



00377

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

Facultad de Ciencias

EVALUACIÓN DE LA ESTABILIDAD DEL
CARBONO EN SUELOS DE UN SISTEMA
AGROFORESTAL DE LA SIERRA SUR DE
OAXACA, MUNICIPIO DE SANTOS REYES
NOPALA.

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO
DE MAESTRO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
(BIOLOGÍA AMBIENTAL)

PRESENTA

BIÓLOGO GUSTAVO ALVAREZ ARTEAGA

DIRECTORA DE TESIS: DRA. NORMA EUGENIA GARCÍA CALDERÓN

MÉXICO D.F.

ABRIL DE 2005



m343338



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.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS COORDINACIÓN

Autorizo a la Dirección General de Bibliotecas de la UNAM a difundir en formato electrónico e impreso el contenido de mi trabajo recepcional.

NOMBRE: Gustavo Alvarez

Arteaga

FECHA: 19-04-2005

FIRMA: G. Alvarez

Ing. Leopoldo Silva Gutiérrez
Director General de la Administración Escolar, UNAM
Presente

Por medio de la presente me permito informar a usted que en la reunión ordinaria del Comité Académico del Posgrado en Ciencias Biológicas, celebrada el día 26 de abril del 2004, se acordó poner a su consideración el siguiente jurado para el examen de grado de Maestría en Ciencias Biológicas (Biología Ambiental) del alumno(a) **Alvarez Arteaga Gustavo**, con número de cuenta 84010317, con la tesis titulada: "Evaluación de la estabilidad del carbono en suelos de un sistema agroforestal de la Sierra Sur de Oaxaca, municipio de Satnos Reyes Nopala.", bajo la dirección del(a) **Dra. Norma Eugenia García Calderón**.

Presidente: Dra. Christine Desiree Siebe Grabach
Vocal: Dr. Omar Raúl Masera Cerutti
Secretario: Dra. Norma Eugenia Garcia Calderón
Suplente: Dra. Teresa de Jesús Reyna Trujillo
Suplente: Dr. David Flores Román

Sin otro particular, quedo de usted.

Atentamente
"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"
Cd. Universitaria, D.F., a 15 de junio de 2004.


Dr. Juan José Morrone Lupi
Coordinador del Programa

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo se realizó bajo el apoyo de los proyectos UNAM – CONACyT 5-28227-B y CSIC-CONACyT-UNAM 2001 MX0024

A CONACyT por la beca económica otorgada durante la realización de los estudios.

A la Dra. Norma Eugenia García Calderón por dirigir este trabajo y haber tenido la fortuna de ser su alumno.

A Dr. Gonzalo Almendros Martín por su invaluable aportación al trabajo y por las facilidades otorgadas durante mi estancia en el CSIC

A La Dra. Teresa de Jesús Reyna Trujillo y al Dr. Omar R. Masera Cerutti por sus acertadas recomendaciones.

A Dr. Pavel Krasilnikov por las observaciones al estudio y sobre todo por su amistad.

A personal del Laboratorio de Edafología de la Facultad de Ciencias, UNAM.

DEDICATORIA

Para Adrián:

Por la inmensa felicidad que representó
tu llegada

CONTENIDO

RESUMEN

INDICE DE CUADROS

INDICE DE FIGURAS

CAPITULO I. INTRODUCCIÓN

- 1.1 La Materia orgánica del suelo
 - 1.1.1 Antecedentes históricos
 - 1.1.2 Naturaleza y funciones de la materia orgánica del suelo
 - 1.1.3 Extracción de la materia orgánica del suelo
- 1.2 Las sustancias húmicas
 - 1.2.1 Características de las sustancias húmicas
 - 1.2.2 Factores que influyen en la humificación
 - 1.2.3 Origen y formación de las sustancias húmicas
 - 1.2.4 Tipos de humus
- 1.3 La materia orgánica y el almacenamiento de carbono en el suelo
 - 1.3.1 La naturaleza del carbono orgánico del suelo
 - 1.3.2 Variaciones de carbono por actividades antropogénicas
- 1.4 Los agroecosistemas cafetaleros en México
 - 1.4.1 La cafecultura en México
- 1.5 Antecedentes
- 1.6 Justificación del estudio y objetivos

CAPITULO II. MATERIALES Y METODOS

- 2.1 Descripción del sitio de estudio
 - 2.1.1 Localización
 - 2.1.2 Geología
 - 2.1.3 Clima y vegetación
 - 2.1.4 Suelos
- 2.2 Toma de muestras
 - 2.2.1 Muestras de perfiles
 - 2.2.2 Diseño del muestreo
 - 2.2.3 Preparación de muestras para su análisis

2.3 Métodos analíticos de suelos

2.3.1 pH

2.3.2 Determinación del color del suelo

2.3.3 Carbono orgánico

2.3.4 Densidad aparente

2.3.5 Análisis granulométrico

2.3.6 Capacidad de intercambio catiónico

2.3.7 Nitrógeno total

2.4 Variabilidad espacial de las propiedades del suelo

2.4.1 Diseño de mapas de variabilidad espacial

2.5 Fraccionamiento de la materia orgánica

2.5.1 Purificación de los ácidos húmicos

2.6 Métodos para la caracterización química de los ácidos húmicos

2.6.1 Determinación de las propiedades ópticas

2.6.2 Segunda derivada del espectro visible

2.6.3 Espectroscopía infrarroja

2.7 Tratamientos estadísticos

CAPITULO III. RESULTADOS

3.1 Estudio geoquímico de las muestras de suelo

3.1.1 Taxonomía de suelos

3.1.2 Características analíticas de los puntos de muestreo

3.1.2.1 pH

3.1.2.2 Pendiente

3.1.2.3 Contenido de carbono

3.1.2.4 Densidad aparente

3.1.2.5 Nitrógeno total

3.1.2.6 Relación C/N

3.1.2.7 Infiltración

3.1.2.8 Resistividad

3.1.3 Mapas de variabilidad espacial

3.2 Características de la materia orgánica del suelo

3.2.1 Fracciones de la materia orgánica del suelo

3.2.2 Estudio de los ácidos húmicos

3.2.2.1 Espectroscopía UV-VIS

3.2.2.2 Segunda derivada del espectro UV-VIS

3.2.2.3 Espectroscopía FT-IR de los ácidos húmicos

3.3 Reserva de carbono en las fracciones de la materia orgánica del suelo.

3.4 Factores que influyen en la acumulación de carbono en el suelo

3.4.1 Análisis de correlación lineal

3.4.2 Modelo de regresión lineal múltiple para el C.

CAPITULO IV. DISCUSIÓN

CAPITULO V. CONCLUSIONES

CAPITULO VI BIBLIOGRAFÍA

CAPITULO VII ANEXOS

ANEXO I

Carta 1. Distribución espacial del pH en la profundidad de 0 a 20 cm.

Carta 2. Distribución espacial de l pH en la profundidad de 20 a 40 cm.

Carta 3. Distribución espacial de Carbono en la profundidad de 0 a 20 cm.

Carta 4. Distribución espacial de Carbono en la profundidad de 20 a 40 cm.

Carta 5 Distribución espacial de la reserva de Carbono en la profundidad de 0 a 40 cm.

ANEXO II

Cuadro informativo sobre puntos de muestreo dentro de la finca cafetalera "El Sinaí"

Base de datos sobre selección de puntos de muestreo en la profundidad de 0 . 20 cm.

Base de datos sobre selección de puntos de muestreo en la profundidad de 20- 40 cm.

ÍNDICE DE CUADROS

- Cuadro 3.1 Resultados de los análisis físicos y químicos para el perfil edáfico representativo del Acrisol húmico.
- Cuadro 3.2 Resultados de los análisis físicos y químicos para el perfil edáfico representativo del Umbrisol húmico.
- Cuadro 3.3 Resultados de los análisis físicos y químicos para el perfil edáfico representativo del Cambisol mólico
- Cuadro 3.4 Valores extremos y medios para algunas variables físicas y químicas de muestras de suelo dentro del sitio de estudio.
- Cuadro 3.5 Diferencias estadísticas significativas entre suelo y profundidad para las diferentes variables evaluadas.
- Cuadro 3.6 Fracciones de Carbono Orgánico en los suelos estudiados
- Cuadro 3.7 Densidades ópticas a 465 nm (E4) dadas en unidades de absorbancia y la relación E4/E6 e intensidad del valle de los 620 nm de la segunda derivada de los espectros visibles de AH.
- Cuadro 3.8 Valores para los parámetros espectroscópicos dentro del rango UV-VIS.
- Cuadro 3.9 Asignación de las diferentes bandas de absorción según Farmer y Morrison (1980), Fangel y Wegener (1984) y McCarthy y Rice (1985)
- Cuadro 3.10 Densidades ópticas relativas de las bandas más significativas de los espectros FT-IR de los AH estudiados.
- Cuadro 3.11 Reserva de carbono para las fracciones de la materia orgánica del suelo.
- Cuadro 3.12 Correlaciones lineales entre variables evaluadas

ÍNDICE DE FIGURAS

- Figura 2.1 Mapa de ubicación de la zona de estudio
- Figura 2.2 Croquis de la cabecera municipal de Santos Reyes Nopala.
- Figura 2.3 Ubicación de los sitios de muestreo
- Figura 3.1 Perfil representativo de los suelos de Acrisol húmico
- Figura 3.2 Perfil representativo de los suelos de Umbrisol húmico
- Figura 3.3 Perfil representativo de los suelos de Cambisol móllico
- Figura 3.4 Fraccionamiento de la MO expresada en % de C para la profundidad de 0 a 20 cm
- Figura 3.5 Fraccionamiento de la MO expresado en % de C para la profundidad de 20 a 40 cm.
- Figura 3.6 Segunda derivada del espectro UV-VIS de algunos AH estudiados
- Figura 3.7 Segunda derivada del espectro UV-VIS de algunos AH estudiados
- Figura 3.8 Comparación entre la segunda derivada del espectro UV-VIS de melaninas fúngicas y AH estudiados.
- Figura 3.9 Espectros FT-IR de los AH extraídos para los suelos de Acrisol húmico
- Figura 3.10 Espectros FT-IR de los AH extraídos para los suelos de Umbrisol húmico
- Figura 3.11 Espectros FT-IR de los AH extraídos para los suelos de Cambisol móllico.
- Figura 3.12 Espectros infrarrojos de resolución mejorada de los AH de suelos de Acrisol húmico
- Figura 3.13 Espectros infrarrojos de resolución mejorada de los AH de suelos de Umbrisol húmico
- Figura 3.14 Espectros infrarrojos de resolución mejorada de los AH de suelos de Cambisol móllico.

EVALUACIÓN DE LA ESTABILIDAD DEL CARBONO EN SUELOS DE UN SISTEMA AGROFORESTAL DE LA SIERRA SUR DE OAXACA, MUNICIPIO DE SANTOS REYES NOPALA

RESUMEN

Considerando la gran importancia que tiene la conservación del suelo en los agroecosistemas tropicales, las plantaciones de café en la región montañosa de Oaxaca representan un modelo amigable con el medio ambiente en términos de manejo sustentable tanto para la vida silvestre como para la producción de cultivos comerciales. Estos sistemas ofrecen una buena opción para el almacenamiento de C, particularmente aquellas plantaciones denominadas de "cultivo de café en jardín" ya que mantienen condiciones ambientales muy similares a las del ecosistema original. Por razones económicas y culturales, los cultivos de café dentro de esta región de la Sierra Sur de Oaxaca al igual que en muchas partes del sureste mexicano se manejan sin el uso de insumos químicos y maquinaria por lo que la productividad del sistema se mantiene en bajos niveles.

Para determinar los factores que influyen en la estabilidad del C en el suelo, se analizó la distribución de las diferentes fracciones de la materia orgánica del suelo así como las características de los ácidos húmicos (AH) para los suelos representativos de la zona. Se realizaron análisis estadísticos para correlacionar los principales patrones estructurales con el origen y la estabilidad de las diferentes formas de C en tales suelos. El sitio de estudio correspondió a la finca cafetalera "El Sinaí" localizada entre los 16°07' N y los 97°06' O. Se obtuvieron un total de 150 muestras superficiales (0-20 cm) y subsuperficiales (20 – 40 cm) a partir de puntos equidistantes de 100 x 100 m a lo largo de una toposecuencia de 960 a 1300 msnm. Se evaluaron parámetros tales como el pH (en H₂O y KCl con una relación 1:2.5), las concentraciones de carbono (C) y nitrógeno (N), así como la densidad aparente (D.A.). Se aislaron las diferentes fracciones de la materia

orgánica del suelo por medio de una extracción secuencial en 20 puntos de control que representan a las diferentes unidades de suelo encontradas: Acrisoles, Cambisoles y Umbrisoles. Se determinó la cantidad de C en la fracción libre (MOL), ácidos fúlvicos (AF), AH y huminas. Después de su purificación, se analizaron los AH por medio de la espectroscopia visible e infrarroja.

Los procesos pedogénicos que tienen lugar en la Sierra Sur de Oaxaca son altamente complejos y tienen lugar a partir del intenso intemperismo de los suelos tropicales, se caracterizan por presentar patrones de distribución similar en las sustancias húmicas para los tres grupos de suelo encontrados. En promedio, la mayor proporción de C (52 %) correspondió a la fracción de las huminas, seguida por los AF (25 %) y AH (19 %). La fracción de MOL fue menor al 4 %. La proporción de AH fue mayor en el horizonte superficial. Los valores para la densidad óptica en los AH sugieren una aromaticidad relativamente baja así como pesos moleculares bajos, los valores obtenidos para la relación $E_4:E_6$ son de 5.2 para los Acrisoles, de 5.0 para Cambisoles y de 5.4 a 4.6 para los Umbrisoles. Todos los AH contienen el cromóforo dihidroxiperilenquinona, evidenciando la presencia de actividad fúngica durante los procesos de humificación. El espectro infrarrojo muestra las bandas típicas de los 3400, 2920, 1720, 1620, 1550, 1510, 1460, 1270 y 1030 cm^{-1} que en algunos casos sugieren la presencia de ligninas alteradas. El radio 2920:1510 menor a 1 indica la dominancia de C alifático en el horizonte superficial y en términos generales confirma los resultados del espectro UV-visible acerca del incremento de aromaticidad en las moléculas de AH con la profundidad. El alto contenido de huminas es interpretado como un índice de evolución en el humus para el sitio de estudio donde esta fracción recalcitrante se acumula en asociación con la fracción mineral del suelo, particularmente las vermiculitas.

CAPITULO I

INTRODUCCION

1.1 LA MATERIA ORGANICA DEL SUELO (MOS)

1.1.1 ANTECEDENTES HISTÓRICOS.

El estudio y manejo de la Materia Orgánica del Suelo (MOS) tiene sus fundamentos en tiempos muy remotos y surge básicamente como una necesidad de incrementar la calidad y cantidad de las cosechas. Es conocido el uso de diferentes enmiendas orgánicas por culturas tan distantes en tiempo y geografía como los persas, chinos, romanos, mayas, etc. Sin embargo es a partir del siglo XVIII cuando se inicia su estudio sistemático con la aparición del primer libro sobre agroquímica que se conoce, escrito por Wallerius en 1771 "*Agriculturae Fundamente Chemia*"; años más tarde se intentó por primera vez extraer la parte orgánica (cuya denominación ya toma el nombre de humus) de la fracción inorgánica del suelo por medio de soluciones alcalinas.

El inicio del siglo XIX marca el comienzo de los primeros estudios sistemáticos sobre la naturaleza de las sustancias húmicas, llevados a cabo por Sprengel quien determinó su naturaleza ácida y las posibles implicaciones que podrían tener sobre la fertilidad del suelo. Con el desarrollo de la bioquímica y la microbiología, las investigaciones por parte de científicos como Post, Darwin, Muller y otros toman un matiz biológico (Orlov, 1985).

En 1861, Mulder da una de las primeras clasificaciones de las sustancias húmicas con base en su solubilidad, en ese entonces se consideraba que cada sustancia húmica debiera tener una fórmula y estructura fija al igual que otros compuestos orgánicos identificados. Este enfoque perduró por muchos años y fue origen de gran confusión entre la comunidad científica encargada del tema.

Durante la segunda mitad del siglo XIX la tendencia se dirigió a esclarecer los mecanismos por los que se regulaba el proceso de la humificación, intentando

la extracción de sustancias húmicas a partir de muy diversos precursores. El nacimiento de la edafología en Rusia con Dokuchaev (1883), integró de manera sistemática dentro de su campo el estudio de las sustancias húmicas por considerarlo de primer orden como factor de los procesos edafogénicos destacando su importancia dentro de la fertilidad del suelo.

En 1910 Schreider y Shorey hicieron uso de métodos analíticos minuciosos y confirmaron que los ácidos húmicos provenían de la descomposición de restos de origen animal y vegetal.

La fuerte implicación de las sustancias húmicas dentro del contexto ecológico global comenzó a ser vislumbrada por investigadores como Waksman (1937) en su libro " *The Humus* " donde se reconoce la necesidad de que este campo de estudio sea abordado de manera multidisciplinaria. Dentro de este contexto, comienza a tomar auge la geoquímica del humus examinada por diferentes investigadores como Manskaya y Drozdova, Stevenson, Kononova, Ponomareva entre otros (Orlov, 1985).

La alta correlación que hay entre las sustancias húmicas y algunas de las propiedades del suelo ha sido observada por diversos autores entre los que destacan investigadores como Khan y Schnitzer con sus estudios sobre la estructura del suelo, quienes observaron las implicaciones del color en el suelo sobre el contenido de sustancias húmicas. Paralelamente se ha retomado la inquietud por profundizar sobre el papel de las SH en el crecimiento y desarrollo de las plantas (Schnitzer, 1979)

Actualmente, las líneas generales de investigación sobre la MOS abordan dos aspectos complementarios como lo son por una parte el estudio del humus como fuente de información sobre el impacto ambiental de agentes propios y externos al ecosistema y por otra, la caracterización de las propiedades del humus en relación con su actividad e influencia en la calidad de los suelos (Almendros, 2000).

1.1.2 NATURALEZA Y FUNCIONES DE LA MATERIA ORGANICA DEL SUELO

La materia orgánica del suelo (MOS) representa el principal reservorio de carbono orgánico en el planeta y una fuente muy importante de emisión de CO₂ y de otros gases de invernadero a la atmósfera; la implicación que ello ha tenido con los efectos del cambio climático por la devastación de las zonas forestales y los procesos de desertificación resultantes, han suscitado un creciente Interés por su estudio y comprensión por parte de la comunidad científica (Houghton *et al*, 1996). Se piensa que los cambios en el clima, la concentración de CO₂ atmosférico y las alteraciones en los patrones de uso del suelo, influirán decisivamente en los mecanismos de captura del C en los ecosistemas terrestres, por lo que deberían ser factores a considerar en la formulación y evaluación de modelos de uso sostenible de los ecosistemas terrestres (Burke *et al*, 1989; Post *et al*, 1996).

El concepto de MOS involucra a todas aquellas sustancias que contienen en su estructura carbono orgánico (Oades, 1988) y puede considerarse como un conjunto de residuos vegetales, animales y microbianos en diferentes estadios de degradación y alteración. Las cantidades en las que se encuentra la MO en el suelo fluctúan entre menos del 1 % hasta cercanas al 100 % en el caso de los suelos orgánicos.

De todo este conjunto de materiales sólo una pequeña porción permanece como materia orgánica libre (MOL), esto es restos orgánicos en forma de partículas en diferentes estadios de degradación, ya que generalmente suele ser biodegradada e integrada con la fracción mineral del suelo, de aquí que se puede dar una primera clasificación de la MOS: Por una parte las sustancias **no húmicas** compuestas por macromoléculas poco alteradas de origen vegetal, animal o microbiano (polisacáridos, ligninas, proteínas, grasas, etc) y por otra parte las sustancias **húmicas** (SH) que se forman en el suelo a partir de

productos provenientes de la alteración o biodegradación de los restos orgánicos (Schnitzer y Khan, 1972), entre cuyas características destacan el presentar una intensa coloración oscura y contraer enlaces más o menos estables con la fracción mineral del suelo (arcillas y óxidos), siendo posteriormente mineralizadas pero a un ritmo mucho más lento que el de la MOL (Duchaufour, 1987).

Debido a que la composición química de las SH es variable, su caracterización química puede aportar información bastante interesante sobre la fertilidad potencial y la actividad fisicoquímica de los suelos donde se encuentra (Stevenson, 1982; Almendros, 2000).

La MOS y particularmente sus componentes humificados se integran fuertemente con la fracción mineral del suelo actuando de muy diversas maneras sobre el ambiente edáfico (Almendros, 2000), influyendo en su estructura y propiedades hidrofísicas y debido a su alta reactividad se ve involucrada en funciones de movilización de micronutrientes, solubilización de sustancias hidrófobas (p.e. plaguicidas). Las sustancias húmicas favorecen la formación y estabilización de agregados, provocan aumentos en la velocidad de infiltración y retención de agua, la penetración de raíces y confieren a los suelos mayor resistencia a la erosión (Bartha, 1980; Kononova, 1982; Almendros, 1985).

1.1.3 EXTRACCIÓN DE LA MATERIA ORGANICA DEL SUELO

Estudiar la MOS requiere en primer término de llevar a cabo la separación de sus componentes asociados con la fracción mineral del suelo generalmente mediante el empleo de disoluciones alcalinas como pirofosfato de sodio o hidróxido sódico. De acuerdo a Stevenson (1982), el método ideal de extracción debería permitir aislar el material lo más inalterado posible y libre de contaminantes inorgánicos como arcillas y cationes polivalentes, también posibilitar la obtención de un amplio espectro de fracciones de diferentes pesos moleculares y por último, tener aplicación universal. En tal sentido aún no ha sido posible desarrollar un método que reúna todas estas características, no obstante

existen diferentes alternativas que al ser integradas aumentan la base de análisis.

La caracterización de la Materia Orgánica del Suelo puede realizarse por medio de diferentes vías y bajo diferentes enfoques (molecular, estructural, químico o analítico por ejemplo). Como referencia general podemos ubicar las más empleadas:

a) Técnicas destructivas. Presentan este carácter la degradación por vía húmeda con CuO , NaOH , NaBO_3 o KMNO_4 que, aunque proporcionan gran cantidad de información, ésta puede encontrarse en cierta medida distorsionada, por la presencia de artefactos producto de la degradación; otro inconveniente de estas técnicas suele ser el hecho de que frecuentemente presentan rendimientos estequiométricos poco representativos del total de la muestra (Martin *et al.*, 1981; Almendros, 1989)

b) Las técnicas no destructivas como la espectroscopía infrarroja (IR), visible y ultravioleta (VIS-UV) que pueden ser cualitativas y semicuantitativas, proporcionan información sobre la naturaleza del esqueleto de carbono y los grupos funcionales presentes. La espectroscopía de Resonancia Magnética Nuclear (RMN) con C^{13} es útil para cuantificar la proporción de los principales grupos de unidades estructurales (González-Vila *et al.*, 1983), también es posible mencionar la electroforesis que proporciona resultados de interpretación compleja dado el gran número de factores que se ven reflejados en la movilidad iónica de las sustancias húmicas.

1.2 LAS SUSTANCIAS HUMICAS

1.2.1 CARACTERISTICAS DE LAS SUSTANCIAS HUMICAS

Determinado su papel como la principal reserva de C orgánico en la naturaleza, las sustancias húmicas (SH) abarcan un amplio espectro de compuestos macromoleculares de tamaño molecular relativamente alto (hasta 10^6 D.), con colores oscuros y propiedades coloidales, la clasificación de estas

sustancias se establece convencionalmente con relación a su solubilidad: Ácidos fúlvicos (AF), ácidos húmicos (AH) y huminas, mientras que los dos primeros son solubles en medio alcalino, los segundos precipitan solo en medio ácido. Los AF son solubles tanto en medio alcalino como ácido y las huminas son insolubles incluso en solventes orgánicos. Es muy probable que las diferencias de solubilidad sean atribuibles a su naturaleza química: Los AF tienen pesos moleculares menores y mayor contenido de grupos funcionales oxigenados.

Los AH se van a subdividir a su vez, en fracciones más o menos condensadas que son los ácidos hiematomelánicos y los ácidos húmicos pardos (Duchaufour, 1987) poco condensados mientras que los ácidos húmicos grises son altamente condensados y estables, Las huminas corresponden a aquella fracción que no es capaz de disolverse con la extracción alcalina. Para aislar algunas formas de humina se requiere del empleo de un método densimétrico semejante al utilizado para separar la materia orgánica libre que se encuentra unida a la fracción mineral aunque de forma menos efectiva.

De acuerdo con Duchaufour (1987) existen formas de humina de naturaleza muy diferente:

- Huminas microbianas, formadas por restos microbianos y compuestos alifáticos (carbohidratos y proteínas) asociados fuertemente a la fracción mineral.
- Huminas heredadas, formadas por algunos constituyentes de las membranas vegetales resistentes a la degradación y poco transformados.
- Huminas evolucionadas o de insolubilización, similares a los AH pero menos solubles y con bajo contenido en grupos funcionales libres.

Cabe mencionar la existencia de similitudes entre la estructura de AF, AH y huminas ya que todas estas sustancias se encuentran constituidas por anillos aromáticos unidos entre sí por cadenas alifáticas y rodeados por grupos funcionales con carácter ácido, en tal sentido es factible la evolución bajo ciertas

condiciones AF-AH-Huminas por condensación progresiva de las estructuras aromáticas con disminución de los componentes con cadenas alifáticas y grupos funcionales(Almendros,2000).

1.2.2 FACTORES QUE INFLUYEN EN LA HUMIFICACION

La totalidad de los organismos que se desarrollan en el suelo incluyendo tanto a la microflora (bacterias y hongos) como la fauna del suelo (alrededor del 2 al 5 % de la MOS) desempeñan una función activa en el proceso de humificación (Duchaufour, 1987), de manera directa transformando la biomasa muerta o bien mediante actividades enzimáticas. Las bacterias proliferan en medios ricos en nitrógeno y poco ácidos, son abundantes en la rizósfera sobre todo de gramíneas y leguminosas, principalmente son heterótrofas y saprófitas. Los hongos se caracterizan por conformar un micelio pluricelular, son bastante más resistentes a la sequía y acidez, no proliferan en medios mal aireados y actúan sobre todo en la fase de descomposición de la MOL, son capaces de descomponer la celulosa y en algunos casos hidrolizar compuestos más resistentes como fenoles, taninos y ligninas.

La fauna del suelo subdividida a su vez en la microfauna (protozoarios y nematodos), meso y macrofauna (que abundan en medios muy húmedos) atacan la flora microbiana y actinomicetos. La mesofauna (100 μ m a 1 cm) constituida por ácaros, tardígrados y colémbolos es habitual en medios ácidos y son responsables de la micro estructura de horizontes orgánicos. La macro fauna (mayor a 1 cm) donde se incluye a las lombrices, importantes para la estructura de los horizontes A de humus mull activos y poco ácidos biofísicamente (Duchaufour, 1987; Paul y Clark, 1996).

Distintos factores tales como el clima, la vegetación, el material parental y la topografía son fundamentales en la dinámica del C terrestre:

El clima que condiciona la calidad y la cantidad de la MO que ingresa al suelo así como la intensidad de las actividades biológicas que tienen efecto en él;

generalmente la cantidad de C en el suelo aumenta con la precipitación y al disminuir la temperatura (Jenny, 1980; Kononova, 1982; Burke et al, 1989).

La vegetación, dado que la calidad de MO estará condicionada principalmente por la composición bioquímica de las diferentes especies vegetales, aumentando o disminuyendo la intensidad del ataque por parte de los microorganismos y consecuentemente la dinámica de la MO en el suelo. Un material vegetal con relaciones C/N bajas y elevado contenido en carbohidratos solubles favorecerá una rápida mineralización, mientras que restos vegetales con lípidos tóxicos, taninos o resinas serán muy lentamente degradados,

La influencia del material parental es muy importante sobre la proporción de MO por el tipo de arcillas e iones presentes que se pueden involucrar con ella para favorecer la integración de los complejos organo-minerales que la protegen de una rápida mineralización.

Las modificaciones abruptas en el relieve, la formación de micro ambientes, zonas de depositación de materiales y gradientes térmicos promueven la mayor dinámica sobre los procesos edafogénicos y por ende sobre la humificación.

1.2.3 ORIGEN Y FORMACIÓN DE LAS SUSTANCIAS HUMICAS

La fase biológica de la humificación es un proceso relativamente lento que requiere de algunos años o decenas de años después de la caída de las hojas, posterior a ella se sigue una fase muy lenta de maduración climática. En términos generales se pueden reconocer cuatro vías de síntesis de las SH del suelo (Stevenson, 1982) que no son excluyentes entre sí pero de acuerdo a las características del medio edáfico se verán más favorecidas unas que otras.

- Vía de la lignina (por herencia) Cuando la lignina se degrada de manera incompleta por los microorganismos sufriendo una oxidación parcial (aparición de grupos -COOH) que facilita la formación de enlaces más estables con las arcillas e incorpora grupos nitrogenados en su estructura.

- Vía de los polifenoles (neoformación) Los precursores fenólicos resultan de la degradación de la lignina y de los taninos de los residuos vegetales, aunque parte de ellos son sintetizados por los microorganismos por la reconversión de determinados compuestos alifáticos. La acción de las polifenoxidasas excretadas por la microflora es fundamental en la repolimerización de estos compuestos precursores.
- Síntesis a través del metabolismo microbiano. Las sustancias húmicas se forman a partir de microorganismos que producen compuestos aromáticos (polifenoles) a partir de fuentes de carbono distintas a la lignina, las que se oxidan por medio de enzimas y originan quinonas que posteriormente se polimerizan (p.e. melaninas fúngicas).
- Reacción de Maillard. Donde azúcares y aminos reaccionan para formar sustancias de elevado peso molecular de color oscuro con propiedades semejantes a las de los AH.

1.2.4. TIPOS DE HUMUS

Cuando los ecosistemas no han sido perturbados drásticamente, las condiciones ambientales determinarán la tasa de variación del carbono en el suelo. Es posible clasificar los diferentes tipos de humus de acuerdo a los procesos de humificación que dan lugar a perfiles edáficos típicos (Kubierna, 1933; Duchaufour, 1984, 1987):

- Humus mull. Son suelos donde los restos vegetales se descomponen rápidamente y predomina la vía de la neoformación de SH con tiempos de renovación relativamente cortos, pueden existir variantes de esta condición propias de particularidades edáficas como la presencia de carbonatos (mull carbonatados), desbasificación y abundancia de hierro (mull ácido) o material alofánico (mull ándico).

- Humus mor. Formado sobre sustratos pobres en bases y arcillas y con pH ácido, la descomposición vegetal es muy lenta y el grado de humificación muy bajo, siendo la herencia el principal mecanismo operante bajo estas condiciones.
- Humus moder. De características intermedias a los anteriores, es un humus poco evolucionado, predomina la humina heredada y la MOL.

El tipo de humus de un suelo depende en gran medida de las condiciones ecológicas imperantes como el clima, la vegetación y el material de origen en el suelo. En extensas zonas en las que el clima y la vegetación suman sus acciones se observa la presencia de un tipo de humus característico, siendo así posible ubicar en un transecto que corte distintas zonas climáticas, zonas de vegetación, de humus y de suelo ligadas a la variación del clima.

1.3 LA MATERIA ORGÁNICA Y EL ALMACEN DE CARBONO EN EL SUELO

El suelo es uno de los principales almacenes de carbono en la tierra, se estima que dos terceras partes del carbono en ecosistemas forestales se encuentra contenido en el suelo (Post *et al.*, 1990; Schlesinger, 1990, 1991). Actualmente prevalece un creciente interés por comprender los mecanismos que rigen el desplazamiento del carbono a través de los distintos componentes del ciclo. Este interés no es gratuito y surge de la preocupación mundial por la creciente emisión de gases de invernadero y sus repercusiones sobre el clima mundial, por lo que se ha movilizadado gran cantidad de recursos y grupos de investigación para abordar esta problemática. Una parte de estos estudios se ha encaminado a comprender el papel que juega la materia orgánica del suelo sobre la captura de carbono y el potencial de los suelos en las diferentes regiones del mundo para actuar como almacenes y sumideros de C y contrarrestar los efectos del calentamiento global.

Estimar la cantidad de C almacenada en el suelo resulta poco complicado ya que generalmente se carece de información previa suficiente sobre los procesos que rigen la dinámica del C en los suelos locales (Matera *et al.*, 2000). Para estudiar el papel de la MOS sobre la captura de carbono en el medio edáfico es importante hacer evaluaciones a través de muestreos de suelos con vegetación y ambientes uniformes que permitan indicar los niveles de MOS y sus variaciones dentro de este suelo. Luego, los valores pueden ser extrapolados para áreas con condiciones similares; sin embargo debido a la extrema variabilidad en las propiedades de algunos suelos y a la carencia de uniformidad en otras variables es importante tener un alto grado de representatividad en los estudios. Generalmente los estudios realizados en mayor medida se han enfocado a suelos agrícolas propios de las regiones con clima templado, muy pocos de ellos sobre ecosistemas naturales particularmente de zonas tropicales y subtropicales.

Un aspecto importante para evaluar la cantidad de C presente en el suelo es la profundidad del mismo, a pesar de que la MOS se concentra en las capas superficiales de la mayoría de los suelos. Para el caso de algunos como Vertisoles, Chernozems, Phaeozems e Histosoles hay cantidades sustanciales de C en capas profundas. Otro punto a considerar es la evaluación de la densidad aparente, ya que para calcular la cantidad de carbono orgánico (kg/ha), es necesario conocer su valor, ésto no siempre es observado o bien, las evaluaciones se basan en criterios diferentes. No obstante se debe tener en cuenta que la densidad aparente de las capas superficiales del suelo cambia bajo diferentes usos y prácticas de manejo. Como resultado de las dificultades anteriores no es sorprendente que las estimaciones lleguen a fluctuar de un estudio a otro considerablemente.

Como se podrá observar, los problemas de muestreo de suelos, la variabilidad de los mismos y la profundidad crean amplias diferencias en las estimaciones de la reserva de C, por lo que algunos investigadores ubican estos valores hasta en 3000 Pg (Atjay *et al.*, 1979; Bolin *et al.*, 1979) mientras que otros como Eswaran *et al.* (1993) lo estiman en 1500 Pg. De cualquier manera se

considera que las reservas de C en el suelo son más del doble de las estimadas en la atmósfera y alrededor de tres veces el carbono de la materia orgánica en la biósfera (Schlesinger, 1995; Lal *et al.* , 1998).

1.3.1 LA NATURALEZA DEL CARBONO ORGÁNICO DEL SUELO

Al considerar las cuestiones de captura del C en los suelos, la propiedad de mayor importancia de acuerdo a Swift (2001) es la estabilidad de las diferentes fracciones de la MOS y la cantidad de C encontrada en cada fracción. La estabilidad de las fracciones del carbono orgánico del suelo (COS) queda supeditada por el comportamiento de los materiales vegetales de los cuales se deriva la MOS ya que los diferentes componentes de los vegetales se descomponen a velocidades diferentes, tal es el caso de azúcares y proteínas que sufren una rápida descomposición mientras que otros componentes como las ligninas toman mucho mayor tiempo.

Referencias constantes en la bibliografía con respecto a la estabilidad y a la degradación de la MOS son los términos *lábil* *resistente* o *recalcitrante*: El término *lábil* hace referencia a aquellos compuestos cuya estructura es fácilmente degradable por los microorganismos del suelo, así por ejemplo, existen moléculas fácilmente hidrolizables como los polisacáridos, péptidos, proteínas o ácidos nucleicos que pueden liberar sus componentes moleculares fácilmente, siendo rápidamente metabolizables por los microorganismos del suelo.

Un compuesto resistente o recalcitrante es poco susceptible a la degradación química gracias a ciertos componentes presentes en su estructura tales como los tipos de enlaces entre y dentro de las unidades estructurales. Ejemplo de ellos son las moléculas compuestas principalmente por enlaces de C o C-O-C que son difíciles de fragmentar, por lo que pueden tener tiempos de residencia mucho mayores (Haynes *et al.*, 1991). También existen algunos factores físicos que pueden conferir grados de resistencia a la descomposición en las moléculas originalmente lábiles, éstas son las uniones que tienen efecto entre las partículas húmicas y las fracciones minerales del suelo, particularmente las arcillas

para formar coloides arcillo-húmicos. Este hecho involucra la sorción de los componentes orgánicos dentro de la superficie de los minerales y/o la integración dentro de las unidades estructurales, estos mecanismos permiten protegerlos del ataque de microorganismos.

En términos prácticos, es posible subdividir la MO en un número de compartimentos suficientes para describir adecuadamente el sistema estudiado y prevenir su comportamiento. Las sustancias húmicas (ácidos húmicos, fúlvicos y huminas), son moléculas altamente resistentes a la biodegradación, el grado de resistencia a la degradación biológica de AH y AF se puede atribuir parcialmente a su composición química, especialmente a la presencia o ausencia de uniones lábiles o hidrolizables, en el caso de las huminas parece ser que el alto grado de uniones C-C les confiere niveles muy altos de resistencia a la biodegradación (Derenne y Largeau, 2001; Rice, 2001)

1.3.2 VARIACIONES DE CARBONO POR ACTIVIDADES ANTROPOGÉNICAS

Las principales pérdidas de C y su emisión a la atmósfera por parte de los suelos se deben principalmente a los cambios en el uso del suelo. Generalmente (aunque con sus excepciones) después de algún disturbio o cambio en las condiciones de los ecosistemas forestales, los niveles en la MOS disminuyen paulatinamente, pasando por diversos periodos de relativa estabilidad y que sólo mediante la incorporación de fuertes cantidades de MO estos suelos recuperan muy lentamente los niveles de MO cercanos a los originales (Swift, 2001).

Considerando que la degradación de los ecosistemas forestales es pieza importante para el cambio climático global, dado que producen emisiones netas de CO₂, es posible que combinando estrategias de conservación forestal con proyectos de reforestación, los bosques podrían resultar un excelente sumidero neto de carbono durante los próximos cien años, permitiendo reducir de 20 a 50 % las emisiones netas de CO₂ a la atmósfera (IPCC, 1995; Masera *et al*, 2000).

Los procesos principales que permiten la acumulación de niveles sostenibles de MO en los suelos pueden resumirse en términos de disponibilidad

de la humedad adecuada para las plantas, los procesos de humificación, la formación y estabilización de los agregados del suelo, la profundidad de los sistemas radicales y los ciclos biogeoquímicos (Swift, 2001).

A través del uso y manejo que se hace de un suelo principalmente con fines agrícolas, tienen lugar cambios muy importantes en sus características físicas. Uno de ellos y quizá el más importante es la alteración en la estabilidad de los agregados como consecuencia de la pérdida de MO. La pérdida de la estructura del suelo es una de las principales causas de la degradación del suelo y la degradación favorece a través de los procesos erosivos la pérdida de los componentes coloidales del suelo, incluida la MO asociada. Además, cuando se rompen las estructuras de los agregados, parte de los mecanismos que protegen la MOS de la biodegradación, se desactivan, por tanto, la preservación de la estructura del suelo es altamente importante para mantener las reservas de MOS (Haynes et al., 1991).

Cuando se revierte la disminución en los niveles de MOS también se logran beneficios sobre la estructura de los suelos y la fertilidad de los mismos. Algunos estudios sugieren que los procesos de agregación son promovidos por cierta fracción de carbohidratos dentro de la MOS. Esta producción de polisacáridos puede ser acelerada por la adición de residuos de cosechas. Las sustancias húmicas también han probado ser altamente efectivas para mejorar la estabilidad de los agregados aún en ausencia de los polisacáridos mencionados. Algunos investigadores han observado que la formación de los complejos organo-minerales es una parte esencial de la formación de agregados a largo plazo y su estabilización (Swift y Chaney, 1978, Chaney y Swift, 1984; Oades, 1988; Haynes et al., 1991). Otros factores que influyen en la acumulación o pérdida de MO en el suelo son las prácticas de manejo, la aplicación de enmiendas orgánicas y el manejo de fertilizantes y agua de riego (Batjes, 1999).

1.4 LOS AGROECOSISTEMAS CAFETALEROS EN MEXICO.

1.4.1 LA CAFETICULTURA EN MEXICO

México de acuerdo a estimaciones internacionales se ubica como quinto productor de café a nivel mundial, sólo detrás de Brasil, Colombia, Indonesia y Vietnam, con una producción de 4 millones de sacos (cifras de 2002) y exporta a 52 países entre los que sobresalen E.U. (78%), Japón (3.72 %), Alemania (2.1 %) y Francia (2.43 %) (Consejo Mexicano del Café, 2001). En el territorio nacional se cultivan 690 mil hectáreas de café, ubicadas en 281 municipios con 4 326 comunidades repartidas en los estados de Chiapas, Colima, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Nayarit, Oaxaca, Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Tabasco y Veracruz. Dentro de este contexto, Oaxaca se ubica en segundo lugar con el 23 % de la producción sólo atrás de Chiapas que produce el 30 % del total.

México presenta ventajas agroecológicas (topografía, altura, clima, suelo) para producir café de excelente calidad. Algunas variedades importantes son la Coatepec, típica, caturra, arábica, Pluma Hidalgo, Mundo Novo, Marago y Jaltengo. En cuestión de café orgánico México ocupa el primer lugar como productor mundial de café orgánico y uno de los primeros niveles en café gourmet.

La principal variedad que produce el país es la arábica y en las diversas altitudes las estructuras de los cafetales varían desde los sistemas rusticanos o de montaña que consisten en la sustitución de plantas arbustivas y herbáceas del piso del bosque por matas de café, el policultivo tradicional o de jardín que consiste en introducir el café debajo de los bosques pero acompañado de numerosas especies de plantas útiles y dando un sofisticado manejo a las especies nativas; el sistema de policultivo comercial que consiste en la remoción total del bosque original y la introducción de diversos árboles de sombra

apropiados al cultivo de café; el sistema de monocultivo bajo sombra, que utiliza casi por completo árboles de la leguminosa *Inga* y por último el sistema de café al sol (Moguel y Toledo. 1996)

Los comienzos de la cafecultura dentro de la región de la Sierra Sur de Oaxaca datan aproximadamente de 1875, y para 1878 llega el café al distrito de Juquila naciendo las primeras fincas "Porvenir", en Mixtepec; "San Rafael" y "Providencia" en San Juan Lachao y Pueblo Nuevo; "Jamaica y la Aurora" en San Gabriel Mixtepec; "Sinaí", "El Profeta y La Perla" en Nopala entre otras.(Pérez – Sánchez , 1997). Común denominador dentro de estas fincas ha sido el cultivo extensivo de café bajo la modalidad de cultivo en jardín. Esto ha tenido implicaciones sobre el manejo de los recursos, favoreciendo la coexistencia del café con la vegetación original, por lo que se considera que este tipo de agroecosistemas debe estudiarse en detalle para comprender el funcionamiento de los mecanismos que permiten tal coexistencia.

1.5 ANTECEDENTES

Los estudios edafológicos en zonas cafetaleras de México son particularmente escasos y dentro de ellos se pueden citar a: García Calderón *et al* (1989), estudian la evolución regresiva de diversos parámetros edáficos en agroecosistemas (cafetales, cañaverales) derivados del bosque mesófilo de montaña. Velasco y García Calderón (1990, 1993), realiza investigaciones edafológicas sobre la degradación de diversos agroecosistemas en Veracruz así como la evolución de la composición química y propiedades de la materia orgánica del suelo por la transformación de áreas forestales en dichos agroecosistemas. Ticante y García Calderón (1993), describen las características de la MO en suelos cafetaleros de la sierra norte de Puebla, México.. Posteriormente Ticante (2000), realiza investigaciones edafológicas sobre el estado de degradación de sistemas cafetaleros en la sierra norte de Puebla. Finalmente, como antecedente directo a la zona de estudio, García-Calderón *et al* (2000), establecen las características de los suelos de un sector de Pluma Hidalgo, Sierra Sur de Oaxaca. México

1.6 HIPÓTESIS Y OBJETIVOS

Los agroecosistemas cafetaleros bajo sombra no solo representan una fuente de trabajo para un gran número de campesinos en México y de divisas para el país, sino que ofrecen diversos servicios ambientales a nivel local y regional, por tal motivo es importante profundizar en su estudio bajo diferentes enfoques, con la finalidad de proponer alternativa de manejo que contribuyan a mantener su viabilidad a largo plazo. Los estudios para caracterizar este tipo de agroecosistemas son escasos y en este sentido, el presente trabajo pretende contribuir a su conocimiento desde el punto de vista edáfico.

Hipótesis

Los agroecosistemas cafetaleros bajo sombra favorecen la distribución y acumulación del carbono en formas estables.

Objetivos.

- Definir los principales patrones de distribución para cada una de las unidades de suelo presentes en el sitio de estudio
- Determinar la proporción y características de las diferentes fracciones de carbono presentes en la materia orgánica del suelo.
- Desarrollar un modelo matemático que explique la distribución y acumulación de carbono edáfico.

CAPITULO II

MATERIALES Y METODOS

2.1 DESCRIPCION DEL SITIO DE ESTUDIO

2.1.1. LOCALIZACIÓN

El estudio se realizó dentro de la finca cafetalera "El Sinaí" ubicada en el municipio de Santos Reyes Nopala, perteneciente al distrito 22 de Juquila, Estado de Oaxaca, México. El área de estudio se sitúa en las coordenadas 16° 07'41.5 " de latitud norte y los 97° 06'12.9 " de longitud oeste. El relieve es montañoso escarpado y el gradiente altitudinal queda comprendido entre los 900 y los 1300 msnm. Las figuras 2.1 y 2.2 muestran la ubicación del sitio de estudio.

2.1.2. GEOLOGÍA

La formación del sistema montañoso data del Paleozoico y los materiales parentales consisten principalmente en anortositas, cuarcitas y gneiss, en el sitio de estudio los materiales parentales se componen de anortositas y dioritas y sus productos metamórficos como el gneiss (García Calderón *et al.*, 2001). La pendiente es compleja y se orienta de norte-este y oeste-sur y pueden sobrepasar el 90 %.

2.1.3. CLIMA Y VEGETACION

El clima de la región es clasificado como semicálido húmedo con una precipitación anual de 1800 a 2000 mm y una temperatura media anual de 21 a 21.9 °C (García,1973). Existen dos periodos principales: El de lluvias que comprende de junio a noviembre y el seco de diciembre a mayo. La vegetación corresponde a plantaciones de *Coffea arabica* con variedades típica, mundo novo caturra y catoai, bajo la sombra de la vegetación residual de un bosque tropical subcaducifolio (Rzedowsky,1978) con tendencia a ser perennifolio debido a la selectividad de especies para las prácticas de cobertura del café. En un estudio florístico llevado a cabo dentro de la zona de Santos Reyes Nopala, por Moguel y

2.1.4. SUELOS

Los suelos de la zona han sido descritos en trabajos previos, principalmente para la localidad de Pluma Hidalgo (García Calderón, 2000) y para el sitio de estudio (Ibáñez *et al.*, 2001; García-Calderón *et al.*, 2002). De acuerdo con estos estudios, los suelos corresponden a Acrisoles, Luvisoles, Cambisoles y Umbrisoles (WRB, 1998).

2.2 TOMA DE MUESTRAS

2.2.1 MUESTRAS DE PERFILES

La figura 2.4 muestra la localización de los sitios de muestreo. La zona de trabajo comprende una superficie aproximada de 365 ha. Presenta una serie de delimitaciones internas previamente establecidas de acuerdo a las necesidades de manejo y características de productividad de los suelos. Considerando lo anterior, se estudiaron 22 perfiles, realizándose su descripción morfológica de acuerdo a la metodología propuesta por Cuanalo (1975), y la toma de muestras por horizontes para su posterior análisis físico y químico en laboratorio de acuerdo a Klute(1986) y Page (1982).

2.2.2 DISEÑO DE MUESTREO

Con objeto de evaluar la variabilidad espacial de algunos parámetros edáficos, se diseñó una malla de muestreo con puntos equidistantes en cuadrantes de 100 x 100 m sobre la superficie completa de la finca. Las muestras extraídas con barrena, hicieron un total de 150 para cada profundidad 0–20 cm y 20–40 cm. En cada punto previamente ubicado mediante GPS se realizó la toma de muestras para las profundidades antes mencionadas, dado que la mayor cantidad de la materia orgánica del suelo se encuentra por lo general en los primeros 40 cm de profundidad. Se tomaron muestras de suelo para determinar la densidad aparente por el método del cilindro, se registraron otros parámetros

en campo tales como la resistividad, infiltración, pendiente en porcentaje, la orientación de ladera, altitud y uso actual del suelo.

2.2.3 PREPARACIÓN DE MUESTRAS PARA SU ANÁLISIS

Una vez efectuada la toma de muestras en campo, éstas se llevaron a laboratorio para su acondicionamiento que consistió en su secado a temperatura ambiente, molido y tamizado con malla 60 de 0.25 mm de apertura. Una porción aproximada de 5 g de suelo homogeneizado se pulverizó en mortero de ágata y se tamizó en malla 60 de 0.25 mm de apertura para su posterior empleo en los análisis químicos y bioquímicos.

2.3 MÉTODOS ANALÍTICOS DE SUELOS

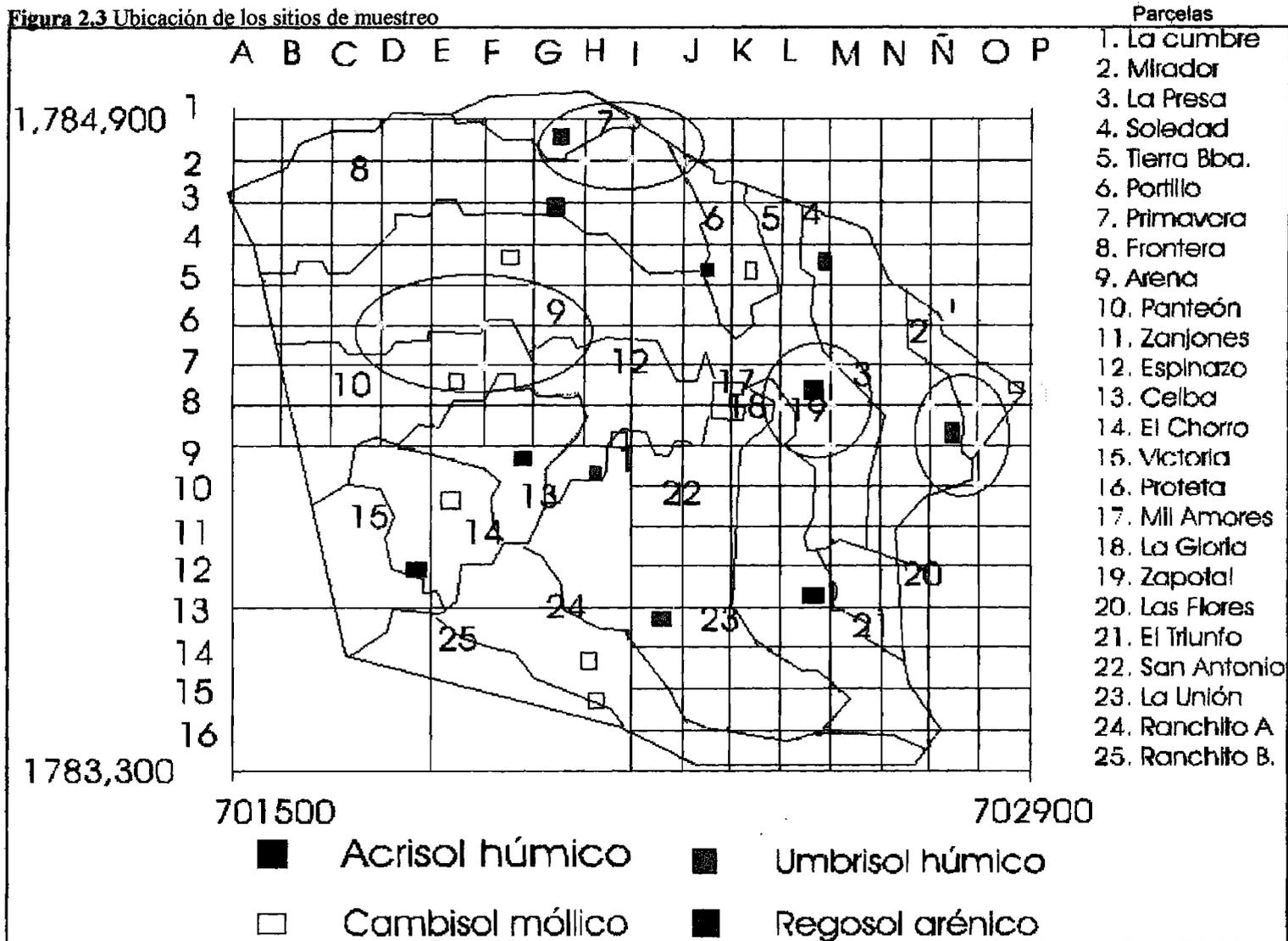
2.3.1 pH.

El pH es una propiedad química del suelo con gran importancia para el desarrollo de los procesos físicos, químicos y biológicos del suelo; se determinó con un potenciómetro Conductronic en suspensión de suelo con agua destilada y KCl a una relación 1 g por cada 2.5 mL de solvente, agitándose durante media hora.

2.3.2 DETERMINACION DEL COLOR DEL SUELO

Se emplearon las tablas del Código Munsell (1990) y la comparación se hizo en suelo seco y húmedo a partir de las muestras homogeneizadas a 2 mm.

Figura 2.3 Ubicación de los sitios de muestreo



2.3.3 CARBONO ORGÁNICO

Se utilizó el método de oxidación parcial del suelo con $K_2Cr_2O_7$ 1N en medio ácido, partiendo de una cantidad de muestra de 0.2 g, titulando con Fe_2SO_4 0,5N y se utilizó bariosulfonato de difenilamina como reactivo indicador (Page, 1982).

2.3.4 DENSIDAD APARENTE

La muestra se tomó en campo empleando para ello un cilindro de volumen conocido el cual fue enterrado en el suelo a la profundidad requerida y extraído completamente lleno con el suelo, la muestra fué pesada en húmedo y en laboratorio se secó a 105 °C por 4 hrs. , siendo pesada nuevamente (Beaver, 1963).

2.3.5 ANALISIS GRANULOMÉTRICO

Se realizó previa eliminación de la materia orgánica con solución de peróxido de hidrógeno por medio del método del hidrómetro basado en el cálculo de la velocidad de sedimentación de las partículas (Bouyoucos, 1962).

2.3.6 CAPACIDAD DE INTERCAMBIO CATIONICO

La capacidad de Intercambio catiónico es una expresión del número de sitios de adsorción de cationes por unidad de peso de suelo, se define como la suma de cationes intercambiables adsorbidos, se valoró por el método del versenato (Page, 1982).

2.3.7 NITRÓGENO TOTAL

Se realizó por medio del método semi-microKjeldahl modificado por Bremner (1965), sometiendo la muestra a digestión por calentamiento con ácido sulfúrico y una mezcla catalizadora de sales para facilitar la oxidación de la materia orgánica y la conversión de todas las formas de nitrógeno orgánico a mineral (NH_3). El amoniaco se recoge en un volumen conocido de solución

valorada de ácido bórico determinándose la cantidad de ácido que se combinó con el NH_3 . (Klute, 1986)

2.4 VARIABILIDAD ESPACIAL DE LAS PROPIEDADES DEL SUELO

2.4.1 DISEÑO DE MAPAS DE VARIABILIDAD ESPACIAL

Los mapas de distribución espacial de las variables edáficas se diseñaron empleando el software SURFER versión 6.02

2.5 FRACCIONAMIENTO DE LA MATERIA ORGANICA

Se llevó a cabo de acuerdo a Duchaufour y Jacquin (1975), Monnier *et al* (1962), Dabin (1971) y Merlet (1971). Para todos los casos se partió de una cantidad de muestra de suelo con la cantidad equivalente a 1 g de C.

De acuerdo a los grupos de suelo determinados por medio de la clasificación de suelos FAO - WRB (Acrisol húmico, Cambisol húmico, Umbrisol húmico y Umbrisol húmico esquelético) se seleccionaron 4 perfiles representativos acompañados de 4 muestras más para cada uno provenientes de puntos de muestreo adyacentes y con propiedades edáficas similares. Las profundidades a las que se hizo el muestreo para esta fase del estudio correspondieron de 0 a 20 cm y 20 a 40 cm obteniéndose así un total de 40 muestras.

Materia Orgánica Libre

Esta fracción se obtuvo por separación densimétrica añadiendo a la muestra de suelo 100 mL de H_3PO_4 2M agitando durante 30 min. y centrifugando 10 min. Los residuos se filtraron y lavaron hasta eliminar trazas del reactivo empleado, se secaron en estufa a 40 °C y posteriormente fueron pesados para obtener la proporción de C correspondiente.

Extracto húmico total (EHT)

Al residuo obtenido tras la extracción de la MOL se le eliminó el exceso de H_3PO_4 2M y se agregó una mezcla de $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7$ (44.6 g) e hidróxido de sodio 0.1M (4.0 g) en 1 L. con objeto de extraer los AH y AF (EHT). La mezcla se agitó durante 2 h y se centrifugó a 3500 r.p.m durante 10 min; este proceso se repitió dos veces mas recuperándose en todos los casos el sobrenadante, que se aforó a un volumen conocido, posteriormente se tomaron alícuotas de 25 mL, secándose a baño maría. Se analizó la concentración de C en los extractos evaporados por medio del método de oxidación parcial del suelo con $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ 1M en medio ácido, titulando con Fe_2SO_4 0.5 N. (Page, 1982).

Acidos húmicos

Los AH contenidos en el EHT fueron precipitados añadiendo HCl 6M hasta alcanzar un pH de 1.5. Se dejaron sedimentar durante 24 h y se centrifugó la suspensión restante a 3000 g por 10 min. El sobrenadante se desechó y se guardó el precipitado para su posterior purificación. El C correspondiente se valoró a partir de alícuotas de 25 mL como en el caso anterior.

Acidos fúlvicos

El C de la fracción de AF se calculó restando al C del EHT el valor correspondiente a los AH.

Huminas

El residuo final del suelo posterior a las extracciones se lavó para eliminar los residuos de los reactivos empleados, posteriormente fue desecado en estufa a 50 ° C se pesó, homogeneizó y guardó para realizar comprobaciones posteriores sobre su contenido de C.

2.5.1 PURIFICACION DE LOS ACIDOS HUMICOS

Los AH se redisolviéron en 100 mL de NaOH 0.5 M y se centrifugaron a 12,000 rpm durante 15 min. con objeto de sedimentar la arcilla de suspensión, el residuo mineral de color oscuro se le incorporó a la fracción de huminas para su valoración conjunta, al sobrenadante obtenido con los AH disueltos se le añadieron 100 mL de una solución HCl-HF 1M y se dejó reposar por espacio de 24 h. El proceso se repitió dos veces más y posteriormente se trataron 4 veces con HF 1M. Los AH floclularon en pH ácido, se centrifugaron a 2500 rpm durante 15 min. se desechó el sobrenadante y el residuo se purificó mediante diálisis con agua destilada, para ello se introdujeron los AH en tubos de celofán cerrándolos por ambos extremos, el tratamiento se prolongó varios días cambiando periódicamente el agua hasta obtener reacción negativa a cloruros, posteriormente se secaron a temperatura ambiente.

2.6 METODOS PARA LA CARACTERIZACION QUIMICA DE LOS ACIDOS HUMICOS

2.6.1 DETERMINACIÓN DE LAS PROPIEDADES ÓPTICAS

A partir de la solución de AH con concentración de 0.136 mg C mL⁻¹ (Kononova, 1982) y en vista de que en algunas lecturas se rebasaban los límites de absorbancia que cumplen las leyes de Lambert-Beer se procedió a homogeneizar las muestras realizando una dilución de 1:9 con agua destilada determinándose los valores de absorbancia en el rango visible a las longitudes de onda entre los 400 y los 800 nm.

También se obtuvieron las densidades ópticas a 465 nm (E4) y a 665 nm (E6) así como la relación entre las absorbancias E4/E6 (Chen *et al*, 1978). Las determinaciones se realizaron en un espectrofotómetro Shimadzu UV-160.

2.6.2 SEGUNDA DERIVADA DEL ESPECTRO VISIBLE

Es posible obtener mayor información sobre la presencia de algunos grupos cromóforos en baja concentración, similares estructuralmente a los AH a partir de la obtención de la segunda derivada del espectro visible original, este tipo de compuestos presenta máximos de absorción aproximadamente a 455, 530, 570 y 620 nm con lo que este procedimiento evidencia su presencia; es a partir de la intensidad de estos picos como se puede observar la importancia cuantitativa de dichas sustancias (Almendros *et al.*, 1985; Tinoco, 2000; Ganuza, 2002), Para todas las muestras de suelo seleccionadas se midió la intensidad del pico a 620 nm considerado como el más representativo de la presencia de estos compuestos.

2.6.3 ESPECTROSCOPÍA INFRARROJA

Los espectros de infrarrojos se obtuvieron con un espectrofotómetro Bruker IFS28 de transformada de Fourier (FT-IR), a partir de pastillas preparadas con 3 mg de AH y 200 mg de KBr. Para obtener dichas pastillas, las mezclas se homogeneizaron en un mortero de ágata y se desecaron a 100 °C durante una noche para eliminar humedad. El rango de adquisición de los espectros fue de los 4,000 a los 400 cm^{-1} .

Con objeto de facilitar el reconocimiento de los patrones, se obtuvieron espectros de resolución aumentada mediante la aplicación de un procedimiento matemático basado en sustraer digitalmente al espectro original un múltiplo positivo de su segunda derivada (Rosenfield y Kak, 1982;)

2.7 TRATAMIENTOS ESTADÍSTICOS

Se emplearon diferentes tratamientos estadísticos para interpretar la información obtenida a partir de las variables y muestras manejadas:

- Coeficiente de correlación lineal, adecuado para medir la magnitud y el signo de la relación lineal entre variables.
- Regresión lineal múltiple para estudiar la relación que guarda el C con respecto a las demás variables.
- Análisis de varianza de 2 vías para comprobar la existencia de diferencias significativas entre suelos y profundidad para las distintas variables empleadas.
- Análisis de componentes principales cuyo fin es reducir la información recabada a través del diseño de variables compuestas.

Se utilizó la siguiente paquetería de software para realizar la parte estadística: Statistica V. 6.0 y Statgraphics V. 3.2.

CAPITULO III

RESULTADOS

3.1 ESTUDIO GEOQUIMICO DE LAS MUESTRAS DE SUELOS

3.1.1 TAXONOMIA DEL SUELO

Los procesos edafogénicos que tienen lugar en esta región dentro de la Sierra Sur de Oaxaca, dan lugar a suelos típicamente tropicales cuyos rasgos comunes son un alto grado de intemperismo, fuerte lavado de bases y gran dinámica en los procesos de mineralización humificación; resalta por demás la importancia que tiene el ciclo biológico de las sustancias húmicas bajo la influencia de la cobertura forestal que en condiciones naturales da lugar a la presencia de horizontes húmicos acumulativos.

Partiendo del análisis físico y químico de un total de 22 perfiles los criterios de clasificación de la FAO World Reference Base (1998), indicaron la presencia mayoritaria de 3 grupos de suelos: Acrisoles húmicos, Umbrisoles húmicos y Cambisoles mólicos.

A continuación se describen las principales características de cada uno de estos grupos:

ACRISOLES

Este grupo representado por Acrisoles húmicos, se distribuye preponderantemente en las partes más altas del sistema sustentados por cortezas de intemperismo rojo-amarillentas, los perfiles muestran la presencia de horizontes Ap-B_t-C (figura 3.1 y cuadro 3.1). Aunque el epipedón de estos suelos suele variar en cuanto a la capacidad de Intercambio catiónico (CIC) y saturación de bases, tienen el común denominador de que en el horizonte argílico, la CIC es baja y la saturación de bases menor al 50 %. Generalmente se observan estados avanzados de intemperismo con cutanes de minerales secundarios producto de la iluviación. Los materiales parentales denotan una fragmentación progresiva de las rocas.

UMBRISOLES

El segundo grupo lo comprenden los Umbrisoles distribuidos principalmente en los puntos de rompimiento de pendiente y a diferentes altitudes, el horizonte úmbrico es el carácter diagnóstico más representativo de estos suelos. En general poseen una baja saturación de bases a lo largo del perfil, baja CIC y cantidades variables de materia orgánica, tienen coloraciones pardas o pardo-amarillentas y texturas franco arenosas. (Figura 3.2 y cuadro 3.2).

CAMBISOLES

El grupo de los Cambisoles representado por los Cambisoles mólicos, son los suelos menos evolucionados del área de estudio, así lo demuestra la secuencia de horizontes Ap-Bw-C, poseen ciertas características distintivas a los anteriores como lo son la presencia de un horizonte de alteración de tipo B cámbico, así como un epipedón con saturación de bases mayor al 50 %, requerida para considerarlo como horizonte mólico y una saturación mayor al 92 % en el material parental. Su textura es uniforme a través de todo el perfil, con estructura granular en el epipedón, alto grado de pedregosidad que decrece con la profundidad. Sus coloraciones van de tonos parduscos a pardo amarillentos (figura 3.3 y cuadro 3.3).

Todos los suelos se caracterizan por poseer buen drenaje debido a su posición en el relieve, no se detectaron condiciones de hidromorfismo. Las raíces son abundantes en los horizontes húmicos de todos los perfiles decreciendo gradualmente con la profundidad. Hay diferencias en cuanto a las propiedades químicas: Los Cambisoles tienen un pH ligeramente ácido, mientras que Umbrisoles y Acrisoles son más ácidos, esta diferencia disminuye con la profundidad para el caso del Cambisol mólico, pero se incrementa con la profundidad para los Acrisoles y Umbrisoles. Los valores de densidad aparente son más bajos en los horizontes húmicos y se incrementan con la profundidad. Para todos los grupos de suelo, el Ca^{+2} es el principal catión de intercambio en los horizontes superficiales.

Espacialmente la distribución de suelos dentro del sitio de estudio va en relación con el relieve. En la mayoría de los casos los Acrisoles húmicos se presentan en terrazas o pendientes moderadas llegándose a observar cortezas de intemperismo de gran profundidad; los Cambisoles y Umbrisoles, se ubican en las partes más altas y bajas de las pendientes, en general son de poca profundidad. Cabe mencionar que la gran complejidad del relieve hace sumamente complicado establecer delimitaciones precisas entre los distintos grupos de suelos.

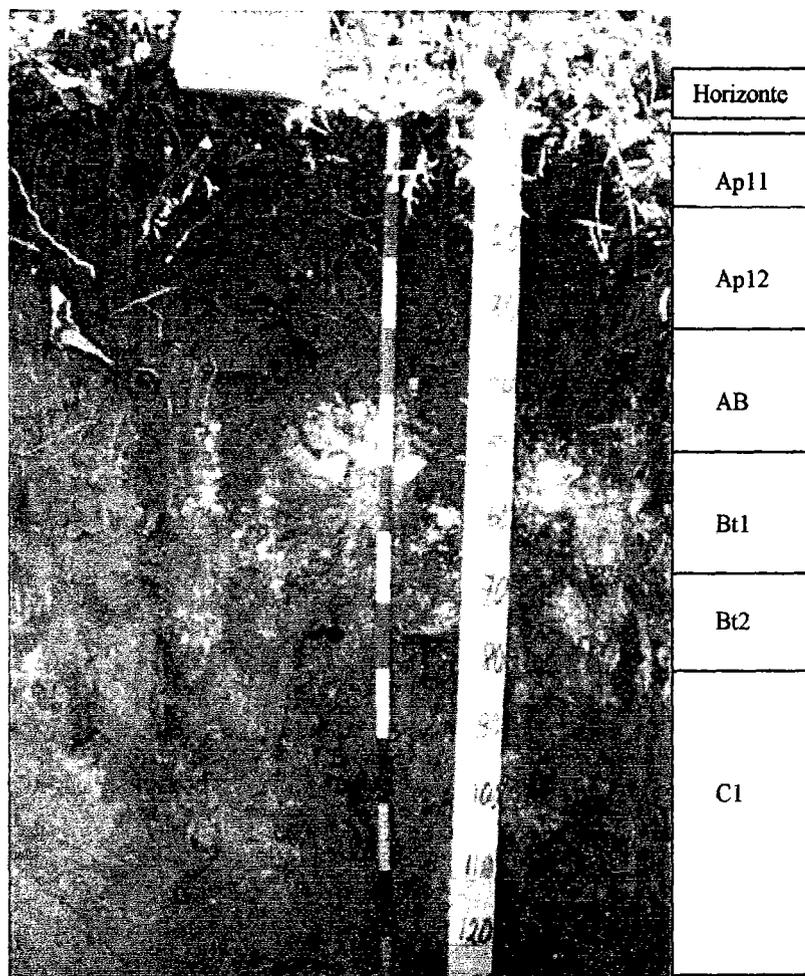


Figura 3.1 Perfil de suelo representativo de Acrisol húmico.

Perfil	Horizonte	Prof cm	Textura	pH 1:2.5		C g kg ⁻¹	Ca ⁺²	Mg ⁺²	K ⁺	Na ⁺	DA g cm ³
				H2O	KCl		cmol(+) kg ⁻¹				
Acrisol Húmico	Ap 11	0-12	Mig.Arc	5.4	5.0	22.0	7.16	3.58	0.30	1.71	1.04
	Ap 12	12-30	Aren.Arc	5.5	5.2	28.7	7.16	3.58	0.30	0.76	0.98
	AB	31-48	Mig.Are	5.5	4.8	10.0	4.03	2.46	0.26	0.33	1.08
	Bt1	48-66	Mig.Are	5.5	4.6	10.0	3.58	2.24	0.30	0.87	1.04
	Bt2	66-82	Mig.Are	5.6	4.7	6.3	3.58	2.24	0.26	1.38	1.05
	C1	82-125	Mig.Are	5.5	4.7	2.7	1.12	1.79	0.26	1.38	1.08
	C2	125-150	Migaion	5.9	4.6	2.7	1.12	1.12	0.26	1.41	1.11

Cuadro 3.1 Resultados de los análisis físicos y químicos para el perfil de suelo representativo del Acrisol húmico.

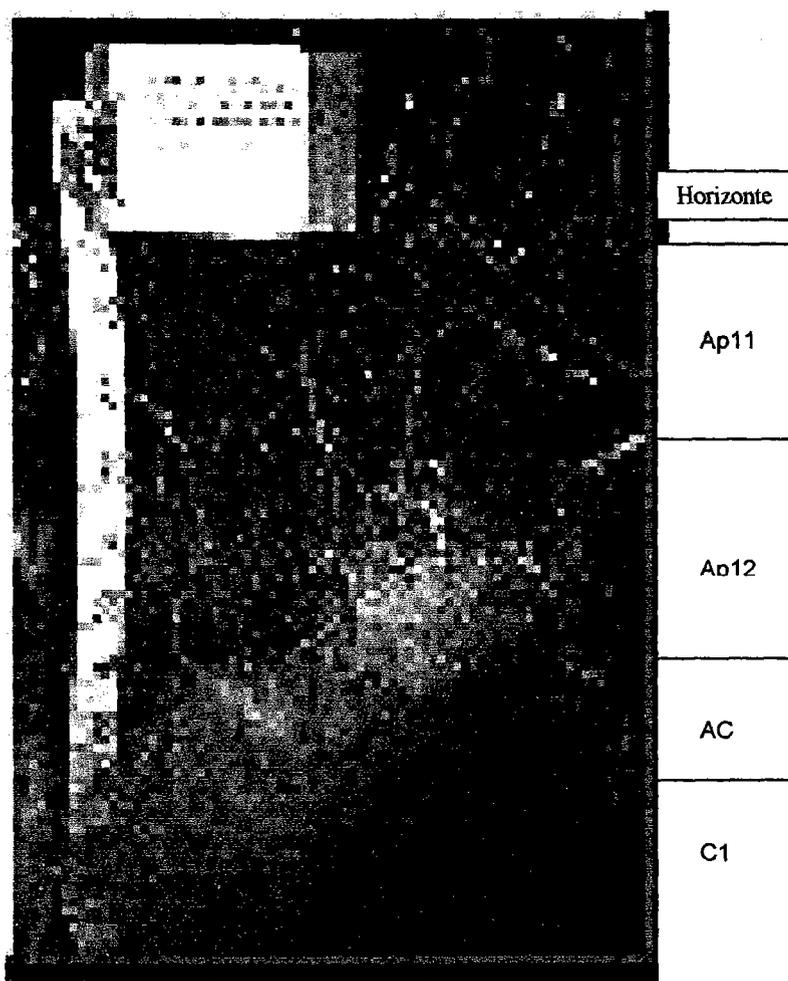


Figura 3.2 Perfil de suelo representativo de Umbrisol húmico

Perfil	Horizonte	Prof. cm	Textura	pH 1:2.5		C g kg ⁻¹	Ca ⁺² cmol(+) kg ⁻¹	Mg ⁺² cmol(+) kg ⁻¹	K ⁺ cmol(+) kg ⁻¹	Na ⁺ cmol(+) kg ⁻¹	DA g cm ³
				H ₂ O	KCl						
Umbrisol húmico	Ap 11	0-21	Mig-Aren	5.3	4.7	31.8	10.3	0.44	0.17	1.43	1.00
	Ap 12	21-53	Mig-Aren	5.3	4.7	22.7	4.93	1.72	0.17	1.07	1.04
	AC	53-75	Mig-Aren	5.2	4.2	13.1	1.34	0.67	0.17	0.51	1.29
	C1	75-95	Lim-Aren	5.4	4.2	3.8	1.34	0.22	0.17	0.51	1.37
	C2	95-142	Migajon	5.5	4.3	2.8	1.56	0.89	0.21	0.64	1.37

Cuadro 3.2 Resultados de análisis físicos y químicos para el perfil de suelo representativo del Umbrisol húmico

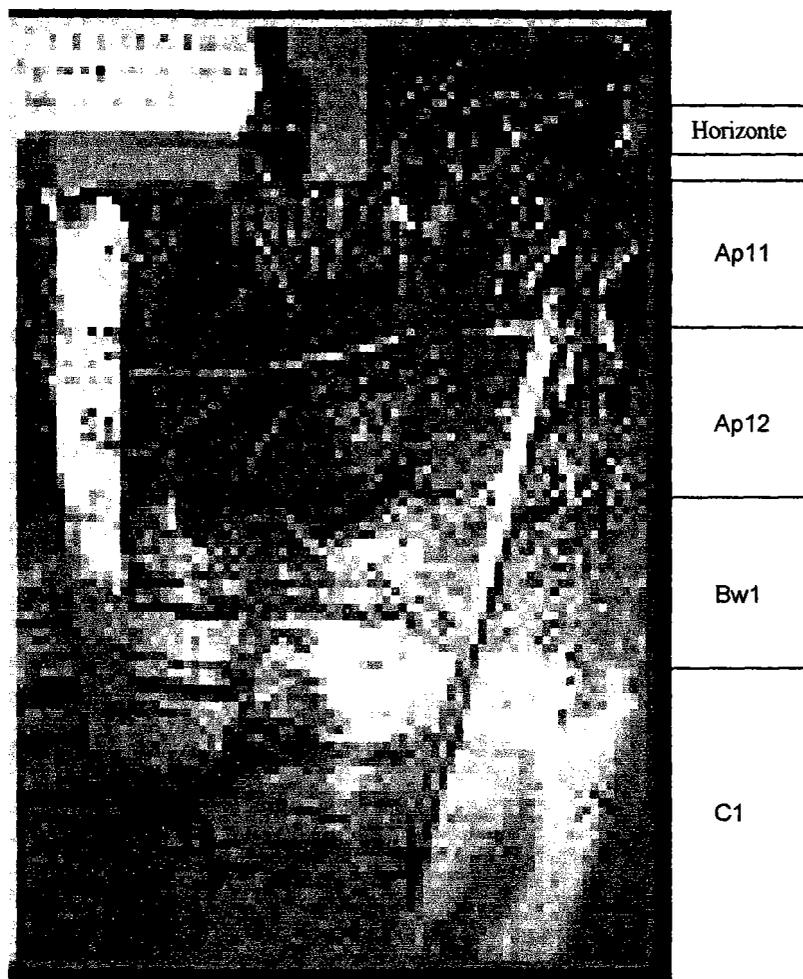


Figura 3.3. Perfil representativo del suelo Cambisol mólico.

Perfi	Horizonte	Prof cm	Textura	pH 1:2.5		C g kg ⁻¹	Ca ⁺²	Mg ⁺²	K ⁺	Na ⁺	DA g cm ³
				H ₂ O	KCl						
Cambisol mólico	Ap 11	0-16	Mig.Ar	6.5	5.3	15.2	3.50	0.82	0.95	0.61	1.21
	Ap 12	16-36	Mig.Ar	6.5	5.3	10.1	2.23	0.47	0.95	0.51	1.22
	Bw	36-72	Mig.Ar	6.3	5.5	1.4	1.30	0.35	0.95	0.51	1.26
	C1	72-106	Mig.Ar	6.2	5.3	1.1	0.71	0.11	1.04	0.50	1.26
	C2	108-172	Mig.Ar	6.3	5.8	0.3	0.59	0.23	1.04	0.51	1.26

Cuadro 3.3. Resultados de análisis físicos y químicos para suelo representativo del Cambisol mólico.

3.1.2 CARACTERISTICAS ANALITICAS DE LOS PUNTOS DE MUESTREO

Los datos referentes a los valores mínimos, máximos y medias para los parámetros valorados dentro de la malla de muestreo así como los valores medios y diferencias estadísticas entre suelos y profundidades se indican en los cuadros siguientes.

Cuadro 3.4 Valores extremos y medias para algunas variables físicas y químicas de muestras de suelo dentro del sitio de estudio.

Variable	Profundidad de 0 - 20 cm.				Profundidad de 20 - 40 cm.			
	Media	Min	Max	D. Std.	Media	Min	Max	D. Std.
pH H ₂ O	5.32	4.00	6.30	0.48	5.34	4.10	6.30	0.48
pH KCl	4.78	3.70	5.80	0.48	4.69	2.80	5.80	0.53
C (g.kg ⁻¹)	50.11	5.00	143.00	22.14	36.68	2.00	138.00	19.22
N (g. Kg ⁻¹)	3.80	2.50	5.60	1.10	2.90	1.38	4.76	0.80
C/N	14.03	8.92	20.38	3.17	14.35	9.68	26.10	4.07
DA (g /cm ³)	0.91	0.51	1.19	0.14	0.99	0.60	1.39	0.15
Infiltración (cm ³ /min)	25.01	3.00	90.00	18.52				
Resistividad (g kg)	0.60	0.00	2.50	0.37	0.81	0.00	2.50	0.41

Cuadro 3.5 Diferencias estadísticas significativas entre suelo y profundidad para las diferentes variables estudiadas.

SUELO	PROF.	pH	C	N	PEND	DA	C/N	INFILT	RESIST
			g kg ⁻¹	g kg ⁻¹	%	g/cm ³		cm ³ /min	g/kg
Uh1	0 -20	5.32 a	45.8 a	3.48 a	49a	1.00	13.29	17.00a	0.60
	20 -40	5.32 a	35.3 a	2.95 a		1.02	11.90		1.09b
Ah1	0 20	5.12 a	54.6 ab	4.22 a	64.2b	0.94	13.34	40.4b	0.59
	20 -40	5.22 a	41.1 a	3.37 a		1.00	12.09		0.71
Cm1	0 -20	5.44 a	43.6 a	3.01 a	46.4a	0.88	14.27	22.00a	0.37
	20 -40	5.44 a	34.2 a	2.03c		0.94	17.71		0.60
Uh2	0 -20	4.60 b	60.6 b	4.46 b	39a	0.82	15.21	40.5b	0.57
	20 -40	4.64 b	50.4 ab	3.34 a		0.87	15.68		0.83

Los valores seguidos por la misma letra en la columna no tienen diferencias significativas. LSD p= 0.05

Uh1 : Umbrisol húmico, Ah1: Acrisol húmico; Cm1: Cambisol mólico; Uh2: Umbrisol húmico

3.1.2.1 pH

Diferentes factores confluyen en la zona para predisponer la tendencia a la acidificación del medio, una alta precipitación, pendientes pronunciadas, material parental de origen ácido, el pH del suelo muestra el predominio de valores moderadamente ácidos a muy ácidos comprendidos entre 6.25 y 4 (promedio de $5.3 \pm 0,48$) en agua para las dos profundidades y entre 5.75 y 3.75 (promedio de $4.77 \pm 0,48$) para KCl a una profundidad de 0–20 cm mientras que para la profundidad de 20 – 40 cm los valores fluctuaron entre 5.75 y 3.25 con una media de 4.7 ± 0.53 . Los suelos que registraron los valores de pH más ácidos fueron los UH2 ubicados en la cota de mayor altura (1213 – 1235 msnm) en la parte noroeste de la finca cafetalera. La secuencia de acidez entre suelos quedaría definida de la siguiente forma: Uh2> Ah1> Uh1>Cm1.

3.1.2.2 Pendiente

Esta parte de la Sierra Sur de Oaxaca posee un entorno físico fuertemente accidentado con registros de pendiente extremos que van desde un 3 % para aquellas partes destinadas al asentamiento de viviendas o pequeñas áreas de cultivo e invernaderos, hasta un 96 % para aquellos terrenos muy escabrosos y poco aptos para las prácticas de cultivo de café y que han sido abandonados (acahuales), ($X= 56 \pm 20.52$).

3.1.2.3 Contenido de Carbono.

Los contenidos de C en ambas profundidades presentan un amplio intervalo de valores en los suelos estudiados; por lo que respecta a la profundidad de 0-20 cm éstos se ubican entre 5 y 143 g kg⁻¹ con una media de 45.4 ± 22.1 mientras que para la profundidad de 20-40 cm el mínimo es de 2 y el máximo de 138 g kg⁻¹ (media de 32 ± 19.2). Característicamente los suelos más ricos en C se encuentran en aquellos puntos de mayor altitud ubicados al noroeste de la

finca(UH2) que coinciden también con valores muy ácidos de pH, El contenido de C de estos suelos en la profundidad de 0 – 20 es significativamente mayor ($X= 60.6$) que para los suelos Uh1 y Cm1 ($X = 45.8$ y 43.6 respectivamente), no así para los suelos Ah1.

Para la profundidad de 20 – 40 cm las diferencias son menos pronunciadas destacándose únicamente la diferencia significativa entre los suelos Uh2 y Cm1 ($X= 50.4$ y 34.2 respectivamente). El gradiente de C para los cuatro suelos es el siguiente: Uh2 > Ah1 > Uh1 > Cm1

3.1.2.4 Densidad aparente

La DA no registra cambios abruptos en la profundidad de 0-20, los valores se ubicaron entre 0.7 y 1.2 g.cm^3 ($X= 0.91 \pm 0.14 \text{ g.cm}^3$), incrementándose ligeramente en la profundidad de 20–40 cm de 0.8 a 1.40 g.cm^3 ($X= 1.0 \pm 0.156$). No hubo diferencias significativas entre unidades de suelo.

3.1.2.5. Nitrógeno total

Se cuantificaron para la profundidad de 0 a 20 cm concentraciones de N entre 2.5 y 5.6 g kg^{-1} con una media de 3.8 , mientras que para la profundidad de 20 a 40 cm se sitúan entre 1.38 y 4.76 g kg^{-1} con una media de 2.9 . Destacan los suelos Cm1 por presentar cantidades significativamente menores de N con respecto a los demás suelos en ambas profundidades.

3.1.2.6 Relación C/N

La relación C/N es uno de los principales indicadores de la actividad biológica del suelo y consecuentemente de la fertilidad de los mismos. No se aprecian diferencias significativas en cuanto a profundidad y tipo de suelo; los valores para la profundidad de 0 a 20 cm varían entre 8.92 y 20.38 ($X= 14.03 \pm 3.17$), para la profundidad de 20 a 40 cm entre 9.68 y 26.1 ($X= 14.35 \pm 4.07$).

3.1.2.7 Infiltración

Las tasas de infiltración son muy variadas pasando desde los 3 hasta los 90 $\text{cm}^3 \text{ min}^{-1}$ ($X = 25 \pm 18.52$). Estos valores se corresponden con las condiciones edáficas contrastantes, por una parte suelos con escaso espesor y contacto inmediato con el material parental, hasta suelos con alto contenido de materia orgánica, muy porosos y bastante profundos y entre ellos una serie de condiciones intermedias.

3.1.2.8 Resistividad

Los valores para ambas profundidades fueron de entre 0 y 2.5 g cm^2 con una media de 0.6 \pm .38). Los suelos Uh1 registran valores de compactación significativamente mayores a los demás suelos.

3.1.3 MAPAS DE VARIABILIDAD ESPACIAL

Mediante el programa SURFER Versión 6 se diseñaron los mapas de variabilidad espacial para pH, C y reserva de carbono en las profundidades de 0-20 y 20-40 los cuales se muestran en el anexo II.

En los suelos con mayor gradiente altitudinal ubicados en la porción noroeste de la finca se comprobó una marcada tendencia a presentar los valores de pH más ácidos para ambas profundidades tanto en H₂O como en KCl, acompañados de cantidades elevadas de carbono (>50 g C kg⁻¹); la parte con mayor elevación de la finca comprende los tramos de la Cumbre, El Mirador y La Soledad, el predominio de estas condiciones aunado al gradiente altitudinal donde es notable la presencia de suelos formados sobre cortezas de intemperismo antiguas en pendientes pronunciadas sugiere un proceso muy activo de lavado de bases y de acumulación de materia orgánica sobre todo en aquellos puntos donde hay un rompimiento de la pendiente y el material de arrastre se acumula. Estos suelos suelen corresponder al grupo de los Acrisoles.

En la parte central de la finca comprendida por los tramos El Portillo, La Presa, parte de Arena donde predominan pendientes de hasta 60 % se registran valores de pH mayores tanto en H₂O (5.6 en promedio) como en KCl (4.7) para ambas profundidades, los contenidos de materia orgánica disminuyen considerablemente (30 g C kg⁻¹).

En la porción sureste de la finca principalmente comprendida por los tramos La Gloria, Las Flores, El Triunfo y Potrero se observa que el pH es ligeramente más ácido (5.1 a 5.6) pero con altos contenidos de materia orgánica (55 hasta 80 g C kg⁻¹).

3.2 CARACTERIZACION DE LA MATERIA ORGÁNICA DEL SUELO.

3.2.1 FRACCIONES DE LA MATERIA ORGÁNICA DEL SUELO

El cuadro 3.6 y las figuras 3.4 y 3.5 muestran la distribución del carbono del suelo en las distintas fracciones de la materia orgánica para ambas profundidades de estudio.

Cuadro 3.6 Fracciones de carbono orgánico en los suelos estudiados

SUELO	PROF	C	MOL	AF	AH	HUMINA	AH/AF
	<i>cm</i>	<i>g kg⁻¹</i>			<i>g kg⁻¹</i>		
Uh1	0 - 20	45.8 a	3.80	22.0 a	20.3 ab	54.8 a	0.980 a
	20 - 40	35.3 a	1.60	31.0 b	18.4 a	49.0 a	0.598 bc
Ah1	0 - 20	54.6 ab	4.20	28.6 a	18.3 a	48.9 a	0.619 b
	20 - 40	41.1 a	3.94	22.5 a	16.0 ac	57.1 a	0.759 a
Cm1	0 - 20	43.6 a	3.51	26.4 a	21.6 ab	48.5 a	0.874 ac
	20 - 40	34.2 a	1.94	22.9 a	18.2 a	57.1 a	0.792 a
Uh2	0 - 20	60.6 b	1.75	24.2 a	23.4 ab	50.4 a	0.976 a
	20 - 40	50.4 ab	1.80	36.7 b	24.7 abc	69.2 b	0.692 b

Los valores seguidos por la misma letra en la columna no tienen diferencias estadísticamente significativas. LSD $p=0.05$

Uh1 : Umbrisol húmico, Ah1: Acrisol húmico; Cm1: Cambisol mollico; Uh2: Umbrisol húmico esquelético.

MOL: Materia Orgánica Libre, AF: Acidos Fúlvicos, AH: Acidos Húmicos

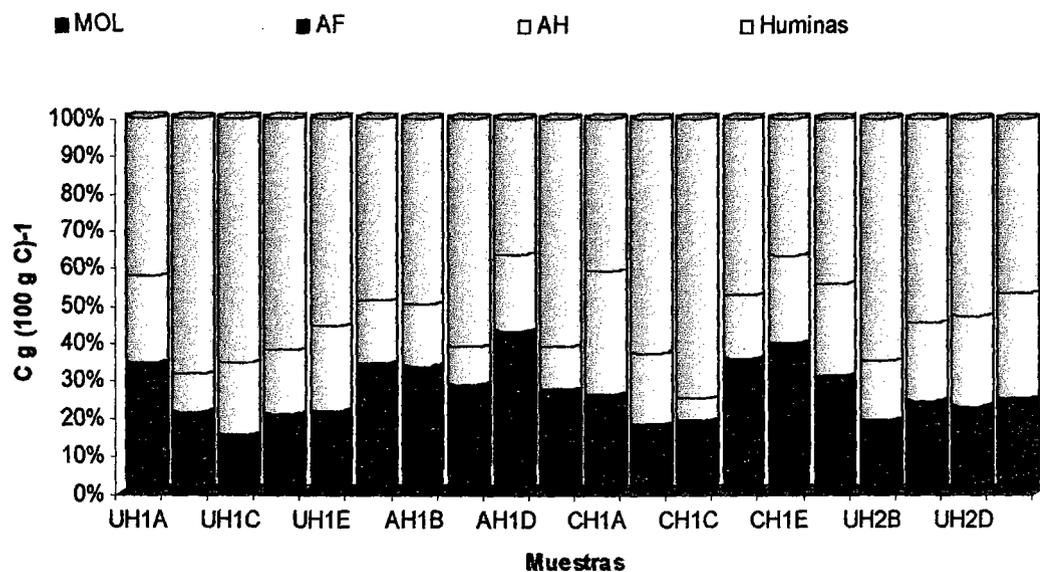


Figura 3.4 Fraccionamiento de la materia orgánica expresado en % de C total del suelo para la profundidad de 0 – 20 cm.

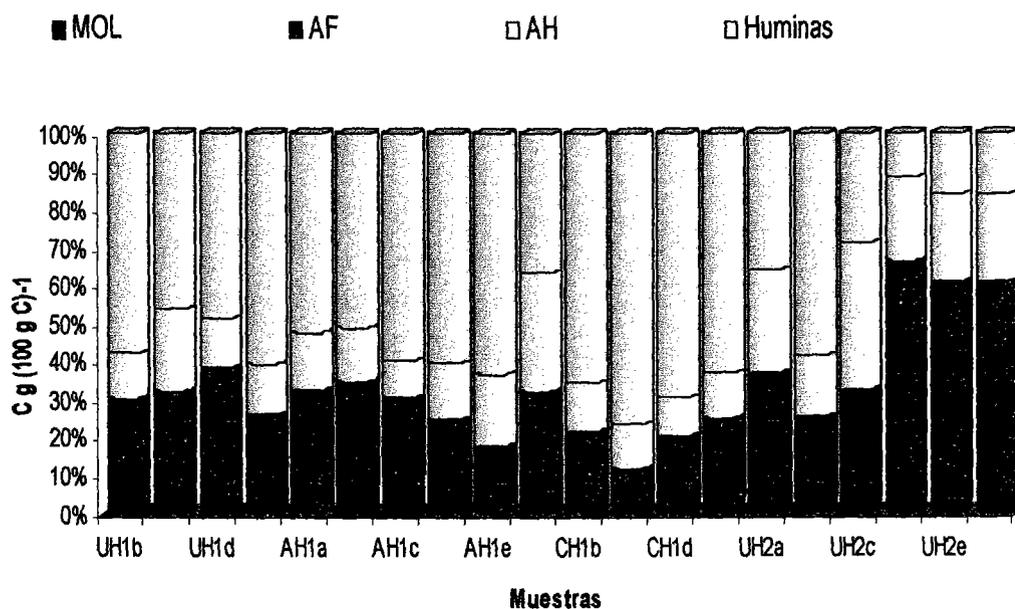


Figura 3.5 Fraccionamiento de la materia orgánica expresado en % de C total del suelo para la profundidad de 20 – 40 cm.

La MOL de los suelos se encuentra constituida por partículas de residuos vegetales en sus primeras etapas de transformación, donde aún es posible reconocer la presencia de estructuras más o menos alteradas. Los contenidos de MOL para las muestras estudiadas varían desde 1 hasta el 7.3 g C kg⁻¹ del C total en el suelo con una media de 2 para la profundidad de 0-20 cm y de 0.8 a 3.8 con una media de 1.5 para 20 – 40 cm. Aunque no se observan diferencias estadísticas para la MOL. Los suelos Ah1 muestran los mayores porcentajes de esta fracción.

El contenido de C de la fracción de AH de 0-20 cm varía entre 6 y 35.8 g C kg⁻¹ de C total del suelo con una media de 18, en tanto que para 20-40 va de 4.5 a 38.5 con una media de 14.7. La proporción de AH es mayor en el horizonte superficial condición similar a la encontrada por Orlov (1985). Los suelos Uh2 reflejan los valores más elevados de AH en ambas profundidades. En contraparte, los suelos Ah1 reflejan los valores más bajos de AH en ambas profundidades.

Los porcentajes de AF de 0 a 20 cm se sitúan entre 11.6 y 35.8 g C kg⁻¹ de C total con una media de 22 y de 20-40 cm de 10.9 a 67.9 con una media de 29.6 g C kg⁻¹. La distribución de esta fracción húmica obedece a dos tendencias: por una parte los suelos Ah1 y Cm1 presentan niveles ligeramente superiores de AF en la superficie mientras que en los suelos Uh1 y Uh2 observan valores significativamente superiores en la profundidad de 20 – 40 cm.

La fracción de las huminas de 0-20 tiene valores de 22.1 a 75 g C kg⁻¹ de C del suelo con una media de 52 y de 20-40 11.1 a 76.4 con media de 44.2 siendo la fracción predominante dentro del complejo húmico. A excepción de los suelos UH1 en los restantes existe una tendencia al incremento de esta fracción con la profundidad que es significativa para el caso de los suelos Uh2 (cuadro 3.6). Si bien los valores para esta fracción húmica son elevados, están dentro del rango considerado para suelos tropicales (Dabin, 1981).

3.2.2 ESTUDIO DE LOS ACIDOS HUMICOS

3.2.2.1 ESPECTROSCOPIA VISIBLE DE LOS ACIDOS HUMICOS

El estudio de las propiedades ópticas de las SH ha sido ampliamente aplicado dada la gran sensibilidad que presenta a los cambios en las condiciones ambientales, ya sea por efectos naturales o antropogéneos.

La absorción de luz por parte de las moléculas de AH en las regiones UV(200-400 nm) y visible (400-800 nm) se puede atribuir a la presencia de electrones deslocalizados procedentes de grupos funcionales que contienen átomos de H, S y halógenos, así como uniones C=C conjugadas, pasando de un estado de reposo a un nivel energético superior (Stevenson, 1982). La densidad óptica de las SH parece seguir ciertos patrones específicos: Cuanto mayor es su densidad óptica (E_4) mayor será su aromaticidad (Kononova, 1982; Chen *et al.*, 1977). Otro supuesto propone que la relación entre la absorbancia a 465 y 665 nm (E_4/E_6) aumenta al disminuir el peso molecular de AH y AF correlacionándose positivamente este parámetro con la acidez total (representada por grupos COOH) y su valor es independiente de las concentraciones de las SH (Chen *et al.*, 1977).

Por otra parte se ha encontrado que la relación E_4/E_6 se relaciona positivamente con el contenido de bases intercambiables, infiriéndose una mayor abundancia de éstas en presencia de AH de bajo peso molecular y ricos en grupos carboxilo. La E_4/E_6 también puede manifestar algunas correlaciones positivas con algunos parámetros climatológicos y granulométricos, evidenciadas con la presencia de AH de mayor peso molecular en suelos con texturas pesadas es posible que existan correlaciones positivas entre este parámetro y la pendiente y negativas entre el mismo y la relación AH/AF (Ganuza, 2002).

En el cuadro 3.7 se pueden observar los valores de la densidad óptica de los AH a una concentración de 1.36 mg cm^{-3}

Cuadro 3.7 Densidades ópticas a 465 nm (E4) dadas en unidades de absorbancia y la relación E4/E6, así como la intensidad del valle de los 620 nm de la segunda derivada de los espectros visibles ($i \text{ mg AH cm}^{-3}$)

Muestra	E4	E4/E6	E 620 *
	nm		nm
Uh1A	1.44	4.64	0.110
Uh1a	1.49	4.34	0.125
Uh1B	0.35	4.83	0.075
Uh1b	1.68	4.13	0.094
Uh1C	0.52	5.07	0.125
Uh1c	1.12	4.81	0.110
Uh1D	0.44	5.28	0.079
Uh1d	0.51	4.72	0.082
Uh1E	0.49	5.52	0.085
Uh1e	0.97	5.37	0.078
Ah1A	1.06	4.84	0.125
Ah1a	0.97	4.75	0.114
Ah1B	0.50	5.70	0.100
Ah1b	0.70	5.40	0.120
Ah1C	0.40	5.33	0.130
Ah1c	0.34	5.38	0.130
Ah1D	0.70	4.87	0.109
Ah1d	1.01	4.66	0.137
Ah1E	0.29	5.65	0.098
Ah1e	0.57	5.58	0.106
Cm1A	1.19	4.76	0.156
Cm1a	1.08	4.25	0.078
Cm1B	0.50	5.41	0.120
Cm1b	0.39	4.52	0.114
Cm1C	0.60	5.80	0.160
Cm1c	0.40	5.65	0.145
Cm1D	0.46	5.55	0.112
Cm1d	0.57	4.95	0.150
Cm1E	0.56	5.62	0.196
Cm1e	0.39	5.50	0.105
Uh2A	1.13	4.45	0.141
Uh2a	0.98	4.62	0.137
Uh2B	0.49	5.04	0.094
Uh2b	0.55	4.80	0.111
Uh2C	0.70	4.88	0.110
Uh2c	1.02	4.59	0.134
Uh2D	0.91	5.02	0.132
Uh2d	1.26	4.30	0.141
Uh2E	1.59	4.54	0.094
Uh2e	0.82	4.59	0.130

* Intensidad del valle de la segunda derivada

Cuadro 3.8 Valores para los parámetros espectroscópicos dentro del rango UV-VIS.

SUELO	PROF	E4	E4/E6	E620
	<i>cm</i>			
Uh1	0 - 20	0.64 a	5.07 ab	0.095 a
	20 - 40	1.15 a	4.67 ab	0.098 a
Ah1	0 - 20	0.59 a	5.28 ac	0.112 a
	20 - 40	0.71 a	5.15 ac	0.121 ab
Cm1	0 - 20	0.66 a	5.43 ac	0.149 b
	20 - 40	0.57 a	4.97 ab	0.118 a
Uh2	0 - 20	1.03 a	4.78 ab	0.114 a
	20 - 40	0.93 a	4.58 ab	0.131 b

Los valores seguidos por la misma letra en la columna no tienen diferencias estadísticamente significativas. LSD $p=0.05$

Uh1 : Umbrisol húmico, Ah1: Acrisol húmico; Cm1: Cambisol mollico; Uh2: Umbrisol húmico esquelético.

Los valores de E4 no muestran diferencias significativas aunque si observan una débil correlación positiva con la altitud ($r=0.43$, $p<0.05$) lo que indica niveles de aromaticidad similares dentro de la zona de estudio. (Cuadro 3.8).

Los rangos para la relación E4/E6 presenta valores ligeramente superiores de 0 a 20 cm y con una clara tendencia a disminuir en la profundidad de 20 a 40 cm ésto es indicativo de un mayor grado de condensación para los AH a esta profundidad, la diferencia es contrastante para los suelos Uh2 donde las muestras de mayor profundidad son más condensadas y por tanto tienen lugar valores bajos para la relación.

3.2.2.2 SEGUNDA DERIVADA DEL ESPECTRO UV-VIS

La obtención de la segunda derivada de los espectros de AH permitió observar la presencia de máximos espectroscópicos en la longitud de onda de los 620 nm, característicos de sustancias melánicas del tipo dihidroxiperilenquinona (DHPQ) relativamente frecuentes en suelos españoles (Almendros, 1982, Tinoco, 2000, Ganuza, 2002).

Este tipo de pigmentos descritos por Kumada y Hurst (1967) a los cuales denominaron de "tipo P", presentan una elevada extinción específica y un alto contenido en radicales libres estables, lo cual debe favorecer la condensación de los ácidos húmicos con los que se encuentran ligados (Tinoco, 2000). Normalmente esta característica se ve reflejada en valores más bajos de la relación E4/E6 para aquellos ácidos húmicos con mayor proporción de pigmentos fúngicos.

Comparando la segunda derivada del espectro UV-VIS de los cuatro suelos estudiados, se observan las mayores intensidades en los 620 nm para los suelos CH1 por lo que es de suponerse una mayor contribución de la actividad fúngica en la formación de compuestos húmicos para estos suelos. Por contraparte, los suelos AH1 tienen la menor proporción de estos compuestos. En las figuras 3.6 y 3.7 se muestra la segunda derivada de algunos de los espectros visibles de estos ácidos mientras que en la figura 3.8 se observan dos espectros de melaninas fúngicas junto con algunos espectros representativos de los suelos estudiados.

Resultados

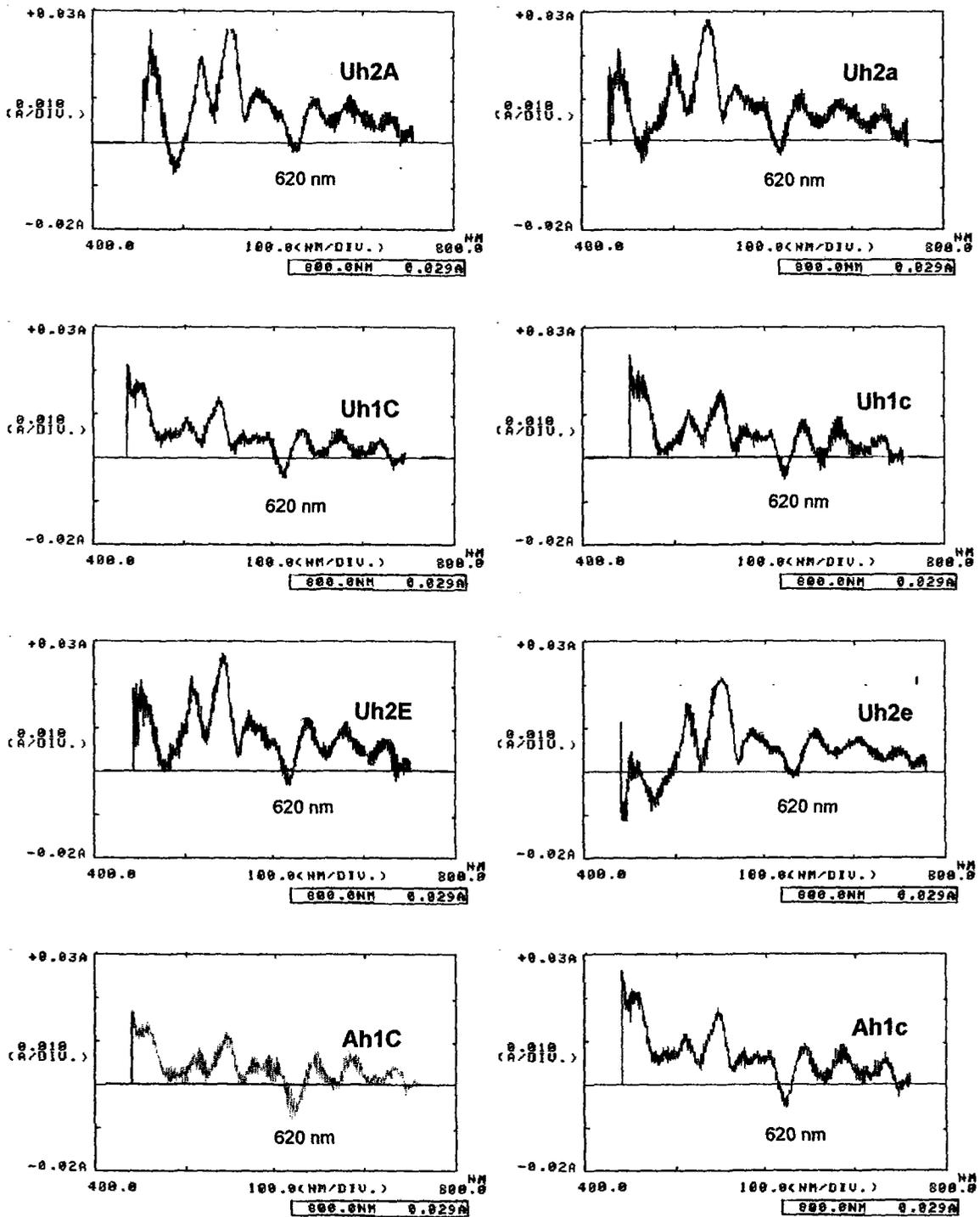


Figura 3.6 Segunda derivada del espectro UV-VIS de algunos AH estudiados

Resultados

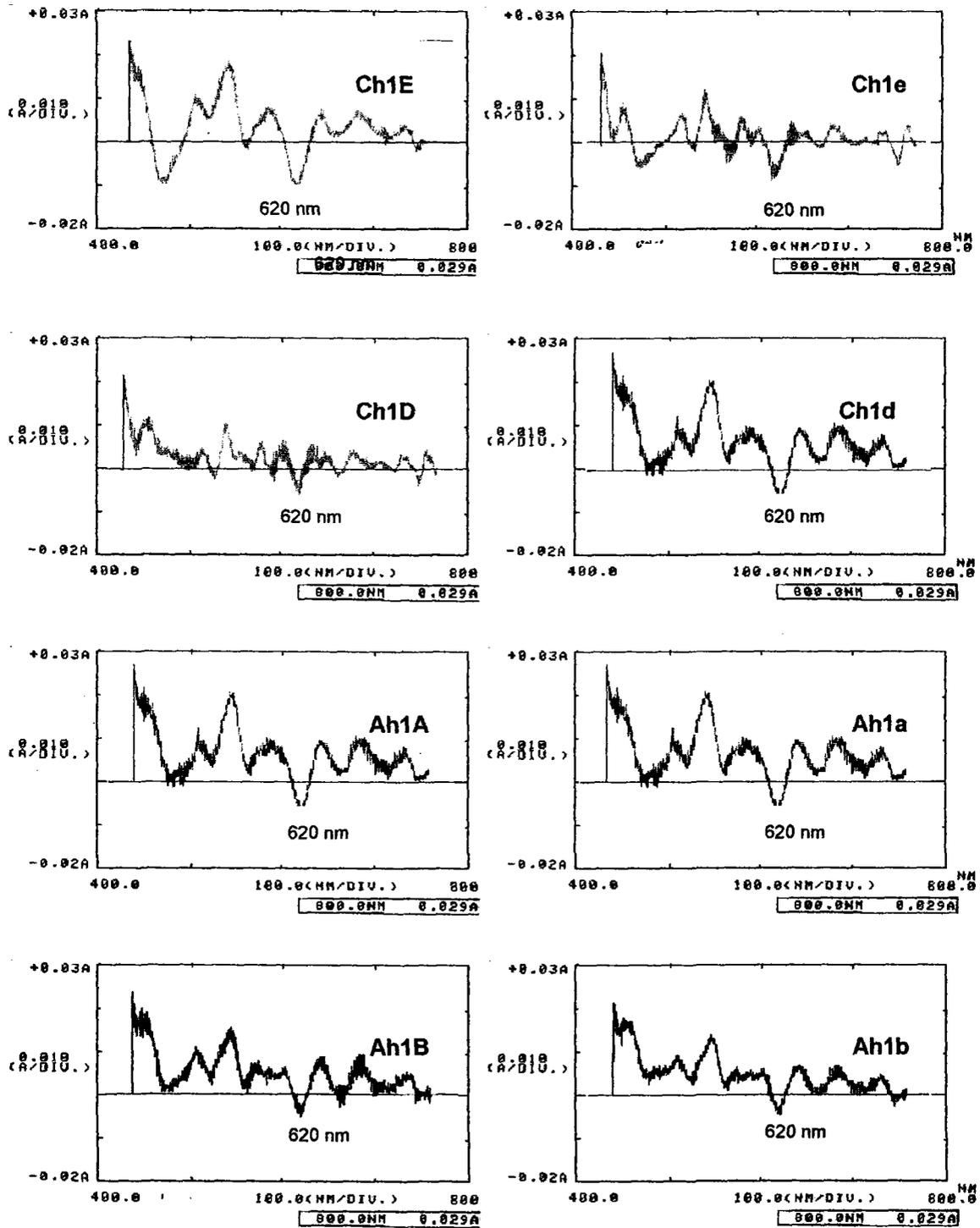


Figura 3.7 Segunda derivada del espectro visible de algunos AH estudiados

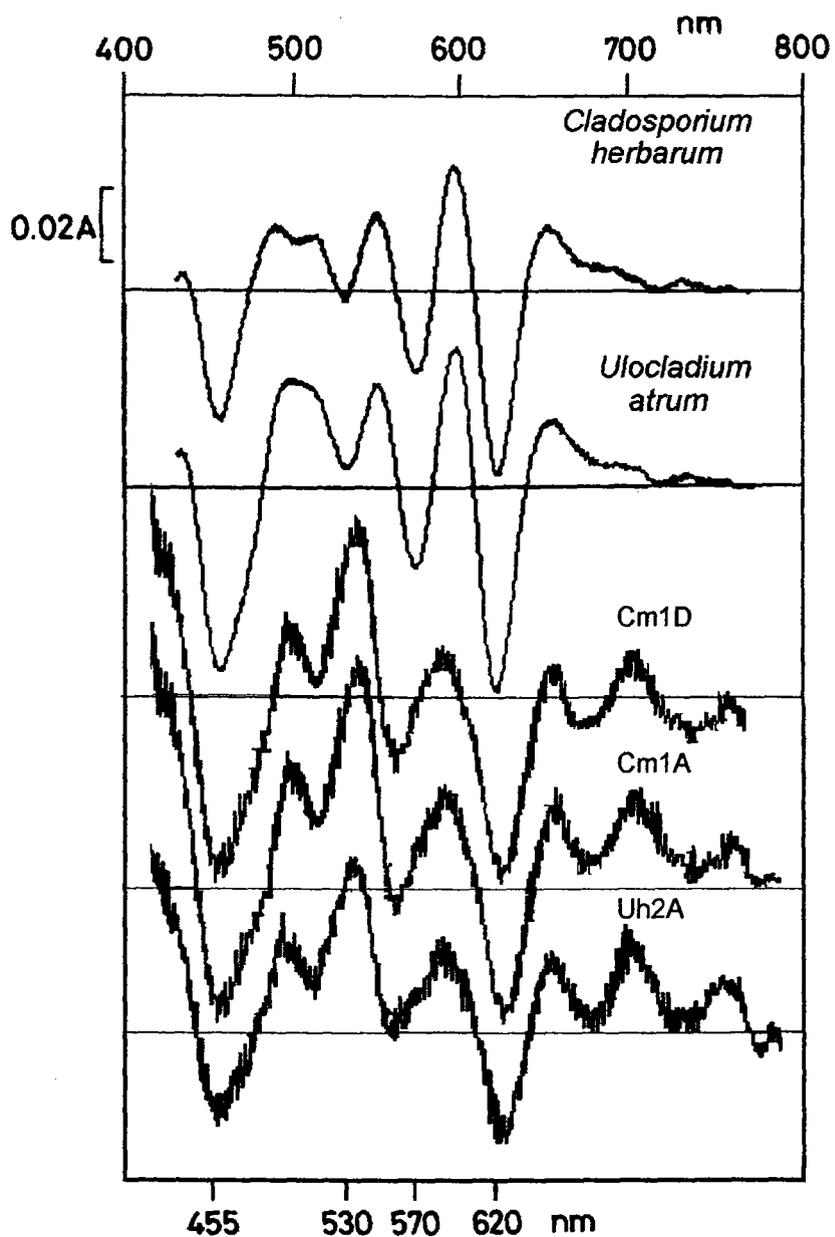


Figura 3.8 Comparación entre la segunda derivada del espectro UV-VIS de melaninas fúngicas y algunos AH estudiados

3.2.2.3 ESPECTROSCOPIA DE FT-IR DE LOS ACIDOS HUMICOS

La espectroscopía FT-IR ha tenido una aplicación muy extendida para el estudio de suelos y sedimentos (Stevenson, 1982; MacCarthy y Rice, 1985), con el objeto de recabar información sobre la naturaleza de los grupos funcionales, así como evidenciar la presencia de restos de proteínas, ligninas, carbohidratos u otro tipo de material inorgánico. La absorción en esta parte del espectro permite reconocer distintos tipos de enlaces químicos en función de la longitud de onda a la que se produce la absorción.

Las bandas de absorción de las SH son anchas por su gran complejidad estructural lo que produce solapamiento, es decir un mismo grupo funcional puede estar representado en diferentes longitudes de onda. El cuadro 3.9 muestra la asignación de las diferentes bandas de absorción según McCarthy y Rice (1985).

La región de absorción entre los 3600 y los 3300 cm^{-1} es muy amplia y no sólo es característica de los AH sino de los componentes minerales del suelo, refleja principalmente la presencia de los grupos hidroxilos OH responsables de los enlaces de hidrógeno entre moléculas.

Entre los 2960 y los 2840 cm^{-1} es posible advertir la presencia de una banda máxima a los 2920 cm^{-1} normalmente de moderada intensidad, es característica de la presencia de grupos CH_3 y CH_2 y generalmente se toma como una referencia sobre la alifaticidad de la molécula de AH.

En la región de los 2800 a los 1750 cm^{-1} los espectros de AH muestran niveles de absorción relativamente bajos y no se observan bandas claramente definidas.

De los 1730 a los 1700 cm^{-1} tiene lugar una fuerte absorción que es típica de grupos carboxilo, principalmente de cetonas, aldehídos y ácidos carboxílicos

Las bandas centradas en torno a los 1660 y 1540 cm^{-1} conocidas como amidas I y amidas II respectivamente, denotan la presencia de estructuras proteicas, se ha

establecido que la banda de amidas II es proporcional al contenido de N de las sustancias húmicas (Orlov, 1984).

La presencia de la lignina es registrada por un patrón de bandas muy característico cuyos máximos de absorción se registran en los 1510, 1460, 1330 y 1270 cm^{-1} . Dupuis y Jambu (1969), consideraron la relación entre la absorbancia a 2920 y 1519 cm^{-1} (2920/1510) como representativa de la proporción de carbono alifático frente al C aromático.

Otro indicador es la relación 1330/1270 representativa de la proporción de unidades de tipo siringil respecto a las de tipo guayacil que predominan en la lignina de gimnospermas. Las estructuras de tipo siringil son más susceptibles a la degradación y su tiempo de vida es menor, esta relación siringil/guayacil ha sido empleada como índice de humificación de la lignina ((Kögel-Knabner, 1986).

Aun cuando la evaluación de los espectros infrarrojos de los AH no ofrece un carácter totalmente cuantitativo, si es posible obtener una medida relativa de las intensidades de absorción trazando una línea base en cada espectro, midiendo la intensidad de los picos y refiriéndola a uno de ellos (Dupois y Jambu, 1969; Ganuza, 2000). Un método desarrollado para incrementar la obtención de información que puede ofrecer la espectroscopía infrarroja es la transformación de Fourier (FT-IR) que confiere a la espectroscopía de infrarrojo múltiples ventajas con respecto de la espectroscopía tradicional, como lo son el aumento de la resolución y de la cantidad de energía que llega al detector del espectrofotómetro, así como la mejora de la relación señal / ruido (MacCarthy y Rice, 1985).

En las figuras 3.9, 3.10 y 3.11 se muestran los espectros FT-IR para los diferentes suelos estudiados, así como los valores de las densidades ópticas de los picos más significativos. Los espectros para los ácidos húmicos presentan un patrón característico: una banda ancha a 3400 cm^{-1} y otras más estrechas a 2920, 1720, 1620, 1550, 1510, 1460, 1270 y 1030 cm^{-1} .

Cuadro 3.9 Asignación de las diferentes bandas de absorción según Farmer y Morrison, 1980; Fangel y Wegener, 1984; McCarthy y Rice, 1985.

Frecuencia (cm^{-1})	Grupos funcionales asignados
3400	Tensión O-H en carboxilos, fenoles y alcoholes
2920	Tensión C-H Alifática
1720	Tensión C=O
1660 – 1630	Tensión C=O en amidas (amidas I)
1650 – 1600	C=C de alifático y aromático conjugado con grupos C=O
1590 – 1517	Flexión N-H en amidas (amidas II)
1510	C=C aromático
1470 – 1380	Flexión C-H Alifática
1460	Flexión asimétrica C-H en estructuras alquílicas y en grupos OCH ₃ de estructuras tipo siringil y guaiacil
1435 – 1420	Flexión ArOCH ₃ en estructuras tipo siringil y guaiacil
1330 – 1325	Vibración de anillos tipo Siringil
1270	Tensión asimétrica C-O-C de éteres, vibración C-OCH ₃ en Grupos guaiacil
1230	Tensión O-H en grupos carboxilo
1120 – 1000	Tensión C-O en alcoholes.

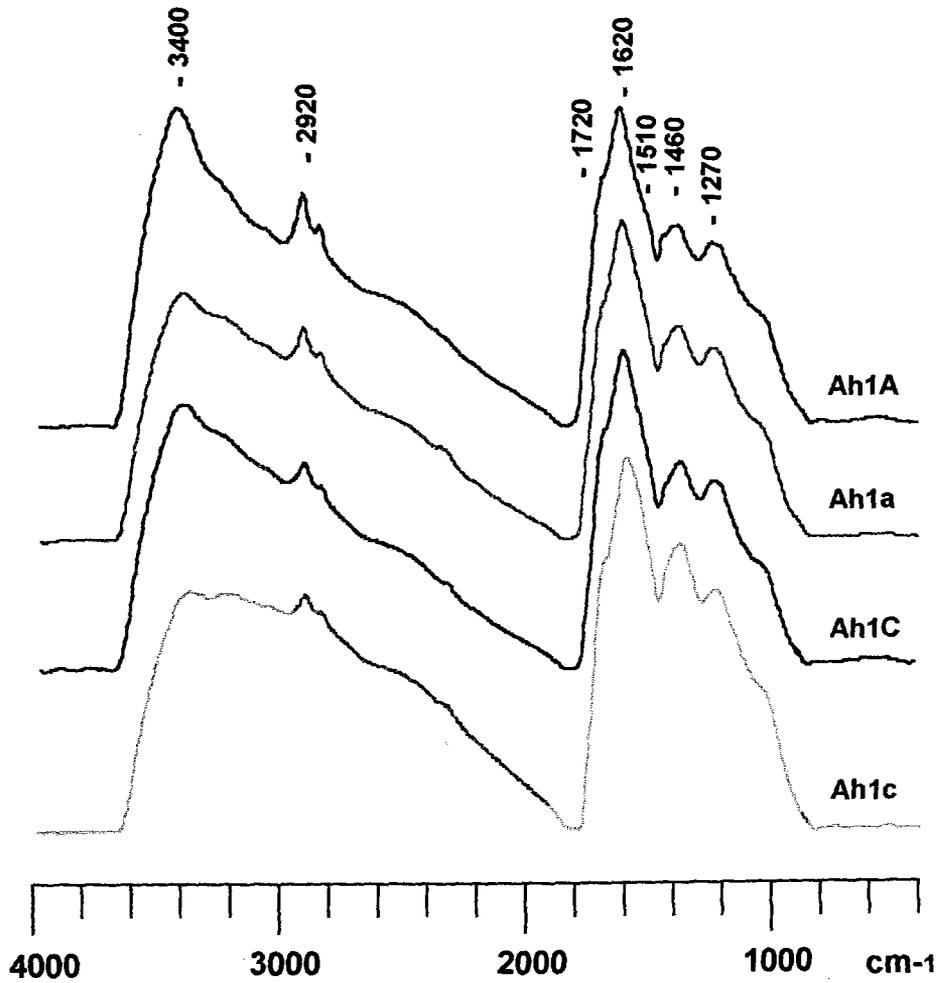


Figura 3.9 Espectros de FT-IR de los AH extraídos para los suelos de Acrisol húmico

- 0-20 cm
- ▨ 20-40 cm

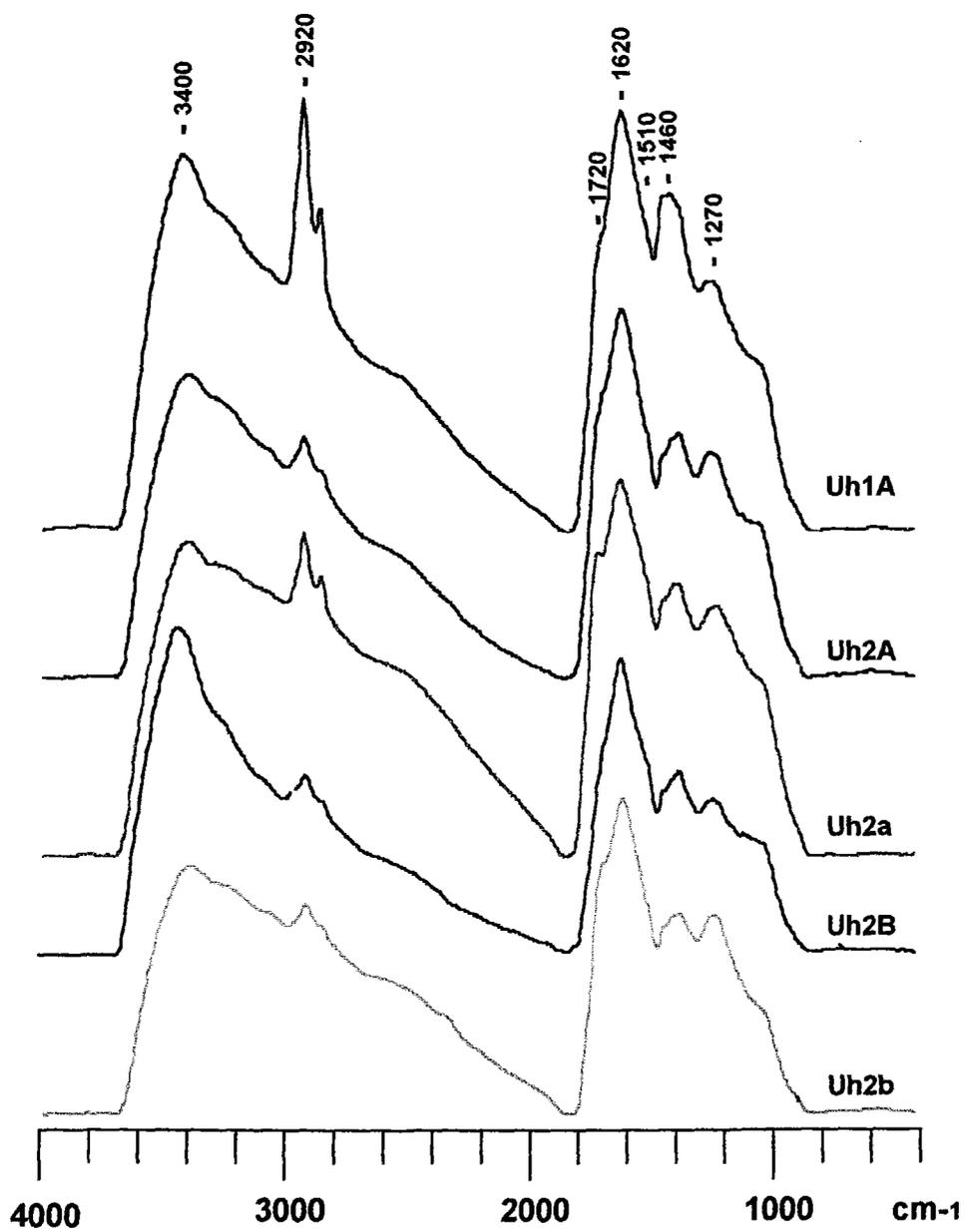


Figura 3.10 Espectros FT-IR de AH extraídos para los suelos de Umbrisol húmico.

- 0-20 cm
- ▨ 20-40 cm

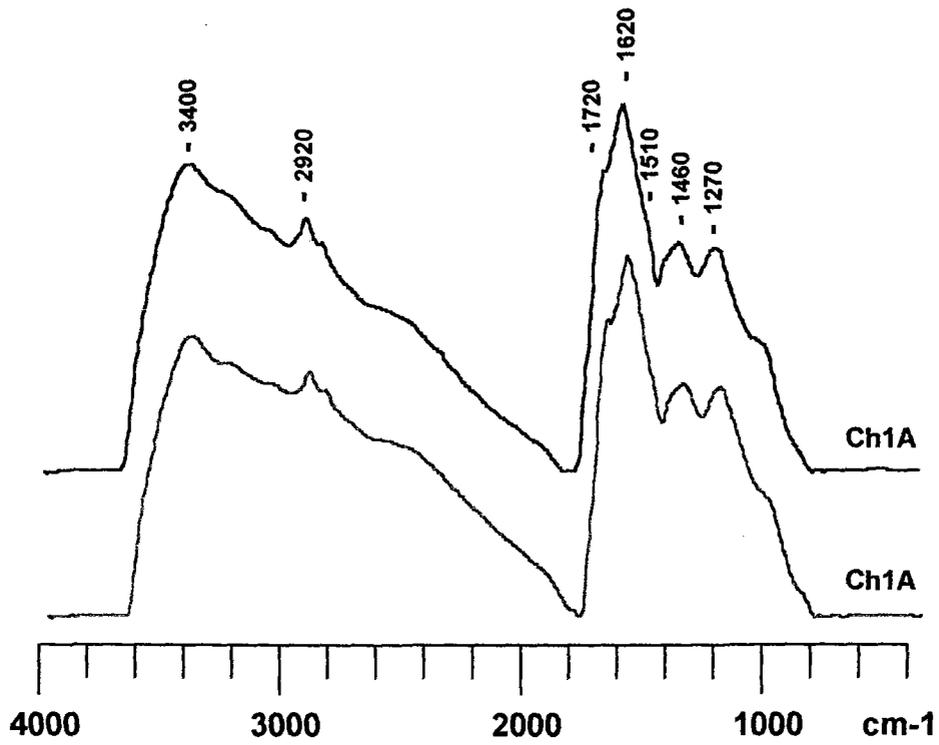


Figura 3.11 espectros IR-FT para AH extraídos de suelos de Cambisol móllico

- 0-20 cm
- ▨ 20-40 cm

Los espectros FT-IR para los AH del Acrisol húmico muestran una disminución generalizada en la región de los 3600 a los 3300 cm^{-1} con respecto a la profundidad, indicativa de una menor cantidad de grupos OH que forman puentes de hidrógeno. La banda de los 2920 cm^{-1} también establece una disminución con la profundidad, como se ha mencionado, es indicativa de la proporción de estructuras alquílicas. Para la región de los 2000 a los 600 cm^{-1} se analizó el espectro de resolución aumentada (figura 3.19) que proporciona mayor detalle de las bandas características del patrón de lignina, al respecto, se observa que las muestras AH1A y AH1a presentan un patrón de lignina en las bandas 1510, 1460, 1420, 1380, 1270 y 1230 cm^{-1} mayormente desgastado en la profundidad de 20 a 40. En el caso de las muestras AH1C y AH1c se observan pocos cambios con respecto a la profundidad. La relación entre 2920 y 1510, representativa de la proporción de carbono alifático frente al aromático indica un predominio del carbono alifático en la capa superior que disminuye con la profundidad, particularmente para los suelos AH1 en cuya profundidad de 20 – 40 esta relación se invierte predominando ligeramente el carbono aromático

Por lo que respecta a los AH de Umbrisol húmico, la banda de los 3600 a los 3300 también disminuye con la profundidad, el patrón para UH1A resultó bastante atípico para la banda de los 2920 cm^{-1} con una cresta bastante elevada con respecto a las demás muestras de suelo, en el caso de los suelos UH2B y UH2b esta banda es mayor en la profundidad de 20 a 40 cm sugiriendo mayor alifaticidad en esta profundidad lo que se corrobora con la relación 2920/1510 que es superior a 1; la región de los 2000 a los 600 cm^{-1} muestra un patrón de lignina más transformado en la profundidad de 20 a 40 cm (figura 3.10).

Los AH de Cambisol mólico al igual que con los anteriores presentan una disminución en la región de los 3600 a los 3300 cm^{-1} con la profundidad, la banda de los 2920 es similar en ambas profundidades. La banda de los 1720 a los 1740 (figura 3.11) observa un carácter distintivo con los otros dos grupos de suelos que es la presencia de dos picos que suele deberse a la presencia de material muy alifático. La relación 2920/1510 superior a 1 para ambas profundidades denota el predominio del C alifático sobre el aromático.

El cuadro 3.10 muestra los valores de absorción para las bandas más representativas de los espectros infrarrojos de algunos AH estudiados.

Cuadro 3.10 Densidades ópticas relativas de las bandas más significativas de los espectros FT-IR de los AH.

AH	<u>3400</u>	<u>2920</u>	<u>1720</u>	<u>1550</u>	<u>1510</u>	<u>1460</u>	<u>2900</u>
	<u>1620</u>	<u>1620</u>	<u>1620</u>	<u>1620</u>	<u>1620</u>	<u>1620</u>	<u>1510</u>
Ah1A	1.000	0.729	0.729	0.729	0.635	0.583	1.146
Ah1a	0.781	0.667	0.719	0.781	0.646	0.583	1.042
Ah1C	0.833	0.646	0.708	0.771	0.635	0.552	1.016
Ah1c	0.639	0.639	0.701	0.773	0.680	0.680	0.941
Uh1A	0.889	1.011	0.667	0.822	0.711	0.700	1.423
Uh2B	0.821	0.653	0.674	0.779	0.684	0.600	0.956
Uh2b	0.835	0.856	0.814	0.845	0.753	0.670	1.147
Uh2C	1.125	0.602	0.682	0.739	0.614	0.545	0.984
Uh2c	0.789	0.663	0.832	0.821	0.642	0.579	1.031
Cm1A	0.840	0.691	0.745	0.819	0.660	0.564	1.045
Cm1a	0.774	0.688	0.710	0.806	0.634	0.591	1.095

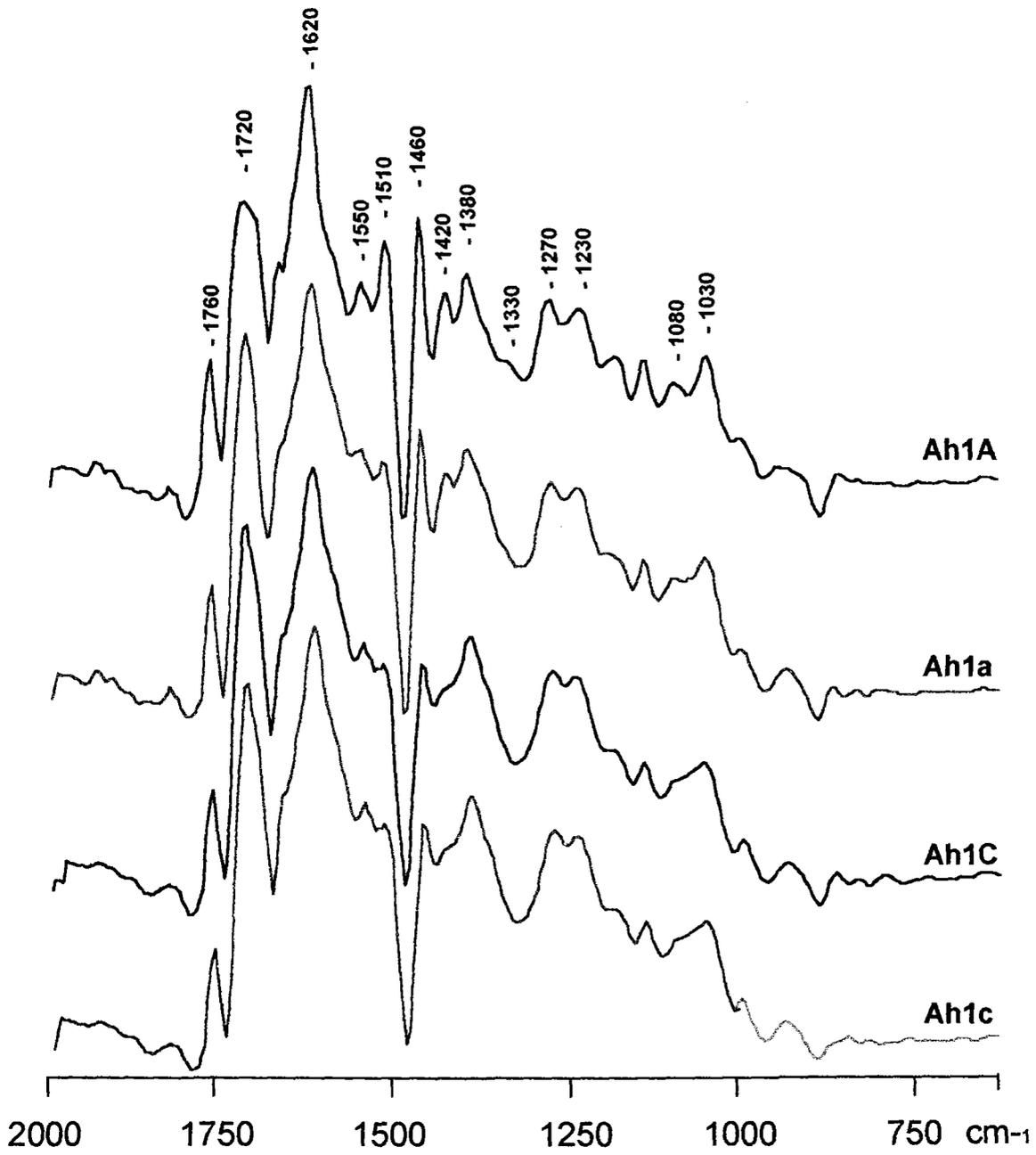


Figura 3.12 Espectros infrarrojos de resolución mejorada de los AH de suelos de Acrisol húmico.

- 0-20 cm
- ▨ 20-40 cm

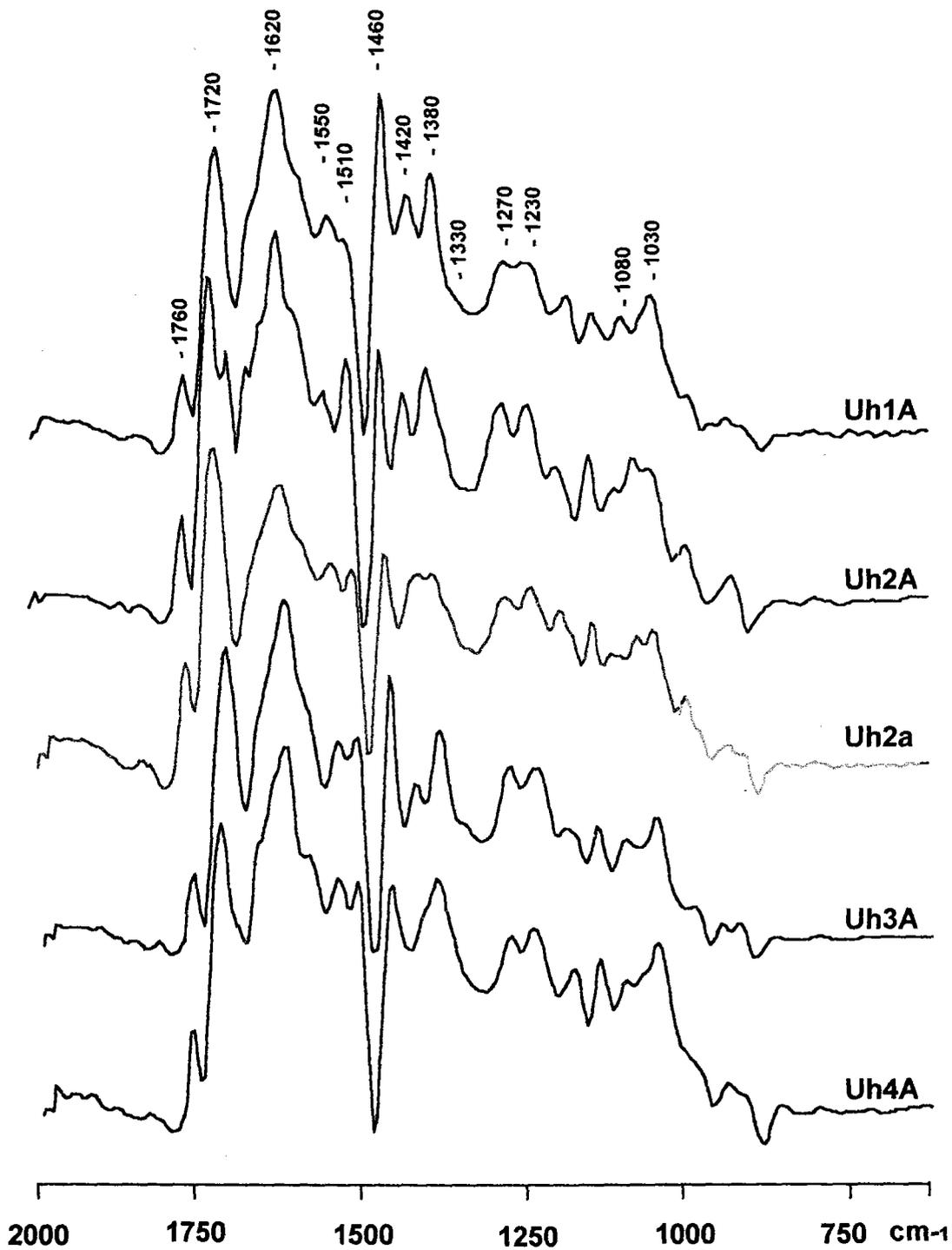


Figura 3.13 Espectros Infrarrojos de resolución mejorada de los AH de suelos de Umbrisol húmico

- 0-20 cm
- ▨ 20-40 cm

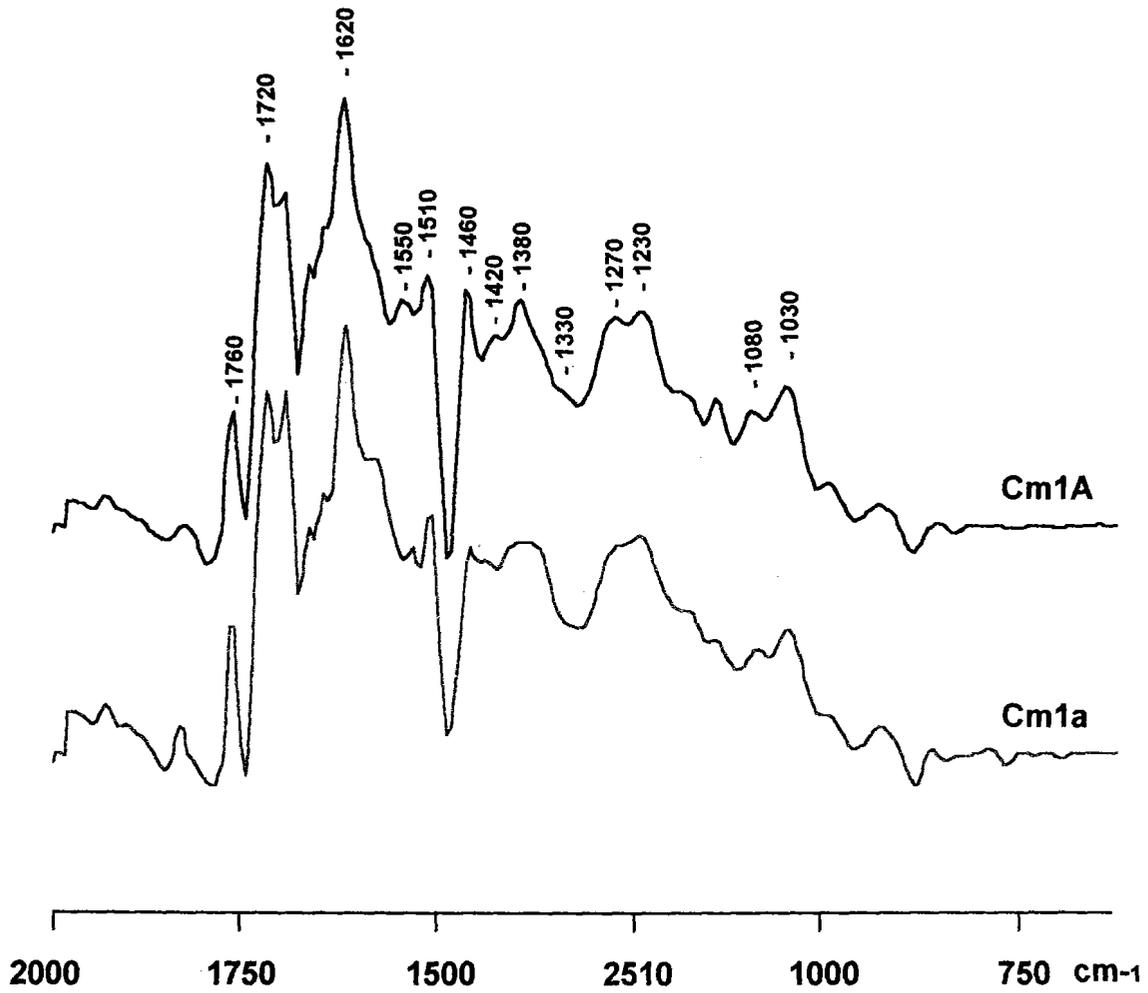


Figura 3.14 Espectros Infrarrojos de resolución mejorada de los AH de suelos de Cambisol mollico

- 0-20 cm
- ▨ 20-40 cm

3.3 RESERVA DE CARBONO EN LAS FRACCIONES DE LA MOS

Los diferentes almacenes de carbono que existen en el suelo tienen tiempos de residencia diferentes que pueden ir desde menos de un año o unos cuantos años dependiendo de su composición bioquímica, hasta décadas o más de 1000 años (para la fracción estabilizada). Por tal motivo es importante conocer la naturaleza de tales componentes de la MOS y poder evaluar la cantidad de C almacenado así como su estabilidad dentro del sistema. No obstante, los diferentes almacenes de C en el suelo están influenciados por diversos factores como el clima, la vegetación, los procesos edáficos y las actividades humanas

Con objeto de evaluar la cantidad en que este elemento se encuentra formando parte de los diferentes componentes del humus del suelo, se estimó la reserva de carbono, los resultados se indican en el cuadro 3.11

Cuadro 3.11 Reserva de carbono para las fracciones de la materia orgánica del suelo

Suelo	Profundidad	Ct	MOL		FH		R.C.T.
		g.Kg ⁻¹	g.Kg ⁻¹	(Ton/ha)	g.Kg ⁻¹	(Ton/ha)	(Ton/ha)
Uh1	0-20	45.80	1.74	3.48	44.50	89.00	92.48
	20-40	35.30	0.57	1.18	34.70	72.18	73.35
Ah1	0-20	54.60	2.29	4.76	52.30	108.78	113.55
	20-40	41.40	1.62	3.18	39.50	77.42	80.60
Uh2	0-20	60.60	1.06	2.14	59.50	120.19	122.33
	20-40	50.40	0.09	1.78	49.50	97.02	98.80
Cm1	0-20	43.60	1.53	3.70	42.00	101.64	105.34
	20-40	34.20	1.05	2.56	53.10	129.56	132.13

Ct= carbono total en el suelo, MOL= materia orgánica libre, FH= fracciones humificadas
RCT= reserva de carbono total

Los resultados indican que los suelos Ah2 contienen la mayor reserva de carbono para el horizonte superficial (122.33 Ton/ha) seguidos de Ah1, Cm1 y Uh1, . Para la profundidad de 20 a 40 cm. Los suelos Cm1 contienen la mayor reserva de carbono (132.13 Ton/ha) en función de su mayor densidad aparente, seguidos de los suelos Uh2, Ah1 y Uh1.

En todos los casos, la reserva de carbono es muy superior para la fracción humificada con respecto a la materia orgánica libre, lo que puede denotar mayores tiempos de residencia media para esta fracción tan importante de la MOS.

Cabe mencionar que la cantidad de carbono en la profundidad de 20 a 40 cm es considerable y no debe descartarse su valoración en caso alguno.

3.4 FACTORES QUE INFLUYEN EN LA ACUMULACIÓN DE CARBONO EN EL SUELO

3.4.1 ANALISIS DE CORRELACIÓN LINEAL

Diferentes autores han intentado explicar la variabilidad de la distribución del C a partir de modelos matemáticos que involucran variables edáficas y climáticas. Ya que las condiciones climáticas son homogéneas dentro del sitio de estudio, es conveniente analizar la relación que guarda el C con algunas variables indicadoras de la fertilidad física y química de los suelos (cuadro 3.12). De un total de 20 variables sometidas al análisis de correlación lineal con el C, solamente 6 resultaron significativamente correlacionadas con este parámetro, siendo en orden de intensidad decreciente el N, pH H₂O, DA, MOL, profundidad y altitud, estos resultados son similares a los encontrados por Sánchez, (1969), Sims y Nielsen (1986) quienes reportan correlaciones significativas del C con algunas de estas variables atribuyéndolo a la influencia de la elevación sobre la temperatura y precipitación, al tipo de vegetación, y a la textura de los suelos. La correlación entre C, MOL y N es indicativa de una tendencia hacia la acumulación del C en formas poco transformadas. En el caso de la

profundidad, es evidente esta correlación considerando la tendencia generalizada en todas las muestras estudiadas a acumular menos C a mayor profundidad. Para el caso de la altitud esta influencia confirma la presencia de grandes cantidades de C en los sitios de mayor elevación. Por otra parte, la relación negativa con el pH en agua puede explicarse de diversas maneras como puede ser la naturaleza acidificante de la materia orgánica y un drenaje más rápido en las partes altas de la finca, que coincidentemente tienen los valores más altos de C.

3.4.2 MODELO DE REGRESION LINEAL

Para poder explicar el contenido de C en suelos de distintas zonas diferentes investigadores han recurrido a los modelos de regresión lineal múltiple, Hontaria et al (1999), propusieron un modelo que explica un 45 % de la variabilidad en la acumulación del C para distintos suelos de la península ibérica considerando factores climáticos y uso de suelo, atribuyendo estos valores tan bajos a la variabilidad natural de los mismos y a errores en su medición, regímenes de humedad, altitud y gradiente altitudinal.

Tinoco (2000), propone un modelo para suelos atlánticos y mediterráneos de España que explica un 82 % de la variabilidad en la acumulación de carbono con base a variables climáticas y edáficas.

Considerando el total de variables analizadas para este estudio, se realizó un análisis de regresión lineal múltiple con la finalidad de encontrar un modelo predictivo para la acumulación de C en el suelo, para ello se empleó el programa de cómputo Statgraphics versión 3.1 y se trabajó con un nivel de confianza del 99 %.

Se encontró que el conjunto de variables que explican el mayor porcentaje de la variabilidad fueron la MOL, el pH en H₂O, la altitud y la relación C/N. La ecuación obtenida fue la siguiente:

$$C = 25.9898 * MOL - 0.9094 * pH \text{ H}_2\text{O} + 0.0058 * ALT + 0.1351 * C/N$$

La R² indica que el modelo es capaz de predecir un 96.35% de la variabilidad del C, La R² ajustada que es más adecuada para comparar modelos con un número diferente de variables independientes fue de 96.0415, el error estándar indica una desviación estándar de los residuales de 0.975 con lo cual se pueden establecer límites de predicción para el C.

CAPITULO IV

DISCUSION

4.0 DISCUSION

Los procesos edafogénicos que tienen lugar en la zona de estudio en la Sierra Sur de Oaxaca son altamente complejos y dan lugar a suelos típicamente tropicales en los que se pueden advertir rasgos comunes como lo es el alto grado de intemperismo, una fuerte lixiviación de bases y un activo dinamismo en los procesos de reciclado de la materia orgánica del suelo. Debido a las fuertes pendientes, también son importantes los procesos erosivos y de transporte de material que favorecen el constante rejuvenecimiento de los suelos.

Es posible advertir la existencia de patrones de distribución de suelos que obedecen principalmente al ángulo de pendiente, los Acrisoles húmicos se presentan en terrazas o pendientes moderadas llegándose a observar cortezas de intemperismo de gran profundidad. Es en estos puntos donde los procesos edafogénicos se manifiestan en mayor grado a través de la formación de un horizonte argílico producto del lavado y acumulación de arcillas. Los Cambisoles y Umbrisoles, se ubican en las partes intermedias de las pendientes, los perfiles son en general de escaso espesor y no se observa la formación de horizontes argílicos. De acuerdo a García Calderón *et al* (2002), ello pudiera deberse a una mayor migración de agua y materiales en el plano lateral, o bien a que el horizonte superficial en formación se encuentra permanente sometido a intensos procesos de arrastre, por lo que no hay tiempo suficiente para que tengan lugar dichos procesos. Una clara evidencia de ello es la presencia de capas de material con diferentes características que muy probablemente se originan a consecuencia de dicho transporte.

Es importante destacar la trascendencia que tienen estos procesos de erosión y transporte de materiales sobre la dinámica de algunas de las propiedades físicas y químicas del suelo: Así por ejemplo, tanto los datos de la malla de distribución espacial como los datos en los puntos de muestreo seleccionados indican la presencia de un gradiente de acidez que se incrementa conforme aumenta la altitud. De acuerdo con ésto, se puede observar que los

Umbrisoles húmicos desarrollados en las partes más altas de la finca cafetalera presentan valores de pH significativamente más bajos que el resto de los suelos muestreados. El contenido en C denota un patrón de distribución inverso, es decir que muestra un incremento conforme aumenta la altitud: esta relación queda de manifiesto con el valor negativo de la correlación lineal entre ambas variables.

La variabilidad espacial del C y el pH revela que las fluctuaciones de estos parámetros son poco dependientes de la distancia, siendo mayormente atribuibles a las condiciones morfoedafológicas imperantes que ocasionan la formación de un gran número de microambientes con condiciones particulares en la formación del suelo de tal forma que el estudio de la variabilidad espacial mediante métodos geoestadísticos es poco útil para explicar esta diversidad de condiciones.

El estudio de los datos de fraccionamiento de la materia orgánica del suelo sugiere los siguientes patrones:

En el caso de la MOL, es notable la baja proporción en que se encuentra en de todos los suelos, ello indica una rápida transformación de las estructuras vegetales. Aunque no se observan diferencias estadísticas para la distribución de la MOL, los suelos Ah1 muestran los mayores porcentajes de esta fracción, lo cual podría asociarse a la existencia de restos vegetales menos biodegradables. Estudios previos en el sitio de trabajo con métodos alternativos para la extracción de las fracciones húmicas denotaron contenidos ligeramente mayores para esta fracción de MO (Ibáñez et al, 2001; Álvarez y García Calderón, 2002), por lo que es factible que el empleo de diferentes técnicas de extracción proporcione variantes en el contenido de las diferentes fracciones de MO.

La distribución cuantitativa de los ácidos fúlvicos presenta dos tendencias generales: por una parte, los suelos Ah1 y Cm1 presentan niveles ligeramente superiores en la superficie, en tanto que los suelos Uh1 y Uh2 observan valores significativamente superiores en la profundidad de 20 a 40 cm. Ello podría explicarse como una posible migración de estas sustancias en virtud de que poseen enlaces más débiles con la fracción mineral del suelo, lo cual resulta importante dado que esta fracción, con su alta movilidad en suelos ácidos, puede influir en la alteración de los componentes minerales y a la formación de quelatos

solubles con cationes minerales, desempeñando un papel muy importante en los procesos pedogénicos (Canellas *et al.*, 2001).

La fracción de AH es mayor en el horizonte superficial, condición similar a la encontrada por Orlov (1985), quien infiere que ésto puede deberse a la mayor actividad biológica de la superficie. Los suelos Uh2 reflejan los valores más elevados de AH en ambas profundidades.

El alto contenido en la fracción húmica suele considerarse indicador de suelos con humus muy evolucionados (Duchaufour, 1984); Sin embargo, es posible que estos elevados porcentajes sean atribuibles parcialmente a la estabilización de los componentes orgánicos por medio de su asociación con la fracción mineral o a la preservación de compuestos orgánicos de naturaleza no polar. A excepción de los suelos Uh1 en los restantes existe una tendencia al incremento de esta fracción con la profundidad que es significativa para el caso de los suelos Uh2. Si bien los valores para esta fracción húmica son elevados, están dentro del rango considerado para suelos tropicales. De acuerdo a Dabin (1981), es posible que estos mecanismos de transporte de la materia orgánica jueguen un papel muy importante en los procesos de estabilización del C.

Las elevadas proporciones de las fracciones evolucionadas (AH, huminas) sobre las poco evolucionadas (AF), indican un alto grado de estabilidad en el C almacenado, no obstante es importante considerar el predominio de fracciones húmicas de mayor movilidad en condiciones naturales: . La relación AH/AF es en todos los casos inferior a 1. Esta circunstancia puede ser debida a diferentes factores: el desarrollo de especies de hongos degradadores de ligninas, que dan lugar a sustancias húmicas poco polimerizadas, el bajo contenido en bases que faciliten la insolubilización y condensación de las sustancias húmicas, y la alta tasa de mineralización de la MOS (Canellas, 2001).

Aunque se carece de información suficiente para sostener todas estas alternativas para el presente estudio, diferentes reportes establecen la importancia de algunos componentes de la fracción mineral del suelo (arcillas, óxidos e hidróxidos de hierro y aluminio) como agentes de insolubilización y condensación

de los compuestos húmicos (Chen y Chiu, 1999; Hontaria *et al*, 1999; Canellas *et al*, 2001). En este sentido, Duchaufour (1987) hace énfasis en las condiciones de humificación, que pueden llegar a ser muy variables y estar estrictamente relacionadas con las condiciones fisicoquímicas del medio y destaca el papel de la fracción mineral como protector de los compuestos orgánicos sobre los agentes de la mineralización. Adicionalmente, este autor establece que posterior a esta etapa de estabilización inicial rápida, sucede a menudo una maduración lenta de las sustancias húmicas formadas.

El estudio de los AH mediante espectroscopía visible permitió obtener información estructural sobre su grado de condensación y aromaticidad. Se ha observado empíricamente (Schnitzer y Khan, 1972, Kononova, 1982) que los valores de densidad óptica de las sustancias húmicas aumentan durante el proceso de la humificación y con el grado de aromaticidad de las moléculas. Las mediciones de E4 muestran valores similares entre los suelos a excepción de los Uh2, esto es consistente con la correlación positiva que se da entre E4 y altitud lo que sugeriría mayores niveles de aromaticidad en las partes altas.

La relación E4/E6 ha sido considerada un indicador de los procesos de humificación (Kononova, 1975; Chen *et al*, 1977; Stevenson, 1982) y se considera que está inversamente relacionada con el tamaño, el peso molecular y el grado de asociación de las moléculas de las sustancias húmicas; los valores relativamente altos (4.58 a 5.43) encontrados para esta relación entre las diferentes muestras de AH en la zona indican el predominio de sustancias poco condensadas y con bajos tamaños moleculares, la disminución de este parámetro con la profundidad sugiere que los AH son de mayor tamaño y peso molecular en horizontes más profundos. Los suelos UH2 presentan los valores más bajos para la relación E4/E6.

La obtención de la segunda derivada de los espectros visibles de los ácidos húmicos evidenció, prácticamente en todos los casos, la presencia de máximos espectroscópicos a 455, 530, 570 y 620 nm, característicos de pigmentos del tipo dihidroxiperilenquinonas (DHPQ) y origen fúngico, con intensidades muy variables

en los distintos suelos, y que mostraron sus máximos para los suelos Cm1. La existencia de estos compuestos; que es indicativa de que la actividad fúngica como se mencionó con anterioridad, puede jugar un papel importante en los procesos de humificación de la materia orgánica. Su estudio ya ha sido objeto de diversos trabajos que sugieren su importancia sobre los procesos de agregación e intercambio catiónico y algunas propiedades fisicoquímicas de los suelos (Almendros *et al.*, 1982), en México aún no se han realizado investigaciones sobre su importancia en los procesos edafogenéticos.

La espectroscopía infrarroja reveló mayores evidencias sobre la naturaleza de los AH estudiados; esta información concuerda con la obtenida por espectroscopía visible, es decir, en el aumento de la aromaticidad de las moléculas de AH con la profundidad. Adicionalmente, se evidenció una mayor transformación de la estructura de la lignina en el horizonte más profundo. Como dato importante destaca el hecho de que en los suelos, particularmente en los Umbrisoles húmicos, el comportamiento antes manifestado es diferente, esto significa que en algunos casos la alifaticidad puede incrementarse con la profundidad, para explicar lo anterior se pueden formular hipótesis sobre el movimiento vertical y horizontal de materiales, ya sea por el desplazamiento por gravedad de los mismos a las zonas más bajas de la vertiente o bien su transporte a través del perfil por parte de lombrices, pequeños mamíferos u otros organismos propios de la edafofauna.

Los espectros FT-IR de algunos AH, particularmente de la muestra Ah1A pusieron de manifiesto la existencia de estructuras alifáticas macromoleculares o condensadas, de naturaleza poco conocida y que contribuyen cuantitativamente a la aromaticidad relativamente baja de la molécula de AH y que podrían provenir tanto de biomacromoléculas preservadas selectivamente (cutanes o suberanes) o productos de condensación de compuestos hidrófobos (lípidos del tipo de las ceras o de origen microbiano); al considerar las condiciones particulares de este punto de muestreo, es importante recalcar la existencia de gran cantidad de vegetación secundaria producto del abandono de este sitio a la práctica de cultivo de café.

A nivel mundial, existe una gran preocupación por determinar qué factores inciden en la acumulación de este elemento en el suelo. Las diferentes investigaciones realizadas otorgan un papel preponderante a los factores bioclimáticos, si bien en condiciones de alta homogeneidad de dichos factores es necesario recurrir a variables de otra índole como es el caso de las edáficas para explicar la variabilidad interna dentro de un agrosistema como es el caso de este estudio.

Con objeto de identificar la forma en que las distintas variables edáficas recabadas en campo y laboratorio pueden influir en esta distribución y retención de C se recurrió a un modelo matemático de regresión lineal múltiple. La mejor ecuación que se obtuvo pudo explicar un 97 % de la variabilidad del C en el suelo y se corresponde con la información recabada con anterioridad, esta ecuación incluyó como términos la MOL, el pH del suelo, la altitud la relación C/N y la profundidad. Con este modelo se pone énfasis en la naturaleza de la MO y los procesos de mineralización y humificación a través de la relación C/N que, como se ha explicado, determinan en gran medida la calidad de humificación, y disponibilidad de bases, inversamente relacionada con el C que tiene lugar a través del gradiente altitudinal del terreno.

Considerando que dentro del área estudiada no existe una zona que pudiera definirse como sitio de referencia por su escaso o nulo nivel de perturbación, es imposible establecer con certeza la condición "primaria" para este tipo de agroecosistema, no obstante, los patrones de distribución espacial de algunas variables edáficas medidas sugieren que las causas principales de variabilidad dentro del sistema están dadas por las condiciones bioclimáticas y edáficas imperantes en la zona. Sin embargo es importante advertir el alto grado de fragilidad del ecosistema dada la elevada gama de microhábitats que sostienen un gran número de interrelaciones bióticas y abióticas.

Establecida la importancia de los ecosistemas de bosque tropical como almacenes de C, es conveniente analizar el impacto que tendrá la composición de las diferentes fracciones de la MOS sobre los tiempos de permanencia de este

elemento en el suelo. Considerando que las sustancias húmicas más estables pueden alcanzar tiempos de residencia media cercanos a los 1000 años, la elevada proporción de sustancias humificadas y particularmente de la fracción de las huminas, hace pensar que bajo las condiciones de manejo actuales, el almacenamiento de C en los suelos de este agroecosistema cafetalero es muy estable, no obstante se debe reconocer que las condiciones sociales imperantes en la zona, la situación de crisis por la que atraviesa el sector cafetalero mexicano y el auge de las prácticas ganaderas, hacen previsible un cambio en el uso del suelo de la región aún en aquellos sitios de pendientes escarpadas.

CAPITULO V

CONCLUSIONES

5.0 CONCLUSIONES

La información recabada y analizada durante este estudio permitió definir las siguientes pautas sobre la evolución de las propiedades de los suelos y la dinámica de los procesos de acumulación y transformación de la materia orgánica.

Los procesos de erosión y transporte de materiales ejercen una influencia determinante sobre patrones de distribución espacial de suelos. En tal sentido, las unidades de suelo identificadas para el sitio de estudio correspondieron, de acuerdo a la clasificación FAO-WRB a Acrisoles húmicos, en el caso de los suelos más desarrollados, Cambisoles mólicos y Umbrisoles húmicos, para condiciones de mayor pendiente, donde los procesos de erosión y arrastre de materiales tienen lugar en mayor medida.

Los suelos muestran valores de pH y C que se encuentran significativa e inversamente correlacionados a lo largo del gradiente altitudinal, por lo que aquellos que tienen mayor contenido de C son más ácidos y se ubican en la cota de altitud superior mientras que los suelos menos ácidos y con poco C se encuentran en las partes bajas.

La fracción humificada de materia orgánica predomina (96 %) sobre la fracción no humificada, lo cual podría indicar elevados niveles de mineralización de esta última, o bien, su rápida insolubilización favorecida por diversos agentes climáticos y mineralógicos de la zona en estudio. En particular, y aunque deben realizarse estudios que sustenten la siguiente hipótesis, se sugiere que la fracción mineral del suelo, así como la actividad

biológica, juegan un papel muy importante en los procesos de estabilización de la materia orgánica, precipitando e insolubilizando las sustancias húmicas.

Los indicadores de la aromaticidad y polidispersidad de la fracción correspondiente a los Ácidos húmicos(E4, E4/E6) denotan el predominio de sustancias poco condensadas y con bajo peso molecular, situación menos acentuada en los horizontes más profundos, donde se incrementa la condensación y el peso molecular de estas sustancias.

La segunda derivada de los espectros visibles para los Ácidos húmicos evidenció la presencia de máximos espectroscópicos a 620 nm con lo que se sugiere que la actividad fúngica puede jugar un papel importante en los procesos de humificación de la materia orgánica del suelo para esta zona.

Los espectros infrarrojos de los AH corroboran el predominio de estructuras alifáticas y presentan patrones de lignina incompletamente transformada en la mayor parte de las muestras estudiadas.

La distribución espacial del C puede explicarse empleando modelos matemáticos basados en técnicas de estadística multivariante, Considerando la homogeneidad de las condiciones climáticas para el sitio en estudio, serían las variables edáficas y el relieve las que arrojarían la mayor parte de variabilidad en la distribución del C como lo refleja el modelo matemático que describe su comportamiento hasta en un 97%.

VI. BIBLIOGRAFÍA

1. Almendros, G., A. T. Martínez., E. Dorado. 1985. Production of brown and green humic-like substances by *Ulocladium atrum*. *Soil Biol. Biochem.* 17: 257-259.
2. Almendros. G. y J. Dorado. 1997. Structural factors related to the biodegradability of laboratory-modified humic acid preparations. *Euro.J.Soil.Sci.* 50:227-236.
3. Almendros, G. 2000. Procesos de transformación de la materia orgánica en ecosistemas agrícolas e inalterados. En: La edafología y sus perspectivas al siglo XXI. Tomo I. R.Quintero_L., T.Reyna T., L.Corlay-Chee, A.Ibáñez H. y N.E. García Calderón (Eds.) C.P., UNAM. UACH. México.
4. Álvarez, G. Y N.E. García-Calderón. 2002. Estudio de la Dinámica del carbono en suelos cafetaleros de Oaxaca, México. II Simposio Internacional de Café y Cacao. Santiago de Cuba.
5. Atjay, G.L.P., P. Ketnet, Divigneand. 1979. Terrestrial primary production and phytomass. In: The global carbon cycle. B.Bohn. E.T. Dejens, S. Kennel and P.Retner (eds). Wiley. Chichester pp. 128-181.
6. Bartha, R.1980. Pesticides residues in humus. *ASM News* , 46: 356-360.
7. Batjes, N. H. 1999. Management options for reducing CO₂ concentrations in the atmosphere by increasing carbon sequestration in the soil. NRP Report No. 4102 00031. ISRIC Technical paper No. 30. Wageningen. The Netherlands.
8. Baver, L. 1956. *Soil Physics*. Chapman y Hall. New York. USA
9. Bernier, N. 1996. Altitudinal changes in humus form dynamics in an spruce forest at the montane level. *Plant and Soil.* 178: 1-28.
10. Bolin,B., E.T. Dejens, P. Divigneand, Y. Kempe. (Eds) S. 1979. The global biogeochemical carbon cycle En: The global carbon cycle. Wiley. Chichester. New York pp. 1-56.

11. Burke, I.C., C.M. Yonker, W.J. Parton, C.V. Cole, K. Flach y D.S. Schimel.. 1989. Texture, climate and cultivation effects on soil organic matter content in US grassland soils. *Soil Sci. Soc. Am.J.* 53:800-805.
12. Canellas, L.P., A. Velloso, V. Rumjanek, F. Guridi, F. Olivares. 2001. Distribution of the humified fractions and characteristics of the humic acids of ultisol under cultivation of eucaliptus and sugar cane. *Terra.* 20:371-381.
13. Cuanalo, C. H. 1975. Manual para descripción de perfiles de suelo en el campo. CP. Chapingo, México. pp 40.
14. Chaney, K., R.S. Swift. 1984. The influence of soil organic matter and other soil constituents on aggregate stability. *J. Soil Sci.* 35:223-230.
15. Chen, J.S., Y. Chiu. 1999. Effect of topography on the composition of soil organic substances in a perhumid sub-tropical montane forest ecosystem in Taiwan. *Geoderma* 96 :19-30.
16. Chen, Y., N. Senesi, M. Schnitzer. 1977. Information provided on humic substances by E4/E6 ratios. *Soil. Sci. Soc. Am. J.* 41:352-358.
17. Chen, Y., N. Senesi, M. Schnitzer. 1978. Chemical and physical characteristics of humic and fulvic acids extracted from soils of the Mediterranean region. *Geoderma* 20: 87-104.
18. Dabin, B. 1971. Étude d'une méthode d'extraction de la matière humique du sol. *Sci. Sol.* 2: 47-63.
19. Derenee, S., C. Largeau. 2001. A review of some important families of refractory macromolecules: Composition, origin and fate in soils and sediments. *Soil Sci.* 166: 833-847.
20. Duchaufour, Ph. 1984. Edafología 1. Edafogénesis y Clasificación. *Masson.* Barcelona.
21. Duchaufour, Ph. 1987. Manual de Edafología. *Masson.* Barcelona.
22. Duchaufour, Ph. 1998. New findings on humification in forest soils under temperate conditions. *Euras. Soil Sci* 31: 803-808.
23. Duchaufour, Ph., F. Jacquin. 1975. Comparación des procesus d'humification dans les principaux types d'humus forestiers. *Bull. A.F.E.S.* 1:29-36

24. Dupuis, T., P. Jambu. 1969. Etude par spectrographie infrarouge des produits de l'humification en milieu hydromorphe calcique. *Sci. Sol* 1:23-35.
25. Eswaran, H., E. van der Berg, P. Reich. 1993. Organic carbon in soils of the world. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 57: 192-194.
26. FAO, ISRIC and ISSS. 1998. World Reference Base for Soil Resources. World Soil Resources Reports 84. FAO Roma.
27. Farmer, V.C., R.I. Morrison. 1964. Lignin in Sphagnum and Phragmites In peats derived from these plants. *Geochimica et Cosmochimica Acta* 82:1537-1546.
28. Fengel, D., G. Wegener. 1984. Wood: Chemistry, Ultrastructure and Reactions, ed. by D. Fengel and G. Wegener, Walter de Gruyter, New York
29. Ganuza, A.M. 2002. Caracterización de la Materia Orgánica del suelo en ecosistemas representativos del País Vasco y su relación con factores edáficos, climáticos y antrópicos. Tesis doctoral. Universidad del País Vasco. España,
30. García, E. 1973. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köpen. UNAM. México
31. García-Calderón, F. Velazco y N. Aguilera. 1989. Evaluación regresiva de diversos parámetros edáficos en agroecosistemas (cafetales, cañaverales) derivados del bosque mesófilo de montaña. *Anales de edafología y agrobiología* Tomo XLVIII: 5-12. Madrid. España.
32. García-Calderón *et al.* 2000. Características de los suelos de un sector de Pluma Hidalgo, Sierra Sur de Oaxaca, México. La edafología y sus perspectivas al siglo XXI. (Eds. R. Quintero-Lizaola *et al.* Tomo I. CPCA, UNAM, UACH. México. pp.61-67.
33. González-Vila, F.J., H.D. Lüdemann, F. Martín. 1983. ¹³C-NMR structural features of soil humic acids and their methylated, hydrolized and extracted derivatives. *Geoderma* 31:3-15
34. Haynes, R.J., R.S. Swift, R.C. Stephen. 1991. Influence of mixed cropping rotatios (pasture arable) on organic matter content, water stable aggregation and clod porosity in a group of soils. *Soil Tillage Res.* 19: 77-87.

35. Hontaria, C., J.C. Rodríguez-Murillo, A. Saa. 1999. Relationships between soil organic carbon and site characteristics in peninsular Spain. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 63: 614-621.
36. Houghton, J.T., L.G. Mehira Filho, B.A. Callander, N. Harris, A. Katenberg, K. Maskell. (eds). 1996. *Climate change 1995: The science of climate change IPCC-Cambridge Univ. Press. Cambridge UK.*
37. Intergovernmental Panel on Climatic Change (IPCC), 1995. *Climate Change 1995. The Supplementary Report to the IPCC Scientific Assesment.* Cambridge University Press. Cambridge.
38. Ibañez H.A., E. Fuentes, G. Álvarez, N. García Calderón. 2001. Sustancias húmicas en suelos cafetaleros de la finca "El Sinaí", Oaxaca. México. *Memorias XV. Congreso Latinoamericano de la Ciencia del Suelo.* Cuba.
39. Jenny, H. 1980. *The Soil Resource. Origin and Behavior.* Springer-Verlag. New York.
40. Klute, A. (ed.). 1986. *Methods of soil analysis. Part 1. Physical and mineralogical methods.* Agronomy 9 (2nd edition). ASA-SSSA. Publ. Madison. Wis.USA.
41. Kögel-Knabner, I. 1986. Estimation and decomposition processes in forest soils. *Soil Biochem.* 8: 101-135.
42. Kögel-Knabner, I. 1988. Chemical composition of the organic matter in forest soils. III. The humus layer. *Z. Pflanzenemähr. Bodenk.* 151: 331-34.
43. Kononova, M., N. Bel'chikova. 1961. Rapid method of determining the humus composition of mineral soil. *Soviet Soil Sci.* 10: 75-87.
44. Kononova, M. 1966. *Soil Organic Matter.* 2^a Ed. Pergamon Press, Oxford
45. Kononova M. 1982. *Materia orgánica del Suelo.* Editorial Oikos-Tau S.A. Barcelona.
46. Kubiena, W.L. 1953. *The soils of Europe.* Thomas Murby. London.
47. Kumada, K. 1955. Absortion spectra of humic acids. *Soil Plant Food* 1: 29-30

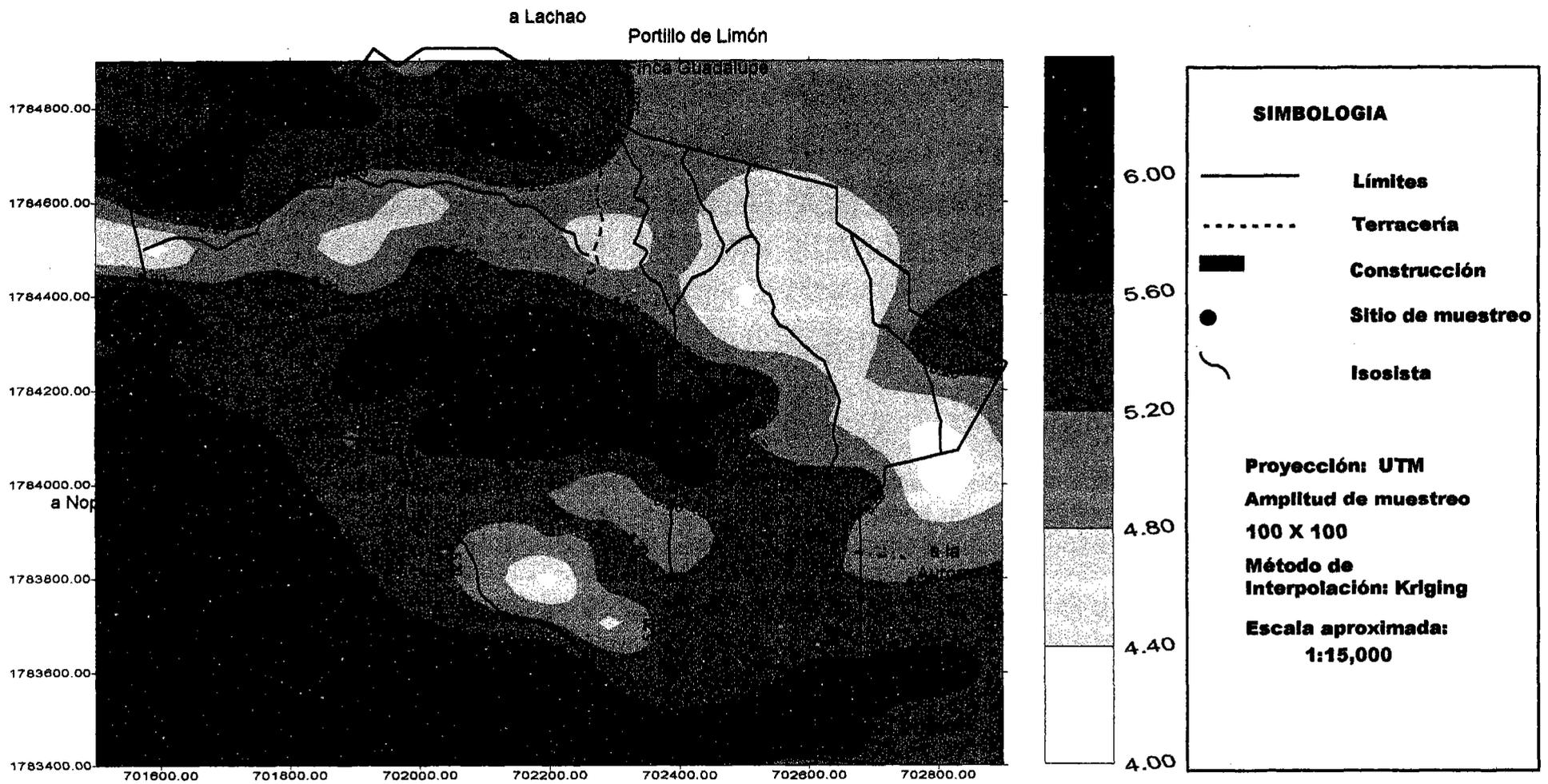
48. Kumada, K, P. Hurst. 1967. Humus composition of mountains soils in central Japan with special reference to the distribution of P type humic acid. *Soil Science and Plant Nutrition* 13, 151-158
49. Lal, R., J.M. Kimble, R. Follet, C.V. Cole. 1998. The potential of the United States cropland to sequester carbon and mitigate the greenhouse effect. Ann. Arbor Press. Chelsea. MI.
50. MacCarthy, P., J.A. Rice. 1985. Spectroscopic methods (other than NRM) for determining functionality in humic substances. R.G. Aiken, D.M. McKnight, R.L. Wershaw y P. MacCarthy (Eds). En: *Humic Substances in Soil, Sediment and Water, Geochemistry, Isolation and Characterization*. John Wiley & Sons. New York.
51. Matheron, R. 1962. *Traite de geostatistique appliquee*. Vol. 1 Technip Paris.
52. McCallister, D.L., W.L. Chien. 2000. Organic carbon quantity and forms as influenced by tillage and cropping sequence. *Commun. Soil Sci. Plant Anal.* 31:465-479.
53. Maillard, M.L.C. 1916. Synthesé des matières humiques par action des acides aminés sur les sucres reducteurs. *Ann. Chim.* 5:258:317.
54. Martín, J. P., K. Haider. 1986. Influence of mineral colloids on turnover rates of soil organic carbon. In: P.M. Huang and M. Schnitzer (Eds.). *Interactions of Soil Minerals with Natural Organics and Microbes. Soil.Sci.Soc Am. Special publication 17 ASA Madison, WI, 283-304.*
55. Masera, O.R. B. De Jong, I. Ricalde, A.Ordóñez. 2000. Consolidación de la oficina mexicana para la mitigación de gases de efecto invernadero. (En prensa).
56. Merlet, D. 1971. Mise au point technique concernant l'extracción et la caractérisation des composés organiques dans le sols. Centre de Pédologie biologique. C.N.R.S. Nancy. Doc. No. 15: 19 pp.
57. Moguel, P., V.M. Toledo. 1996. El café en México, cultura indígena y sustentabilidad. *Ciencias.* 43: 40-51.
58. Monnier, G., L. Turc, C. Jeanson-Lousinang. 1962. Une méthode de fractionnement densimetrique par centrifugation des matières organiques du sol *Ann. Agron.* 13: 55-63.

**ESTA TESIS NO SALE
DE LA BIBLIOTECA**

59. Munsell Color Charts. Directions for the use of the Charts in the Munsell Book of Color. Munsell Color Charts, Inc. Baltimore USA, 1994, 1-8.
60. Oades, J.M. 1988. The retention of organic matter in soils. *Biogeochemistry* 5:35-570
61. Orlov, D.S. 1985. Humic Acids of Soils. Dr. Kim H.Tan (Eds.) University of Georgia. A.A. Balkema/Rotterdam.
62. Orlov, P. 1998. Organic substances of Russian soils. *Eurasian Journal Soil Sci.* 31: 1049-1057.
63. Orlov, D.S. 1999. Soil fulvic acids: history of study, importance and reality. *Euras. J. Soil Sci.* 32:1044-1049.
64. Page, A.L. (ed.). 1982. Methods of soil analysis. Part 2. Chemical and microbiological properties. Agronomy 9 (2nd edition). ASA-SSSA. Publ. Madison, WS. USA.
65. Pérez, S. J. 1997. Buscando el origen de los chatinos de Nopala. Carteles Editores. México. 160 p..J.
66. Post, W. M., W.R. Emmanuel, P.J. Zinke, A.G. Stangenberg. 1982. Soil carbon pools and world life zones. *Nature* 298: 156-159.
67. Rice, J. 2001. Humin. *Soil Sci.* 166: 848-857.
68. Rodríguez, C. A. 1995. Historia agrícola y agraria de la costa oaxaqueña. UACH. México. 313 p.
69. Rosenfield, A., A.C. Kak. 1982. Digital picture processing. Vol I. Academic Press. New York.
70. Rzedowsky, J. 1978. Vegetación de México. Limusa. México.
71. Sánchez, B. 1969. Relaciones cuantitativas entre la altitud y la materia orgánica en suelos cultivados. *Anal. Edafol.* 28: 355.
72. Schlesinger, W.H. 1995. An overview of the carbon cycle. En: Soils and Global Change Lal, R., Kimble, E ,Levine y B.A. Stewart (edit). Boca Raton. Fl. pp. 9-25.

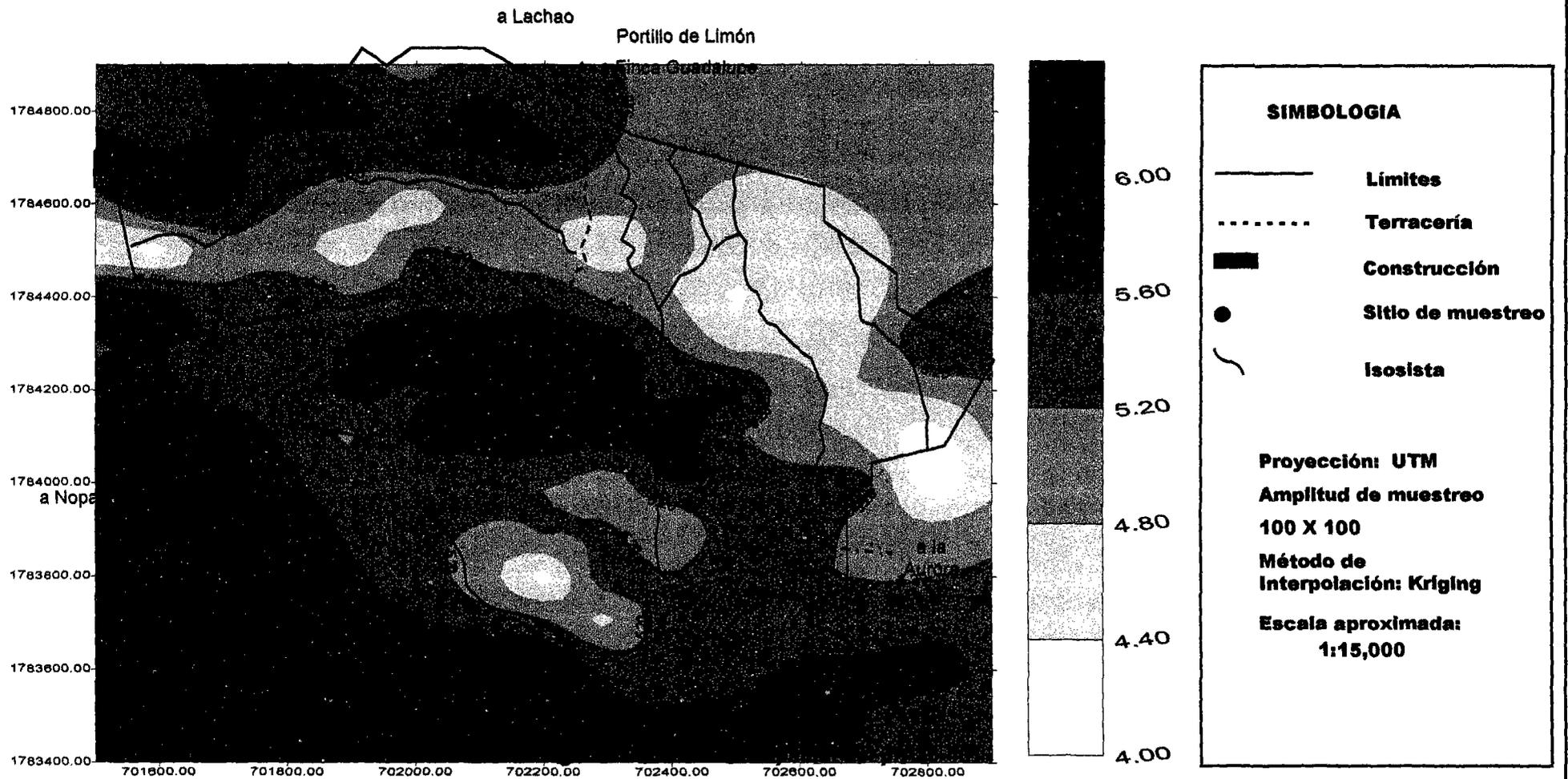
73. Schnitzer, M. 1977. Recent findings of the characterization of humic substances extracted from soils from widely differing climatic zones. In: *Soil Organic Matter studies*. International Atomic Energy Agency, Vienna, II pp. 117-132.
74. Schnitzer, M. 1991. Soil Organic Matter. The next 75 years. *Soil Sci.* **151**:41-58
75. Schnitzer, M., S.U. Khan. 1972. *Humic Substances in the Environment*. Marcel Dekker, New York.
76. Senesi, N., T.M. Miano, J.P. Martin. 1987. Elemental, functional infrared and free radical characterization of humic acid-type fungal polymers (melanins). *Biol. Fertl. Soils* **5**: 120-125.
77. Stevenson, F.J. 1982. *Humus Chemistry, Genesis, Composition, Reactions*. John Wiley & Sons. New York.
78. Stevenson, F.J. 1985. Geochemistry of Soil Humic Substances. En: R.G. Aiken, D.M. McKnight, R.L. Wershaw y P. MacCarthy (Eds). *Humic Substances in Soil Sediment and Water. Geochemistry, Isolation, and Characterization*. John Wiley and Sons. New York.
79. Stevenson, F.J. K.M. Goh. 1971. Infrared spectra of humic acids and related substances. *Geochim. Cosmochim. Acta* **35**: 471-483.
80. Swift, R, 2001. Sequestration of carbon by soil. *Soil Sci.* **166**: 858-871.
81. Tate, R.L. 1987. *Soil Organic Matter. Biological and Ecological Effects*. J.Wiley & Sons New York.
82. Ticante, J.A., N.E. García-Calderón. N. Aguilera. 1993. Características de la materia orgánica de los suelos cafetaleros en la sierra norte de Puebla. En: *El estudio del suelo y su degradación en relación con la desertificación*. Galardo, L.J. (Eds.) Actas del XII congreso latinoamericano de la ciencia del suelo. Vol. II, 820-824, Sociedad española de la ciencia del suelo. Salamanca. España.
83. Ticante, J.A. 2000. Investigaciones edafológicas sobre el estado de degradación de agrosistemas cafetaleros y otros agrosistemas en la Sierra Norte de Puebla. Tesis de maestría. Facultad de Ciencias. UNAM.

84. Tinoco, M.P.P. 2000. Caracterización molecular de la materia orgánica de suelos afectados por distintos tipos de degradación en la comunidad de Madrid. Tesis doctoral. Universidad Autónoma de Madrid.
85. Traina, S.J., J. Novak, N.E. Smeck. 1990. An ultraviolet absorbance method of estimating the percent aromatic carbon content of humic acids. *J. Environ. Qual.* 19: 151-153.
86. Velazco. F., N. García Calderón. N. Aguilera. 1990. Investigaciones edafológicas sobre la degradación de diversos agrosistemas en Veracruz, México. Memorias del XI congreso latinoamericano y II congreso cubano de la ciencia del suelo. La Habana. Cuba.
87. Velazco. F., N. García Calderón. N. Aguilera. 1993. Evolución de la composición química y propiedades de la materia orgánica del suelo por la transformación de áreas forestales en agrosistemas en Veracruz, México. *Ciencia del suelo.* Argentina.
88. World Reference Base for Soil Resources. 1998. Soil Resources Report 84. FAO-ISRIC-ISSS. Rome. 90 p.



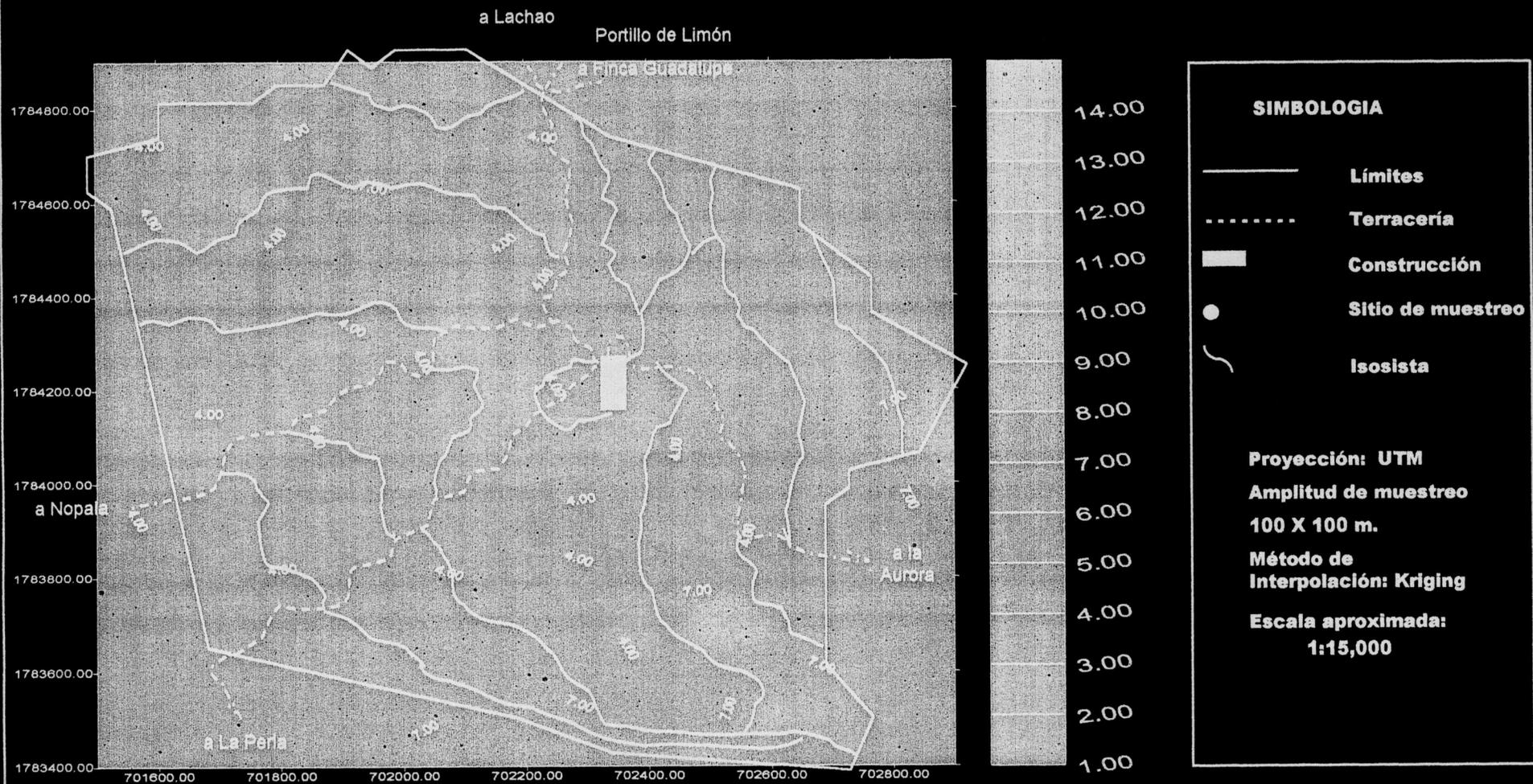
Carta 1. Distribución espacial del pH en la profundidad de 0 a 20 cm.





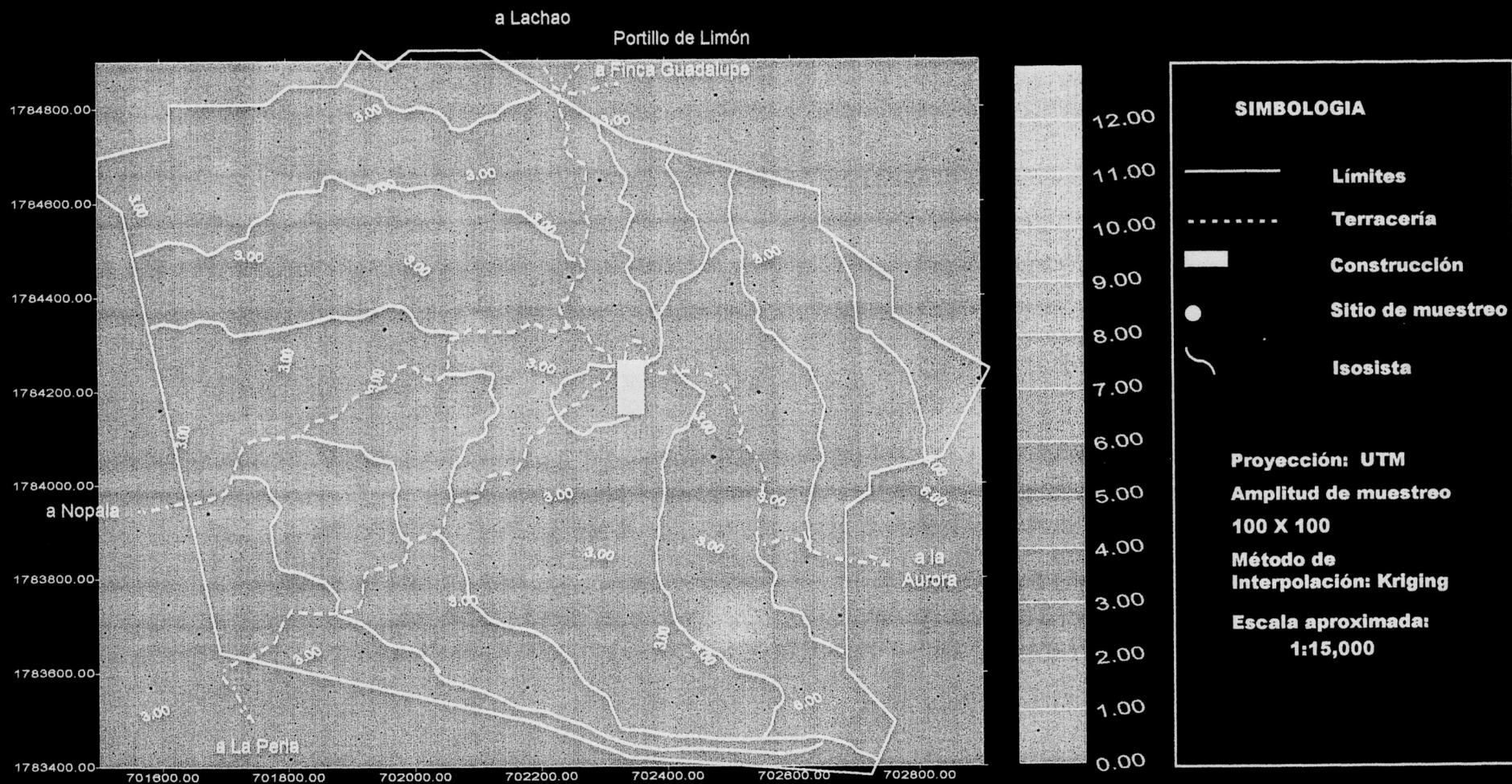
Carta 2. Distribución espacial del pH en la profundidad de 20 a 40 cm.





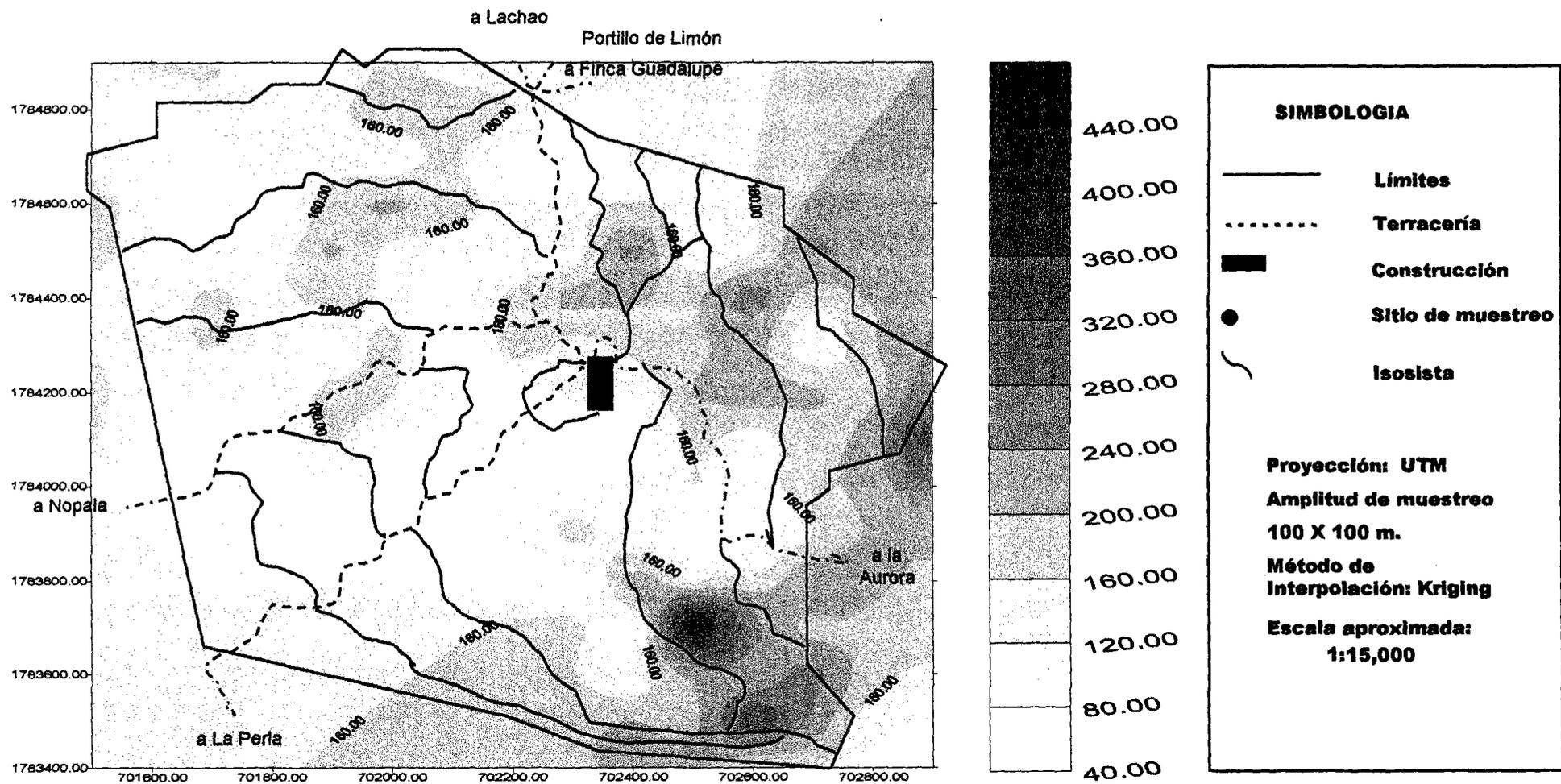
Carta 3. Distribución espacial del Carbono en la profundidad de 0 a 20 cm.





Carta 4. Distribución espacial del Carbono en la profundidad de 20 a 40 cm.





Carta 5. Distribución espacial de la Reserva de Carbono en la profundidad de 0 a 40 cm.



CUADRO INFORMATIVO... CONTINUA
CUADRO INFORMATIVO SOBRE PUNTOS DE MUESTREO DENTRO DE LA FINCA CAFETALERA "EL SINAÍ"

PUNTO	COORD		TRAMO	USO	ALTITUD	PEND	pH H ₂ O		C 0-20		C 20-40		Den.Ap	Den.Ap	Infiltración	Comp	Com	R.C. 0-20	R.C. 20-40
	X	Y					ACTUAL	MSNM	%	0-20	20-40	%						%	0-20
1C	701500	1784900	FRONTERA	ACAHAUAL	1158	39	5.7	5.4	4.6	3.2	1.1	1.0	28	0.3	0.5	98.4	62.7		
1D	701600	1784900	FRONTERA	ACAHAUAL	1150	74	5.6	5.6	5.2	4.1	1.0	1.1	30	0.5	0.6	98.8	86.1		
1E	701700	1784900	FRONTERA	ACAHAUAL	1154	70	5.8	5.7	4.6	4.0	1.1	1.1	12	0.8	0.5	98.4	88.0		
1F	701800	1784900	FRONTERA	ACAHAUAL	1159	100	5.7	5.9	1.4	0.6	1.0	1.2	12	0.5	0.4	28.0	13.8		
1G	701900	1784900	FRONTERA	ACAHAUAL	1150	27	5.3	5.3	2.6	2.4	0.8	0.8	7	0.8	0.5	39.3	40.3		
1H	702000	1784900	PRIMAVERA	ACAHAUAL	1204	51	5.2	5.0	5.7	2.4	1.2	1.2	10	0.3	0.8	132.2	55.2		
1I	702100	1784900	PRIMAVERA	ACAHAUAL	1182	28	5.3	5.4	3.5	2.9	0.7	1.0	13	0.7	1.3	48.4	58.6		
2C	701500	1784800	ARENA	ACAHAUAL	1113	54	5.3	5.5	4.0	3.2	1.0	1.1	25	0.3	0.3	76.8	72.3		
2D	701600	1784800	ARENA	ACAHAUAL	1114	59	5.4	5.2	0.5	0.5	1.2	1.2	20	0.5	0.8	11.9	12.0		
2E	701700	1784800	ARENA	C.TIPICA	1100	60	5.7	5.7	4.0	3.5	1.0	1.1	8	0.8	0.8	76.8	79.1		
2F	701800	1784800	ARENA	C.TIPICA	1111	60	5.7	5.8	3.5	2.6	1.0	1.3	12	0.4	0.8	71.4	65.5		
2G	701900	1784800	ARENA	ACAHAUAL	1135	75	5.9	5.8	4.1	3.3	1.1	1.1	45	0.5	0.8	90.2	69.3		
2H	702000	1784800	ARENA	ACAHAUAL	1150	64	5.5	5.4	5.6	3.2	1.1	1.0	10	0.5	0.8	123.2	66.6		
2I	702100	1784800	ARENA	ACAHAUAL	1145	50	5.2	5.8	5.0	4.3	1.1	1.1	20	0.3	0.8	114.0	98.0		
2J	702200	1784800	TIERRA BCA.	ACAHAUAL	1194	54	5.3	5.4	5.3	4.4	0.8	0.9	20	1.0	1.3	86.6	78.3		
3C	701500	1784700	ARENA	ACAHAUAL	1059	59	5.9	5.9	4.0	2.8	1.0	1.0	15	0.3	0.5	80.0	56.0		
3D	701600	1784700	ARENA	ACAHAUAL	1077	55	5.9	5.6	5.3	2.5	1.0	1.0	11	1.3	1.3	100.7	51.5		
3E	701700	1784700	ARENA	C.TIPICA	1093	64	5.6	5.7	3.7	2.0	0.8	0.8	20	0.8	1.0	61.4	31.6		
3F	701800	1784700	ARENA	C.TIPICA	1090	50	5.3	5.3	4.1	2.8	1.1	1.3	12	0.8	1.0	90.2	70.0		
3G	701900	1784700	ARENA	C.TIPICA	1074	46	5.0	5.3	4.9	2.3	1.0	1.0	46	0.5	0.8	94.1	45.1		
3H	702000	1784700	ARENA	C.TIPICA	1108	45	5.1	5.6	4.1	1.4	1.0	1.0	9	1.0	1.3	82.8	28.6		
3I	702100	1784700	ARENA	C.TIPICA	1149	85	5.9	5.6	5.0	4.1	0.8	1.1	10	1.0	1.3	78.0	88.6		
3J	702200	1784700	PORTILLO	C.TIPICA	1171	50	5.4	5.8	2.9	2.1	0.9	1.0	20	0.5	0.8	53.4	42.0		
3K	702300	1784700	PORTILLO	C.TIPICA	1168	35	5.4	5.2	4.1	2.2	0.6	0.8	5	0.8	1.0	47.6	35.2		
4C	701500	1784600	PANTEON	C.M.NOVO	1042	100	5.0	5.0	5.5	4.1	0.9	1.1	17	0.3	0.3	104.2	86.1		
4D	701600	1784600	PANTEON	C.M.NOVO	1060	65	5.8	6.0	3.5	2.4	1.0	1.2	24	0.8	1.0	69.9	55.7		
4E	701700	1784600	PANTEON	ACAHAUAL	1074	59	5.7	5.7	3.6	1.8	0.7	0.9	44	0.3	0.5	52.0	32.8		
4F	701800	1784600	CEIBA	ACAHAUAL	1084	75	5.5	5.2	1.9	0.8	1.1	1.1	28	0.5	0.5	40.2	18.1		
4G	701900	1784600	CEIBA	ACAHAUAL	1059	54	5.4	5.1	8.6	3.0	0.8	0.9	20	0.3	0.5	136.0	54.0		
4H	702000	1784600	CEIBA	ACAHAUAL	1070	60	4.3	4.4	7.5	4.5	0.9	0.9	23	0.5	0.8	132.0	84.6		
4I	702100	1784600	ARENA	ACAHAUAL	1149	65	4.8	5.0	6.6	1.8	1.1	1.4	5	1.3	1.3	145.0	50.0		
4J	702200	1784600	PORTILLO	C.TIPICO	1116	45	5.1	4.9	3.9	3.4	1.0	0.9	14	0.3	0.5	74.1	60.5		
4K	702300	1784600	PORTILLO	ACAHAUAL	1153	59	4.9	4.9	4.3	3.6	0.9	1.0	13	0.0	0.3	76.7	72.0		
4M	702500	1784600	SOLEDAD	ACAHAUAL	1137	10	5.1	4.7	4.5	3.3	0.8	1.1	10	0.3	0.3	71.4	71.3		
5C	701500	1784500	PANTEON	C.M.NOVO	1035	59	5.3	4.3	6.3	5.6	0.8	1.0	30	0.5	0.8	99.5	108.6		
5D	701600	1784500	PANTEON	C.M.NOVO	1016	56	4.9	4.1	4.1	2.6	0.8	0.8	40	0.5	1.3	65.6	42.1		
5E	701700	1784500	PANTEON	C.CATOAI	1046	40	5.2	5.0	4.2	3.0	0.9	0.9	10	0.8	1.0	74.9	51.0		
5F	701800	1784500	PANTEON	ACAHAUAL	1064	40	5.1	4.9	4.3	2.9	0.9	1.0	13	0.3	0.8	74.1	58.0		

CUADRO INFORMATIVO CONTINUA

PUNTO	COORD		TRAMO	USO	ALTITUD MSNM	PEND %	pH H2O		C 0-20		C 20-40		Den. Ap		Infiltración ml/min	Comp g/cm2	Com gr/cm2	R.C. 0-20		R.C. 20-40	
	X	Y					ACTUAL	0-20	20-40	%	%	0-20	20-40	0-20				20-40	TON/HA	TON/HA	
5G	701900	1784500	CEIBA	ACAHUAL	1027	40	4.3	4.5	6.7	4.6	0.9	1.0	13	0.3	0.5	121.3	91.1				
5H	702000	1784500	CEIBA	ACAHUAL	1081	60	5.3	5.3	3.8	2.4	1.0	1.3	17	1.3	1.8	75.2	62.4				
5I	702100	1784500	ARENA	ACAHUAL	1095	60	5.3	5.2	4.4	2.5	0.9	1.0	10	0.5	0.8	78.5	49.0				
5J	702200	1784500	PORTILLO	ACAHUAL	1176	62	4.7	4.9	3.7	2.6	1.0	1.3	22	0.5	0.8	74.7	66.0				
5K	702300	1784500	PORTILLO	ACAHUAL	1152	50	4.7	4.5	4.1	3.3	0.7	0.9	62	0.5	0.3	60.7	59.4				
5L	702400	1784500	PORTILLO	C.TIPICA	1136	75	5.0	5.0	7.9	5.0	1.1	1.0	18	0.3	0.5	174.5	100.0				
5M	702500	1784500	SOLEDAD	C.M.NOVO	1125	41	4.6	4.5	3.2	1.8	1.1	1.1	45	1.0	0.8	67.2	39.2				
5N	702600	1784500	SOLEDAD	C.TIPICA	1129	45	4.6	4.8	5.4	3.0	0.9	0.8	9	0.3	0.8	98.4	49.8				
5Ñ	702700	1784500	CUMBRE	C.TIPICA	1128	25	4.6	4.7	5.9	5.2	1.1	1.2	10	0.3	0.8	129.5	121.7				
6C	701500	1784400	PANTEON	C.CATOAI	1026	75	6.1	6.1	3.9	3.5	0.9	0.7	34	0.3	0.3	68.6	51.1				
6D	701600	1784400	PANTEON	C.M.NOVO	994	52	5.7	5.9	4.1	4.0	0.9	0.8	10	0.5	0.5	73.0	59.7				
6E	701700	1784400	PANTEON	C.M.NOVO	1014	39	5.2	5.3	4.7	3.9	0.9	1.1	10	0.1	1.3	84.6	88.7				
6F	701800	1784400	CEIBA	ACAHUAL	987	3	5.7	5.7	4.1	3.6	0.8	1.1	42	0.3	0.8	65.6	82.1				
6G	701900	1784400	CEIBA	ACAHUAL	1036	50	5.0	5.2	5.4	4.5	0.8	1.2	28	0.8	1.3	86.4	103.3				
6H	702000	1784400	CEIBA	ACAHUAL	1079	74	5.4	5.4	6.8	4.1	0.6	0.7	24	0.8	0.8	87.0	60.1				
6I	702100	1784400	ESPINAZO	C.CATOAI	1115	100	5.2	5.2	2.9	2.3	1.0	1.0	44	0.3	5.0	56.3	46.5				
6J	702200	1784400	PORTILLO	C.CATOAI	1094	70	5.7	5.6	3.9	3.3	1.2	1.2	12	0.8	1.0	89.7	79.2				
6K	702300	1784400	PORTILLO	ACAHUAL	1136	65	5.3	5.1	5.0	4.8	1.1	1.1	20	0.5	0.8	110.0	105.6				
6M	702500	1784400	SOLEDAD	C.M.NOVO	1131	30	4.5	4.3	5.8	4.2	0.9	1.1	42	0.8	1.3	103.2	88.8				
6N	702600	1784400	MIRADOR	C.TIPICA	1134	65	4.8	4.8	6.8	6.4	1.0	1.2	42	0.7	1.0	136.0	148.1				
6Ñ	702700	1784400	CUMBRE	C.TIPICA	1132	60	4.6	4.6	5.0	4.1	0.9	1.0	28	0.8	1.0	90.0	79.5				
7C	701500	1784300	PANTEON	C.CATOAI	996	63	5.6	5.5	5.7	4.5	0.8	0.8	12	1.0	1.0	85.5	69.7				
7D	701600	1784300	STA ROSA	C.CATOAI	976	70	5.7	5.6	4.8	4.2	0.8	0.8	31	0.8	0.5	76.8	67.7				
7E	701700	1784300	STA ROSA	C.CATOAI	967	80	5.7	5.6	5.0	4.2	0.9	0.9	12	0.5	0.5	90.0	75.2				
7F	701800	1784300	CHORRO	C.CATOAI	989	64	5.5	5.4	4.5	3.0	0.8	0.9	23	0.5	0.7	68.4	54.4				
7G	701900	1784300	CHORRO	C.CATOAI	1017	46	5.4	5.6	2.3	1.8	1.0	1.1	13	0.5	0.5	44.2	40.1				
7H	702000	1784300	ZANJONES	C.M.NOVO	1047	44	6.0	6.1	4.6	3.9	1.1	1.2	10	0.8	0.8	97.5	94.6				
7I	702100	1784300	ESPINAZO	C.M.NOVO	1045	55	5.8	6.1	1.1	0.2	0.9	0.9	18	0.5	1.3	19.6	3.4				
7J	702200	1784300	ESPINAZO	C.M.NOVO	1114	81	6.0	5.8	5.2	5.4	0.9	1.1	23	0.3	0.8	93.6	120.1				
7K	702300	1784300	PORTILLO	ACAHUAL	1130	59	5.8	5.9	3.8	2.9	1.1	1.0	18	0.5	0.5	80.6	55.1				
7M	702500	1784300	PRESA	C.TIPICA	1142	53	4.4	4.6	6.1	5.8	0.8	0.7	60	0.3	0.3	100.0	75.4				
7N	702600	1784300	MIRADOR	C.M.NOVO	1149	43	4.7	4.7	6.0	3.7	1.1	1.1	38	0.3	0.5	136.8	82.1				
7Ñ	702700	1784300	MIRADOR	C.TIPICA	1147	57	4.5	4.7	3.4	2.5	0.8	1.0	10	1.3	1.3	56.4	49.0				
7O	702800	1784300	CUMBRE	C.TIPICA	1128	50	5.7	5.7	5.5	4.8	0.9	1.0	11	0.8	0.5	103.4	96.0				
8C	701500	1784200	PIÑALITO	C.CATOAI	951	40	5.9	5.8	3.7	4.6	1.0	1.2	60	0.5	0.5	72.5	112.2				
8D	701600	1784200	PROFETA	C.M.NOVO	916	70	6.1	5.8	4.3	2.5	0.8	1.0	6	0.3	0.5	64.5	49.0				
8E	701700	1784200	CHORRO	C.M.NOVO	979	74	5.6	5.2	6.5	3.8	0.7	0.8	8	0.5	1.0	91.0	60.8				
8F	701800	1784200	CHORRO	C.CATOAI	1028	55	5.4	5.3	2.8	2.8	0.9	1.2	10	0.5	0.5	51.5	66.1				
8G	701900	1784200	ZANJONES	N.N./CATOAI	1043	31	5.8	5.8	5.3	3.0	1.1	1.3	10	0.5	1.0	113.4	75.0				
8H	702000	1784200	ZANJONES	ACAHUAL	1053	49	5.1	5.5	5.4	3.2	0.9	1.1	20	0.3	0.8	96.1	70.4				

CUADRO INFORMATIVO CONTINUA

PUNTO	COORD		TRAMO	USO	ALTITUD	PEND	pH H2O		C 0-20		Den.Ap		Infiltración	Comp	Com	R.C. 0-20	R.C. 20-40
	X	Y					ACTUAL	MSNM	%	0-20	20-40	%					
8I	702100	1784200	ZANJONES	ACAHAUAL	1110	75	6.0	5.8	3.7	3.2	1.1	0.9	34	0.8	0.3	80.7	57.0
8J	702200	1784200	VIVERO	ACAHAUAL	1133	5	5.7	5.8	2.0	0.7	0.9	1.0	12	0.5	0.8	36.0	14.0
8K	702300	1784200	PORTILLO	ACAHAUAL	1136	56	5.6	5.6	6.1	4.2	0.7	0.9	52	1.0	1.0	83.0	71.4
8L	702400	1784200	PORTILLO	ACAHAUAL	1144	62	5.3	5.5	3.3	3.0	1.1	1.0	28	0.8	0.9	70.6	60.6
8M	702500	1784200	PRESA	C.TIPICA	1148	76	5.6	5.8	6.4	4.7	0.9	1.0	23	0.6	0.5	113.9	91.2
8N	702600	1784200	PRESA	C.TIPICA	1174	42	5.1	4.9	7.1	5.8	1.0	0.8	45	0.5	1.0	134.9	94.0
8Ñ	702700	1784200	MIRADOR	C.M.NOVO	1180	56	4.7	4.8	6.5	6.0	0.8	0.9	14	0.5	1.0	107.9	106.8
8O	702800	1784200	CUMBRE	C.TIPICA	1134	39	4.7	4.9	5.2	4.0	0.9	1.0	50	0.3	0.3	93.6	80.0
9C	701500	1784100	PROFETA	C.M.NOVO	957	10	6.1	6.3	5.3	1.9	1.1	1.3	13	0.3	0.8	119.8	48.3
9D	701600	1784100	CHORRO	C.M.NOVO	980	50	5.9	6.3	2.8	4.2	0.8	0.7	10	0.5	0.8	44.8	56.3
9E	701700	1784100	CHORRO	C.M.NOVO	1029	50	6.3	6.2	2.1	1.0	1.2	1.2	10	1.0	0.8	49.6	23.6
9F	701800	1784100	ZANJONES	C.M.NOVO	1069	64	4.8	5.5	2.8	1.5	0.9	1.2	12	0.5	0.8	51.5	36.0
9G	701900	1784100	ZANJONES	C.M.NOVO	1096	72	5.2	5.1	4.9	2.9	1.1	1.1	20	0.5	0.8	108.8	60.9
9H	702000	1784100	ZANJONES	C.M.NOVO	1128	55	5.8	5.7	3.5	1.5	1.0	1.2	20	0.5	0.8	70.0	36.0
9I	702100	1784100	VIVERO	ACAHAUAL	1128	40	5.6	5.7	2.6	1.2	1.1	1.3	12	0.8	1.0	57.2	30.0
9J	702200	1784100	MILAMORES	C.TIPICA	1110	38	6.2	6.0	3.4	1.8	0.9	0.9	20	0.5	0.8	57.8	32.0
9K	702300	1784100	FINCA	HABIT	1130	15	5.2	5.8	1.3	0.4	1.0	1.3	26	2.5	2.5	26.0	10.6
9L	702400	1784100	FINCA	HABIT	1156	5	6.0	5.8	2.1	1.1	1.0	1.1	18	1.0	1.8	42.0	24.9
9M	702500	1784100	PRESA	C.TIPICA	1183	64	5.1	5.2	5.8	3.3	0.9	1.0	51	0.8	1.3	106.7	64.7
9N	702600	1784100	PRESA	C.TIPICA	1227	65	4.7	4.8	4.1	3.0	0.9	0.9	11	0.5	1.3	73.8	56.4
9O	702800	1784100	CUMBRE	C.TIPICA	1156	36	4.1	4.1	9.4	8.1	0.6	0.6	30	0.3	0.4	114.7	97.2
9P	702900	1784100	CUMBRE	C.TIPICA	1068	85	4.8	4.9	14.3	12.4	0.6	0.8	44	0.3	0.5	160.2	198.4
10J	702200	1784000	GLORIA	C.TIPICA	1110	43	4.6	5.2	2.8	2.6	1.0	1.1	10	1.5	1.5	58.2	56.7
10K	702300	1784000	FINCA	HABIT	1124	96	4.5	4.9	3.4	2.7	1.0	0.9	20	0.5	0.8	69.4	48.1
10L	702400	1784000	ZAPOTAL	C.TIPICA	1159	95	5.4	5.7	4.2	4.6	0.8	0.9	10	0.5	0.6	65.5	79.1
10M	702500	1784000	PRESA	C.TIPICA	1196	43	5.4	5.6	4.5	3.5	1.1	1.0	10	0.5	0.8	95.4	71.4
10N	702600	1784000	PRESA	C.TIPICA	1258	96	5.4	5.4	4.4	3.9	0.8	0.9	10	1.0	1.5	73.9	73.3
10Ñ	702700	1784000	MIRADOR	C.TIPICA	1313	24	5.9	5.5	5.7	4.8	0.9	0.9	10	1.0	1.3	104.9	90.2
10O	702800	1784000	CUMBRE	C.TIPICA	1164	25	4.0	4.1	6.1	6.0	0.9	0.9	68	1.5	1.8	109.8	105.6
10P	702900	1784000	CUMBRE	C.TIPICA	1015	55	4.9	4.7	11.0	9.5	0.7	0.7	38	0.8	1.0	149.6	138.7
11J	702200	1783900	GLORIA	C.TIPICA	1088	60	5.5	5.3	4.4	3.8	0.8	0.8	23	0.8	1.3	66.9	61.6
11K	702300	1783900	ZAPOTAL	ACAHAUAL	1109	70	5.6	5.3	5.7	4.7	0.7	1.1	31	0.8	1.3	83.2	100.6
11L	702400	1783900	ZAPOTAL	C.TIPICA	1143	85	4.5	4.7	3.2	2.8	1.0	1.2	3	1.0	1.5	62.7	66.6
11M	702500	1783900	PRESA	C.TIPICA	1184	70	5.4	5.5	2.6	2.1	1.0	1.0	22	0.3	0.5	51.0	42.0
11N	702600	1783900	PRESA	C.TIPICA	1220	45	5.4	5.5	4.7	1.7	0.8	0.8	12	0.5	1.0	78.0	26.5
11Ñ	702700	1783900	MIRADOR	C.TIPICA	1220	34	4.9	5.0	5.6	5.3	0.6	0.8	10	0.5	0.8	68.3	82.7
11O	702800	1783900	CUMBRE	C.TIPICA	1147	39	4.7	4.9	6.5	4.4	0.9	1.0	38	1.0	1.3	117.0	88.0
11P	702900	1783900	CUMBRE	C.TIPICA	1057	46	4.7	5.1	6.3	4.5	0.9	1.0	68	0.5	1.3	113.4	90.0
12J	702200	1783800	POTRERO	ACAHAUAL	1057	60	4.4	4.2	2.8	1.4	0.9	0.9	3	1.0	1.5	49.8	25.5
12K	702300	1783800	ZAPOTAL	C.TIPICA	1082	60	5.5	5.6	2.8	1.2	0.9	0.9	80	1.5	1.0	48.2	21.8

CUADRO INFORMATIVO CONTINUA

PUNTO	COORD X	COORD Y	TRAMO	USO ACTUAL	ALTITUD MSNM	PEND %	pH H2O 0-20	pH H2O 20-40	C 0-20 %	C 20-40 %	Den.Ap 0-20	Den.Ap 20-40	Infiltración ml/min	Comp g/cm2	Com gr/cm2	R.C. 0-20	R.C. 20-40
																	TON/HA
12L	702400	1783800	ZAPOTAL	C.TIPICA	1116	45	5.2	5.2	7.8	5.2	0.9	1.0	20	1.5	1.8	132.6	104.0
12M	702500	1783800	ZAPOTAL	C.TIPICA	1146	45	5.3	5.6	4.9	4.4	0.7	0.8	24	1.0	1.3	72.5	73.9
12N	702600	1783800	MIRADOR	C.TIPICA	1169	70	5.3	5.2	4.8	4.3	0.9	1.0	38	0.5	0.3	81.6	86.0
12Ñ	702700	1783800	MIRADOR	C.TIPICA	1164	85	5.3	5.2	7.2	6.5	0.9	1.0	10	0.8	0.8	122.4	130.0
13J	702200	1783700	POTRERO	ACAHAUAL	1012	25	5.4	5.3	6.3	4.7	0.8	0.9	30	1.5	1.5	102.1	79.9
13K	702300	1783700	POTRERO	ACAHAUAL	1045	9	5.1	4.6	6.6	4.8	0.8	0.9	60	1.5	1.8	105.6	90.2
13L	702400	1783700	ZAPOTAL	C.TIPICA	1082	45	5.8	5.6	1.9	2.1	1.0	0.7	10	0.8	1.0	37.2	30.2
13M	702500	1783700	ZAPOTAL	C.TIPICA	1106	63	5.1	5.4	13.6	13.8	0.9	0.9	34	0.8	1.0	236.6	248.4
13N	702600	1783700	MIRADOR	C.TIPICA	1124	70	5.7	5.4	9.1	5.2	0.8	1.0	34	0.5	0.8	143.8	108.2
13Ñ	702700	1783700	MIRADOR	C.TIPICA	1118	44	5.3	5.3	5.0	2.6	1.2	1.2	12	0.5	1.3	118.0	61.4
14J	702200	1783600	ZAPOTAL	ACAHAUAL	1014	60	6.0	6.3	6.6	4.6	0.9	0.7	83	0.3	0.3	113.5	65.5
14L	702400	1783600	ZAPOTAL	C.TIPICA	1060	31	5.0	5.3	3.9	2.5	0.9	0.9	20	0.3	0.5	66.3	44.3
14M	702500	1783600	TRIUNFO	C.TIPICA	1079	35	6.2	5.3	6.6	5.9	0.8	0.9	28	0.4	1.0	106.9	101.7
14N	702600	1783600	FLORES	C.TIPICA	1090	92	5.8	5.7	6.3	4.1	0.9	0.9	80	0.3	0.3	115.9	75.4
14Ñ	702700	1783600	FLORES	C.TIPICA	1089	90	5.6	5.7	7.2	6.6	0.9	1.0	70	0.0	0.3	129.2	132.0
14O	702800	1783600	FLORES	C.TIPICA	1074	80	5.5	5.8	5.6	5.1	0.7	0.9	90	0.0	0.0	78.4	95.9
15K	702300	1783500	TRIUNFO	ACAHAUAL	1034	100	4.9	5.7	7.7	4.7	0.7	0.9	15	0.5	0.8	107.8	83.7
15L	702400	1783500	TRIUNFO	C.TIPICA	1041	65	5.7	5.7	5.9	5.7	0.8	1.0	35	0.8	0.5	90.9	116.3
15M	702500	1783500	TRIUNFO	C.TIPICA	1055	92	5.7	5.8	5.4	3.4	1.0	1.1	57	0.5	0.5	108.0	74.8
15N	702600	1783500	TRIUNFO	C.TIPICA	1064	80	5.5	5.9	11.5	6.6	0.9	0.9	29	0.0	0.3	206.5	124.1
15Ñ	702700	1783500	FLORES	C.TIPICA	1064	30	5.7	5.6	9.4	6.1	0.6	0.9	24	0.0	0.3	120.3	114.7
15O	702800	1783500	FLORES	ACAHAUAL	1058	60	5.5	5.4	3.3	3.3	0.9	1.0	10	0.3	0.5	61.4	65.3
16M	702500	1783400	TRIUNFO	ACAHAUAL	1039	32	5.2	5.6	12.5	6.3	0.5	0.7	20	0.3	0.5	127.5	84.4
16N	702600	1783400	TRIUNFO	ACAHAUAL	1046	50	5.4	5.5	4.8	2.8	1.0	1.0	9	0.8	0.8	96.0	58.2
16Ñ	702700	1783400	TRIUNFO	ACAHAUAL	1048	75	5.5	5.6	4.6	3.5	0.9	1.1	24	0.5	0.5	86.5	77.7
16O	702800	1783400	TRIUNFO	ACAHAUAL	1045	85	5.2	5.3	3.5	2.3	1.0	0.9	28	0.3	0.3	69.3	41.4

**BASE DE DATOS SOBRE SELECCIÓN DE PUNTOS DE MUESTREO
PROFUNDIDAD DE 0 - 20 CM**

Maestra	Suelo	Uso	Altitud	Fend	pH	Ct	N	C/N	MOL	AH	AF	HUMIN	AH/AF	D.A	Penetr	Infiltr	E4	E4/E6
		Act **	msnm	%	H ₂ O		%		****	****	****	****		g/ml	g/m ²	ml/min		
UH1A	1	1	1249	49	5.3	3.5	0.3	11.3	0.03	0.23	0.32	0.43	0.73	1.0	0.6	17	1.4	4.6
UH1B	1	1	1182	28	5.3	3.5	0.3	12.5	0.01	0.10	0.20	0.69	0.51	0.9	0.7	13	0.4	4.8
UH1C	1	1	1150	64	5.5	5.6	0.4	16.0	0.04	0.19	0.12	0.66	1.67	1.1	0.5	10	0.5	5.1
UH1D	1	1	1145	50	5.2	5.0	0.4	14.3	0.05	0.17	0.16	0.62	1.10	1.1	0.3	15	0.4	5.3
UH1E	1	1	1194	54	5.3	5.3	0.4	12.4	0.04	0.22	0.18	0.56	1.26	0.9	1.0	30	0.5	5.5
AH1A	2	2	1287	64	5.2	5.7	0.4	13.0	0.01	0.16	0.33	0.49	0.49	1.0	0.6	40	1.1	4.8
AH1B	2	2	1140	55	4.4	6.1	0.4	13.9	0.06	0.17	0.28	0.50	0.60	0.8	0.3	60	0.5	5.7
AH1C	2	2	1148	76	5.6	6.4	0.3	20.4	0.07	0.10	0.22	0.61	0.45	0.9	0.6	23	0.4	5.3
AH1D	2	2	1150	64	5.1	5.8	0.6	10.5	0.07	0.20	0.36	0.37	0.57	0.9	0.8	51	0.7	4.9
AH1E	2	1	1134	62	5.3	3.3	0.4	8.9	0.02	0.11	0.26	0.61	0.45	1.1	0.8	28	0.3	5.7
CH1A	3	2	998	46	5.9	2.4	0.3	9.3	0.02	0.33	0.24	0.41	1.36	1.0	0.4	22	1.2	4.8
CH1B	3	2	994	52	5.7	4.1	0.3	14.6	0.02	0.19	0.16	0.63	1.20	0.9	0.5	10	0.5	5.4
CH1C	3	2	987	30	5.7	4.1	0.3	16.0	0.03	0.06	0.17	0.75	0.36	0.8	0.3	42	0.6	5.8
CH1D	3	2	982	64	5.5	4.5	0.3	16.2	0.04	0.17	0.32	0.48	0.53	0.8	0.5	23	0.5	5.6
CH1E	3	1	1027	40	4.3	6.7	0.4	15.2	0.07	0.23	0.33	0.37	0.70	0.9	0.3	13	0.6	5.6
UH2A	4	2	1213	39	5.5	6.0	0.6	10.6	0.01	0.24	0.30	0.45	0.82	0.9	0.6	40	1.1	4.5
UH2B	4	2	1225	39	4.7	5.2	0.3	17.3	0.01	0.16	0.18	0.65	0.85	0.9	0.3	50	0.5	5.0
UH2C	4	2	1234	36	4.1	8.5	0.5	15.9	0.02	0.21	0.23	0.55	0.92	0.6	0.3	30	0.7	4.9
UH2D	4	2	1235	25	4	6.1	0.3	19.8	0.02	0.24	0.21	0.53	1.10	0.9	1.3	69	0.9	5.0
UH2E	4	2	1230	56	4.7	6.5	0.5	12.4	0.03	0.28	0.22	0.47	1.30	0.8	0.5	14	1.6	4.5

* 1= Umbrisol húmico, 2= Acrisol húmico, 3= Cambisol húmico, 4= Cambisol húmico esquético

** 1= Acahual, 2= Cafetal en uso

*** Con respecto al % de Carbono total

Resultados

Cuadro 3.12 Correlaciones lineales entre variables evaluadas

VARIABLE	USO	SUELO	PROF	ALTITUD	PEND	PH2O	PHKCL	CT	N	C N	MOL	AH	AF	HUMIN	AH_AF	DA	PENET	INFILT	E4	E4 E6	
USO	-																				
SUELO	0.66																				
PROF	-	-																			
ALTITUD	-	-	-																		
PEND	-	-	-	-																	
PH2O	-	-0.35	-	-0.43	0.32																
PHKCL	-	-0.50	-	-0.45	-	0.77															
CT	-	-	-0.39	0.33	-	-0.60	-0.43														
N	-	-	-0.39	0.42	-	-0.43	-0.39	0.73													
C N	-	0.36	-	-	-	-	-	-	-0.37												
MOL	-	-	-	-	0.40	-	-	0.44	0.38	-											
AH	-	0.39	-	-	-	-	-0.32	-	-	-	-										
AF	-	-	-	0.35	-	-0.34	-0.48	-	-	-	-	0.35									
HUMIN	-	-	-	-	-	0.41	0.49	-	-	-	-	-0.70	-0.88								
AH_AF	-	-	-0.32	-	-	-	-	-	-	-	-	0.47	-0.60	-							
DA	-0.57	-0.48	-	-	-	0.34	-	-0.38	-	-	-	-0.37	-	0.40	-						
PENET	-	-	0.37	-	-	-	-	-	-	-	-0.36	-	-	-	-	-					
INFILT	0.48	0.35	-	-	-	-0.46	-0.34	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-				
E4	-	-	-	0.44	-	-	-0.36	-	-	-	-	0.36	0.51	-0.48	-	-	0.39	-			
E4 E6	-	-	-0.33	-0.42	-	-	-	-	-	-	0.43	-0.32	-0.52	0.44	-	-	-0.38	-	-0.72		
E620	-	0.44	-	-	-	-	-	-	-	0.32	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Marked correlations are significant at $p < .05000$

N=39 (Casewise deletion of missing data)