

12
2ej

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
"ZARAGOZA"

"EVALUACION DE LAS COBERTERAS VIVAS DE *MUCUNA DEERENGIANUM* Y *CANAVALIA ENSIFORMIS* COMO MEJORADORAS DE LA CALIDAD DEL SUELO DE LA MILPA DE LA ZONA HENEQUENERA DE YUCATAN, MEXICO".

T E S I S

Que para obtener el titulo de:

B I O L O G O

Presenta:

HECTOR ESTRADA MEDINA

Director de Tesis: M. en C. Francisco Bautista Zuñiga

Asesor Interno: M. en C. José Luis Miguel Castillo González

México, D. F., 1997



TESIS CON
FALLA DE ORIGEN



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

DEDICATORIA

A mis padres: Sabina Medina Hernández y Eugenio Estrada González; este trabajo es la culminación de los muchos sacrificios que ustedes tuvieron que hacer para que yo pudiera estudiar una carrera universitaria. Gracias a su ayuda, comprensión y confianza es que he podido llegar hasta aquí, por lo que gran parte de este logro es suyo.

A mi hermano Alejandro: aunque lejos y por un camino diferente al mío, tu gran confianza hacia mí, así como el apoyo que siempre me brindaste me animaron a seguir adelante hasta llegar a la obtención de esta meta.

A Rosalba: por ser mi mejor amiga, por toda tu ayuda, tu comprensión y cariño. Gracias.

A Gonzalo y Martín: mis dos mejores amigos.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a las siguientes personas e instituciones, que ayudaron a que fuera posible la realización de este trabajo.

Al CONACyT por apoyar económicamente el proyecto 0308P-B " Efecto de las leguminosas en la materia orgánica, fauna y microclima del suelo de la milpa en la Zona Henequenera de Yucatán ", del cual forma parte esta tesis.

A la fundación: Interamerican Institute for Global Change Research, por el apoyo económico para el proyecto " Biogeochemical determinants of land cover change and land use in Savvna cultivation-grazing systems ", en el cual se incluye el presente trabajo.

Al departamento de Manejo y Conservación de Recursos Naturales Tropicales, por el apoyo recibido, especialmente al Dr. Juan José Jiménez Osornio.

A la Dirección General de Intercambio Académico de la UNAM y la UADY, por la beca otorgada durante la mayor parte de la tesis.

Al M. en C. Miguel Castillo González, por confiar en mi para ofrecerme la oportunidad de realizar la tesis en Yucatán, por la co-dirección de la tesis y por los análisis de micronutrientes.

AL M. en C. Francisco Bautista, por su apoyo, confianza, la dirección de la tesis y sobre todo por sus cuanti-osos comentarios durante el transcurso del trabajo.

Al M. en C. Arturo Caamal por la revisión de la tesis y por su ayuda en la reconstrucción de la historia de manejo de la parcela experimental.

Al Dr. Manuel Barceló, Q.F.B. Paty Rodríguez y Q. B. B. Leidy Madera por su ayuda en los análisis de calcio.

A la Ing. Agr. Isabel Sohn y al Dr. Bernard Triomphe por la revisión de la tesis y sus valiosos comentarios y sugerencias para enriquecer este trabajo.

A todo el personal de PROTROPICO por su ayudar a que mi estancia en Yucatán fuera agradable; en especial a la gente del laboratorio de investigación

en edafología, por su ayuda y paciencia para soportarme tanto tiempo; y sobre todo, porque amenazo con volver.

A todos los "colegas" de la banda palapera, del herbario y anexos: Miguelón, José (cherife), Raymundo (Raison) y los hermanitos May Cocoom, José, Roger (Inge) y Juan (Jerecito) por que siempre me echaron la mano en el trabajo de campo y por todas las aventuras que hemos vivido juntos; ¡y las que nos faltan!. La llamarada sigue encendida.

Al pez-cenotólogo Roberto, por ser un buen cuate y por ayudarme a sacar el trabajo de laboratorio en momentos críticos a pesar de las largas caminatas nocturnas hasta el periférico; además por su ayuda para el análisis estadístico.

Al cometa Juan, por que cuando venía, de repente también cooperaba y caminaba, especialmente agradezco el trabajo de las fotografías de las fracciones de la materia orgánica.

A todos mis cuates de la FES "Zaragoza", con los que desgraciadamente he perdido mucho contacto desde que vine a Mérida, pero a quienes deseo el mejor de los éxitos en su vida profesional.

A la FES "Zaragoza"-UNAM, siempre mi segunda casa.

TABLA DE CONTENIDO

ÍNDICE DE FIGURAS	V
ÍNDICE DE CUADROS	VI
1. RESUMEN	1
2. INTRODUCCIÓN	2
3. OBJETIVOS	5
4. HIPÓTESIS	6
5. FUNDAMENTOS TEÓRICOS	7
5.1 CALIDAD DEL SUELO.....	7
5.2 ROZA, TUMBA Y QUEMA (r-t-q).....	12
5.3 ABONOS VERDES.....	15
5.4 DESCOMPOSICIÓN.....	20
5.5 DINÁMICA DE LA MATERIA ORGÁNICA.....	24
6. DESCRIPCIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO	28
7. MATERIALES Y MÉTODOS	36
7.1 FASE DE GABINETE.....	36
7.2 FASE DE CAMPO.....	46
7.3 FASE DE LABORATORIO.....	49
8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	53
8.1 BIOMASA Y DESARROLLO DEL CULTIVO.....	53
8.4 NODULACIÓN.....	56
8.5 DESCOMPOSICIÓN.....	59
8.6 DINÁMICA DE LA MATERIA ORGÁNICA.....	68
8.7 PROPIEDADES FÍSICAS Y QUÍMICAS DEL SUELO.....	77
9. DISCUSIÓN GLOBAL	85
10. CONCLUSIONES	93
11. RECOMENDACIONES	95
12. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	96
13. APÉNDICE 1. COMPLEMENTO DE LOS MÉTODOS UTILIZADOS	
14. APÉNDICE 2. DATOS COMPLETOS Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO	

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Principales factores que afectan la calidad del suelo.....	8
Figura 2. Importancia de las coberteras vivas de leguminosas.....	18
Figura 3. Localización de la zona de estudio.....	29
Figura 4. Promedios mensuales de precipitación y temperaturas de la Ciudad de Mérida 1960-1995.....	32
Figura 5. Estrategia de estudio y métodos utilizados.....	37
Figura 6. Parcela experimental de PROTROPICO.....	38
Figura 7. Mapa de caracterización de la parcela experimental de PROTROPICO.....	43
Figura 8. Dendrograma de similitud.....	44
Figura 9. Mapa de caracterización de la parcela experimental de PROTROPICO de acuerdo al análisis de agrupamiento por similitud.....	45
Figura 10. Manejo de la parcela de PROTROPICO durante 1996.....	46
Figura 11. Diseño anidado de tres niveles para el análisis de la información de las propiedades del suelo.....	52
Figura 12. Temperatura ambiente de la parcela experimental de PROTROPICO, durante el experimento de descomposición.....	60
Figura 13. Temperatura del suelo y humedad ambiental de la parcela experimental de PROTROPICO, durante el experimento de descomposición.....	60
Figura 14. Descomposición de <i>M. deerengianum</i> y <i>C. ensiformis</i> en bolsas de malla de diferente abertura.....	63
Figura 15. Tasa de liberación del nitrógeno y carbono de la hojarasca de <i>M. deerengianum</i> y <i>C. ensiformis</i> en bolsas de malla de 4 mm ²	67
Figura 16. Distribución relativa de las fracciones del suelo de la milpa y vegetación secundaria con 15 años de descanso.....	70
Figura 17. Contenido de carbono de las diferentes fracciones del suelo de la milpa y vegetación secundaria con 15 años de descanso.....	72
Figura 18. Aportes de nitrógeno de las diferentes fracciones del suelo de la milpa y vegetación secundaria con 15 años de descanso.....	73
Figura 19. Desarrollo de las coberteras vivas, arvenses y maíz, y sus aportes de materia orgánica al suelo.....	88

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Compartimentos y nutrimentos de la materia orgánica del suelo, tasas de retorno generalizadas y controles primarios hipotetizados del tamaño del compartimento.....	24
Cuadro 2. Algunos líquidos utilizados para la separación de la materia orgánica por densidad.....	26
Cuadro 3. Historia de manejo de la parcela experimental de PROTROPICO..	39
Cuadro 4. Tratamientos de la parcela experimental de PROTROPICO.....	39
Cuadro 5. Textura y profundidad media de las unidades experimentales elegidas.....	42
Cuadro 6. Biomasa de las leguminosas autosembradas.....	53
Cuadro 7. Biomasa producida por <i>M. deerengianum</i> y <i>C. ensiformis</i> a los 120 días de la siembra.....	54
Cuadro 8. Nodulación en <i>M. deerengianum</i> y <i>C. ensiformis</i> de las plantas autosembradas (75 días de la germinación).....	56
Cuadro 9. Número de plantas de <i>M. deerengianum</i> y <i>C. ensiformis</i> por clase de número de nódulos a los 75 días de la germinación.....	57
Cuadro 10. Nodulación en <i>M. deerengianum</i> y <i>C. ensiformis</i> a los 120 días de la siembra.....	58
Cuadro 11. Calidad de descomposición de la hojarasca de <i>M. deerengianum</i> y <i>C. ensiformis</i>	59
Cuadro 12. Porcentaje de material remanente de <i>M. deerengianum</i> y <i>C. ensiformis</i> en bolsas de malla de diferente abertura.....	61
Cuadro 13 . Evaluación de la tasa de descomposición de <i>M. deerengianum</i> <i>C. ensiformis</i> para dos modelos matemáticos.....	64
Cuadro 14 . Mineralización del carbono y nitrógeno de los remanentes de <i>M. deerengianum</i> y <i>C. ensiformis</i>	65
Cuadro 15. Fraccionamiento de la materia orgánica del suelo de la milpa.....	69
Cuadro 16. Calidad de las fracciones de la materia orgánica del suelo de la milpa.....	75
Cuadro 17. Distribución y tamaño de los agregados en seco del suelo de la milpa	77
Cuadro 18. Estabilidad al agua de los agregados del suelo de la milpa.....	78
Cuadro 19. pH del suelo de la milpa.....	79
Cuadro 20. Contenido de carbonatos del suelo de la milpa.....	81
Cuadro 21. Contenido de calcio del suelo de la milpa.....	81
Cuadro 22. Contenido de carbono y nitrógeno orgánico del suelo de la milpa...	82
Cuadro 23. Fósforo del suelo de la milpa.....	84
Cuadro 24. Procesos asociados a la calidad del suelo de la milpa después de la r-t-q e introducción de cultivos de cobertera.....	92

1. RESUMEN

La disminución de zonas para desmontar y realizar apropiadamente la roza, tumba y Quemá (r-t-q), así como las condiciones climáticas y edáficas de la Zona Henequenera de Yucatán, México, han provocado la disminución de los rendimientos agrícolas y, de la calidad del suelo. Una de las opciones para aumentar la producción de maíz, principal cultivo de la región, lo constituye el uso de cultivos de cobertera de leguminosas, las cuales puedan aportar gran cantidad de materia orgánica, fijar nitrógeno atmosférico y disminuir los efectos negativos del clima. El Departamento de Manejo y Conservación de Recursos Naturales Tropicales (PROTROPICO) evalúa desde 1994 el efecto de la intercalación de coberteras vivas de *Mucuna deerengianum* y *Canavalia ensiformis* sobre la producción de maíz y las arvenses. El presente estudio aporta información del efecto de estas dos leguminosas sobre la calidad del suelo de la milpa, en una parcela experimental abierta para el cultivo bajo r-t-q. Se evaluó la producción de biomasa, nodulación y descomposición de las leguminosas utilizadas, así como la dinámica de la materia orgánica y algunas propiedades del suelo: distribución, tamaño y estabilidad de los agregados, pH, y, contenido de carbonatos, Ca, N, P y C. Los resultados mostraron que 53.1% de las plantas de *M. deerengianum* tuvieron nódulos activos; produjo 2,070 kg/ha de biomasa (peso seco), con tasa de descomposición lineal ($k=-1.97$) y $t_{(50)}$ de 85 días; 57.9% de las plantas de *C. ensiformis* nodularon, pero no presentaron nódulos rojos, produjo 1,087 kg/ha (peso seco) de biomasa, con tasa de descomposición lineal ($k=-2.13$) y $t_{(50)}$ de 81 días. Las hojas de *C. ensiformis* se descomponen ligeramente más rápido que *M. deerengianum* debido a su menor cantidad de hemicelulosa. La descomposición de la hojarasca de ambas leguminosas no está sincronizada con el desarrollo del maíz y la mitad de su nitrógeno se mineraliza en el primer mes. El efecto de los aportes de materia orgánica se observó en la fracción gruesa (2mm - 250 μ m), la cual contribuye con el 5-10% del carbono y nitrógeno del suelo. Los análisis de las propiedades del suelo, indican que en todos los tratamientos disminuye la estructura y aumenta el carbono; *M. deerengianum* aumentó la estabilidad de los agregados al agua en un 8%. En el resto de las propiedades no se presentan efectos claros a causa de los aportes de materia orgánica, pero si se notan tendencias que evidencian el efecto de la r-t-q sobre el suelo.

2. INTRODUCCIÓN

En los países tropicales y subtropicales se estima que alrededor de 250 millones de personas, distribuidas en 36 millones de kilómetros cuadrados, viven de la agricultura itinerante de roza, tumba y quema (r-t-q), lo cual representa más del 10% de la población humana y 30% de los suelos explotables del mundo; en México, la agricultura bajo r-t-q se practica, esencialmente para la producción de maíz, en una superficie de 5 millones de hectáreas, de las cuales 500 mil están en cultivo y las restantes en descanso (Hernández-X. *et al* 1995).

En la Península de Yucatán, mediante el cultivo de maíz se produce alimento para más de un millón de campesinos y solamente en el Estado de Yucatán se cultivan alrededor de 145 mil hectáreas, de las cuales 142 mil se realizan bajo r-t-q constituyendo, a nivel nacional, la mayor extensión cultivada con esta técnica (INEGI, 1995).

Practicada a pequeña escala, respetando los largos periodos de descanso (15-20 años) y con un área relativamente amplia de bosque sin perturbar, la agricultura bajo r-t-q es completamente sustentable (Tinker *et al*, 1994). Sin embargo, en la actualidad tales condiciones raramente existen en una gran parte de los trópicos, donde debido al aumento de la población humana, el tiempo de descanso ha sido reducido y las áreas abiertas para el cultivo han aumentado considerablemente (Juo y Manu, 1994).

En consecuencia, la disminución de los periodos de descanso que propician la práctica recurrente de la r-t-q, han provocado la disminución de la calidad de los suelos, así como de los rendimientos del maíz en Yucatán. Arias (1995) y Cortina (1995) reportan para la Zona Henequenera producciones de maíz de alrededor de 700 y 500 kg/ha para el primer y segundo año después de la quema, respectivamente.

La práctica recurrente de la r-t-q provoca, al ser eliminada la vegetación natural, la disminución de los aportes de hojarasca; además de la disminución de la materia orgánica superficial y la volatilización de nutrientes por efecto de la quema (Alegre y Cassel, 1994; Harwood, 1994; Kleinman, 1994).

Estos problemas se agravan en la Zona Henequenera de Yucatán debido a que las condiciones climáticas y los suelos, siempre han sido factores limitativos de la producción.

El clima de la zona, caracterizado por un régimen de lluvias errático, periodo de canícula muy severo y temperaturas máximas de 40 °C en la época seca, provoca la pérdida frecuente de los cultivos por falta de humedad. Además, la presencia de nortes y huracanes, contribuye también a la pérdida de una gran cantidad de cultivos.

Los suelos son de reciente formación (1,000,000 de años), de origen calcáreo y ricos en carbonatos de calcio, lo que propicia valores de pH alcalinos, fijación del fósforo y baja disponibilidad de algunos micronutrientes. Además, son poco profundos y presentan porcentajes variables, en su mayoría altos (>40%), de pedregosidad y rocosidad; reflejándose en mosaicos de suelos someros (1-50 cm) combinados con afloramientos de roca; lo que dificulta su manejo.

Ante esto, resulta apremiante la necesidad de encontrar opciones para contrarrestar los efectos negativos de la r-t-q recurrente y las condiciones edáficas y climáticas adversas que limitan la producción de los suelos someros de la Zona Henequenera; de tal manera que puedan cultivarse durante más tiempo sin disminuir la producción ni reducir la calidad del suelo.

Una de las opciones que recientemente han tomado auge para aumentar la producción agrícola, principalmente del maíz, es la introducción de cultivos de cobertura de leguminosas a los agroecosistemas para restablecer la cobertura vegetal y aumentar los aportes de materia orgánica.

En este sentido, muchas leguminosas han sido ampliamente estudiadas por su capacidad de producir gran cantidad de biomasa y fijar nitrógeno atmosférico en simbiosis con bacterias. Existen leguminosas que son bien conocidas por los resultados exitosos que han tenido, tal es el caso del frijol abono (*M. deerengianum*) y la Canavalia (*C. ensiformis*) que cada vez son más utilizadas en sistemas agrícolas tropicales de bajos insumos externos (Thurston, 1994).

En este trabajo se evaluaron los efectos de *M. deerengianum* y *C. ensiformis* sobre la calidad del suelo de la milpa bajo las condiciones de trópico seco de la

Zona Henequenera del Estado de Yucatán, a un año de su introducción en una parcela experimental abierta para el cultivo bajo r-t-q.

El trabajo se presenta en cuatro etapas; en la primera, se evaluaron los aportes de biomasa de *M. deerengianum* y *C. ensiformis*, su desarrollo y nodulación; en la segunda, se evaluó la tasa de descomposición de ambas leguminosas; en la tercera, se analizó antes de la siembra y después de la cosecha, la dinámica del carbono y nitrógeno de la materia orgánica del suelo, así como el efecto de los aportes de materia orgánica sobre las diferentes fracciones del suelo. Finalmente en la cuarta, se eligieron algunas propiedades del suelo para evaluar a través de ellas el manejo del suelo.

3. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar los efectos de las coberteras vivas de *Mucuna deerengianum* y *Canavalia ensiformis* sobre la calidad del suelo de la milpa bajo las condiciones climáticas, edáficas y de manejo existentes en la Zona Henequenera del Estado de Yucatán, México.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Disminuir el efecto de la heterogeneidad espacial a través de la elección de unidades experimentales similares, a partir del análisis de la información de la caracterización de la parcela experimental, realizada por Delgado *et al* (1996).
2. Determinar la nodulación de *Mucuna deerengianum* y *Canavalia ensiformis* e inferir a través de ello, la presencia del proceso de fijación de nitrógeno.
3. Determinar la cantidad de biomasa producida por las coberteras vivas de *Mucuna deerengianum* y *Canavalia ensiformis*, para inferir su adaptación a la Zona Henequenera.
4. Determinar la calidad de descomposición de las hojas de *Mucuna deerengianum* y *Canavalia ensiformis* a través de su contenido de ligninas, celulosa y hemicelulosa, carbono y nitrógeno; determinar su tasa de descomposición la participación de la fauna del suelo en este proceso y la sincronía de los aportes de materia orgánica con el desarrollo del maíz.
5. Identificar la influencia del uso de los cultivos de cobertera de *Mucuna deerengianum* y *Canavalia ensiformis* sobre la dinámica de la materia orgánica edáfica, para discutir la importancia de las diferentes fracciones de la materia orgánica del suelo e inferir la tendencia en el mejoramiento de la calidad del suelo.
6. Identificar los atributos del suelo que pueden servir como indicadores de su calidad y, a través de ellos, conocer los procesos principales que se están llevando a cabo en el suelo por efecto del manejo.

4. HIPÓTESIS

Es posible disminuir los efectos de la heterogeneidad espacial, eligiendo unidades experimentales con semejante color espectral, porcentaje de rocosidad y pedregosidad.

Intercaladas con el maíz bajo las condiciones de la Zona Henequenera, *Mucuna deerengianum* y *Canavalia ensiformis* aportan al suelo altas cantidades de materia orgánica y tienen altos índices de nodulación activa.

La materia orgánica que aportan *Mucuna deerengianum* y *Canavalia ensiformis* tiene rápida tasa de descomposición, debido a su alto contenido de nitrógeno y bajo contenido de fibras (ligninas, celulosa y hemicelulosa).

Después del primer ciclo de cultivo el efecto de los aportes de materia orgánica de *Mucuna deerengianum* y *Canavalia ensiformis*, se observa principalmente en la fracción lábil de la materia orgánica del suelo.

Las prácticas de manejo influyen sobre sobre las propiedades del suelo elegidas, por lo que éstas pueden ser utilizadas como indicadores de su calidad.

5. FUNDAMENTOS TEÓRICOS

5.1 CALIDAD DEL SUELO

Calidad del suelo es un concepto relativamente nuevo; la Sociedad Norteamericana de la Ciencia del Suelo lo definió en 1984 como el atributo inherente de un suelo que es inferido de sus propiedades, por ejemplo, compactación, erodabilidad y fertilidad. En sus inicios, el concepto se ligo y limito únicamente a la productividad agricola de los suelos; sin embargo, con el tiempo se ha ido modificando y en la actualidad se define como la capacidad que tiene el suelo para producir cultivos seguros y nutritivos de manera sustentable, que aumenten la salud humana y producción animal, sin perjudicar los recursos naturales y sin dañar el ambiente (Parr *et al*, 1992).

Mejorar la calidad del suelo es de gran importancia para que éste pueda soportar cultivos, reducir los efectos de la erosión, mejorar el uso de nutrimentos y asegurar que el recurso pueda ser usado en el futuro. Asimismo es esencial para mantener otros recursos que dependen del suelo, tales como la calidad del agua, aire y el hábitat de la vida silvestre (USDA, 1996).

La calidad del suelo puede declinar por diversas causas: erosión hídrica y eólica; pérdida de nutrimentos por escorrentia y lixiviación, disminución de la materia orgánica, encostramientos, compactación, desertificación y contaminación. La intensidad a la que se llevan a cabo estos procesos se ve afectada por diversos factores tales como el clima, hidrogeología, prácticas culturales, manejo, entre otros (Figura 1).

El mantenimiento o restauración de la calidad del suelo es altamente dependiente de la materia orgánica¹ y del conjunto de macro y microorganismos edáficas que ésta soporta (Parr *et al*, 1992), debido a que éstos participan intensamente en el reciclaje de nutrimentos, formación de estructura etc.

¹ En la literatura se utiliza el término materia orgánica como sinónimo de humus o de materia orgánica humificada; aunque en algunos casos el término es usado para designar a todos los restos de origen orgánico, tanto frescos como en proceso de descomposición.

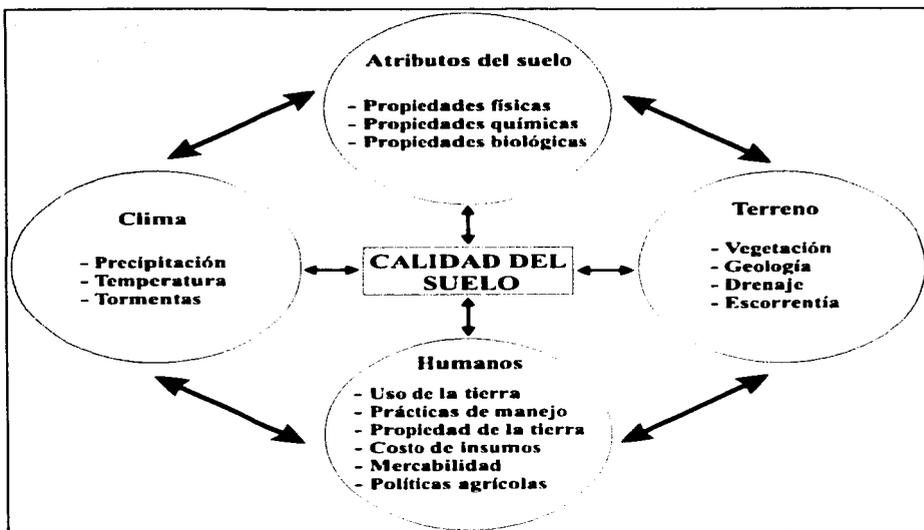


Figura 1. Principales factores que afectan la calidad del suelo.
Tomado de Arshad y Coen, 1992.

Las estrategias para evaluar la calidad del suelo se enfocan principalmente a realizar análisis cuantitativos de atributos específicos (contenidos de carbono, nitrógeno, etc.) monitoreo de procesos del ecosistema (dinámica del agua, balance de nutrimentos, etc.) y bioensayos con plantas o animales (producción, ganancia en peso animal, etc.); comparando entre tipos de manejo a través del tiempo o condiciones actuales del suelo contra otro sin disturbio alguno, etc. (Granatstein y Bezdicek, 1992).

5.1.1 INDICADORES DE LA CALIDAD DEL SUELO

La calidad del suelo puede ser evaluada a través de herramientas de diagnóstico, llamadas indicadores, que sirven para monitorear los cambios en el suelo y ayudan a hacer algunas recomendaciones para su conservación, así como planear y evaluar el manejo actual. Los indicadores son un conjunto de propiedades físicas, químicas y biológicas, procesos o cualquier otra característica del suelo que permita evaluar los cambios ocurridos en él. Estos indicadores pueden ser cuantificados, ya sea, por simples pruebas de campo o sofisticados análisis de laboratorio.

El uso de indicadores para la evaluación de la calidad del suelo es importante porque permite:

- Enfocar los esfuerzos de conservación para mantener y mejorar las condiciones del suelo.
- Evaluar las prácticas y técnicas de manejo.
- Relacionar la calidad del suelo con otros recursos.
- Colectar la información necesaria para la toma de decisiones.
- Determinar la tendencia de la calidad del suelo (USDA, 1996).

La elección de los indicadores más adecuados depende de los procesos que se están llevando a cabo en el suelo, el manejo actual y pasado y la escala a la que la evaluación se realice. El momento y la frecuencia en la que se miden los parámetros elegidos, depende de las características del indicador mismo, manejo y uso de la tierra, el clima, entre otros.

En la actualidad los esfuerzos para caracterizar la calidad del suelo se han enfocado principalmente en sus propiedades físicas y químicas, debido a que se disponen de métodos relativamente estandarizados y simples para su medición, mientras que las propiedades biológicas han sido descuidadas a causa de la dificultad de su cuantificación y predicción (Parr *et al*, 1992), aunque en la actualidad están teniendo un gran auge.

5.1.1.1 Indicadores físicos.

Reflejan principalmente las limitaciones para el crecimiento radicular, germinación, infiltración o movimiento de agua en el suelo. Destacando las siguientes:

Profundidad: en suelos someros o erosionados, la producción agrícola disminuye al restringirse el crecimiento radicular.

Retención de humedad: está determinada por la estructura, materia orgánica, textura y mineralogía, entre las más importantes. La retención de agua disminuye mientras más arenosa sea la textura de un suelo; por otra parte, cabe destacar que una mayor retención de agua no siempre significa una mayor disponibilidad de la misma.

Tipo estructural/estabilidad de los agregados: la estructura, se refiere a la forma y tamaño de los agregados del suelo; la calidad y cantidad de la materia orgánica afecta esta propiedad. Por otro lado, la estabilidad de los agregados, que se refiere a su resistencia ante las fuerzas destructivas (agentes climáticos y manejo), actividad biológica, cantidad y tipo de arcillas, los materiales amorfos inorgánicos y el tipo y cantidad de electrolitos en la dispersión coloidal, afectan la estabilidad de los agregados del suelo. La presencia de agregados es importante para la oxigenación y humedad del suelo, así como para la penetración de las raíces.

Conductividad hidráulica/tasa de infiltración: la conductividad hidráulica es afectada por la textura, materia orgánica, mineralogía, porosidad y estructura. La tasa de infiltración se refiere a la cantidad de agua que desciende o se mueve a través de la superficie del suelo, y es afectada por la porosidad total y el tamaño de los poros. Una baja tasa de infiltración unida a lluvias torrenciales puede provocar erosión o inundación.

Densidad/resistencia de penetración: la textura, porosidad, materia orgánica y clase estructural, afectan la compactación del suelo y su densidad. Un suelo compacto no permite la penetración de las raíces, ni la buena aireación y humedad del suelo.

5.1.1.2 Indicadores químicos

Materia orgánica: La materia orgánica mejora la calidad del suelo por el incremento de la agregación, infiltración y retención del agua, contenido de nutrimentos, capacidad amortiguadora y actividad de la biota del suelo (Arshad y Coen, 1992).

Capacidad de intercambio de cationes (CIC)/capacidad de retención de nutrimentos: la retención y liberación de algunos nutrimentos esenciales para el crecimiento

de las plantas dependen de las características de intercambio de los suelos. La textura del suelo, cantidad y tipo de minerales arcillosos, así como la materia orgánica son los principales factores que afectan la CIC. Una alta CIC representa una mayor cantidad de nutrimentos disponibles para las plantas.

pH : la disponibilidad de los nutrimentos y diferentes procesos del suelo son fuertemente influenciados por el pH, donde una variación puede tener un efecto positivo o negativo sobre la calidad del suelo. Los factores que afectan el pH incluyen el tipo de roca, sales alcalinas, drenaje, intemperismo, fertilizantes, presencia de metales y capacidad de saturación de bases residual. Fundamentalmente, los cambios en el pH se reflejan en los niveles de disponibilidad de nutrimentos.

Conductividad eléctrica (CE): su medición debe incluirse en regiones áridas donde la salinidad es un problema para la producción. Los factores que la afectan incluyen los tipos de sales, drenaje, mineralogía de la roca madre y la calidad del agua de riego.

Porcentaje de sodio intercambiable (PSI): el porcentaje de sodio intercambiable en relación a otros cationes sobre el complejo de cambio tiene un significado sobre la dispersión del suelo, aireación, compactación e infiltración del agua.

5.1.1.3 Indicadores biológicos

En la actualidad muchas de las metodologías para cuantificar propiedades biológicas aún se están desarrollando y cada vez tienen mas auge. Algunas de ellas incluyen conteo, medidas, distribución, etc. de micro y macroorganismos, su actividad y productos secundarios. La tasa de respiración para detectar descomposición microbiana; la medición de las tasas de descomposición de residuos de plantas en bolsas de malla, así como el conteo del número de semillas de arvenses, son otros ejemplos de este tipo de indicadores.

5.2 ROZA, TUMBA Y QUEMA (r-t-q)

La r-t-q es un sistema de agricultura rudimentario, generalmente pionero a otras formas de aprovechamiento en regiones boscosas cálidas, templadas y aún semiáridas. En Yucatán, consiste en abrir el monte² con toda anticipación a la época de lluvias, cortar las hierbas, arbustos y pequeños árboles (Roza), cortar los árboles (Tumba) y picar las ramas para que se sequen mejor. Finalmente cuando las primeras lluvias se aproximan, se abre guarda raya en los lados del terreno y se procede a la quema cuando más seca está la vegetación (Hernández-X, 1985).

La quema del monte promueve la liberación de los nutrimentos de las plantas quemadas. Una parte de éstos nutrimentos permanece en el suelo en forma de cenizas, lo cual es aprovechado por los agricultores para producir cultivos allí. Después de 2 a 3 años, los nutrimentos se agotan y las arvenses representan un serio problema, por lo que los campesinos tienen que abrir una nueva área de monte y abandonar los terrenos usados durante un periodo de 10 a 20 años, tiempo suficiente para permitir la regeneración de las especies forestales.

Este carácter itinerante hace que un agricultor pueda cambiarse de área de 5 a 10 veces antes de regresar a limpiar y quemar la primer área que fue desocupada (Sánchez, 1976, citado por Brady, 1994). Según Hernández-X. (1985), la dotación de tierras que aparentemente corresponde al uso del sistema r-t-q con un periodo de descanso de 16 años, es de 43-50 ha/familia. En Yucatán, la reducción de la superficie disponible para la siembra por habitante, ha provocado que la mayoría de los campesinos siembren el suelo con únicamente 4 a 6 años de barbecho, lo que ha ocasionado una reducción en los rendimientos por unidad de área (Peniche, 1994). De acuerdo a los datos de superficie y población de la Zona Henequenera (GCEY, 1992), existe un índice de 1.8 ha/habitante (GCEY, 1991), suponiendo familias de 10 integrantes el reparto de tierra sería de 18 ha por familia, insuficiente para realizar adecuadamente la r-t-q.

La productividad de la agricultura bajo r-t-q es dependiente de la acelerada liberación de nutrimentos que durante la quema fueron acumulados en la superficie del suelo y hojarasca (Palm *et al*, 1994); es la quema, la práctica más

² Monte: palabra utilizada por los campesinos mayas para designar las áreas de selva baja caducifolia sin cultivar. No tiene ninguna connotación de elevación del terreno.

discutida de éste sistema de producción y son muchas las desventajas que se le atribuyen; sin embargo, bajo las condiciones de manejo tan adversas como las del Estado de Yucatán, es el método más fácil, rápido y económico de limpiar el terreno y aumentar (temporalmente) la fertilidad del suelo.

5.2.1 EFECTOS DE LA r-t-q SOBRE LA CALIDAD DEL SUELO.

Los efectos que la r-t-q tiene sobre el suelo, inician inmediatamente después de rozar y cortar la vegetación, al romperse los ciclos naturales de nutrimentos, acelerando su flujo fuera del agroecosistema. La pérdida de la cobertura vegetal protectora puede causar un incremento en la temperatura del suelo, lo cual estimula la volatilización de algunos nutrimentos (como el nitrógeno) e incrementa la tasa de descomposición de la materia orgánica (Kleinman, 1994).

Luego, durante la quema, los nutrimentos son liberados y pueden quedar disponibles para el cultivo, escapar vía volatilización, lixiviación o escurrimiento superficial o mantenerse ligados a los complejos recalcitrantes de las cenizas. Debido a las altas temperaturas de la quema la mayor parte del nitrógeno es volatilizado y perdido en la atmósfera, al igual que el azufre y el carbono (Kleinman, 1994).

La quema también propicia la pérdida de la materia orgánica de la superficie del suelo por efecto de la combustión de los residuos vegetales, reflejada en una disminución de la capacidad de intercambio catiónico (CIC); al estar ausente esta capa protectora, el suelo queda expuesto a la erosión eólica e hídrica, así como a la radiación solar, propiciándose cambios en el microclima; asimismo la exposición ocasiona compactación, encostramiento, desecación y alteración de la textura y estructura (Kleinman, 1994; Alegre y Cassel, 1994).

Finalmente, al ser las cenizas generadas durante la quema el único aporte directo de nutrimentos para los cultivos, el suelo se vuelve paulatinamente, deficiente en nitrógeno, fósforo, azufre y, posiblemente, también en calcio y micronutrimentos (Harwood, 1994).

La quema y el cambio en la dinámica de la materia orgánica producidos por la r-t-q ocasionan, también, cambios en las propiedades biológicas del suelo, tales como la disminución de la macro y micro fauna asociada a la vegetación natural, proliferación de ciertas especies que pueden ser nocivas para el cultivo y aumento de las tasas de descomposición de la materia orgánica.

5.2.2 ROZA-TUMBA Y QUEMA Y MILPA EN YUCATÁN

En Yucatán, la actividad de producción más importante que se deriva de la r-t-q es la milpa, en donde el cultivo principal es el maíz (*Zea mays*), asociado con calabaza (*Cucurbita pepo* y *Cucurbita moshata.*), frijol (*Phaseolus vulgaris*), ib (*Phaseolus lunatus*) (Hernández-X. *et al*, 1995) e X'pcelon (*Vigna unguiculata*).

La milpa bajo r-t-q ha persistido desde hace cuando menos 3,000 años, permitiendo el desarrollo de la Civilización Maya primero, y en la actualidad la existencia de más de 200,000 campesinos maya-yucatecos (Mariaca, 1992).

La r-t-q y la milpa constituyen una asociación estrecha en donde el aprovechamiento de los recursos naturales alrededor de la r-t-q incluye una amplia diversidad de actividades de carácter agrícola, pecuario y forestal que aportan una gran parte de los elementos de la dieta, vivienda y combustible de las familias campesinas, las cuales completan su economía con actividades no agrícolas (Hernández-X. *et al*, 1995).

Vista de esta manera, la milpa no sólo se refiere a la producción del maíz sino que, en realidad, es un proceso de trabajo complejo que incluye, varias actividades agrícolas y no agrícolas, para aprovechar de manera integral los recursos de la selva.

En la milpa, además de la siembra de maíz asociado a otras especies, se utilizan intensivamente los manchones de suelo profundo para conformar pequeños huertos familiares, donde se siembran algunas hortalizas. Además, de esto, se explota el bosque en descanso para la recolección de frutos alimenticios, medicinales, maderables y se utiliza para la apicultura. En muchos casos, se combina con la pequeña ganadería y el trabajo asalariado (Villanueva, 1996).

5.3 ABONOS VERDES

La práctica de sembrar plantas para abonar la tierra se conoce desde hace por lo menos tres mil años. Burkil (1968) citado por Kiff *et al* (1996) encontró que el uso de *Mucuna* como cultivo de cobertera se reporta desde el siglo XVII en Java, Bali y Sumatra, donde fue usada para la recuperación de suelos. Más adelante con la llegada de los fertilizantes la práctica de abonar "naturalmente" la tierra disminuyó notablemente. Sin embargo ahora está surgiendo de nuevo el interés debido a la degradación de los suelos (BaierAlter-Tec, 1994) y a la necesidad de tener aportes de nutrimentos para sistemas de bajos insumos externos.

El término abono verde, propiamente dicho, generalmente se refiere a la incorporación de plantas, principalmente leguminosas en su etapa de floración, para fertilizar el suelo (Pretty, 1994). En la actualidad el término se ha ampliado para incluir a todas aquellas plantas que se añaden al suelo con el fin principal de proveerle nutrimentos.

La aplicación de los abonos verdes es muy variada y por tanto la terminología usada en la bibliografía no está claramente definida; aún así, pueden distinguirse cuatro tipos principales de abonos verdes:

Mantillos o coberteras muertas: pueden ser plantas herbáceas o partes producto de la poda de arbustos o árboles que se dejan sobre el suelo. En este caso las plantas usadas pueden cultivarse para tal fin o aprovecharse las que se encuentran en las proximidades del terreno de cultivo.

Cultivos de cobertera o coberteras vivas: en este caso se utilizan plantas herbáceas o arbustivas que se siembran asociadas con el cultivo principal. Pueden dejarse allí hasta el término de su desarrollo, cortarse en un momento determinado para constituir un mantillo o incorporarse al suelo. En la literatura, se suele usar indistintamente el término "cultivo de cobertera" como sinónimo de "cultivo de cobertura"; pero aunque estrictamente un cultivo de cobertura también ofrece "cobertura" al cultivo principal en alguna de sus etapas de desarrollo; este no es el principal motivo de su introducción al sistema. En el presente trabajo se refiere a *M. deerengianum* y *C. ensiformis* como cultivos de cobertera, aunque se respetará la referencia de los autores citados.

Cultivos de callejón: se refiere a la intercalación de árboles con el cultivo principal, los cuales se podan periódicamente para proveer al suelo de un

mantillo. La presencia de árboles junto al cultivo principal está asociado con una competencia aérea y subterránea (Thurston, 1994).

Cultivos de cobertura: se refiere a los cultivos que se utilizan, en principio, para proveer sombra al cultivo principal. Aunque en algunos casos la producción de un mantillo es importante.

En la mayoría de los casos anteriores, se prefiere el uso de leguminosas fijadoras de nitrógeno, aunque se conocen muchos otros casos de abonos verdes que no son leguminosas y que se pueden utilizar de igual manera cuando la disponibilidad de nitrógeno no es un problema.

En décadas recientes los campesinos han usado varios cultivos de cobertura y abonos verdes en sus sistemas de agricultura, especialmente el frijol mucuna, se ha incrementado en forma rápida en México y América central (Thurston, 1994).

Entre los abonos verdes de leguminosas más conocidos en América Central está el frijol terciopelo (*M. deerengianum*), pero muchos otros, tales como el frijol espada (*C. ensiformis*), "lablab" (*Dolichos lablab*), frijol escarlata (*Phaseolus coccineus*), "tropical kudzu" (*Pueraria phaseoloides*), y "tarwi" (*Lupinus mutabilis*), son igualmente importantes (Pretty, 1994).

En comparación a los mantillos y cultivos de callejón, los cultivos de coberteras vivas de leguminosas parecen ofrecer mayores ventajas, debido a que requieren menor mano de obra, presentan mayor cobertura, controlan mejor las arvenses, pueden aportar nitrógeno a través del proceso de fijación y, en algunos casos, pueden utilizarse como forraje o alimento humano y cosecharse el fruto.

5.3.1 COBERTERAS VIVAS

Las coberteras vivas de leguminosas pueden mejorar la calidad del suelo y el desarrollo de los cultivos principales de varias maneras (Figura 2) entre ellas están:

Competiendo contra las arvenses: la competencia por nutrientes comienza desde que la semilla germina, después la competencia se vuelve por luz y agua; el resultado es la disminución de las arvenses.

Elevando la cantidad de nitrógeno en el suelo: a través del proceso de fijación, las leguminosas pueden aportar grandes cantidades de nitrógeno al suelo. En algunos casos la fijación puede comenzar incluso en los primeros días después de la germinación de la semilla y hasta la etapa de floración.

Ocasionando cambios microclimáticos: los cambios microclimáticos inician desde el momento en que las leguminosas comienzan a desarrollar su follaje y a "tirar" sus primeras hojas; de esta manera reducen la temperatura y la evaporación en los lugares que abarca su cobertura o mantillo.

Protegiendo al suelo contra la erosión: las grandes cantidades de hojarasca que aportan las coberteras vivas llegan a representar una capa de varios centímetros que impide el impacto directo de las lluvias con el suelo y disminuye también los efectos negativos de los vientos.

Aportando nutrimentos al suelo a través de la descomposición de su hojarasca: las leguminosas toman a través de sus raíces los nutrimentos necesarios para su desarrollo. Cuando estas mueren, dichos nutrimentos (ahora en formas orgánicas) se liberan lentamente a través de su descomposición.

Aportando hojarasca de fácil descomposición: al ser fijadores de nitrógeno, la mayoría de los abonos verdes de leguminosas poseen una baja relación carbono nitrógeno ($C/N < 25$), lo que las hace un recurso fácilmente atacable por la fauna edáfica y los organismos desintegradores.

Elevando la cantidad de materia orgánica del suelo: la mayoría de las coberteras vivas son grandes productores de biomasa, donde su acumulación produce cambios en las propiedades del suelo, tales como: mejoramiento de la estructura, aumento de la capacidad de intercambio de cationes, aumento en la retención de humedad, entre otros.

Entre las desventajas que han sido reportadas están (BaierAlter-Tec, 1994):

Competencia con el cultivo principal: se ha reportado que los cultivos de cobertera compiten por agua y nutrimentos con el cultivo principal, provocando la disminución de la producción durante el primer año de establecimiento.

Proliferación de fauna dañina y plagas: algunos agricultores han observado la proliferación de ratas y serpientes venenosas, así como de plagas producto de

la implementación de un cultivo de cobertera. En estos casos el cultivo provee condiciones o representa un recurso para estos animales.

Dificultad de eliminación: una vez que el cultivo de cobertera se ha establecido puede ser difícil eliminarlo del terreno, por lo que nunca hay que descuidar su manejo.

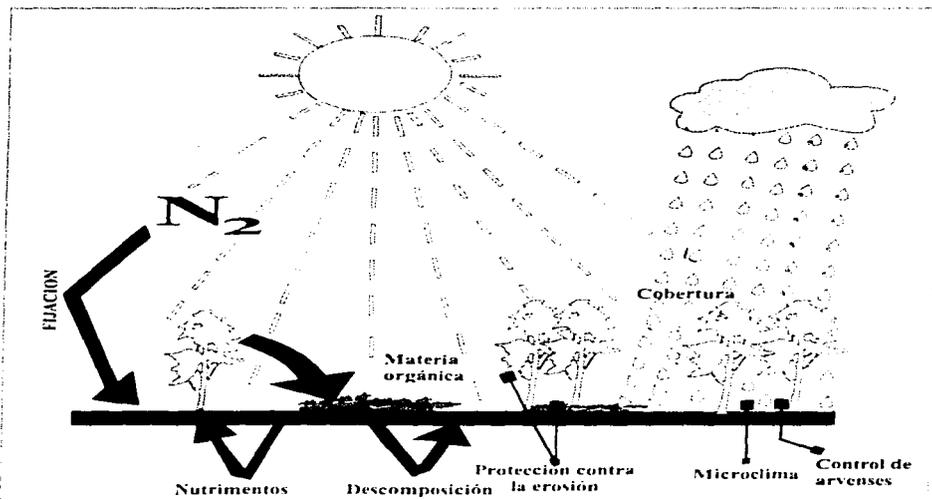


Figura 2. Importancia de las coberturas vivas de leguminosas.

5.3.1.1 *Mucuna deerengianum*

M. deerengianum es una leguminosa anual, trepadora, sensitiva a las heladas. Se desarrolla bien en zonas con lluvias desde 650 mm, altitudes desde el nivel del mar hasta 2,100 m y suelos con pH de 4.5-7.7. Se distribuye en las zonas tropicales de Africa, Asia, América y el Caribe. La taxonomía del género es confusa por lo que se le conoce de muchas maneras. Las sinonimias con las que se conoce son: *M. deerengianum pruriens* var *deerengiana*, *Stizolobium deerengianum*, *M. deerengianum cochinchinensis*, *M. deerengianum nivea*,

Stizolobium prurimum, *Dolichos pruriens*, *M. deerengianum esquiroidii*, *M. deerengianum prurita* (Kiff et al, 1996).

Los nombres comunes con que se le conoce en América son: frijol terciopelo, frijol abono, pica-pica dulce, pica-pica mansa, nescafé y café Incasa (Bunch, 1994).

5.3.1.2 *Canavalia ensiformis*

C. ensiformis Figura dentro de los cultivos de cobertera más promisorios actualmente estudiados, sobre todo en las regiones más secas (Osei-Bonsu et al, 1995).

C. ensiformis es una leguminosa erecta de la Subfamilia Papilionoideae; anual, tolerante a las heladas y a la sequía. Se desarrolla bien en zonas con precipitaciones desde 700-4200 mm, temperaturas anuales entre 14 y 27 °C, altitudes menores de 1,800 m y suelos con pH entre 4.3 y 6.8. Las sinonimias con las que se le conoce son: *C. ensiformis gladiata*, *Dolchis ensiformis*, *Malocchia ensiformis*, *Dolchis acinaciformis* jacq. y *Dolchis pugioniformis* (NAS, 1979).

5.4 DESCOMPOSICIÓN

La descomposición es un proceso en el cuál un recurso es progresivamente transformado en una serie de recursos secundarios, que a su vez son transformados en recursos terciarios o de más alto orden (Lavelle *et al*, 1993). Los recursos pueden ser cualquier compuesto orgánico, como por ejemplo, hojarasca³, desechos fecales de invertebrados, humus y restos orgánicos.

La ruta seguida por la descomposición puede ser resumida como sigue:

- 1) Desarrollo de microflora filoplana.
- 2) Colonización por microorganismos saprofiticos.
- 3) Fragmentación e ingestión por invertebrados, resultando en la incorporación de la materia orgánica al suelo y un gran incremento en el área de superficie de contacto.
- 4) Colonización microbiana y producción de polímeros fenólicos complejos (ácidos húmicos).
- 5) Formación de complejos organominerales.

Cabe destacar que los pasos 2, 3 y 4 ocurren de forma simultánea, más que secuencialmente (Singh y Gupta, 1977).

La descomposición es un proceso de suma importancia en el reciclaje de nutrimentos, ya que como resultado de la descomposición de los residuos de plantas y animales, el carbono es recirculado a la atmósfera como CO₂, el nitrógeno orgánico se hace disponible para las plantas como NH₄⁺ y NO₃⁻ y se forma humus. Igualmente otros nutrimentos esenciales aparecen en sus formas disponibles (Haynes, 1981).

La descomposición es un proceso clave en el mantenimiento de la fertilidad del suelo, por sus dos subprocesos, la mineralización y la humificación de los materiales orgánicos. La mineralización determina la fertilidad química porque regula el suministro de los nutrimentos disponibles para el crecimiento de las plantas, mientras que la humificación es importante en el mantenimiento de un nivel satisfactorio de la materia orgánica del suelo (Lavelle *et al*, 1993).

Como resultado del proceso de humificación se produce el "humus", el cual contribuye a la fertilidad del suelo de tres maneras:

³ El término hojarasca es la traducción de la palabra inglesa "litter" que se refiere a todos los restos de origen orgánico susceptibles a la descomposición.

- forma un coloide el cual cementa las partículas formando unidades estructurales sólidas, los agregados
- ayuda a la retención de cationes intercambiables al poseer cargas negativas electrostáticas y,
- conserva los nutrimentos y energía que no son asimilados rápidamente por los microorganismos ni susceptibles a la lixiviación (Lavelle *et al.*, 1993).

El cambio de la materia orgánica del suelo es dependiente de la tasa en que esta es usada por los microorganismos edáficos, los aportes de materia orgánica, su calidad y accesibilidad para los organismos desintegradores (Elliot y Cambardella, 1991).

5.4.1 FACTORES QUE AFECTAN EL PROCESO DE DESCOMPOSICIÓN

El proceso de descomposición está determinado por las interacciones entre cinco componentes: la calidad del recurso a descomponer, fauna edáfica, microorganismos, clima y condiciones del suelo.

Calidad del recurso: la calidad del recurso, se define como la composición química del material a descomponer (Haynes, 1981); o la capacidad relativa de descomposición del sustrato (Vitousek *et al.*, 1994).

Excepto por una pequeña proporción de constituyentes minerales (comprendido entre 1 a 8% en peso) los tejidos vegetales están compuestos principalmente de compuestos orgánicos. Estos incluyen grasas solubles en éter, aceites, ceras y resinas (0.5 a 5%), compuestos solubles en agua (5-20%), celulosa (15 a 60%), hemicelulosa (10 a 30%), proteína cruda (5 a 15%) y ligninas (5 a 30%). La proporción de cada uno de estos componentes varía de acuerdo a la especie de planta, órgano o tejido (Haynes, 1981).

Los índices químicos para evaluar la calidad del recurso incluyen concentraciones de elementos (principalmente carbono y nitrógeno) y de varias clases de compuestos (ligninas, celulosa, hemicelulosa y polifenoles principalmente) (Haynes, 1981). Más recientemente se está utilizando con mayor frecuencia como índice de la calidad del suelo la relación lignina/nitrógeno (Vitousek *et al.*, 1994).

Puesto que los compuestos de carbono son los que predominan en los tejidos vegetales, son éstos los que determinan en mayor medida la velocidad de

descomposición del recurso. De manera general la descomposición de los compuestos se lleva a cabo en la siguiente secuencia (Brady, 1990):

- Azúcares, almidones y proteínas simples
- Proteínas crudas
- Hemicelulosas
- Celulosa
- Aceites, ceras, etc.
- Ligninas

Asimismo, la persistencia en el suelo de estas sustancias está, en muchos casos, inversamente relacionada con su tamaño y complejidad molecular (Haider y Martin, 1981, citado por Theng *et al*, 1989)

Fauna del suelo: la fauna edáfica contribuye a la fragmentación de la materia orgánica y la hace más fácilmente accesible a los microorganismos (Singh y Gupta, 1977). En el suelo se encuentran gran variedad de organismos tales como artrópodos, oligoquetos, nemátodos y moluscos, la importancia de cada grupo en la descomposición y reciclaje de nutrientes, depende principalmente de las condiciones ambientales y la calidad del recurso (Stork y Eggleet, 1992; Lavelle, 1993).

Microorganismos: las bacterias y hongos son los primeros grupos en tener acceso a los recursos, inmediatamente a la muerte de los organismos. Tienen a utilizar materiales solubles como azúcares y aminoácidos y carecen de las enzimas necesarias para descomponer los componentes estructurales. Posteriormente, el recurso es atacado por microorganismos más especializados que pueden utilizar la celulosa y lignina, así como desdoblar las proteínas más complejas.

Clima: la humedad influye en la descomposición de tres maneras diferentes. Una baja humedad limita directamente el desarrollo de los microorganismos; un alto contenido de humedad disminuye la aireación e inhibe el crecimiento microbiano y, los ciclos de humedad y sequedad tienden a retardar la descomposición (Haynes, 1981). La temperatura influye en la descomposición; ya que afecta la velocidad de las reacciones.

Sobre una escala global o regional las variaciones en las tasas de descomposición entre especies y sitios están correlacionadas con el clima y la calidad del recurso (Vitousek *et al*, 1994).

Condiciones del suelo: las propiedades del suelo también influyen sobre la descomposición. La estructura afecta el esparcimiento de los propágulos microbianos, el crecimiento de las bacterias y hongos y el movimiento de la fauna del suelo (Singh y Gupta, 1977).

Las arcillas y sustancias orgánicas son conocidas por interactuar en el suelo para formar complejos organominerales, compuestos tales como los aminoácidos, péptidos, proteínas, purinas, pirimidias, ácidos nucleicos y nucleósidos, pueden ser absorbidos por los minerales arcillosos resultando menos susceptibles a la descomposición (Haynes, 1981).

El pH favorece la proliferación de ciertos tipos de organismos; es bien conocido que las bacterias se desarrollan mejor en suelos neutros-básicos, mientras que los hongos lo hacen en suelos ácidos.

La aireación determina las poblaciones de organismos que dominarán en el suelo: aerobios o anaerobios. La descomposición aerobia es más rápida que la anaerobia y produce compuestos más fácilmente asimilables por las plantas (Singh y Gupta, 1977).

5.5 DINÁMICA DE LA MATERIA ORGÁNICA.

La importancia del estudio de la dinámica de la materia orgánica en los suelos tropicales, estriba en que las entradas de residuos orgánicos a estos ecosistemas son críticos para sostener su fertilidad. Tales entradas incluyen raíces, residuos de cultivos, abonos y mantillos que al descomponerse proveen nutrimentos a través de la mineralización y un óptimo contenido de materia orgánica mediante la humificación (Vanlauwe *et al.*, 1994).

Actualmente existen modelos que describen la calidad y disponibilidad de nutrimentos en términos de compartimentos de materia orgánica discretas, los cuales varían en actividad hacia su descomposición (Duxbury *et al.*, 1989) y tasa de retorno. La mayoría de estos modelos evolucionaron del modelo "five-compartiment" de Jenkinson y Rayner (1977), el cual divide los residuos vegetales en dos tipos, de fácil y resistentes a la descomposición e incluye a la biomasa microbiana y dos formas de materia orgánica estabilizada; la protegida físicamente y la protegida químicamente (Cuadro 1).

Cuadro 1. Compartimentos y nutrimentos de la materia orgánica del suelo, tasas de retorno generalizadas y controles primarios hipotetizados del tamaño del compartimento.

Compartimentos de materia orgánica	Tiempo de retorno (región)	Factores que controlan el tamaño del compartimento
No protegidos		
Biomasa microbiana	2.5 años (templada)	disponibilidad de recursos
	0.25 años (trópico húmedo)	
Lábil	20 años (templada)	entrada de residuos, clima
	5 años (trópico húmedo)	
Protegidos		
Químicamente -en los coloides-	1,000 años -recalcitrante-	Mineralogía del suelo, textura
Físicamente -en los agregados-	Depende del disturbio físico	Manejo y destrucción de los agregados, distribución del tamaño de las partículas

Modificado de: Duxbury *et al.*, 1989.

5.5.1 FRACCIONAMIENTO DE LA MATERIA ORGÁNICA

Los componentes de la materia orgánica del suelo pueden ser desde fragmentos relativamente grandes de material vegetal hasta material humificado y puede separarse mediante métodos químicos o físicos (por densidad o tamaño).

5.5.1.1 SEPARACIÓN QUÍMICA

Químicamente la materia orgánica se divide en dos grandes grupos de compuestos, las sustancias **Húmicas** (ácidos húmicos, fúlvicos y huminas) y **No húmicas** (carbohidratos, proteínas, lípidos, etc.) todas ellas estrechamente asociadas y muy difícil de separar unas de otras (Stevenson y Elliot, 1989).

La extracción química de la materia orgánica del suelo es realizada comúnmente con un álcali, hidróxido de sodio (NaOH) o con un reactivo neutro como el hexametáfosfato de sodio (NaPO_3)₆. El resultado arroja las siguientes fracciones: ácidos húmicos solubles en álcali e insolubles en ácido; ácidos fúlvicos solubles en ácido y álcali; y huminas, insolubles en ácido y álcali (Stevenson y Elliot, 1989).

Los métodos químicos proveen información sobre los tipos de materia orgánica presente, sin embargo, cada vez son menos utilizados debido a que los compuestos utilizados pueden reaccionar con ella. Los métodos de separación física resuelven este problema, pero solo proveen información sobre la localización de la materia orgánica en las diferentes fracciones del suelo. Combinando ambos tipos de separación se puede obtener información del tipo de materia orgánica que se encuentra en cada fracción (Elliot y Cambardella, 1991).

5.5.1.2 SEPARACIÓN FÍSICA

La separación física de la materia orgánica sirve para estudiar la forma y función de sus constituyentes (Angers y Mehuys, 1993), más reciente, se utiliza para conocer su dinámica y cambios asociados a las prácticas de manejo.

Existen numerosos métodos para el análisis de las fracciones físicas de la materia orgánica del suelo y son posibles muchas combinaciones, cuando son usados secuencialmente, produciendo cada combinación, resultados únicos; sin embargo, de manera general, la distribución de la materia orgánica dentro de las fracciones físicas del suelo puede ser evaluada por la ruptura de la estructura, seguida por la separación de las fracciones físicas basadas en el tamaño de las partículas o en su densidad (Elliot y Cambardella, 1991).

5.5.1.2.1 SEPARACIÓN POR DENSIDAD.

En la separación por densidad, el suelo libre de agregados es tamizado para obtener las diferentes fracciones desecadas, de cada una de ellas se obtiene la fracción pesada y ligera usando líquidos de densidad menor de 2 g/mL. Una variante de este tipo de separación es tamizar primero y luego romper la estructura, con lo cual se obtiene la materia orgánica contenida en las diferentes fracciones de agregados del suelo. En ambos casos la fracción ligera contiene únicamente restos orgánicos, mientras que la fracción pesada contiene restos orgánicos y partículas primarias del suelo.

La fracción ligera representa la materia orgánica particulada contenida en el suelo, es altamente lábil, está compuesta de fragmentos de hojarasca parcialmente descompuestos y es reportada como la mayor fuente de nitrógeno en varios suelos agrícolas; mientras que la fracción pesada representa la materia orgánica adsorbida sobre la superficie de los minerales o contenida dentro de los microagregados (Boone, 1994).

La fracción ligera, ha sido definida de diversas maneras y de acuerdo al líquido utilizado para su separación, y es aquella fracción de densidad menor a la del líquido utilizado (Cuadro 2). En contraparte la fracción pesada es aquella que sedimenta en el líquido utilizado, es decir la de densidad mayor.

Los líquidos usados para la separación por densidad pueden ser orgánicos o inorgánicos y aunque los primeros son potencialmente más densos, también son más peligrosos debido a su toxicidad (Elliot y Cambardella, 1991).

Cuadro 2. Algunos líquidos utilizados para la separación de la materia orgánica por densidad.

Líquido	Densidad (g/mL)	Referencia
Tetracloruro de carbono	1.59	Scheffer (1977)
Cloruro de calcio	1.50	Al-Khafaf <i>et al.</i> (1977)
Bromuro de zinc	1.60	Ahmed y Oades (1979)
Ioduro de sodio	1.70	Strickland y Sollins (1987)
Metatungstato de sodio	1.8	Elliot y Cambardella (1991)
Ludox	1.6	ICRAF (1995)

Modificado de Gregorich y Ellert, 1993.

5.5.1.2.2 SEPARACIÓN POR TAMAÑO

En la separación por tamaño, el suelo libre de agregados es pasado a través de tamices de diferente abertura, dependiendo del número y tamaño de las fracciones que se quieran obtener. En este caso, las fracciones obtenidas siempre contendrán la materia orgánica más una parte mineral.

Este tipo de fraccionamiento del suelo se fundamenta en el hecho de que a menor tamaño de la fracción, más descompuesta está la materia orgánica. Los estudios más recientes de fraccionamiento por tamaño indican que las fracciones que están entre 53-2000 μm proveen una estimación precisa de la materia orgánica de descomposición lenta⁴, mientras que aquellas menores de 53 μm pueden proveer una estimación aproximada de la materia orgánica recalcitrante⁵ (Cambardella y Elliot, 1992; Woomer *et al*, 1994). Sin embargo, aún con estas consideraciones, las fracciones a obtener dependerán en gran medida de los objetivos del investigador y de las condiciones en las cuales se lleve a cabo el estudio (manejo, tiempo, etc.).

La división del tamaño de las fracciones más adecuadas, aún está lejos de consenso; aunque recientemente existen dos tamaños de fracción bien definidos y cada vez más utilizados en el estudio de la materia orgánica del suelo; la materia orgánica macroorgánica, definida como aquella fracción del tamaño de las arenas y que comprende las partículas mayores de 150 μm (Hassink, 1995) y la materia orgánica particulada (MOP) la cuál tiene un tamaño entre 50-2000 μm (Woomer *et al*, 1994).

Algunos autores señalan que la materia macroorgánica puede ser igualada con la fracción ligera obtenida de la separación por densidad (Theng *et al*, 1989), aunque esto depende de la cantidad de material mineral y de materia orgánica presente, por lo que esto debe tomarse en cuenta al comparar los resultados obtenidos por esta vía con los obtenidos por separación por densidad. Lo más recomendable es que la utilidad de estos resultados se reduzca a la comparación con suelos del mismo tipo que contengan la misma proporción de partículas primarias.

⁴ Del inglés slow pool, esta fracción tiene una tasa de retorno estimada entre 8-50 años.

⁵ Del inglés pasive pool, esta fracción tiene una tasa de retorno estimada entre 400-2,200 años.

6. DESCRIPCIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO

6.1 SUPERFICIE Y UBICACIÓN

El Estado de Yucatán abarca una extensión de 39,340 km², aproximadamente el 30% de ésta área comprende la Zona Henequenera, llamada así porque desde los años 50 se trabajó casi exclusivamente el monocultivo extensivo del henequén (*Agave fourcroydes*), para la obtención de fibra textil (Caamal, 1995). La Zona Henequenera (Figura 3) ocupa una superficie de más de 852 mil ha (8,520 km²) en la parte central y noroccidental del Estado e incluye 62 municipios (GCEY, 1992; Peniche, 1994). La zona se ubica entre los paralelos 20° 25' y los 21° 17' de Latitud Norte y los meridianos 89° 25' y los 90° 00' de Longitud Oeste.

6.2 CLIMA

El clima dominante en el Estado, es el tropical cálido subhúmedo con lluvias en verano; con una franja más seca en la zona costera, volviéndose más húmedo cerca de los límites con Quintana Roo. La precipitación varía desde 500 mm en la costa hasta 1, 500 mm hacia la parte Sureste del Estado (INEGI, 1995).

Un aspecto importante del clima en el Estado, es el sistema de vientos, cuyas variantes durante el año, modifican temporalmente las condiciones climáticas. Existen al año, dos periodos de intensificación de la velocidad de los vientos, durante los meses de junio a octubre y de noviembre a marzo. Los primeros pueden constituirse en huracanes, con velocidades de hasta 320 km/h (como el huracán Gilberto, en 1988). Los segundos son los denominados nortes, y pueden alcanzar velocidades de hasta 100 km/h. Los nortes no son devastadores como los huracanes y son importantes debido a que hacen descender la temperatura y aportan humedad en la época invernal.

En la Zona Henequenera existen dos tipos climáticos; el primero corresponde a la franja costera y se clasifica como tropical semiárido (BS); para el resto de la zona, es cálido subhúmedo con lluvias en verano (Awo). Las isoyetas que cruzan la zona indican que la precipitación se ubica entre 500 y 1, 100 mm. Se presenta un régimen pluvial errático, cuya fase más intensa es entre mayo y octubre; aunque la presencia de nortes durante los meses de noviembre a febrero contribuyen también con algunas lluvias.

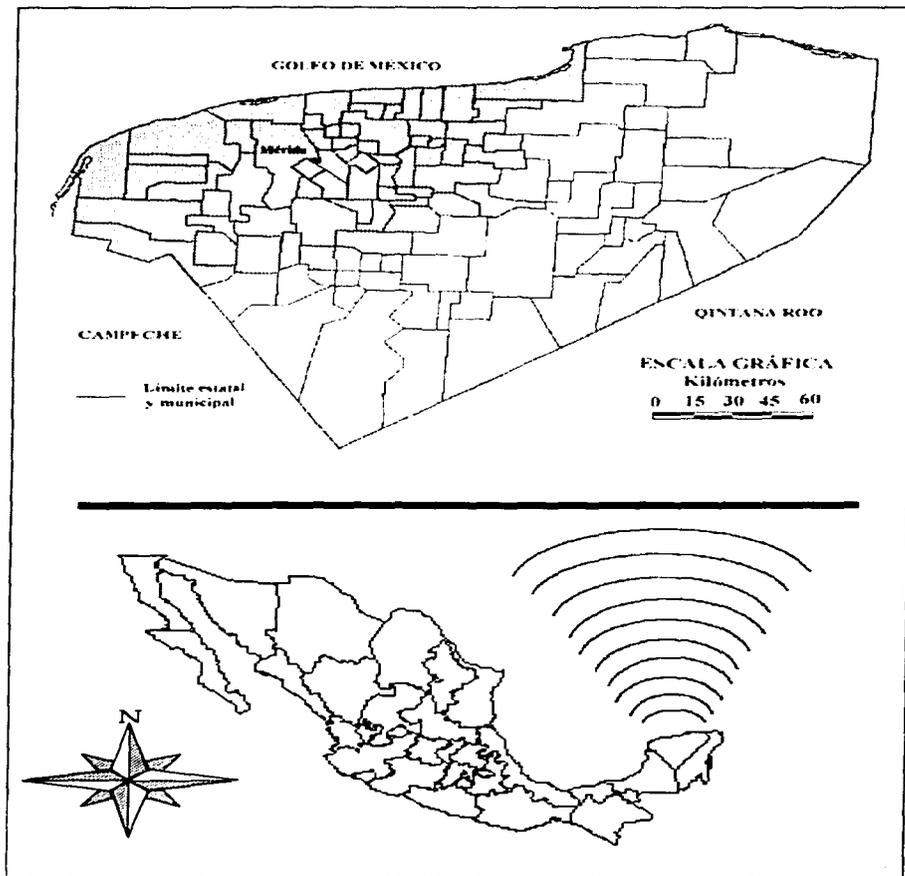


Figura 3. Localización de la zona de estudio.
La parte sombreada corresponde a la Zona Henequenera

La oscilación de la temperatura media anual es de 23 a 25 °C, siendo las máximas las registradas en mayo y las mínimas en noviembre, de 42 y 10 °C respectivamente; presentándose un periodo de canícula muy severo entre los meses de agosto y septiembre (GCEY, 1992). Los datos de temperatura y precipitación de la Ciudad de Mérida durante 1960-1995 (Figura 4) muestran la alta variación existente entre estos dos parámetros, lo que dificulta la predicción de la época de lluvias; y por tanto contribuye a la pérdida de cultivos de temporal.

6.3 VEGETACIÓN

Los tipos de vegetación que se pueden encontrar en Yucatán están muy ligados a sus tipos de clima. Así, en la franja costera (zona más seca) se observa vegetación de manglar; un poco más hacia el Sur le siguen la selva baja caducifolia espinosa, la selva baja caducifolia y, en la parte más húmeda, selva mediana subcaducifolia y selva mediana subperennifolia. Además cabe mencionar que existen asociaciones vegetales propias en las rejolladas, cenotes, aguadas y cavernas (Flores y Espejel, 1994).

En la Zona Henequenera se observa principalmente selva baja caducifolia; entre las especies más representativas de ella se encuentran: *Achras zapota* (zapote), *Caesalpinia violacea* (Chacté), *Pithecellobium albicans* (Chukum), *Lysitoma latisiliquum* (Tzalam), *Brosimum alicastrum* (Ramón), *Guazuma ulmifolia* (Pixoy) y *Leucaena leucocephala* (Huaxin) (INEGI, 1995).

6.4 GEOLOGÍA Y RELIEVE

Desde el punto de vista fisiográfico, el Estado de Yucatán se halla totalmente encuadrado en la Provincia Fisiográfica denominada "Península de Yucatán". Esta unidad es una plataforma de origen marino, de edad terciaria, formada de sedimentos calcáreos (Peniche, 1994).

El sustrato geológico muestra reducida variabilidad geológica, respecto a la composición química y mineral de las rocas, a su origen y modo de formación, por lo que las diferencias encontradas se asocian a la edad de formación de los materiales (Duch, 1988). Se han identificado depósitos arenosos no consolidados, roca caliza blanda y compacta, calizas coralígenas y algunos sedimentos arcillosos de menor importancia, todos de origen marino, sedimentario y con altas proporciones de CaCO₃ (50-90%) (Duch, 1988).

El Estado de Yucatán está considerado como una planicie baja o llanura ondulada, con altitudes menores a 50 m. Las elevaciones principales del Estado se encuentran hacia el Sur y poseen altitudes cercanas a los 200 m (Duch, 1991). La edad del sustrato geológico es variable: de 36-58 millones de años en la parte centro-sur.; una franja más al Norte de 13 millones de años, y la franja costera, con una edad de menos de un millón de años (Duch, 1988).

La Zona Henequenera se encuentra en la Subprovincia Fisiográfica de la planicie cárstica conocida como el "Carso Yucateco" (Peniche, 1994). Presenta altitudes menores de 20 m, con excepción de una pequeña porción hacia el Este en donde la altitud llega a ser de 50 m.

6.5 HIDROLOGÍA

Por su geología y topografía, la zona carece de corrientes y cuerpos de agua superficiales, tales como ríos o arroyos permanentes; no obstante, la formación de bóvedas subterráneas a partir de la disolución de la roca calcárea permite que las aguas de lluvia se infiltren a través de las rocas calizas formando una extensa red de acuíferos subterráneos, que se detectan a profundidades relativamente cercanas a la superficie, desde los tres y hasta los 50 m (Duch, 1988; Duch, 1992).

La disolución de la roca calcárea da lugar a los cuerpos de agua superficiales de la Región; entre los más importantes se encuentran los cenotes, las aguadas y las hondonadas. De éstos los de mayor dimensión y dominancia son los cenotes, existiendo gran cantidad de ellos en todo el Estado (Duch, 1988).

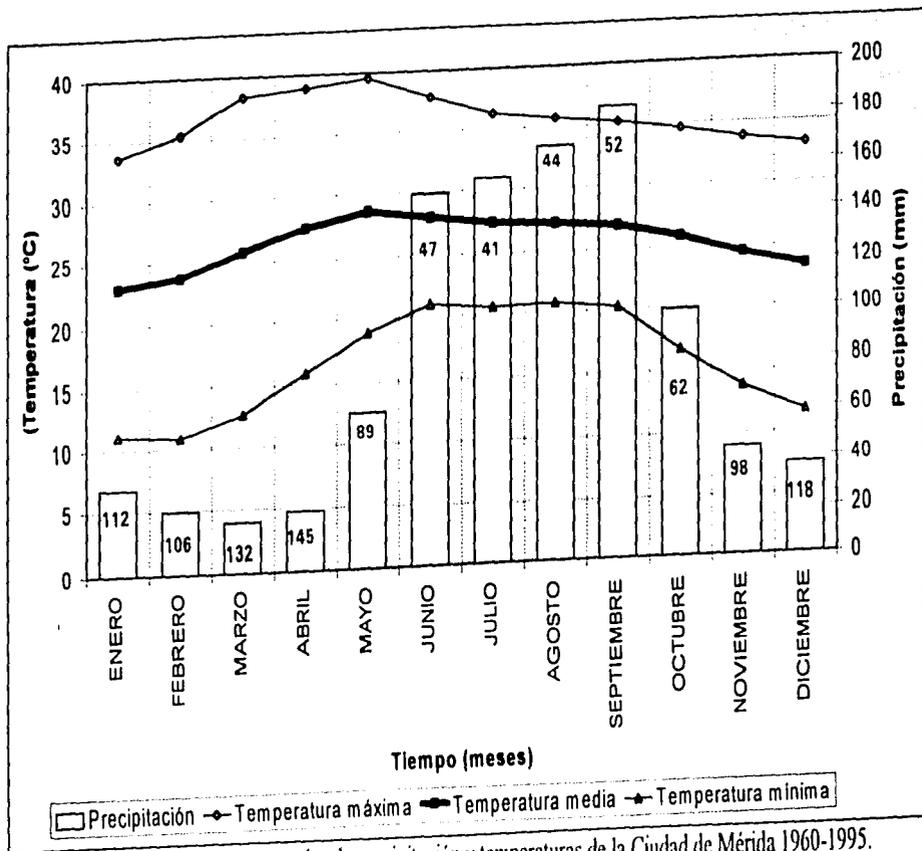


Figura 4. Promedios mensuales de precipitación y temperaturas de la Ciudad de Mérida 1960-1995.

Los números dentro de las barras indican el coeficiente de variación de la precipitación.

Fuente: Comisión Nacional del Agua.

6.6 SUELOS

El Estado de Yucatán se caracteriza por una amplia diversidad edáfica, con dominio de suelos someros, de colores que van del rojo al negro, arcillosos, alto contenido de piedras, afloramientos de roca calcárea (Duch, 1988). Las dos únicas excepciones lo constituyen los suelos salinos de la franja costera y los suelos profundos y con baja proporción de material calcáreo que se encuentran hacia la parte Sur y Oriente del Estado, que son denominados localmente k'an-kab.

En la Zona Henequenera, los suelos predominantes corresponden según la clasificación FAO a la Unidad Litosol (actualmente Leptosol) y Solonchak en la parte cercana al litoral, y en el resto se pueden encontrar asociaciones de Litosoles-rendzinas-Cambisoles cálcicos y Luvisoles líticos-crómicos.

Atendiendo a la nomenclatura maya de los suelos, sistema más difundido en la región, los tipos de suelo, en más de 80% de la zona, corresponden a los llamados tzeq'el, chaltún, pusu'um y ek-lu'um, con predominio de los dos primeros. Todos estos suelos presentan profundidades hasta de 50 cm, con altos porcentajes de pedregosidad y roca aflorando, por tanto tienen una topografía irregular, infiltración rápida, y son altamente erosionables.

Además existen en áreas pequeñas suelos de k'an-kab, de color café rojizo, textura arcillosa, con profundidades mayores de un metro, no pedregosos, permeables y de drenaje rápido. Estos suelos profundos son los más productivos del Estado con 1,200 kg de maíz por ha. y han permitido la diversificación de las actividades agrícolas. En contraparte los suelos someros ofrecen muchos problemas para su manejo, por lo que en la mayoría de ellos se practica principalmente el cultivo de maíz para autoconsumo.

6.7 CONDICIONES SOCIOECONÓMICAS

En la Zona Henequenera habitan alrededor de 465,000 personas, siendo la densidad poblacional de 33 habitantes/km², donde la población menor de 14 años representa más de la tercera parte del total (GCEY, 1992).

La producción de henequén en esta zona se inició hace más de 100 años y es en las últimas dos décadas cuando comienza a decaer debido a las aparición de las fibras sintéticas y el cultivo del agave en otras latitudes, con mejores

resultados, todavía para 1984 el 30% de la población del Estado dependía de la producción de henequén; para 1991 esta cifra se redujo a 16% y continúa en descenso (GCEY, 1992).

Por las características de los suelos de la zona, ricos en carbonatos de calcio, el henequén se desarrolla bien; sin embargo, la baja superficie de siembra que ofrecen los suelos rocosos y pedregosos, siempre ha limitado la producción.

En la actualidad muchos de los campesinos que se dedicaban a la producción de henequén han optado por regresar a la producción de maíz bajo r-t-q, debido principalmente a la falta de otras opciones agrícolas rentables, así como la existencia de suficientes desarrollos industriales en la zona. En la actualidad muchos campesinos que viven cerca de las principales Ciudades, prefieren el trabajo asalariado, que les representa una remuneración segura y periódica, por lo que en algunos casos abandonan casi por completo la milpa.

En cuanto a producción de maíz, la Zona Henequenera, es a nivel del Estado, la menos productiva. Baste mencionar que el rendimiento medio del maíz en México es de 1,700 kg/ha, en Yucatán es de 1,200 kg/ha y, en la Zona Henequenera, se observan los niveles más bajos con alrededor de 700 y 500 kg/ha para milpa de primer y segundo año, respectivamente (Arias, 1995; Cortina, 1995).

Las bajas expectativas productivas de la zona, han provocado que las condiciones socioeconómicas de la población sean precarias. Los censos del INEGI de 1990, reportan lo siguiente:

En la cuarta parte de los municipios de la Zona Henequenera, 20% de los niños entre 6 y 14 años no sabían leer ni escribir; hecho significativo ya que 59% de los infantes del Estado se encuentra en esta zona. Asimismo, el analfabetismo en personas mayores de 15 años fue de 12%.

En cuanto al rubro de servicios básicos, 26% carecía de agua entubada, y 18% de luz eléctrica.

En salud se reporta una tasa bruta de mortalidad de 8% por cada mil habitantes, y las enfermedades más frecuentes eran las gastrointestinales y de vías respiratorias. Además, existen hasta la fecha altos niveles de desnutrición.

Todos estos datos sugieren condiciones de pobreza extrema producto de la decadencia del sistema productivo de roza-tumba y quema, aunado a la falta de opciones que remuneren adecuadamente el trabajo de los habitantes de la zona.

7. MATERIALES Y MÉTODOS⁶

El trabajo se dividió en tres fases; de gabinete, campo y laboratorio. La estrategia seguida para la obtención de resultados se presenta en el gráfico 5.

7.1 Fase de gabinete.

En esta etapa se llevó a cabo la revisión bibliográfica, reconstrucción de la historia del manejo de la parcela experimental, elección de las unidades experimentales; así como el análisis de resultados y el manejo estadístico de los datos.

7.1.1 MANEJO DE LA PARCELA EXPERIMENTAL

La parcela experimental del Departamento de Conservación y Manejo de Recursos Naturales Tropicales (PROTROPICO), se encuentra ubicada en la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ) de la Universidad Autónoma De Yucatán (UADY), ubicada al sur de la Ciudad de Mérida, en X'matkuil, a los 20° 52' 3.86'' de Latitud Norte y a los 89° 37' 20.05'' de Longitud Oeste.

La vegetación natural de selva baja caducifolia fue abierta para el cultivo bajo r-t-q en enero de 1994 y desde entonces se ha venido investigando los efectos que ocasiona el uso de leguminosas como mantillo (*Leucaena leucocephala* y *Lysiloma latisiliquum*) y como coberteras vivas (*Mucuna deerengianum* y *Canavalia ensiformis*) sobre la producción del maíz y el control de arvenses (Cuadro 3).

La parcela experimental posee un total de 54 unidades experimentales de 25 m² cada una, distribuidas mediante un diseño de bloques al azar con parcelas divididas (Figura 6); en los cuales se distribuyeron siete tratamientos (Cuadro 4), cuya finalidad fue evaluar el efecto sobre el desarrollo de arvenses y la producción del maíz.

⁶ Las técnicas no detalladas en este apartado, se incluyen en el apéndice 1.

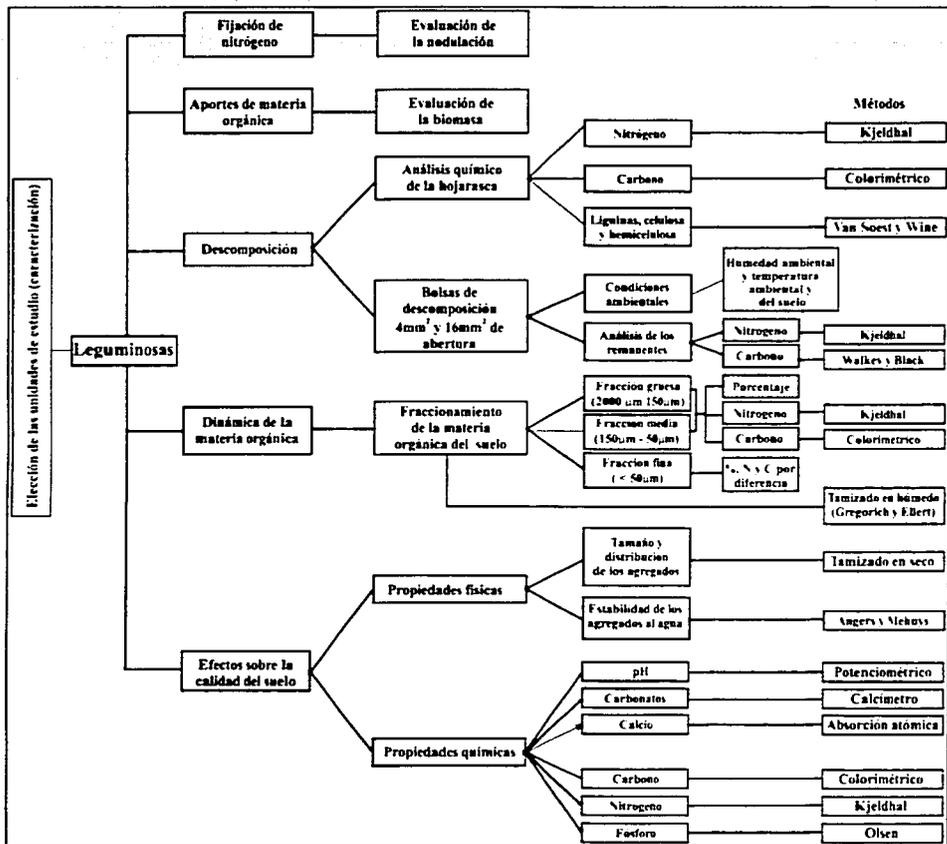
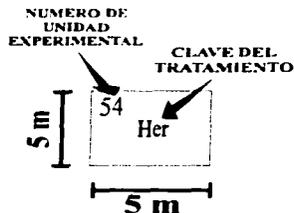
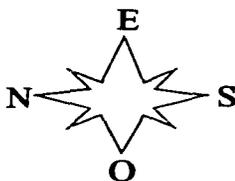


Figura 5. Estrategia de estudio y métodos utilizados

BLOQUES	I		1 Her	3 Can	5 Leu	7 Leu	9 Muc	11 DM	13 Can	15 Lys	17 Her
	II		2 Her	4 Muc	6 Leu	8 Lys	10 Muc	12 SD	14 Can	16 Lys	18 DM
	III		19 Leu	21 Muc	23 Muc	25 Her	27 Leu	29 Can	31 Her	33 DM	35 Lys
			20 Leu	22 Can	24 Muc	26 Her	28 Lys	30 Can	32 DM	34 SD	36 Lys
			37 Lys	39 Muc	41 Can	43 Her	45 Leu	47 Muc	49 SD	51 Lys	53 Her
			38 Lys	40 Can	42 Can	44 DM	46 Leu	48 Muc	50 DM	52 Leu	54 Her



TRATAMIENTOS

Lys= Mantillo de *Lysiloma* Her= Con herbicida
 Leu= Mantillo de *Leucaena* SD= Sin deshierbe
 Can= Cobertera viva de *Canavalia* DM= Con deshierbe manual
 Muc= Cobertera viva de *Mucuna*

Figura 6. Parcela experimental de PROTROPICO

Cuadro 3. Historia de manejo de la parcela experimental de PROTROPICO

Fecha	Actividad
1993	Selva baja caducifolia de aproximadamente 15 años.
1994	
Enero	Roza tumba y quema.
Febrero	Aplicación de herbicida para homogeneizar la quema.
Febrero	Diseño de los tratamientos y aplicación.
Febrero	Toma de muestras de suelo *
Junio	Cosecha de leguminosas.
Julio	Aplicación de los tratamientos.
Agosto	Primera siembra de maíz criollo.
Diciembre	Primera cosecha.
1995	
Febrero	Toma de muestras de suelo *
Febrero	Segunda siembra de maíz criollo (con riego).
Febrero	Aplicación de los tratamientos.
Junio	Segunda cosecha.
Julio	Cosecha de leguminosas y reincorporación al terreno.
Agosto	Toma de muestras de suelo
Agosto	Tercera siembra de maíz criollo.
Agosto	Aplicación de los tratamientos.
Diciembre	Tercera cosecha.

* Muestras utilizados para este estudio

Cuadro 4. Tratamientos de la parcela experimental de PROTROPICO

Tratamiento	Dosis	n
Mantillo de hojas de <i>Leucaena leucocephala</i>	12 t/ha peso fresco	9
Mantillo de hojas de <i>Lysitoma latisiliquum</i>	12 t/ha peso fresco	9
Cobertera viva de <i>M. deerengianum</i>	60,000 plantas/ha	9
Cobertera viva de <i>C. ensiformis</i>	60,000 plantas/ha	9
Herbicida (Gramoxone)	600 g de I.A./ha	9
Deshierbe manual	15 días después de la siembra	6
Sin deshierbe (sin maíz)	-----	3

n= número de repeticiones; I.A. = ingrediente activo (Paraquat).

7.1.2 ELECCIÓN DE LAS UNIDADES EXPERIMENTALES DE ESTUDIO.

Se utilizó la información generada por Delgado *et al* (1996) quienes caracterizaron la parcela experimental de PROTROPICO, a través de la determinación del color del suelo por comparación con las tablas de color Munsell y la evaluación de manera visual de los porcentajes de pedregosidad y rocosidad de cada una de las unidades experimentales. A partir de esta información se elaboró el mapa de caracterización (Figura 7), el cuál mostró que existen tres zonas principales, relacionadas con el color espectral.

El color espectral más abundante fue 7.5YR, representado en 27 unidades experimentales, seguido del 5YR con 18 y el 10YR con 9. Se observó que en las unidades experimentales con color 5YR la presencia de rocosidad y pedregosidad es muy baja (30 % o menos), por el contrario, en los suelos con color 10YR la pedregosidad y rocosidad es muy alta (70% o más), mientras que para el color 7.5YR, la pedregosidad y rocosidad es intermedia. Estas observaciones fueron validadas por Delgado *et al* (1996), quienes realizaron el análisis de correlación entre el color espectral y los porcentajes de pedregosidad y rocosidad.

Tomando en cuenta estas observaciones y la ubicación de las unidades experimentales con los tratamientos de interés ("Mucuna", "Canavalia" y "Herbicida") se decidió elegir tres unidades experimentales de cada tratamiento dentro del grupo de color espectral 5YR.

Adicionalmente, para corroborar estadísticamente la selección de las unidades experimentales, los datos de caracterización de estos suelos, se sometieron a un análisis de conglomerados (cluster), para clasificar de manera jerárquica los sitios a través de la medida del índice de similitud porcentual y poniéndolos en grupos de acuerdo a un algoritmo de agrupación (Jongman *et al*, 1987).

Como algoritmo de agrupación se usó el denominado *Unweighed arithmetic average clustering* (UPGMA), en el cual la similitud entre dos grupos se obtiene promediando todos los índices de similitud entre los sitios de un grupo y de otro. Se caracteriza porque cada objeto en el "cluster" (grupo) tiene igual peso en el promedio calculado; los dos sitios más parecidos entre sí, se unen en un mismo grupo, cuya similitud es comparada con el resto de los sitios. Los dos grupos más cercanos se agrupan en uno solo y así de manera sucesiva. El

resultado se expresa en un dendrograma (Figura 8), el cual es un diagrama en forma de árbol de dos dimensiones, que representa las complejas relaciones multivariadas que existen entre los sitios (Legendre, 1983). En este dendrograma se comprueba la existencia de tres grupos principales de suelos, fuertemente relacionados al color espectral.

Con la información del dendrograma se realizó un segundo mapa de caracterización (Figura 9) y se comparó con el primero (Figura 7) realizado únicamente con los datos observados. Ambos mapas resultaron muy parecidos, mostrando que las unidades elegidas visualmente se encontraron dentro de un mismo grupo, respaldando de esta manera la elección de las unidades experimentales de manera visual.

Para cada grupo, el porcentaje de similitud fue superior al 80%, lo que en teoría sugiere, que los suelos de cada grupo tienen entre sí 20% de disimilitud, por lo que los análisis realizados en el laboratorio para cada caso no deben distar de este rango de confiabilidad.

Finalmente como complemento a la caracterización, se determinó la textura, mediante el método del densímetro (Okalebo, 1991) y la profundidad media de cada unidad experimental, utilizando una varilla graduada de 2 cm de ancho, tomando doce mediciones y obteniendo la media respectiva (Cuadro 5). Tales datos muestran que los suelos de las unidades experimentales elegidas, aún tienen cierto grado de disimilitud.

En cuanto a textura, aunque todas las unidades experimentales son de la clase textural arcillosa, existen ligeras diferencias en los porcentajes de arenas, limos y arcillas, que seguramente repercutirán sobre las propiedades del suelo, especialmente el contenido de materia orgánica y la descomposición.

Por otro lado, la profundidad es muy variable en todas las unidades experimentales, existiendo grandes diferencias entre ellas. La profundidad media resultó ser mayor en el tratamiento con *M. deerengianum* (30.51 cm), seguido de las unidades experimentales con Herbicida (24.25 cm) y el tratamiento con *C. ensiformis* (20.54 cm), se espera que las diferencias en este parámetro se reflejen en el desarrollo de las leguminosas, arvenses y maíz.

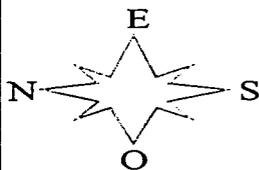
Cuadro 5. Textura y profundidad media de las unidades experimentales elegidas

Unidad experimental		Proporción relativa del tamaño de partículas +			Profundidad media
Número	Tratamiento	arenas	limos	arcillas	(n=12)
		porcentaje			cm
2	Herbicida	24	29	47	32.8
25	Herbicida	24	27	49	11.3
26	Herbicida	25	18	57	28.6
Promedio		24.3	25.3	50.3	24.23
21	Mucuna	24	30	46	29.4
24	Mucuna	22	28	50	48.9
39	Mucuna	32	21	47	13.3
Promedio		23.3	28	48.7	30.51
22	Canavalia	22	32	46	23.5
40	Canavalia	22	25	53	20.5
41	Canavalia	34	21	45	17.7
Promedio		26	26	48	20.54

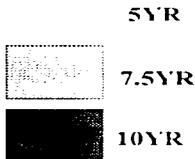
+ En todos los casos la clase textural es arcillosa.

1 40 2 20 19 40 20 50 37 60 38 50	Her * Leu Leu Lys 5 5 Lys 5	3 10 4 10 21 5 10 39 40 10	Can Muc Muc Can Muc Can Muc Can	5 15 10 10 10 10 10 10 10 10	Leu Leu 5 10 10 10 10 10 10	7 20 6 5 10 10 10 10 10 10	Leu Lys 35 Her Her Her Her Her Her Her	9 70 8 35 28 10 43 25 44 20	Muc 20 [Black Box] [Black Box] [Black Box] [Black Box] [Black Box] [Black Box] [Black Box] [Black Box] [Black Box] [Black Box]	11 60 12 70 15 48	DM 10 SD 10 DM 10 Muc	13 30 14 20 31 20 15	Can 10 Can 10 Her 10 DM 10	15 40 16 50 33 70 80	Lys 10 Lys 10 DM 10 SD 10 Lys 10	17 60 18 70 35 70 36 70 53 60 52 80 80	Her DM Lys Lys Her Her Her Her Her Her Her	10 15 10 10 10 10 10 10 10 10 10
--	---	---	--	---	---	---	---	--	---	----------------------------------	---	--	---	--	---	--	--	--

* Unidades experimentales elegidas

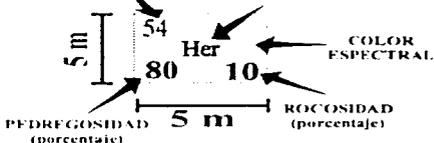


COLOR ESPECTRAL



NUMERO DE UNIDAD EXPERIMENTAL

CLAVE DEL TRATAMIENTO



TRATAMIENTOS

- Lys= Mantillo de *Lysiloma*
- Leu= Mantillo de *Leucaena*
- Can= Cobertera viva de *Canavalia*
- Muc= Cobertera viva de *Mucuna*
- Her= Con herbicida
- SD= Sin deshierbe
- DM= Con deshierbe manual

Figura 7. Mapa de caracterización de la parcela experimental de PROTROPICO

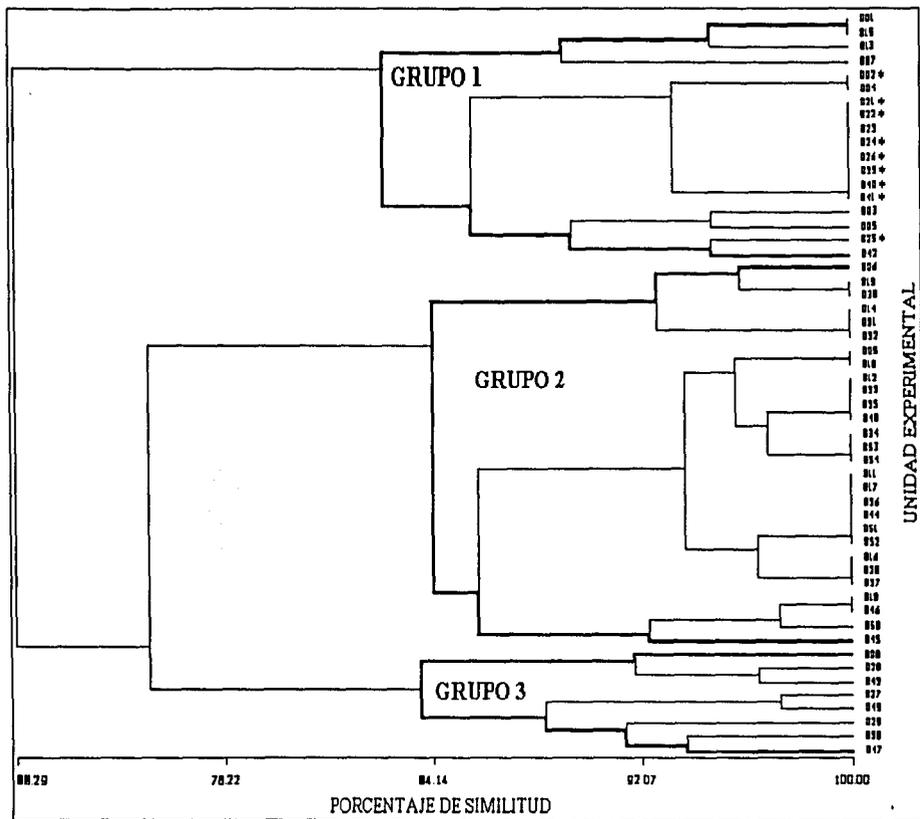
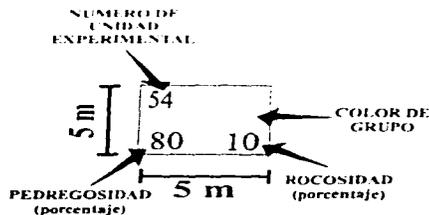
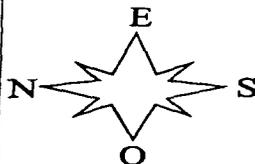


Figura 8. Dendrograma de similitud

* Los asteriscos indican las unidades elegidas para este estudio

1 40	Her 10	3 25	Can 15	5 30	Leu 20	7 60	Leu 10	9 70	Muc 20	11 60	DM 10	13 30	Can 10	15 40	Lys 10	17 60	Her 10
2 20	Her 10	4 15	Muc 10	6 30	Leu 5			10 70	Muc 20	12 70	SD 10	14 20	Can 10	16 50	Lys 10	18 70	DM 15
19 40	Leu 5	21 10	Muc 10	23 10	Muc 10	25 10	Her 30					31 20	Her 10	33 70	DM 10	35 70	Lys 10
20 50	Leu 5	22 10	Can 5	24 10	Muc 10	26 10	Her 10					32 15	DM 10	34 80	SD 10	36 70	Lys 10
37 60	Lys 5	39 40	Muc 10	41 10	Can 10			45 60	Leu 10					51 60	Lys 10	53 80	Her 10
38 50	Lys 5	40 10	Can 5	42 10	Can 10	44 20	DM 50	46 40	Leu 20	48 30	Muc 30	50 20	DM 60	52 60	Leu 10	54 80	Her 10

* Unidades experimentales elegidas



COLOR DE GRUPO



GRUPO 1: 82.5% de similitud



GRUPO 2: 84% de similitud



GRUPO 3: 84% de similitud

Figura 9. Mapa de caracterización de la parcela experimental de PROTROPICO de acuerdo al análisis de agrupamiento por similitud.

7.2 Fase de campo

7.2.1 CICLO DE CULTIVO 1996

Se tomó nota de las actividades de manejo de la parcela experimental desarrolladas durante el ciclo de cultivo de junio-agosto de 1996 (Figura 10); debido a que las actividades para el trabajo de campo, estuvieron determinadas por las actividades del estudio principal para el que se diseñaron los tratamientos (control de arvenses).

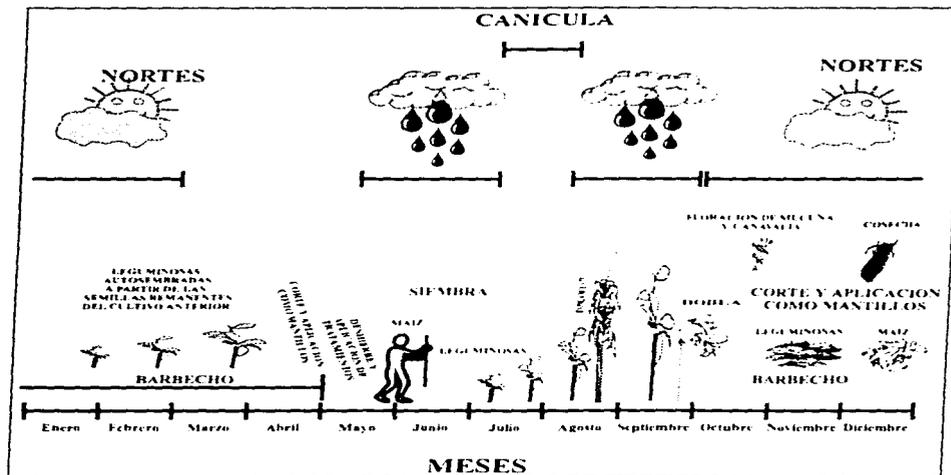


Figura 10. Manejo de la parcela de PROTROPICO durante 1996.

Al inicio del año las unidades experimentales se encontraban cubiertas únicamente por arvenses, a partir del mes de marzo comenzaron a emerger individuos de *M. deerengianum* y *C. ensiformis*; surgidos a partir de semillas de organismos del periodo de cultivo anterior y los cuales se habían dejado en el terreno hasta completar su desarrollo.

Algunos días antes de la siembra se realizó un deshierbe en toda la parcela, para posteriormente aplicar el herbicida en las unidades correspondientes. Luego se sembró el maíz y, quince días después, las leguminosas.

La siembra del maíz se efectuó a una densidad de 60 mil plantas/ha. La distancia de siembra fue cada 50 cm entre filas y 100 cm entre columnas, depositando, en cada caso, tres semillas. Las leguminosas fueron intercaladas entre el maíz bajo la misma densidad de siembra.

La variedad de maíz sembrado fue el híbrido 528, esta variedad tuvo un ciclo de vida de aproximadamente tres meses. El espigamiento se presentó durante el mes de agosto, realizándose la dobla⁷ en septiembre. La cosecha se llevó a cabo en octubre, para facilitar esta tarea las plantas de *M. deerengianum* fueron cortadas y puestas sobre el terreno. Este evento se aprovechó para realizar el muestreo correspondiente en ambas leguminosas.

Aunque las actividades de manejo terminaron con el corte de las leguminosas y su puesta sobre al terreno, se considera el inicio del periodo de descanso a partir de la dobla, ya que es aquí cuando las actividades del cultivo principal terminan y se tiene la posibilidad de cortar o dejar las leguminosas.

7.2.2 PRODUCCIÓN DE BIOMASA Y NODULACIÓN.

Para evaluar la producción de biomasa se realizaron dos censos que se aprovecharon también para evaluar la nodulación; el primero, el 4 de Junio de 1996 donde se colectaron las plantas que se "autosembraron", a partir de las semillas que dejaron caer las leguminosas del último ciclo de cultivo (febrero-agosto de 1995). La fecha de este muestreo fue determinada por la cercanía de la época de siembra.

El segundo censo se realizó en octubre después del término del ciclo de cultivo julio-octubre de 1996. La fecha de este muestreo fue determinada por la necesidad de cosechar el maíz, por lo que *M. deerengianum*, tiene que ser cortada para desenredar la planta de maíz. Este momento se aprovechó para realizar también el censo en *C. ensiformis*. En ambos casos la nodulación se monitoreó semanalmente para verificar la presencia de nódulos.

⁷ Dobra: práctica agrícola que consiste en doblar el tallo del maíz por su parte media para evitar que las lluvias pudran el fruto y éste seque rápidamente.

En el primer censo se extrajeron las plantas, se obtuvo la longitud máxima de la parte aérea y raíz, así como el número de nódulos rojos (activos) y blancos (inactivos) de todas las plantas encontradas en cada parcela (Somasegaran y Hoben, 1985). Las plantas se pesaron para obtener el peso fresco, luego se seco el material a 80 °C durante 24 horas, se obtuvo el peso seco y se calculó el porcentaje de humedad.

Durante el segundo censo se cuantificó, en ambas leguminosas, la biomasa y el número de plantas obtenidas de cada unidad experimental; mientras que para evaluar la nodulación solo se realizó un muestreo de 10 plantas, debido a la dificultad de extraer completos los organismos.

El análisis estadístico consistió en la comparación de las medias y desviación estándar de los valores obtenidos para cada tratamiento.

7.2.3 DESCOMPOSICIÓN

Se colectaron hojas de *M. deerengianum* y *C. ensiformis* en etapa de prefloración y se determinó la calidad de descomposición de este material inicial, a través de la cuantificación del contenido de ligninas, celulosa, hemicelulosa (método de Van Soet y Wine), nitrógeno total (método Kjeldhal) y carbono orgánico (método colorimétrico).

Durante todo el proceso se determinó la temperatura ambiental (máxima, mínima y actual), así como la temperatura del suelo y la humedad relativa (hidrómetro) aproximadamente a las 13:00 horas.

La determinación de la tasa de descomposición de *M. deerengianum* y *C. ensiformis* se llevó a cabo mediante la colocación de bolsas de descomposición (Anderson e Ingram, 1993) en cada una de las unidades experimentales elegidas. Tales bolsas se hicieron de tela de malla (tul) de dos tamaños de abertura (4 mm² y 16 mm²), para regular la disponibilidad del recurso para la meso y microfauna (2 mm-100 µm y <100 µm) y macrofauna (2-20 mm) edáficas (Stork y Eggleton, 1992) y reconocer su efecto sobre la descomposición. Las dimensiones de cada bolsa fueron de 35 X 30 cm, en ellas se colocaron 30 g de hojas (peso fresco) y se cuantificó el peso seco (80 °C por 24 horas) de este material inicial (Mi). Se colocaron 7 bolsas por cada unidad experimental haciendo los muestreos mensualmente o de acuerdo a la tasa observada en la descomposición. Las bolsas se colocaron en contacto con el

suelo para exponerlas a los organismos edáficos y durante todo el proceso se midió diariamente, la temperatura ambiental y del suelo, y la humedad relativa.

Las bolsas de descomposición se colocaron en las unidades experimentales correspondientes el 8 de febrero de 1996. Se realizaron 4 muestreos en las siguientes fechas: (8 de marzo, 8 de mayo, 8 de junio y 27 de junio). Se retiró, del material remanente, el material mineral adherido; los remanentes de las bolsas se colocaron en una estufa a 80 °C durante 24 horas para obtener el peso seco (Mr). Se obtuvo la relación Mr/Mi y se realizó el gráfico de descomposición, se obtuvo la ecuación matemática que mejor describió el comportamiento de la curva y se calculó la constante de descomposición (k), así como el tiempo que tarda en descomponerse la mitad del material (t_{50}) (Woomer, 1996).

Se cuantificó el carbono orgánico (método de Walkey y Black) y el nitrógeno total (método Kjeldhal) de los remanentes obtenidos en cada muestreo, para deducir, la liberación de estos elementos.

7.3 Fase de laboratorio.

Se utilizaron tres muestras de suelo para cada una de las tres unidades experimentales elegidas de los tratamientos “Mucuna”, “Canavalia” y “Herbicida”. Las muestras fueron colectadas en febrero de 1994 y febrero de 1995, antes de la siembra y después de la cosecha del maíz. Se tomaron, al azar, 3 muestras superficiales (0-5 cm) por unidad experimental y tamizándose con malla de 2 mm (Caamal, 1995).

7.3.1 DINÁMICA DE LA MATERIA ORGÁNICA

Para conocer la manera en que la materia orgánica aportada por las leguminosas tiene efecto sobre el suelo, éste se fraccionó, separando la fracción gruesa ($< 2 \text{ mm}$ y $\geq 150 \mu\text{m}$), fracción media ($< 150 \mu\text{m}$ y $\geq 50 \mu\text{m}$) y fracción fina ($< \text{de } 50 \mu\text{m}$) de la materia orgánica del suelo, mediante la técnica de tamizado en húmedo (Elliot y Cambardella, 1991; Gregorich y Ellert, 1993). En teoría, a menor tamaño mayor estado de descomposición y menor calidad del recurso.

Primero se llevó a cabo la separación de la materia orgánica de los agregados del suelo, mediante la dispersión con hexametáfosfato de sodio y agitación de las muestras durante 24 horas. La separación de las fracciones gruesa, media y fina se llevó a cabo a través del tamizado en húmedo de las muestras en

tamices de 150 y 50 micras de abertura. Las fracciones gruesa y media se secaron a 80° durante 48 horas y se determinó el peso seco.

La fracción fina se desecho durante el lavado, ya que teóricamente, en esta fracción se encuentra la materia orgánica humificada, y puesto que este proceso es de largo plazo y el suelo de estudio ha sufrido quema, no se esperan grandes diferencias; además su separación requiere un análisis más detallado; por lo que los valores para esta fracción se obtuvieron por diferencia con las otras dos fracciones.

Las fracciones gruesa y media se molieron y se les determinó el contenido de nitrógeno y carbono orgánico total, de acuerdo a los métodos de Kjeldhal y colorimétrico, respectivamente. Los valores para la fracción fina se obtuvieron, calculando la diferencia entre el contenido de nitrógeno y carbono del suelo y las fracciones evaluadas.

7.3.2 ELECCIÓN DE LAS PROPIEDADES FÍSICAS Y QUÍMICAS DEL SUELO

La elección de las propiedades del suelo a analizar, se llevó a cabo tomando en cuenta la naturaleza de los suelos de la zona, así como los posibles efectos teóricos sobre el suelo, por parte de la materia orgánica de las leguminosas y las prácticas de manejo.

Las propiedades elegidas fueron:

Tamaño y distribución de los agregados: refleja la destrucción de la estructura del suelo por efecto del manejo. Se llevó a cabo mediante el tamizado en seco de las muestras de suelo. El tamaño de los tamices fue 250 μm , 150 μm y 50 μm . El tamizado fue manual durante un tiempo de 3 minutos (White, 1993).

Estabilidad de los agregados al agua: refleja la susceptibilidad del suelo al deterioro de la estructura. Se llevó a cabo mediante el tamizado en húmedo de las muestras de suelo, sometidas a agitación con agua durante 10 minutos y luego, dispersadas con hexametáfosfato de sodio 5% y agitadas durante 45 minutos (Angers y Mehuys, 1993).

pH: por ser suelos alcalinos, se esperaba tener efectos en el pH por la descomposición de los altos aportes de materia orgánica de las leguminosas. Se utilizó el método potenciométrico con H_2O y KCl 1M a una relación 1:2.5 (Okalebo, 1991).

Carbonatos: por ser suelos calcáreos, esta propiedad influye en la dinámica de los nutrimentos. Se utilizó el método del calcímetro (Page, 1994).

Calcio: la mayoría de este elemento se encuentra en forma de carbonatos, pero tiende a formar fosfato de calcio, compuesto insoluble que evita que el fósforo este disponible para las plantas. Se determinó mediante el método de Polemio y Rohades modificado, mediante el extracto con acetato de sodio (Page, 1994)

Carbono orgánico: se esperaba que la biomasa aportada por las leguminosas sea rica en este elementos. Método colorimétrico (ICRAF, 1995).

Nitrógeno orgánico total: Por ser leguminosas se esperaba que la biomasa aportada fuera rica en este elemento. Método de Kjeldhal (Ruiz y Ortega, 1979).

Fósforo: los niveles de este elemento son importantes debido al proceso de fijación. Método de Olsen (Okalebo, 1991; Houba, 1988)

El análisis de ésta información se llevó a cabo mediante el análisis de varianza de los datos obtenidos por muestra para cada tratamiento, durante 1994 y 1995; como existió variabilidad en las muestras de 1994, se obtuvieron las diferencias entre años de las medias de cada tratamiento, para reconocer las tendencias.

Otra estrategia para conocer si los cambios en el suelo eran debidos al tratamiento o al suelo por si mismo, fue la determinación de las mismas propiedades en un suelo de vegetación secundaria de aproximadamente 15 años de desarrollo, parecido a las condiciones iniciales de la parcela experimental.

Adicionalmente se realizó un análisis de varianza jerárquico (anidado) para conocer el efecto de las diferentes fuentes de variación; en especial el interés por conocer si las unidades experimentales (debido a la alta heterogeneidad), tuvieron efecto sobre los resultados o si éstos fueron efecto exclusivo del tratamiento.

El análisis anidado provee información más específica que la de un análisis de varianza de dos factores, ya que analiza las diferencias entre los diferentes niveles de un factor, por lo que puede evaluarlas más precisamente que haciendo un análisis de varianza de dos factores y luego obtener la interacción (Montgomery, 1991).

Para el presente diseño (Figura 11) las unidades experimentales elegidas están anidadas en el tratamiento, y a su vez el tratamiento esta anidado en el año. Es evidente que se espera que existan diferencias entre años, y entre tratamientos, sin embargo, debido a la heterogeneidad de los suelos de la parcela experimental, las unidades experimentales por si mismas, pueden ser fuente de variación.

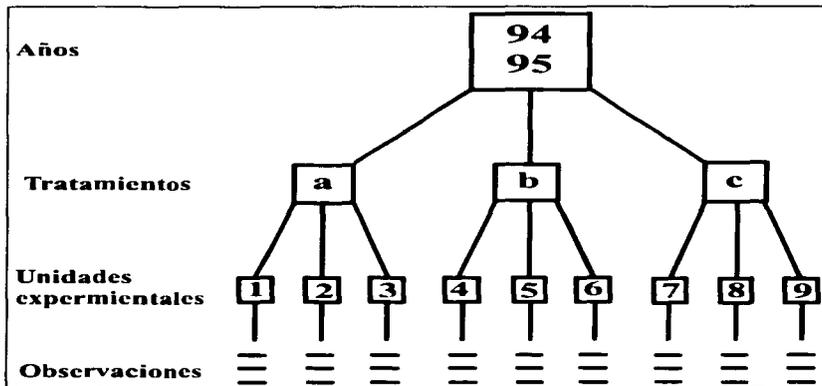


Figura 11. Diseño anidado de tres niveles para el análisis de la información de las propiedades del suelo.

8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

8.1 BIOMASA Y DESARROLLO DEL CULTIVO.

En el primer censo se evaluó la biomasa de las plantas de *M. deerengianum* y *C. ensiformis* autosembradas a partir de las semillas de las leguminosas del ciclo anterior (Cuadro 6). La germinación de las plantas de ambas leguminosas tuvo lugar de manera diferencial, sin embargo, se estimó una edad promedio para las plantas, de 75 días.

Cuadro 6. Biomasa de las leguminosas autosembradas

	<i>M. deerengianum</i>		<i>C. ensiformis</i>	
	X	s	X	s
Número de plantas/ha	56,800	18,138	5,067	143,8
Peso fresco (kg/ha)	615.3	641.0	57.3	10.7
Peso seco (kg/ha)	112.7	103.6	13.2	12.5
Porcentaje de humedad	80.1	2.9	76.0	38.0

X= promedio de 3 unidades experimentales, s= desviación estándar

El promedio de número de plantas autosembradas fue casi 12 veces mayor en *M. deerengianum* que en *C. ensiformis*, lo que pone en evidencia el mayor potencial para autoregenerarse. La baja autoregeneración de *C. ensiformis* pudiera deberse a la dificultad de la dispersión de su semillas, ya que la vaina que envuelve a la semilla es muy dura y no libera la semilla con facilidad. Al respecto el IIRR y el MGRR (1994) reportan que cuando *C. ensiformis* se siembra al boleto, su germinación se retarda dos semanas más de lo normal y recomienda la escarificación con agua durante 12 horas antes de la siembra. Lo anterior refleja que las condiciones de baja humedad no son favorables para la germinación de *C. ensiformis*.

De la misma manera el peso fresco y seco fue mayor en *M. deerengianum* que en *C. ensiformis*, el principal factor que influye esto es el hábito de crecimiento de cada leguminosa, ya que mientras *M. deerengianum* es una planta de crecimiento rápido y trepador, *C. ensiformis* es un arbusto, de crecimiento más lento. Además BaierAlter-Tec (1994) reporta que en suelos Guatemaltecos, *M. deerengianum* se autoregenera mejor que *C. ensiformis* llegando a producir, hasta 30-35 t/ha de materia orgánica.

El porcentaje de humedad en ambas plantas fue similar, aunque ligeramente mayor en *M. deerengianum*, la diferencia puede deberse a la consistencia de los tallos de cada planta; ya que ésta desarrolla tallos más delgados y menos lignificados que los de *C. ensiformis*. Al respecto el IIRR y el MGRR (1994), reportan que en condiciones de baja humedad el tallo de *C. ensiformis* tiende a ser más leñoso.

El segundo censo se llevó a cabo en octubre de 1996, en él se evaluó la biomasa de las plantas de ambas especies a los 120 días de la siembra (Cuadro 7).

Cuadro 7. Biomasa producida por *M. deerengianum* y *C. ensiformis* a los 120 días de la siembra.

	<i>M. deerengianum</i>		<i>C. ensiformis</i>	
	X	s	X	s
Número de plantas/ha	50,266	2,200	42,533	3,067
Porcentaje de sobrevivencia ++	83.8	11.0	70.9	15.3
Peso fresco (kg/ha)	7,974	2,905	3,850	1,171
Peso seco (kg/ha)	2,070	578.7	1,087	274.3
Porcentaje de humedad	73.6	2.0	71.38	2.0

X= estimación a partir del promedio de 3 unidades experimentales;

s= desviación estándar; ++= (densidad de siembra/número de plantas) 100.

El número de plantas fue 10% mayor en *M. deerengianum* que en *C. ensiformis*, al igual que el porcentaje de sobrevivencia, evidenciando estos valores su mayor adaptación, como cultivo de cobertera, a las condiciones de la Zona Henequenera.

En cuanto al peso fresco y seco *M. deerengianum* produjo casi el doble que *C. ensiformis* a niveles similares de densidad. La principal causa fue la producción de follaje de cada leguminosa. *M. deerengianum*, por su hábito trepador todo el tiempo se mantiene creciendo y produciendo follaje, inclusive se encontraron individuos con tallas de más de cinco metros de longitud; mientras que se observó que *C. ensiformis* desarrolló poca ramificación y su longitud fue, en promedio, alrededor de un metro.

Caamal (1995), reporta para la parcela de PROTROPICO, producciones de biomasa de 6.5 y 3.5 t/ha para *M. deerengianum* y *C. ensiformis*

respectivamente, durante 1994. Estas producciones menores, fueron calculadas a partir de muestreos de cuadrantes. Triomphe (1996) reporta que *M. deerengianum* bajo las condiciones templadas de Honduras, produce de 10.7-12.4 t/ha de biomasa (peso seco). Amado y Teixeira (1991) reportan para suelos Brasileños producciones de 9.3 y 3.7 t/ha de biomasa (peso seco), para *C. ensiformis* y *M. deerengianum* respectivamente.

Por otro lado cabe resaltar el hecho de que *M. deerengianum* aporta al suelo una gran cantidad de hojarasca desde su etapa de crecimiento, durante el muestreo a los 120 días se encontró una capa espesa de hojarasca en el suelo de unos 5 cm, ésta cantidad de biomasa no fue cuantificada, pero se estima que aumentaría el valor de la biomasa reportada en aproximadamente 30%. Al respecto Triomphe (1996) encontró que esta hojarasca de *M. deerengianum* representa, en condiciones templadas, alrededor del 45-69% del total de la biomasa.

Esta biomasa liberada en las etapas tempranas del desarrollo de *M. deerengianum*, resulta importante ya que esta sincronizada con el desarrollo del maíz y su descomposición puede liberar nutrimentos que pueden ser aprovechados por el cultivo principal.

Otra observación importante, que está en relación a la biomasa, es la producción de follaje; *M. deerengianum* mostró, a los 120 días, una total cobertura del suelo donde fue sembrada, impidiendo el paso de los rayos solares, que provocaron cambios en las condiciones microclimáticas del suelo, propiciando, la disminución de arvenses. Sin embargo aún a pesar de sus tallas, más allá de los tres metros nunca sobrepasaron al maíz, ya que se enredan entre sí, y su propio peso le impide cubrir al maíz. Esta cobertura puede ocasionar cambios importantes en el microclima, disminuyendo la evaporación, protegiendo al suelo contra la erosión, entre otros aspectos.

Por otro lado, el desarrollo de follaje en *C. ensiformis* fue muy deficiente, notándose que en ningún momento entra en contacto con el maíz ni ofrece cobertura al suelo por lo que no influye en las condiciones microclimáticas del suelo.

Por la producción de biomasa, porcentaje de sobrevivencia y desarrollo, *M. deerengianum* se constituye como un cultivo de cobertera de buena adaptación a la Zona Henequenera.

8.4 NODULACIÓN

Durante el primer censo también se evaluó la nodulación de las leguminosas (Cuadro 8). Los resultados mostraron que el número de plantas noduladas en *C. ensiformis* (57.89%) es mayor que en *M. deerengianum* (53.1%), sin embargo en las raíces de *M. deerengianum* se observaron principalmente nódulos rojos, mientras que en *C. ensiformis* se observaron casi únicamente nódulos blancos. Lo que sugiere que en *M. deerengianum* se esta llevando a cabo el proceso de fijación de nitrógeno, de manera más intensa.

Cuadro 8. Nodulación de las plantas autosembradas de *M. deerengianum* y *C. ensiformis* (75 días de la germinación)

	<i>M. deerengianum</i>		<i>C. ensiformis</i>	
	X	s	X	s
Número de plantas/UE	426	136.04	38	10.79
Número de plantas noduladas/UE	226	87.18	22	11
Porcentaje de plantas noduladas/UE	53.1	14.47	57.89	40
Número de nódulos rojos/UE	1615	706.16	11	3
Número de nódulos blancos/UE	2	1.15	168	5
Longitud máxima de raíz (cm)	10.64	0.82	10.59	1.86
Longitud máxima de parte aérea (cm)	37.49	11.26	27.16	5.20

UE= unidad experimental; X= valor promedio por unidad experimental (n=3); s= Desviación estándar

Para el caso de *M. deerengianum*, el número de nódulos blancos a los 75 días, fue casi nulo (sólo 2), lo que sugiere que la efectividad de fijación de nitrógeno es alta. Aún así el porcentaje de plantas noduladas apenas fue superior al 50%, lo que quizá pueda deberse, al igual que en *C. ensiformis*, a la escasez de humedad en la zona que no permite las condiciones idóneas en el suelo para que se lleve a cabo la infección de las raíces.

En el caso de *C. ensiformis*, la cantidad de nódulos blancos fueron mucho mayores que los rojos (168/11), por lo que además de problemas de infección, puede tener problemas de efectividad para fijar nitrógeno. La causa pueden ser, una serie de protuberancias encontradas en su raíz, que presumiblemente pudieran ser nemátodos (dato no comprobado) y que afectarían el desarrollo de la planta y el proceso de nodulación.

En esta etapa el desarrollo radicular se mostró muy similar, mientras que en la longitud de la parte aérea, *M. deerengianum* ya se muestra por arriba de *C. ensiformis*. Esto quizá se deba a que la poca profundidad compactación, rocosidad y pedregosidad de los suelos dificultan el desarrollo radicular, así como la extracción completa de la raíz.

Por otro lado, el tamaño de los nódulos nunca sobrepasó, en los casos más extraordinarios, un centímetro de diámetro, lo que contrasta con lo reportado por el IIRR y el MGRR (1994), quienes mencionan que en Guatemala han encontrado que *M. deerengianum* desarrolla nódulos rojos de hasta 4 cm de diámetro, añadiendo que esto es más común en suelos pobres en nitrógeno.

Para evaluar de mejor manera la nodulación en ambas leguminosas se comparó el número de plantas por clases de número de nódulos (Cuadro 9).

Cuadro 9. Número de plantas de *M. deerengianum* y *C. ensiformis* por clase de número de nódulos a los 75 días de la germinación.

Clases	Número de plantas (%) +	
	<i>M. deerengianum</i>	<i>C. ensiformis</i>
Cero nódulos	200 (47)	16 (42)
1-5 nódulos	111 (26)	12 (31.6)
6-10 nódulos	71 (17)	5 (13)
11-20 nódulos	44 (10.3)	4 (10.5)
21-30 nódulos	1 (0.2)	1 (2.6%)
Número de plantas total	426	38
Número de plantas noduladas	226 (53%)	22 (58%)
Número máximo de nódulos encontrado	27	26

+ = se evaluaron todas las plantas registradas en el censo.

Para ambas leguminosas se observa una disminución en el número de plantas con respecto a las clases de mayor número de nódulos, además ninguna de las plantas censadas de las dos leguminosas sobrepasaron los 30 nódulos, lo que indica que la infectividad es muy baja y que el proceso de fijación no es muy intenso.

Para el segundo censo sólo se muestrearon 10 leguminosas por unidad experimental para evaluar la nodulación (Cuadro 10), por la dificultad de obtener completas las raíces de los organismos de *M. deerengianum*.

Cuadro 10. Nodulación en *M. deerengianum* y *C. ensiformis* a los 120 días de la siembra

	<i>M. deerengianum</i>		<i>C. ensiformis</i>	
	X	s	X	s
Plantas muestreadas/unidad experimental (UE)	10	--	10	--
Número de plantas noduladas/(UE)	1.61	--	0	--
Porcentaje de plantas noduladas (UE)	16.1	--	0	--
Número de nódulos rojos/planta	0	--	0	--
Número de nódulos blancos/planta	1.4	--	0	--
Longitud máxima de raíz (cm)	48.2	16.3	32.5 +	15.5
Longitud máxima de parte aérea (cm)	296.7	81.7	111.2 +	24.57

X= valor promedio por unidad experimental (n=3); s= desviación estándar

En este muestreo, la nodulación para ambas leguminosas fue casi nula, no observándose mas de cinco nódulos en ninguna de las plantas evaluadas.

Durante este muestreo se esperaba mayor cantidad de nódulos que en el primer censo, debido a que era la etapa de prefloración; sin embargo no fue así. La causa puede ser el inicio de la canícula que provocó un estres hídrico en el suelo y que afectó el proceso de nodulación; esto puede asegurarse debido a que una semana antes, durante un monitoreo, se observaron plantas de *M. deerengianum* bien noduladas y fijando nitrógeno; luego, durante el muestreo no se observaron más que indicios de nódulos secos.

Por otro lado, la longitud de la parte aérea y raíz, en esta etapa, demuestra el más rápido desarrollo de *M. deerengianum* que de *C. ensiformis*.

8.5 DESCOMPOSICIÓN

8.5.1 Análisis de la calidad de la hojarasca

El análisis de la calidad de descomposición de la hojarasca de *M. deerengianum* y *C. ensiformis* (Cuadro 11), indica que ambas leguminosas poseen similar porcentaje de nitrógeno; pero no así de carbono y celulosa que ligeramente fueron superiores en *M. deerengianum*. Sin embargo la diferencia principal entre ambas se encuentra en el contenido de hemicelulosa que resultó ser mayor en *M. deerengianum* en casi 50%.

Cuadro 11. Calidad de descomposición de la hojarasca de *M. deerengianum* y *C. ensiformis*

Indicador	<i>M. deerengianum</i>		<i>C. ensiformis</i>	
	contenido en hojas (%)	aportes al suelo + (kg/ha)	contenido en hojas (%)	aportes al suelo + (kg/ha)
Nitrógeno	3.78	78.24	3.84	41.73
Carbono	37.22	770.45	33.53	364.47
Relación C/N	9.84	---	8.73	---
Ligninas	5.67	117.37	6.06	65.85
Relación lignina/N	1.5	---	1.58	---
Celulosa	18.90	391.23	15.22	165.40
Relación celulosa/N	5.00	---	3.96	---
Hemicelulosa	26.27	543.79	13.29	144.42
Relación hemicelulosa/N	6.95	---	3.46	---

+ = datos obtenidos en base a la biomasa (peso seco) aportado por cada leguminosa; n=2.

Se realizó el análisis de la descomposición tomando en cuenta solo las hojas de cada leguminosa, ya que para el caso de *C. ensiformis* posee ramas y tallo lignificados que seguramente son de muy lenta descomposición y no tienen efecto rápido sobre la dinámica de la materia orgánica.

8.5.2 Condiciones climáticas de la descomposición.

La evaluación de la descomposición de la hojarasca de las leguminosas se realizó de febrero a julio de 1996, durante todo este tiempo se tomó nota de la temperatura ambiental (Figura 12), así como de la temperatura del suelo y la humedad relativa del ambiente (Figura 13).

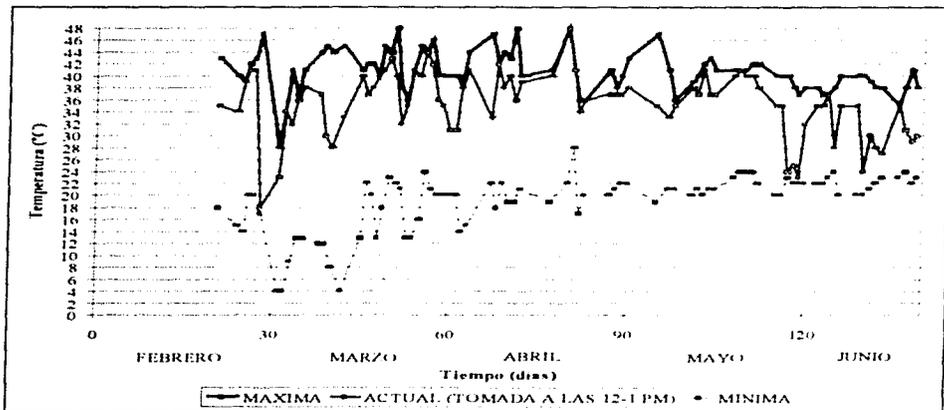


Figura 12. Temperatura ambiente de la parcela experimental de PROTROPICO, durante el experimento de descomposición.

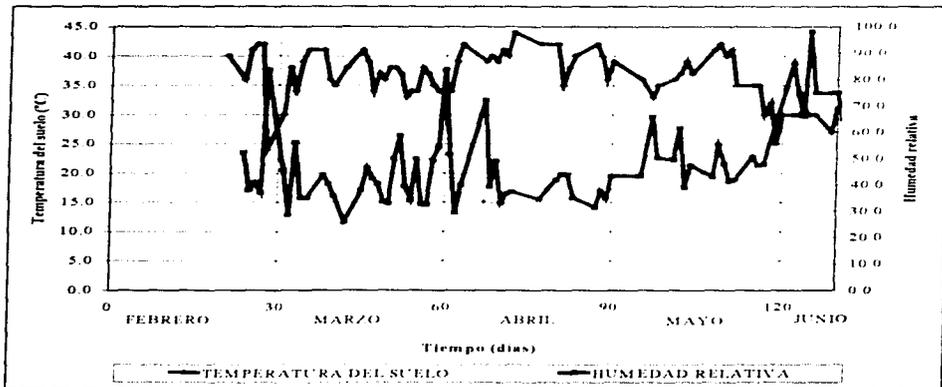


Figura 13. Temperatura del suelo y humedad ambiental de la parcela experimental de PROTROPICO, durante el experimento de descomposición.

Se observan temperaturas máximas hasta 45 °C, mínimas desde 5 hasta 30 °C y porcentajes de humedad desde 15-60%, mostrando que las condiciones son muy cambiantes; la temperatura del suelo se comporta similar a las máximas.

8.5.3 Bolsas de descomposición.

La leguminosa que presentó la tasa de descomposición más rápida fue *C. ensiformis* (Cuadro 12), esto se relaciona con el contenido de carbono y compuestos de este elemento, especialmente la hemicelulosa que fue ligeramente menor que en *M. deerengianum*. Tian *et al* (1992) encuentra que en las hojarascas de mayor contenido de hemicelulosa la descomposición es más rápida, aunque las ligninas son aún de mayor peso que este compuesto.

Cuadro 12. Porcentaje de material remanente de *M. deerengianum* y *C. ensiformis* en bolsas de malla de diferente abertura

Leguminosa	Abertura de la bolsa	Tiempo (días)				
		0	30	90	120	140
<i>C. ensiformis</i>	4 mm ²	100.00	90.49	44.65	33.74	21.98
<i>C. ensiformis</i>	16 mm ²	100.00	80.85	39.79	30.05	14.18
<i>M. deerengianum</i>	4 mm ² *	100.00	95.06	62.14	40.49	26.54
<i>M. deerengianum</i>	16 mm ² *	100.00	81.38	47.52	26.95	20.21

* = diferencias significativas al 95%

En cuanto al tamaño de abertura de las bolsas utilizadas se encontró, que al inicio, la descomposición fue ligeramente más rápida que en aquellas con abertura de 16 mm², aunque solo hubo diferencias significativas entre *M. deerengianum* de 4 mm² y 16 mm² en donde la tendencia siempre se mantiene. Esto puede ser un indicador de la intervención de los macroorganismos en el proceso de descomposición de este recurso. Tian *et al* (1992) encuentra en varios tipos de residuos que a mayor tamaño de abertura mas rápida es la descomposición, excepto en aquellos residuos que no son ricos en nitrógeno (C/N >25). Probablemente en este experimento no se encontraron diferencias marcadas en el tamaño de abertura de la malla debido a las condiciones ambientales; ya que la baja humedad es un factor muy importante para los organismos desintegradores.

En la gráfica de descomposición de *M. deerengianum* y *C. ensiformis* (Figura 14), se observa la tendencia observada para cada tratamiento. Se observa, para ambas leguminosas, una tendencia lineal en el porcentaje de material remanente, lo que indica que la tasa de descomposición es constante.

Estos resultados contrastan con los obtenidos por Tian *et al* (1992) quién reporta que bajo condiciones de trópico húmedo, los residuos de diversas plantas (p.e. *Leucaena sp.* y *Gliricidia sp.*) presentan tasas de descomposición exponencial y que a mayor contenido de celulosa, hemicelulosa y ligninas, la tasa se va haciendo lineal (p.e. Maiz y Arroz).

A pesar de ser leguminosas, el tiempo de descomposición total de ambas especies fue aproximadamente de 150 días, debido a que durante el experimento las condiciones siempre fueron de baja humedad del suelo y altas temperaturas, lo que disminuye la actividad de los organismos desintegradores. En condiciones templadas el IIRR y el MGRR (1994) reportan que la hojarasca de *C. ensiformis* incorporada al suelo se descompone en un plazo no mayor de 15 días.

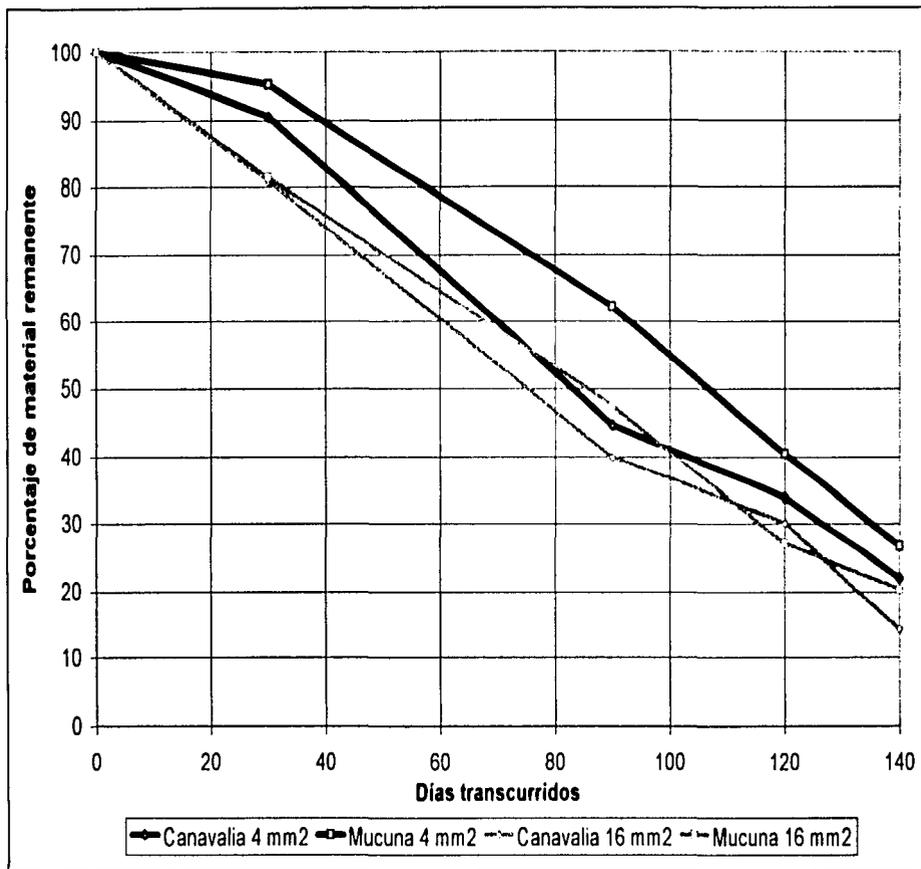


Figura 14. Descomposición de *M. deerengianum* y *C. ensiformis* en bolsas de malla de diferente abertura

Se analizó la descomposición de las leguminosas bajo dos modelos matemáticos y se obtuvieron las constantes de descomposición (k), así como el tiempo de descomposición del 50% del material ($t_{(50)}$) (Cuadro 13).

Cuadro 13 . Evaluación de la tasa de descomposición de *M. deerengianum* y *C. ensiformis* para dos modelos matemáticos.

Leguminosa (abertura de malla)	Modelo exponencial			Modelo lineal		
	r^2	k	$t_{(50)}$ días	r^2	k	$t_{(50)}$ días
<i>M. deerengianum</i> (4 mm ²)	0.91	-3.33	91.52	0.976	-1.97	103.49
<i>M. deerengianum</i> (16 mm ²)	0.97	-4.16	69.08	0.998	-2.12	84.97
<i>C. ensiformis</i> (4 mm ²)	0.96	-3.91	75.21	0.986	-2.13	90.00
<i>C. ensiformis</i> (16 mm ²)	0.93	-4.68	63.15	0.993	-2.20	80.93

r^2 = coeficiente de determinación; k= constante de descomposición,
 $t_{(50)}$ = tiempo de descomposición del 50 % del material.

Los coeficientes de correlación indican que el modelo que mejor describió el proceso de descomposición en ambas leguminosas, es el lineal; que predice que el material se descompone de manera constante durante todo el proceso. Biológicamente esto representa que las poblaciones de los organismos desintegradores no se incrementan con el tiempo e implica que la liberación de nutrimentos es constante.

Para *C. ensiformis* la $t_{(50)}$ fue de 81 días, mientras que para *M. deerengianum* es de 85 días, considerando que *M. deerengianum* comienza a desprender hojas a los 30 días, que la variedad de maíz sembrada en el campo experimental de PROTROPICO es de tres meses y, que las leguminosas se siembran quince días después del maíz, se deduce que no existe sincronización entre la liberación de nutrimentos de *M. deerengianum* y el desarrollo del maíz. Además el corte de las leguminosas se realiza durante la cosecha del maíz, sucediéndose un mantillo que protege al suelo contra la erosión, pero que, sin embargo comienza a descomponerse durante el periodo de descanso donde no existe cultivo alguno que pueda aprovechar la liberación de nutrimentos y estos quedan expuestos a la pérdida por lixiviación y evaporación, entre otros.

Por las prácticas de manejo en el campo experimental de PROTROPICO, el desarrollo y descomposición de las leguminosas, se concluye que *M. deerengianum* libera algunos nutrimentos para el cultivo a través de la

hojarasca que deja caer durante su etapa de desarrollo. Pero la mayor cantidad de biomasa de las leguminosas comienza a descomponerse después de cosechado el maíz, bajo condiciones adversas de humedad y temperatura; sin embargo, el mantillo producido protege al suelo contra la erosión.

El contenido de carbono y nitrógeno de los remanentes en cada muestreo (Cuadro 14) muestra una tasa de mineralización diferencial entre estos dos elementos.

Cuadro 14 . Liberación del carbono y nitrógeno de los remanentes de *M. deerengianum* y *C. ensiformis* en bolsas de malla de 4mm²

Elemento-leguminosa	Tiempo (días)				
	gramos/cantidad de remanente				
	0	30	90	120	140
C - <i>M. deerengianum</i>	2.99	3.19	1.63	0.88	0.58
N - <i>M. deerengianum</i>	0.31	0.13	0.07	0.09	0.03
C - <i>C. ensiformis</i>	2.73	2.86	1.28	0.90	0.52
N - <i>C. ensiformis</i>	0.31	0.10	0.11	0.07	0.03

La liberación del carbono en ambas leguminosas presentan una tendencia lineal (Figura 15) muy parecida a la tasa de descomposición, lo que indica que la tasa de descomposición es dependiente de este elemento. Por otro lado, el nitrógeno se comporta de manera diferente al carbono, liberando la mayor cantidad (más del 50%) en el primer mes, luego la descomposición es más lenta. Cabe destacar que cuando la velocidad de descomposición del nitrógeno es más rápida la del carbono es lenta y viceversa.

Esta tendencia se esperaba puesto que el carbono es el elemento principal del material vegetal y no es un elemento limitativo para los organismos desintegradores, mientras que para el nitrógeno sucede lo contrario. La tendencia del nitrógeno contrasta con lo reportado por Tian *et al* (1992) y Palm y Sánchez (1990) quienes encuentran en varios tipos de residuos (*Leucaena sp.*, *Erythrina sp.*, *Cajanus sp.* y Maíz) bajo condiciones de trópico húmedo, que la liberación del nitrógeno se comporta de manera parecida a la descomposición de los remanentes. Al respecto Vigil y Kissel encontraron, bajo condiciones controladas, que la mineralización del nitrógeno aumenta al doble cuando la temperatura se eleva de 25 a 35 °C, por lo que la liberación

rápida de este elemento durante este experimento puede estar asociada a las condiciones cálidas de la zona.

Costa *et al* (1990) reporta para suelos brasileños una tasa de mineralización de nitrógeno exponencial, para material orgánico de *M. aterrima*, encontrando que la mitad del nitrógeno aportado por esta se mineraliza a entre los 20 y 30 días.

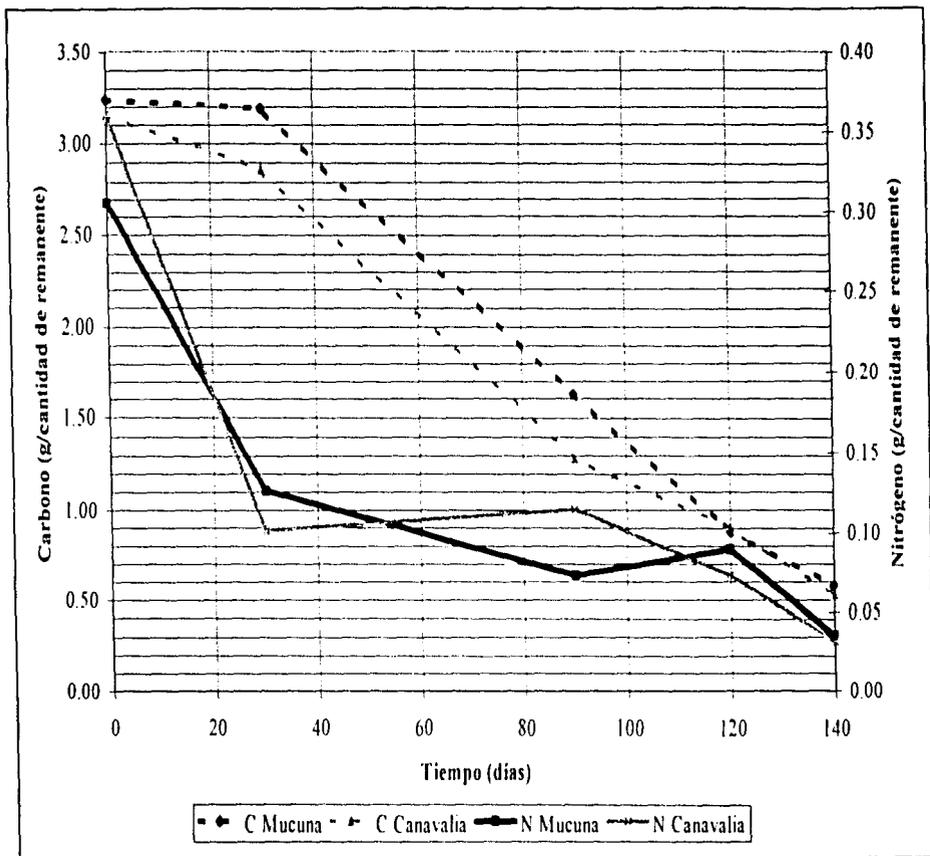


Figura 15. Tasa de liberación del nitrógeno y carbono de la hojarasca de *M. deerengianum* y *C. ensiformis* en bolsas de malla de 4 mm².

8.6 DINÁMICA DE LA MATERIA ORGÁNICA

El fraccionamiento de la materia orgánica (Cuadro 15) muestra que durante 1994, la fracción gruesa (FG) fue similar en "Herbicida" y "Mucuna", mientras que en "Canavalia" fue casi la mitad de éstos; para 1995 esta fracción disminuyó en los tres tratamientos de la siguiente manera, "Mucuna" (5.90%), "Canavalia" (2.73%) y "Herbicida" (1.66%). La disminución de esta fracción posiblemente este relacionada con la velocidad de descomposición de los recursos en cada tratamiento. Se sugiere que la descomposición de la materia orgánica en los tres tratamientos sigue el siguiente orden: "Mucuna", "Canavalia" y arvenses ("Herbicida").

La fracción mediana (FM) en 1994 fue similar en "Mucuna" y "Canavalia" y, ligeramente menor en "Herbicida"; para 1995 esta fracción aumentó en los tres tratamientos, "Herbicida" (3.40%), "Canavalia" (0.67%) y "Mucuna" (0.49%). Estos valores pueden ser un indicador de la velocidad de mineralización que ocurre en el suelo. Posiblemente las tendencias a la baja estén relacionadas con la extracción de nutrientes por parte de los cultivos de cobertera, ya que en el "Herbicida", donde no hubo cultivo de cobertera (solo arvenses) el aumento fue mucho mayor (Cuadro 15).

La fracción fina (FF) fue similar en "Canavalia" y "Herbicida" y ligeramente menor en "Mucuna"; para 1995, esta fracción disminuyó en "Herbicida" (1.73%) y aumentó en "Mucuna" (5.18%) y "Canavalia" (2.07%). Estos valores probablemente estén relacionados con la intensidad de la descomposición y los aportes de biomasa en cada tratamiento. En este sentido "Mucuna" produce el doble de biomasa que "Canavalia", mientras que se sugiere que las arvenses aportan al menos la misma cantidad de biomasa que en "Canavalia" pero de menor calidad (dato no cuantificado) (Cuadro 15).

Cuadro 15. Fraccionamiento de la materia orgánica del suelo de la milpa

		Fracción			Carbono			Nitrógeno		
		g/100g de suelo (n=9)			g/cantidad de fracción					
		1994	1995	Dif	1994	1995	Dif	1994	1995	Dif
"Herbicida"	FG	10.04* (4.3)	8.38* (3.2)	- 1.66	0.92 (0.4)	0.88 (0.4)	-0.04	0.10* (0.1)	0.04* (0.0)	-0.06
"Mucuna"		11.13* (1.9)	5.47* (1.5)	- 5.90	0.74* (0.2)	0.52* (0.1)	-0.22	0.09* (0.0)	0.04* (0.0)	-0.05
"Canavalia"		6.22* (2.3)	3.49* (1.0)	- 2.73	0.48* (0.2)	0.30* (0.1)	-0.18	0.05 (0.0)	0.03 (0.0)	-0.02
"Herbicida"	FM	5.71* (2.3)	9.11 (1.6)	+ 3.40	0.54* (0.4)	0.61* (0.2)	+ 0.07	0.04* (0.0)	0.07* (0.0)	+ 0.03
"Mucuna"		7.07 (1.3)	7.56 (1.3)	+ 0.49	0.37 (0.1)	0.21 (0.1)	-0.16	0.03* (0.0)	0.05* (0.0)	+ 0.02
"Canavalia"		7.93 (2.5)	8.60 (1.0)	+ 0.67	0.42 (0.02)	0.26 (0.01)	-0.16	0.04 (0.0)	0.05 (0.0)	+ 0.01
"Herbicida"	FF&	84.24 (4.6)	82.51 (2.8)	- 1.73	4.64* (1.4)	6.96* (2.1)	+ 2.32	0.67* (0.2)	0.75* (0.2)	+ 0.08 a, b
"Mucuna"		81.80* (1.5)	86.98* (2.0)	+ 5.18	2.79* (0.4)	4.09* (0.9)	+ 1.3	0.28* (0.0)	0.38* (0.0)	+ 0.10 a
"Canavalia"		85.84 (3.7)	87.91 (1.1)	+ 2.07	3.51 (0.6)	3.95 (0.8)	+ 0.44	0.41 (0.1)	0.42 (0.0)	+ 0.01 b

() = desviación estándar, Dif = diferencia entre años, & = valores obtenidos por diferencia, diferencias significativas al 95%, * = entre años, a, b, c = entre tratamientos, fracción gruesa (FG) = (2000 µm-150 µm); fracción media (FM) = (150 µm-50 µm), fracción fina (FF) = (< de 50 µm)

El fraccionamiento de la materia orgánica realizado para suelo de vegetación secundaria de aproximadamente 15 años indicó que la fracción gruesa fue de 7.5%, la media de 2.9% y la fina de 89.6%, con abundante hojarasca mayor de 2 mm. Esta acumulación de materia orgánica es, posiblemente, lo que permite obtener gran cantidad de nutrimentos durante la quema. Comparando con los valores encontrados para el suelo de los tratamientos utilizados, sugiere una lenta descomposición de la hojarasca, la cual se acumula sobre la superficie del suelo y poco a poco a través del proceso de descomposición pasa a las otras fracciones.

La mayor parte del carbono y nitrógeno se encuentra en la fracción fina, seguida de la fracción gruesa y fracción media. Al respecto Elliot *et al* (1991) encontraron la misma tendencia en un Ultisol. Sus resultados indican que la fracciones mayor de 1 mm y menor de 53 μm poseen mayor cantidad de carbono y nitrógeno que las fracciones intermedias. Esto se debe a que las fracciones finas contienen los elementos atrapados en los coloides, mientras que la fracción gruesa tiene gran cantidad de nutrientes en compuestos orgánicos, que rápidamente se liberan al suelo.

La distribución relativa de las fracciones del suelo de la milpa (Figura 16) indica en cual fracción se está ejerciendo el efecto de los tratamientos en estudio, notándose que en el primer año este efecto ya es evidente, aunque al momento del muestreo el grueso de los aportes de materia orgánica aún no se han descompuesto y son aún parte de la materia macroorgánica ($>$ de 2 mm).

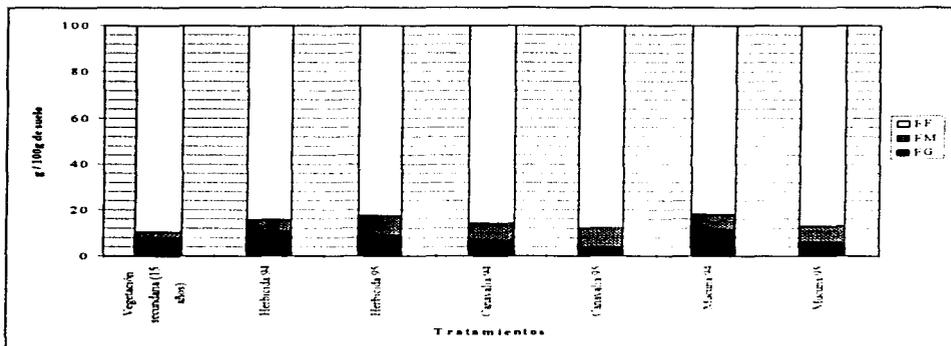


Figura 16. Distribución relativa de las fracciones del suelo de la milpa y vegetación secundaria con 15 años de descanso.

fracción gruesa (FG)= (2000 μm -150 μm),

fracción media (FM)= (150 μm - 50 μm); fracción fina (FF)= (< de 50 μm).

La fracción gruesa es donde se nota el principal efecto del cambio en el manejo del suelo; así, de 1994 a 1995: "Herbicida" aumenta su FG, debido posiblemente a la gran cantidad de arvenses que crecen allí, aunado a la baja

calidad de su hojarasca. "Canavalia" casi mantiene su FG probablemente a que su aporte de biomasa no es muy grande y aunque las hojas son de rápida descomposición, el tallo no lo es, lo que alenta este proceso. En "Mucuna" reduce su FG debido quizá a que los aportes de biomasa aquí son de rápida descomposición; sugiriendo esto incluso que se favorece la descomposición de la materia orgánica (de menor calidad) ya existente en el suelo. Finalmente el suelo de vegetación secundaria de 15 años de descanso tiene menor FG que los tratamientos debido a que los aportes de materia orgánica son muy altos; esto aunado a las desfavorables condiciones de descomposición de la zona, hacen que la materia orgánica se acumule. Esta acumulación es, precisamente, de la que toman ventaja los campesinos para llevar a cabo la r-t-q (Figura 16).

La determinación del carbono orgánico de las diferentes fracciones (Figura 17) muestra que durante 1994, el aporte (g de carbono/cantidad de fracción) de la fracción gruesa (FG) fue mayor en "Herbicida", seguido de "Mucuna" y "Canavalia"; para 1995 el carbono orgánico disminuyó en los tres tratamientos, "Mucuna" (0.22); "Canavalia" (0.18) y "Herbicida" (0.04).

El carbono orgánico en la fracción mediana (FM) en 1994 fue similar en "Mucuna" y "Canavalia", y mayor en "Herbicida"; para 1995 esta fracción aumentó en "Herbicida" (0.07) y disminuyó en "Mucuna" (0.16) y "Canavalia" (0.16). Estos valores sugieren una mineralización más rápida del carbono en los tratamientos con cultivos de cobertera, posiblemente asociado a la calidad del recurso (Figura 17).

El carbono orgánico de la fracción fina (FF) fue mayor en "Herbicida", seguido de "Canavalia" y "Mucuna"; para 1995, esta fracción aumentó en los tres tratamientos, "Herbicida" (2.32), "Mucuna" (1.3) y "Canavalia" (0.44). Estos valores probablemente estén relacionados con la cantidad y calidad de los aportes de biomasa en cada tratamiento (Figura 17).

La determinación del carbono orgánico de las fracciones del suelo de vegetación secundaria de aproximadamente 15 años indicó contenidos de 1.30 g de carbono/7.5 g de fracción gruesa (17.33%), 0.53 g/2.9 g de fracción media (18.27%) y 21.74 g/89.60 g de fracción fina (24.26) (Figura 17). Estos valores muestran que en cuanto a este elemento la fracción fina es ligeramente

superior a las otras dos, debido probablemente a que es aquí donde los compuestos recalcitrantes se acumulan.

En todos los casos el carbono de la fracción gruesa fue mayor que la fracción media y, para las tres fracciones el carbono representó aproximadamente el 5-10% del carbono total del suelo. Boone (1994) encontró que el carbono de la fracción ligera (similar a la fracción gruesa) en dos suelos de bosque estadounidenses se halló entre 4-6 % y que esta fracción representa solo una pequeña parte del nitrógeno de la parte mineral del suelo.

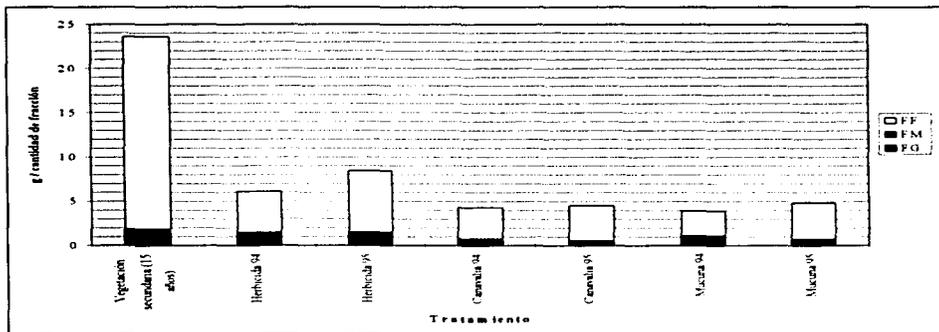


Figura 17. Contenido de carbono de las diferentes fracciones del suelo de la milpa y vegetación secundaria con 15 años de descanso.

fracción gruesa (FG)= (2000 μm -150 μm);

fracción media (FM)= (150 μm -50 μm); fracción fina (FF)= (< de 50 μm).

La determinación del nitrógeno total de las diferentes fracciones (Figura 18) muestra que durante 1994, el aporte (g de nitrógeno/cantidad de fracción) de la fracción gruesa (FG) fue similar en "Herbicida" y "Mucuna" y menor en "Canavalia"; para 1995 el nitrógeno total disminuyó en los tres tratamientos, "Herbicida" (0.06), "Mucuna" (0.05) y "Canavalia" (0.02). Estos valores sugieren la magnitud del desequilibrio entre la extracción de nitrógeno del suelo por parte de los cultivos de cobertera y las arvenses, así como de los aportes debidos a la fijación o a la mineralización.

El nitrógeno total en la fracción mediana (FM) en 1994 fue similar en los tres tratamientos; para 1995 el nitrógeno total en esta fracción aumentó ligeramente en los tres tratamientos, "Herbicida" (0.03), "Mucuna" (0.02) y "Canavalia" (0.01). Estos valores sugieren una ligera mineralización de este elemento de la FG.

Con respecto al nitrógeno total de la fracción fina (FF) éste fue mayor en "Herbicida", seguido de "Canavalia" y "Mucuna"; para 1995, el nitrógeno total en esta fracción aumentó en los tres tratamientos, "Mucuna" (0.10), "Herbicida" (0.08) y "Canavalia" (0.01).

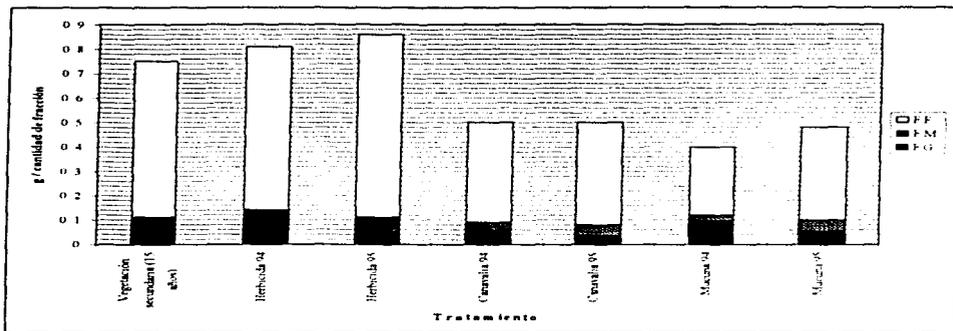


Figura 18. Aportes de nitrógeno de las diferentes fracciones del suelo de la milpa y vegetación secundaria con 15 años de descanso.

fracción gruesa (FG)= (2000 μm -150 μm);

fracción media (FM)= (150 μm -50 μm); fracción fina (FF)= (< de 50 μm).

Las diferencias de nitrógeno total entre años muestran que este elemento disminuye en la FG, pero aumenta en la FM y FF lo que probablemente está asociado a la descomposición de la biomasa aportada en cada tratamiento, acompañada de una rápida mineralización de este elemento.

La determinación del nitrógeno total de las fracciones del suelo de vegetación secundaria de aproximadamente 15 años indicó contenidos de 0.08 g de

nitrógeno/7.5 g de fracción gruesa (1.06%), 0.03 g/2.9 g de fracción media (1.03) y 0.64 g/89.60 g de fracción fina (0.71). Estos valores muestran que aunque la fracción fina es el principal reservorio del nitrógeno en el suelo, las fracciones media y gruesa son más ricas en este elemento. La disponibilidad de este elemento no es factor limitativo en los suelos de estudio, pero estos datos sugieren que las fracciones media y gruesa (por ser lábiles) pueden aportar nitrógeno rápidamente a los cultivos en suelos con deficiencias en este elemento, ó procurar la permanencia de niveles altos en la fracción fina.

Durante 1994, el porcentaje de carbono orgánico de la FG fue mayor en "Herbicida", seguido de "Canavalia" y "Mucuna" (Cuadro 16). Luego, en 1995, el porcentaje de carbono aumentó en los tres tratamientos, esto debido a los aportes de materia orgánica fresca que existen, los cuales fueron mayores en "Mucuna" (8 t/ha) que en "Canavalia" (4 t/ha). En el caso de "Herbicida" se observó que también existe un aporte de materia orgánica que al menos debe ser igual al de "Canavalia", pero con mayor cobertura. Al respecto, Caamal (1995) reporta un aporte de arvenses de 2 t de biomasa fresca/ha aunque este dato no considera la biomasa producto de la generación de un mantillo de arvenses al adicionar el "Herbicida".

En cuanto a la FM, durante 1994, el porcentaje de carbono fue ligeramente menor que en la FG, siguiendo el orden "Herbicida" (9.14), "Mucuna" (5.34) y "Canavalia" (3.9). Para 1995 el porcentaje disminuyó en los tres tratamientos; siendo en "Mucuna" (6.67), seguido de "Canavalia" (3.09) y "Herbicida" (2.69). Esto posiblemente sea efecto de los aportes de materia orgánica y su tasa de descomposición.

Por otro lado la proporción de carbono en la FG y FM fue similar durante 1994 en los tres tratamientos, mientras que para 1995 la FG se incrementó y fue mucho mayor que la FM, que disminuyó. Esto sugiere que los recursos adicionados promueven la descomposición de los compuestos de carbono de la FM o que la FG aún no se ha mineralizado hacia la FM y, a su vez, la FM ya se ha mineralizado hacia la FF.

Cuadro 16. Calidad de las fracciones de la materia orgánica del suelo de la milpa

Tratamiento		Carbono			Nitrógeno			C/N		
		----- g/100g de fracción (n=9) -----								
		1994	1995	Dif	1994	1995	Dif	1994	1995	Dif
"Herbicida"	FG	9.19 (1.7)	10.59 (1.9)	+ 1.40 a, b	0.94* (0.2)	0.51* (0.1)	- 0.43 a, b	9.77	20.76	+10.99
"Mucuna"		6.64 * (1.3)	10.02 * (2.2)	+ 3.38 a	0.81 (0.2)	0.88 (0.4)	+ 0.07 a	8.20	11.38	+ 3.18
"Canavalia"		7.58 (1.7)	9.06 (2.7)	+ 1.48 b	0.71 (0.3)	0.76 (0.1)	+ 0.05 b	10.67	11.92	+ 1.25
"Herbicida"	FM	9.14 * (3.3)	6.67 * (1.5)	- 2.47	0.79 (0.2)	0.83 (0.25)	+ 0.04 a	11.57	8.03	- 3.54
"Mucuna"		5.34* (1.0)	2.69* (0.9)	- 2.65	0.49 * (0.1)	0.68 * (0.1)	- 0.19 a, b	10.89	7.07	- 3.82
"Canavalia"		3.90 (0.8)	3.09 (1.1)	- 0.81	0.56 (0.1)	0.58 (0.1)	+ 0.02 b	6.96	3.95	- 1.63
"Herbicida"	FF	5.51 * (1.7)	8.46 * (2.6)	+ 2.95	0.80* (0.2)	0.92* (0.1)	+ 0.08	6.88	9.19	+ 3.81
"Mucuna"		4.07 (0.7)	4.50 (0.9)	+ 0.43	0.35 (0.1)	0.44 (0.0)	+ 0.09	11.62	10.22	- 1.42
"Canavalia"		3.41 (0.5)	4.70 (1.0)	+ 1.29	0.47 (0.0)	0.48 (0.0)	- 0.01	7.10	9.79	+ 2.69

() = desviación estándar; Dif= diferencia entre años; += valores obtenidos por diferencia, diferencias significativas al 95%, *= entre años, a, b, c= entre tratamientos;

fracción gruesa (FG)= (2000 µm-150 µm); fracción media (FM)= (150 µm-50 µm);

fracción fina (FF)= (< de 50 µm).

El porcentaje de nitrógeno de la FG durante 1994, fue mayor en "Herbicida" (0.94), seguido de "Mucuna" (0.81) y "Canavalia" (0.71); para 1995 este porcentaje disminuyó en "Herbicida" (0.51) y aumentó en "Canavalia" (0.76) y en "Mucuna" (0.88). Estos resultados sugieren que la fijación de nitrógeno no es muy intensa, pero que las leguminosas o la dinámica de este elemento ayudan a mantener los niveles iniciales, y no así en el "Herbicida", donde se infiere que las arvenses no requieren grandes cantidades de nitrógeno, por lo que este no es reciclado y se acumula en la FM. Sin embargo, en presencia de maíz el nitrógeno es sacado del sistema durante la cosecha, por lo que poco a poco el nitrógeno de la FG se mineralizará y pasará a la FM de donde el maíz o las arvenses lo tomarán, agotándolo paulatinamente.

Por otro lado, el porcentaje de nitrógeno de la FM en 1994, fue mayor en "Herbicida" (0.79), seguido de "Canavalia" (0.56) y "Mucuna" (0.49). Para 1995 esta tendencia se mantuvo en el "Herbicida" (0.83) y en "Canavalia" (0.58), disminuyendo en "Mucuna" (0.38). Estos resultados sugieren que el aumento de nitrógeno en la FG se debe a las leguminosas extraen el nitrógeno de la FM y luego al aportar materia orgánica al terreno, lo acumulan en la FG, de donde poco a poco se mineraliza.

La relación carbono-nitrógeno de la FG, indica que para 1994 fue mayor en "Canavalia" (10.67), seguido de "Herbicida" (9.77) y "Mucuna" (8.20). Para 1995 esta relación aumento fue ligeramente mayor en "Mucuna" (10.89) y "Canavalia" (11.92) y aumento al doble en "Herbicida" (20.76). Estos valores están relacionados con las altas tasas de fijación de carbono por parte de las leguminosas, las arvenses y el maíz. En el caso del "Herbicida" el aumento es mucho mayor debido a que el aumento del carbono fue acompañado por una disminución en el nitrógeno de esta fracción.

Para la FM, se observa que en 1994, la mayor relación C-N la tuvo "Herbicida" (11.57), seguida de "Mucuna" (10.89) y "Canavalia" (6.96). Para 1995, estos valores disminuyeron en el mismo orden; "Herbicida" (8.03), "Mucuna" (7.07) y "Canavalia" (5.33). Esta disminución pudo ser debido a que los compuestos de carbono se descomponen lentamente, así que a un año de introducidos los tratamientos aún no se ha mineralizado mucho material hacia la FM, o que la mineralización hacia la FF esta siendo muy rápida.

Finalmente en la fracción fina se observa que la relación carbono-nitrógeno disminuye en los tres tratamientos lo que significa que el carbono está aumentando o bien que el nitrógeno está disminuyendo. En el primer caso producto de los aportes de materia orgánica de las leguminosas y arvenses y, el segundo principalmente por la extracción de este elemento por la vegetación.

8.7 PROPIEDADES FÍSICAS Y QUÍMICAS DEL SUELO

8.7.1 Distribución y tamaño de los agregados.

La distribución y tamaño de los agregados en seco (Cuadro 17) de las muestras de suelo de 1994, fue similar en "Herbicida" y "Canavalia" y menor en "Mucuna". Para 1995 los tres tratamientos fueron similares; todos aumentaron la cantidad de fracción fina (FF) y disminuyeron su fracción media (FM) y fracción gruesa (FG).

Cuadro 17. Distribución y tamaño de los agregados en seco del suelo de la milpa

	Tamaño de la fracción								
	Fracción gruesa (FG) <2mm-250 µm			Fracción media (FM) 250 µm-50 µm			Fracción fina (FF) <50 µm		
	----- Porcentaje (n=9) -----								
Tratamiento	1994	1995	Dif	1994	1995	Dif	1994	1995	Dif
"Herbicida"	6.93* (0.64)	3.67* (0.90)	-3.27 a, b	19.60 (2.25)	13.67 (5.66)	-5.93	73.04* (2.73)	81.82* (6.74)	+ 8.78
"Mucuna"	6.87* (1.50)	5.27* (0.70)	-1.60 a	18.04 (4.31)	12.40 (0.64)	-5.64	67.20* (4.07)	81.31* (1.34)	+ 14.11 a
"Canavalia"	7.82* (0.73)	6.31* (0.89)	-1.51 b	13.93 (2.90)	12.27 (1.05)	-1.67	75.51 (2.44)	80.84 (0.97)	- 5.33 a

() = desviación estándar, Dif= diferencia entre años.

diferencias significativas al 95%, * = entre años; a, b, c = entre tratamientos

Las diferencias entre años demostraron que "Mucuna" fue el tratamiento que menos disminuyó la FF, seguido de "Herbicida" y "Canavalia". Esto está relacionado con la protección del suelo debido a la cobertura y aportes de materia orgánica de las leguminosas y de las arvenses (en "Herbicida").

En cuanto a la FM, "Herbicida" y "Mucuna" la disminuyeron en mayor proporción que "Canavalia"; mientras que la FG se vio disminuida en mayor proporción por "Herbicida", "Canavalia" y "Mucuna"; esto puede ser debido a que el cambio en el manejo de suelo favorece la degradación de la estructura en varias formas: por las actividades que se realizan (quema, siembra etc.), exposición del suelo, el tipo de cultivo y su tipo de raíz etc.

Los resultados de distribución y tamaño de los agregados sugieren que existe degradación del suelo por efecto de las prácticas de manejo (White, 1993). Este efecto esta relacionado con el cambio en la cobertura vegetal del suelo, siendo en este sentido "Mucuna" quién promueve la menor degradación que "Canavalia" y "Herbicida".

8.7.2 Estabilidad de los agregados

La estabilidad de los microagregados al agua (Cuadro 18) fue mayor en "Herbicida" y similar en "Mucuna" y "Canavalia" durante 1994. Para 1995 la estabilidad aumentó en los tres tratamientos, siendo "Herbicida" y "Mucuna" similares, mientras que "Canavalia" presenta el valor más bajo.

Las diferencias entre años muestran que "Mucuna" promueve el aumento en la estabilidad de los agregados, mientras que "Canavalia" tiene poco efecto, lo anterior quizá tenga que ver con el tipo de raíz, los exudados radiculares que éstas puedan producir; los compuestos de su hojarasca, así como la exposición del suelo a la erosión. En este sentido, aunque la cobertura del suelo no fue cuantificada, se observó que la cobertura en "Mucuna" y las arvenses (en "Herbicida") es muy superior a "Canavalia".

Cuadro 18. Estabilidad al agua de los agregados del suelo de la milpa.

Tratamiento	Estabilidad de los agregados (< 150 - 2mm)		
	-----porcentaje (n=9) -----		
	1994	1995	Dif
"Herbicida"	50.17 (5.96)	52.52 (7.93)	+ 2.35 a, c
"Mucuna"	44.00* (4.80)	51.73* (8.39)	+ 7.37 a, b
"Canavalia"	44.17 (3.25)	43.97 (5.22)	- 0.2 b, c

() = desviación estándar; Dif= diferencia entre años; diferencias significativas al 95%, *= entre años; a, b, c= entre tratamientos.

El análisis de estabilidad de los agregados para un suelo de vegetación secundaria de 15 años indicó que la estabilidad agua es de 69.20, mayor que el de los tratamientos estudiados. Esto indica que la r-t-q y el manejo de la milpa disminuyen la estabilidad de los agregados, que es probablemente dependiente

de la materia orgánica presente en el suelo, así como de la actividad de la fauna edáfica.

En el caso de "Canavalia", que aporta poca biomasa y además ofrece poca cobertura, la disminución de la estabilidad de los agregados puede estar acompañada por la pérdida de suelo (erosión hídrica).

8.7.3 pH.

Durante 1994, los menores valores de pH con agua (Cuadro 19) se detectó en "Herbicida" (6.56); mientras que "Mucuna" y "Canavalia" fueron similares; para 1995 los valores de pH aumentaron en los tres tratamientos, "Herbicida" (7.42), "Mucuna" (7.81) y "Canavalia" (7.86), bajo estas condiciones el suelo puede tener deficiencia de algunos nutrimentos tales como el fósforo, manganeso, cobre y zinc (NRC, 1989).

Cuadro 19. pH del suelo de la milpa.

Tratamiento	agua-suelo 2:1			KCl 1M - suelo 2:1		
	pH (n=9) (Intervalo)			pH (n=9) (Intervalo)		
	1994	1995	Dif	1994	1995	Dif
"Herbicida"	6.56* (5.84-7.25)	7.81* (7.65-7.96)	+1.25 a, b	6.15* (5.10-6.89)	7.46* (7.35-7.64)	+ 1.31 a, b
"Mucuna"	7.42 (7.23-7.62)	7.81 (7.63-7.90)	+ 0.39 a	6.79 (6.52-7.22)	7.37 (7.06-7.51)	+ 0.58 a
"Canavalia"	7.47 (7.35-7.63)	7.86 (7.74-7.93)	+ 0.39 b	6.94 (6.73-7.17)	7.31 (7.13-7.60)	+ 0.37 b

Dif= diferencia entre años; () = intervalo;
diferencias significativas al 95%, *= entre años; a, b, c= entre tratamientos.

En el tratamiento "Herbicida" el pH aumentó en más de una unidad, este valor puede ser efecto del alto contenido de carbonatos presente en este mismo tratamiento (Cuadro 20). El pH con cloruro de potasio 1M refleja la misma tendencia que el pH con agua, excepto en "Mucuna" donde el aumento entre años fue ligeramente mayor. El pH con KCl está fuertemente determinado por el equilibrio de los carbonatos, así como el calcio intercambiable (Moore y Loepfert, 1987), por lo que éste cambio puede deberse quizá a algún desequilibrio en este compuesto.

La correlación entre pH con agua y con KCl ($r=0.953$) muestra que cualquiera de los dos puede ser utilizado para evaluar esta propiedad; el pH con agua es más económico que con KCl, sin embargo mostró también ser más inestable durante las determinaciones, la causa se debe a que el potasio del KCl desplaza los iones hidronio del suelo y los libera hacia la solución del suelo, provocando lecturas de pH más estables y menores a las obtenidas únicamente con agua.

8.7.4 Carbonatos.

El porcentaje de carbonatos (Cuadro 20) del suelo de la milpa mostró que el contenido inicial en 1994 fue similar, disminuyendo ligeramente en "Mucuna" y "Canavalia" durante 1995 y aumentando significativamente en "Herbicida".

Los valores menores de carbonatos en 1994, pueden deberse a que el suelo ha sufrido quema, lo que propicia la descomposición de los carbonatos, provocando el desprendimiento de bióxido de carbono y la liberación del calcio a la solución del suelo. Después de la quema este calcio libre, es susceptible de volver a formar carbonatos al interactuar con el CO_2 del suelo ó producto de la respiración microbiana, por lo que los niveles de carbonatos antes de la quema pueden volver a alcanzarse.

El aumento en "Mucuna" y "Canavalia" no presentó diferencias significativas, por lo que se deduce que el efecto de estos tratamientos sobre los carbonatos es nulo; sin embargo en "Herbicida" aumentó 7 veces más con respecto a 1994, lo que pudiera deberse a un proceso de acumulación.

La acumulación de carbonatos en este tratamiento puede deberse a varios factores: ascenso capilar, disolución de la roca o eluviación, sin embargo, al ser baja la humedad, baja pedregosidad y rocosidad y no existir topografía muy pronunciada, entonces el aumento observado no se deba quizá al tratamiento, sino al suelo por si mismo. Es decir, que la heterogeneidad del suelo y la toma de muestras al azar pudieran haber provocado la diferencia. En este sentido, los resultados por muestra (apéndice 2) permiten ver en este tratamiento, valores muy altos y otros que siguen la tendencia de los demás tratamientos.

Cuadro 20. Contenido de carbonatos del suelo de la milpa

Tratamiento	Porcentaje en equivalentes de CaCO ₃ (n=9)		
	1994	1995	Dif
"Herbicida"	0.41* (0.40)	2.96* (2.70)	2.29 a, b
"Mucuna"	0.52 (0.63)	0.81 (0.36)	0.29 a
"Canavalia"	0.36 (0.27)	0.67 (0.30)	0.32 b

() = desviación estándar; Dif= diferencia entre años;
diferencias significativas al 95%, *= entre años; a, b, c= entre tratamientos.

8.7.5 Calcio

El calcio del suelo de la milpa (Cuadro 21) mostró, en 1994, ser más alto en "Herbicida", pero sin diferencias significativas con respecto a "Mucuna" y "Canavalia".

Cuadro 21. Contenido de calcio del suelo de la milpa

Tratamiento	contenido promedio de calcio (n=9)		
	----- g/kg de suelo-----		
	X (n=9)		Dif
	1994	1995	
"Herbicida"	2806.59* (730.23)	4226.950* (1582.10)	1420.36 a, b
"Mucuna"	2633.80 (417.88)	2495.00 (2.94)	-138.81 a
"Canavalia"	2702.55 (439.76)	2495.04 (2.35)	-207.51 b

() = desviación estándar; Dif= diferencia entre años;
diferencias significativas al 95%, *= entre años; a, b, c= entre tratamientos.

Para 1995, "Mucuna" y "Canavalia" no mostraron diferencias entre si, pero si con "Herbicida", que aumentó casi al doble con respecto al año anterior.

El aumento en la cantidad de calcio del suelo, es posible que este asociado al aumento de carbonatos en este mismo tratamiento. El calcio puede acumularse

en el suelo por destrucción de los carbonatos y posterior ascenso capilar o por disolución a partir de la roca calcárea.

8.7.6 Carbono y nitrógeno

Los resultados de ambas propiedades muestran valores altos comparados con los reportados para la mayoría de suelos tropicales donde los valores más altos oscilan entre 3% para carbono y 0.25% para nitrógeno (Okalebo, 1993). Los grandes aportes de materia orgánica (que dependen del tiempo de barbecho), su tasa de descomposición, así como la gran cantidad de leguminosas que existen en la zona pueden ser la causa de estos valores.

El porcentaje de carbono orgánico del suelo (Cuadro 22) muestra valores altos tanto en 1994 como en 1995. En todos los casos el carbono aumentó entre años, pero observando diferencias significativas solo en "Herbicida". Como en el caso de la fracción gruesa, estos valores son controlados por los aportes de materia orgánica y su tasa de descomposición.

El análisis de carbono para un suelo de 15 años de descanso fue de 23.57%, lo que indica la gran acumulación de materia orgánica. Comparando después de la quema, el carbono se reduce drásticamente a valores menores del 10%, lo que indica la magnitud que se pierde de este elemento.

Cuadro 22. Contenido de carbono y nitrógeno orgánico del suelo de la milpa

Tratamiento	carbono orgánico			nitrógeno total			relación C/N		
	porcentaje (n=9)								
	1994	1995	Dif	1994	1995	Dif	1994	1995	Dif
"Herbicida"	6.1* (1.63)	8.45** (1.47)	+ 2.35 a. b	0.81 (0.24)	0.87 (0.20)	+ 0.05	7.53*	9.71*	+ 2.18 a. b
"Mucuna"	3.91 (0.64)	4.82 (0.31)	+ 0.91 a	0.41 (0.06)	0.48 (0.03)	+ 0.07	9.53	10.04	+ 0.51 a
"Canavalia"	4.28 (0.12)	4.52 (0.71)	+ 0.24 b	0.50 (0.04)	0.50 (0.04)	0.00	8.56	9.04	+ 0.48 b

() = desviación estándar; Dif= diferencia entre años,
diferencias significativas al 95%, * = entre años; a, b, c = entre tratamientos.

El contenido de nitrógeno total (Cuadro 22) fue 60% mayor en "Herbicida" que en "Mucuna" y "Canavalia" durante 1994. En 1995 "Canavalia" se mantuvo,

mientras que "Herbicida" y "Mucuna" aumentaron el contenido de nitrógeno. Aunque aparentemente los datos muestran que el nitrógeno no cambia de un año a otro, esto se debe a que la mayor parte de este elemento se encuentra en la fracción fina; sin embargo la fracción media y gruesa (muy ricas en este elemento) aportan mucho nitrógeno al suelo solo que al ser lábiles liberan rápidamente su nitrógeno el cual es aprovechado por las plantas. Por tanto al hacer el análisis del suelo (las tres fracciones juntas) el resultado refleja el contenido de nitrógeno de la fracción más abundante (fracción fina); en la cual no se han dado muchos cambios.

De este modo se observó que para evaluar cambios en la dinámica del nitrógeno es conveniente llevar a cabo el análisis de este elemento por fracciones, ya que resulta más sensitivo que hacerlo en "todo" el suelo.

El contenido de nitrógeno de un suelo de 15 años de descanso, fue de 0.75%, después de la quema, el suelo mantiene cantidades similares de este nutrimento (0.4-0.8%), por lo que al parecer el nitrógeno de la materia orgánica acumulada durante el periodo de descanso se pierde durante la quema.

8.7.7 Fósforo

El contenido de fósforo del suelo de la milpa (Cuadro 23) mostró ser similar durante 1994 en los tres tratamientos. Para 1995 el contenido disminuyó significativamente en los tres tratamientos en la misma proporción, por lo que este es un efecto que no tiene que ver con los tratamientos.

En todos los casos se observa una disminución de cerca del 50% del fósforo cuantificado en 1994; los valores de 1994 se pueden deber a su liberación después de la quema, mientras que para 1995, este fósforo podría ser fijado lo que provoca que el método utilizado no lo cuantifique, debido a que solo cuantifica el fósforo soluble (Okalebo *et al*, 1993).

El contenido de fósforo de un suelo con 15 años de descanso fue de 12.90 g/kg de suelo (similar al encontrado en 1995), lo que indica que el 50% del fósforo hallado en el suelo en 1994, proviene de la quema, de este aporte, una parte es tomado por los cultivos y otra, la mayor, es rápidamente fijado por el calcio del suelo. La dinámica de este elemento debe ser una de las causas principales de

9. DISCUSIÓN GLOBAL

En primera instancia se analizará la heterogeneidad espacial, este factor determina en gran medida, muchos de los procesos que se dan en el suelo. El análisis de la información de la caracterización de la parcela, ayudó a vislumbrar las unidades experimentales más homogéneas; sin embargo en este trabajo el muestreo ya se había realizado, por lo que no se pudo manejar ese factor. Las muestras fueron tomadas al azar impidiendo con esto disminuir el efecto de la heterogeneidad intra-unidad experimental. La desviación estándar de los valores de biomasa es un buen ejemplo de este tipo de heterogeneidad. Es por esto que no se pudo lograr en muchos casos la disminución de las desviaciones estándar de los tratamientos, por lo que se propone para futuros muestreos de suelo, hacerlos a juicio, es decir, tomando muestras en lugares representativos de cada unidad experimental.

Autores como Xuluc (1995) trabajando en suelos de huertos familiares y Bautista (1997) trabajando con datos de un transecto realizado en la parcela experimental de PROTROPICO reportan coeficientes de variación muy altos para todas las propiedades medidas, excepto para pH. Xuluc, reporta coeficientes de variación del orden de 50% para nitrógeno, 20% para Mg y Ca y 60-150 para metales; mientras que Bautista, indica coeficientes de variación del orden de 35% para nitrógeno de 50-150% para metales, 30-50% para magnesio y calcio y 150% para fósforo. En este trabajo con la elección de las unidades experimentales a través del análisis de la información de caracterización, se logró disminuir los coeficientes de variación de varias propiedades, los coeficientes obtenidos fueron para nitrógeno (30%), fósforo (4-6%), Calcio (20-40%), pH (1-8), carbono (50%), carbonatos (100-125%). Cabe recalcar que para este estudio, las muestras de suelo se tomaron al azar; por la alta heterogeneidad espacial, quizá sería más adecuado una toma de muestras a juicio con lo que podrían reducirse aún más los coeficientes de variación.

En cuanto al desarrollo de los cultivos de cobertera estudiados y las arvenses ("Herbicida") comparando con el del maíz (Figura 19), se puede discutir lo siguiente:

El desarrollo del maíz criollo es de aproximadamente 4 meses, el espigamiento es aproximadamente a los 80 días, etapa en la cuál se llega al punto máximo de

requerimientos nutrimentales del maíz. Después de la cosecha el rastrojo es dejado sobre el terreno, este material es de difícil descomposición por su gran contenido de carbono, por lo que no favorece la calidad del suelo en el corto tiempo, aunque puede servir de protección al suelo contra la erosión.

Existe una gran diversidad de arvenses en el suelo de la milpa; Gordillo (1997) encontró en suelos de Sahcabá, Yucatán, un total de 79 especies de las cuales 11 eran leguminosas, esto propicia que en "Herbicida" exista un aporte de materia orgánica constante debido a los diferentes hábitos de crecimiento de las arvenses; además la aplicación de herbicida al inicio del cultivo y los deshierbes⁸ propician un aporte puntual de materia orgánica, que se descompone durante la etapa de crecimiento del maíz, por lo que el cultivo puede aprovechar los nutrimentos liberados. Sin embargo en poco tiempo las arvenses se regeneran y vuelven a ser un problema.

C. ensiformis, por su parte, ofrece poca cobertura, produce poca biomasa (2 t/ha peso seco) y su tallo tiende a lignificarse muy pronto, por lo que la tasa de descomposición de este material es lenta. Además tiene poco poder de autoregeneración. Esta planta se corta y deja sobre el terreno después de la cosecha del maíz (octubre), por lo que su biomasa comienza a descomponerse y a liberar nutrimentos cuando ya no hay maíz, quedando éstos expuestos a pérdida por lixiviación y evaporación. Es por esta asincronía que su función como cultivo de cobertera se reduce prácticamente a ser un mantillo protector del suelo contra la erosión.

M. deerengianum es una leguminosa de rápido crecimiento, tiene una buena germinación, aún en condiciones de baja humedad, se autoregenera bien y, produce una cobertura casi total del terreno, aunque alcanza longitudes hasta de 4-5 m nunca sobrepasa al maíz, debido a que el peso de todas las plantas que se enredan entre sí no lo permite; lo que puede provocar, ante la presencia de un viento fuerte, que el maíz se rompa y se pierda parte del cultivo. *M. deerengianum* nodula y produce nódulos activos, sin embargo, el contenido alto del nitrógeno y la escasez de humedad en el suelo, hacen difícil optimar este proceso.

⁸ En total son dos deshierbes, uno antes de la siembra del maíz y otro a los quince días.

M. deerengianum es una leguminosa de rápido crecimiento, tiene una buena germinación, aún en condiciones de baja humedad, se autoregenera bien y, produce una cobertura casi total del terreno, aunque alcanza longitudes hasta de 4-5 m nunca sobrepasa al maíz, debido a que el peso de todas las plantas que se enredan entre sí no lo permite; lo que puede provocar, ante la presencia de un viento fuerte, que el maíz se rompa y se pierda parte del cultivo. *Mucuna nodula* y produce nódulos activos, sin embargo, el contenido alto del nitrógeno y la escasez de humedad en el suelo, hacen difícil optimar este proceso.

M. deerengianum alcanza tallas de un metro aproximadamente a los 50-75 días de sembrada, en ese momento ya ofrece una gran cobertura sobre el suelo, los brotes apicales de la planta siguen creciendo y desarrollándose, mientras que los de las partes bajas tienen problemas por falta de luz y senescen; este mismo efecto se logra con las arvenses las cuales son eliminadas en gran medida; es por esto que *M. deerengianum* aporta materia orgánica al suelo desde etapas tempranas de su desarrollo, agregando a esto que no lignifica su tallo y su tasa de descomposición es rápida, por lo que aporta nutrimentos durante una parte del desarrollo del maíz.

Con el corte de *M. deerengianum* después de la cosecha del maíz, se comienza a descomponer su biomasa y se libera el resto de los nutrimentos que contiene, los cuales ya no son disponibles para el maíz, sino que se retienen en el suelo, se pierden o los toman las arvenses, las cuales se desarrollan rápidamente.

M. deerengianum posee varias cualidades que tienen efectos favorables sobre el suelo y aunque disminuyó la producción de maíz en el primer año de introducida, los efectos sobre la calidad del suelo son patentes y su uso pueden ayudar a cultivarlo por un mayor plazo; sin embargo no se puede aprovechar todo su potencial debido a que no existe sincronía entre su desarrollo y el del maíz y solo una pequeña parte de los nutrimentos aportados por la descomposición son disponibles.

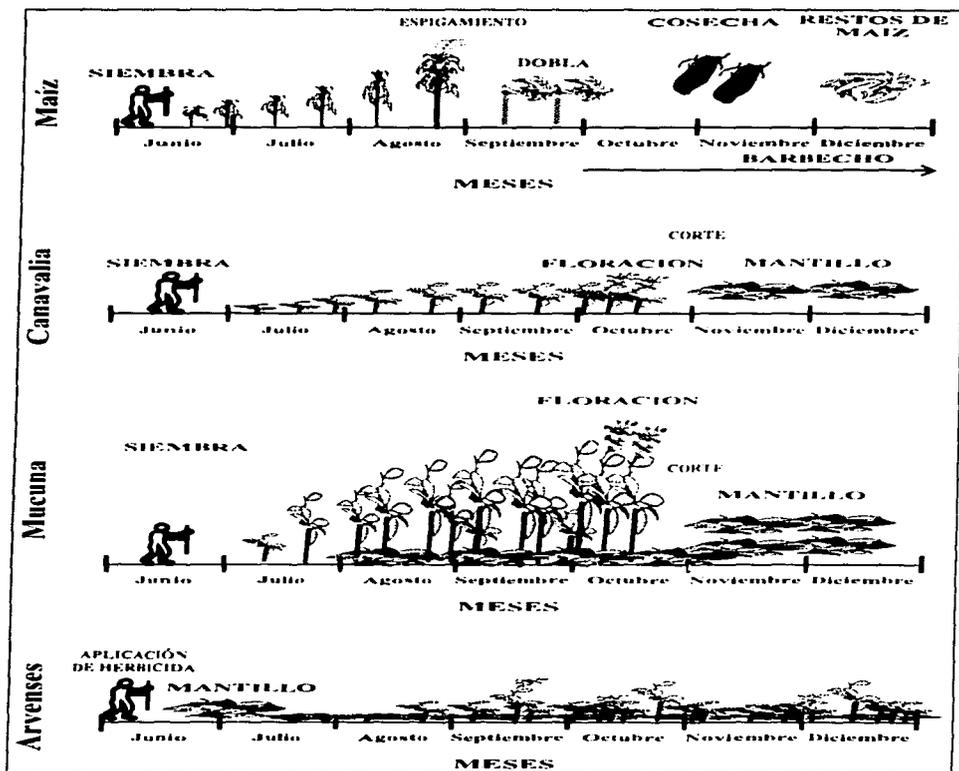


Figura 19. Desarrollo de las coberturas vivas, arvenses y maiz, y sus aportes de materia orgánica al suelo.

El efecto de la materia orgánica del maíz, *M. deerengianum*, *C. ensiformis* y arvenses está relacionado con su calidad de descomposición y la cantidad que aporten cada uno de ellos. En el año evaluado, el efecto de estos aportes se refleja en la fracción gruesa del suelo (2 mm-150 µm). La materia orgánica de la fracción gruesa es aquella de más rápida tasa de cambio y la más rica en C y N, la fracción fina es aquella que contiene la materia orgánica humificada y representa el mayor aporte del C y N del suelo, mientras que la fracción media no tiene características bien definidas.

Es obvio, que el maíz aún no tiene efecto a corto plazo sobre la materia orgánica del suelo debido a su alto contenido de celulosa y, por ende, lenta descomposición, el efecto principal esta dado por *M. deerengianum* y *C. ensiformis*, seguido por las arvenses.

La alta calidad de la materia orgánica de las leguminosas (C:N <10) provoca el enriquecimiento de la fracción gruesa, de rápida mineralización y libera nutrimentos en un corto plazo, siendo importante en el reciclaje de nutrimentos y favoreciendo el desarrollo de la fauna del suelo.

Aunque no existe un efecto directo sobre la fracción media y la fracción fina de la materia orgánica del suelo, al haber un aumento de la fracción gruesa éstas dos se mantienen "protegidas", es decir, a largo plazo se irán enriqueciendo y fomentando la calidad del suelo, mientras que en el corto plazo se evitará su destrucción, debido a las prácticas de manejo a la dinámica de la biota.

Durante el presente trabajo se reconocieron los procesos que se están llevando a cabo en el suelo de la milpa por efecto de la r-t-q y la introducción de cultivos de cobertera, asimismo se sugirieron los principales factores que bajo las condiciones de la zona operan sobre dichos procesos (Cuadro 4).

Adaptación de las leguminosas: Las condiciones climáticas, la profundidad y la competencia con las arvenses y cultivo principal, son los principales factores que limitan el desarrollo de los cultivos de cobertera.

Fijación de nitrógeno: Evaluado a "grosso modo" a través de la nodulación y el nitrógeno total, se observó que la humedad del suelo es un factor importante para este proceso, ya que debido a la poca humedad y altas temperaturas, el

estres hídrico es constante y provoca la senescencia de los nódulos ya formados y la disminución de la infección por las bacterias al no haber solución del suelo donde puedan moverse. Al ser la nodulación activa muy baja, no se observó aumento en el nitrógeno del suelo, aunque al no disminuir sugiere un aporte que quizá pudo ser a causa de la fijación biológica.

Aportes de materia orgánica: evaluados a través de la biomasa y contenidos de carbono orgánico, dependen principalmente de la adaptación y desarrollo de los cultivos bajo las condiciones de la zona.

Descomposición: Bajo las condiciones de la zona, la humedad y temperatura del suelo son los factores que limitan este proceso, ya que determinan fuertemente a las poblaciones de fauna del suelo y la velocidad de reacción.

Mineralización: Evaluada a través de la cantidad y calidad de la fracción gruesa de la materia orgánica del suelo, este proceso está limitado por la calidad del recurso, las condiciones climáticas y el tipo de organismos desintegradores presentes.

Humificación: se evaluó a través de la cantidad y calidad de la fracción fina de la materia orgánica del suelo, quizá su principal factor limitativo es la biota presente en el suelo, los hongos del suelo favorecen este proceso.

Alcalinización: este proceso está determinado principalmente por el aumento de carbonatos en el suelo.

Carbonatación: la formación de carbonatos se da principalmente por efecto de la respiración microbiana, aunque esta formación se favorece por la presencia de calcio libre en la solución del suelo por efecto de la descomposición anterior de los carbonatos durante la r-t-q.

Calcificación: este proceso tiene explicación en la cantidad de rocosidad y pedregosidad presentes en el suelo, incluyendo la roca madre que se encuentra a unos 30 cm de profundidad; este material rico en carbonato de calcio se solubiliza lentamente y se precipita, cuando existen periodos de humedad-sequedad constantes los iones tienden a subir a la superficie por ascenso

capilar; la falta de cobertura vegetal favorece este proceso. Para el caso particular de la zona este proceso esta muy ligado al de carbonatación.

Fijación de fósforo: la gran cantidad de calcio libre provoca este proceso, al ser este elemento importante para el desarrollo de los cultivos, debe ser siempre tomada en cuenta su evaluación en este tipo de suelos. Este fenómeno de fijación hace casi imposible el uso de fertilizantes fosfatados; la estrategia en este caso es adicionarlos en cantidades pequeñas que puedan ser rápidamente aprovechadas por los cultivos o utilizar fertilizantes foliares. Los aportes de materia orgánica también son importantes, ya que al descomponerse, las cargas positivas del humus "compiten" con las cargas positivas del ion calcio, evitando la fijación de una parte del fósforo.

Cuadro 24. Procesos asociados a la calidad del suelo de la milpa después de la r-t-q e introducción de cultivos de cobertera

Procesos	Indicador	Factor principal que lo determina
Adaptación de las leguminosas como cultivos de cobertera	longitud de la raíz, longitud de la parte aérea biomasa, cobertura, autoregeneración	humedad, temperatura, profundidad del suelo y competencia con el cultivo principal
Fijación de nitrógeno	Nodulación	Cepas y humedad del suelo.
<i>M. decrengianum</i>	Nitrógeno total	Leguminosas
<i>C. ensiformis</i>		humedad del suelo
Alcalinización	pH	humedad del suelo, efectividad de las bacterias, intercalación con el maíz.
Carbonatación	Contenido de carbonatos	Aumento en los carbonatos
Calcificación	Contenido de calcio	Ascenso capilar, respiración microbiana y disolución de la roca
Aportes de biomasa	Carbono orgánico	Disolución de la roca, ascenso capilar
Fijación de fósforo	Fósforo	capacidad fotosintética
Tasa de descomposición	lignina, celulosa, hemicelulosa, relación C/N	Presencia de calcio
a) Mineralización	cantidad y calidad de la fracción gruesa	humedad, temperatura.
b) Humificación	CIC, cantidad y calidad de la fracción fina	calidad de los aportes de biomasa
Degradación física del suelo		retención de humedad, ligninas, hongos desintegradores.
a) Compactación	horizonte compactados	
b) Pérdida de estructura	Distribución del tamaño de los agregados y su estabilidad	destrucción de la estructura por efecto de manejo. materia orgánica y actividad biológica

10. CONCLUSIONES

La caracterización de los suelos someros es un requisito indispensable para hacer estudios biológico-agronómicos en la Zona Henequenera. La caracterización realizada a través de propiedades fácilmente medibles como el color espectral, y los porcentajes de pedregosidad y rocosidad, son de gran utilidad para la ubicación de zonas homogéneas y reducir los efectos de la heterogeneidad.

Bajo las condiciones de trópico seco de la Zona Henequenera, los cultivos de cobertera de *M. deerengianum* y *C. ensiformis* producen de tres a cinco veces menos biomasa que la reportada para zonas templadas y de trópico húmedo. Al primer año de su introducción al sistema milpa se concluye que:

M. deerengianum es un buen cultivo de cobertera, produce altas cantidades de biomasa, disminuye la pérdida de agregación y aumenta la estabilidad de los agregados, fija nitrógeno, tiene un gran potencial de regeneración, produce un mantillo de alta calidad, en su mayor parte asincrónico con el desarrollo del maíz.

C. ensiformis no es un buen cultivo de cobertera; produce poca biomasa, nodula pero es posible que no fije nitrógeno, no tiene ningún efecto sobre las propiedades del suelo, su aporte de biomasa es asincrónico con el del maíz y disminuye la producción de grano.

De las propiedades del suelo evaluadas se concluye lo siguiente:

La fracción gruesa de la materia orgánica del suelo, es un indicador sensible a los cambios en el suelo por efecto del manejo con cultivos de cobertera; esta fracción es muy útil para monitorear las entradas de nitrógeno y carbono del suelo; además el fraccionamiento físico por tamaño de partícula es un método fácil de realizar y muy económico.

El pH, calcio, carbonatos y fósforo son buenos indicadores de la calidad del suelo para monitorear los cambios en el suelo por efecto de la roza-tumba y quema; las coberteras vivas no tuvieron efecto sobre ellos.

El tamaño y distribución, así como la estabilidad de los agregados son afectados por las prácticas de manejo, pero esta degradación de la estructura es aminorada por el uso de cultivos de cobertera.

El uso de cultivos de cobertera es una opción de manejo en el trópico seco que evita la pronta degradación del suelo.

M. deerengianum es mejor cultivo de cobertera que *C. ensiformis* bajo las condiciones climáticas, edáficas y de manejo existentes en la Zona Henequenera del estado de Yucatán.

11. RECOMENDACIONES

- Como mecanismos para disminuir los efectos de la heterogeneidad: realizar los muestreos de suelo a juicio y, en la medida de lo posible complementar la metodología de caracterización de los suelos someros realizada por Deldago *et al* (1996), se sugiere tomar en cuenta además del color espectral, el valor y el croma; así como algunas otras propiedades de baja tasa de cambio, tales como la profundidad, textura y densidad real.
- Estudiar el comportamiento de *M. deeringianum* a un plazo mayor.
- Investigar el potencial de leguminosas de la región, como cultivos de cobertera.

12. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Agrochemicals (----). PARAQUAT: Información sobre su seguridad para la salud y el medio ambiente, recopilación de informaciones agroquímicas. Reino Unido.
- Alegre J. C. y D. K. Cassel (1994). Soil physical dynamics under slash-and-burn systems. En: Sánchez, P. A., y H. Van Houten. Alternatives to slash-and-burn agriculture, Symposium ID-6, 15th International Soil Science Congress, Acapulco, México, 1994. Nairobi, Kenia: International Centre for Research in Agroforestry and International Society of Soil Science.
- Amado, T. J. y L. A. J. Teixeira (1991). Cover crop effects on nitrogen supply and onion yield. *Onion Newsletter for the tropics*. (3): 13-15.
- Anderson, J. M. y J. S. I. Ingram (1993). *Tropical Soil Biology and Fertility: A handbook of methods*, 2ª edición, United Kingdom.
- Angers, D. A. y G. R. Mehuys (1993). Aggregate stability to water. En: Carter, M. R. (1993). *Soil sampling and methods of analysis*. Canadian Society of Soil Science, Lewis Publishers, E. U.
- Arias, R. L. M. (1995). La producción milpera actual en Yaxcabá Yucatán. En: Hernández-X, E. E. Bello y S. Levy. *La milpa en Yucatán: Un sistema de producción agrícola tradicional*. Tomo 1. Colegio de Postgraduados, México.
- Arshad, M. A. y G. M. Coen (1992). Characterization of soil quality: Physical and chemical criteria. *American Journal of Alternative Agriculture*. 7: (1-2):25-32.
- Avilés, B. W. (1995). Persistencia de herbicidas comúnmente utilizados en el norte de Yucatán. *Memorias de la III Reunión de Investigación Química del Sureste de México*. Mérida, Yucatán.
- BaierAlter-Tec, A. (1994). *Abonos verdes*. En: Caballero, A. *Agricultura sostenible: Un acercamiento a la permacultura*. Secretaría de Extensión Universitaria y Difusión Cultural. Colección Textos Especializados 3. Universidad Autónoma de Tlaxcala, México.
- Bautista, Z. F. (1997). *El muestreo de suelos en zonas de alta heterogeneidad espacial*. México. (Manuscrito)
- Boone, D. R. (1994) Light-fraction soil organic matter: origin and contribution to net nitrogen mineralization. *Soil Biol. Biochem.* 26:(11):1459-1468.

- Brady, N. (1994). Alternatives to slash-and-burn agriculture: A global imperative. En: Sánchez, P. A. y H. Van Houten. Alternatives to slash-and-burn agriculture, Symposium ID-6, 15th International Soil Science Congress, Acapulco, México, 1994. Nairobi, Kenia: International Centre for Research in Agroforestry and International Society of Soil Science.
- Bunch, R. (1994). El potencial de las coberturas muertas en el alivio de la pobreza y la degradación ambiental. En: Thurston, H. D., M. Smith, G. Abawi y S. Kearl. Los sistemas de siembra con cobertura. Cornell International Institute for food, agriculture and development. New York.
- Caamal, A. (1995). El uso de leguminosas como cobertura viva y muerta para el control de malezas en el cultivo de maíz como alternativa al sistema de roza-tumba-quema, en Yucatán, México. Tesis de "Magister Scientiae", Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Turrialba, Costa Rica.
- Cambardella C. A. y E. T. Elliot (1992). Particulate soil organic-matter changes across a grassland cultivation sequence. *Soil Science Society of America Journal*. 56: 777-783.
- Cortina, H. S. V. (1995). La milpa tradicional en Becanchen. En: Hernández-X, E., E. Bello y S. Levy. La milpa en Yucatán: Un sistema de producción agrícola tradicional. Tomo 1. Colegio de Postgraduados, México.
- Costa, F. J. S. A., D. R. Bouldin y A. R. Suhet (1990). Evaluation of N recovery from mucuna placed on the surface or incorporated in a Brazilian oxisol. *Plant and Soil* (124): 91-96.
- Delgado, C. C., H. M. Estrada, J. Jimenez-O y F. Z. Bautista (1996). La pedregosidad y rocosidad en la formación de los suelos someros de Yucatán: Elementos a considerar para su clasificación. Memorias del Congreso Nacional de la Ciencia del Suelo 1996. Sonora, México.
- Doménech X. (1995). Química del suelo: el impacto de los contaminantes. Universidad Autónoma de Barcelona, Miraguano Ediciones. Barcelona.
- Duch, G. J. (1988). La conformación territorial del Estado de Yucatán: Los componentes del medio físico. Universidad Autónoma de Chapingo. - Centro Regional de la Península de Yucatán -, México.
- Duch, G. J. (1991). Fisiografía del Estado de Yucatán: Su relación con la agricultura. Universidad Autónoma de Chapingo - Centro Regional de la Península de Yucatán, México.

- Duch, G. J. (1992). Condicionamiento ambiental y modernización de la milpa en el Estado de Yucatán. En: Zizumbo, D., Rasmussen, C., Arias, L. M. y Terán, S. La modernización de la milpa en Yucatán: utopía o realidad. Centro de Investigación Científica de Yucatán. México.
- Duxbury, J. M., M. S. Smith y J. W. Doran (1989). Soil organic matter as a source and a sink of plant nutrients. En: Coleman C. D.; M. J. Oades y G. Uehara. Dynamics of soil organic matter in tropical ecosystems. NifTAL project. Department of Agronomy and Soil Science, College of Tropical Agriculture and Human Resources, University of Hawaii.
- Elliot, E. T. y C.A. Cambardella (1991). Physical separation of soil organic matter. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. (34):407-419.
- Elliot, E.T., C. A. Palm, D. E. Reuss y C. A. Monz (1991). Organic matter contained in soil aggregates from a tropical chronosequence: correction for sand and light fraction. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. (34): 443-451.
- Flores S. J. y C. I. Espejel (1994). Tipos de vegetación de la Península de Yucatán. Fascículo 3. UADY-Sostenibilidad maya.
- Gavinelli, E., C. Feller, M. C. Larré-Larrouy, B. Bacye, N. Djegui y J. de D. Nzila (1995). A routine method to study soil organic matter by particle-size fractionation: examples for tropical soils. *Commun. Soil Sci. Plant Anal.* 26:(11-12):1749-1760.
- GCEY -Gobierno Constitucional del Estado de Yucatán- (1992). Programa de desarrollo regional de la Zona Henequenera de Yucatán 1992-1994, México.
- Gordillo, S. (1997). La composición de arvenses en milpas con manejo tradicional (roza-tumba y quema) e intensivo (labranza intensiva) en Sahcabá, Yucatán, México". Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma de Yucatán, México.
- Gordon, R., N. de Gracia, J. Franco, A. González y J. Bolaños (1993). Asocio de maíz con Canavalia a distintas épocas y arreglos de siembra en Azuero, Panamá, 1992-93. Síntesis de resultados experimentales del Programa Regional de Maíz. 4: (2):102-105.
- Granatstein, D. y D. F. Bezdicek (1992). The need for a soil quality index: Local and regional perspectives. *American Journal of alternative agriculture*. 7: (1-2):12-16.

- Harwood, R. R. Agronomic alternatives to slash-and-burn in the humid tropics. En: Sánchez, P. A., y H. Van Houten (1994). Alternatives to slash-and-burn agriculture, Symposium ID-6, 15th International Soil Science Congress, Acapulco, México, 1994. Nairobi, Kenia: International Centre for Research in Agroforestry and International Society of Soil Science.
- Hassink, J. (1995). Decomposition rate constants of size and density fractions of soil organic matter. *Soil. Sci. Soc. Am. J.* (59):1631-1635.
- Haynes, R. J. (1981) En: Grewland, D.J. y M. H. B. Hayes. The chemistry of soils processes. John Wiley & Sons. E.U.A.
- Hernández-X. E. (1985). El sistema agrícola de roza-tumba y quema en Yucatán y su capacidad de sostenimiento. (Manuscrito).
- Hernández-X., E., S. L. Tacher y E. B. Baltazar. (1995). La roza-tumba-quema en Yucatán. En: Hernández-X, E., E. Bello y S. Levy. La milpa en Yucatán: Un sistema de producción agrícola tradicional. Tomo 1. Colegio de Postgraduados, México.
- Herrera, D., A. P. de Herrera, B. Guerrero, O. Vergara y R. Gordon (1993). Evaluación bioeconómica del uso de rastrojo de maíz en asocio con *C. ensiformis*, Azucro, Panamá, 1992-1993. Síntesis de resultados experimentales del Programa Regional de Maíz. 4: (2):102-105.
- Houba, V. J. G., J. J. Vander Lee, I. Novosamsky e I. Walinga (1988). Soil and plant analysis. Part 5. Soil analysis procedures, 4ª edición. E.U.
- ICRAF - International Centre for Research in Agroforestry - (1995). Laboratory methods for soil and plant analysis. Versión 1.1. Nairobi, Kenia.
- IIRR - International Institute of Rural Reconstruction - y MGRR - Movimiento Guatemalteco de Reconstrucción rural - (1994) Abonos verdes para uso campesino. En: Caballero, A. Agricultura sostenible: Un acercamiento a la permacultura. Secretaría de Extensión Universitaria y Difusión Cultural. Colección Textos Especializados 3. Universidad Autónoma de Tlaxcala, México.
- INEGI - Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática (1995). Anuario estadístico del Estado de Yucatán. Gobierno del Estado de Yucatán, México.
- Jongerman, R. H., C. J. Ter-Braak y O. F. Van Tongeren (1987). Data analysis in community and landscape ecology. Pudoc, Wageningen. The Netherlands.

- Juo, A. S. R. y A. Manu (1994). Chemicals Dynamics in Slash-and-Burn Agriculture. En: Sánchez, P. A., y H. Van Houten. Alternatives to slash-and-burn agriculture, Symposium ID-6, 15th International Soil Science Congress, Acapulco, México, 1994. Nairobi, Kenia: International Centre for Research in Agroforestry and International Society of Soil Science.
- Kiff, L. , P. Bound y R. Holdsworth (1996). Covercrops: A review and database for field users. Chatham, U.K.; Natural Resources Institute.
- Kleinman, P. J. A., D. Pimentel y R. B. Bryant (1995). The ecological sustainability of slash-and-burn agriculture. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. (52):235-249.
- Kovach, W. L. (1986-1995). MVSP - Multi-Variate Statistic Package - Versión 2.2, user's manual. Kovach Computing Services, Pentraeth, Wales, U.K.
- Lavelle, P., E. Blanchart, A. Martin y S. Martin (1993). A hierarchical model for decomposition in terrestrial ecosystems: Application to soils of the humid tropics. *Biotrópica*. 25:(2):130-150.
- Legendre, P. (1983). Numerical ecology. Elsevier scientific publishing company, Amsterdam -Oxford-, New York.
- López, G., S. Rivera, S. Lozano, S. de Lincona y J. Bolaños (1993). Respuesta del maíz al asocio con *Mucuna* en Yoro, Honduras, 1992. Síntesis de resultados experimentales del Programa Regional de Maíz. 4: (2):102-105.
- Mariaca, R. M. El papel de la fertilidad del suelo en el sistema roza-tumba-quema (1992). En: Zizumbo, D., Rasmussen, C., Arias, L. M. y Terán, S. La modernización de la milpa en Yucatán: utopía o realidad. Centro de Investigación Científica de Yucatán. México.
- Montgomery D. C. (1991). Diseño y análisis de experimentos. Grupo editorial panamericana. México, D. F.
- Moore, T. J. y H. Loeppert (1987). Significance of Potassium chloride of calcareous soils. *Soil Science Society of America Journal* 51: (4): 908-912.
- NAS - National Academy of Sciences - (1979). Tropical legumes: Resources for the future. Report of Ad Hoc Panel of the Advisory Committee on Technology Innovation. EUA.
- NRC - National Research Council - (1989). Alternative agriculture. National Academy Press, Whashington, D.C.

- Okalebo, J. R., K. W. Gathua y P. L. Woomer (1993). Laboratory methods of soil and plant analysis: A working manual. Tropical Soil Biology and Fertility Program (TSBF), Kenia.
- Osei-Bonsu, P., D. Buckles, F. R. Soza y J. Y. Asibu. (1995). Usos tradicionales de *M. pruriens* y *C. ensiformis* en la alimentación de Ghana. Documento interno del CIMMYT, México, D.F.
- Page, A. (1987). Method of soil analysis. Part II. Chemical and microbiological properties. Am. Soc. Agr. and Soil Sci. Soc. Am., series agronomy # 9. Wisconsin, EUA.
- Palm, C. A., M. J. Swift y P. L. Woomer (1994). Soil Biological dynamics in slash-and-burn agriculture. En: Sánchez, P. A., y H. Van Houten. Alternatives to slash-and-burn agriculture. Symposium ID-6, 15th International Soil Science Congress, Acapulco, México, 1994. Nairobi, Kenia: International Centre for Research in Agroforestry and International Society of Soil Science.
- Palm C. A. y P. A. Sánchez (1990). Decomposition and nutrient release patterns of the leaves of three tropical legumes. Biotrópica, 22: (4): 330-338.
- Parr, J. F., R. I. Papendick, S. B. Hornick y R. E. Meyer. (1992). Soil quality: attributes and relationship to alternative and sustainable agriculture. American Journal of Alternative Agriculture. 7: (1-2):5-11.
- Peniche P. N. A. (1994). El sector agropecuario y el TLC que suscribimos con EU y Canadá: riesgos y oportunidades para el campo Yucateco. Gobierno del Estado de Yucatán, México.
- Pretty, N. J. (1994). Soil recuperation and agricultural regeneration in Central America. Sustainable Agriculture Programme. International Institute for Environmental and Development, London. Trip Report.
- Ruíz B. A. y T. E. Ortega (1979). Prácticas de laboratorio de química de suelos, Universidad Autónoma de Chapingo, departamento de suelos, Chapingo, México.
- Singh, J. S. y S. R. Gupta. (1977). Plant decomposition and soil respiration in terrestrial ecosystems. The Botanical Review 43:(4):449-528.
- Somasegaran, P. y Hoben, H. J. (1985). Methods in legume- Rhizobium technology. Hawaii, U. S. A. University of Hawaii, NIFTAL.

- Stevenson, F. J. y E. T. Elliot (1989). Methodologies for assessing the quantity and quality of soil organic matter. En: Coleman C. D.; M. J. Oades y G. Uehara. Dynamics of soil organic matter in tropical ecosystems. NifTAL project. Department of Agronomy and Soil Science, College of Tropical Agriculture and Human Resources, University of Hawaii.
- Stork, N.E. y Egglest, P (1992). Invertebrates as determinants and indicators of soil quality. *American Journal of alternative agriculture*. 7: (1-2):38-47.
- Theng, B. K. G., K. R. Tate y P. Sollins (1989). Constituents of organic matter in temperate and tropical soils. En : Coleman C. D., M. J. Oades y G. Uehara. Dynamics of soil organic matter in tropical ecosystems. NifTAL project. Department of Agronomy and Soil Science, College of Tropical Agriculture and Human Resources, University of Hawaii.
- Thurston, H. D. (1994). Historia de los sistemas de siembra con cobertura muerta o sistemas de tumba y pudre en América Latina. En: Thurston, H. D. M. Smith, G. A. y S. Kearl. Los sistemas de siembra con cobertura, Cornell International Institute for Food, Agriculture and Development. New York.
- Tian, G., B. T. Kang y L. Brussaard (1992). Biological effects of plant residues with contrasting chemical compositions under humid tropical conditions-decomposition and nutrient release. *Soil Biol. Biochem.* 24: (10): 1051-1060.
- Tinker, B., J. Ingram y Struwe (1994). Effects of Slash and Burn Agriculture and Deforestation on Climate Change. En: Sánchez, P. A., y H. Van Houten. Alternatives to slash-and-burn agriculture, Symposium ID-6, 15th International Soil Science Congress, Acapulco, México, 1994. Nairobi, Kenia: International Centre for Research in Agroforestry and International Society of Soil Science.
- Triomphe, B. L. (1996). Seasonal nitrogen dynamics and long-term changes in soil properties under the Mucuna/Maize cropping system on the hillsides of northern Honduras. Tesis de Doctorado. Cornell University, E.U.
- USDA - United States Department of Agriculture (1996). Soil Quality Information Sheet. Abril.
- Vanlauwe, B., L. Dendooven y R. Merckx (1994). Residue fractionation and decomposition: The significance of the active fraction. *Plant and soil* (158): 263-274.

- Vigil, M. F. y D. E. Kissel (1995). Rate of nitrogen mineralized form incorporated crop residues as influenced by temperature. *Soil Sci. Soc. Am. J.* (59): 1636-1644.
- Villanueva, M. E. E. (1996). Desarrollo rural y desarrollo regional en Yucatán. Comisión de agricultura. Cámara de Diputados. México.
- Vitousek, M. P., D. R. Turner, W. J. Part y R. L. Sandford (1994). Litter decomposition on the Mauna Loa environmental matrix, Hawaii: Patterns, mechanisms and models. *Ecology*. 75:(2):418-429.
- White, W. M. Dry aggregate distribution. En: Carter, M. R. (1993). *Soil sampling and methods of analysis*. Canadian Society of Soil Science, Lewis, Publishers, E. U.
- Woomer, P. (1996). Analyzing litter decay experiments. Manuscrito.
- Woomer, P. L., A. Martin, A. Albrecht, D. V. S. Resck y H. W. Scharpenseel (1994). The importance and management of soil organic matter in the tropics. En: Woomer, P. L. y M. J. Swift. *The biological management of tropical soil fertility*. TSBF; Wiley-Sayce Publication. E.U.
- Xuluc, F. J. (1995). Caracterización del componente vegetal de los solares de la comunidad vegetal de los solares de la comunidad de Sahcabá, Yucatán, México. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma de Yucatán, México.

APÉNDICE 1.

COMPLEMENTO DE LOS MÉTODOS UTILIZADOS

DESCOMPOSICIÓN (Bolsas de malla).....	1
FRACCIONAMIENTO DE LA MATERIA ORGÁNICA (Método de Gregorich y Ellert modificado).....	3
TEXTURA (Método del densímetro de Bouyocous).....	5
ESTABILIDAD DE LOS AGREGADOS AL AGUA (Método de Angers y Mehuys modificado).....	8
pH (Método potenciométrico)	10
CARBONATOS(método del calcímetro).....	11
CARBONO ORGÁNICO TOTAL (Método colorimétrico).....	13
CARBONO ORGÁNICO TOTAL (Método de Walkey y Black con oxidación húmeda y calor).....	15
NITRÓGENO (Método Kjeldhal).....	18
FÓSFORO (Método de Olsen).....	21
LIGNINA Y CELULOSA (Método de Van Soest y Wine).....	24

DESCOMPOSICIÓN (Bolsas de malla)

FUNDAMENTO:

La descomposición de la hojarasca adicionada al suelo se puede cuantificar aislando en bolsas de malla una cantidad conocida de hojarasca; las bolsas se dejan en la superficie del suelo y periódicamente se recogen algunas muestras para obtener el peso remanente, hasta llegar a la descomposición final. Las bolsas de malla de diferentes diámetros de abertura sirven para observar el efecto de la fauna de diferente tamaño en la descomposición.

PROCEDIMIENTO:

1. Cortar, a un mismo tiempo, el material que requiera para poner a descomponer (Hojas, ramas, frutos, etc.) y mezcle perfectamente.
2. Obtener el peso seco de una submuestra del material (material inicial).
3. Pesar 30 g de peso húmedo del material y colocarlo en una bolsa de malla de 30 X 35 cm. Cierre perfectamente la bolsa para evitar pérdidas.
4. Colocar las bolsas en contacto con la superficie del suelo y recoja en las fechas de muestreo elegidas.
5. Extraer el material de las bolsas recogidas (material remanente) y limpiar perfectamente la suciedad.
6. Secar el material 24 horas a 80 °C y cuantificar el peso seco.

CÁLCULOS:

Obtener con los pesos secos la matriz material inicial (MI) / material remanente (MR).

Con éstos valores obtenga el gráfico de descomposición vs tiempo.

Linearizar la curva de acuerdo a algún modelo matemático. Frecuentemente coincide con el modelo exponencial o lineal. Deduzca el mejor modelo de acuerdo a la correlación (r^2) existente. De acuerdo al modelo elegido obtener la ecuación de descomposición y la constante de descomposición.

Calcular el tiempo que tarda en descomponerse el 50 % del material ($t_{(50)}$), substituyendo en la ecuación de descomposición la cantidad de material por 0.5.

OBSERVACIONES:

Las dimensiones de las bolsas deberán ser de acuerdo a la cantidad de material que se quiera colocar, se recomienda poner una cantidad de material tal que toda pueda estar en contacto con el suelo.

Todo el material colectado deberá ser del mismo estado fenológico de la planta. En caso de hojas de árboles se debe tomar el mismo criterio para tomar las hojas de una misma parte de éste.

El material puede ponerse en fresco o en húmedo esto dependerá de los objetivos, la época de puesta de las bolsas y de la disponibilidad del material. Las bolsas pueden dejarse sobre la superficie del suelo o enterrarse un poco, sin embargo esto último provoca que el material se impregne de lodo, el cuál es difícil de quitar y por lo tanto la obtención del peso de la muestra no es muy preciso.

El número de bolsas, así como el tiempo de colecta de las mismas variará de acuerdo a los objetivos del investigador y a las condiciones que determinan la tasa de descomposición del material.

FRACCIONAMIENTO DE LA MATERIA ORGÁNICA *(Método de Gregorich y Ellert modificado)*

FUNDAMENTO:

En el suelo, a través del proceso de descomposición los aportes de materia orgánica (MO) sufren cambios físicos y químicos que se ven expresados en su tamaño y composición. Aunque el número de fracciones en que puede separarse la materia orgánica es arbitrario, en la materia orgánica particulada (MOP) del suelo (mayor de $53\ \mu\text{m}$ y menor de $2\ \text{mm}$). En la MOP mayor de $2\ \text{mm}$ existen una gran cantidad de compuestos lábiles (p.e. carbohidratos y proteínas) y recalcitrantes (p.e. ligninas y celulosa) en proceso de descomposición; el origen de los materiales que conforman esta fracción es aún reconocible. En la MOP menor a $2\ \text{mm}$ se encuentra en vías de humificación y está conformada principalmente por compuestos orgánicos recalcitrantes; en esta fracción es muy difícil reconocer el origen de los materiales que la conforman.

Dado que la materia orgánica se encuentra unida a los agregados del suelo, el primer paso en la técnica de separación, consiste en deshacer dichos agregados, lo cual se logra con una solución dispersante y un prolongado periodo de agitación suave. Luego la muestra es pasada a través de un tamiz de $60\ \mu\text{m}$ para eliminar la parte mineral de menor tamaño (limos y arcillas principalmente).

REACTIVOS:

Solución dispersante al 0.5%: Disuelva $5\ \text{g}$ de hexametáfosfato de sodio ($\text{Na}_6\text{P}_6\text{O}_{40}$) en un litro de agua destilada.

EQUIPO:

Agitador oscilatorio

PROCEDIMIENTO:

1. Pesar $50\ \text{g}$ de suelo seco al aire y tamizado a $2\ \text{mm}$ y transferirlo a un matraz erlenmeyer de $125\ \text{mL}$.
2. Añadir $50\ \text{mL}$ de solución dispersante.
3. Agitar 24 horas en agitador oscilatorio a 200 oscilaciones por minuto.
4. Lavar al chorro de agua la muestra sobre tamiz de $60\ \mu\text{m}$. Con las yemas de los dedos deshacer los agregados que aún queden. En el agua que pase por el tamiz no debe observarse coloración.

5. Enjuagar con agua destilada y transferir el remanente en el tamiz a un recipiente. Secar a 80 °C.

6. Pesar

OBSERVACIONES.

El tamaño de muestra dependerá del contenido de materia orgánica en la muestra. Considere que existe menor cantidad de MO en suelos con textura arenosa que en suelos con textura arcillosa.

La concentración de la solución dispersante es la empleada comúnmente para el análisis de textura por el método del densímetro.

El tiempo de agitación esta condicionado por la estabilidad de los agregados; en general debe ser tan prolongado como sea posible, entre mayor sea el tiempo más agregados serán desechos.

Al lavar la muestra después de haber agitado con el dispersante, posiblemente aún queden algunos agregados, deshacerlos suavemente con la yema de los dedos ayuda a eliminar la mayor parte de partículas minerales.

TEXTURA
(Método del densímetro de Bouyocus)

FUNDAMENTO:

Las partículas primarias del suelo (arenas, limos y arcillas) tienen diferente densidad, por tanto la cantidad relativa de cada una de ellas puede determinarse tomando en cuenta su velocidad de caída dentro de un líquido, de acuerdo a la ley de Stoke's. De esta manera la densidad de la solución al tiempo de caída particular para cada tipo de partícula se utiliza para calcular la textura del suelo.

REACTIVOS:

Hexametáfosfato de sodio 5 %: disuelva 50 g de hexametáfosfato de sodio (NaPO_3)₆ en 1000 mL de agua destilada.
Peróxido de hidrógeno.

PROCEDIMIENTO:

1. Pesar 60 g de suelo seco y tamizado a 2 mm y, colocarlo en un vaso de precipitado de 500 mL.
2. Añadir peróxido de hidrógeno hasta capacidad de campo (75 mL aproximadamente)
3. Agite hasta que disminuya la reacción.
4. Filtrar la solución y lavar con agua destilada.
5. Calentar a calor directo hasta sequedad.
6. Tomar 50 g de suelo y colocarlos en un vaso de agitador mecánico.
7. Añadir 15 mL de solución dispersante (Hexametáfosfato de sodio 5%).
8. Agitar 15 minutos en el agitador mecánico y dejar reposar 10 minutos.
9. Transferir completamente a una probeta de 1000 mL.
10. Agitar la probeta con giros de 180° hasta homogeneizar.
11. Dejar la probeta en la mesa y tomar el tiempo. Introduzca el densímetro.
12. A los 40 segundos anotar la lectura del densímetro al ras de la suspensión, así como la temperatura.
13. A las dos horas tomar nuevamente la lectura del densímetro y la temperatura.

CÁLCULOS:

Corregir la lectura del hidrómetro de acuerdo a la tabla de temperaturas anexa.

A los 40 segundos toda la arena se ha precipitado, entonces la lectura corregida del hidrómetro representa los gramos de limos y arcillas contenidos en un litro de suspensión. Por tanto para calcular el porcentaje de arena será como sigue:

$$\% \text{ de arena} = \frac{\text{gramos totales de muestra} - (\text{gramos de limos y arcillas})}{\text{gramos totales de muestra}} \times 100$$

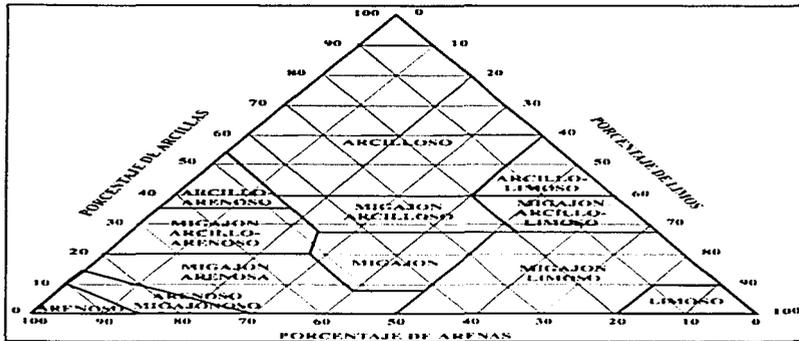
Después de dos horas los limos han precipitado, la lectura corregida del hidrómetro refleja ahora el contenido de arcillas de la suspensión original, por tanto el contenido de arcillas se calcula mediante la expresión:

$$\% \text{ de arcillas} = \frac{\text{gramos de arcillas}}{\text{gramos totales de muestra}} \times 100$$

Finalmente el porcentaje de limos se obtiene de la diferencia entre los gramos totales de muestra y los porcentajes de arenas y limos.

$$\% \text{ de limos} = 100\% - \text{porcentaje de arenas} - \text{porcentaje de arcillas}$$

La clase textural se obtiene ubicando los tres porcentajes obtenidos en el triángulo de texturas.



Temperatura °C	factor de corrección de la lectura del hidrómetro g/L
15	-2.0
16	-1.5
17	-1.0
18	-1.0
19	-0.5
20	-
21	+0.5
22	+1.0
23	+1.0
24	+1.5
25	+2.0
26	+2.5
27	+3.0
28	+3.5
29	+4.0
30	+4.5

Cuadro de corrección de la lectura del densímetro

ESTABILIDAD DE LOS AGREGADOS AL AGUA **(Método de Angers y Mehuys modificado)**

FUNDAMENTO:

La estabilidad de los agregados se define como la resistencia de las uniones entre los agregados a las fuerzas externas del impacto, abrasión o rotura; de ésta manera la estabilidad de los agregados determina la susceptibilidad del suelo a la erosión por agua, formación de costras y compactación.

La estabilidad puede ser medida a escala de todo el suelo o en los macro agregados ($>$ de 250 μm) o a la escala de partículas del tamaño de las arcillas o limos. En el primer caso la determinación de la estabilidad de los agregados se lleva a cabo mediante tamizado en húmedo, en el segundo caso, los métodos consisten en caracterizar la suspensión creada como resultado de la exposición de los agregados a las fuerzas de ruptura por turbidimetría o densitometría.

Se utilizan generalmente los agregados del suelo que van de 1-2 mm y se dividen en dos fracciones de tamizando a 250 μm . Para la mayoría de los suelos se ha echo una corrección por la presencia de partículas primarias (arenas o fragmentos gruesos). Esto se lleva a cabo mediante la dispersión del suelo con hexametáfosfato de sodio y retamizando los agregados dispersados y substrayendo la masa de las arenas del valor obtenido previamente de la masa de agregados estables.

REACTIVOS:

Hexametáfosfato de sodio 5 % peso / volumen: disuelva 50 g de hexametáfosfato de sodio en 1000 mL de agua destilada.

EQUIPO:

Agitador oscilatorio

PROCEDIMIENTO:

1. Pesar 50 g de suelo (P1) seco al aire y tamizado a 2 mm y transferirlo a un matraz Erlen-meyer de 250 mL.
2. Adicionar 100mL de agua
3. Agitar 10 minutos a 30 oscilaciones por minuto.
4. Transfiera el suelo a un tamiz de 250 μm y lave cuidadosamente sin ejercer presión sobre los agregados. El agua debe salir clara.
5. Transferir los agregados remanentes a un matraz Erlenmeyer, secar a 80 grados por 24 horas y pesar (P2).
6. Añada 50 mL de hexametáfosfato de sodio al 5 % y agite por 45 minutos.

7. Tamizar de nueva cuenta sobre tamiz de 250 μm .
8. Colectar las partículas remanentes, secar 24 horas a 80 $^{\circ}\text{C}$ y pesar (P3).
9. Obtenga por gravimetría el contenido de agua de la muestra (CA).

CÁLCULOS:

El porcentaje de agregados estables al agua se obtiene de la siguiente expresión

$$\text{Porcentaje de agregados estables al agua} = 100 (P2-P3) / ((P1 / (1+CA)) - P3)$$

pH
(Método potenciométrico)

FUNDAMENTO:

El electrodo de vidrio facilita la medición del pH en una solución, el valor se registra al medir la diferencia de potenciales a través de una membrana especial de vidrio que tiene una solución de pH conocido por un lado y la solución problema de pH por el otro. El pH se mide en la solución acuosa, para conocer el pH activo ó en solución salina para conocer el pH potencial.

REACTIVOS:

Cloruro de potasio 1M: disolver 74.6 g de cloruro de potasio en 1000 mL de agua destilada.

EQUIPO:

Agitador oscilatorio

PROCEDIMIENTO:

1. Pesar 20 g de suelo en un vaso de precipitado y colocarlos en un matraz Erlenmeyer de 125 mL.
2. Agregar 50 mL de agua o KCl 1M.
3. Agitar durante 30 minutos a 200 oscilaciones por minuto.
4. Calibrar el potenciómetro con soluciones amortiguadoras de pH 7 y 10.
5. Dejar reposar 10 minutos.
6. Tomar la lectura del pH, del sobrenadante.

OBSERVACIONES:

Después del reposo evite mover demasiado las muestras, de lo contrario los valores fluctuarán.

CARBONATOS
(método del calcímetro)

FUNDAMENTO:

Los carbonatos del suelo se cuantifican mediante el volumen que es desplazado en la columna de agua del calcímetro (figura 1) por efecto de la producción de CO_2 , al agregar ácido clorhídrico diluido a la muestra problema. La cantidad de carbonatos en la muestra es obtenido interpolando el valor obtenido en una curva patrón de carbonatos.

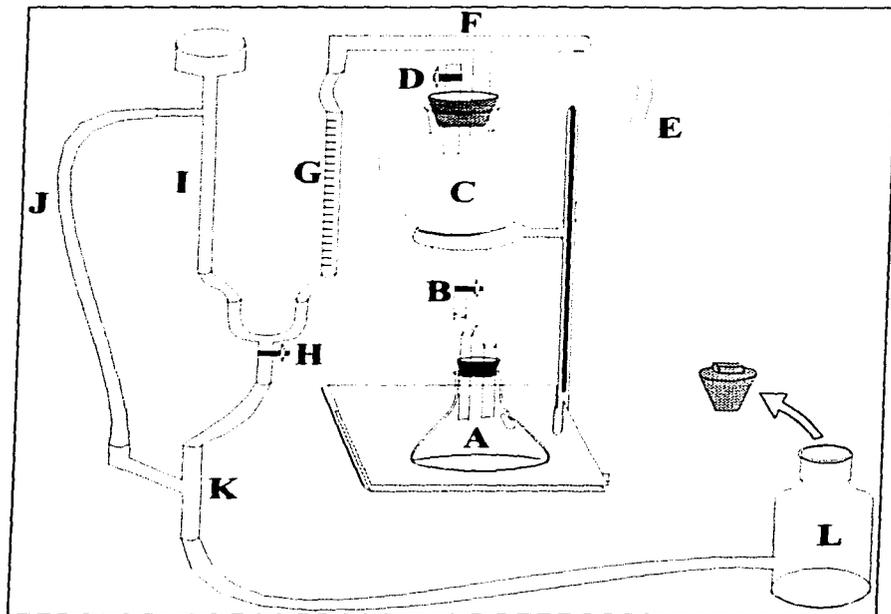


Figura 1. Calcímetro

REACTIVOS:

Ácido clorhídrico 5 %: disolver 5 mL de ácido clorhídrico en 100 mL de agua destilada.

Carbonato de calcio: reactivo analítico.

PROCEDIMIENTO:

Curva de calibración

1. Pesar 0.025, 0.050, 0.075, 0.1, 0.125, 0.15 g de carbonato de calcio (reactivo analítico) y transferirlo a matraces Erlenmeyer de 250 mL y disolver en 20 mL de agua destilada. Paralelamente prepare un blanco.

Lectura de las muestras

1. Pesar la muestra en matraz Erlen-Meyer de 250 mL. Para suelos de Yucatán y utilizando un calcimetro con tubo graduado (G) de 25 mL considere 10-15 g de muestra para suelos rojos, 2-5 g para suelos cafés y 0.5-1 g para suelos negros.
2. Llenar la botella wrinkler (L) de 500mL con agua destilada saturada de CO₂.
3. Llenar el embudo de separación (E) con ácido clorhídrico al 10%.
4. Abrir las llaves D y H.
5. Levantar la botella hasta que los tubos K, Y y el tubo graduado G, se llenen.
6. Cerrar la llave (H) y nivelar el tubo graduado (G) a cero. El tubo de salida (I) hacia la manguera (J), debe quedar a ras de agua y paralela al nivel del cero del tubo graduado.
7. Colocar y tapar el matraz Erlenmeyer (A) como lo muestra la figura. Puede colocar alrededor del tapón una cubierta de parafilm para evitar fugas.
8. Cerrar la llave de paso (B).
9. Abrir la llave (D) para agregar ácido clorhídrico hasta formar una solución acuosa. Agitar levemente.
10. Esperar a que la reacción (liberación de CO₂) termine. Cuando la columna de agua del tubo graduado se estabilice, anotar los mililitros desplazados.
11. Quitar el matraz ErlenMeyer y abra las llaves H y D.
12. Bajar la botella (L) hasta vaciar el sistema.
13. Repita los pasos con la siguiente muestra.

OBSERVACIONES:

Los cambios en la temperatura y presión influyen sobre los resultados, por lo que se debe realizar una curva de calibración con CaCO₃ (reactivo analítico), diariamente.

CARBONO ORGÁNICO TOTAL **(Método colorimétrico)**

REACTIVOS:

Cloruro de bario al 0.4 %: Disolver 8 g de $\text{BaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ en dos litros de agua destilada.

Dicromato de potasio al 5%. Disolver 100 g de $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ en agua destilada y aforar a dos litros.

Estándares:

Solución estándar de carbono: Secar 15 g de sacarosa a 105°C por 2 horas. Enfriar en un desecador. Disolver 14.8575 g de sacarosa seca, en agua destilada y aforar a 250 mL con agua destilada.

Estándares de trabajo: Usando pipetas volumétricas, transferir 0, 5, 10, 15, 20 y 25 mL de la solución estándar de carbono en matraces volumétricos de 50 mL y aforar con agua destilada. Mezclar.

Estándares de digestión: Transferir 2 mL de cada estándar de trabajo en tubos de digestión. Los tubos ahora contienen 0, 5, 10, 15, 20 y 25mg de C. Esos estándares son digeridos junto con las muestras para obtener una curva estándar.

1. Pesar 0.1 g de suelo tamizado a malla 2 mm, si el suelo es oscuro. Si se sospecha que el suelo es alto en materia orgánica, use 0.05 g.
2. Añadir 10 mL de dicromato de potasio al 5 % dentro de los tubos de las muestras y los blancos. Permitir que el dicromato moje completamente el suelo.
3. Lentamente añadir 10 mL de ácido sulfúrico.
4. Digerir 30 minutos a 150°C .
5. Llevar a enfriar y entonces añadir 50 mL de cloruro de bario 0.4 %, agitar la mezcla y dejar reposar toda la noche para obtener un sobrenadante claro.
6. Leer la absorbancia de cada estándar y muestra a 600 nm. Obtener la curva estándar. Si una muestra contiene una concentración más alta que el estándar más alto, ésta debe repetirse usando una menor cantidad de muestra.

CÁLCULOS:

El valor de la media del blanco debe ser sustraído de los valores de la concentración de las muestras.

El carbono orgánico total en mg / g o g / kg es igual a:
A-B / C

A= El contenido de carbono de la muestra (mg de C)

B= Contenido de carbono del blanco

C= Peso seco de la muestra de suelo (g)

El carbono orgánico total en porcentaje es igual a:

A-B (0.1) / C

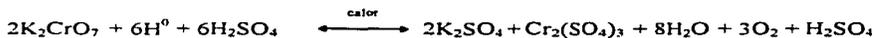
CARBONO ORGÁNICO TOTAL
(Método de Walkey y Black con oxidación húmeda y calor)

El carbono del suelo se encuentra principalmente en la MO en forma de azúcares, almidones, celulosa, hemicelulosa, ligninas, taninos, grasas, aceites, ceras, resinas, proteínas, etc. El carbono inorgánico se presenta principalmente en forma de carbonatos, calcita (CaCO_3) y dolomita ($\text{CaCO}_3 \cdot \text{MgCO}_3$) y en una pequeña parte en forma de CO_2 .

La oxidación completa del carbono orgánico se lleva a cabo a través de una mezcla líquida de dicromato de potasio y ácido sulfúrico por un periodo de digestión de 30 minutos a 150°C . El dicromato de potasio que no reacciona durante la oxidación es titulado con sulfato ferroso amoniacal y la diferencia entre la cantidad añadida y la cantidad residual es utilizada para calcular la cantidad de carbono orgánico de la muestra.

En suelos calcáreos los carbonatos de calcio reaccionan con el ácido sulfúrico y el dicromato de potasio, interfiriendo en el curso normal de la oxidación del carbono orgánico. Los carbonatos pueden ser eliminados por la adición de HCl (10%), sin embargo los cloruros también interfieren al reaccionar con el dicromato de potasio. Existen dos opciones: 1) Agregar un exceso de HCl y posteriormente precipitar los cloruros con plata (muy caro); o 2) Determinar la cantidad de carbonatos de la muestra de suelo (método del calcímetro) y calcular la cantidad exacta de HCl para destruir los carbonatos.

El carbono y el hidrógeno orgánico son oxidados de acuerdo a las siguientes reacciones. El resultado es la conversión del carbono orgánico en CO_2 y la consecuente reducción del Cr^{6+} a Cr^{3+} .



La reacción del dicromato con el sulfato ferroso amoniacal es como sigue:



REACTIVOS

- Dicromato de potasio 1N. Disuelva con agua destilada 49.024 g de dicromato de potasio ($K_2Cr_2O_4$). Aforar a 1000 mL.
- Ácido sulfúrico (H_2SO_4) concentrado.
- Sulfato ferroso amoniacal 0.2N. Disolver 78.4 g de sulfato ferroso amoniacal ($Fe(NH_4)_2(SO_4)_2 \cdot 6H_2O$) en 50 mL de ácido sulfúrico concentrado, dejar enfriar y aforar a 1000 mL con agua destilada.
- Solución indicadora: 1,10 Fenantrolina monohidratada - Sulfato ferroso (ferroin) $[C_{12}H_8N_2]_3 \cdot FeSO_4$. Disolver 1.485 g de 1,10 orto-fenantrolina monohidratada ($C_{12}H_8N_2$)₃ en 100 mL de sulfato ferroso 0.025 M (0.695 g de sulfato ferroso, $FeSO_4 \cdot 7H_2O$) en 100 mL de agua destilada.

PROCEDIMIENTO

- Pesar 0.05 g de suelo seco al aire y tamizado a malla. Transferir a un tubo digestor. Preparar un blanco.
- Para muestras de suelo con carbonatos, agregar la cantidad de HCl calculada para destruirlos.
- Añadir 10 mL de dicromato de potasio 1 N y 10 mL de ácido sulfúrico concentrado.
- Colocar el tubo en el digestor y calentar por 30 minutos a 150°C.
- Dejar enfriar y transferir a un matraz Erlenmeyer de 250 mL. Agregar 100 mL de agua (enjuagar perfectamente el tubo de digestión).
- Agregar 3 gotas de solución indicadora y homogeneizar.
- Titular con sulfato ferroso amoniacal 0.2N, hasta observar el cambio de color de verde a verde - oscuro o café.

CÁLCULOS:

El porcentaje de carbono orgánico se calcula a partir de la siguiente manera:
gramos de C = $[(B - M) / 1000] (N) (12 / 4)$

Donde:

B= mL de sulfato ferroso amoniacal usados para titular el blanco.

M= mL de sulfato ferroso amoniacal usados para titular la muestra.

N= Normalidad del sulfato ferroso amoniacal.

12/4= Equivalentes de C.

Finalmente:

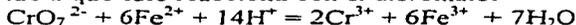
% de Carbono = gramos de C X 100 / g de muestra.

La formula condensada es:

% de Carbono = B - S / g de muestra X 0.30

OBSERVACIONES

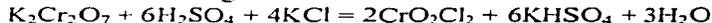
- La presencia de Fe^{2+} provoca la determinación de valores altos de carbono orgánico debido a que este reacciona con el dicromato.



- El MnO_2 provoca la determinación de menores cantidades de carbono orgánico al oxidar el carbono. Aunque la cantidad de manganeso en la mayoría de los suelos es mínima.



- Los cloruros interfieren con el método al promover la formación de cloruro de cromo a través de la siguiente reacción:



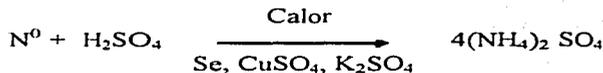
Esta interferencia se puede evitar agregando sulfato de plata (Ag_2SO_4) al ácido sulfúrico (15g/L). Los sulfuros también interaccionan con el dicromato de potasio.

- La cuantificación del Cr^{6+} puede realizarse con un espectrofotómetro a 570 nm, realizando una curva patrón con glucosa u oxalato de sodio.
- Valorar la disolución de sulfato ferroso amoniacal con el dicromato de potasio.

NITRÓGENO (Método Kjeldhal)

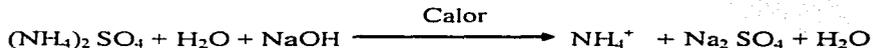
FUNDAMENTO:

El nitrógeno orgánico (N) contenido en las muestras a analizar es convertido a amonio (NH_4^+) a través de una digestión con ácido sulfúrico (H_2SO_4) concentrado y algunos catalizadores.



El selenio (Se) funciona como catalizador oxidante; y el sulfato de cobre (CuSO_4) y el sulfato de potasio (K_2SO_4) como catalizadores para aumentar el punto de ebullición del ácido.

La muestra digerida se destila añadiendo NaOH ; el destilado se colecta sobre una solución de ácido bórico para convertir el gas de NH_4^+ en borato de amonio; el cuál se determina mediante titulación.



REACTIVOS:

- Hidróxido de sodio (NaOH) al 40 %: disolver 400 g de NaOH en un litro de agua destilada.
- Ácido Bórico (H_3BO_3) al 4 %: disolver 4 g de H_3BO_3 en un litro de agua destilada.
- Ácido Sulfúrico (H_2SO_4) concentrado.
- Tabletas Kjeldhal Merck®: compuestas de 96.5 % de sulfato de potasio (K_2SO_4), 1.5 % de sulfato de cobre (CuSO_4) y 2.0 % de selenio (Se).
- Solución indicadora: pesar 0.099 g de verde de bromocresol; 0.066 g de rojo de metilo; y 0.011 g de azul timol. Disolver por agitación en 100 mL de etanol.
- Ácido sulfúrico 0.1N: Disuelva 2.7 mL de ácido sulfúrico concentrado (pureza 96 %, densidad 1.80) en un litro de agua destilada.

PROCEDIMIENTO:

1. Pesar 2 g de suelo, seco al aire y tamizado a 2 mm, ó 0.5 g de material vegetal molido y transferir a tubos Kjeldahl de 250 mL.
2. Añadir una tableta Kjeldahl (5 g).
3. Añadir 15 mL de H_2SO_4 .
4. Colocar los tubos en el digestor y encender.
5. Digerir a $360^\circ C$ durante 2 horas o cuando las muestras se tornen color paja (suelo) o azul claro (material vegetal).
6. Dejar enfriar las muestras, verterlas en matraces de destilación de 800 mL, añadir 250 mL de agua destilada y algunos cuerpos de ebullición.
7. En el matraz de recolección del destilado adicionar 25 mL de H_3BO_3 al 4 % y añadir tres gotas de solución indicadora. El tubo de salida del destilado debe estar debajo del nivel de la solución.
8. Colocar en su lugar el matraz de destilación y añadir 70 mL de NaOH. Tapar inmediatamente y comenzar el calentamiento; llevar hasta punto de ebullición.
9. Para asegurar que todo el amonio es atrapado destile de 100 a 125 mL.
10. Titular el destilado usando H_2SO_4 (0.1 N). El vire de color es de verde a rosa.

CÁLCULOS:

El contenido de nitrógeno total en las muestras es calculado por medio de la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de N} = (T-B) \times N \times \text{"X"} / S$$

donde:

T = mililitros de H_2SO_4 usados en la titulación del blanco

B = mililitros de H_2SO_4 usados en la titulación de la muestra

N = normalidad del H_2SO_4

"X" = factor de conversión a gramos de nitrógeno (1.4)

S = peso de la muestra.

OBSERVACIONES.

- Procurar que las muestras de suelo o material vegetal estén bien secas para evitar interferencia en la técnica. El secado deberá ser a una temperatura de entre 70 y $80^\circ C$ y empacadas en contenedores no herméticos con el fin de conservar las condiciones aerobias mínimas de la muestra.
- Debe procurar molerse las muestras vegetales lo más homogéneo posible evitando que queden secciones grandes (fibras del material) ya que podrían no ser digeridos correctamente.

- Después de agregar el hidróxido de sodio tapar rápidamente el matraz para evitar que se escape el nitrógeno que empieza a liberarse en el momento de añadirlo, procurar homogeneizar la mezcla.

FÓSFORO **(Método de Olsen)**

FUNDAMENTO:

En la extracción del fósforo del suelo con bicarbonato de sodio 0.5N a un pH de 8.5 en suelos calcáreos, alcalinos o neutros que contienen fosfatos de calcio (insolubles), el ion bicarbonato evita la posible formación de fosfato de calcio, al promover su precipitación como carbonato de calcio. Al mismo tiempo se favorece la formación de fosfato de sodio, compuesto soluble que puede ser fácilmente extraído.

REACTIVOS:

- Bicarbonato de sodio 0.5 N a pH 8.5: Disolver 42 g de NaHCO_3 en un litro de agua destilada ajustando el pH con NaOH.
- Molibdato de amonio: Disolver 20 g de molibdato de amonio en 500 mL de agua destilada (Almacenar en frasco ámbar y en la obscuridad).
- Ácido ascórbico 0.1 M: Disolver 1.76 g de ácido ascórbico en 100 mL de agua destilada. (Este reactivo debe prepararse únicamente momentos antes de usarse).
- Tartrato de antimonio potásico: Disolver 0.274 g de tartrato de antimonio y potasio en 50 mL de agua destilada y aforar a 100 mL.
- Ácido sulfúrico 2.5 M: Diluir 69.1 mL de ácido sulfúrico en aproximadamente 300 mL de agua destilada, dejar enfriar y aforar a 500 mL.
- Indicador 2,4 Dinitrofenol: Disolver 0.25 g de 2,4 dinitrofenol en 100 mL de agua destilada.
- Mezcla de reactivos para desarrollo de color: Mezclar 50 mL de ácido sulfúrico 2.5 M, 15 mL de molibdato de amonio, 30 mL de ácido ascórbico y 5 mL de tartrato de antimonio y potasio. Preparar justo antes de usar.
- Solución patrón de fósforo (200 mg/L de fósforo): Disolver exactamente 1.1246 g de K_2HPO_4 en 100 mL de agua destilada y aforar a un litro.
- Solución patrón diluida 50 mg/L: Tomar 12.5 mL de la solución patrón de fósforo de 200 mg/L y aforar con agua destilada a 50 mL.

EQUIPO:

Agitador oscilatorio

PROCEDIMIENTO:

1. Extracción del fósforo del suelo:

Pesar 0.25 g de suelo seco al aire tamizado a 2 mm. Transferir a un matraz Erlenmeyer de 125 mL y añadir 50 mL de bicarbonato de sodio 0.5 N a pH 8.5. Agitar por 30 minutos y filtrar con papel whatman® # 42.

Ajuste del pH del bicarbonato de sodio

2. Preparación de la curva patrón

Con una pipeta, colocar 0,1, 2, 3, 4 y 5 mL de la solución patrón diluida (50ppm) en matraces aforados de 100 mL. Adicionar 5 mL de bicarbonato de sodio a pH 8.5 y dos gotas de indicador. Agregar ácido sulfúrico 2.5 M hasta que la solución vire a color transparente. Agitar mecánicamente (200 oscilaciones por minuto) durante 10 minutos para eliminar el CO₂ que genera la reacción. Adicionar 4 mL de la mezcla de reactivos y aforar a 100 mL con agua destilada. Homogeneizar.

3. Preparación de los extractos de las muestras

Con la pipeta, colocar 3 mL del extracto de la muestra en un matraz aforado de 100 mL y adicionar "y" mL de ácido sulfúrico. Agitar durante 10 minutos para eliminar el CO₂, agregar 4 mL de la mezcla de reactivos y aforar a 100 mL. Prepare un blanco.

4. Lectura de la absorbancia

Encender, esperar la autocalibración y dejar reposar el espectrofotómetro por 10 minutos. Colocar la celda con el blanco, ajustar la longitud de onda a 720 nm y calibrar la absorbancia a cero. Prosiga leyendo las muestras patrón para construir la curva de calibración. Finalmente lea las muestras de los extractos de suelo. NOTA: es recomendable leer el blanco entre cada muestra.

CÁLCULOS:

- Construir la curva de calibración (Absorbancia vs Concentración).
- Calcular el contenido de fósforo en mg / 100 g de suelo mediante el siguiente razonamiento:

La concentración de P interpolada en ppm se expresa también como mg de fósforo en un litro de solución. Este valor es obtenido de la interpolación de la absorbancia obtenida de lectura de la solución de 3 mL del extracto. El total del extracto son 50 mL, en los cuales se encuentra el fósforo extraído de 0.25 g de suelo.

OBSERVACIONES:

- Todo el material debe estar libre de fósforo, por lo que se debe lavar con ácido nítrico al 30 % o EXTRAN libre de fósforo; enjuagando con agua destilada.
- No debe haber en el ambiente polvo, humos o cenizas.
- Esta técnica ha sido estandarizada para suelos que contengan hasta 5 ppm de P. Después de este valor los valores no son confiables.
- El orden de manejo de las muestras debe ser el mismo. Inicie preparando el blanco, prosiga con la curva de calibración y finalmente las muestras.
- No lea las muestras antes de dos horas. El tiempo de reposo para la estabilización del color debe ser al menos de dos horas, de lo contrario los valores de absorbancia no serán confiables.
- Si los valores de absorbancia de las muestras no se encuentran dentro del intervalo de la curva de calibración, repita todo el procedimiento ajustando su curva; aumentando o disminuyendo la cantidad de suelo. Realizar diluciones cuando ya se desarrolló el color disminuye la precisión.
- La mezcla de reactivos para desarrollo de color debe prepararse con mucho cuidado. Agregue cada uno de los reactivos en el orden indicado; deberá observar un color amarillo o ligeramente amarillo-verdoso; de lo contrario desechar y volver a prepararla.

LIGNINA Y CELULOSA **(Método de Van Soest y Wine)**

FUNDAMENTO:

La lignina es definida como la fracción orgánica residual después de la extracción química, la cual es resistente a la degradación microbiana.

El método de fibra detergente ácida (ADF) (Van Soest and Wine, 1968) provee una medición "gruesa" o "cruda" del material orgánico resistente, ya que este involucra muchos pasos, con los consiguientes problemas de reproducibilidad. El residuo puede ser separado en lignina, celulosa y cenizas.

La fibra detergente ácida es preparada a partir del material vegetal calentándolo en una solución de bromuro de cetiltrimetil amonio (CTBA) en ácido sulfúrico bajo condiciones controladas. El CTAB disuelve casi todos los constituyentes nitrogenados y el ácido hidroliza los almidones para finalmente dejar un residuo de lignina, celulosa y cenizas (Clancy and Wilson, 1966). La lignina es separada por oxidación con una solución amortiguada de permanganato.

PARTE I. OBTENCIÓN DE LA FIBRA DETERGENTE ÁCIDA

REACTIVOS:

- Acetona: (PRECAUCION: es muy inflamable)
- Solución antiinflamable; por ejemplo octan-2-ol
- Solución de ácido sulfúrico / CTAB: disolver 100 g de bromuro de cetiltrimetil amonio en 5 L de ácido sulfúrico 0.5 M. Filtrar si está oscuro o nubloso.

PROCEDIMIENTO:

1. Pesar 0.01 g de material vegetal en un matraz de bola de 250 mL adaptable a un sistema de reflujo y condensación (peso 1).
2. Agregar 100 mL de solución CTAB / ácido sulfúrico y una cuatro gotas del agente antiinflamante.
3. Conectar a un condensador y refluya por 1 hora.
4. Filtrar en caliente a través de un crisol del No. 1 de peso conocido (peso 2), bajo una succión suave.
5. Lavar el residuo con alícuotas de 50 mL de agua hirviendo tres veces.
6. Lavar con acetona hasta que no haya color, y sacar la fibra seca.
7. Secar en un horno a 105 °C por 2 horas, enfriar en un secador y volver a pesar (peso 3).

CÁLCULOS:

Porcentaje de cenizas de ADF = (peso 3 - peso 2 / peso 1) x 100

PARTE II. DETERMINACIÓN DE LAS LIGNINAS Y CELULOSA

REACTIVOS:

- Permanganato de potasio saturado: disolver 50 g KMnO_4 y 0.05 g Ag_2SO_4 en agua y diluya a un litro con agua. Almacenar en frasco ambar.
- Buffer de lignina: disolver 6 g $\text{Fe}(\text{NO}_3)_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$ y 0.15 g AgNO_3 en agua. Agregar 500 mL de ácido acético glacial, 5 g de acetato de potasio, 40 mL metilpropan-2-ol y diluir a un litro con agua. Almacenar en un frasco oscuro.
- Buffer de permanganato combinado: mezclar las soluciones de permanganato saturado y el buffer de lignina en una relación de volumen 2:1 (reposar durante una semana en la oscuridad a 40°C). La solución es adecuada para el uso de ambos: precipitados libres como los púrpura.
- Solución desmineralizante: disolver 100 g de ácido oxálico dihidratado en 1400 mL de etanol al 90%. Agregar 100 mL de HCl concentrado y diluir a 2000 mL con agua.
- Etanol 80%: diluya 1690 mL de etanol 95% con 2000 mL de agua.

PROCEDIMIENTO:

1. Poner el crisol conteniendo la fibra detergente-ácida en un plato de esmalte poco profundo conteniendo agua fría (un cm de profundidad). No humedecer la fibra en este momento.
2. Agregar 25 mL de buffer de permanganato combinado.
3. Ajustar el nivel de agua (2-3 cm) en el plato para reducir el movimiento de la solución hacia afuera de los crisoles.
4. Romper el compacto de fibras con un agitador de vidrio y hacer salir la solución por todos los lados de los crisoles para humedecer todas las partículas.
5. Reposar por 90 min a 20-25°C y agregar más solución combinada si es necesario para mantener el color púrpura.
6. Filtrar bajo succión (con vacío).
7. Poner el crisol en un plato limpio y llenar hasta la mitad con solución desmineralizadora.
8. Dejar reposar por 15 minutos y después filtrar bajo succión.
9. Lavar la fibra con solución desmineralizadora hasta que se ponga blanco.
10. Filtrar y lavar completamente con etanol 80%. Filtrar bajo succión y repetir la operación dos veces más.

11. Lavar dos veces con acetona de manera similar al paso anterior.
12. Secar el crisol por dos horas a 1050 °C.
13. enfriar en un desecador y pesar (peso 4).
14. Calentar el crisol para obtener las cenizas durante 1 hora a 550 °C.
15. Dejar enfriar en un desecador y pesar (peso 5).

CÁLCULOS:

El porcentaje de ligninas y celulosa se obtiene a partir de las siguientes expresiones:

$$\text{porcentaje de ligninas} = (P3-P4)/P1 \times 100$$

$$\text{porcentaje de celulosa} = (P4-P5)/P1 \times 100$$

APÉNDICE 2.

DATOS COMPLETOS Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se muestran en este apartado los datos obtenidos por muestra, así como su correspondiente análisis estadístico.

Descomposición de <i>M. deerengianum</i> y <i>C. ensiformis</i> en bolsas de mallado diferente tamaño de abertura	1
Carbono y nitrógeno de los remanentes <i>M. deerengianum</i> y <i>C. ensiformis</i> en bolsas de malla de 4mm ²	2
Porcentaje de fracción gruesa del suelo de la milpa	3
Porcentaje de fracción media del suelo de la milpa	5
Porcentaje de fracción fina del suelo de la milpa	7
Porcentaje de nitrógeno de la fracción gruesa del suelo de la milpa	9
Porcentaje de nitrógeno de la fracción media del suelo de la milpa	11
Porcentaje de nitrógeno de la fracción fina del suelo de la milpa	13
Aportes de nitrógeno de la fracción gruesa del suelo de la milpa	15
Aportes de nitrógeno de la fracción media del suelo de la milpa	17
Aportes de nitrógeno de la fracción fina del suelo de la milpa	19
Porcentaje de carbono de la fracción gruesa del suelo de la milpa	21
Porcentaje de carbono de la fracción media del suelo de la milpa	23
Porcentaje de carbono de la fracción fina del suelo de la milpa	25
Aportes de carbono de la fracción gruesa del suelo de la milpa	27
Aportes de carbono de la fracción media del suelo de la milpa	29
Aportes de carbono de la fracción fina del suelo de la milpa	31
porcentaje de fracción gruesa de los agregados del suelo de la milpa	33
Porcentaje de fracción media de los agregados del suelo de la milpa	35
Porcentaje de fracción fina de los agregados del suelo de la milpa	37
pH agua-suelo (2:1) del suelo de la milpa	39
pH KCl 1M-suelo (2:1) del suelo de la milpa	41
Carbonatos del suelo de la milpa	43
Calcio del suelo de la milpa	45
Porcentaje de carbono del suelo de la milpa	47
Porcentaje de nitrógeno del suelo de la milpa	49
Fósforo del suelo de la milpa	51

Cuadro 1. Descomposición de *M. deerengianum* y *C. ensiformis* en bolsas de malla de diferente tamaño de abertura

	número de muestreo						
	1°	2°	2°	3°	3°	4°	4°
	abertura de malla 4mm ²						
U. E.	gramos de remanente						
22 (<i>Canavalia</i>)	7.8	3.8	4	2.9	2.7	0.3	*
40 (<i>Canavalia</i>)	7.5	3.2	3	3.2	3.2	2.3	2.1
41 (<i>Canavalia</i>)	6.7	4	3.7	2.3	2.1	2.2	2
21 (<i>Mucuna</i>)	7.7	5.1	4.8	3.3	3.1	2	2.1
24 (<i>Mucuna</i>)	7.9	4.9	5	3	2.6 +	2.7	1.5
39 (<i>Mucuna</i>)	7.2	5.4	5	3.2	3.8	2.4	2.2
	abertura de malla 16mm ²						
	gramos de remanente						
22 (<i>Canavalia</i>)	7.7	4	3.1	3.2	2.9	1	0.8
40 (<i>Canavalia</i>)	7.8	4.6	4	3.4	1.5	2.1	1.8
41 (<i>Canavalia</i>)	7.6	3.5	2.6	1.8	0.7	1.4	0.9
21 (<i>Mucuna</i>)	*	5.1	3.9	2.8	2.4	2.1	1.9
24 (<i>Mucuna</i>)	7.7	4.7	3.5	2.5	2.3	2.1	1.1
39 (<i>Mucuna</i>)	*	5.6	6	2.7	2.5	2.1	2.1

+ = los números en negritas son datos excluidos en el análisis.

* = datos extraviados; U. E = Unidad experimental.

Cuadro 1a. ANDEVA, interacción abertura de malla - leguminosa

	<i>M. deerengianum</i> 4mm ²	<i>C. ensiformis</i> 4mm ²	<i>M. deerengianum</i> 16mm ²	<i>C. ensiformis</i> 16mm ²
	5.492	4.713	5.000	4.740
<i>M. deerengianum</i> 4mm ²		0.000*	0.000*	0.000*
<i>C. ensiformis</i> 4mm ²	0.000*		0.000*	0.833
<i>M. deerengianum</i> 16mm ²	0.022*	0.000*		0.001*
<i>C. ensiformis</i> 16mm ²	0.000*	0.832	0.000*	

* = p < 0.05

Cuadro 2. Carbono y nitrógeno de los remanentes de *Mucuna* y *Canavalia* en bolsas de malla de 4mm²

UE	número de muestreo							
	1°	2°	3°	4°	1°	2°	3°	4°
	porcentaje de carbono +				porcentaje de nitrógeno +			
21 (<i>Mucuna</i>)	40.87	34.09	27.02	26.75	1.57	0.91	1.42	1.95
24 (<i>Mucuna</i>)	42.08	31.61	29.97	29.61	1.68	0.91	1.42	1.15
39 (<i>Mucuna</i>)	41.43	31.21	23.43	24.20	1.68	2.51	2.44	1.78
22 (<i>Canavalia</i>)	39.33	35.97	31.11	32.28	1.43	3.11	2.07	2.18
40 (<i>Canavalia</i>)	38.20	34.88	36.83	31.11	1.30	2.97	3.16	1.11
41 (<i>Canavalia</i>)	39.58	35.29	30.69	24.77	1.37	3.38	1.35	2.00

UE=Unidad experimental, += los valores son promedio de todos los datos obtenidos por muestreo.

Cuadro 3. Porcentaje de fracción gruesa del suelo de la milpa

"Herbicida"			"Canavalia"			"Mucuna"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	6	4	21	9.4	1.4	22	13.8	4.2
2	5.8	4.2	21	6	2.6	22	10.4	4.4
2	6.2	5.6	21	10.6	4	22	13	6.8
25	8.4	9	24	6	3.2	40	9.4	4.6
25	10	8.8	24	4.6	5	40	8.8	7.4
25	14.6	7.6	24	2.4	4.2	40	9.4	4.8
26	7.4	13.4	39	5.8	3.2	41	12	4.6
26	13.2	10	39	6.4	3.2	41	9.6	4.2
26	18.8	12.8	39	4.8	4.6	41	13.8	8.2

UE= Unidad experimental

Cuadro 3a ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (10.044)	94 CAN (6.222)	94 MUC (11.133)	95 HER (8.377)	95 CAN (3.488)	95 MUC (5.466)
94 HER		0.0004*	0.2727	0.0968*	0.0000*	0.0000*
94 CAN	0.0004*		0.0000*	0.0339*	0.0082*	0.4446
94 MUC	0.2727	0.00001*		0.0078*	0.0000*	0.0000*
95 HER	0.0968	0.0340	0.0077		0.0000	0.0051*
95 CAN	0.0000*	0.0082*	0.0000*	0.0000*		0.0505*
95 MUC	0.00004	0.4446	0.0000	0.0051	0.0505	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="", ()= media, p<0.05

Cuadro 3b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	152.0067	36	4.3014	35.338	0.000001
2	4	57.1511	36	4.3014	13.286	0.000001
3	6	29.3504	36	4.3014	6.823	0.000068
12						
13	6	6.4644	36	4.3014	1.502	0.205153
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

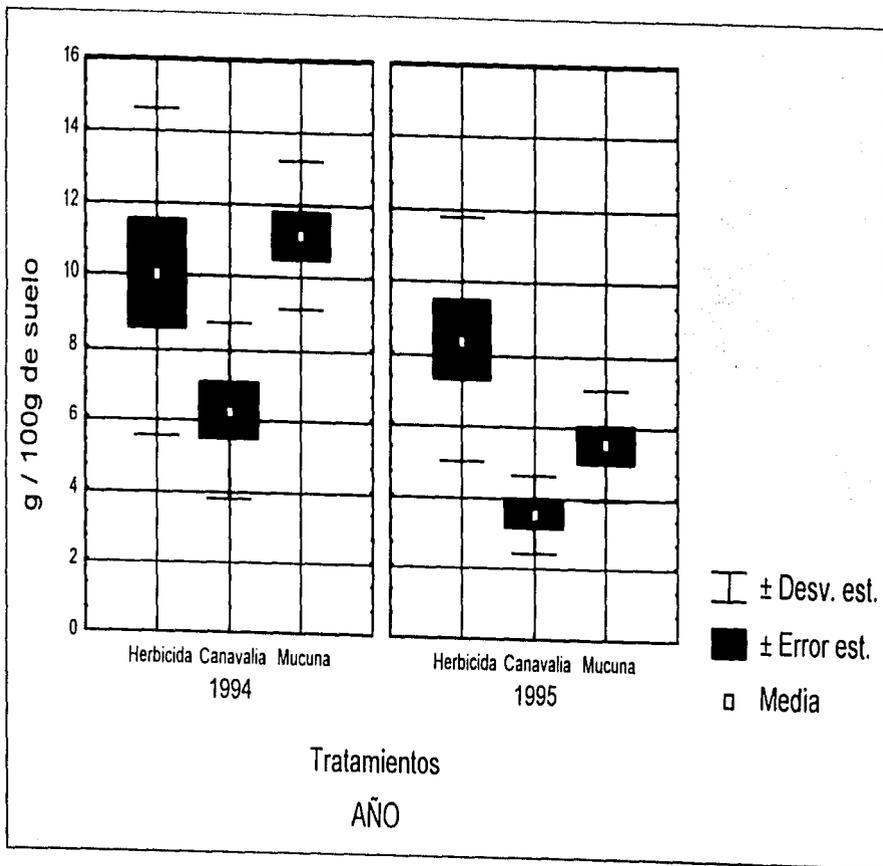


Figura 1. Porcentaje de fracción gruesa del suelo de la milpa

Cuadro 4. Porcentaje de fracción media del suelo de la milpa

UE	"Herbicida"		"Canavalia"			"Mucuna"		
	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	3.8	10.0	21	8.4	9.2	22	5.2	7.2
2	5.4	9.2	21	7.0	10.6	22	7.6	7.4
2	6.6	10.4	21	9.2	7.8	22	6.0	8.8
25	11.2	8.0	24	7.6	7.4	40	6.6	6.6
25	2.6	8.2	24	8.2	7.6	40	8.2	4.6
25	4.4	12.6	24	7.4	8.4	40	9.8	8.2
26	5.6	7.8	39	1.8	7.8	41	5.8	8.2
26	6.4	6.8	39	10.8	9.4	41	7.0	7.6
26	5.4	9.0	39	11.0	9.2	41	7.4	9.4

UE= Unidad experimental

Cuadro 4a. ANDEVA. interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (5.711)	94 CAN (7.933)	94 MUC (7.066)	95 HER (9.111)	95 CAN (8.600)	95 MUC (7.555)
94 HER		0.0247*	0.1613	0.0009*	0.0043*	0.0595*
94 CAN	0.0247*		0.3667	0.2221	0.4864	0.6926
94 MUC	0.1613	0.3667		0.0378*	0.1145	0.6092
95 HER	0.0009*	0.2221	0.0377*		0.5931	0.1095
95 CAN	0.0043*	0.4864	0.1145	0.5931		0.2779
95 MUC	0.0595*	0.6926	0.6092	0.1095	0.2779	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia"

Cuadro 4b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	31.129	36	4.044	7.696	0.008
2	4	8.474	36	4.044	2.095	0.101
3	6	1.121	36	4.044	0.277	0.943
12						
13	6	2.798	36	4.044	0.692	0.657
23						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

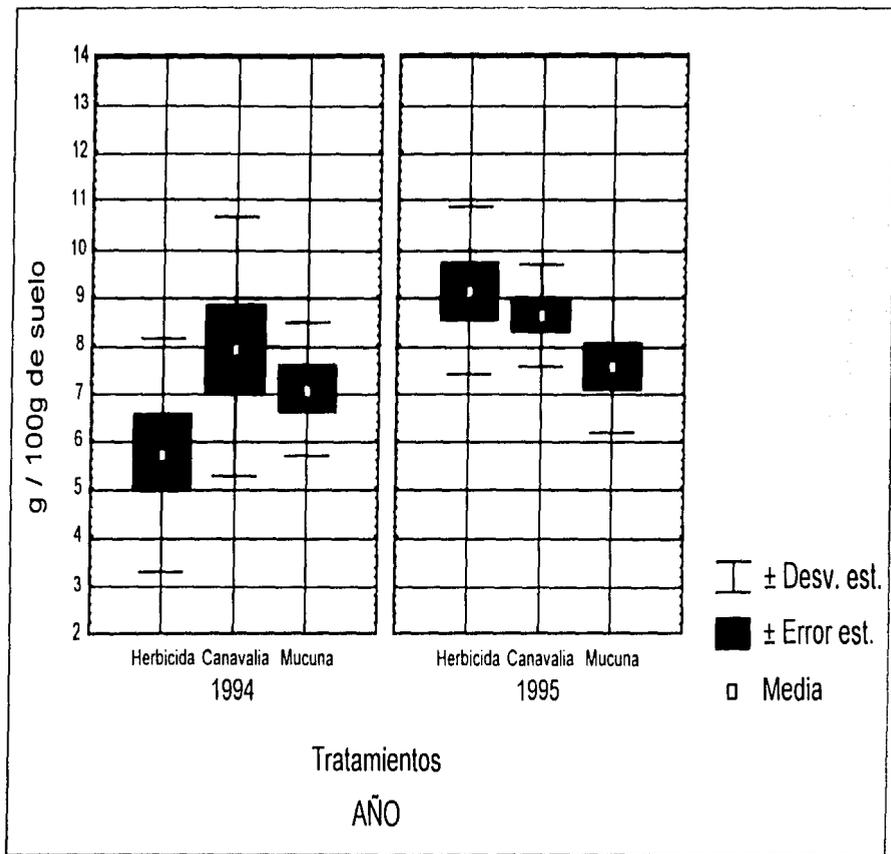


Figura 2. Porcentaje de fracción media del suelo de la milpa

Cuadro 5. Porcentaje de fracción fina del suelo de la milpa

"Herbicida"			"Canavalia"			"Mucuna"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	90.2	86.0	21	82.2	89.4	22	81.0	88.6
2	88.8	86.6	21	87.0	86.8	22	82.0	88.2
2	87.2	84.0	21	80.2	88.2	22	81.0	84.4
25	80.4	83.0	24	86.4	89.4	40	84.0	88.8
25	87.4	83.0	24	87.2	87.4	40	83.0	88.0
25	81.0	79.8	24	90.2	87.4	40	80.8	87.0
26	87.0	78.8	39	92.4	89.0	41	82.2	87.2
26	80.4	83.2	39	82.8	87.4	41	83.4	88.2
26	75.8	78.2	39	84.2	86.2	41	78.8	82.4

UE= Unidad experimental

Cuadro 5a ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (84.244)	94 CAN (85.844)	94 MUC (81.800)	95 HER (82.511)	95 CAN (87.911)	95 MUC (86.977)
94 HER		0.2221	0.0657	0.1867	0.0072*	0.0407*
94 CAN	0.2221		0.0033*	0.0138*	0.1172	0.3846
94 MUC	0.0657	0.0033*		0.5842	0.0000*	0.0002*
95 HER	0.1867	0.0138*	0.5842		0.0001*	0.0013*
95 CAN	0.0072*	0.1172	0.0000*	0.0001*		0.4733
95 MUC	0.0407	0.3846	0.0002*	0.0013*	0.4733	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", ()=media, p<0.05

Cuadro 5b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	45.5585	36	7.4637	6.1040	0.0183
2	4	56.1563	36	7.4637	7.5239	0.0001
3	6	27.0022	36	7.4637	3.6178	0.0065
12						
13	6	4.3518	36	7.4637	0.5830	0.7413
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

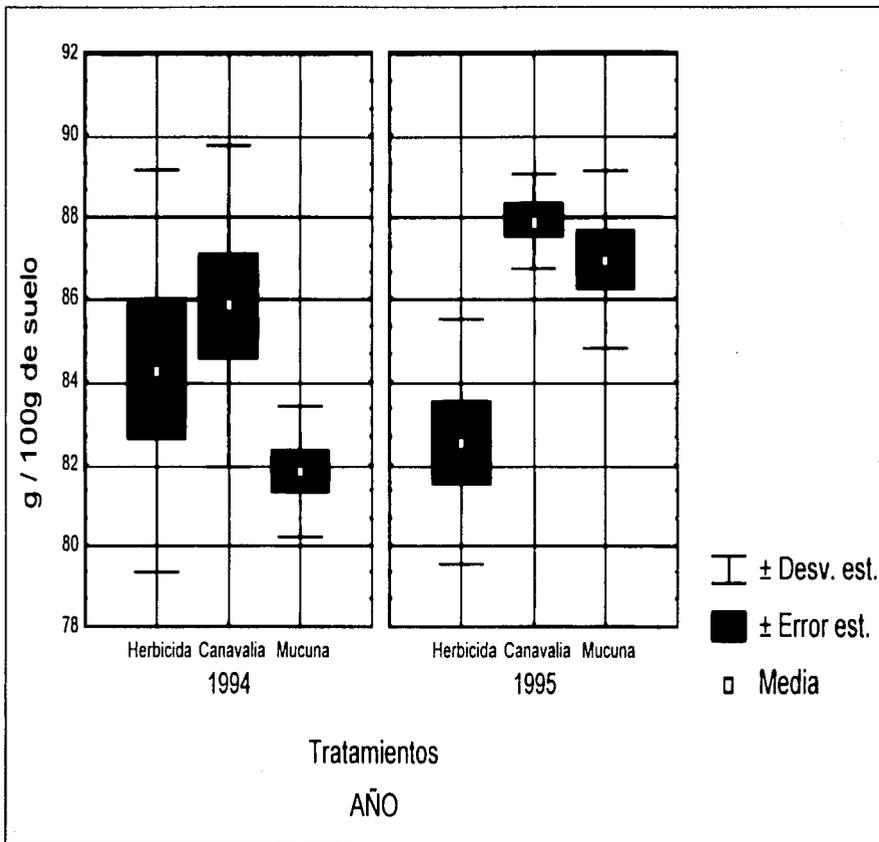


Figura 3. Porcentaje de fracción fina del suelo de la milpa

Cuadro 6. Porcentaje de nitrógeno de la fracción gruesa del suelo de la milpa

"Herbicida"			"Canavalia"			"Mucuna"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	0.69	0.53	21	1.02	0.71	22	0.61	1.95
2	0.85	0.40	21	1.03	0.74	22	0.59	0.50
2	0.71	0.44	21	1.10	0.91	22	0.58	0.55
25	1.15	0.40	24	0.91	0.63	40	0.98	1.02
25	1.00	0.48	24	0.37	0.64	40	0.73	0.85
25	1.21	0.62	24	0.60	0.67	40	0.78	0.76
26	0.72	0.50	39	0.50	1.01	41	1.25	0.87
26	0.96	0.75	39	0.41	0.81	41	0.75	0.81
26	1.19	0.50	39	0.49	0.76	41	1.03	0.60

UE= Unidad experimental

Cuadro 6a. ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (0.942)	94 CAN (0.7138)	94 MUC (0.8119)	95 HER (0.5133)	95 CAN (0.7648)	95 MUC (0.8779)
94 HER		0.0491*	0.2532	0.0005*	0.1224	0.5714
94 CAN	0.0491*		0.387235	0.0816	0.6520	0.1515
94 MUC	0.2532	0.3872		0.0114*	0.6765	0.5588
95 HER	0.0005*	0.0816	0.011405*		0.03093*	0.0024*
95 CAN	0.1224	0.6520	0.676583	0.03093*		0.3189
95 MUC	0.5714	0.1515	0.558812	0.00246*	0.31893	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", p<0.05.

Cuadro 6b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

Fuente de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	0.1456	36	0.0564	2.5817	0.1168
2	4	0.2156	36	0.0564	3.8223	0.0108
3	6	0.0776	36	0.0564	1.3760	0.2506
12						
13	6	0.1221	36	0.0564	2.1649	0.0694
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

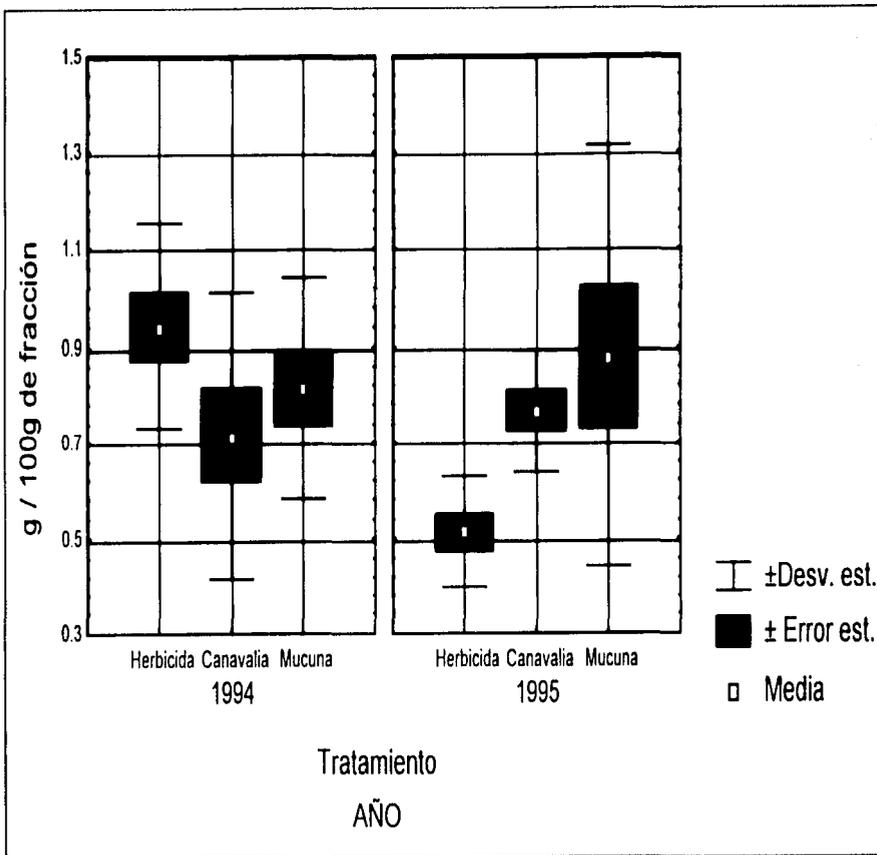


Figura 4. Porcentaje de nitrógeno de la fracción gruesa del suelo de la milpa

Cuadro 7. Porcentaje de nitrógeno de la fracción media del suelo de la milpa

"Herbicida"			"Canavalia"			"Mucuna"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	0.76	0.55	21	0.55	0.59	22	0.48	1.03
2	0.58	0.62	21	0.53	0.52	22	0.63	0.72
2	0.48	0.50	21	0.53	0.63	22	0.56	0.58
25	0.85	0.49	24	1.21	0.58	40	0.48	0.73
25	1.15	0.49	24	0.94	0.64	40	0.32	0.70
25	0.94	0.58	24	0.86	0.62	40	0.43	0.64
26	0.68	0.81	39	0.92	0.70	41	0.44	0.64
26	0.80	0.46	39	0.83	0.43	41	0.52	0.54
26	0.86	0.49	39	1.10	0.52	41	0.57	0.54

UE= Unidad experimental

Cuadro 7a. ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (0.789)	94 CAN (0.555)	94 MUC (0.492)	95 HER (0.830)	95 CAN (0.580)	95 MUC (0.679)
94 HER		0.0001*	0.0000*	0.4692	0.0005*	0.0547
94 CAN	0.0001*		0.2608	0.0000*	0.6547	0.0302
94 MUC	0.0000*	0.2608		0*	0.1198	0.0016*
95 HER	0.4692	0.0000*	0*		0.0000*	0.0100*
95 CAN	0.0005*	0.6547	0.1198	0.0000*		0.079
95 MUC	0.0547	0.0302*	0.0016*	0.0100*	0.07955	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", ()= media, p<0.05.

Cuadro 7b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	0.0962	36	0.0137	6.9914	0.0120
2	4	0.1820	36	0.0137	13.2257	0.0000
3	6	0.1014	36	0.0137	7.3714	0.0000
12						
13	6	0.0157	36	0.0137	1.1433	0.3577
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

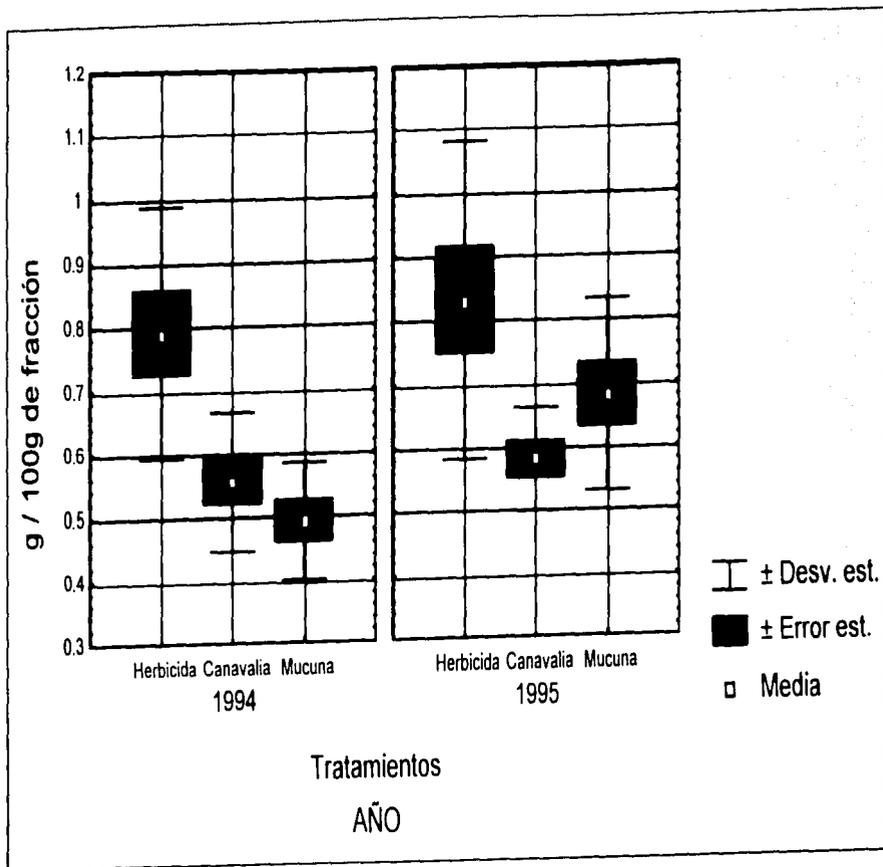


Figura 5. Porcentaje de nitrógeno de la fracción media del suelo de la milpa

Cuadro 8. Porcentaje de nitrógeno de la fracción fina del suelo de la milpa

UE	"Herbicida"		"Canavalia"			"Mucuna"		
	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	0.67	0.71	21	0.36	0.48	22	0.39	0.39
2	0.58	0.57	21	0.49	0.40	22	0.41	0.51
2	0.51	0.68	21	0.38	0.47	22	0.44	0.45
25	1.29	1.12	24	0.49	0.48	40	0.29	0.44
25	0.98	1.14	24	0.52	0.46	40	0.24	0.40
25	1.01	1.06	24	0.55	0.55	40	0.33	0.40
26	0.88	1.14	39	0.52	0.51	41	0.21	0.49
26	0.52	0.73	39	0.44	0.48	41	0.46	0.46
26	0.71	1.08	39	0.49	0.46	41	0.34	0.41

UE= Unidad experimental

Cuadro 8a. ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (0.795)	94 CAN (0.470)	94 MUC (0.346)	95 HER 0.915)	95 CAN (0.477)	95 MUC (0.439)
94 HER		0.000*	0.000*	0.0107*	0.000*	0.000*
94 CAN	0.000*		0.0082*	0.000*	0.8723	0.4891
94 MUC	0.000*	0.0082*		0.000*	0.0054*	0.0428*
95 HER	0.0107*	0.000*	0.000*		0.000*	0.000*
95 CAN	0.000*	0.8723	0.0054*	0.000*		0.3951
95 MUC	0.000*	0.4891	0.0428	0.000*	0.3951	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05

Cuadro 8b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	0.0723	36	0.0088	8.1743	0.007025
2	4	0.5573	36	0.0088	62.9628	0.0000
3	6	0.1226	36	0.0088	13.8578	0.0000
12						
13	6	0.0116	36	0.0088	1.3154	0.2754
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

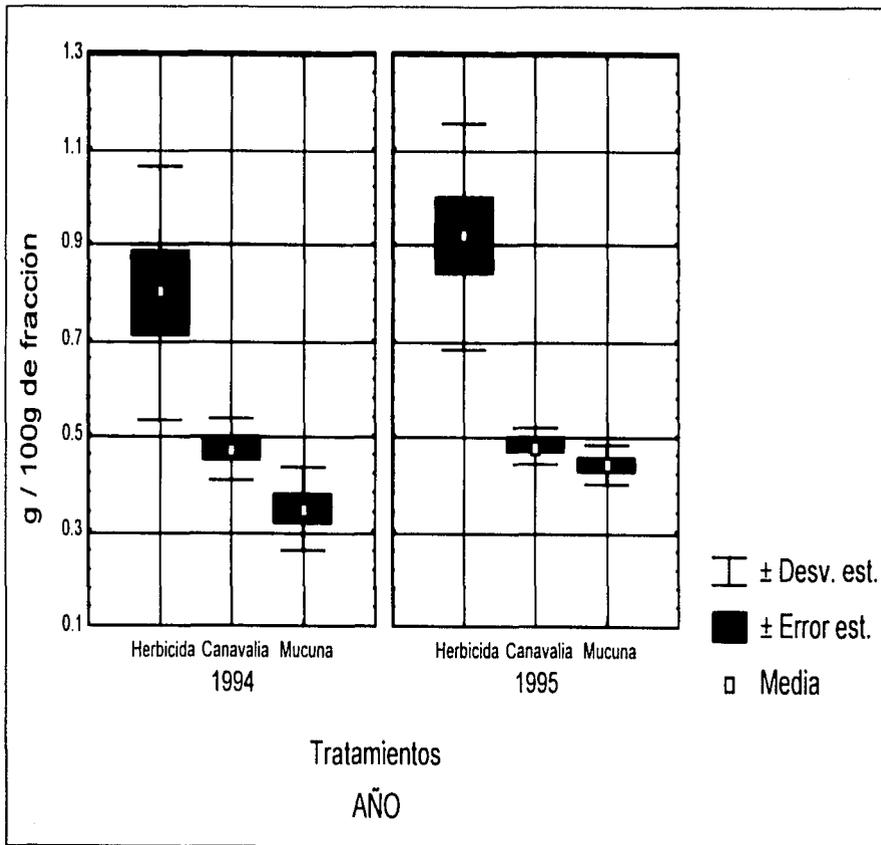


Figura 6. Porcentaje de nitrógeno de la fracción fina del suelo de la milpa

Cuadro 9. Aportes de nitrógeno de la fracción gruesa del suelo de la milpa +

UE	"Herbicida"		"Canavalia"			"Mucuna"		
	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	0.04	0.02	21	0.10	0.01	22	0.08	0.08
2	0.05	0.02	21	0.06	0.02	22	0.06	0.02
2	0.04	0.02	21	0.12	0.04	22	0.08	0.04
25	0.10	0.04	24	0.05	0.02	40	0.09	0.05
25	0.10	0.04	24	0.02	0.03	40	0.06	0.06
25	0.18	0.05	24	0.01	0.03	40	0.07	0.04
26	0.05	0.07	39	0.03	0.03	41	0.15	0.04
26	0.13	0.08	39	0.05	0.03	41	0.07	0.03
26	0.22	0.06	39	0.02	0.03	41	0.14	0.05

UE= Unidad experimental, +- gramos de nitrógeno / gramos de fracción / 100g de suelo

Cuadro 9a ANDEVA. interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (0.101)	94 CAN (0.048)	94 MUC (0.090)	95 HER (0.043)	95 CAN (0.026)	95 MUC (0.045)
94 HER		0.0003*	0.4283	0.0001*	0.0000*	0.0001*
94 CAN	0.0003*		0.0033*	0.7151	0.1049	0.8163
94 MUC	0.4283	0.0033*		0.0012*	0.0000*	0.0017*
95 HER	0.0001*	0.7151	0.0012*		0.2033	0.8942
95 CAN	0.0000*	0.1049	0.0000*	0.20338		0.1614
95 MUC	0.0001*	0.8163	0.0017*	0.89420	0.16149	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05.

Cuadro 9b Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	0.0232	36	0.0007	29.1595	0.0000
2	4	0.0039	36	0.0007	4.9701	0.0027
3	6	0.0033	36	0.0007	4.1712	0.0027
12						
13	6	0.0017	36	0.0007	2.2004	0.0655
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

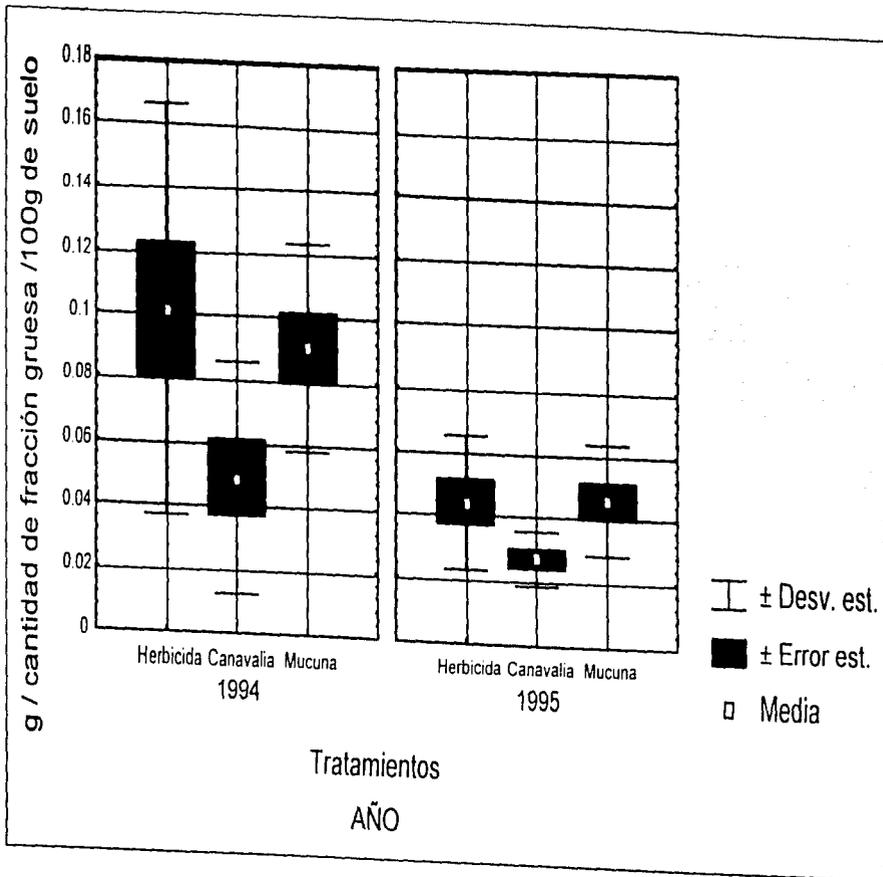


Figura 7. Aportes de nitrógeno de la fracción gruesa del suelo de la milpa

Cuadro 10. Aportes de nitrógeno de la fracción media del suelo de la milpa +

UE	"Herbicida"		"Canavalia"			"Mucuna"		
	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	0.03	0.06	21	0.05	0.05	22	0.03	0.07
2	0.03	0.05	21	0.04	0.05	22	0.05	0.05
2	0.03	0.06	21	0.05	0.05	22	0.03	0.05
25	0.10	0.10	24	0.04	0.04	40	0.03	0.05
25	0.03	0.08	24	0.04	0.05	40	0.03	0.03
25	0.04	0.11	24	0.04	0.05	40	0.04	0.05
26	0.04	0.07	39	0.01	0.05	41	0.03	0.05
26	0.05	0.06	39	0.05	0.04	41	0.04	0.04
26	0.05	0.10	39	0.05	0.05	41	0.04	0.05

UE= Unidad experimental, - = gramos de nitrógeno / gramos de fracción / 100g de suelo

Cuadro 10a ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (0.0438)	94 CAN (0.0416)	94 MUC (0.0344)	95 HER (0.0743)	95 CAN (0.0493)	95 MUC (0.0506)
94 HER		0.7235	0.1432	0.0000*	0.3866	0.2872
94 CAN	0.7235		0.2618	0.0000*	0.2256	0.159
94 MUC	0.1432	0.2618		0.0000*	0.0231*	0.0142*
95 HER	0.0000*	0.0000*	0.0000*		0.0003*	0.0005*
95 CAN	0.3866	0.2256	0.0231	0.0003*		0.8396
95 MUC	0.2872	0.1594	0.0142	0.0005*	0.8396	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05.

Cuadro 10b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	0.0044	36	0.0001	25.0456	0.0000
2	4	0.0009	36	0.0001	5.6407	0.0012
3	6	0.0006	36	0.0001	3.4075	0.0091
12						
13	6	0.0000	36	0.0001	0.3190	0.9227
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

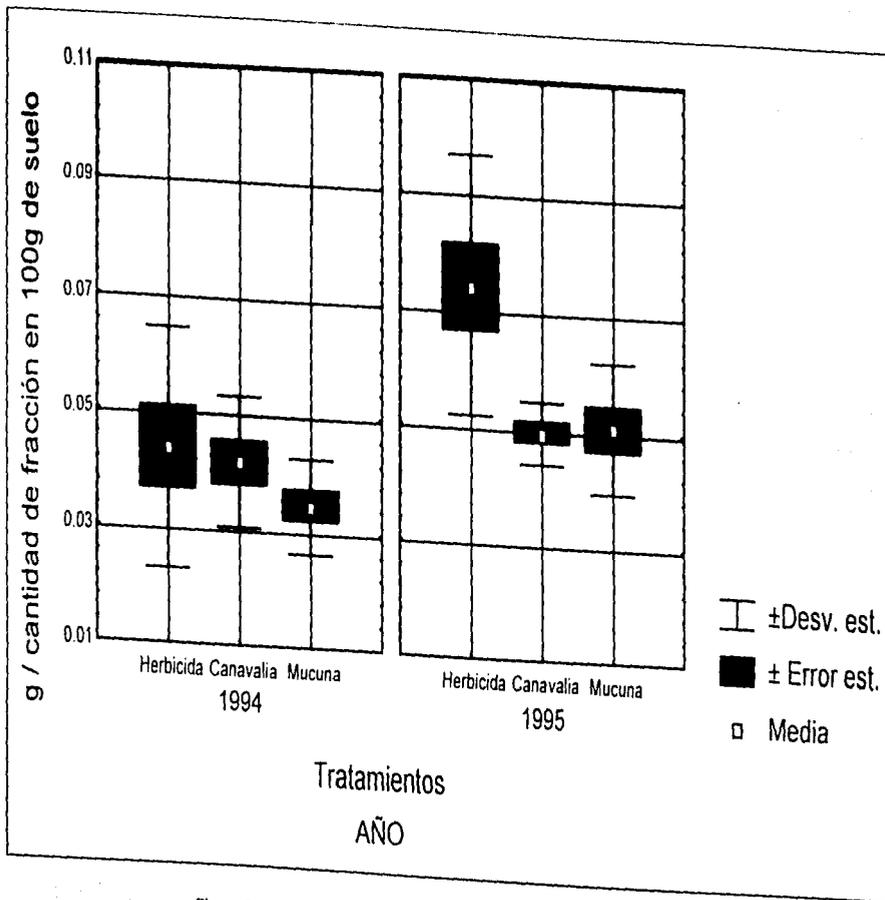


Figura 8. Aportes de nitrógeno de la fracción media del suelo de la milpa

Cuadro 11. Aportes de nitrógeno de la fracción fina del suelo de la milpa +

UE	"Herbicida"		"Canavalia"			"Mucuna"		
	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	0.60	0.61	21	0.29	0.43	22	0.31	0.35
2	0.52	0.49	21	0.42	0.35	22	0.33	0.45
2	0.45	0.57	21	0.30	0.41	22	0.36	0.38
25	1.04	0.93	24	0.42	0.43	40	0.24	0.39
25	0.86	0.95	24	0.45	0.41	40	0.20	0.35
25	0.82	0.85	24	0.50	0.48	40	0.27	0.35
26	0.77	0.90	39	0.49	0.45	41	0.18	0.43
26	0.42	0.61	39	0.37	0.42	41	0.38	0.41
26	0.54	0.84	39	0.41	0.40	41	0.27	0.34

UE= Unidad experimental, += gramos de nitrógeno / gramos de fracción / 100g de suelo

Cuadro 11a ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (0 667)	94 CAN (0 405)	94 MUC (0 282)	95 HER (0 750)	95 CAN (0 419)	95 MUC (0 382)
94 HER		0 0000*	0 0000*	0 0335*	0 0000*	0 0000*
94 CAN	0 0000*		0 0023*	0 0000*	0 70717	0 5341
94 MUC	0 0000*	0 0023*		0 0000*	0 0008*	0 0118*
95 HER	0 0335*	0 0000*	0 0000*		0 0000*	0 0000*
95 CAN	0 0000*	0 7071	0 0008*	0 0000*		0 3209
95 MUC	0 0000*	0 5341	0 0118*	0 0000*	0 3209	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05.

Cuadro 11b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	0.0576	36	0.0063	9.155	0.0045
2	4	0.3582	36	0.0063	56.854	0
3	6	0.0737	36	0.0063	11.706	0
12						
13	6	0.0075	36	0.0063	1.1986	0.3293
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

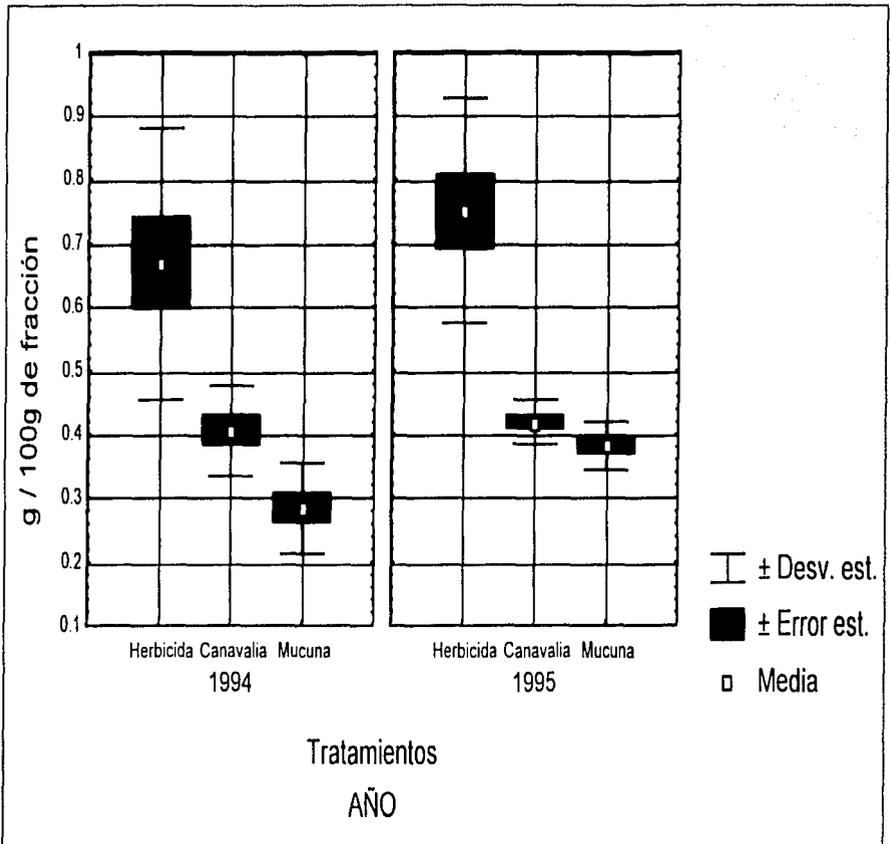


Figura 9. Aportes de nitrógeno de la fracción fina del suelo de la milpa

Cuadro 12. Porcentaje de carbono de la fracción gruesa del suelo de la milpa

UE	"Herbicida"		"Canavalia"			"Mucuna"		
	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	9.99	13.61	21	7.71	13.83	22	6.09	12.09
2	8.63	8.79	21	8.03	9.68	22	8.38	13.52
2	5.78	9.69	21	7.22	10.23	22	6.32	6.22
25	10.00	13.86	24	6.51	7.62	40	7.53	12.41
25	9.96	7.85	24	5.51	8.69	40	4.61	8.97
25	8.08	10.33	24	5.69	10.63	40	5.87	9.59
26	11.07	9.65	39	10.25	6.28	41	5.13	10.06
26	11.38	10.64	39	6.87	10.46	41	7.14	9.87
26	7.78	10.92	39	10.47	4.08	41	8.74	7.43

UE= Unidad experimental

Cuadro 12a ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (9.185)	94 CAN (7.583)	94 MUC (6.643)	95 HER (10.593)	95 CAN (9.055)	95 MUC (10.018)
94 HER		0.1065	0.0125*	0.1541	0.8939	0.3947
94 CAN	0.1065		0.3378	0.0036*	0.1370	0.0164*
94 MUC	0.0125*	0.3378		0.0002*	0.0174*	0.0013*
95 HER	0.1541	0.0036*	0.0002*		0.1205	0.5558
95 CAN	0.8939	0.1370	0.0174*	0.1205		0.3260
95 MUC	0.3947	0.0164*	0.0013*	0.5558	0.3260	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05

Cuadro 12b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

Fuente de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	58.6877	36	4.2131	13.9295	0.0006
2	4	10.1494	36	4.2131	2.4089	0.0671
3	6	2.7648	36	4.2131	0.6562	0.6849
12						
13	6	6.5052	36	4.2131	1.5440	0.1920
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

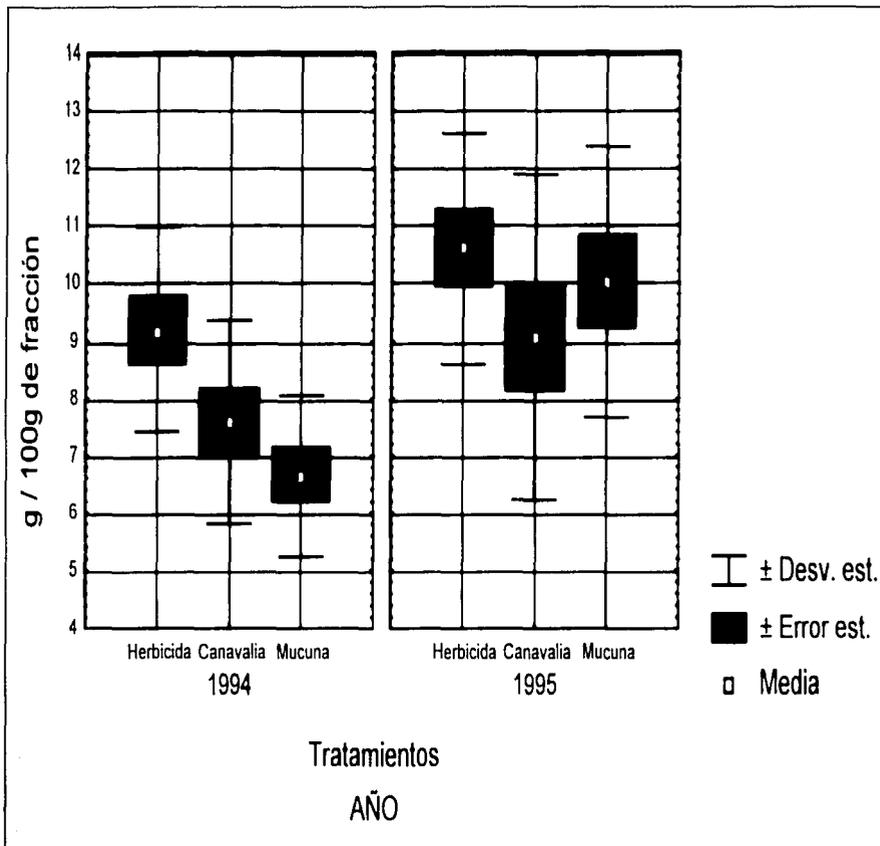


Figura 10. Porcentaje de carbono de la fracción gruesa del suelo de la milpa

Cuadro 13 Porcentaje de carbono de la fracción media del suelo de la milpa

"Herbicida"			"Canavalia"			"Mucuna"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	5.28	5.22	21	2.73	2.65	22	5.12	2.69
2	5.19	4.28	21	4.91	3.20	22	7.47	2.81
2	4.65	4.86	21	3.37	2.32	22	5.87	1.57
25	13.49	8.92	24	4.32	2.60	40	5.70	1.96
25	12.48	7.63	24	3.64	2.30	40	3.59	2.23
25	8.75	8.49	24	3.43	5.32	40	4.81	4.13
26	8.36	7.10	39	5.32	3.03	41	5.02	2.91
26	12.65	6.28	39	3.34	4.71	41	5.14	1.90
26	11.39	7.22	39	4.00	1.65	41	5.33	4.02

UE= Unidad experimental

Cuadro 13a ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (9.137)	94 CAN (3.895)	94 MUC (5.338)	95 HER (6.666)	95 CAN (3.086)	95 MUC (2.690)
94 HER		0.0000*	0.0000*	0.0001*	0.0000*	0.0000*
94 CAN	0.0000*		0.0143*	0.0000*	0.1575	0.0385
94 MUC	0.0000*	0.0143*		0.0233	0.0002*	0.0000*
95 HER	0.0001*	0.0000*	0.0233*		0.0000*	0.0000*
95 CAN	0.0000*	0.1575	0.0002*	0.0000*		0.4854
95 MUC	0.0000*	0.0385*	0.0000*	0.0000*	0.4854	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05

Cuadro 13b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	52.7084	36	1.4153	37.2411	0.0000
2	4	54.5744	36	1.4153	38.5595	0.0000
3	6	14.3045	36	1.4153	10.1068	0.0000
12						
13	6	2.4780	36	1.4153	1.7508	0.1374
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

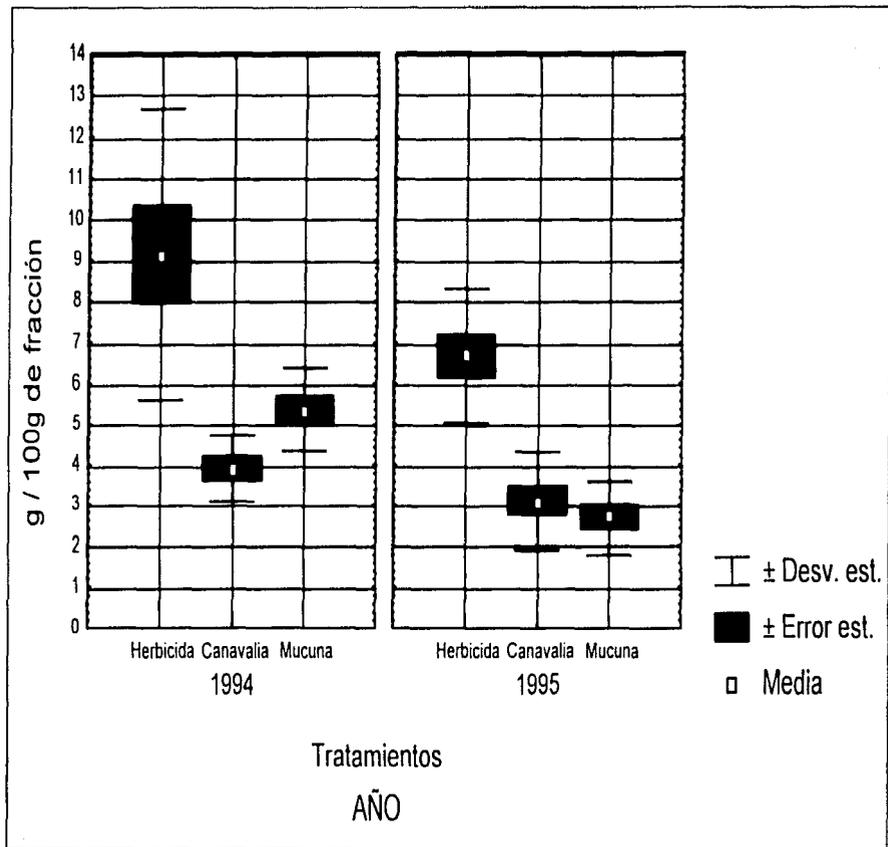


Figura 11. Porcentaje de carbono de la fracción media del suelo de la milpa

Cuadro 14. Porcentaje de carbono de la fracción fina del suelo de la milpa

UE	"Herbicida"		"Canavalia"			"Mucuna"		
	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	4.71	4.14	21	2.47	4.11	22	4.00	2.96
2	3.95	8.79	21	4.80	3.00	22	3.51	4.36
2	5.25	9.35	21	4.20	3.62	22	3.33	5.14
25	6.39	5.77	24	4.00	5.41	40	3.21	6.13
25	7.66	12.33	24	3.97	4.06	40	2.83	5.47
25	8.34	12.74	24	4.84	5.29	40	2.48	4.54
26	5.30	7.57	39	4.18	4.43	41	3.37	3.68
26	2.22	7.94	39	3.74	4.68	41	4.08	5.93
26	5.80	7.48	39	4.46	5.86	41	3.91	4.07

UE= Unidad experimental

Cuadro 14a ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (5 514)	94 CAN (4 073)	94 MUC (3 414)	95 HER (8 456)	95 CAN (4 495)	95 MUC (4 696)
94 HER		0.0367*	0.0031*	0.0000*	0.1334	0.2261
94 CAN	0.0367*		0.3270	0.0000*	0.5298	0.3544
94 MUC	0.0031*	0.3270		0.0000*	0.1122	0.0612
95 HER	0.0000*	0.0000*	0.0000*		0.0000*	0.0000*
95 CAN	0.1334	0.5298	0.1122	0.0000*		0.7630
95 MUC	0.2261	0.3544	0.0612	0.0000*	0.7630	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05

Cuadro 14b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	32.3731	36	1.9842	16.3153	0.0002
2	4	27.5910	36	1.9842	13.9052	0.0000
3	6	5.8983	36	1.9842	2.9726	0.0183
12						
13	6	0.8019	36	1.9842	0.4041	0.8713
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

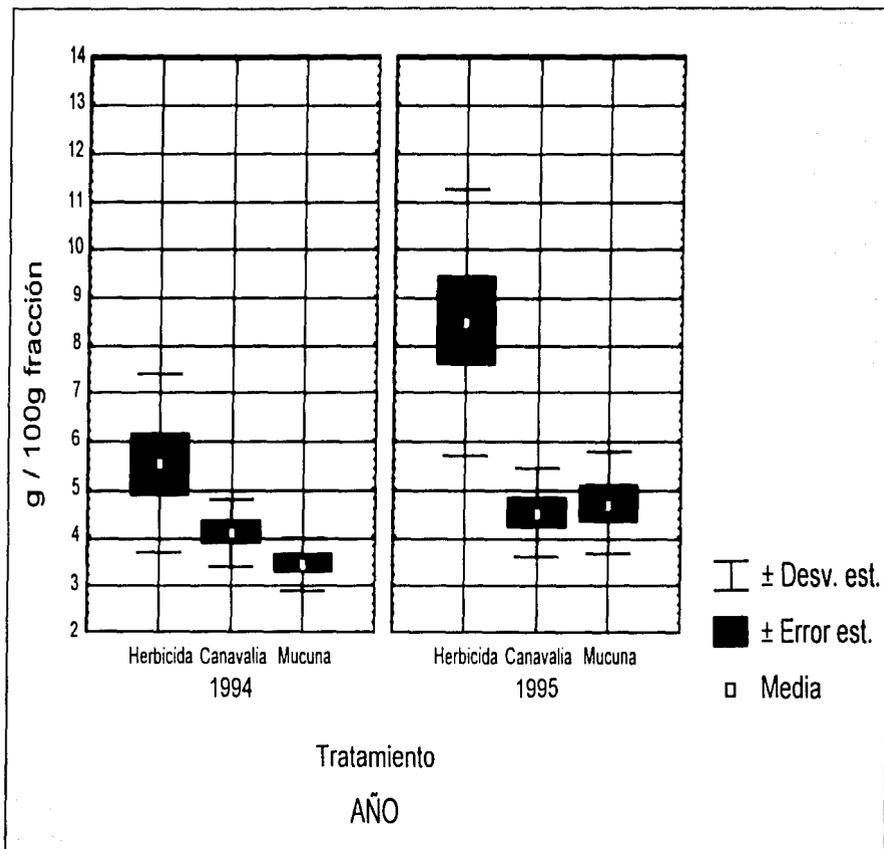


Figura 12. Porcentaje de carbono de la fracción fina del suelo de la milpa

Cuadro 15. Aportes de carbono de la fracción gruesa del suelo de la milpa +

"Herbicida"			"Canavalia"			"Mucuna"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	0.60	0.54	21	0.72	0.19	22	0.84	0.51
2	0.50	0.37	21	0.48	0.25	22	0.87	0.59
2	0.36	0.54	21	0.77	0.41	22	0.82	0.42
25	0.84	1.25	24	0.39	0.24	40	0.71	0.57
25	1.00	0.69	24	0.25	0.43	40	0.41	0.66
25	1.18	0.79	24	0.14	0.45	40	0.55	0.46
26	0.82	1.29	39	0.59	0.20	41	0.62	0.46
26	1.50	1.06	39	0.44	0.33	41	0.69	0.41
26	1.46	1.40	39	0.50	0.19	41	1.21	0.61

UE= Unidad experimental. += gramos de carbono / gramos de fracción / 100g de suelo

Cuadro 15a. ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (0 917)	94 CAN (0 476)	94 MUC (0 744)	95 HER (0 881)	95 CAN (0 300)	95 MUC (0 523)
94 HER		0.0000*	0.0436*	0.6669	0.0000*	0.0000*
94 CAN	0.0000*		0.0024*	0.0000*	0.0395*	0.5764
94 MUC	0.0436*	0.0024*		0.1062	0.0000*	0.0108*
95 HER	0.6669	0.0000*	0.1062		0.0000*	0.0001*
95 CAN	0.0000*	0.0395*	0.0000*	0.0000*		0.0105*
95 MUC	0.0000*	0.5764	0.0108*	0.0001*	0.0105*	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05

Cuadro 15b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

Fuente de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	0.2824	36	0.0306	9.2149	0.0044
2	4	0.6093	36	0.0306	19.8811	0
3	6	0.3221	36	0.0306	10.5101	0.0000
12						
13	6	0.0546	36	0.0306	1.7826	0.1304
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

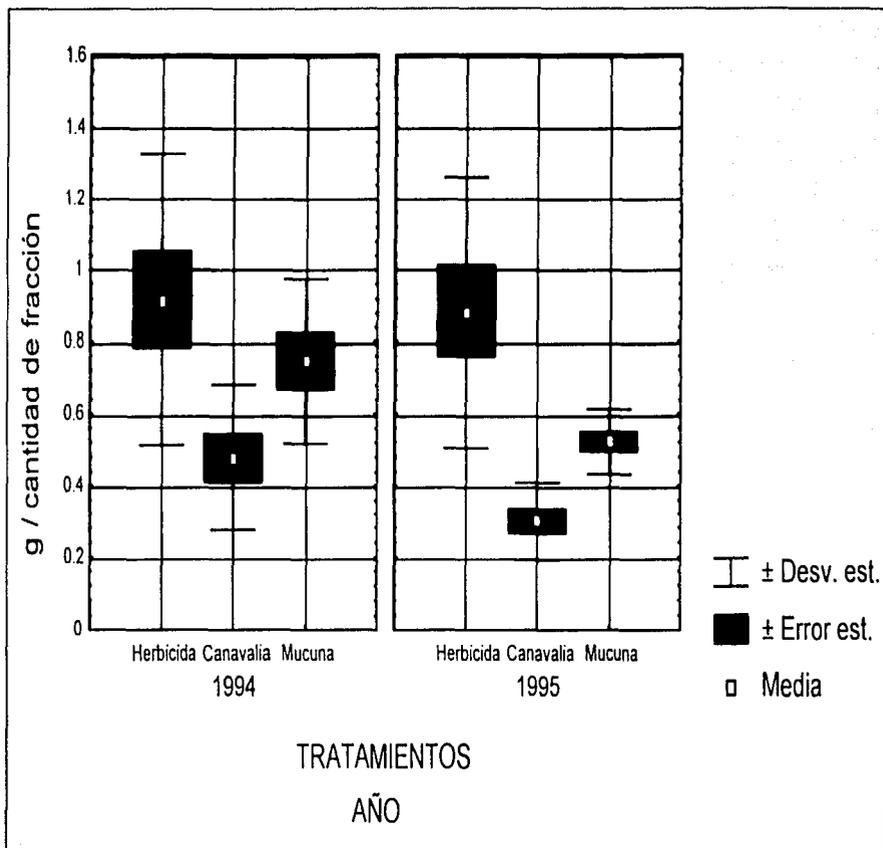


Figura 13. Aportes de carbono de la fracción gruesa del suelo de la milpa

Cuadro 16. Aportes de carbono de la fracción media del suelo de la milpa +

"Herbicida"			"Canavalia"			"Mucuna"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	0 20	0 52	21	0 23	0 24	22	0 27	0 19
2	0 28	0 39	21	0 34	0 34	22	0 57	0 21
2	0 31	0 51	21	0 31	0 18	22	0 35	0 14
25	1 51	0 71	24	0 33	0 19	40	0 38	0 13
25	0 32	0 63	24	0 30	0 17	40	0 29	0 10
25	0 39	1 07	24	0 25	0 45	40	0 47	0 34
26	0 47	0 55	39	0 10	0 24	41	0 29	0 24
26	0 81	0 43	39	0 36	0 44	41	0 36	0 14
26	0 61	0 65	39	0 44	0 15	41	0 39	0 38

UE= Unidad experimental, + = gramos de carbono / gramos de fracción / 100g de suelo

Cuadro 16a ANDEVA. interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (0 544)	94 CAN (0 295)	94 MUC (0 374)	95 HER (0 606)	95 CAN (0 267)	95 MUC (0 207)
94 HER		0 0114*	0 0776	0 5097*	0 0053*	0 0009*
94 CAN	0 0114*		0 4022	0 0020*	0 7662	0 3541
94 MUC	0 077*	0 4022		0 0178*	0 2588	0 0824
95 HER	0 5097	0 0020*	0 0178*		0 0008*	0 0001*
95 CAN	0 0053*	0 7662	0 2588	0 0008*		0 5268
95 MUC	0 0009*	0 3541	0 0824	0 0001*	0 5268	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0 05

Cuadro 16b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

Fuente de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	0 0264	36	0 0392	0 6721	0 4177
2	4	0 2809	36	0 0392	7 1532	0 000
3	6	0 0817	36	0 0392	2 0823	0 0796
12						
13	6	0 0131	36	0 0392	0 3359	0 9133
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales

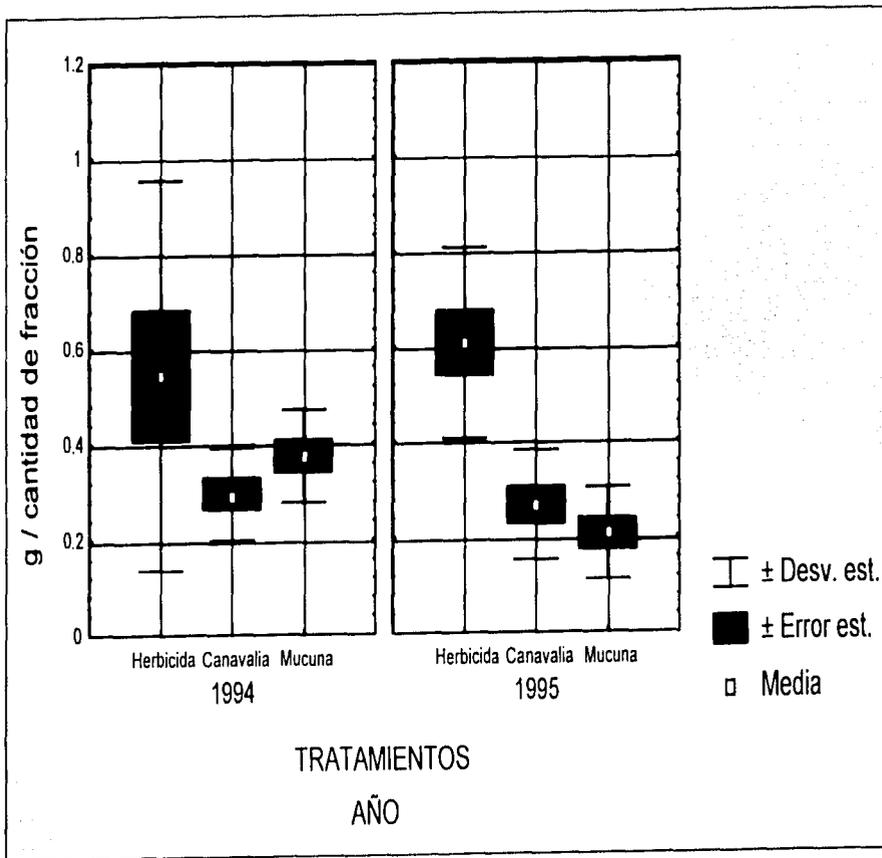


Figura 14. Aportes de carbono de la fracción media del suelo de la milpa

Cuadro 17. Aportes de carbono de la fracción fina del suelo de la milpa +

"Herbicida"			"Canavalia"			"Mucuna"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	4.25	3.56	21	2.03	3.68	22	3.24	2.62
2	3.50	7.61	21	4.17	2.60	22	2.88	3.84
2	4.58	7.86	21	3.37	3.19	22	2.70	4.34
25	5.14	4.79	24	3.46	4.83	40	2.70	5.45
25	6.70	10.23	24	3.46	3.55	40	2.35	4.81
25	6.76	10.16	24	4.37	4.62	40	2.01	3.95
26	4.61	5.97	39	3.86	3.95	41	2.77	3.21
26	1.78	6.60	39	3.09	4.09	41	3.40	5.23
26	4.40	5.85	39	3.76	5.06	41	3.08	3.35

UE= Unidad experimental, +- gramos de carbono / gramos de fracción / 100g de suelo.

Cuadro 17a ANDEVA, interacción años - tratamientos

añ tratamiento	94 HER (4 635)	94 CAN (3 508)	94 MUC (2 791)	95 HER (6 959)	95 CAN (3 951)	95 MUC (4 088)
94 HER		0.0500	0.0020*	0.0001*	0.2260	0.3315
94 CAN	0.0500*		0.2054	0.0000*	0.4312	0.3037
94 MUC	0.0020*	0.2054		0.0000*	0.0441	0.0253*
95 HER	0.0001*	0.0000*	0.0000*		0.0000*	0.0000*
95 CAN	0.2260	0.4312	0.0441*	0.0000*		0.8059
95 MUC	0.3315	0.3037	0.0253*	0.0000*	0.8059	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05.

Cuadro 17b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	24.7637	36	1.3912	17.7999	0.0001
2	4	16.8715	36	1.3912	12.1271	0.0000
3	6	3.9443	36	1.3912	2.8351	0.0230
12						
13	6	0.5577	36	1.3912	0.4009	0.8734
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

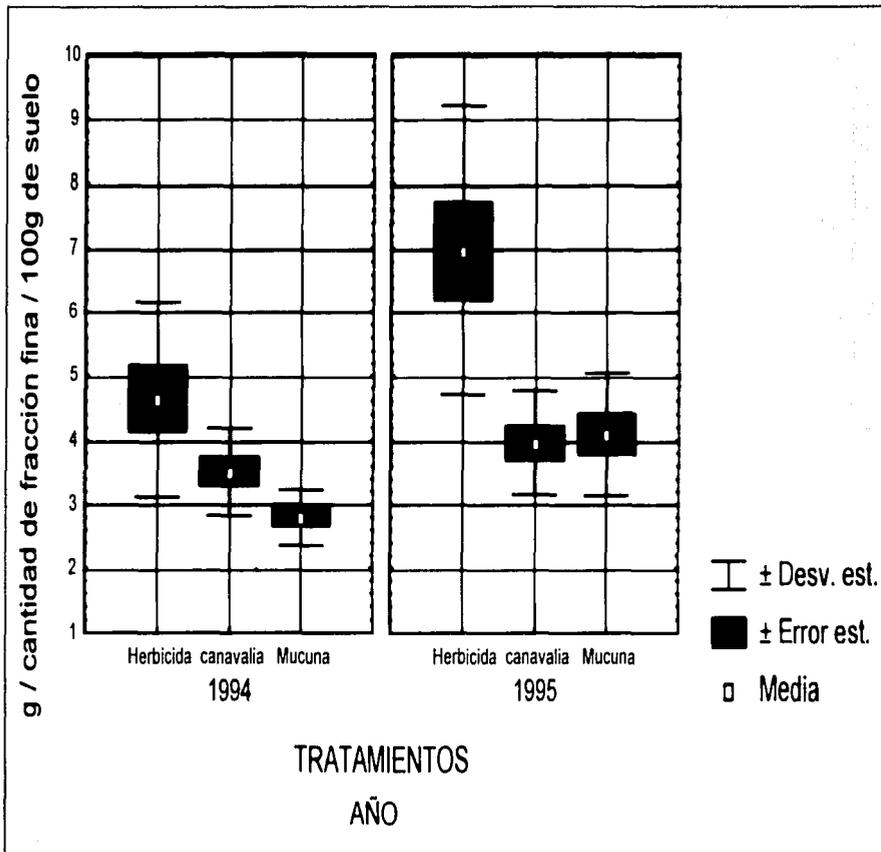


Figura 15. Aportes de carbono de la fracción fina del suelo de la milpa

Cuadro 18. porcentaje de fracción gruesa de los agregados del suelo de la milpa

"Herbicida"			"Mucuna"			"Canavalia"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	6.2	5.2	21	8.4	4	22	11.6	7
2	6	3.4	21	9.4	5	22	6	2.8
2	6.4	4.6	21	8	9.2	22	8.4	12.2
25	10.2	1.8	24	5	7.2	40	7.6	1.8
25	4.8	6.6	24	7.8	5.2	40	6	8.8
25	6.8	3.4	24	5	2.4	40	8.4	6.62
26	8.6	6	39	8	5	41	10.4	5.8
26	7	0.6	39	7.6	3.8	41	9.2	4.8
26	6.4	1.4	39	2.6	5.6	41	2.8	7

UE= Unidad experimental

Cuadro 18a. ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (6.933)	94 MUC (6.866)	94 CAN (7.822)	95 HER (3.666)	95 MUC (5.266)	95 CAN (6.313)
94 HER		0.9552	0.4562	0.0088*	0.1665	0.6026
94 MUC	0.9552		0.4235	0.0102*	0.1836	0.64203
94 CAN	0.4562	0.4235		0.0011*	0.0370*	0.2092
95 HER	0.0088*	0.0102*	0.0011*		0.1836	0.0311*
95 MUC	0.1665	0.1836	0.0370*	0.1836		0.3810
95 CAN	0.6026	0.6420	0.2092	0.0311*	0.3810	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05.

Cuadro 18b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	60.9715	36	6.2691	9.7256	0.0035
2	4	9.2760	36	6.2691	1.4796	0.2287
3	6	3.8986	36	6.2691	0.6218	0.7114
12						
13	6	1.3760	36	6.2691	0.2194	0.9680
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

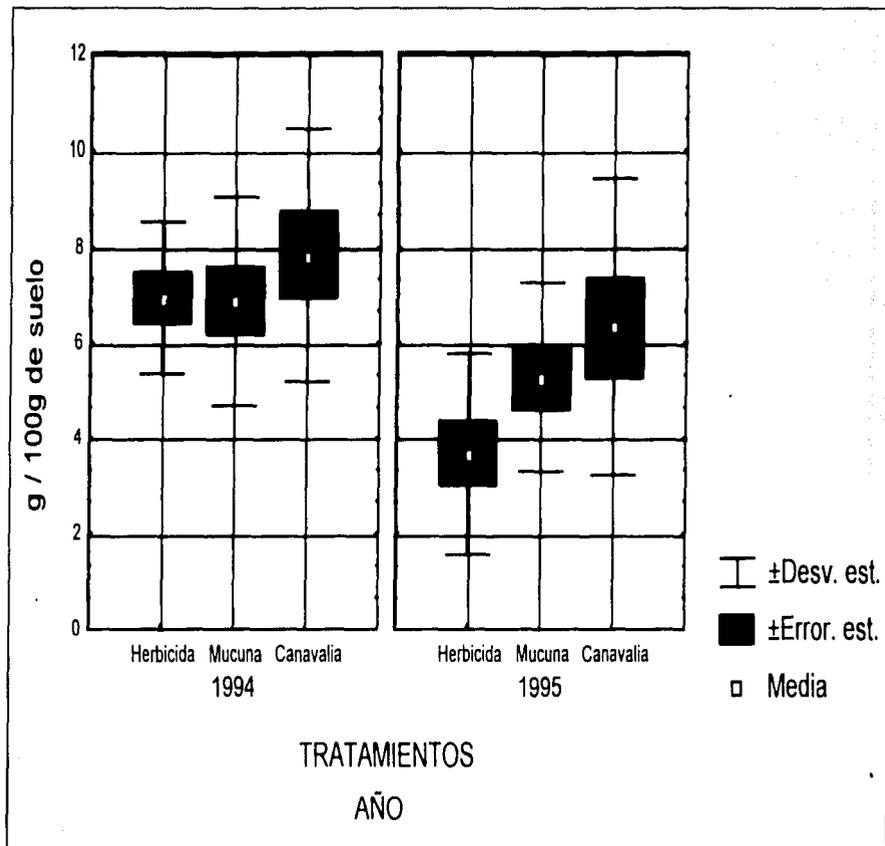


Figura 16. Porcentaje de fracción gruesa de los agregados del suelo de la milpa

Cuadro 19. Porcentaje de fracción media de los agregados del suelo de la milpa

"Herbicida"			"Mucuna"			"Canavalia"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	15.6	15.4	21	22	11.4	22	17	11.6
2	19.4	20.4	21	29.2	14.2	22	14.4	9.8
2	17.6	15	21	17	13	22	19.2	13.2
25	21.8	13.8	24	14.2	14	40	9.6	10.6
25	16	20.4	24	20.4	14	40	14.4	14
25	20	16.6	24	16.8	10	40	9.2	10.8
26	24.2	10.8	39	21.6	14.2	41	13.4	16.2
26	21	3.8	39	14.8	9.6	41	14.8	12.2
26	20.8	6.8	39	6.4	11.2	41	13.4	12

UE = Unidad experimental

Cuadro 19a ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (19.600)	94 CAN (18.044)	94 MUC (13.93)	95 HER (13.666)	95 CAN (12.400)	95 MUC (12.266)
94 HER		0.3208	0.0007*	0.0004*	0.0000*	0.0000*
94 CAN	0.3208		0.0115*	0.0075*	0.0008*	0.0006*
94 MUC	0.0007*	0.0115*		0.8639	0.3276	0.2879
95 HER	0.0004*	0.0075*	0.8639		0.4177	0.3709
95 CAN	0.0008*	0.0008*	0.3276	0.4177		0.9317
95 MUC	0.0000*	0.0006*	0.2879	0.3709	0.9317	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05

Cuadro 19b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	263.1230	36	10.7451	24.4875	0.0000
2	4	41.2607	36	10.7451	3.8399	0.0106
3	6	22.9274	36	10.7451	2.1337	0.0731
12						
13	6	42.6252	36	10.7451	3.9669	0.0038
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

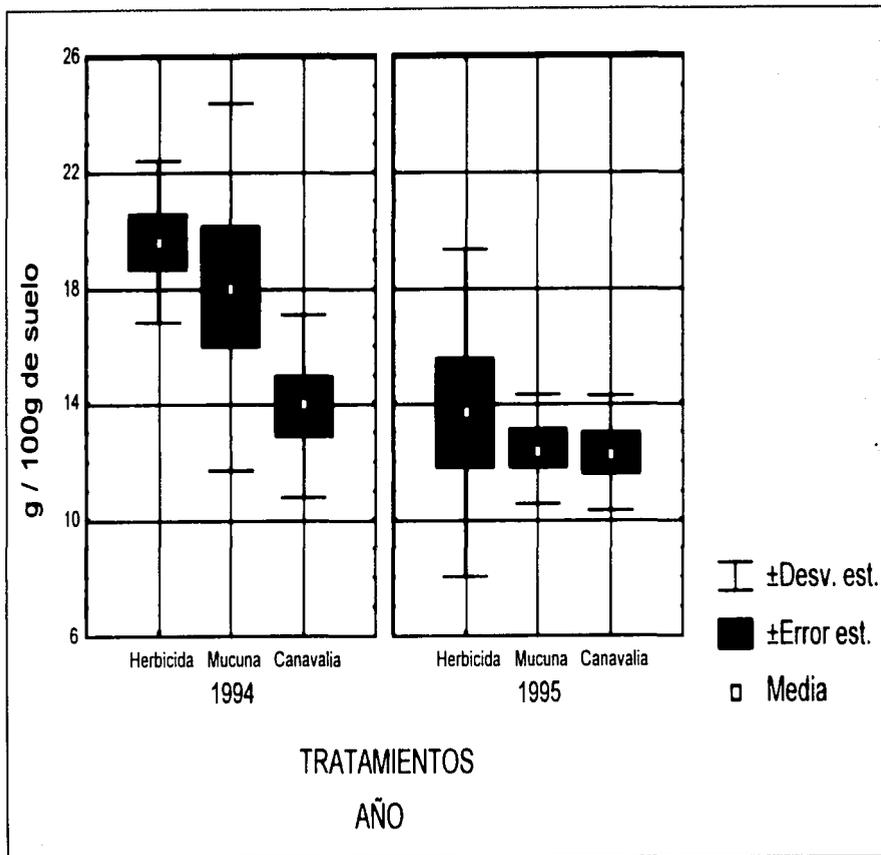


Figura 17. Porcentaje de fracción media de los agregados del suelo de la milpa

Cuadro 20. porcentaje de fracción fina de los agregados del suelo de la milpa

"Herbicida"			"Mucuna"			"Canavalia"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	77 80	82 80	21	63 40	83 80	22	63 60	80 20
2	72 80	68 00	21	55 80	79 60	22	80 20	86 60
2	76 80	82 00	21	71 20	76 80	22	74 40	73 00
25	66 60	83 40	24	74 40	77 80	40	74 80	86 20
25	77 00	72 00	24	66 60	79 40	40	80 20	77 20
25	75 40	79 40	24	73 60	86 20	40	74 40	82 20
26	66 00	82 20	39	60 60	79 60	41	75 40	76 40
26	70 60	95 60	39	71 80	86 60	41	74 00	83 40
26	74 40	91 00	39	67 40	82 00	41	82 60	82 40

UE= Unidad experimental

Cuadro 20a. ANDEVA, interacción años - tratamientos

	94 HER	94 CAN	94 MUC	95 HER	95 CAN	95 MUC
año tratamiento	(73 04)	(67 2)	(75 51)	(81 82)	(81 31)	(80 84)
94 HER		0 0302*	0 3472	0 0017*	0 0029*	0 0047*
94 CAN	0 0302*		0 0028*	0 0000*	0 0000*	0 0000*
94 MUC	0 3472*	0 0028*		0 0198*	0 0314*	0 0467*
95 HER	0 0017*	0 0000*	0 0198*		0 8446	0 7080
95 CAN	0 0029*	0 0000*	0 0314*	0 8446		0 8580
95 MUC	0 0047*	0 0000*	0 0467*	0 7080	0 8580	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05.

Cuadro 20b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

Fuente de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	1194.7407	36	30.1874	39.5774	2.842
2	4	83.0637	36	30.1874	2.7516	0.0428
3	6	25.9881	36	30.1874	0.8608	0.5326
12						
13	6	52.2237	36	30.1874	1.7299	0.1421
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

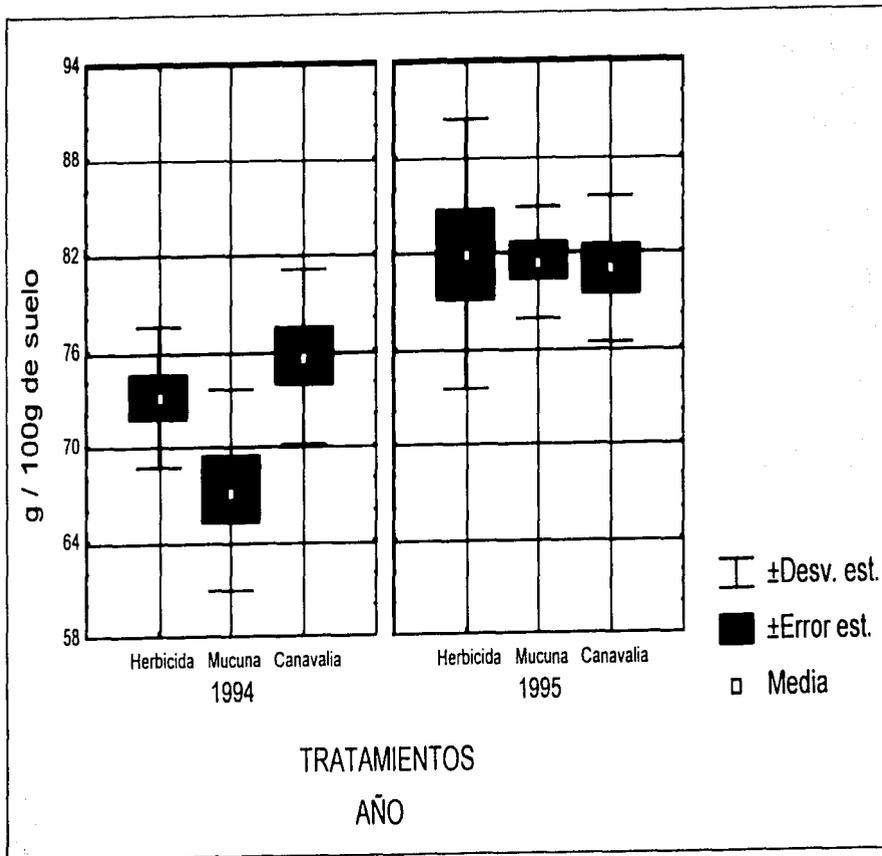


Figura 18. Porcentaje de fracción media de los agregados del suelo de la milpa

Cuadro 21 pH agua-suelo (2:1) del suelo de la milpa

"Herbicida"			"Mucuna"			"Canavalia"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	7.25	7.85	21	7.53	7.78	22	7.56	7.87
2	6.43	7.87	21	7.44	7.89	22	7.36	7.83
2	7.08	7.69	21	7.62	7.63	22	7.59	7.74
25	7.00	7.75	24	7.23	7.77	40	7.63	7.78
25	6.23	7.65	24	7.25	7.80	40	7.38	7.82
25	6.27	7.96	24	7.29	7.85	40	7.35	7.90
26	6.31	7.90	39	7.44	7.76	41	7.49	7.93
26	5.84	7.86	39	7.34	7.90	41	7.47	7.85
26	6.66	7.81	39	7.62	7.88	41	7.45	8.01

UE= Unidad experimental

Cuadro 21a. ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (6.559)	94 MUC (7.415)	94 CAN (7.472)	95 HER (7.813)	95 MUC (7.806)	95 CAN (7.856)
94 HER		0.0000*	0.0000*	0.0000*	0.0000*	0.0000*
94 MUC	0.0000*		0.5430	0.0001*	0.0001*	0.0000*
94 CAN	0.0000*	0.5430		0.0007*	0.0009*	0.0001*
95 HER	0.0000*	0.0001*	0.0007*		0.9396	0.6443
95 MUC	0.0000*	0.0001*	0.0009*	0.9396		0.5913
95 CAN	0.0000*	0.0000*	0.0001*	0.6443	0.5913	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05

Cuadro 21b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	6.1700	36	0.0383	160.9836	0.0000
2	4	1.1802	36	0.0383	30.7945	0.0000
3	6	0.0596	36	0.0383	1.5569	0.1881
12						
13	6	0.0772	36	0.0383	2.0150	0.0890
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

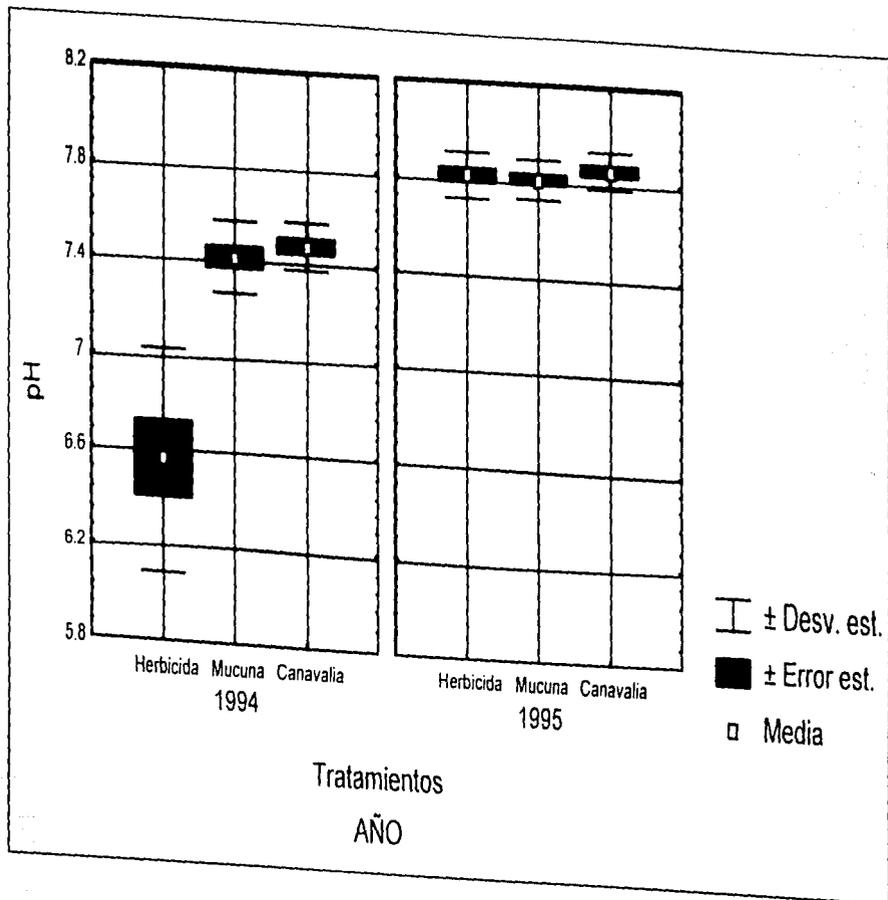


Figura 19. pH agua-suelo (2:1) del suelo de la milpa

Cuadro 22 pH KCl 1M-suelo (2:1) del suelo de la milpa

"Herbicida"			"Mucuna"			"Canavalia"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	6.85	7.44	21	7.00	7.47	22	7.04	7.33
2	5.99	7.51	21	6.84	7.25	22	6.90	7.22
2	6.56	7.52	21	7.22	7.06	22	7.05	7.13
25	6.89	7.35	24	6.52	7.48	40	7.17	7.32
25	5.87	7.35	24	6.58	7.38	40	6.73	7.13
25	6.01	7.35	24	6.55	7.51	40	6.85	7.33
26	5.96	7.55	39	6.58	7.41	41	7.00	7.40
26	5.10	7.64	39	6.64	7.46	41	6.75	7.60
26	6.10	7.44	39	7.18	7.36	41	7.00	7.38

UE- Unidad experimental

Cuadro 22a ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (6.145)	94 MUC (6.806)	94 CAN (6.941)	95 HER (7.457)	95 MUC (7.373)	95 CAN (7.312)
94 HER		0.0000*	0.0000*	0.0000*	0.0000*	0.0000*
94 MUC	0.0000*		0.2608	0.0000*	0.0000*	0.0001*
94 CAN	0.0000*	0.2608		0.0000*	0.0007*	0.0032*
95 HER	0.0000*	0.0000*	0.0000*		0.4810	0.2263
95 MUC	0.0000*	0.0000*	0.0007*	0.4810		0.6071
95 CAN	0.0000*	0.0001*	0.0032*	0.2263	0.6071	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05.

Cuadro 22b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	7.4869	36	0.0624	119.8701	0
2	4	0.8343	36	0.0624	13.3577	0.0000
3	6	0.0775	36	0.0624	1.2415	0.3086
12						
13	6	0.1628	36	0.0624	2.6067	0.0334
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

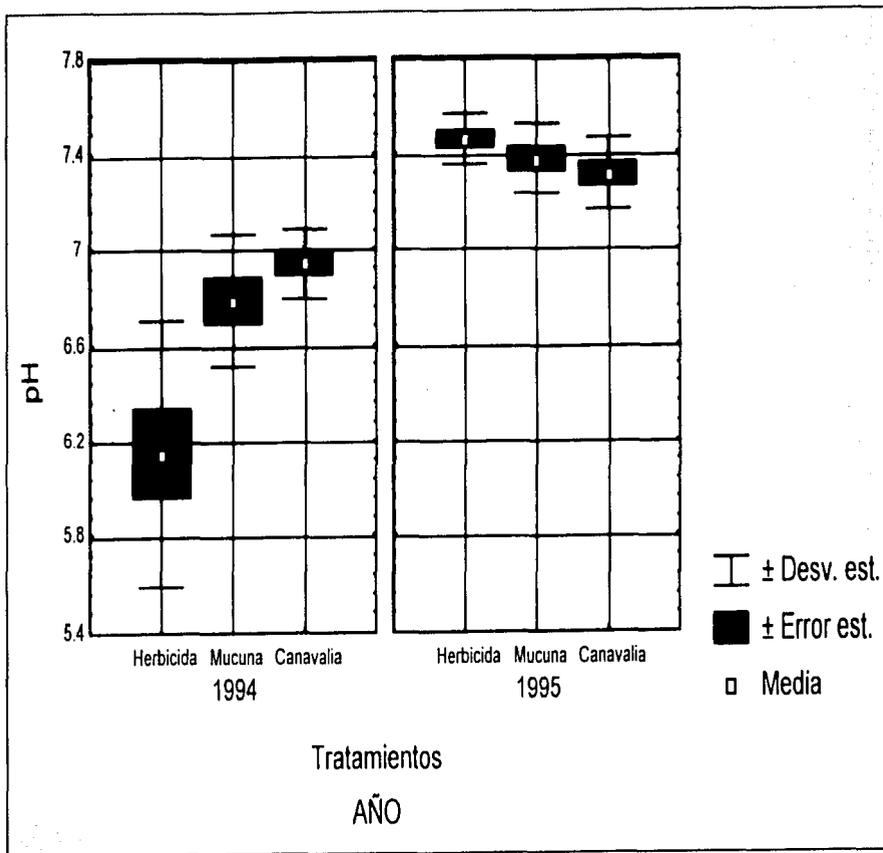


Figura 20. pH agua-KCl 1M (2:1) del suelo de la milpa

Cuadro 23. Porcentaje de carbonatos del suelo de la milpa

"Herbicida"			"Mucuna"			"Canavalia"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	0.87	0.70	U1	0.34	0.31	22	0.32	0.74
2	0.28	0.58	U1	0.18	0.42	22	0.18	1.26
2	0.34	0.86	U1	1.31	1.04	22	0.34	0.49
25	0.19	0.86	U2	0.22	1.07	40	1.05	0.41
25	0.11	7.31	U2	0.21	1.08	40	0.27	0.48
25	0.34	6.88	U2	0.21	1.34	40	0.30	0.99
26	1.29	4.83	U3	0.18	0.80	41	0.32	0.60
26	0.14	2.06	U3	0.17	0.41	41	0.14	0.72
26	0.17	2.61	U3	1.89	0.85	41	0.31	0.39

UE= Unidad experimental

Cuadro 23a. ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (0.413)	94 MUC (0.522)	94 CAN (0.357)	95 HER (2.964)	95 MUC (0.813)	95 CAN (0.674)
94 HER		0.8178	0.9056	0.0000*	0.3997	0.5807
94 MUC	0.8178		0.7273	0.0000*	0.5390	0.7468
94 CAN	0.9056	0.7273		0.0000*	0.3377	0.5029
95 HER	0.0000*	0.0000*	0.0000*		0.0000*	0.0000*
95 MUC	0.3997	0.5390	0.3377	0.0000*		0.7697
95 CAN	0.5807	0.7468	0.5029	0.0000*	0.7697	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05.

Cuadro 23b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

Fuente de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	14.9601	36	0.9884	15.1344	0.0004
2	4	7.4451	36	0.9884	7.5319	0.0001
3	6	2.0873	36	0.9884	2.1116	0.0758
12						
13	6	2.8218	36	0.9884	2.8547	0.0222
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

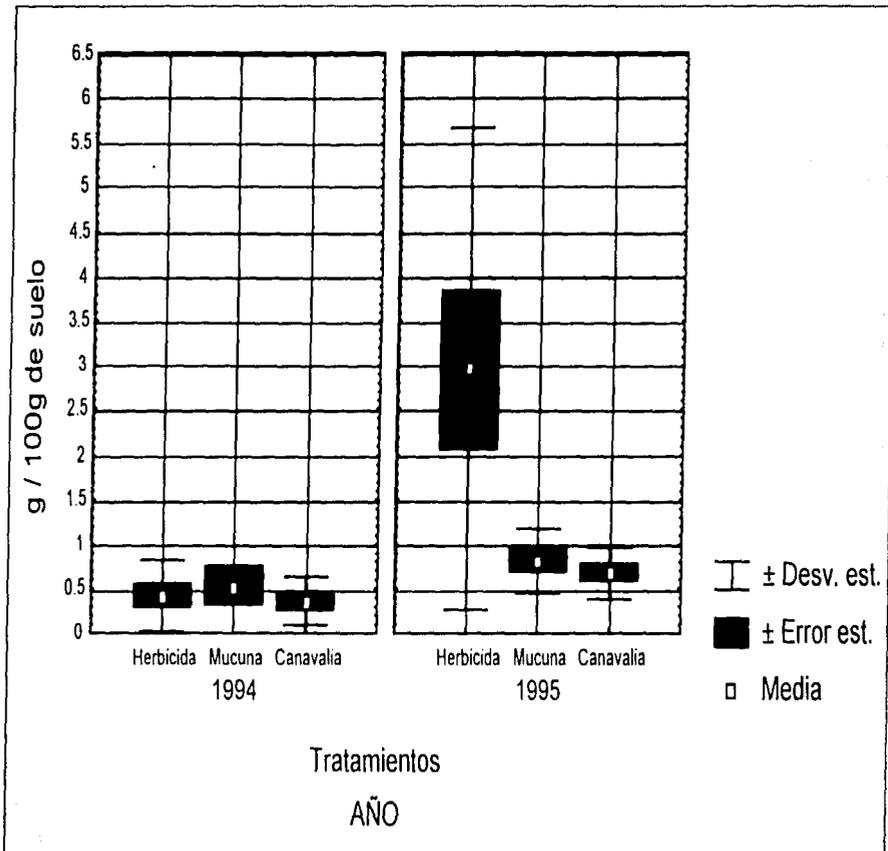


Figura 21. Porcentaje de carbonatos del suelo de la milpa

Cuadro 24. Calcio del suelo de la milpa

"Herbicida"			"Mucuna"			"Canavalia"		
ppm								
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	2495.01	4990.03	21	2497.75	2497.75	22	2491.90	2491.90
2	3119.51	6239.02	21	2496.07	2496.07	22	2495.07	2495.07
2	2492.83	4985.67	21	2491.66	2491.66	22	2496.20	2496.20
25	2494.52	4989.04	24	2496.75	2496.75	40	3119.33	2496.14
25	4674.35	6231.56	24	2494.40	2494.40	40	3737.98	2491.34
25	2497.57	3121.75	24	2495.27	2495.27	40	2498.56	2498.56
26	2492.34	2492.34	39	2494.71	2494.71	41	2494.09	2494.09
26	2495.88	2495.88	39	3748.13	2498.88	41	2497.19	2497.19
26	2497.26	2497.26	39	2489.48	2489.48	41	2492.65	2494.85

UE= Unidad experimental

Cuadro 24a. ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (2806.58)	94 MUC (2633.80)	94 CAN (2702.55)	95 HER (4226.95)	95 MUC (2494.99)	95 CAN (2495.03)
94 HER		0.5150	0.6945	0.0000	0.2435	0.2435
94 MUC	0.5150		0.7951	0.0000*	0.6006	0.6007
94 CAN	0.6945	0.7951		0.0000*	0.4348	0.4349
95 HER	0.0000*	0.0000*	0.0000*		0.0000*	0.0000*
95 MUC	0.2435	0.6006	0.4348	0.0000*		0.9998
95 CAN	0.2435	0.6007	0.4349	0.0000*	0.9998	

HER:= "Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", *= p<0.05.

Cuadro 24b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

Fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	1730357.25	36	310789.53	5.57	0.0238
2	4	4533439.50	36	310789.53	14.59	0.0000
3	6	1660536.25	36	310789.53	5.34	0.0004
12	---	---	---	---	---	---
13	6	1013801.06	36	310789.53	3.26	0.0115
23	---	---	---	---	---	---
123	---	---	---	---	---	---

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

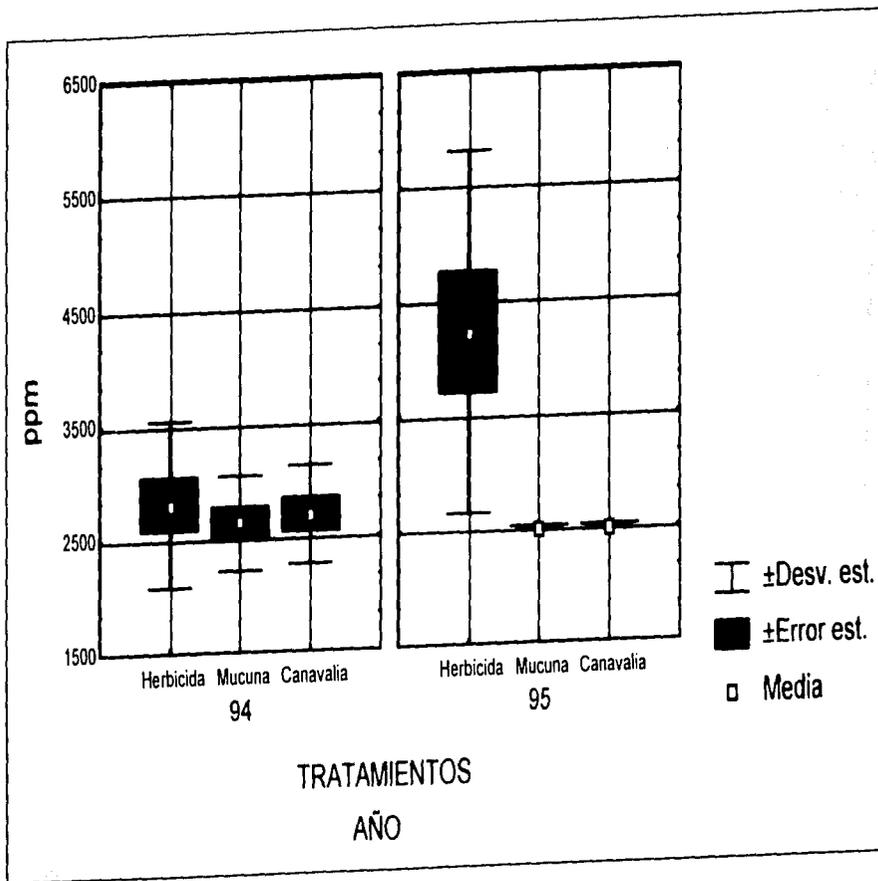


Figura 22. Calcio del suelo de la milpa

Cuadro 25. Porcentaje de carbono del suelo de la milpa

"Herbicida"			"Mucuna"			"Canavalia"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	5.05	4.62	21	4.35	3.32	22	2.99	4.12
2	4.29	8.38	21	4.32	4.64	22	5.00	3.19
2	5.24	8.91	21	3.87	4.90	22	4.45	3.78
25	7.49	6.75	24	3.78	6.15	40	4.18	5.27
25	8.02	11.55	24	3.05	5.58	40	4.01	4.16
25	8.32	12.02	24	3.03	4.75	40	4.76	5.51
26	5.90	7.81	39	3.68	3.91	41	4.55	4.38
26	4.09	8.09	39	4.44	5.79	41	3.89	4.87
26	6.47	7.90	39	4.68	4.34	41	4.70	5.39

UE= Unidad experimental

Cuadro 25a ANDEVA, interacción años - tratamientos

	94 HER	94 MUC	94 CAN	95 HER	95 MUC	95 CAN
año tratamiento	(6.097)	(3.911)	(4.280)	(8.447)	(4.819)	(4.519)
94 HER		0.0001*	0.0010*	0.0000*	0.0168*	0.0037*
94 MUC	0.0001*		0.4736	0.0000*	0.0833*	0.2412
94 CAN	0.0010*	0.4736		0.0000*	0.2977	0.6431
95 HER	0.0000*	0.0000*	0.0000*		0.0000*	0.0000*
95 MUC	0.0168	0.0833	0.2977	0.0000*		0.5593
95 CAN	0.0037	0.2412	0.6431	0.0000*	0.5593	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05.

Cuadro 25b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	18.3387	36	1.1711	15.6593	0.0003
2	4	27.6809	36	1.1711	23.6365	0.0000
3	6	5.1768	36	1.1711	4.4204	0.0019
12						
13	6	0.8345	36	1.1711	0.7126	0.6417
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

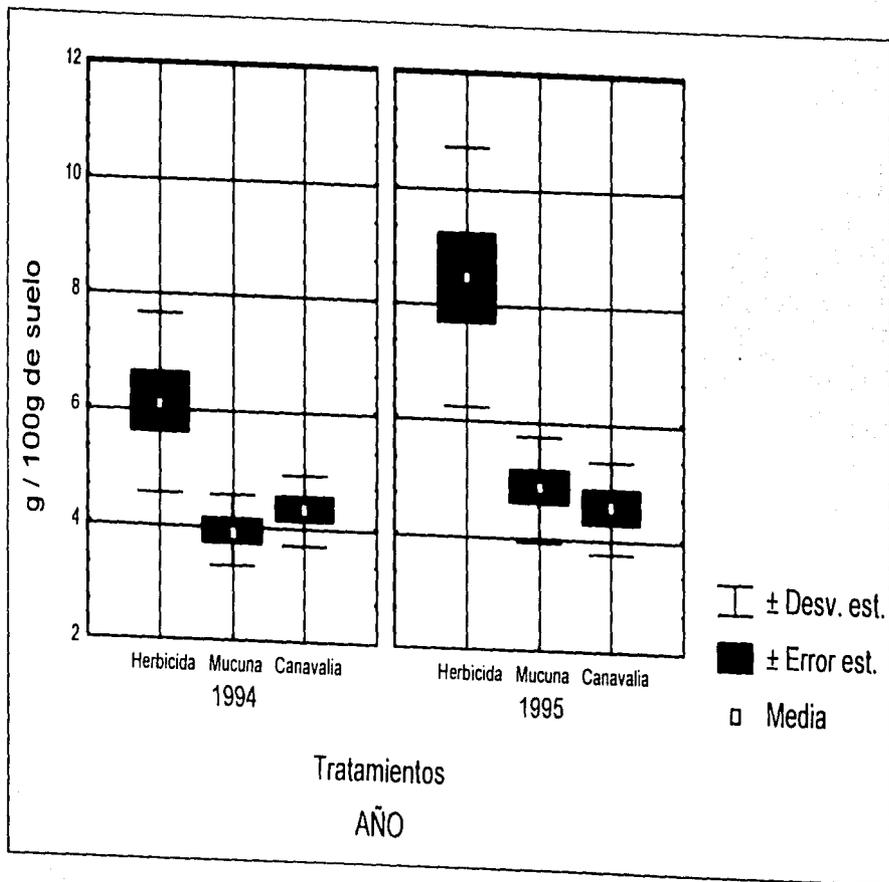


Figura 23. Porcentaje de carbono orgánico del suelo de la milpa

Cuadro 26. Porcentaje de nitrógeno del suelo de la milpa

"Herbicida"			"Mucuna"			"Canavalia"		
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	0.67	0.68	21	0.42	0.50	22	0.43	0.49
2	0.60	0.56	21	0.44	0.52	22	0.53	0.43
2	0.52	0.65	21	0.47	0.47	22	0.47	0.50
25	1.23	1.06	24	0.37	0.49	40	0.51	0.49
25	0.99	1.07	24	0.29	0.45	40	0.51	0.49
25	1.04	1.00	24	0.38	0.44	40	0.55	0.56
26	0.86	1.04	39	0.35	0.52	41	0.53	0.54
26	0.60	0.74	39	0.49	0.48	41	0.44	0.49
26	0.81	1.01	39	0.45	0.44	41	0.49	0.48

UE= Unidad experimental

Cuadro 26a ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (0.812)	94 MUC (0.408)	94 CAN (0.495)	95 HER (0.868)	95 MUC (0.478)	95 CAN (0.495)
94 HER		0.0000*	0.0000*	0.1103	0.0000*	0.0000*
94 MUC	0.0000*		0.0139*	0.0000*	0.0459	0.0142
94 CAN	0.0000*	0.0139		0.0000*	0.6080	0.9937
95 HER	0.1103	0.0000*	0.0000*		0.0000*	0.0000*
95 MUC	0.0000*	0.0459	0.6080	0.0000*		0.6135
95 CAN	0.0000*	0.0142	0.9937	0.0000*	0.6135	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05.

Cuadro 26b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	0.0237	36	0.0052	4.5551	0.0397
2	4	0.4222	36	0.0052	81.022	0
3	6	0.1049	36	0.0052	20.129	0
12						
13	6	0.0066	36	0.0052	1.2663	0.2971
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

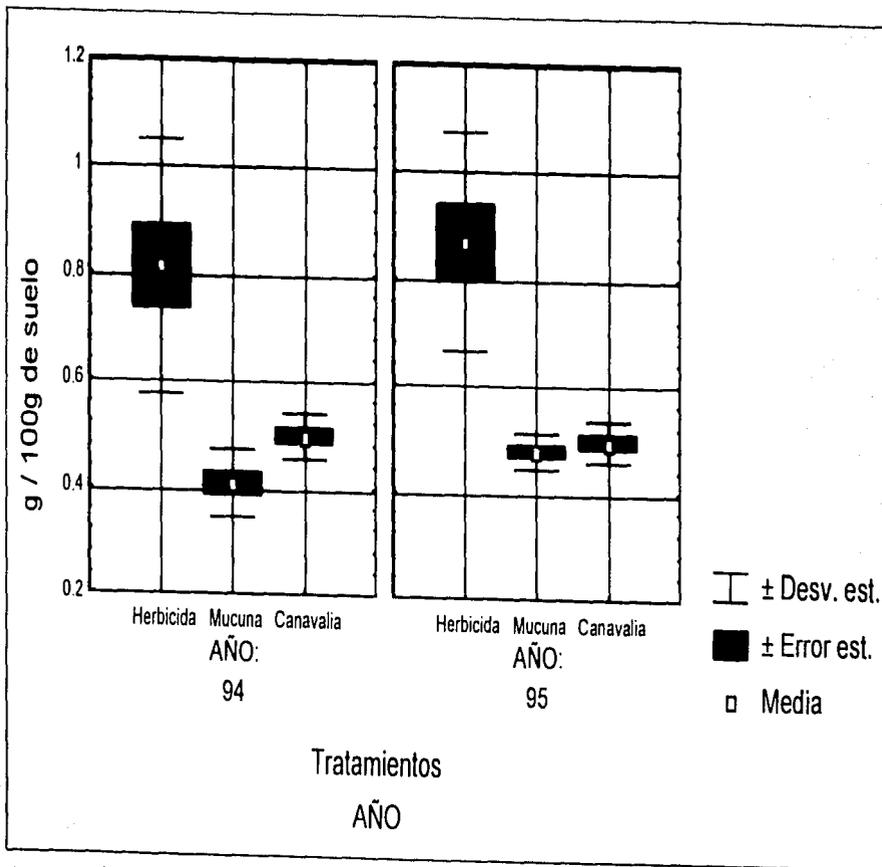


Figura 24. Porcentaje de nitrógeno del suelo de la milpa

Cuadro 27. Fósforo del suelo de la milpa

"Herbicida"			"Mucuna"			"Canavalia"		
-----ppm-----								
UE	1994	1995	UE	1994	1995	UE	1994	1995
2	30 38	11 65	21	33 52	12 76	22	34 58	10 91
2	33 66	11 82	21	33 03	12 62	22	34 76	11 75
2	30 29	12 37	21	34 01	13 46	22	32 95	12 73
25	33 22	13 46	24	34 11	11 41	40	33 22	13 58
25	35 39	12 40	24	35 08	11 39	40	34 33	13 53
25	33 16	12 33	24	34 62	13 07	40	30 84	11 19
26	34 11	12 69	39	30 84	12 50	41	33 60	12 09
26	33 24	14 05	39	32 22	12 88	41	29 52	12 32
26	35 23	13 65	39	32 71	13 84	41	34 72	12 30

UE= Unidad experimental

Cuadro 27a. ANDEVA, interacción años - tratamientos

año tratamiento	94 HER (33 187)	94 MUC (33 347)	94 CAN (33 168)	95 HER (12 713)	95 MUC (12 660)	95 CAN (12 266)
94 HER		0.7739	0.9717	0.0000*	0.0000*	0.0000*
94 MUC	0.7739		0.7470	0.0000*	0.0000*	0.0000*
94 CAN	0.9717	0.7470		0.0000*	0.0000*	0.0000*
95 HER	0.0000*	0.0000*	0.0000*		0.9237	0.4236
95 MUC	0.0000*	0.0000*	0.0000*	0.9237		0.4805
95 CAN	0.0000*	0.0000*	0.0000*	0.4236	0.4805	

HER="Herbicida", MUC="Mucuna", CAN="Canavalia", () media, p<0.05.

Cuadro 27b. Sumario del ANDEVA anidado de las fuentes de variación

posibles fuentes de variación	grados de libertad de la posible fuente de variación	cuadrados medios de la posible fuente de variación	grados de libertad del error	cuadrados medios del error	F	nivel de significancia (p)
1	1	5777.82	36	1.3742	4204.218	0
2	4	0.312	36	1.3742	0.227	0.9213
3	6	3.023	36	1.3742	2.2	0.0655
12						
13	6	2.943	36	1.3742	2.142	0.0722
23						
123						

1= años, 2= tratamientos, 3=unidades experimentales.

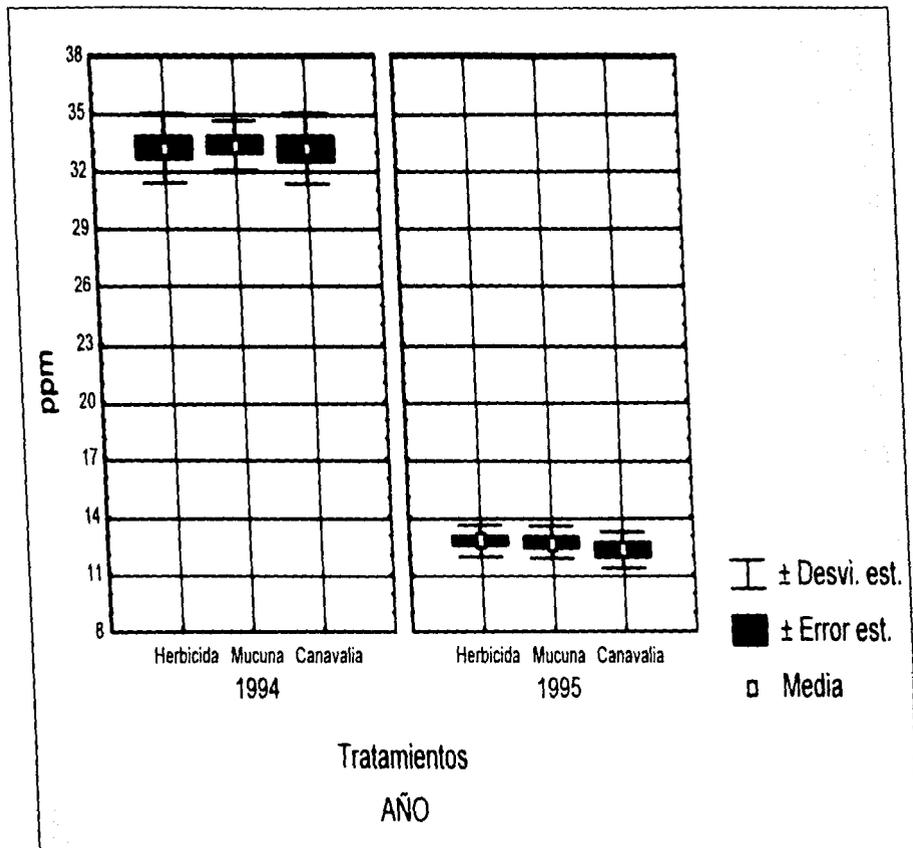


Figura 25. Fósforo del suelo de la milpa