept	Testigo	0	y = 17,826x <sup>-3,7504</sup>	0,84
Haplustept	Alfalfa	10	y = 1,3198x <sup>-3,1625</sup>	0,96
Haplustept	Trigo	10	y = 73,798x <sup>-4,4089</sup>	0,98
Haplustept	Alfalfa	20	y = 0,1342x <sup>-2,6617</sup>	0,95
Haplustept	Trigo	20	y = 11,79x <sup>-3,9672</sup>	0,99
Haplustept	Alfalfa	30	y = 0,0191x <sup>-2,21</sup>	0,92
Haplustept	Trigo	30	y = 0,0922x <sup>-2,5653</sup>	0,98
Haplustept	Alfalfa	40	y = 0,0078x <sup>-2,1799</sup>	0,93
Haplustept	Trigo	40	y = 0,7804x <sup>-3,5046</sup>	0,97

X = período de incubación (días); Y = concentración de amonio (mg L<sup>-1</sup>)

La figura 9, muestran de forma gráfica las relaciones encontradas entre los tipos de residuo, las dosis aplicadas y los períodos de incubación para el suelo Ustorthent estudiado.

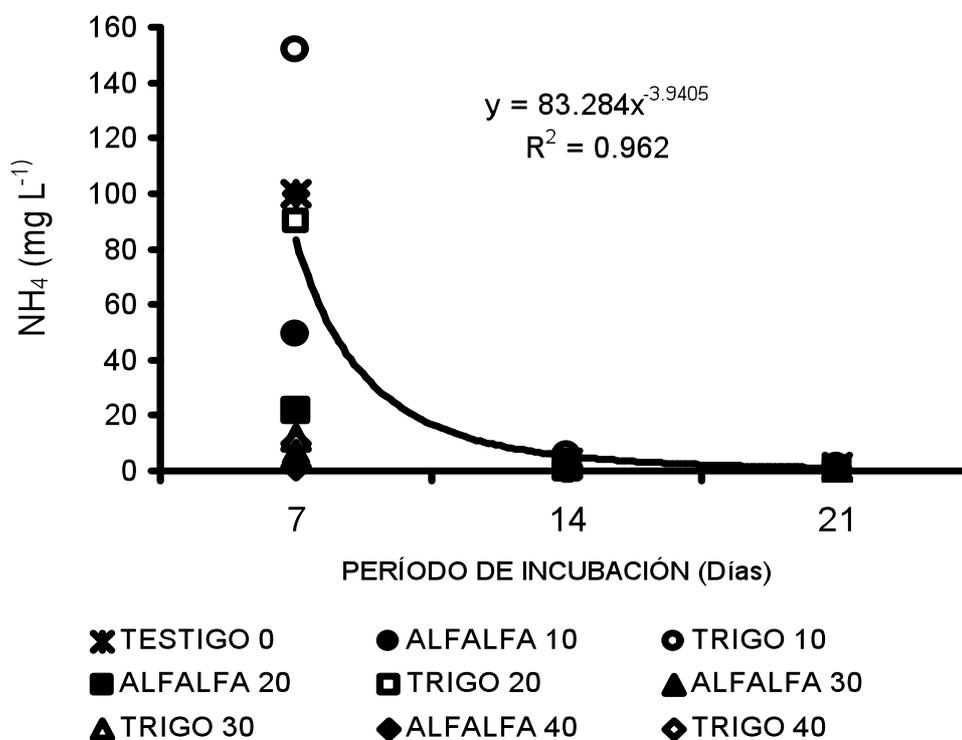


Figura 9. Concentración de amonio, en un suelo Ustorthent.

El amonio es otra de las formas en las que se libera el nitrógeno como resultado de la mineralización; sin embargo, en este estudio la adición de residuos vegetales provocó un efecto de disminución en la concentración de amonio (Figura 9), y conforme pasaron los días de incubación la liberación de nitrógeno en forma de amonio disminuyó su concentración de amonio a partir de la segunda semana de incubación, hasta ser nula en la tercera; durante la primera semana de incubación la muestra testigo tenía mayor concentración de amonio en comparación con las otras muestras.

En relación con la disminución del amonio con el tiempo de incubación de las muestras Andersen y Jensen (2001) incorporando nitrógeno marcado, muestran que en un período de 20 días de incubación bajo dos temperaturas diferentes (3°C y 15°C), conforme va transcurriendo el tiempo de incubación la concentración de amonio disminuye, mientras que la concentración de nitratos aumenta. Los datos encontrados en la presente investigación concuerdan con los encontrados por éstos autores.

En la Figura 9, se aprecia que a partir de la segunda semana de incubación no hay diferencia entre muestras tratadas con residuos tanto de alfalfa como de trigo y las muestras testigo, ya que las concentraciones de amonio detectadas en las muestras son muy bajas, teniendo valores de 3 mg NH<sub>4</sub> L<sup>-1</sup>, y la tendencia de todas las muestras ha sido la misma, la cuál indica en que el proceso de incubación disminuyó la concentración de nitrógeno en forma de amonio.

En la Figura 10, se observa que el suelo Fluventic haplustepts, se comportó de manera similar al suelo Ustorthent, con una disminución en la concentración de amonio hasta llegar a concentraciones nulas; esto puede deberse al estado en que se encuentra el amonio (gaseoso), que no resulta fácil su cuantificación, sin embargo es importante considerar su presencia para la determinación de concentración de N, en los extractos que se obtuvieron de las muestras de suelo,

para realizar el cálculo posterior de la relación carbono/nitrógeno en los extractos de suelo analizados. Los datos tienden a indicar que la incorporación de residuos de cualquier calidad provoca una disminución en la concentración de nitrógeno en forma de amonio.

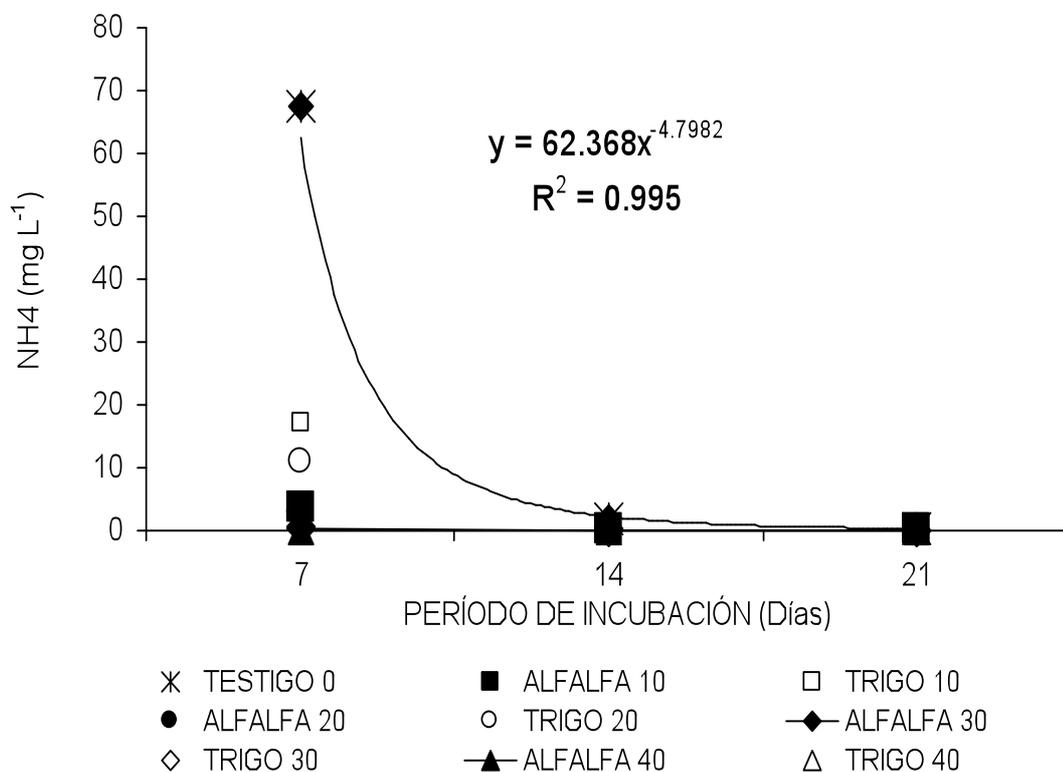


Figura 10. Concentración de amonio, en un suelo Fluventic Haplustepts.

La Figura 11, muestran los resultados del suelo Haplustept.

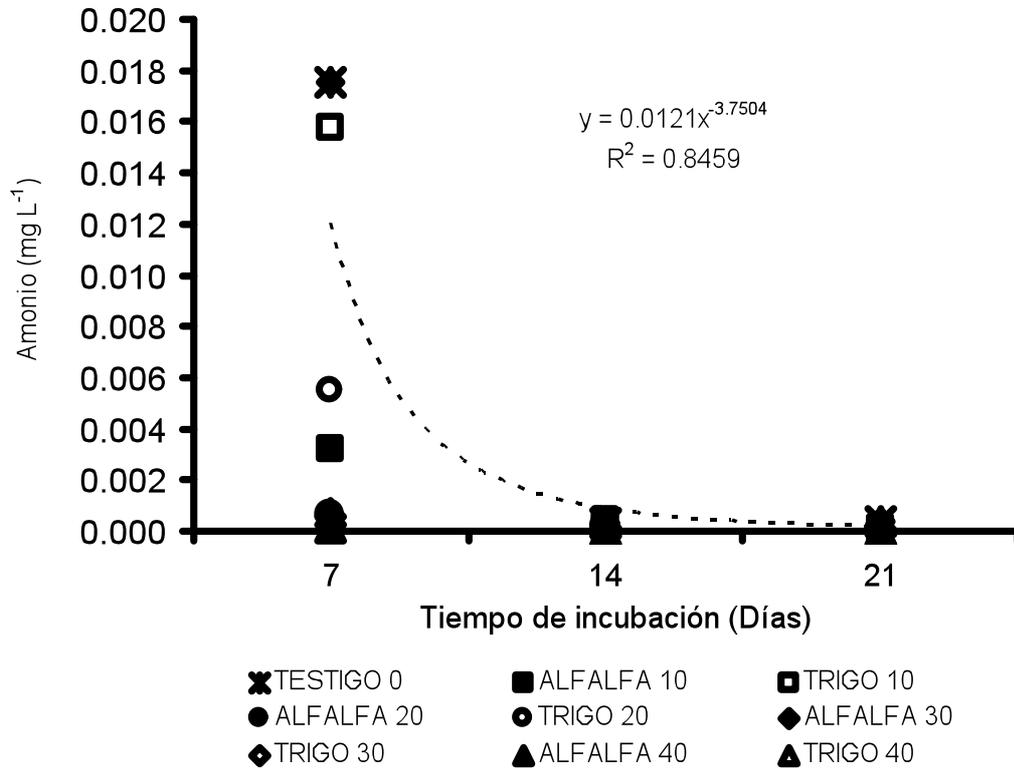


Figura 11. Concentración de amonio, en un suelo Haplustept.

El suelo Haplustept, permite confirmar las tendencias observadas en las muestras de suelo Ustorthent y Fluventic Haplustept analizados anteriormente, mostrando que efectivamente la concentración de nitrógeno en forma de amonio se reduce de manera significativa conforme transcurren los días de incubación (Figura 11). Groot y Houba (1995) no encontraron correlación entre la concentración de amonio y la mineralización, ya que al realizar estudios de incubación en suelos francos y en suelos arenosos la correlación fue muy pobre ( $R^2 = 0.52$ ), lo cual indica que la cuantificación de amonio no resulta suficiente para los estudios de tendencias de mineralización, por lo tanto se hace necesaria la cuantificación de nitratos.

### 5.3.4 Resultados de carbono soluble.

El análisis de varianza efectuado para carbono soluble, muestra que esta variable resultó afectada ( $Pr < 0.0001$ ) por el tiempo de incubación, tipo de suelo, y tipo y dosis de residuo (Cuadro 17).

Cuadro 17. Análisis de varianza para carbono soluble.

Fuente	G.L.	S.C.	C.M.	Valor F	Pr > F
Modelo	11	17203.7	1563.9	58.55	0.0001
Error	150	4007.0	26.7		
Total corregido	161	21210.8			
$R^2$	C.V.	R.C. C.M	Promedio de carbono soluble		
0.8	9.3	5.1	54.9		

Fuente	G.L.	S.C.	C.M.	Valor F	Pr > F
Repetición	1	7.2	7.2	0.27	0.6034
Periodo de incubación	2	11713.0	5856.5	219.2	0.0001
Suelo	2	738.1	369.0	13.82	0.0001
Tipo de residuo	2	2679.1	1339.5	50.15	0.0001
Dosis	4	2066.1	516.5	19.34	0.0001

La prueba de comparación de medias indica que el tiempo de incubación tuvieron efecto significativo en la concentración de carbono soluble (Cuadro 18), conforme se prolongó el periodo de incubación se fue incrementando la concentración de carbono en forma soluble y las diferencias entre semana resultaron estadísticamente diferentes de acuerdo con la prueba de comparación de medias.

Cuadro 18. Comparación de medias para carbono soluble, por tiempo de incubación.

Tiempo de incubación	Concentración de carbono soluble
(días)	(mg L <sup>-1</sup> )
21	66 a
14	53 b
7	45 c

†= valores con letras distintas son diferentes estadísticamente (Tukey,  $\alpha=0.05$ )

La diferencia en la concentración de carbono soluble por suelo muestra también que los dos suelos (Fluventic haplustepts y Haplustept) que tienen origen en la región de trópico húmedo de (Campeche) reportaron mayor concentración de carbono soluble, 56.7 y 56.2 mg L<sup>-1</sup> respectivamente y fueron diferentes al compararse con el suelo Ustorhent el cual tuvo una concentración de 51.9 mg L<sup>-1</sup>.

Se puede observar que conforme incrementó el contenido de materia orgánica del suelo hubo un incremento en carbono soluble, sin embargo esta tendencia no siempre se da de esta manera como se mostrará posteriormente al analizar el contenido de carbono soluble, en las muestras de suelo evaluadas con diferente cantidad de materia orgánica adicionada (Cuadro 19).

Cuadro 19. Comparación de medias para carbono soluble, por tipo de suelo.

Tiempo de incubación (días)	Concentración de carbono soluble (mg L <sup>-1</sup> )
Haplustept	56.7 a †
Fluventic Haplustepts	56.2 a
Ustorthent	51.9 b

†= valores con letras distintas son diferentes estadísticamente (Tukey,  $\alpha=0.05$ )

En el Cuadro 20 se tienen las ecuaciones de regresión que se obtuvieron al cuantificar carbono soluble en las muestras de suelo bajo los diferentes tratamientos estudiados, en el cual se observa que existe una relación lineal entre la concentración de carbono soluble y el periodo de incubación, en los tratamientos evaluados.

Cuadro 20. Ecuaciones de regresión, obtenidas para los tratamientos evaluados en cuanto a la liberación de carbono soluble, en los suelos estudiados.

Suelo	Residuos	Dosis (Mg Ha <sup>-1</sup> )	Ecuación	R <sup>2</sup>
Ustorthent	Testigo	0	$y = 0.5357x + 33.167$	0.97
Ustorthent	Alfalfa	10	$y = 0.9x + 45.533$	0.95
Ustorthent	Trigo	10	$y = 0.4821x + 33.667$	0.98
Ustorthent	Alfalfa	20	$y = 1.1x + 50$	0.98
Ustorthent	Trigo	20	$y = 0.6786x + 31.083$	0.94
Ustorthent	Alfalfa	30	$y = 1.0857x + 56.467$	0.95
Ustorthent	Trigo	30	$y = 0.75x + 31.417$	0.92
Ustorthent	Alfalfa	40	$y = 1.2071x + 60.233$	0.96
Ustorthent	Trigo	40	$y = 0.6429x + 32.913$	0.95
Fluventic Haplustepts	Testigo	0	$y = 0.6036x + 33.03$	0.99
Fluventic Haplustepts	Alfalfa	10	$y = 2.2643x + 32.533$	0.96
Fluventic Haplustepts	Trigo	10	$y = 0.8786x + 32.633$	0.90
Fluventic Haplustepts	Alfalfa	20	$y = 2.2214x + 41.1$	0.96

...continuación cuadro 20.

Suelo	Residuos	Dosis (Mg Ha <sup>-1</sup> )	Ecuación	R <sup>2</sup>
Fluentic Haplustepts	Trigo	20	y = 0.9857x + 33.233	0.96
Continuación...Cuadro 20				
Fluentic Haplustepts	Alfalfa	30	y = 2.2071x + 50.733	0.96
Fluentic Haplustepts	Trigo	30	y = 1.0214x + 34.133	0.96
Fluentic Haplustepts	Alfalfa	40	y = 2.5x + 53.7	0.95
Fluentic Haplustepts	Trigo	40	y = 1.0143x + 35.7	0.97
Haplustept	Testigo	0	y = 0.3071x + 42.933	0.99
Haplustept	Alfalfa	10	y = 1.3x + 46.667	0.93
Haplustept	Trigo	10	y = 0.5357x + 41.933	0.99
Haplustept	Alfalfa	20	y = 1.3143x + 54.167	0.92
Haplustept	Trigo	20	y = 0.5429x + 43.333	0.99
Haplustept	Alfalfa	30	y = 1.4286x + 60.433	0.94
Haplustept	Trigo	30	y = 0.5714x + 45.833	0.99
Haplustept	Alfalfa	40	y = 1.4571x + 69.267	0.98
Haplustept	Trigo	40	y = 0.5714x + 44.467	0.98

x = período de incubación(días); y = concentración de carbono soluble (mg L<sup>-1</sup>)

En las Figuras 12a y 12b, se presentan el efecto de los tratamientos evaluados sobre la concentración de carbono soluble, a través de las semanas de incubación de las muestras de suelo Ustorthent.

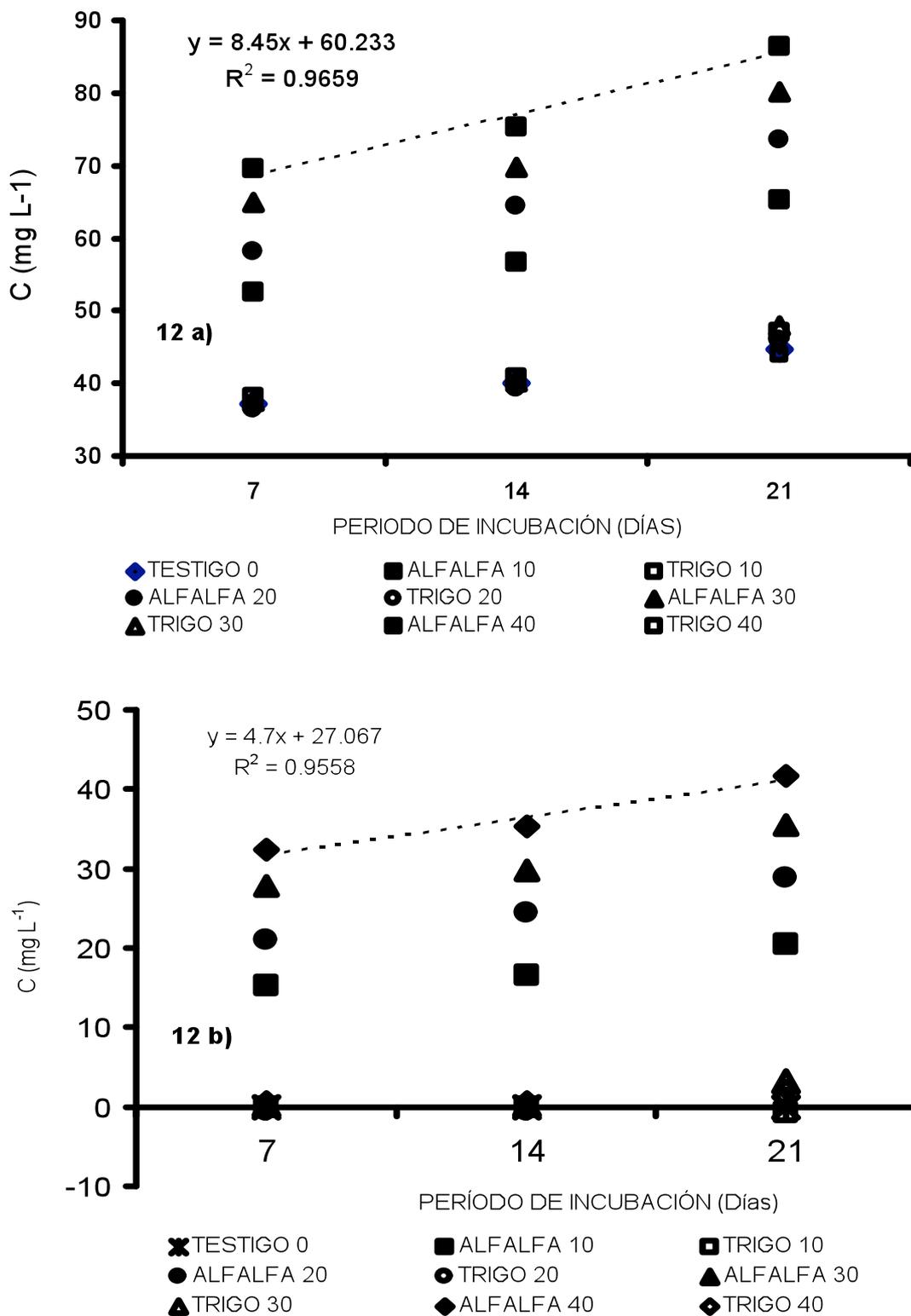


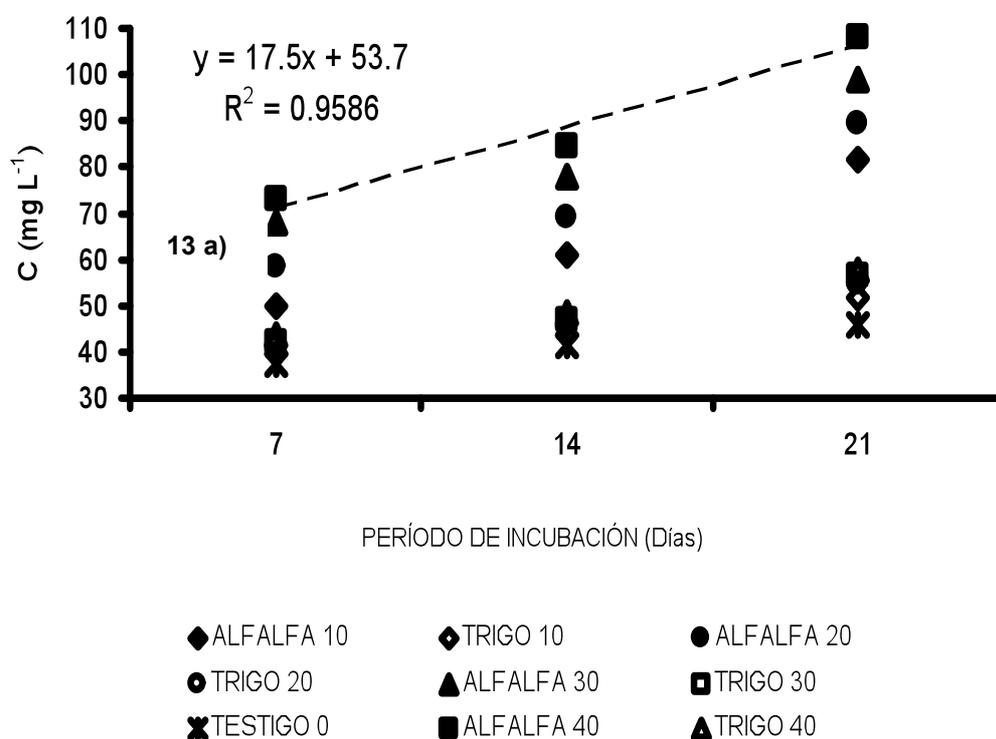
Figura 12. Cuantificación de carbono soluble, en un suelo Ustorthent: a) valores considerando testigos; b) restando valores registrados por muestras testigo.

En la Figura 12a se puede observar que la concentración de carbono en forma soluble, se incrementa conforme se aumenta la dosis de residuo adicionado para el caso de alfalfa, en cambio para el trigo no se logra diferenciar el efecto de dosis a través de los días de incubación; esto se debe a la resistencia que pone el residuo de trigo a que sea atacado por la biomasa microbiana aún bajo condiciones óptimas de humedad y temperatura, como consecuencia de la relación carbono nitrógeno que presenta éste material; cabe mencionar que el residuo de alfalfa presentó mayor concentración de carbono en los extractos, y esto se debe a la facilidad con que estos residuos son mineralizados, en comparación con el residuo de trigo, el cual contiene una alta relación carbono nitrógeno, que no permite que los microorganismos lo degraden y pase a la solución del suelo, debido al déficit de nitrógeno que no permite el desarrollo de biomasa microbiana. En los residuos de trigo no se detecta incrementos notables en la concentración de carbono, en forma soluble. La concentración de carbono se incrementa conforme aumentaron los días de incubación ajustándose a una tendencia lineal con  $R^2= 0.96$ . Estos resultados coinciden con los encontrados por Matus en (1994) y Haynes (2000), aunque en el trabajo presentado por Matus (1994) se presentan las dos cinéticas de mineralización por el amplio periodo de descomposición estudiado, que fue de 250 días, aunque la tendencia de que él obtiene indican que la cantidad de carbono que extrae disminuye conforme se incrementa el tiempo de incubación; esta diferencia se debe principalmente en la metodología utilizada para el desarrollo de la incubación, ya que en éste experimento las muestras sólo se utilizaron una vez, mientras que el autor mencionado realizó cuantificación de carbono que permanecía en las mismas muestras a diferentes períodos de tiempo.

En la Figura 12b, en la cual se restan los valores de carbono soluble cuantificados en las muestras testigo, se observa que en las muestras a las cuales se les incorporó residuo de trigo, no hay un efecto notable en la concentración carbono soluble; esto se debe principalmente a que éste residuo contiene el carbono en forma de lignina, un compuesto altamente resistente a la

degradación microbiana; y dado a que el extractante de carbono utilizado en ésta investigación, únicamente extrae el carbono que se encuentra de manera libre en el suelo, por efecto del proceso de descomposición; las formas resistentes de carbono permanecen en el suelo, de tal manera que no se detecta una variación en la concentración de dicho elemento en los extractos obtenidos.

En las Figuras 13a y 13b, se presentan las tendencias de variación de carbono soluble para el caso del suelo Fluventic Haplustepts.



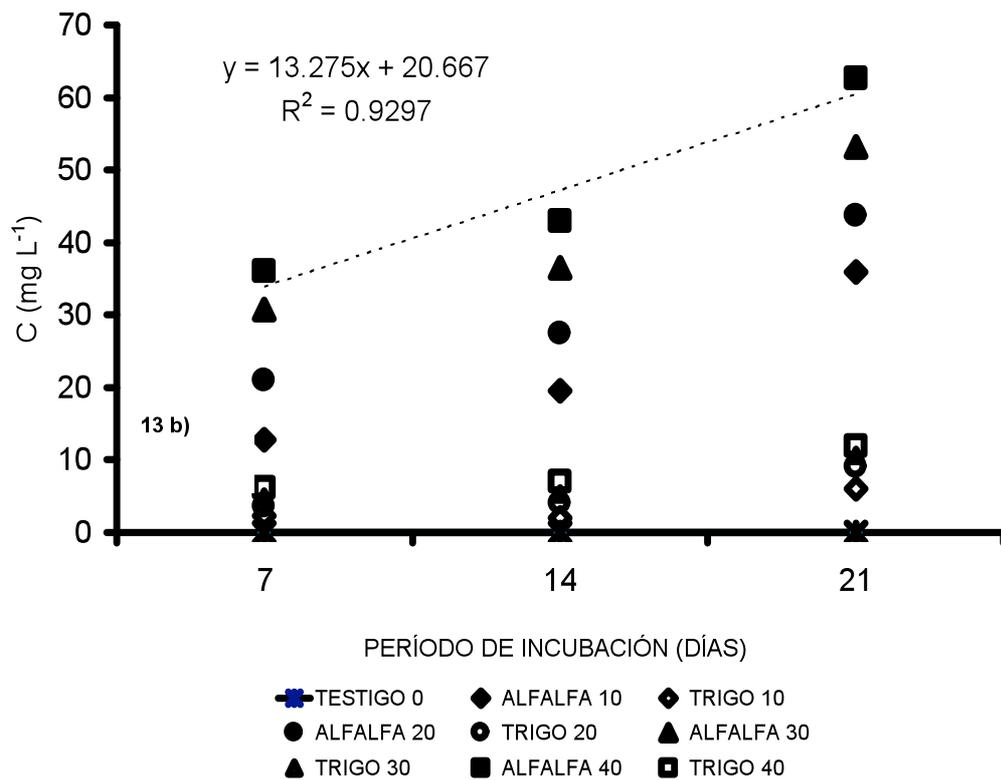


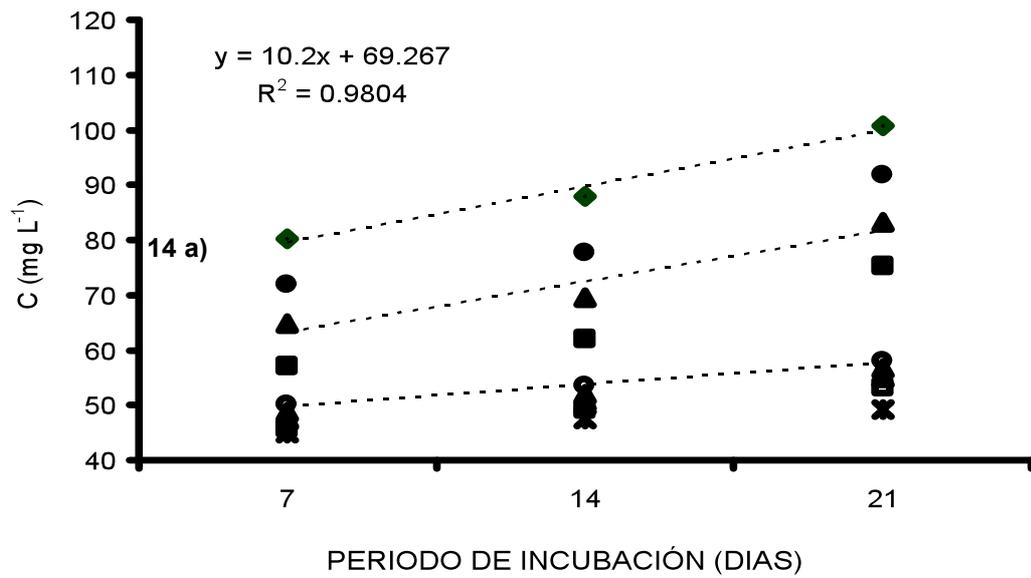
Figura 13. Cuantificación de Carbono soluble, en un suelo Fluventic Haplustepts: a) considerando valores de muestras testigo, b) restando valores de muestras testigo.

En este suelo Fluventic haplustepts (Figura 13a) también se puede observar un incremento directo conforme se aumenta la dosis de residuo que se adiciona y se acentúa para el caso de la adición de residuos de alfalfa; este comportamiento tiene relación con el período de incubación, quien permite la degradación de los materiales incorporados al suelo; la concentración de carbono también se incrementa al compararse con la muestra testigo, sin embargo el incremento detectado por adición de residuo de trigo es menor al que se logra con la incorporación de alfalfa, además las concentraciones de carbono soluble en las muestras que se les incorporó residuo de trigo la variación en la concentración de carbono, no resultó estadísticamente diferente, al aumentar la dosis adicionada (cuadro 21).

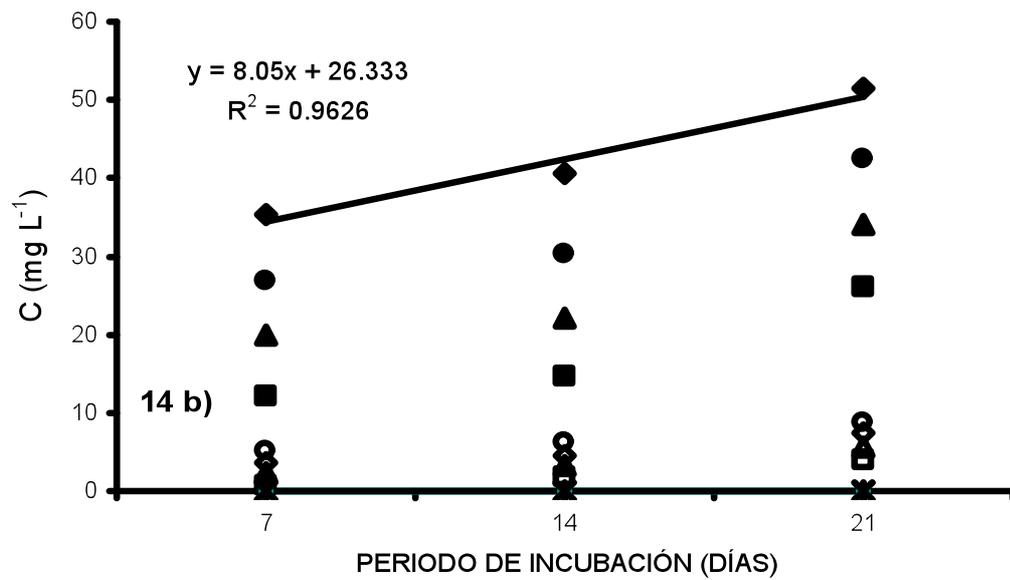
Considerando los datos obtenidos se puede decir que la cantidad de carbono en forma soluble tiene una relación directa con la cantidad de materiales fácilmente descomposición que se encuentran en los suelos, formando parte de la materia orgánica de los suelos.

La Figura 13b indica que hay una mayor concentración de carbono en forma soluble como resultado de la adición en forma incorporada de residuos vegetales y es un efecto que se puede apreciar en ésta figura con concentraciones superiores de carbono, en los residuos de alfalfa en comparación con residuos de trigo, en un período de incubación de tres semanas.

En las Figuras 14a y 14b, se presentan las variaciones en la concentración de carbono soluble, a través del período de incubación de las muestras de suelo Haplustept, bajo los tratamientos evaluados.



- ALFALFA 10
- TRIGO 10
- ▲ ALFALFA 20
- ▲ TRIGO 20
- ALFALFA 30
- TRIGO 30
- ✕ TESTIGO 0
- ◆ ALFALFA 40
- ▲ TRIGO 40



- ✕ TESTIGO 0
- ALFALFA 10
- TRIGO 10
- ▲ ALFALFA 20
- ▲ TRIGO 20
- ALFALFA 30
- TRIGO 30
- ◆ ALFALFA 40
- ◆ TRIGO 40

Figura 14. Cuantificación de carbono soluble, en un suelo Haplustept: a) considerando valores de muestras testigo, b) restando valores de muestras testigo.

En el suelo Haplustept, se tiene un comportamiento similar con los suelos Ustorthent y Fluventic Haplustepts, lo cual confirma las tendencias observadas en los dos tipos de suelo evaluados, cabe mencionar que para el suelo Ustorthent, no se aprecia una diferencia clara entre las dosis de residuo de trigo y la muestra testigo, tal como ya se puede detectar para el caso de los suelos Fluventic haplustepts y Haplustept, en donde se puede ver que la muestra testigo fue inferior a la concentración de carbono soluble que reportaron las muestras tratadas con residuos de trigo y alfalfa (Figura 14a y 14b).

El comportamiento del carbono soluble en los tres suelos evaluados, es muy similar, de tal manera que queda establecido el efecto del contenido de materia orgánica sobre las características fisicoquímicas del suelo, mostrando que los suelos con mayor contenido de materia orgánica permiten un ambiente adecuado para que se lleve a cabo el proceso de descomposición de los residuos orgánicos.

La prueba de comparación de medias indica que los suelos que fueron tratados con residuo de alfalfa fueron diferentes estadísticamente al ser comparados con los residuos de trigo; en un periodo de tres semanas de incubación los residuos de alfalfa reportaron una concentración de carbono soluble de  $58 \text{ mg L}^{-1}$ , con una dosis de 10 toneladas de residuo por hectárea, y se fue incrementando conforme se aumentó la dosis; los suelos tratados con residuo de trigo reportaron concentraciones menores a  $53 \text{ mg L}^{-1}$  de carbono soluble, y las muestras testigo se ubicaron por debajo de este valor. Esto indica que las muestras utilizadas tienen poca materia orgánica en forma lábil, y al respecto al comparar los suelos Ustorthent, Fluventic haplustepts y Haplustept sin adición de algún tipo de residuo, el suelo Haplustept es el que reportó mayor cantidad de carbono soluble con diferencia significativa, en comparación con los otros dos suelos, los cuales no fueron diferentes estadísticamente en cuanto a la concentración de carbono soluble (Cuadro 21).

Cuadro 21. Comparación de medias, para carbono soluble en los tratamientos evaluados.

Tratamientos				
Tipo de suelo	Residuo	Dosis (Mg ha <sup>-1</sup> )	Concentración de nitratos (mg kg <sup>-1</sup> )	Grupos Tukey
Haplustept	Alfalfa	40	89.667	a †
Fluventic haplustepts	Alfalfa	40	88.700	Ab
Fluventic haplustepts	Alfalfa	30	81.633	Abc
Haplustept	Alfalfa	30	80.433	Bcd
Ustorthent	Alfalfa	40	77.133	Cd
Haplustept	Alfalfa	20	72.567	De
Fluventic haplustepts	Alfalfa	20	72.200	De
Ustorthent	Alfalfa	30	71.833	De
Ustorthent	Alfalfa	20	65.400	Ef
Haplustept	Alfalfa	10	65.033	Ef
Fluventic haplustepts	Alfalfa	10	64.233	Ef
Ustorthent	Alfalfa	10	58.133	Fg
Haplustept	Trigo	30	53.833	Gh
Haplustept	Trigo	40	52.467	Ghi
Haplustept	Trigo	20	50.933	Ghi
Fluventic haplustepts	Trigo	40	49.900	Ghij
Haplustept	Trigo	10	49.100	Hijk
Fluventic haplustepts	Trigo	30	48.433	Hijkl
Haplustept	Sin residuo	0	47.267	Hijkl
Fluventic haplustepts	Trigo	20	47.033	Hijkl
Fluventic haplustepts	Trigo	10	44.933	ijkl
Ustorthent	Trigo	30	41.917	Jkl
Ustorthent	Trigo	40	41.917	Jkl
Fluventic haplustepts	Sin residuo	--	41.483	Jkl
Ustorthent	Sin residuo	--	40.667	Kl
Ustorthent	Trigo	20	40.583	Kl
Ustorthent	Trigo	10	40.417	L

† = valores con letras distintas son diferentes estadísticamente (Tukey,  $\alpha=0.05$ )

El contenido de materia orgánica inicial reportada por los suelos puede explicarse por sus condiciones de manejo; la muestra Fluventic haplustepts se ha colectado de una zona del trópico subhúmedo del estado de Campeche, pero que ha estado bajo intenso laboreo; las prácticas de laboreo tienen efecto directo sobre la concentración de materia orgánica; el suelo Ustorthent se colectó de una zona semiárida del estado de Nayarit, es por ello que reportó un bajo contenido de materia orgánica y por consiguiente concentración nula de carbono soluble.

### Efecto de dosis de residuo en la concentración de carbono soluble

En el Cuadro 22, se presentan las ecuaciones de regresión que se obtienen al analizar el carbono soluble en los suelos estudiados, indicando que se ajusta a regresiones lineales, las cuales permiten explicar la variación de carbono soluble cuantificado en los tratamientos evaluados.

Cuadro 22. Ecuaciones de regresión, registradas por los tratamientos evaluados en cuanto a la liberación de carbono soluble, en los suelos estudiados.

Tipo de suelo	Período de incubación (días)	Tipo de residuo	Ecuación	R <sup>2</sup>
Ustorthent	7	alfalfa	$y = 0,771x + 41,11$	0,93
Ustorthent	7	Trigo	$y = 0,0175x + 36,95$	0,26
Ustorthent	14	alfalfa	$y = 0,838x + 44,46$	0,93
Ustorthent	14	Trigo	$y = 0,0173x + 39,702$	0,25
Ustorthent	21	alfalfa	$y = 0,985x + 50,35$	0,92
Ustorthent	21	Trigo	$y = 0,085x + 44,25$	0,68
Fluventic Haplustepts	7	alfalfa	$y = 0,796x + 42,5$	0,98
Fluventic Haplustepts	7	Trigo	$y = 0,132x + 38,2$	0,98
Fluventic Haplustepts	14	alfalfa	$y = 0,796x + 53,2$	0,99
Fluventic Haplustepts	14	Trigo	$y = 0,163x + 42$	0,99
Fluventic Haplustepts	21	alfalfa	$y = 0,893x + 72,25$	0,99
Fluventic Haplustepts	21	Trigo	$y = 0,194x + 50,3$	0,96
Haplustept	7	alfalfa	$y = 0,852x + 46,8$	0,98
Haplustept	7	Trigo	$y = 0,116x + 45,04$	0,8
Haplustept	14	alfalfa	$y = 0,969x + 49,54$	0,98
Haplustept	14	Trigo	$y = 0,135x + 47,84$	0,8
Haplustept	21	alfalfa	$y = 1,192x + 56,26$	0,92
Haplustept	21	Trigo	$y = 0,195x + 50,54$	0,83

X = Dosis de residuo (Mg Ha<sup>-1</sup>); Y = concentración de C soluble (mg L<sup>-1</sup>)

La Figura 15 muestra la variación de carbono en forma soluble, cuantificado a través de los periodos de incubación y los diferentes tratamientos evaluados, para el suelo Ustorthent.

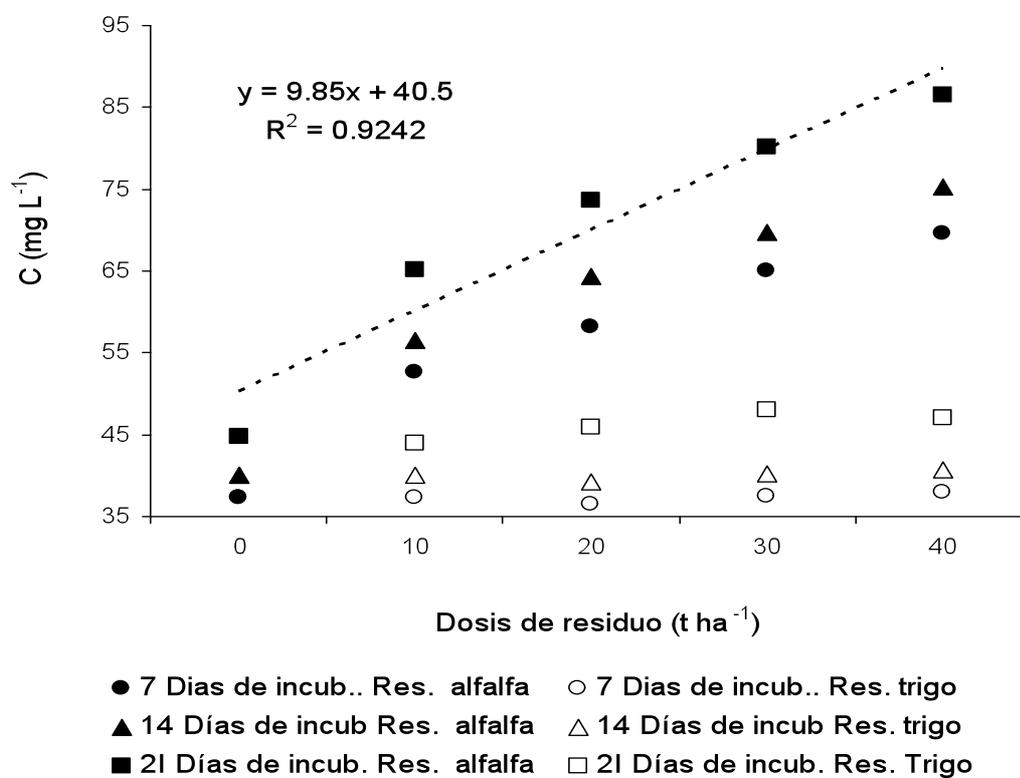


Figura 15. Cuantificación de carbono soluble en un suelo Ustorthent, al adicionar diferentes dosis de residuo de alfalfa o trigo.

Se ilustra la diferencia que existe en la concentración de carbono soluble al agregar un residuo lábil (alfalfa) en comparación con un residuo resistente (paja de trigo), en un periodo de incubación de incubación de 3 semanas; se puede observar que para el caso del residuo de alfalfa las cuatro dosis de residuo mostraron diferencias claras en cuanto a concentración de carbono en forma soluble desde la primera semana de incubación, y se mantuvo ésta diferencia hasta la tercera semana; en cuanto al residuo de trigo, no se tuvo una diferencia en la concentración de carbono soluble al incrementarse la dosis de residuo, sin embargo si hay diferencia por tiempo de incubación, el que aumentó en cantidad de carbono soluble en las muestras, reiterando que esta diferencia no se puede observar entre dosis adicionada.

En la Figura 16, se observa la variación de carbono soluble para el caso de las muestras Fluventic Haplustepts.

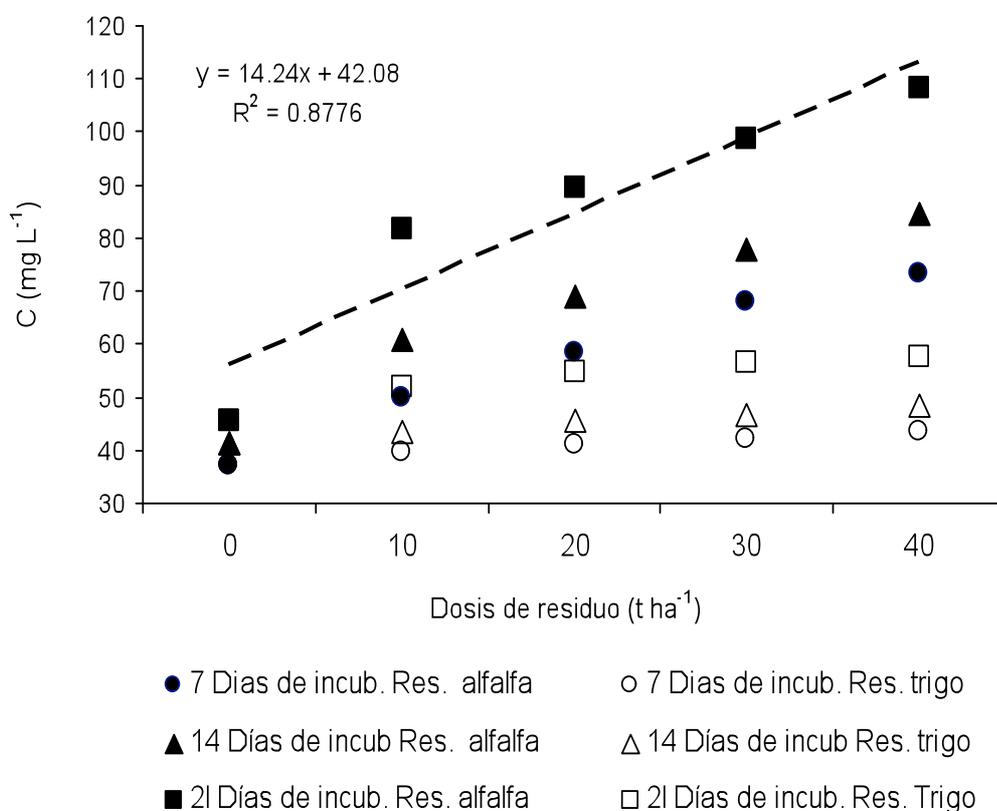


Figura 16. Carbono soluble en suelo Fluventic Haplustepts, al adicionar diferentes dosis de residuos de trigo y alfalfa.

En la Figura 16 se muestra el comportamiento del suelo Fluventic haplustepts el cual permitió una mayor mineralización del residuo de alfalfa en donde los resultados de carbono soluble que reportó fueron mayores a los encontrados en el suelo Ustorthent; sin embargo la mineralización de residuo de trigo en el suelo Ustorthent no presenta una tendencia diferente al que se observa con el suelo Fluventic haplustepts. Si bien con la adición de materiales ya sea de alfalfa o trigo, se ha incrementado la cantidad de materia orgánica en los suelos, ello no se refleja en la cantidad de carbono soluble extraído para el caso de residuo de trigo; Es por ello la importancia en la cuantificación de la fracción lábil o de fácil descomposición de materia orgánica si se desea utilizar para estimar el aporte nutrimental de los suelos, y no considerar a la materia

orgánica total; esto también explica el por qué no se ha encontrado una correlación positiva aceptable entre el contenido de materia orgánica total y la absorción de nitrógeno por las plantas (Appel y Mengel, 1990); contrario a esto se ha encontrado una relación estrecha entre la absorción de nitrógeno por las plantas y el nitrógeno orgánico extraído con  $\text{CaCl}_2$  0.01M (Appel y Mengel, 1993; Nunan *et al*, 2001).

En la Figura 17 se presenta las tendencias observadas en las muestras de suelo Haplustept bajo diferentes tratamientos, en cuanto a la variación de su contenido de carbono soluble.

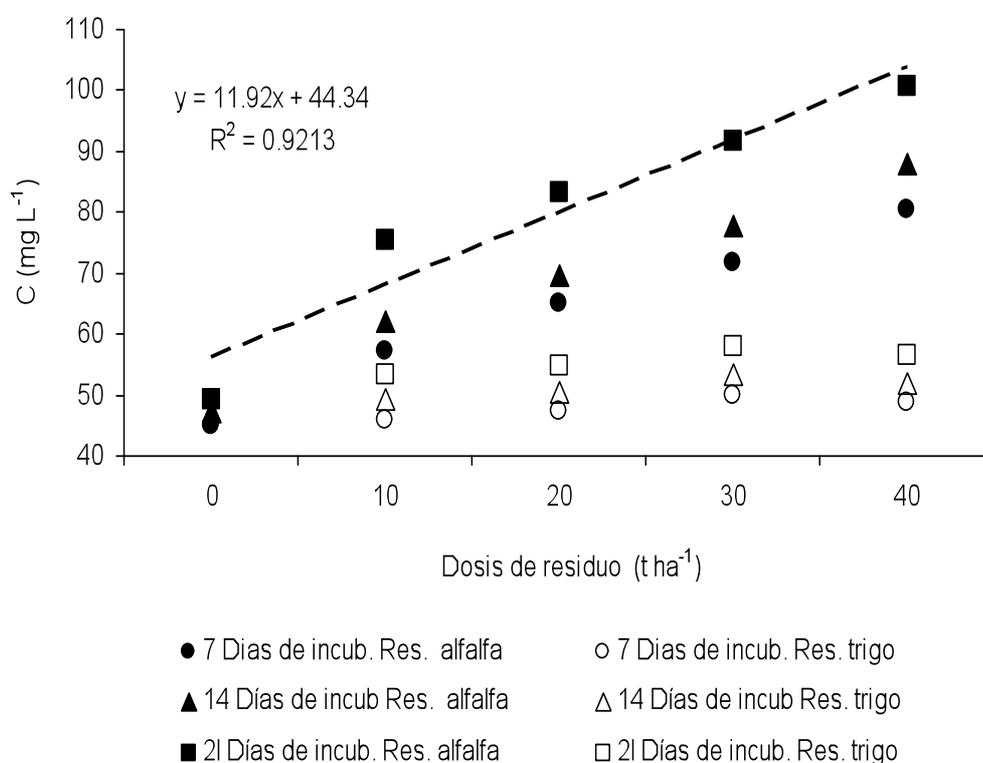


Figura 17. Cuantificación de carbono soluble, en un suelo Haplustept, al adicionar diferentes dosis de residuo de trigo o alfalfa.

En el caso del suelo Haplustept, solo se pueden observar diferencias en las concentraciones de carbono soluble tanto entre el tiempo de incubación como por dosis de residuo de alfalfa aplicado, no obstante, no sucedió así para el caso de residuo de trigo (Figura 17).

Las figuras anteriores (Fig. 15, 16 y 17) muestran que las características, de los suelos, principalmente el contenido de materia orgánica, tienen una influencia directa para que se den los procesos biológicos en el suelo especialmente la mineralización, proceso que ha sido fundamental para evaluar la calidad de los residuos utilizados durante el desarrollo de la presente investigación. La fracción lábil de materia orgánica es la que resulta afectada por las prácticas de manejo en que se encuentran los suelos, de esta manera se tiene que en los suelos bajo explotación intensiva la fracción lábil disminuye conforme transcurren los años de cultivo (Dalal y Mayer, 1987). Por un lado la fracción lábil es la que tiene relación directa con el aporte nutrimental de los suelos para los cultivos, pero por otro lado, la función que desempeña la fracción resistente no es menos importante ya que tiene una influencia directa en cuanto a otras propiedades, como lo es la retención de humedad y formación de estructuras, propiedades que disminuyen los efectos adversos de la erosión. Por lo tanto, no basta con adicionar fertilizantes a los suelos como garantía para la obtención de una producción rentable, además hay que procurar mantener la fertilidad de los suelos, mediante la incorporación de residuos vegetales, tal como ha sido demostrado por Haynes y Beare en 1996, al convertir suelos cultivados a pastizales al incrementarse rápidamente la concentración de fracción lábil de materia orgánica, por el aporte que tienen las raíces en el incremento de la fracción lábil de materia orgánica.

#### **5.3.5. Relación entre concentración de carbono soluble y concentración de nitratos.**

Al relacionar la concentración de carbono soluble con la concentración de nitrógeno en forma de amonio y nitratos, no se logró detectar alguna relación, sin embargo al considerar solamente el nitrógeno en forma de nitratos

se obtuvo una  $R^2 = 0.84$ , lo cual puede deberse principalmente a que los nitratos son mas estables que el amonio (Figura 18). Esto confirma que efectivamente el carbono presente en forma soluble tiene relación directa con la presencia de nitrógeno en el suelo. Por lo tanto puede utilizarse la cuantificación de carbono como una forma de predecir el aporte de nitrógeno por parte de los suelos.

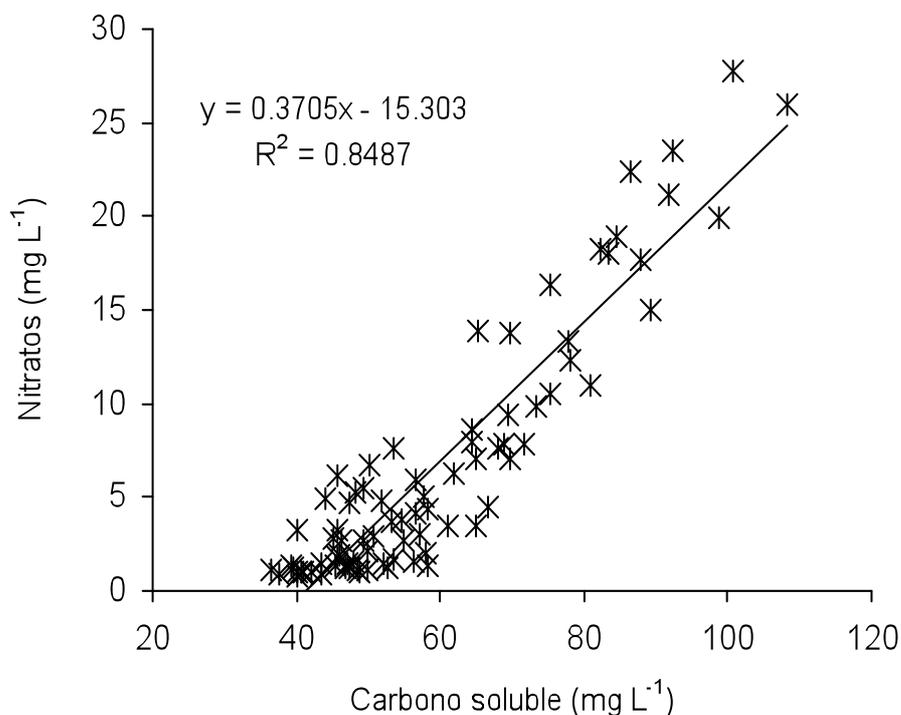


Figura 18 . Relación entre concentración de carbono soluble y nitratos.

#### **5.4 Establecimiento del carbono soluble como un indicador de la calidad de materia orgánica.**

La relación carbono/nitrógeno es un indicador que se ha utilizado ampliamente, en la evaluación de la calidad de residuos, por lo tanto en la presente investigación se consideró también a éste indicador, como una forma de corroborar los datos que se obtuvieron durante los períodos de incubación.

En el análisis de varianza (Cuadro 23) se establece que la relación carbono/nitrógeno cuantificada en las muestras fue afectada significativamente ( $Pr > F = 0.0001$ ) por los tratamientos de residuos.

Cuadro 23. Análisis de varianza para relación carbono/nitrógeno.

Fuente	G.L.	S.C.	C.M.	Valor F	Pr > F
Modelo	29	35722.4	1231.8	14.51	0.0001
Error	132	11205.5	84.8		
Total Corregido	161	46928.0			
$R^2$	C.V.	R.C.	C.M.	Promedio de relación carbono/nitrógeno	
0.76	55.9	9.21		16.47	
Fuente	G.L.	C.M.	Valor F	Pr > F	
Repetición	1	3910.4	46.06	0.0001	
Periodo de incubación	2	212.1	2.50	0.0860	
Tratamiento	26	1207.2	14.22	0.0001	

La Figura 19 muestra gráficamente la variación de la relación carbono/nitrógeno, como efecto de la dosis, tipo de residuo adicionado y período de incubación de las muestras de suelo Ustorhent.

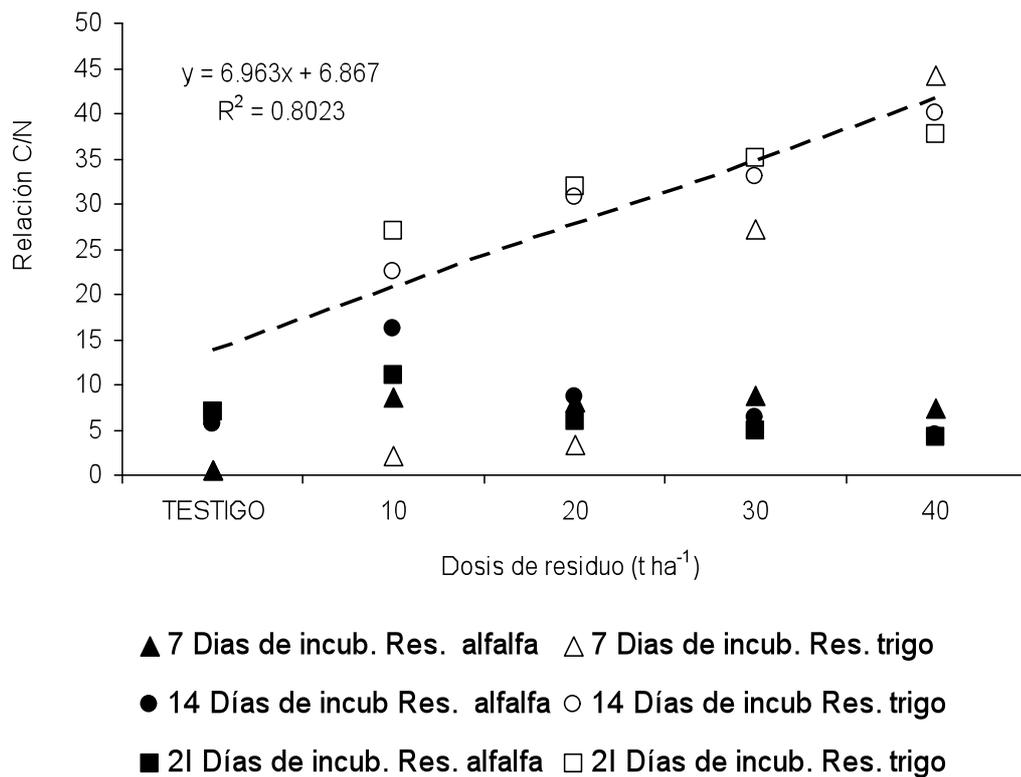


Figura 19. Relación carbono/nitrógeno, en un suelo Ustorthent con dos tipos de residuos. La relación carbono/nitrógeno se determinó después de que se aplicaron los residuos.

La relación carbono/nitrógeno, muestra que conforme se ha incrementado el tiempo de incubación se observa mayor relación carbono/nitrógeno, en los extractos que se obtuvieron de los suelos, para el caso de los suelos que fueron tratados con residuos de trigo, y esto se debe principalmente al proceso de inmovilización que se da, reduciendo de esta manera la concentración de nitrógeno mineralizado; en el caso de residuos de alfalfa, la relación carbono/nitrógeno encontrada en los extractos han sido valores menores de 5, que indican que hay una buena concentración de N, para que la biomasa microbiana actúe libremente, siempre y cuando se mantengan las condiciones de temperatura, humedad y aireación adecuada para su crecimiento.

Se puede observar en la Figura 20, el efecto que tienen los tratamientos evaluados, sobre la relación carbono/nitrógeno que se observa en las muestras de suelo Fluventic Haplustepts.

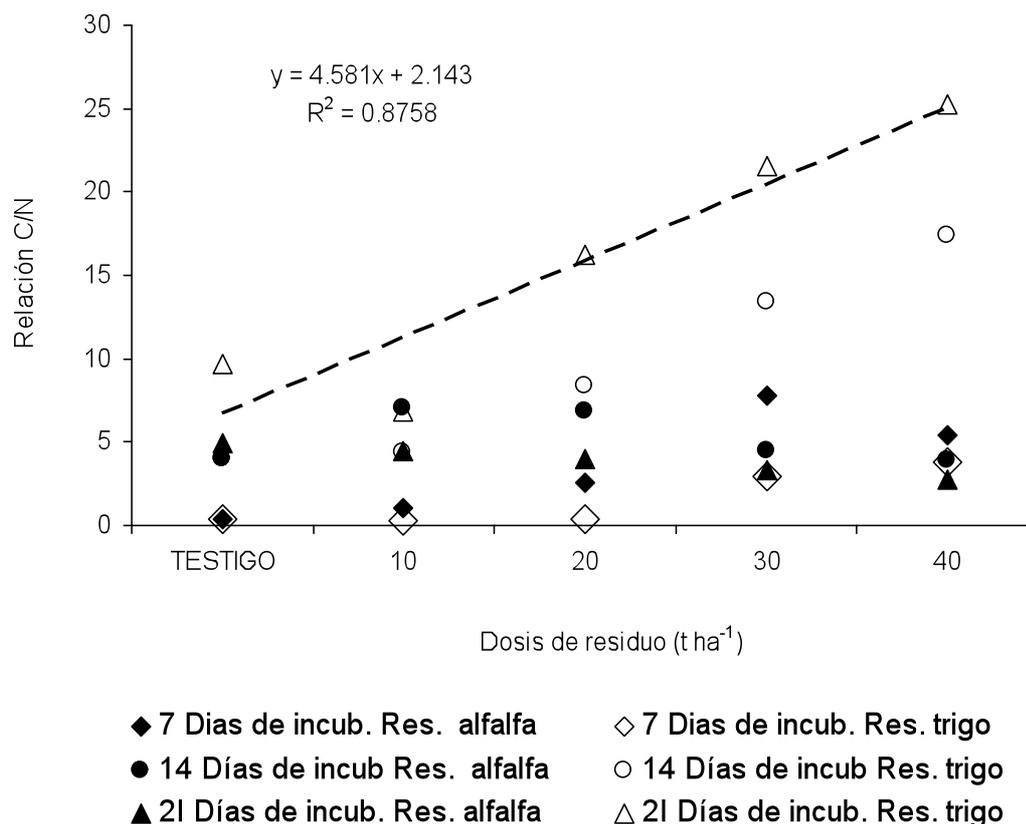


Figura 20. Relación carbono/nitrógeno en el extracto de suelos, en suelo Fluventic Haplustepts, después de adicionar dos tipos de residuo a diferentes dosis.

El comportamiento del suelo Fluventic haplustepts (Figura 20), es similar al del Ustorthent, y permite confirmar las tendencias observadas, esto es, el tiempo de incubación tiene un efecto mayor que el registrado por la dosis de residuo adicionado, y esto se debe principalmente a la capacidad que posee la biomasa microbiana para atacar a los residuos, indicando que aunque esté presente el residuo en el suelo pero si no es de buena calidad o de fácil descomposición, la biomasa no puede actuar, por lo tanto necesita tiempo para que se pueda observar un efecto en cuanto a la concentración de nitratos de amonio o carbono; al incrementar la cantidad de residuo de trigo se incrementó la relación carbono nitrógeno, esto se debe principalmente por la disminución de la concentración de nitrógeno por el proceso de inmovilización, por la presencia de residuos que ponen mucha resistencia al proceso de descomposición.

La Figura 21 presenta los efectos observados en las muestras de suelo Haplustept, en cuanto a la variación de la relación carbono/nitrógeno como efecto de los tratamientos evaluados.

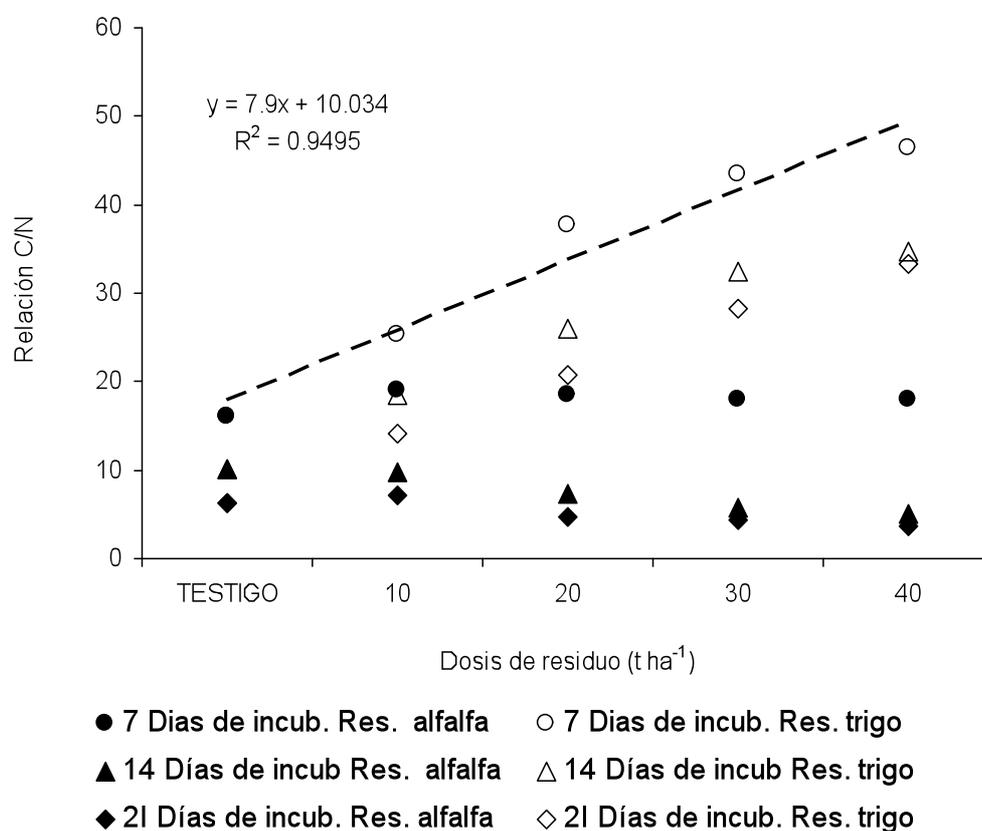


Figura 21. Relación carbono/nitrógeno, en el extracto de suelo Haplustept, después de adicionar dos tipos de residuo a diferentes dosis.

La tendencia que observa en la Figura 21, confirma lo dicho anteriormente, ya que se registra un efecto lineal en el incremento de la relación carbono/nitrógeno al adicionar 10 ton de residuo de trigo hasta 40 ton.

La comparación de medias (Cuadro 24), muestra que los suelos tratados con residuos de trigo tuvieron una relación/carbono nitrógeno mayor a 12, mientras que los suelos tratados con residuos de alfalfa tuvieron un valor menor a 9.6, las muestras testigo también se ubicaron dentro de estos valores; esto indica

que al no tener una adición reciente de residuo el proceso de mineralización se da de manera normal, no hay problemas por efecto de inmovilización, por que la relación carbono nitrógeno no se ve alterado.

Cuadro 24. Comparación de medias para la variable relación carbono/nitrógeno.

Tratamientos				
Tipo de suelo	Residuo	Dosis (Mg ha <sup>-1</sup> )	Relación C/N	
				†
Fluventic haplustepts	Trigo	40	42.200	a
Haplustept	Trigo	40	41.075	a
Fluventic haplustepts	Trigo	30	37.554	ab
Fluventic haplustepts	Trigo	20	34.681	abc
Haplustept	Trigo	30	34.626	abcd
Fluventic haplustepts	Trigo	10	28.421	abcde
Haplustept	Trigo	20	27.567	abcde
Ustorthent	Trigo	40	23.097	bcdef
Ustorthent	Trigo	30	18.831	cdefg
Haplustept	Trigo	10	18.534	defg
Ustorthent	Trigo	10	15.746	efg
Ustorthent	Trigo	20	12.806	efg
Haplustept	Sin residuo	0	9.855	fg
Haplustept	Alfalfa	10	9.617	fg
Fluventic haplustepts	Alfalfa	20	9.189	fg
Fluventic haplustepts	Alfalfa	30	6.854	g
Haplustept	Alfalfa	20	6.816	g
Fluventic haplustepts	Sin residuo	0	6.636	g
Fluventic haplustepts	Alfalfa	10	6.352	g
Ustorthent	Alfalfa	10	6.038	g
Ustorthent	Alfalfa	20	5.926	g
Haplustept	Alfalfa	30	5.706	g
Fluventic haplustepts	Alfalfa	40	5.111	g
Haplustept	Alfalfa	40	4.883	g
Ustorthent	Sin residuo	0	4.657	g
Ustorthent	Alfalfa	30	4.319	g
Ustorthent	Alfalfa	40	3.548	g

†= valores con letras distintas son diferentes estadísticamente (Tukey,  $\alpha=0.05$ )

Haynes (1995) menciona que la fracción lábil de materia orgánica consiste de tejidos de plantas parcialmente descompuestas y que posee una relación carbono nitrógeno dentro del rango de 15 a 20; éste valor difiere del encontrado en ésta investigación ya que se tuvieron valores menores de 10. Cabe mencionar

que dicho autor realizó adición de residuo de pasto, y que el valor de la relación carbono/nitrógeno está directamente relacionado con la cantidad y calidad de residuo adicionado, reflejando la calidad de éste material.

Debido a que la materia orgánica del suelo es una mezcla de órgano-mineral que no se puede encontrar de forma aislada en los suelos, es importante la identificación de metodologías que permitan su extracción y cuantificación de tal manera que se pueda establecer como una metodología de rutina, en los laboratorios dedicados a la realización de análisis químicos de suelos.

## VI. Conclusiones.

1) El método colorimétrico que se calibró fue capaz de detectar en soluciones acuosas el carbono asociado a carbohidratos, lípidos y proteínas.

2) La metodología que se propone para cuantificar el carbono soluble estuvo estrechamente asociado con las tendencias de mineralización de nitrógeno ( $R^2=0.90$ ) de los suelos evaluados, por lo tanto se puede considerar como una alternativa viable, por ser un método rápido pues únicamente requiere de una hora y media, para su ejecución desde que se pesa la muestra hasta que se obtiene la lectura en el espectrofotómetro.

3) 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 los suelos, por lo tanto es posible identificar la calidad de los residuos que han sido incorporados a un suelo, permitiendo un período previo de descomposición de tres semanas.

4) La concentración de carbono soluble tuvo una relación directa con la concentración de nitratos en el suelo ( $R^2=0.84$ ). Por lo tanto se puede utilizar para estimar la disponibilidad de nitrógeno.

## VII. Literatura Citada.

Andersen, M. K. and Jensen, L. S. 2001. Low soil temperature effects on short term gross N mineralization immobilization turnover after incorporation of green manure. *Soil Biol. Biochemistry*. 33: 511-521.

Appel, T. and Mengel, K. 1990. Importance of nitrogen fractions in sandy soils, obtained by electro-ultrafiltration or  $\text{CaCl}_2$  extraction for nitrogen mineralization and nitrogen uptake of rape. *Biology and Fertilization of Soils*. 10: 97-101.

Appel, T. and Mengel, K. 1993. Nitrogen fractions in sandy soils in relation to plant nitrogen uptake and organic matter incorporation. *Soil Biology and Biochemistry*. 6: 685-691.

Avilés, M. S. 2002. La respiración del suelo como indicador de la mineralización de las reservas orgánicas edáficas activas en suelos calcáreos. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillos edo. de México.

Becker, M. and Ladha J. K. 1997. Synchronizing Residue N Mineralization with Rice N demand in Flooded Conditions. In: *Driven by Nature: Plant Litter Quality and Decomposition*. Eds. G. Cadisch y K. Ek Giller.

Berense, F., Berg, B. and Bosatta, E. 1987. The effect of lignin and nitrogen on the decomposition of litter in nutrient-poor ecosystem: a theoretical approach. *Canadian Journal of Botany* 65, 1116-1120.

Blair, G. J. R., Letroy, G. B., Singh, B. P. and Till, A. R. 1997. Development and use of a carbon management index to monitor changes in Soil Carbon pool size and turnover rate. CAB. *International Driven by Nature: Plant Litter Quality and Decomposition*. Eds. G. Cadisch y K. Ek Giller.

Bonan, G. B. 1993. Physiological controls of the carbon balance of boreal forest ecosystem. *Canadian Journal of Forest Research*. 23 (7): 1453-1471.

Bonan, G. B. and Van-Cleve, K. 1992. Soil temperature, nitrogen mineralization, and carbon source-sink relationships in boreal forests. *Canadian journal of Forest Research*. 22 (5): 629-639.

Cabrera, M. L. and Kissel, D. E. 1988. Evaluation of a method to predict nitrogen mineralization from soil organic matter under field conditions. *Soil Science Society of American Journal* 52: 1027-1031.

Dalal, R. C. and Mayer, R. J. 1987. Long-term Trends in Fertility of Soils under Continuous Cultivation and Cereal Cropping in Southern Queensland. VI Loss of Total Nitrogen from Different Particle-size and Density Fractions. *Australian Journal of Soil Research*. 25:83-93.

.

De Blas, C., Mateos G. G. y Rebollar P. G. 2003. Tablas FEDNA de composición y valor nutritivo de alimentos para la formulación de piensos compuestos (2ª ed.). Fundación Española para el Desarrollo de la Nutrición Animal. Madrid, España. 423 pp.

Fox, R. H. and Piekielek W. P. 1978. A rapid method for estimating the nitrogen supplying capability of soil. *Soil Sci. Society of American Journal*. 42: 751-753.

Galvis, S. A. 1998. Diagnóstico y simulación del suministro de nitrógeno edáfico para cultivos anuales. Tesis doctor en ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillos Edo. De México.

Greenland, D. J. and Oades, J. M. 1975. Saccharides in: *Soil Components "Organic components"* Vol. I. Edited by Gieseking E. J. Springer Verlag. New York.

Gianello, C. and Bremner, J. M. 1986. Comparison of chemical methods of assessing potential mineralizable organic nitrogen in soil. *Communication in soil science and plant analysis* 17: 215-236.

Grime, J. P. 1988. The C-S-R model of primary plant growth strategies- origin, implications and test. In: Gottlieb, L. D. And Jain, S. K. (eds). *Plant Evolutionary Biology*. Chapman and Hall, London. 371-393.

Groot, J. J. R. and Houba, V. J. G. 1995. A comparison of different indices for nitrogen mineralization. *Biology and Fertility of Soils*. 19: 1-9

Hadas A., Feigenbaum A. F. and R. Portnoy. 1986. Nitrogen mineralization in profiles of differently managed soil types. *Soil Sci. Sic. Am. J.* 50: 314-319.

Handayanto, E., Cadisch, G. and Giller K.E. 1997. Regulating N Mineralization from Plant Residues by Manipulating of Quality. *Driven by Nature: Plant Litter Quality and Decomposition*. Eds. G. Cadisch and K. E. Giller. UK.

Hammel, K. E. 1997. Fungal Degradation of Lignina. *CAB international. Driven by Nature: Plant Litter Quality and Decomposition*. Eds. G. Cadisch and K. E. Giller. UK.

Haynes, R. J. 1995. Labile organic matter fractions and aggregate stability under short-term, grass-based leys. *Soil Biology and Biochemistry*. 31: 1821-1830.

Haynes, R. J. 2000. Labile organic matter as an indicator of organic matter quality in arable and pastoral soils in New Zealand. 32: 211-219.

Haynes, R. J. 2005. Labile Organic Matter Fraction as Central Components of the Quality of Agricultural Soils: An Overview. *Advances in Agronomy*, Vol. 85. p 221-268.

Haynes, R. J. and Beare, M. H. 1996. Aggregation and organic matter storage in meso-thermal, humid soils. In: Carter, M. R., Stewart B. A. (Eds.) *Advances in Soil Science. Structure and Organic Matter Storage in Agricultural Soils*. CRC Lewis Publishers. Boca Raton pp. 213-262.

Heal, O. W., Anderson, J. M and Swift, M. J. 1997. An Historical Overview In: *Driven by Nature: Plant litter Quality and Decomposition*. Eds. G. Cadisch and K. E. Giller. UK.

Jackson, M. L. 1964. *Análisis Químico de Suelos*. Traducción al español. Ediciones Omega. Barcelona España.

Jarvis, C. S., Stockdale, A. E., Shepherd, A. M. and Powlson S. D. 1996. Nitrogen mineralization in temperate agricultural soils: Processes and measurement. *Advances in agronomy*, vol. 57 p 187-235.

Jawson, M. D., Elliot, L. F., Papendick, R. I. and Campbell G. S. 1989. The decomposition of <sup>14</sup>C-Labeled wheat straw and <sup>15</sup>N-labeled microbial material. *Soil Biology and Biochemistry*. Vol. 21, No. 3, 417-422.

Jensen, H. L. 1929. On the influence of carbon:nitrogen ratios of organic material on the mineralisation of nitrogen. *Journal of Agricultural Science* 19, 71-82.

Jenny, H., Gessel, S. P. and Bingham, F. T. 1949. Comparative study of decomposition rates in temperate and tropical regions. *Soil Science* 68, 419-432.

Johnston, A. E. 1994. The Rothamsted Classical Experiments In: Leigh R. A. y Johnston, A. E. (Eds). Long term Experiments in Agricultural and Ecological Sciences. CAB International, Wallingford, pp 9-37.

Keeney, D. R. 1982. Nitrogen-availability indices. In: Methods of Soil Analysis. Part 2. Chemical and Microbiological Properties". A. L. Page, R. H. Millar and D. R. Keeney Eds. Pp. 711-733. American Society of Agronomy, Madison. WI.

Kononova, M. M. 1982. Materia Orgánica del Suelo. Editorial. Oikos-Tau. S. A.

Labrador, M. J. 1996. La Materia Orgánica en los Agrosistemas. Coedición. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. España. P 174.

Lal, R., Kimble, J. and Follet, R.F. 1997. Pedospheric Processes and the Carbon Cycle. In: Soil Processes and the carbon Cycle. Advances in Soil Science Ed. By Lal, R., Jhon M. Kimble, Follet R. F. and Stewart A. Bobby. CRC Press. Boca Raton, Florida. USA.

Lowe, L.E. 1978. Carbohidrates in soil. In: Soil Organic Matter. Edited by Schnitzer M. and S.U. Khan. Elsevier Scientific Publishing Company. Development in Soil Science 8. New York. 65-91 p.

Matus, J. F. 1994. Crop residues decomposition residual soil organic matter and nitrogen mineralization in arable soils with contrasting textures.

Matus, F. H. and Rodríguez, J. 1994. A simple model for estimating the contribution of nitrogen mineralization to the nitrogen supply of crops from a stabilized pool of soil organic matter and recent organic matter input.

Nelson, D.W. and Sommers, L. E. 1982. Total carbon, organic carbon, and organic matter. *In*: A.L. Page et al. (Editors). *Methods of soil analysis. Part II*, 2<sup>nd</sup> ed. ASA, SSSA, Madison WI, pp. 539-577.

Nunan, N., Morgan, M. A., Brennan, D. and Herlihy, M. 2001. Organic matter extracted with 0.01M CaCl<sub>2</sub> or with 0.01 M NaHCO<sub>3</sub> as indices of N mineralization and microbial biomass. *Biology and Fertility of Soils*. 34: 433-440.

Oglesby, K. A. and Fownes, J. H. 1992. Effects of chemical composition on nitrogen from green manures of seven tropical leguminous trees. *Plant and Soil* 143, 127-132.

Palm, C. A. and Sanchez, P. A. 1991. Nitrogen release from the leaves of some tropical legumes as affected by their lignin and polyphenolic contents. *Soil Biology and Biochemistry* 23, 83-88.

Paul, E. A. and Clarck, F.E. 1996. *Soil microbiology and biochemistry*. 2<sup>nd</sup> Edition. Academia Press. San Diego, California. USA. 130-178 pp.

Power, J. F., J. W. Doran and W.W. Wilhelm. 1986. Uptake of nitrogen from soil fertilizer and crop residues by no-till corn and soybeans. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 50:137-142.

Rivero, T. C. 1999. *Materia orgánica del suelo*. Publicación de la facultad de agronomía, Universidad Central de Venezuela. Maracay, Venezuela.

Rodríguez S. J. y E. H. Silva. 1984. Nitrógeno potencialmente mineralizable en Andisoles. *Ciencia e Inv. Agr.* 11:81-88.

Sánchez, G. A. A. 1992. Efecto de la incorporación de los residuos orgánicos sobre el reservorio, pool de nitrógeno lábil y estabilizado del suelo. Tesis de maestría en ciencia. Colegio de Postgraduados. Montecillos. México.

Schnitzer, M. 1991. A lifetime Perspective on the Chemistry of Soil Organic Matter. *Advances in Agronomy*, Vol. 68 p. 1-58.

Schnitzer, M. and Khan, S. U. 1978. "Soil Organic Matter". Elsevier Scientific Publishing Company. Amsterdam Oxford New York. *Development in Soil Science* 8.

Smith, J. L. and Paul, E. A. 1990. The significance of soil microbial biomass estimations. Soil Conservation Service.

Sierra B. C. y J. Rodríguez S. 1986. Efecto del manejo del suelo en el suministro de N. *Ciencia e Inv. Agr.* 13:29-238.

Stanford G. 1982. Assessment of Soil Nitrogen Availability. In: *Nitrogen in Agricultural Soils*. Agronomy Monograph No. 22. USA.

Stanford G. 1973. Rationale for optimum nitrogen fertilization in corn production. *Journal of Environmental Quality* 2: 159-166.

Stanford G., and Smith S. J. 1972. Nitrogen mineralization potentials of soils. *Soil Sci. Soc. Am. Proc.* 109: 190-196

Stevenson, F. J. and Cole, M.A. 1999. *Cycles of Soil*. 2<sup>nd</sup> Edition. John Wiley and Sons, Inc. USA.

Tan, K. H. 1994. *Environmental Soil Science*. Marcel Decaer. Inc. New Cork. USA.

Vanlauwe, B., Diles, J., Sanginga, N. and Merckx, R. 1997. Residue Quality and Decomposition: An Unsteady Relationship? In: Driven by Nature: Plant litter Quality and Decomposition. Eds. G. Cadisch y K. E. Giller. UK.

Waksman, S. A. 1924. Influence of microorganisms upon the carbon-nitrogen ratio in soil. *Journal of Agricultural Science* 14: 555-562.

Waksman, S. A. and Tenney, F. G. 1928. Compositions of natural organic materials and their decomposition in the soil. III. The influence of nature of plant upon the rapidity of its decomposition. *Soil Science* 26, 155-171.