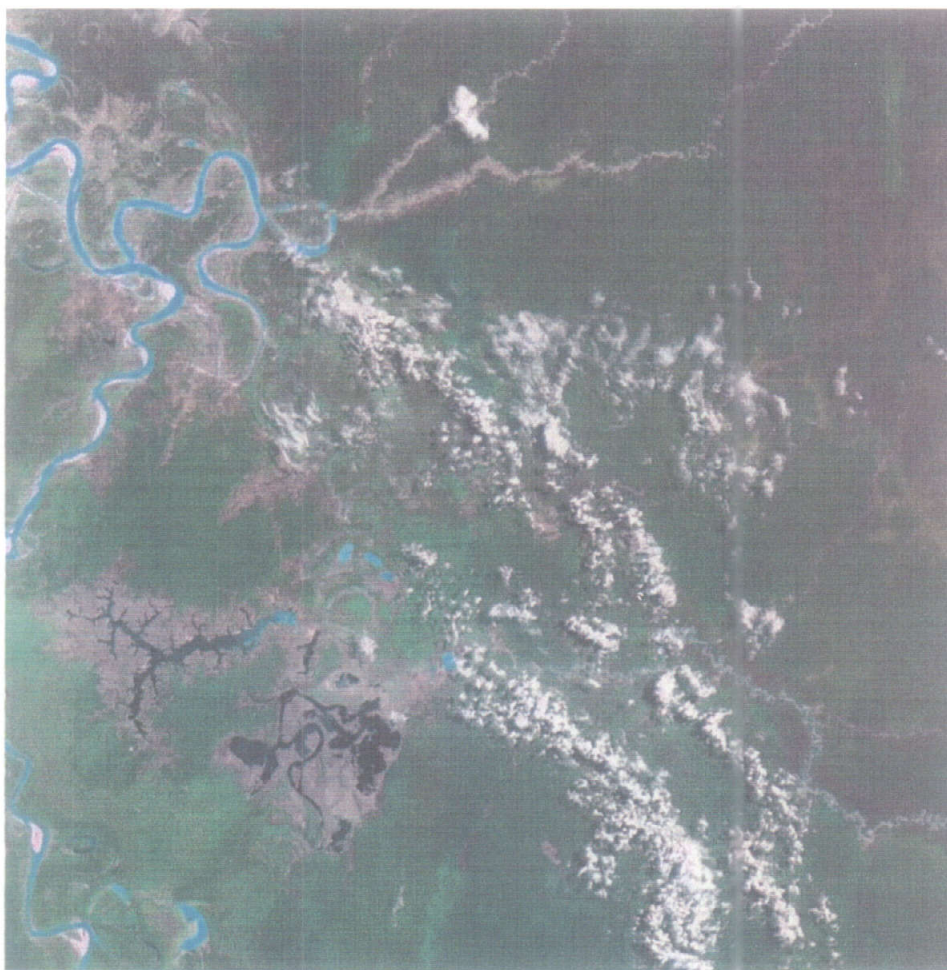


+1321

**UNIVERSIDAD DE SEVILLA**  
**FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS**

**CARACTERIZACIÓN DE LA MATERIA ORGÁNICA DE SUELOS  
REPRESENTATIVOS DE ECOSISTEMAS AMAZÓNICOS DEL PERÚ,  
DEPARTAMENTO DE UCAYALI, E INFLUENCIA DE SU USO Y MANEJO  
EN EL SECUESTRO DEL CARBONO**



*Imagen de satélite del Río Ucayali*

**TESIS DOCTORAL DE  
BEATRIZ SALES DÁVILA  
Sevilla, Junio de 2006**



**CARACTERIZACIÓN DE LA MATERIA ORGÁNICA DE SUELOS  
REPRESENTATIVOS DE ECOSISTEMAS AMAZÓNICOS DEL  
PERÚ, DEPARTAMENTO DE UCAYALI,  
E INFLUENCIA DE SU USO Y MANEJO EN EL  
SECUESTRO DEL CARBONO**

Memoria presentada por **Beatriz Sales Dávila**  
Para optar a grado de Doctora en Química

UNIVERSIDAD DE SEVILLA  
SECRETARÍA GENERAL

Dirigida por los Drs. :

**Francisco Javier González Vila**  
Investigador Científico del CSIC  
**José Antonio González Pérez**  
Científico Titular del C.S.I.C.  
**Angel Alejandro Salazar Vega**  
Investigador Científico de Perú

Queda registrada esta Tesis Doctoral  
al folio 176 número 169 del libro  
correspondiente.

Sevilla, 27-06-06

El Jefe del Negociado de Tesis

Sevilla, Junio de 2006

**CARACTERIZACIÓN DE LA MATERIA ORGÁNICA DE SUELOS  
REPRESENTATIVOS DE ECOSISTEMAS AMAZÓNICOS DEL PERÚ,  
DEPARTAMENTO DE UCAYALI, E INFLUENCIA DE SU USO Y MANEJO  
EN EL SECUESTRO DEL CARBONO**


Memoria que presenta

**Dña. Beatriz Sales Dávila**  
para optar al grado de Doctor en Ciencias Químicas

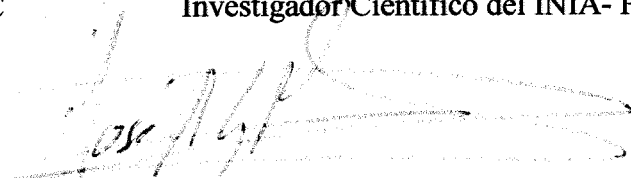
**DIRECTORES**



**Dr. D. Francisco Javier González Vila**  
Investigador Científico del C.S.I.C

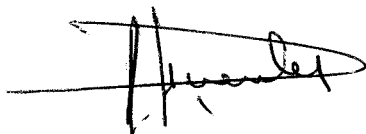


**Dr. D. Angel Alejandro Salazar Vega**  
Investigador Científico del INIA- Perú



**Dr. D. José Antonio González Pérez**  
Científico Titular del C.S.I.C.

**TUTOR**

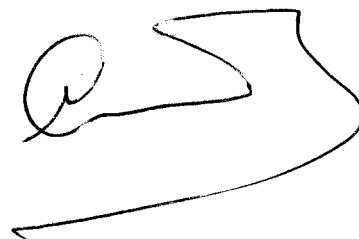


**Dr. D. José Fuentes Mota**  
Catedrático de la Universidad de Sevilla

Visado en Sevilla, a 23 de Junio de 2006

DOCTOR D. LUIS CLEMENTE SALAS DIRECTOR DEL INSTITUTO DE RECURSOS NATURALES Y AGROBIOLOGÍA DE SEVILLA DEL CONSEJO SUPERIOR DE INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS

Certifica: Que la presente Memoria de Investigación titulada “CARACTERIZACIÓN DE LA MATERIA ORGÁNICA DE SUELOS REPRESENTATIVOS DE ECOSISTEMAS AMAZÓNICOS DEL PERÚ, DEPARTAMENTO DE UCAYALI, E INFLUENCIA DE SU USO Y MANEJO EN EL SECUESTRO DEL CARBONO”, presentada por Dña. **Beatriz Sales Dávila** para optar al grado de Doctor en Química, ha sido realizada en el Departamento de Biogeoquímica y Dinámica de Contaminantes del Instituto de Recursos Naturales y Agrobiología de Sevilla y en la Estación Experimental Agraria de Pucallpa del Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria de Perú, bajo la dirección de los Drs. D. **Francisco Javier González Vila**, D. **José Antonio González Pérez**, y D. **Ángel Alejandro Salazar Vega**, reuniendo todas las condiciones exigidas a los trabajos de Tesis Doctorales.



En Sevilla, 23 de Junio de 2006

## **DEDICATORIA**

**“A la memoria de mis padres: Jorge Tomás y Luz Esther, que en vida me dieron lo que soy; ellos, desde el cielo, me guían e iluminan mi camino”**

**“A mi esposo Abner, y a mis hijos: Isabel Esther, Abner Luis e Ingrid, quienes fueron el motivo y preocupación del presente estudio”**

**“A todos mis hermanos: por su incondicional apoyo y constante aliento de seguir adelante y culminar con éxito mi estudio”**

## MI SINCERO AGRADECIMIENTO

Al Dr. D. Luis Clemente Salas, Director del Instituto de Recursos Naturales y Agrobiología de Sevilla del Concejo Superior de Investigaciones Científicas-España (IRNAS-CSIC), por su autorización para hacer uso de sus instalaciones de investigación, por el apoyo y facilidades brindadas.

Al Dr. D. Jorge V. Chávez Lanfranchi, Jefe del Instituto de Investigación y Extensión Agraria-Perú (INIA), por autorizar mi capacitación y hacer realidad el gran anhelo de formación profesional.

Al Dr. D. José Fuentes Mota, Catedrático de Química Orgánica de la Universidad de Sevilla, por su gentil aceptación y orientación constante en esta tutoría de Investigación.

A mis directores del período de investigación, Drs. D. Francisco Javier González Vila, D. José Antonio González Pérez, y D. Ángel Alejandro Salazar Vega, por sus apoyos, y su acertada dirección científica.

A la Dra. Oliva Polvillo y al Dr. Antonio Terán del IRNAS-CSIC por sus activa colaboración durante el período de realización de este estudio.

A toda la familia del INIA-Perú, en especial al Ing. Mack Pinchi Director, colegas; Auberto Ricse, Leonardo Hidalgo, Ymber Flores, Miguel Vásquez, Patricia Seijas, Alina Camacho, Pedro Reyes, Wilfredo Guillén, Ever Caruzo, Clemente Salazar, Walter Angulo, Héctor Campos, Víctor Vargas, Tito Ochoa, Juan Carlos Rojas, José Pisco, Arturo Yupari, y compañeros de trabajo; Gabriela Díaz, Jorge Tello, Julio Rioja, Luis Yanqui, Daniel Díaz, María del Carmen Quispe, Carmen Andi, Claudine Reategui, María Milagros Quispe, Leonila Vásquez, Julia Cahuana, Marcial Gonzáles, José Salva, Jorge Ríos, Santos Izquierdo, Ramón Pacaya, Francisca Garse, Hilter Fasabi, etc. ambos de la Estación Experimental Agraria Pucallpa (EEAP), por sus valiosas experiencias, aporte técnico y amistad entregada.

A mis compañeros de laboratorio del IRNAS-CSIC-Sevilla, muy en especial a Trinidad Verdejo, Rocío González y José María de la Rosa por su magnífica colaboración Técnica.

A mis compañeros del IRNAS-CSIC, Jorge, María Trinidad, Isa, Gisela, José Luis, y a todos aquellos que, directamente e indirectamente, colaboraron conmigo para hacer efectiva la presente investigación.

A mi hijo Abner Luis, por su acertado alcance de informaciones muy valiosas que queda plasmado en esta memoria, agradecimiento sincero por ser muy joven.

## ÍNDICE

Pág

### 1. Introducción

- 1.1. **Características y propiedades de la materia orgánica del suelo (MOS).  
Enfoques actuales de los estudios sobre MOS**
- 1.2. **Formas de MOS.**
  - 1.2.1 **Sustancias Húmicas (SH)**
  - 1.2.2 **Lípidos del suelo**
- 1.3. **Mecanismos de estabilización de la MOS. Secuestro de C**
- 1.4. **La MOS en los ecosistemas tropicales. Interés del estudio de la  
MOS en los ecosistemas Amazónicos**

### 2. Planteamiento del trabajo y Objetivos

- 2.1. **Antecedentes e hipótesis de partida**
- 2.2. **Objetivos generales y específicos**

### 3. Parte Experimental

- 3.1. **Descripción de la zona de estudio**
  - 3.1.1. **Dpto. de Ucayali: Ubicación y extensión**
  - 3.1.2.. **Fisiografía, suelos y vegetación**
  - 3.1.3. **Descripción de zonas de muestreo y características generales  
de los suelos**
- 3.2 **Métodos analíticos**
  - 3.2.1. **Preparación de las muestras de suelo para el análisis**
  - 3.2.2. **Caracterización físico-química de los suelos: textura, pH, acidez o aluminio  
cambiable, Ca y Mg intercambiable, P disponible, K disponible, contenido de  
MO, N, Capacidad de intercambio catiónico efectivo (CICE), Porcentaje de  
saturación de aluminio,**
  - 3.2.3. **Extracción y análisis de lípidos**
    - 3.2.3.1 **Métodos de derivatización**
    - 3.2.3.2. **Análisis de composición por GC-MS**
  - 3.2.4. **Extracción y aislamiento de SH**
    - 3.2.4.1. **Caracterización estructural de AH por técnicas espectroscópicas**  
**Espectroscopía infrarroja (FT-IR)**  
**Espectroscopía de resonancia magnética nuclear de <sup>13</sup>C en estado  
sólido (CPMAS<sup>13</sup>C NMR)**
    - 3.2.4.2. **Caracterización estructural de AH por Métodos degradativos**  
**Pirólisis-cromatografía de gases-espectrometría de masas (Py-GC-MS)**  
**Degradación secuencial con persulfato potásico y permanganato potásico**

## **4. Resultados y Discusión**

- 4.1. Caracterización global de los suelos**
- 4.2. Identificación de biomarcadores en la fracción lipídica de los suelos**
- 4.3. Caracterización molecular de las sustancias húmicas por espectroscopías**
  - 4.3.1. Análisis espectroscópicos**
    - 4.3.1.1. Espectroscopía de Infrarrojo con Transformada de Fourier (FT-IR)**
    - 4.3.1.2. Espectroscopía de resonancia magnética nuclear (CPMAS<sup>13</sup>CNMR)**
- 4.4. Métodos degradativos térmicos y químicos**
  - 4.4.1. Análisis por pirólisis cromatografía de gases espectrometría de masas (Py-GC/MS)**
  - 4.4.2. Análisis mediante oxidaciones degradativas por vía húmeda Degradación secuencial Persulfato-Permanganato potásico a temperatura ambiente**

## **5. Conclusiones**

## **BIBLIOGRAFÍA**

## **ANEXOS**



## ABREVIATURAS UTILIZADAS

AF:	Ácidos Fúlvicos
AH:	Ácidos Húmicos
BSTFA:	N,O-bis(trimetilsilil)-trifluoroacetamida
CICE:	Capacidad de intercambio catiónico efectivo
CO:	Carbono orgánico
CPMAS:	Polarización cruzada y rotación de ángulo mágico ("cross polarization and magic angle spinning")
eV:	Electrón voltio
FT-IR:	Espectroscopía de infrarrojo mediante la transformada de Fourier ("Fourier transformed infrared spectroscopy")
GC:	Cromatografía de gases ("gas-chromatography")
GC-MS:	Cromatografía de gases-espectrometría de masas ("gas-chromatography-mass spectrometry")
KHz:	Kilohercio
M:	Concentración molar
MHz:	Megahercio
MO:	Materia orgánica
MOS:	Materia orgánica del suelo
MS:	Espectrometría de masa ("mass spectrometry")
ms:	Milisegundo
N:	Concentración normal
NIST:	National Institute of Standards and Technology
NMR:	Resonancia magnética nuclear ("nuclear magnetic resonance")
Py:	Pirólisis ("pyrolysis")
Py-GC-MS:	Pirólisis-cromatografía de gases- espectrometría de masas ("pyrolysis-gas-chromatography-mass spectrometry")
SH:	Sustancias húmicas
SIM:	Monitoreo de ión simple ("single ion monitoring")
S:	Azufre
TIC:	Cromatograma del ión total
TMSCHN <sub>2</sub> :	Trimetilsilildiazometano
µm:	Micrometros
uma:	Unidad de masa atómica

## 1.- INTRODUCCIÓN

### **1.1. Características y propiedades de la materia orgánica del suelo (MOS)**

La Materia Orgánica del Suelo (MOS) contiene la mayor cantidad de C de la superficie de la Tierra (2,157-2,293 Pg; Pg =  $10^{15}$  g), el doble del presente en la atmósfera (760 Pg), y de 2 a 3 veces mayor que el de todos los organismos vivientes en el conjunto de ecosistemas terrestres (Batjes, 1996; Prentice et al., 2001). Además, debido a su presencia ubicua y su participación en casi todos los procesos del suelo constituye un factor determinante de la calidad y de la salud de los suelos, un concepto relativamente moderno sobre la funcionalidad del suelo, que se refiere a “las características biológicas, físicas y químicas que son esenciales para una productividad sostenible a largo plazo con el mínimo de impacto ambiental” (Arias et al., 2005).

La MO juega un papel clave en la fertilidad de los suelos como fuente de nutrientes para las plantas y fuente de energía para los microorganismos, y a través de funciones de tipo biológico, químico y físico, derivadas de las muchas y variadas reacciones gobernadas o mediatizadas por la MOS, entre las que se incluyen cambio iónico, oxidación-reducción, capacidad tampón, complejación de metales y adsorción de compuestos orgánicos naturales y/o xenobióticos. De hecho, un aumento de los stock de C en los suelos degradados por la puesta en cultivo es una garantía de aumento de su fertilidad ( 1 T de C = 20-40 kg ha<sup>-1</sup> de trigo), lo que en términos productivistas permitiría asegurar las necesidades alimentarias, sobre todo en la Agricultura de subsistencia del tercer mundo que utilizan pocos aportes externos (Lal, 2004)

Por otra parte, la MO participa en numerosos procesos geoquímicos que inciden en la productividad y preservación de los ecosistemas terrestres, y particularmente estabiliza el suelo frente a la erosión y mediatiza la ecodinámica de contaminantes orgánicos e inorgánicos.

Una característica de la MOS que ha adquirido especial relevancia ambiental en los últimos años es su elevado potencial para secuestrar C de forma estable, principalmente a

través de los procesos de humificación y de formación de complejos organominerales, que conducen o favorecen la formación de formas estables y refractarias de C orgánico.

Las investigaciones sobre **secuestro de carbono en el suelo**, pretende establecer los factores responsables del balance humificación/mineralización, que permitirían diferenciar distintos tipos de suelo en función de su comportamiento como fuente o como sumidero de carbono, y evaluar su trascendencia sobre aspectos atmosféricos que inciden en el cambio climático global. .

Recientemente el papel de la MO estabilizada en los suelos ha sido puesto en alza por su función como sumidero y fuente de CO<sup>2</sup>, gas con efecto invernadero (Ciais et al., 1995; Schimel, 1995; Steffen et al., 1998). El aumento de la concentración de CO<sup>2</sup> atmosférico por la combustión de recursos fósiles y la deforestación constituye hoy en día uno de los grandes problemas ambientales. Para almacenar C y así disminuir la concentración de CO<sub>2</sub> emitido por la actividad humana será necesario intervenir sobre los sumideros de C situados en la biosfera continental. La reserva superficial más grande de C susceptible de reaccionar a los modos de gestión es el suelo, que almacena 1600 Gt de C (Fig.1)

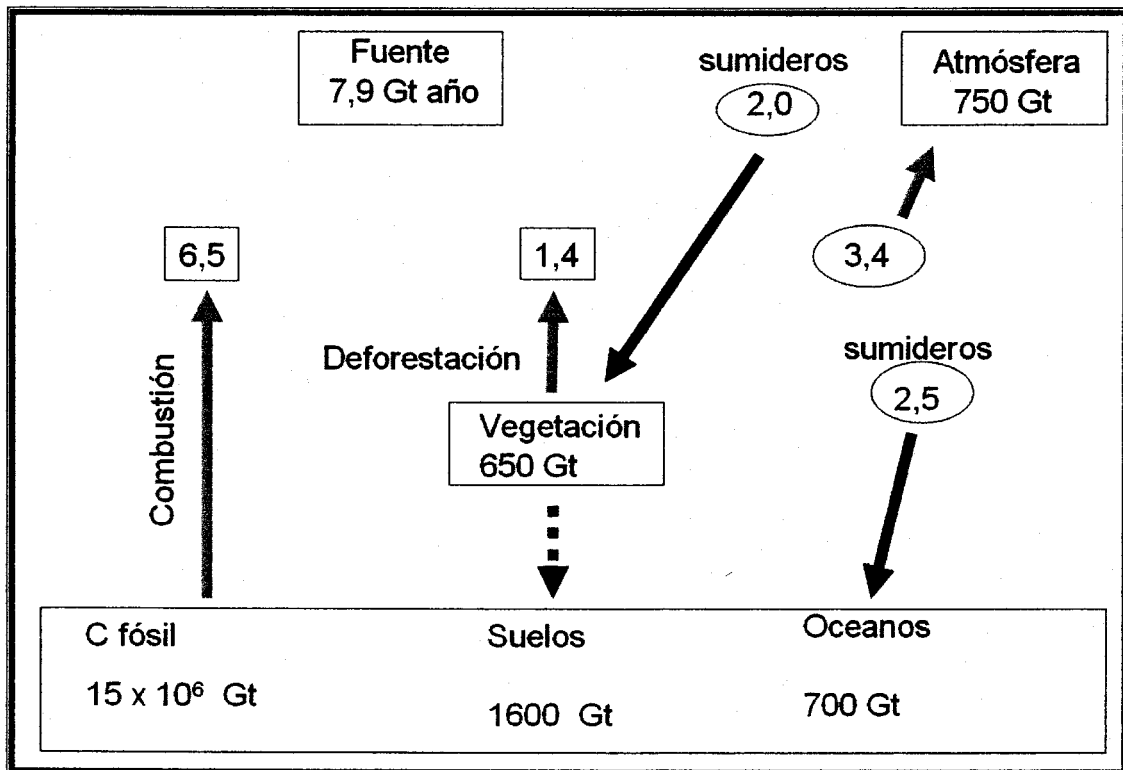


Fig. 1. Esquema del ciclo global del C. Reservas en Gt y flujos en Gt año<sup>-1</sup> (adaptado de IGBP, 1998)

Acortar el almacenaje de C en los suelos agrícolas y forestales por el aumento de las tasas de MOS puede contribuir a alcanzar los objetivos del protocolo de Kyoto en cuanto a la reducción de gases de efecto invernadero (Houghton et al, 1999). Desde un punto de vista cuantitativo el C se acumula actualmente en la atmósfera a un ritmo de 3,4 Gt de C por año (Houghton et al., 2001). En relación con la capacidad global de reserva del suelo, esta cantidad representa un porcentaje muy bajo (0,16 %). No obstante un aumento incluso mínimo del C almacenado en el suelo podría tener consecuencias significativas sobre las concentraciones de CO<sub>2</sub> atmosférico (González-Pérez et al., 2004, y referencias citadas).

Las alternativas que plantea el acuerdo de Kioto para reducir la concentración de gases de efecto invernadero en la atmósfera son la reducción de las emisiones, o su absorción/secuestro en la troposfera. Esta opción, en la que el manejo de suelos y la MOS pueden jugar un importante papel, ha sido priorizada por muchos países por razones económicas y ecológicas. En este contexto, es fundamental el conocimiento de la naturaleza y composición de las formas de MOS y de su dinámica y/o alteración por la influencia de factores externos.

## 1.2. Formas de MOS

La clasificación de la MOS es compleja, ya que comprende una mezcla muy heterogénea de componentes biogénicos, en proporciones y estados evolutivos muy variables. De hecho esta clasificación puede variar si atendemos a criterios de origen, grado de alteración o madurez, grado de estabilidad y residencia en el suelo (*turnover time*), etc., pero de forma genérica se distinguen tres formas principales de MOS: i) los restos vegetales y animales en fase de descomposición microbiana (1-10 %), que se encuentran en forma libre en el suelo o débilmente asociadas a la fracción mineral mediante enlaces lábiles de naturaleza predominantemente física, ii) las sustancias no húmicas (10-40 %), que son compuestos orgánicos clasificables en categorías bioquímicas conocidas, como polisacáridos, ligninas, polímeros lipídicos, proteínas, resinas, pigmentos, etc., que son en su mayoría de origen vegetal, aunque también pueden ser productos de síntesis de la comunidad microbiana, de la que son la principal fuente de energía, y iii) las Sustancias Húmicas (SH) (40-60 %), que constituyen el principal reservorio de C en los suelos.

Por su especial relevancia e interés en relación con los objetivos del presente trabajo, se expone a continuación las características generales y estado actual de conocimientos sobre las SH y los lípidos del suelo, que engloban una parte importante de las sustancias no húmicas

### 1.2.1. Sustancias húmicas

Aproximadamente la mitad de la materia orgánica de los suelos esta formada por las denominadas Sustancias Húmicas (SH), que no son estructuralmente comparables a los constituyentes de la biomasa; se forman en el propio suelo a partir de productos provenientes de la alteración o la biodegradación de los residuos orgánicos (Schnitzer y Khan, 1972). Presentan intensa coloración oscura y alta resistencia a la transformación microbiana. Las sustancias húmicas son relativamente resistente a la biodegradación: pueden presentar tiempos de residencia media en el suelo de varios cientos de años. Constituyen el grupo de formas de carbono más abundante de la superficie de la Tierra (del orden de  $30 \cdot 10^{14}$  Kg). Su composición química es variable, por lo que su caracterización molecular aporta datos de interés acerca de la estabilidad y calidad ambiental de los ecosistemas, de su fertilidad potencial y de la actividad físico químico de los correspondientes suelos (Stevenson, 1982).

El término SH se aplica indistintamente al material soluble en álcalis que está presente en aguas, suelos, y sedimentos, sin que esta generalización (impuesta por razones meramente operativas) implique que las funciones y características de los materiales extraídos de cada uno de estos medios sean idénticas.

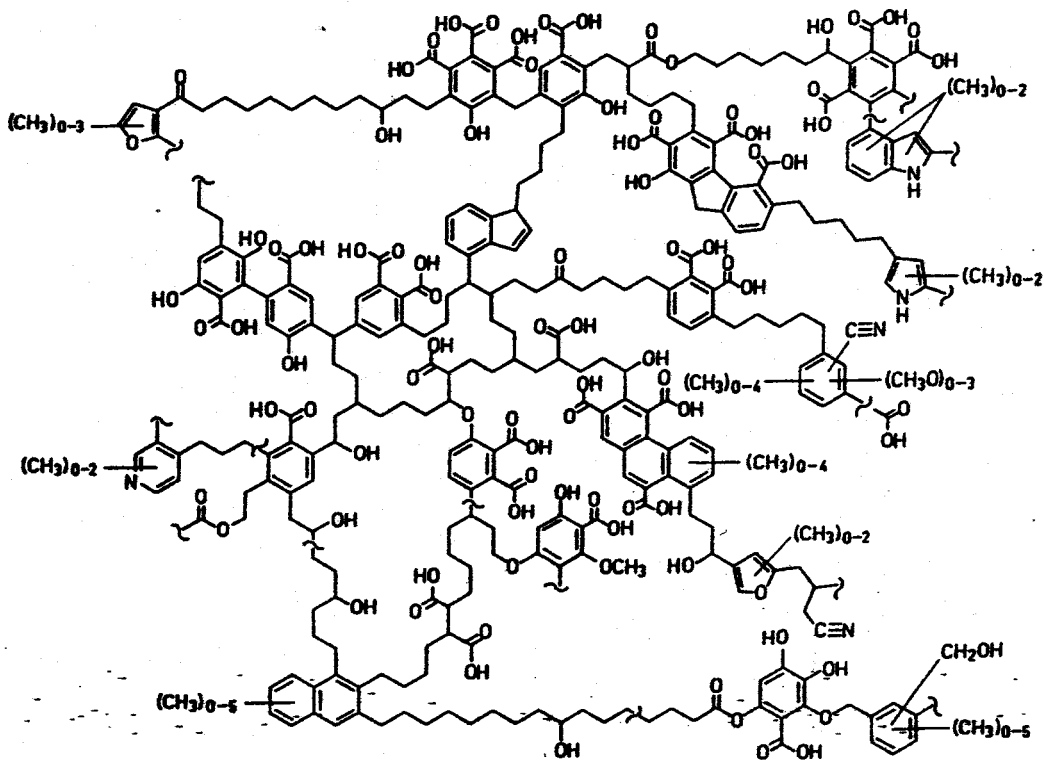
Dependiendo de la solubilidad que presenten en ácidos y álcalis, bajo el término SH se distinguen las fracciones de ácidos fúlvicos (AF), ácidos húmicos (AH) y humina. La primera fracción es soluble en toda la escala del pH, los AH son sólo solubles a pH alcalino y la fracción humina, más análoga al kerógeno en su comportamiento, es insoluble en medios ácido y básico.

Las SH, en general, constituyen un conjunto heterogéneo de sustancias químicamente complejas de origen abiótico, de peso molecular relativamente alto, de color oscuro, con propiedades coloidales e hidrofílicas marcadas, que presentan alta capacidad de intercambio iónico y que en sus estructuras engloban compuestos aromáticos y alifáticos que forman un sistema macromolecular polidisperso. Una descripción simplificada de la composición estructural de las SH en base a las extensas investigaciones llevadas a cabo en las últimas décadas y recogidas en numerosas monografías (Schnitzer y Khan, 1972; Stuermer, 1978; Stevenson, 1982; Aiken et al., 1985; Davies y Ghabbour, 1998; Tan, 2003; Ghabbour y

Davies, 2001, 2004) considera que contienen: i) de 10 a 40% de constituyentes aromáticos con grupos carboxilo, OH-fenólico y metoxilo; ii) de 25 a 40% de estructuras alquílicas derivadas de ácidos mono- y dibásicos, incluyendo OH-ácidos y cadenas ramificadas, y iii) una proporción variable de estructuras O-alquílicas que podrían asimilarse a productos de deshidratación de carbohidratos, taninos complejos, o productos de ciclación y fragmentación de lípidos insaturados (Almendros y Sanz, 1992).

Si bien esta estructura es sólo parcialmente conocida, se admite que la red tridimensional flexible de las SH puede presentar superficies internas hidrófobas, donde tenderían a concentrarse (“encapsularse”) ácidos grasos e hidrocarburos procedentes de la degradación de las ceras y poliésteres vegetales y del metabolismo microbiano, con una disposición parecida a la de las membranas celulares de los sistemas biológicos (Wershaw, 1989; Almendros, 1995; Hesketh et al., 1996).

A lo largo de las últimas décadas se han propuesto muchos modelos para explicar las propiedades de las SH. A medida que se avanza en las nuevas técnicas analíticas se han ido añadiendo detalles estructurales, aunque sigue siendo controvertida la mayor o menor importancia cuantitativa de los grupos aromáticos y alifáticos en su estructura. De esta forma, el paradigma de que la estructura de los AH era principalmente aromática, tuvo que modificarse con la aplicación de las técnicas de NMR de  $^{13}\text{C}$  en solución y en estado sólido (González Vila et al., 1976, 1983; Wilson, 1987; Patience y Wilson, 1990; Schnitzer, 1991; Preston, 1996; Miknis, 1996) y se ha demostrado que las estructuras alifáticas son, en la mayoría de los AH, más importante que los constituyentes aromáticos. En base a los resultados obtenidos mediante técnicas degradativas: pirólisis analítica y oxidaciones químicas (Schulten et al. 1991; Schulten y Schnitzer, 1993; Schulten, 1995), han propuesto el modelo que se muestra en la (Fig. 2) para la estructura de los AH.



**Fig 2. Modelo para la estructura de la macromolécula de AH**

Según este modelo, los AH estarían constituidos por una red flexible de enlaces C-C formada mayoritariamente por anillos aromáticos unidos por largas cadenas alquílicas, y con huecos de diferentes dimensiones en los que podrían “fijarse” compuestos orgánicos (carbohidratos, proteínas, lípidos) e inorgánicos. El oxígeno estaría presente en forma de grupos carboxílicos, OH-fenólicos, OH-alcohólicos y enlaces ésteres y éteres, mientras que el N formaría parte de estructuras heterocíclicas y de nitrilos.

Sein et al., 1999, han propuesto una estructura para los AH aplicando tratamientos de modelización molecular y simulaciones de dinámicas moleculares, que permiten obtener la estructura de menor energía. Dicha estructura presenta un número elevado de centros quirales, y muestra que el enlace amida es fundamental en la oligomerización de los AH, propiciando una estructura estable de hélice, en concordancia con la propuesta con anterioridad por (Wershaw, 1986).

El interés del estudio de las SH deriva en la influencia de estos compuestos en importantes procesos geológicos como la complejación, transporte y deposición de metales y minerales (Kerndorff y Schnitzer, 1980; Christman y Gjessing, 1983), y también en su

capacidad para retener compuestos hidrófobos en su estructura (Schnitzer, 1978; Martín et al., 1987). Se admite asimismo que la elucidación de la estructura molecular de las SH pueden suministrarnos una valiosa información sobre el historial diagenético del suelo/sedimento en que se encuentra, en particular por la capacidad de preservar en su matriz estructural un material “heredado” de la MO original, como se ha sugerido en recientes estudios estructurales realizados sobre la fracción humina (Almendros et al., 1991).

### 1.2.2. Lípidos del suelo

Muchos estudios recientes han relegado a un segundo plano la compleja caracterización de las SH y se han centrado en la abundante información proporcionada por el estudio de los lípidos del suelo (Amblés et al., 1989a,b, 1994; Jaffé et al., 1996; Van Bergen et al., 1997; Bull et al., 2000; Almendros et al., 1996, 2004). A ello ha contribuido la evidencia de un aumento del carácter alifático del suelo en el curso de la humificación, detectada por muchos investigadores (Hempfling et al., 1991; Kögel-Knabner et al., 1992; Baldock et al., 1997; Nierop et al., 2001; Chen y Chiu, 2003).

Los lípidos del suelo representan del 4 al 8 % del C orgánico, aunque en algunos suelos y turbas se encuentran porcentajes mayores del 20 % (Jambu et al., 1978; Preston et al., 1987). En comparación con proteínas y azúcares los lípidos del suelo se consideran relativamente resistentes a la biodegradación, y algunos autores consideran que pueden constituir una fuente de C estable (Almendros y Dorado, 1999). Por sus propiedades hidrofóbicas, juegan un papel importante en las propiedades del suelo, tales como su estabilidad y su capacidad de retención de agua (Jambu et al., 1978, 1983; Dinel y Schnitzer, 1990). Según estudios clásicos, las tasas de lípidos aumentan con la acidez del suelo, y en casos de anaerobiosis y sequedad (Stevenson, 1966; Jambu et al., 1978; Moucawi et al., 1981; Dinel y Schnitzer, 1990; Amblés et al., 1994; Bull et al., 2000).

Una tendencia moderna en el estudio de la fracción lipídica de suelos es la utilidad como biomarcadores. El concepto de biomarcadores, formulado y desarrollado por Eglinton y Calvin en 1967, ha sido ampliamente utilizado en **Geoquímica Orgánica**. Los biomarcadores, también llamados indistintamente “marcadores biológicos”, “trazadores moleculares” o “fósiles moleculares”, son compuestos que guardan una relación inequívoca con sus precursores y pueden relacionarse con productos biosintéticos propios de grupos definidos de organismos. Son pues, específicos de las fuentes biogénicas de la MOS, y por tanto



suministran una información valiosa sobre la estructura del sistema trófico implicado en la formación de la MOS.

El estudio de la composición y distribución de los biomarcadores (la llamada “estrategia de biomarcadores”) ha sido ampliamente utilizado en estudios de prospección de combustibles fósiles, y también para interpretar los cambios que han experimentado los ecosistemas terrestres y marinos, y para explorar las posibilidades de ocurrencia de procesos geoquímicos y cambios ambientales a corto plazo. Este tipo de estudios tiene especial relevancia en investigaciones sobre el cambio climático global, uno de los más importantes retos científicos del momento. Sin duda, conocer las causas, mecanismos y consecuencias de los cambios climáticos que ocurrieron en el pasado, constituye una vía adecuada para la obtención de datos útiles para entender y/o predecir posibles cambios ambientales.

Para definir un compuesto como trazador molecular debe cumplir dos requisitos básicos: i) tener un precursor biosintético específico, y ii) ser lo suficientemente estable como para preservarse dentro del registro de formación del suelo. Los biomarcadores identificados en los suelos pueden provenir de plantas y microorganismos inalterados o no si retienen elementos estructurales que demuestran claramente su origen. Existe un gran número de monografías y trabajos de investigación que describen tipos y usos de biomarcadores en Sedimentos (Philip et al., 1988; Johns, 1986; Killops y Killops, 1993), de gran utilidad para el estudio de biomarcadores en suelos, sobre los que existe aun una escasa bibliografía (Almendros et al., 2004).

En resumen, cabe afirmar que la presencia de marcadores específicos en la MOS proporciona información sobre las condiciones paliclimatológicas de deposición y sobre su origen biológico. Esta aproximación, sin embargo, no permite valorar directamente las proporciones relativas de las diferentes contribuciones de origen biológico, ya que los componentes individuales difieren en su resistencia a la degradación microbiana en los suelos dependiendo de las condiciones ambientales, y por tanto sus abundancias comparativas están influenciadas por la extensión y naturaleza de estas alteraciones.

### 1.3. Dinámica de la MOS. Mecanismos de estabilización de la MOS

El desequilibrio que pueda producirse en el status de la MOS de suelos de cultivo por (a) la exportación de los residuos de cosechas o la desforestación, (b) la incorporación de fertilizantes minerales y enmiendas orgánicas para compensar la pérdida de fertilidad del suelo y (c) la alteración periódica de la estructura del suelo a consecuencia de las prácticas de laboreo, que aceleran la oxidación de la materia orgánica, suponen una transformación continua del suelo que precisa de un control constante para prevenir procesos de erosión, desertificación, compactación o formación de costra.

La corrección de estos desequilibrios requiere la intervención humana para lograr niveles aceptables de productividad. La agricultura convencional, centrada en la productividad, ha ido dando paso a una serie de prácticas para la gestión sostenible de las tierras de labor (Parr et al., 1990). A través de la agricultura de conservación es posible reducir los riesgos de degradación física del suelo, relegando la fertilización mineral y el laboreo intensivo en favor del empleo de fuentes alternativas de materia orgánica que aseguren unas propiedades hidrofísicas favorables del suelo y una acumulación de agua y de nutrientes en formas de lenta liberación, que se pongan a disposición de la planta a lo largo del ciclo del cultivo.

De igual modo podría entenderse cualquier intervención dirigida a mejorar la capacidad del sistema suelo para estabilizar el C. Sin embargo, el potencial de almacenaje de C no es fácil de mejorar. Existen grandes lagunas de conocimiento sobre los mecanismos que controlan este almacenamiento, y sobre todo la dificultad de cuantificar con precisión la mayor parte de estos fenómenos. Estas lagunas no sólo limitan la comprensión del ciclo global del C actual, sino también del pasado y sobre todo del futuro.

El conocimiento y la predicción del tiempo de renovación de la MOS es esencial para prever la evolución de los stock y los flujos de C y N y de las funciones ambientales de los suelos. En los modelos de dinámica del C en el suelo se distinguen frecuentemente tres compartimentos. El C lábil, con un tiempo de residencia de algunos días o algunos años, el C intermedio, con un tiempo de residencia de algunos decenios, y el C estable, con un tiempo de residencia de algunos siglos a millares de años (Parton et al., 1987).

En términos de almacenaje de C, los compartimentos (*pools*) de MOS estables son particularmente interesantes, ya que favorecer su aumento permitiría reaccionar al aumento de CO<sub>2</sub> atmosférico, a la espera de que aparezcan nuevas fuentes de energía menos contaminantes (predicción cifrada en escala de siglos). Sin embargo, por ahora, ningún

método permite aislar los tres *pools* para que puedan ser cuantificados directamente y caracterizados químicamente.

Se distinguen tres procesos principales de estabilización de C en los suelos:

- i) la recalcitrancia debido a una naturaleza química difícilmente degradable por la actividad microbiana (Perenne and Largeau, 2001), que puede ser intrínseca o adquirida,
- ii) la protección física, adquirida por la inclusión de la MO en los agregados del suelo o los microporos, los cuales no son accesibles a los microorganismos (Balesdent et al., 2000; Guggenberger and Kaiser, 2003),
- iii) la protección fisico-química, debida a la interacción MO-minerales, cationes complejantes y/o otras moléculas orgánicas que cambia la estequiometría de las moléculas que componen la MOS o que crean uniones muy fuertes que impiden así un ataque enzimático y su degradación (Baldock and Skjemstad, 2000).

No se ha establecido aun un nexo claro entre la naturaleza química de las sustancias estabilizadas y el propio proceso de estabilización. Faltan conocimientos sobre la contribución relativa de cada uno de los tres procesos en los diferentes tipos de suelos. Esta información es, sin embargo, indispensable para poder adaptar modos de gestión de las tierras aptas para aumentar el stock de C en los suelos. Con el fin de optimizar las estrategias de utilización de las tierras para permitir a los suelos ejercer todas sus funciones, la mayor parte de las cuales están ligadas a la MOS, se deben comprender los factores que determinan los procesos de estabilización y de desestabilización de la MOS.

La recalcitrancia química es una propiedad de la MO ligada a su composición química, que la hace difícilmente degradable por la biomasa microbiana del suelo. Una gran laguna es la imposibilidad de identificar los compuestos orgánicos implicados en la estabilización. El conocimiento estructural puede ayudar a comprender las razones por las que algunos tipos de MO permanecen más tiempo en el suelo que otros.

La estabilización de la MOS depende probablemente de i) la naturaleza de las moléculas vegetales que entran en el suelo, y ii) los procesos edafológicos que se dan en el suelo. Por tanto es necesario comprender el devenir de los precursores de la MOS estabilizada y estudiar la naturaleza química de éstas.

Como un mecanismo de estabilización adicional puede considerarse la llamada “preservación selectiva” puesta de manifiesto en el estudio de la MO fósil (Tegelaar, 1989), compatible con el mecanismo clásico de degradación-recondensación que se admite para la

formación de humus. Una importante parte de los componentes orgánicos (biopolímeros vegetales y microbianos en particular, tales como ligninas, hemicelulosas, suberina, cutina, taninos, algaenanos, etc.) pueden preservarse sin alterarse como material macromolecular asociados a otras formas poliméricas en el suelo. Un caso particularmente interesante desde el punto de vista geoquímico es el de la lignina y el seguimiento de su huella o impronta (signature) a lo largo de las alteraciones de la MOS.

La lignina es una macromolécula tridimensional, formada por unidades de derivados de fenilpropano que se encuentran unidas por enlaces C-C y éter por encontrarse en todas las plantas vasculares, incluyendo las especies herbáceas, la lignina es uno de los precursores mayoritarios de las SH de los suelos/sedimentos. Dependiendo del tipo de vegetación, los componentes básicos de las ligninas varían sensiblemente. Así, en las ligninas procedentes de las gimnospermas predomina el alcohol coniferílico, en las angiospermas hay una mezcla del alcohol coniferílico y del sinapílico y en las gramíneas (angiospermas monocotiledóneas) predominan los alcoholes coniferílico y cumarílico (Fengel y Wegener, 1984).

#### **1.4. La MO en suelos tropicales. Importancia del estudio de la materia orgánica en suelos de Ecosistemas Amazónicos**

La MOS de suelos tropicales cultivados es estable a pesar de que las condiciones climáticas favorecen la degradación rápida de la MO fresca (Stevenson, 1984), es decir, la proporción de C estable es mas elevada en los suelos tropicales en comparación con la de los suelos de climas templados.

De hecho, se han desarrollado sistemas agroforestales que imitan a los bosques húmedos tropicales, asemejando así la cobertura vegetal permanente del suelo, la diversidad de cultivos/planta y el gran volumen de biomasa, parecen ser los más prometedores desde el punto de vista de la sostenibilidad del suelo. El requerimiento más alto de mano de obra y la falta de educación, son probablemente las principales limitaciones, para la adopción de estos sistemas por parte de los agricultores de los trópicos húmedo. Gran parte de los suelos extremadamente infértiles necesitan un sistema de cultivo con un barbecho largo. En la realidad esto no es frecuentemente factible. Técnicamente, una aplicación de fertilizante, moderada, bien espaciada y oportuna (principalmente para más biomasa y así más residuos de cultivos), combinada con la conservación de la materia orgánica de la capa superficial del suelo, podría mejorar las condiciones de enraizado y fertilidad. Generalmente, en los suelos muy ácidos es imperativo el uso de cultivos y cultivares tolerantes al aluminio. Los árboles y

cultivo tales como yuca, piña, caña de azúcar, caucho, algunos pastos, y leguminosas tropicales pueden tolerar porcentajes de aluminio intercambiable hasta aproximadamente 85%. La alternativa de encalado aún sigue siendo práctica más común para disminuir la acidez del suelo; esta práctica ya no se basa en el incremento del Ph del suelo sino en la neutralización del aluminio intercambiable (Kauffman et al., 1998). Así para frenar la depredación de los bosques amazónicos a partir de los años 1980, creció el interés de muchos países a nivel mundial por proteger su permanencia, con la finalidad de conservar la megadiversidad biológica que ellos albergan; ya que al eliminar la cubierta vegetal se desatan impactos en cadena sobre el resto de la riqueza natural: suelos, fauna, agua, y lógicamente las culturas indígenas (GOREU et al., 2005).

Existen aun pocos trabajos sobre la composición química y la estabilización de la MOS en suelos tropicales. Mientras que la composición de las hojarascas (*litter*) en regiones tropicales es similar a la de los climas templados (Zech et al., 1997), la interacción con la fase mineral parece ser el proceso de estabilización más importante en los suelos tropicales (Feller y Beare, 1997).

Los bosques naturales son el principal sumidero o almacén de CO<sub>2</sub>, aunque, una vez alcanzado un equilibrio, este C estabilizado ya no contribuye a la dinámica de flujo de captación de C. No obstante, debido a la concentración más elevada de C en los bosques que en las tierras agrícolas, la deforestación de los bosques tropicales y su conversión en tierras de cultivo y pastos resulta en un flujo neto de C a la atmósfera (Arévalo et al., 2002). Una forma de mitigar este fenómeno es reducir las emisiones de CO<sub>2</sub>, fijándolo y manteniéndolo el mayor tiempo posible en la biomasa vegetal (a través de la fotosíntesis), o capturándolo en el suelo a través de la humificación de la MO mediante prácticas de manejo adecuadas. De esta forma, el uso de sistemas agroforestales o de reforestación planificada, incluyendo el correcto manejo de pastizales mediante el establecimiento de sistemas silvopastorales, pueden secuestrar en promedio 95 toneladas de C por hectárea en 15 años, además de proporcionar bienes y servicios que pueden además evitar la deforestación de aprox. 5 a 20 hectáreas manejadas con sistemas tradicionales (Arévalo et al., 2002).

Otra particularidad de los medios tropicales es el uso de tierras basadas en la práctica de rastrojo, que introduce una composición muy estable de MO, los carbones pirogénicos. Esta línea de investigación, el efecto de los incendios forestales sobre el status de la MOS en diferentes zonas bioclimáticas, es objeto hoy día de especial atención por investigadores de todo el mundo, dada la relevante incidencia medioambiental del fenómeno, recurrente en determinadas formaciones fitosociológicas (bosques marcescentes y savanas) y áreas

geográficas. Se sabe que el fuego favorece la insolubilización irreversible de fracciones coloidales, la acumulación de formas heterocíclicas de N, la neoformación de estructuras aromáticas, la eliminación selectiva de constituyentes alifáticos, de grupos carboxilos y quinonas, etc. (González Vila y Almendros, 2004). Aparte de los efectos destructivos del fuego incontrolado, algunos estudios recientes proponen su importancia en la acumulación de formas recalcitrantes de C (*black carbon*), que supondrían un sumidero importante de C en el ciclo biogeoquímico global (González-Pérez et al, 2005).

Los Ecosistemas Amazónicos son fundamentales para la regulación del ciclo biogeoquímico del C a escala planetaria por su importancia como **sumideros y fuentes de CO<sub>2</sub> atmosférico**, y por tanto en el balance entre mitigación y emisión.

La mitigación se produce por la fijación de C en la vegetación por la actividad fotosintética, y por su secuestro en los suelos por los procesos de humificación, mientras la emisión se da por la práctica de sistema de uso y gestión inadecuada, como la deforestación y quema incontrolada de bosques.

Se asume que el 45% de biomasa vegetal seca es C, lo que significa que en los bosques existe una acumulación de C que no es liberado a la atmósfera. En los bosques tropicales la biomasa seca puede variar entre 150 y 382 t/ha, por lo que la capacidad de almacenamiento de C varía entre 67.5 y 171 t/ha (Arévalo et al., 2002). Generalmente para estimar los flujos de C en t/ha/año, se selecciona diferentes sistemas de uso de la tierra con antecedentes (tiempo de uso principalmente) bien conocidos. Estos van desde los bosques primarios, áreas quemadas para cultivos anuales o plantaciones perennes, bosques secundarios de diferentes edades, pastos, sistemas agroforestales, barbechos mejorados, sistemas silvopastoriles, etc. En todos estos sistemas se determina el C almacenado en una cierta cantidad de biomasa por ha, la cual esta en función de su heterogeneidad, dependiente de las condiciones del suelo y clima (Arévalo et al., 2002).

Los flujos de C entre la atmósfera y el suelo cumplen una función clave en el funcionamiento del ciclo global de C, ya que cualquier perturbación de los procesos que los regulan pueden modificar la concentración de CO<sub>2</sub> atmosférico. De hecho, entre las actividades que aumentan la emisión de este gas a la atmósfera destacan los cambios de uso del suelo y su sobreexplotación, particularmente la deforestación y prácticas de manejo forestal intensivo, habituales en la Amazonía. En ambos casos se alteran considerablemente las propiedades y condiciones ambientales del suelo (Munson et al., 1993; Merino et al., 1997a), repercutiendo en la actividad microbiana (Bauhus y Barthel, 1995) y, por

consiguiente, en la descomposición y dinámica de la MO (Cortina y Vallejo, 1994; Mattson y Swank, 1989; Brumme, 1995).

La deforestación de los bosques tropicales es un componente mayor del ciclo de C y tiene profundas implicancias para la biodiversidad. La conversión de los bosques en tierras de cultivo y pastos, resulta en un flujo neto de carbón a la atmósfera debido a que la concentración del carbón en los bosques es más alta que en los cultivos en tierras agrícolas que los reemplazan (Arévalo et al., 2002). Se ha comprobado que las emisiones de CO<sub>2</sub> pueden aumentar considerablemente después de la tala (Houghton et al., 1983; Hendrickson et al., 1985; Mattson y Swank, 1989). Las diferentes respuestas correctoras están relacionadas con la modificación de las condiciones ambientales del suelo después de la retirada de la cubierta arbórea, en parte determinadas por los diferentes tratamientos que pueden recibir las grandes cantidades de residuos generados por la corta (Pérez et al., 1998).

## **2. Hipótesis de trabajo y Objetivos**

La actual concentración del CO<sub>2</sub> atmosférico es aproximadamente un 30 % mayor que la existente en la época preindustrial. Si la tendencia de emisión de CO<sub>2</sub> antropogénico continua al ritmo actual, la concentración de CO<sub>2</sub> atmosférico se doblará hacia mediados del siglo XXI, y los 7.4 Pg (Pg = 10<sup>15</sup> g) emitidos a la atmósfera en 1997, alcanzarán 26 Pg/año hacia 2100. Este incremento de CO<sub>2</sub>, el principal responsable del llamado “calentamiento global” y de sus graves consecuencias ambientales, constituye una preocupación fundamental para la sociedad. De ahí que en el acuerdo de Kioto (1997), los países industrializados se comprometieran a reducir la emisión de CO<sub>2</sub> (de gases de “efecto invernadero” en general) a la atmósfera, bien mediante la reducción de las emisiones o bien mediante su absorción/secuestro en la troposfera, una opción que priorizan muchos países por razones económicas y ecológicas.

El suelo contiene unas tres veces más carbono (C) que el almacenado en la atmósfera y en los seres vivos del planeta. Además, su potencial para secuestrar C de forma estable es muy alto, principalmente a través de los procesos de humificación y de formación de complejos organominerales, que favorecen la estabilidad de las formas de C orgánico. Mediante prácticas adecuadas de manejo forestal y agrícola es posible aumentar de forma significativa los contenidos C en el suelo, y propiciar los procesos que conducen a la inmovilización y estabilización (secuestro) de formas de C y N.

Los ecosistemas amazónicos están considerados como uno de los principales sumideros de CO<sub>2</sub> atmosférico. Sin embargo, su potencial de almacenamiento de C en suelos y sedimentos está negativamente afectado por sistemas de uso poco adecuados. En particular, las actividades de deforestación y la quema de bosques están afectando gravemente a la conservación de la biodiversidad del planeta, al incremento de gases con efecto invernadero, y a una importante reducción del potencial de secuestro de C. En general, en las zonas amazónicas del Perú, existe muy poca información sobre el potencial de secuestro de C en los suelos, e igualmente son escasos los conocimientos sobre el efecto de las prácticas agrícolas y forestales en dicho fenómeno. La adquisición de estos conocimientos, imprescindibles hoy día para la correcta gestión de los recursos no renovables del Perú, constituye el principal objetivo de esta Tesis, que parte de las siguientes hipótesis de trabajo:

- el conocimiento de la MOS, y de la fracción de AH en particular, desde el punto de vista estructural suministra información sobre los mecanismos y procesos que inciden en la acumulación y estabilización de formas refractarias de MO
- la cantidad y “calidad” de la MOS puede modificarse mediante prácticas adecuadas de manejo de suelos, que pueden conducir a aumentar de forma significativa el contenido de C en el suelo, y/o propiciar los procesos de estabilización (secuestro) de C.

### **Objetivos concretos**

En el presente trabajo de Tesis Doctoral se lleva a cabo un estudio integrado de la Materia Orgánica (MO) en suelos representativos de Ecosistemas Amazónicos del Perú, específicamente del Departamento de Ucayali (zona de Pucallpa), sometidos a diferentes sistemas de uso y manejo, con el objetivo de evaluar la importancia de estos ecosistemas en el almacenamiento del C en sistemas tropicales.

En términos más generales, este estudio permitirá adquirir nuevos conocimientos científicos sobre los mecanismos y procesos que inciden en la acumulación y estabilización de formas refractarias de MO, y contribuirá al mejor conocimiento de los ciclos biogeoquímicos de C y N.

Los objetivos específicos del estudio se resumen en los siguientes puntos:

- a) caracterización global de los suelos y subsuelos mediante parámetros físico-químicos



- b)** estimación cuantitativa de las diferentes formas de MO presentes en los suelos seleccionados, y en particular de las formas más refractarias (sustancias húmicas) para evaluar el C orgánico secuestrado en ecosistemas amazónicos del Perú
- c)** aislamiento y caracterización molecular de sustancias húmicas para evaluar posibles relaciones entre características estructurales y grado de resiliencia, y su potencial como sumidero de C.
- d)** aislamiento y análisis de composición de las fracciones lipídicas, para identificar compuestos biomarcadores que permitan identificar trazadores moleculares de cambios de uso del suelo en las áreas de estudio, y el registro de cambios climáticos y ambientales acaecidos en épocas recientes.

### 3. PARTE EXPERIMENTAL

#### 3.1. Descripción de la zona de estudio

##### 3.1.1. Ubicación geográfica y extensión del Departamento de Ucayali

El Perú, está situado en la parte central occidental de América del Sur, sobre la costa del Océano Pacífico, entre los  $81^{\circ}19'35''$  y  $68^{\circ}30'11''$  de longitud oeste y desde los  $0^{\circ}01'48''$  a  $18^{\circ}21'05''$  de latitud sur. El territorio peruano tiene una extensión de  $1.285.215 \text{ Km}^2$  de superficie (y un mar territorial de  $300.000 \text{ Km}^2$ ), y está recorrido de sur a norte por la Cordillera de los Andes, configurando tres regiones naturales: La **Costa**, que es una estrecha franja desértica; la **Sierra**, de grandes montañas y estrechos valles, y la **Selva** que forma parte del gran territorio amazónico. La Selva con  $75.686.560 \text{ ha}$  constituye el  $58,89\%$  de la superficie continental y comprende longitudinalmente la **Selva Alta** y la **Selva Baja** y latitudinalmente las **Selvas Norte, Central y Sur**.

La Región Ucayali cuenta con una superficie territorial de  $10.241.055 \text{ ha}$ . Se encuentra ubicada en la parte centro oriental, entre las coordenadas  $07^{\circ}20'23''$  y  $11^{\circ}27'35''$  de latitud sur y desde los  $70^{\circ}29'46''$  a  $75^{\circ}58'08''$  de latitud oeste del meridiano de Greenwich. En las figuras 3a y 3b se presentan los mapas de localización del Dpto. de Ucayali en el Perú, y de las provincias que lo componen.

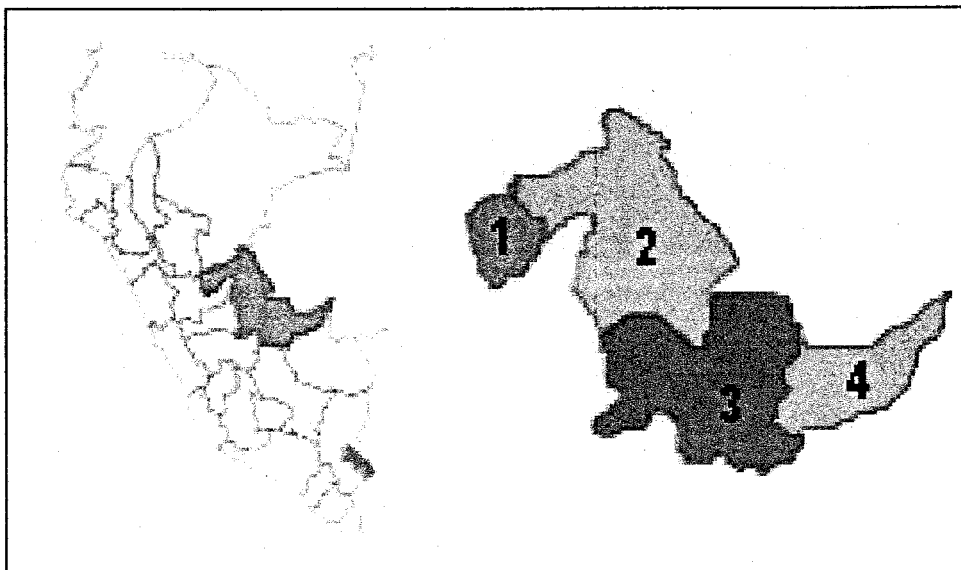


Fig. 3a.- Ubicación del departamento de Ucayali en el Perú

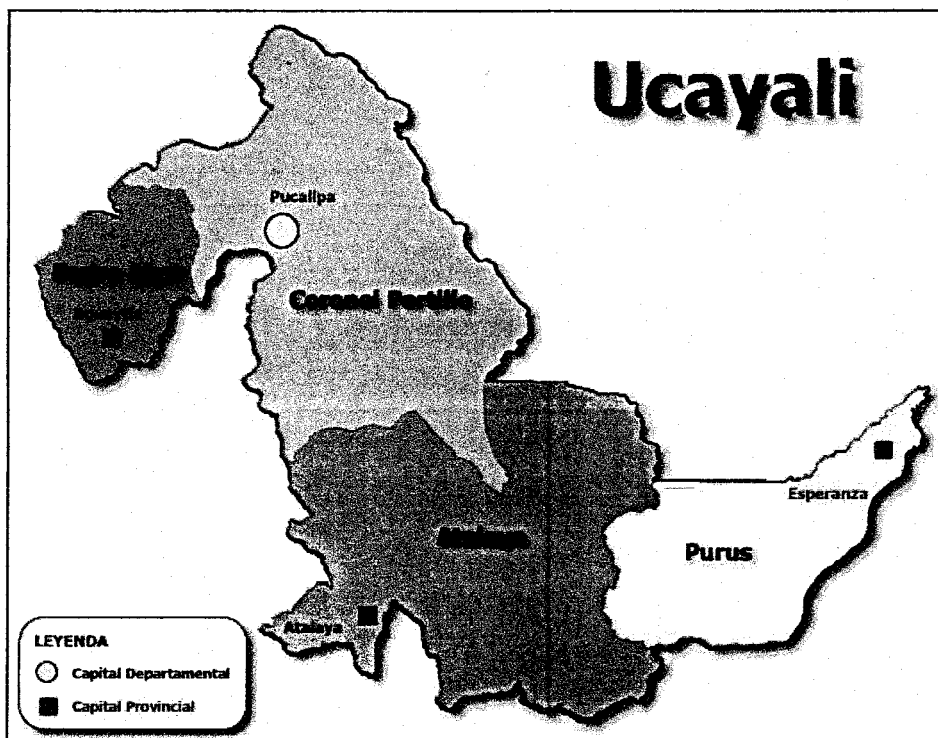


Fig. 3b.- Mapa político de Ucayali con sus cuatro provincias

### 3.1.2. Fisiografía del área de estudio y características generales de los suelos

En la zona de influencia del río Ucayali se localiza una llanura aluvial, caracterizada por una compleja sucesión de orillas, islas y terrazas bajas, principalmente. En esta zona los suelos son predominantemente **Entisoles**, con reacción casi neutra y de mayor fertilidad natural que los suelos de altura. Los Entisoles, que ocupan el 17 % de la región amazónica, son suelos jóvenes de perfil poco diferenciado (horizonte A incipiente). En la Región Ucayali estos suelos están ubicados en los márgenes de los ríos Ucayali, Aguaytía, San Alejandro y Utuquinía. Son suelos aluviales, que se forman por la acumulación de sedimentos recientes depositados por las aguas de los ríos y lagunas, y se caracterizan por la remoción de los materiales depositados año a año. Los principales suelos aluviales, de acuerdo al nivel de inundación del río son los siguientes:

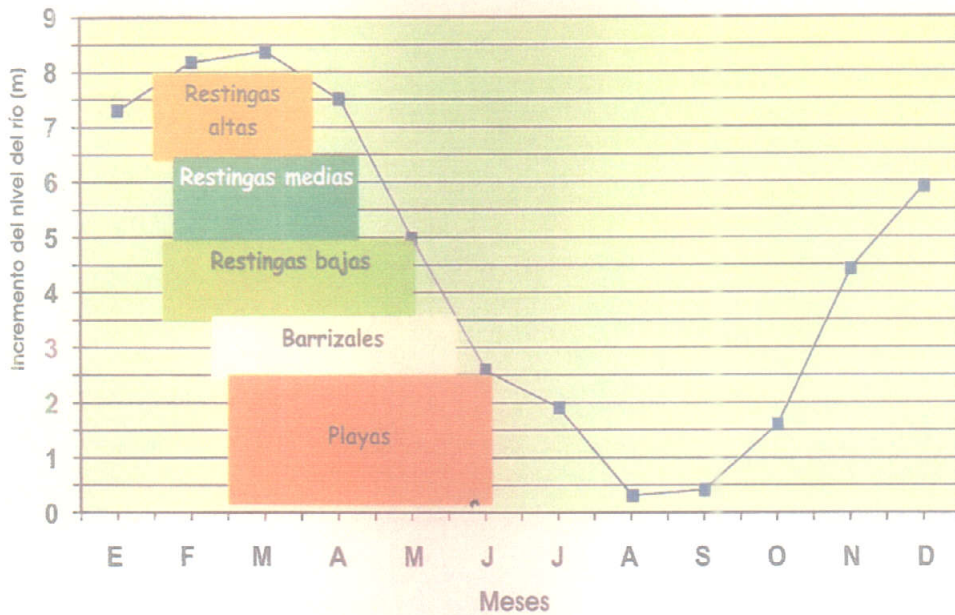
- a) **Restingas**, que son las formaciones de tierras más altas de la llanura aluvial que se forman durante la época de inundación. El agua cargada de sedimentos se desborda del canal formando restingas de diferentes formas, que se extienden casi continuamente a lo largo de la ribera. Son depósitos de sedimentos finos (limo y arcilla) que se acumulan en capas durante la crecida. Las restingas se clasifican en bajas, medias y altas según el nivel de agua que las cubre. Las restingas bajas son cubiertas por una crecida del nivel del río de 4 m. Las restingas medias con crecida del nivel del río de 9 m. y las restingas altas pueden considerarse suelos de altura si las crecientes más altas

de 10 a 11 m. no cubren estos complejos aluviales. Formaciones similares reciben el nombre de **tahuampas y tipishcas** (lagos alargados). Las primeras cubren más áreas de la llanura aluvial que otras formaciones de terreno, constituyendo la parte de la llanura que se extienden entre las restingas a menor elevación que éstas, pero a mayor que las tipishcas. El agua inunda las tahuampas por un período de 5 a 10 meses, con profundidades de 3 a 6 m. y que casi siempre están entre dos restingas. Las **tipishcas** frecuentemente interrumpen el patrón de la llanura aluvial de restingas y tahuampas. Las más grandes e impresionantes son las que forman los atajos de un meandro alargado, estas se extienden en grandes curvas de 10 a 15 km. de largo. Las tipishcas más comunes se forman por el movimiento lateral del río Ucayali, las que se encuentran circundadas por un lado por tahuampas o restingas.

- b) **Barrizales**, son depósitos de sedimentos finos (limo y arcilla) en las márgenes del río que se acumulan en la época de creciente. La cantidad y calidad del barrizal depende de la magnitud de la creciente, calidad de las partículas que arrastra el río, suelo que erosiona, volumen de agua que acarrea, velocidad de la corriente, etc. Los barrizales son suelos profundos y no presentan horizontes.
  
- c) **Playas**, son depósitos de sedimentos gruesos (arena) que dependen del nivel de la creciente, velocidad de la corriente y suelo erosionado (ver Fig. 4). Generalmente son móviles porque pueden aparecer por una zona y luego desaparecer por años. Las playas son suelos profundos, la cantidad y calidad depende del recorrido, caudal y configuración del río.

Todos estos suelos aluviales pueden clasificarse dentro del grupo de los Entisoles (Hidalgo et al., 2003).

La Fig. 4 muestra una representación de la formación de suelos aluviales en relación con la crecida anual del río Ucayali. En la época de menor precipitación (mayo a setiembre), se extienden largas playas y barrizales, formados por sedimentos depositados por el río en la parte interna del meandro. Las restingas están en un sitio más alto que las playas y barrizales. Las playas de decenas y aún cientos de hectáreas de extensión permanecen sin agua de 5 a 6 meses y son menos estables que otras formaciones de tierras que están sujetas a variaciones de año a año (Hidalgo et al., 2003).



**Fig. 4. Formación de suelos aluviales en relación a la creciete anual del río Ucayali**

Formando un gradiente altitudinal creciente con respecto a restingas, playas y barrizales se encuentran suelos de terrazas medias, lomas y colinas, predominantes en la Amazonía peruana. Las terrazas medias son de origen aluvial antiguo, presentan una fisiografía irregular caracterizados por superficies planas, y en algunos casos con ligeras depresiones que dan lugar a la formación de los aguajales, ecosistemas típicos de estas áreas. En las zonas montañosas los suelos son muy superficiales y con un gran potencial de erosión hídrica (Rodríguez et al., 1996).

Estos suelos son de tipo **Ultisol e Inceptisol**. **Los Ultisoles** son suelos rojos y amarillos, evolucionados, incluso degradados por su uso, con horizontes bien diferenciados que se caracterizan por ser ácidos, con problema de toxicidad de aluminio y de baja fertilidad natural. Son suelos usualmente profundos y bien drenados, exhibiendo un marcado incremento del contenido de arcillas con la profundidad, localizándose usualmente en laderas susceptibles a la erosión.

Ocupan el 65 % de la región Ucayali, y se encuentra tanto en los terrenos de altura de la Selva Baja como en las terrazas antiguas o laderas de la Selva Alta (Rios, 1985). Predominan en los suelos de altura como de Campo Verde, los márgenes de la carretera Pucallpa-Aguaytía, Campo Verde-Nueva Requena, Neshuya-Curimaná, etc., y una parte de estos suelos están en los aguajales.

**Los Inceptisoles** ocupan el 14 % de la Selva Peruana. Son suelos también jóvenes, que muestran diferenciación de horizontes. Gran parte de estos suelos están en algunos aguajales u otras áreas mal drenadas y también en zonas escarpadas

La **vegetación** está constituida por bosques heterogéneos dispuestos en diferentes estratos (Polo y Muñoz, 1982). Así, tenemos que en las tierras bajas inundables o "aguajales" domina la formación de palmeras denominada aguaje, como también especies como cumala, shebón, capirona, yarina. En las terrazas bajas no inundables, especies como moena y abundantes especies arbustivas. En las áreas adyacentes a los ríos, predominan especies como el cetico, oje, etc. Los cultivos alimenticios predominantes en orden de importancia son arroz, maíz, frijol yuca, plátano, y cítricos. En las áreas dedicadas a la ganadería, las especies de pastos más difundidos son torourco, yaraguá, kudzú, braquiaria, y leguminosa Pucallpa I (Díaz, 1984).

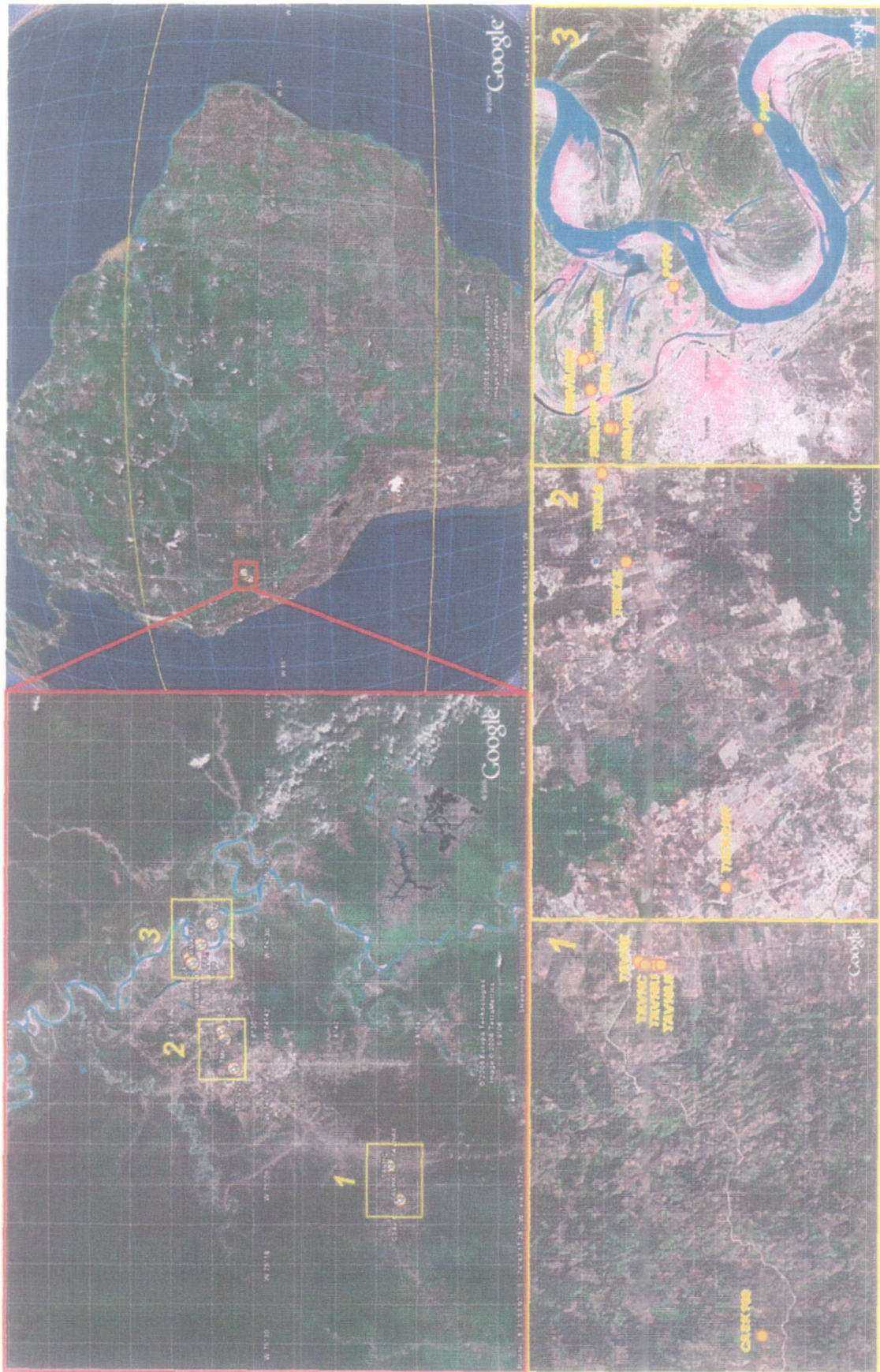
En el Anexo 1 se incluye una descripción detallada del medio físico del Dpto. de Ucayali, incluyendo la geología, ecología e hidrología de la zona, así como una extensión de los datos sobre vegetación.

### 3.1.4. Descripción de las zonas de muestreo y características de los perfiles de suelos seleccionados para el estudio

Los suelos para este estudio han sido muestreados en un área situada en la Selva Baja que ocupa una superficie de 694.688 Km<sup>2</sup>; comprendiendo los distritos de Callería, Yarinacocha y Campo Verde de la Provincia de Coronel Portillo, y el distrito de Irazola de la provincia de Padre Abad, jurisdicción de la Región de Ucayali. En la tabla 1 se presentan las coordenadas de las muestras y en la Figura 5 el mapa de localización geográfica de las muestras de suelos estudiadas. En la tabla 2 se describen las características generales de los suelos. Los códigos asignados a cada suelo describen el tipo de unidad fisiográfica (B:barrizal, P:playa, R:Restinga, T:terrazza, y C:colina), la localización del perfil (VA:Vista Alegre, NJ:Nueva Juventud, etc.), la práctica agrícola en algunos casos (ML: maíz-leguminosa, FF:frijol-frijol, etc), y la profundidad a la que se ha tomado la muestra (1:0-20 cm, 2: 20-40 cm).

**Tabla 1: Localización georeferenciada de los suelos estudiados**

Referencia	UTM	UTM	Geográficas	Geográficas
	metros	metros	Longitud	Latitud
BVA	550850	9077708	74 32 17.4W	8 20 36.3S
PNJ	560300	9071780	74 27 08.2W	8 23 48.9S
PFPP	554589	9074842	74 30 15.1W	8 22 09.4S
RMVAML	551994	9077956	74 31 40.0W	8 20 28.1S
RMVAMM	551994	9078056	74 31 40.0W	8 20 24.9S
RMAPFF	549520	9077146	74 33 00.9W	8 20 54.6S
RMAPMM	549520	9077046	74 33 00.9W	8 20 57.9S
TMK21	530895	9068877	74 43 09.7W	8 25 24.4S
TMK25	528621	9068300	74 44 24.0W	8 25 43.3S
TACV2NR	520698	9065836	74 48 43.1W	8 27 03.7S
TAVHAI	494168	9023980	75 03 10.9W	8 49 46.8S
TAVHAI	494117	9023958	75 03 12.6W	8 49 47.5S
TAVHE	494256	9024146	75 03 08.0W	8 49 41.4S
TAVHC	494175	9023910	75 03 10.7W	8 49 49.0S
CSAK100	484952	9021132	75 08 12.7W	8 51 19.4S



**Fig. 5. Localización de las muestras de suelos sobre imágenes de satélite de la zona de Ucayali, Perú (de Google Earth)**



Las características generales de los perfiles de suelo donde se han tomado las muestras se describen a continuación. Se incluye igualmente una imagen ilustrativa de cada zona.

**Suelo barrizal (BVA-1) (BVA-2).**

Localización: Caserío Vista Alegre, margen izquierdo río Ucayali, frente al Puerto del Mangual-Base Naval

a.s.n.m.:150 m

Vegetación principal: Gramalote

Otra vegetación: Pájarobobo

Descripción: Suelo que al inicio no presenta vegetación, apareciendo esta a partir de la segunda a tercera semana después del estiaje (salida del agua), suelo que en el año 2001 fue playa , por cambio de curso del río se acumuló barro de una profundidad de casi 1 m con una textura franca-arcilla-limoso; sin perfiles definidos (suelo aluvial) relativamente plano y que están en las orillas de los ríos amazónicos; suelo que por dos años consecutivos se sembró arroz.



**Suelo playa (PNJ-1) (PNJ-2).**

Localización: Caserío Nueva Juventud (ubicado en una isla), margen derecho río Ucayali, frente a la localidad de Éxito, agua arriba de Pucallpa.

a.s.n.m.: 150 m

Vegetación principal: Gramalote

Otra vegetación: Pájarobobo

Descripción: Suelo de textura Franco-Arenoso con más de 1 m de profundidad, de 1 a 2 meses del estiaje, presenta vegetación, sin perfiles definidos (suelo aluvial) relativamente plano y que están en las orillas de los ríos amazónicos, pudiendo ser playas altas en el mes de mayo o bajas en los meses junio y julio, dependiendo de la época en que aparecen. Suelo que por dos años consecutivos se sembró Chiclayo.

**Suelo playa (PFPP-1) (PFPP-2).**

Localización: Frente Puerto Pucallpa, margen derecho río Ucayali

a.s.n.m.: 150 m

Vegetación principal: Gramalote

Descripción: Suelo de textura Franco-Arenoso con más de 1 m de profundidad, sin perfiles definidos (suelo aluvial) relativamente plano y que están en las orillas de los ríos amazónicos, es una playa media baja y que propensa inundaciones. Suelo que por dos años consecutivos se sembró chiclayo.



### **Suelo restinga media (RMVAML-1) (RMVAML-2)**

Localización: Vista Alegre, margen izquierdo río medio Ucayali, frente al Ex-Puerto el Mangual

a.s.n.m.: 150 m

Vegetación principal: Marcosacha y gramalote.

Otra vegetación: Cañabrava, cetico, otros

Descripción: Suelo de textura Franco-Arenoso, plano y húmedo, que bien pueden estar cerca o un poco alejado de los ríos, en algunos casos pueden ser profundo o medianamente profundo, encontrándose capas que pueden ser de puro barro y otras capas con arena, son suelos de mayor actividad agrícola, se puede sembrar maíz, frijol, yuca, camu camu, arroz, etc; suelo que por 3 años consecutivos se sembró maíz y el año 2003 se sembró maíz-leguminosa.



### **Suelo restinga media (RMVAMM-1) (RMVAMM-2).**

Localización: Vista Alegre, margen izquierdo río medio Ucayali, frente al Ex-Puerto el Mangual.

a.s.n.m.:148 m

Vegetación principal: Marcosacha

Otra vegetación: Gramalote

Descripción: Suelo de textura Franco-Arenoso, plano y menos húmedo a RMVAML, lo demás es idem a RMVAML, con la única diferencia en el uso del suelo que por cinco años consecutivos se sembró maíz.

**Suelo restinga media alta (RMAPFF-1) (RMAPFF-2).**

Localización: Pacacocha (distritoYarinacocha), margen izquierdo río Ucayali y el Ex Puerto Mangual-Pucallpa

a.s.n.m.: 145 m

Vegetación principal: Marcosacha

Otra vegetación: Gramalote, nudillo, cetico y cañabrava

Descripción: Suelo de textura Franco-Arenoso, plano, menos húmedo a RMVAML, que bien, que bien pueden estar cerca o un poco alejado de los ríos, en algunos casos pueden ser profundo o medianamente profundo, encontrándose capas que pueden ser de puro barro y otras capas con arena, son suelos de mayor actividad agrícola, se puede sembrar algodón, maíz, frijol, yuca, camu camu , arroz, etc; La vegetación es más variable (siendo la original purma con predominio de cetico), eventualmente dependiente del tipo de creciente puede ser inundado o no, suelo que por dos años consecutivos se sembró frijol. Se tomó otra muestra del mismo suelo de profundidad 20-40 cm



**Suelo restinga media alta (RMAPMM-1) (RMAPMM-2).**

Localización: Pacacocha (distrito Yarinacocha), margen izquierdo río Ucayali y el Ex Puerto Mangual-Pucallpa

a.s.n.m.: 142 m

Vegetación principal: Gramalote

Otra vegetación: Marcosacha y nudillo

Descripción: Suelo de textura Franco-Arenoso, menos húmedo a RMVAML, que bien pueden estar cerca o un poco alejado de los ríos, en algunos casos pueden ser profundo o medianamente profundo, encontrándose capas que pueden ser de puro barro y otras capas con arena, son suelos de mayor actividad agrícola, se puede sembrar maíz, frijol, yuca, camu camu, arroz, etc; La vegetación original es purma con predominio de cetico, dependiendo del tipo de creciente puede ser inundado (desde el mes de enero a marzo) o no inundados (desde el mes de abril a diciembre). Suelo que el año 2003 se sembró maíz.



### **Suelo terraza media (TMK21-1) TMK21-2).**

Localización: Carretera Federico Basadre km. 21.0 a la margen derecha entre Pucallpa-Lima.  
a.s.n.m.: 160 m

Vegetación principal: Torourco

Otra vegetación: Rabo de zorro

Descripción: Pastos mejorados que fueron degradándose como consecuencia del pastoreo de animales (ganado vacuno, equino, ovino). Apareciendo finalmente el complejo de pasto natural y torourco. (



### **Suelo terraza media (TMK25-1) (TMK25-2).**

Localización: Carretera Federico Basadre km. 25.0 entrada el Porvenir a la margen derecha entre Pucallpa-Lima.

a.s.n.m.: 180 m

Vegetación principal: Palmeras: Aguaje, inayuca, yarina, shapaja, e Irapay.

Otra vegetación: Herbácea y arbustiva

Profundidad de suelo: (0-20 cm)

Descripción: Suelos inundables que solamente crecen especies de palmeras como el aguaje; suelo relativamente plano muy húmedo donde predominan las palmeras (aguajal) y algunas especies herbáceas como el nudillo.

**Suelo terraza alta (TACV2NR-1) (TACV2NR-2).**

Localización: Campo Verde Carretera Nueva Requena km. 2.0 a la margen derecha  
a.s.n.m.:190 m.

Vegetación principal: Palmeras: Aguaje, Inayuca, Yarina, Shapaja, e Irapay

Otra vegetación: Herbácea y arbustiva

Descripción: Suelo relativamente ondulado, húmedo, donde predomina las palmeras y  
arbustivas como atadijo, sachayute, etc.



**Suelo terraza alta (TAVHI-1) TAVHI-2).**

Localización: Centro poblado Von Humboldt, a la margen izquierda carretera Pucallpa-Lima  
km. 86.0

a.s.n.m.: 220 m

Vegetación principal: Sangre de Grado, tornillo, Capirona y guaba

Otra vegetación: Pijuayo, anona, piña, guanábana, daledale, caña de azúcar, cítricos: Naranja,  
limon, toronja, y mandarina

Descripción: Suelo en sistema de producción Agro-bosque I, manejo de sangre de grado para  
látex, asociado con tornillo, capirona, guaba, pijuayo, anona, piña, guanábana, daledale, caña  
de azúcar, cítricos con abonos orgánicos: gallinaza y compuestos vegetales, sin cobertura.

**Suelo terraza alta (TAVHII-1) (TAVHII-2).**

Localización: Centro poblado Von Humboldt, margen izquierda Ctra. Pucallpa-Lima km 86.0  
a.s.n.m.: 220 m

Vegetación principal: Tahuarí amarillo, shihuahuaco, tornillo, quillobordon colorado y caoba  
Otra vegetación: Mucuna

Profundidad: (0-20 cm)

Descripción: Suelo en sistema de producción Agro-bosque II, ensayo con 5 especies forestales mencionados en vegetación principal, con abonos orgánicos: gallinaza + compost vegetal (1kg.) +200 g. de roca fosfórica, con cobertura de mucuna.

**Suelo terraza alta (TAVHE-1) (TAVHE-2).**

Localización: Centro poblado Von Humboldt, margen izquierda Ctra. Pucallpa-Lima km 86.0  
a.s.n.m.: 220 m

Vegetación Principal: Shihuahuaco, Tahuarí amarillo, estoraque, Capirona, quillobordon colorado, Huayruro rojo y Caoba.

Otra Vegetación: Kudzú

Descripción: Suelo aplicado requerimientos edafológicos de especies forestales, ensayo con 7 especies forestales mencionados en vegetación principal, tratados con abono orgánicos: gallinaza, humus de lombriz, compost Vegetales (1kg) +200 gr. de roca fosfórica, con cobertura de kudzú.

**Suelo terraza alta (TAVHC-1) . (TAVHC-2).**

Localidad: Centro poblado Von Humboldt, margen izquierda Ctra. Pucallpa-Lima km 86.0  
a.s.n.m.: 220 m

Vegetación Principal: Castaña, pumaquiro, caoba, pijuayo

Otra Vegetación: Kudzú y centrosema

Descripción: Suelo aplicado para la introducción de castaña en sistemas silvo-pastoril, castaña asociada con pumaquiro, caoba y pijuayo (para fruto), donde no se aplico abonos orgánicos, con cobertura de kudzú y centrosema





**Suelo colina alta (CSAK100-1) (CSAK100-2)**

Localidad: San Alejandro, a la margen derecha carretera Pucallpa-Lima km 100.0  
a.s.n.m.: 340 m

Vegetación principal: Maíz y Pijuayo

Otra vegetación: Arrocillo, matico y brachiaria

Descripción: Suelo relativamente alto accidentado, que presenta plantaciones de pijuayo y que por dos años consecutivos se sembró maíz; también existe otro tipo de vegetación como brachiara, caña carrizo, cortadera, arrocillo, guaba, y algunas palmeras.



**Tabla 2. Descripción de zonas de muestreo y características generales de los suelos**

Nº	CODIGO	PROF. (cm)	UNIDAD FISIOGRAFICA	LOCALIZACIÓN	ORDEN	PRACTICA AGRÍCOLA	VEGETACION	OBSERVACIONES
1	BVA-1	0-20	Barrizal	Vista Alegre	Entisol	Arroz-Arroz	Gramalote y pájarobobo	
2	BVA-2	20-40						
3	PNJ-1	0-20	Playa	Nueva Juventud		Chiclayo	Gramalote y pájarobobo	Muy aisladamente
4	PNJ-2	20-40						
5	PFPP-1	0-20						
6	PFPP-2	20-40						
7	RMVAML-1	0-20	Restinga Media	Vista Alegre		Maíz-Leguminosa	Marcosacha y gramalote	Leguminosas de grano (menestras)
8	RMVAML-2	20-40						
9	RMVAMM-1	0-20	Restinga Media Alta	Pacacocha		Maíz-Maíz	Marcosacha, gramalote, nudillo, cetico, otros.	
10	RMVAMM-2	20-40						
11	RMAPFF-1	0-20						
12	RMAPFF-2	20-40						
13	RMAPMM-1	0-20						
14	RMAPMM-2	20-40						
15	TMK21-1	0-20	Terraza Media	C. Federico Basadre Km 21	Ultisol	Pasto Natural	Torourco y rabo de zorro	
16	TMK21-2	20-40						
17	TMK25-1	0-20	Terraza Alta	C. Federico Basadre Km 25-Entrada el Porvenir Campo Verde-Carretera Nueva Requena Km 2 Von Humboldt		Aguajal	Palmera y especie herbácea como el nudillo.	De estas palmeras (aguajal) se da el aguaje que es un fruto delicioso, consumido por los pobladores del sector.
18	TMK25-2	20-40						
19	TACV2NR-1	0-20						
20	TACV2NR-2	20-40						
21	TAVHI-1	0-20						
22	TAVHI-2	20-40						
23	TAVHII-1	0-20						
24	TAVHII-2	20-40						
25	TAVHE-1	0-20						
26	TAVHE-2	20-40						
27	TAVHC-1	0-20						
28	TAVHC-2	20-40						
29	CSAK100-1	0-20	Colina	C. Federico Basadre Km 100-San Alejandro		Maíz-Pijuayo	Guaba, arrocillo, matico, Caña carrizo, cortadera, brachiaria, otros.	
30	CSAK100-2	20-40						

## **3.2. Métodos analíticos**

### **3.2.1. Preparación de las muestras de suelos para el análisis**

Las muestras de suelos fueron registradas en el Laboratorio de Análisis de Suelos y Tejidos Vegetales de la Estación Experimental Agraria Pucallpa del Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria (EEAP-INIA-Perú), y se sometieron a un proceso de secado (a temperatura ambiente entre 30-32 °C), homogeneización (molienda con rodillo manual) y tamizado (< 2 mm). Las muestras se dividieron en dos partes, una para la caracterización global mediante determinaciones de parámetros físico-químicos, que se llevaron a cabo en el EEAP-INIA-Perú, y la segunda para el desarrollo experimental del estudio integral de la materia orgánica (MO) realizado en los laboratorios del IRNAS-CSIC-España.

### **3.2.2. Determinación de parámetros físico-químicos de los suelos**

**pH.** Se determinó en suspensión suelo:agua (1:2,5) con pH-metro de electrodo combinado (Corning Mod.7).

**Nitrógeno.** Se determinó por el método Kjeldahl: digestión de la muestra de suelo con  $H_2SO_4$  , y mezcla catalizadoras ( $CuSO_4 + K_2SO_4 + Se$ ), seguida de una destilación y valoración con  $H_2SO_4$  0,05N

**Ca y Mg.** Por Espectrofotometría de Absorción Atómica (EAA) en extractos de los suelos con KCl 1N

**Fósforo.** Método de Olsen modificado: extracción con  $CO_3HNa$ -EDTA-Superfloc y medida en el espectrofotómetro de luz visible con molibdato amómico y ácido ascórbico.

**K.** EAA utilizando la misma solución extractante que para P

**Textura.** Por densimetría: dispersión del suelo por agitación con hexametáfosfato sódico y medida de la distribución de partículas según su tamaño con un hidrómetro (Bouyoucos, 1927) previamente calibrado.

**Materia Orgánica (MO).** Método de Nelson & Sommers: oxidación del C orgánico (CO) con dicromato potásico en presencia de ácido sulfúrico. El exceso de oxidante se valora con sulfato ferroso amónico (sal de Möhr) y la cantidad de CO oxidado se calcula a partir de la cantidad de dicromato reducido.

### 3.2.3. Extracción y análisis de lípidos

Para la extracción de lípidos totales, las muestras de suelo (50g x duplicado) se dispusieron en cartucho de celulosa y se extrajeron en un extractor Soxhlet utilizando como mezcla de disolventes  $\text{CH}_2\text{Cl}_2/\text{MeOH}$  (2:1) durante 16 horas; para eliminar el azufre elemental se añadieron virutas de Cu activadas con HCl 2M a la mezcla de disolventes. Los extractos totales se concentraron a sequedad en rotavapor.

El extracto total fue saponificado mediante calentamiento a reflujo con 25 mL de KOH al 10% en metanol durante 2h, para separar subfracciones de lípidos neutros y ácidos. La fracción neutra fue aislada por extracción con *n*-hexano y la fracción ácida con diclorometano después de su acidificación a  $\text{pH} < 1$ . Las fracciones polares y la fracción de lípidos ácidos fueron derivatizados antes de su análisis por GC-MS

#### 3.2.3.1. Métodos de derivatización

Muchos compuestos orgánicos polares, tales como los ácidos grasos, alcoholes, esteroides, etc, no pueden analizarse en condiciones óptimas por CG debido a su baja volatilidad y/o su elevada adsorción a las fases de baja polaridad. En estos casos es necesario recurrir a métodos de derivatización para disminuir su polaridad y hacerlos más volátiles. En este trabajo se utilizaron la metilación con trimetilsilildiazometano ( $\text{TMSCHN}_2$ ) y la silanización con N,O-bis(trimetilsilil)-trifluoroacetamida (BSTFA).

El  $\text{TMSCHN}_2$  es un agente capaz de metilar tanto los ácidos carboxílicos como los fenoles, alcoholes, enoles y aminas. La metilación de las muestras se llevó a cabo según el procedimiento descrito por Hashimoto et al. (1981), que consiste básicamente en añadir 0.25  $\mu\text{m}$  de trimetilsilildiazometano 2M en hexano a la solución de muestra disuelta en 100  $\mu\text{m}$  de MeOH, sonicar durante 20 min y concentrar hasta sequedad mediante corriente de  $\text{N}_2$ .

Para la silanización de los grupos hidroxilos de alcoholes, esteroides, etc, se utiliza BSTFA. A la muestra metilada se le añaden 0,1 ml de BSTFA y 0,2 ml de piridina como agente catalizador, se agita hasta disolución y se calienta a 80° C en un estufa durante 180 min. Los extractos se secan bajo corriente de  $\text{N}_2$  y se redisuelven en cloroformo para su análisis por CG/MS.

### 3.2.3.2. Análisis de composición por GC-MS

Para el análisis por GC/MS de las fracciones obtenidas se utilizó un cromatógrafo de gases (GC) Hewlett-Packard 5890 acoplado a un detector de masas (GC-MS) (Hewlett-Packard GCD) con fuente de ionización por impacto electrónico (EI) a 70 eV en modo Scan. Los productos se inyectaron en modo splitter usando una temperatura de 250 °C en inyector y 300 °C en interfase, con un rango de masas de 40-450  $\mu$ ma. Se empleó como fase estacionaria una columna DB-5MS de 30 m de longitud, 0,25 mm de diámetro interno y 0.25  $\mu$ m de espesor de fase (J&W Scientific, Agilent, Palo alto, USA), y He como gas portador a un flujo de 1,0 ml min<sup>-1</sup>. El programa de calentamiento del horno del GC fué desde 50-100° C con una rampa de calentamiento de 30 °C min<sup>-1</sup>, incrementándose la temperatura hasta 300 °C a 6 °C min<sup>-1</sup>, manteniéndose dicha temperatura durante 10 min.

La identidad de cada componente se determinó por comparación de sus espectros de masas con los de sustancias patrones inyectadas en las mismas condiciones, con los existentes en librerías de la estación (Wiley, NIST), o con espectros publicados anteriormente. En el caso de algunas series homologas, la identidad de los diferentes componentes se realizó mediante la técnica de monitorización de ión simple (SIM). Esta técnica consiste en monitorizar en el espectrómetro de masas sólo ciertos fragmentos característicos de determinadas clases de compuestos, aumentando considerablemente la sensibilidad del análisis.

La abundancia de cada una de las series de biomarcadores se ha estimado de forma semicuantitativa y relativa frente al componente mayoritario en la traza de TIC (Total Ion Chromatogram). En casos apropiados también se ha hecho uso de las trazas de SIM, considerando que existe una relación constante entre la concentración de cada uno de las moléculas en la fracción correspondiente y su respuesta reconstruida como corriente iónica. En todo caso se comprobó la relación lineal de la cantidad de muestra inyectada frente a la respuesta del detector.

### **3.2.4. Extracción y caracterización de sustancias húmicas (SH)**

#### **3.2.4.1. Aislamiento de ácidos húmicos (AH)**

Para la extracción de las sustancias húmicas se dispusieron las muestras de suelos (100g) por duplicado en agitación con una solución de  $P_2O_7Na_4 \cdot 10H_2O$  0.1N + NaOH 0.1N durante 24 h. La fracción soluble en álcali (extracto húmico total) se separó por centrifugación a 5000 r.p.m. durante 15 min. y filtración, repitiéndose el proceso varias veces hasta que los extractos presentaron poca o nula coloración. Al conjunto de extractos se añadió HCl (35%) hasta pH 1, precipitando los ácidos húmicos (AH) y quedando en disolución los ácidos fúlvicos (AF). La fracción de AH se redisolvió en NaOH 0.1 N y se centrifugó a 18000 r.p.m. durante 10 min. Para eliminar material arcilloso las fracciones de AH se agitaron durante 8 h en una mezcla HF/HCl 1 M, se centrifugaron (5000 r.p.m.), se lavaron repetidamente y se dializaron frente a  $H_2O$  destilada hasta eliminación de cloruros. Finalmente, los AH se secaron por liofilización, y se conservaron para posteriores análisis.

#### **3.2.4.2. Análisis de AH por técnicas espectroscópicas: infrarrojos con transformada de Fourier (FT-IR) y resonancia magnética nuclear de $^{13}C$ en estado sólido (CPMAS- $^{13}C$ NMR)**

Espectroscopía infrarroja (FT-IR). Los espectros de IR se realizaron en el rango de 4000 a  $500\text{ cm}^{-1}$  en un espectrofotómetro Bruker IFS28, de transformada de Fourier (FT-IR), por la técnica de pastillas de KBr. Las pastillas se formularon con 100 mg de KBr más 1 mg de muestra.

Espectroscopía de resonancia magnética nuclear de  $^{13}C$  en estado sólido (CPMAS- $^{13}C$  NMR). Los espectros de  $^{13}C$  NMR de los AH en estado sólido se obtuvieron en el Dpto. de Suelos (Lehrstuhl für Bodenkunde) de la Universidad Técnica de Munich (TU-München-Freising) en el marco de una Acción Integrada entre dicho Dpto. y el IRNAS-CSIC. Los espectros se obtuvieron a 4,7 Tesla con un espectrómetro Bruker DSX 200 a 50,32 MHz en  $^{13}C$ , bajo condiciones de polarización cruzada (CP) y rotación en el ángulo mágico (MAS). El intervalo entre pulsos fue de 250 ms, y el tiempo de contacto de 1 ms. Para cada espectro se acumularon entre 104 y 105 FID (Free Induction Decay). El tiempo de adquisición fue de 12,3 ms. La frecuencia de rotación en el ángulo mágico fue de 6,8 kHz, empleando un rotor estándar de doble cavidad donde se dispusieron 300 mg de muestra.

### **3.2.4.3. Análisis de AH por pirólisis-cromatografía de gases-espectrometría de masas (Py-GC-MS)**

La pirólisis se realizó por calentamiento rápido en ausencia de oxígeno en un pirolizador Frontier Lab (Fukushima, Japón) tipo microhorno conectado a un equipo GC-MS Agilent 6890N. Se pesaron aprox. 0,5 mg de muestra en una cápsula, que se introdujo en el microhorno, calentándose a 500 °C durante 30 s. El horno del GC se programó de 50 a 100 °C, a 32 °C min<sup>-1</sup> aumentándose después a 300 °C a la velocidad de 6 °C min<sup>-1</sup>. El inyector y la interfase se programaron a 250 °C y 280 °C respectivamente. Se utilizó una columna capilar de 25 m x 0,25x 0,25 mm. DB5 MS (J&W Scientific) y como gas portador se utilizó He con un flujo de 1 ml min<sup>-1</sup>. Las condiciones del MS Agilent 5973 fueron las siguientes: rango de masas: 40-600, scans s<sup>-1</sup>: 0,7, T de la fuente de ionización: 230 °C, voltaje de ionización: 70 eV. Los productos de pirólisis fueron identificados por comparación de sus espectros de masas con los almacenados en las librerías de espectros Wiley y NIST MS (National Institute of Standards and Technology) o con espectros publicados anteriormente en la bibliografía.

### **3.2.4. Degradación secuencial con persulfato potásico y permanganato potásico**

Se utilizó S<sub>2</sub>O<sub>8</sub>K como agente oxidante en un primer paso de un proceso de degradación oxidativa secuencial, que se complementó con la degradación del residuo en su totalidad mediante permanganato potásico. La oxidación se llevo a cabo en bombas de teflón. Las muestras de AH (200 mg) se suspendieron en 50 ml de una disolución de S<sub>2</sub>O<sub>8</sub>K al 5% durante 2h a 140° C. Transcurrido este tiempo, se centrifugaron, separándose el residuo sólido del sobrenadante. Este último se extrajo con acetato de etilo, y los extractos se secaron sobre Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>. Tras evaporar el disolvente a sequedad, los productos de oxidación se metilaron con trimetilsilildiazometano y se analizaron por GC/MS.

El residuo de la anterior degradación (aproximadamente un 60% de la muestra de AH original) fue sometido a una segunda degradación oxidativa usando permanganato potásico utilizando condiciones similares a las descritas por Matsuda y Schnitzer (1971). La reacción se llevó a cabo en un matraz aforado de tres bocas sobre un agitador magnético. 100 mg del residuo de AH degradado se pusieron en suspensión con una disolución de Na<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>5</sub> (0.5g en 25 mL de H<sub>2</sub>O) y se añadieron 35 ml de una



disolución de  $\text{KMnO}_4$  al 4% (p/v) a la razón de 2.9 ml  $5 \text{ min}^{-1}$ . Después de 2h de oxidación en continua agitación y bajo una atmósfera de  $\text{N}_2$  la suspensión se acidificó hasta pH 3 con una disolución concentrada de HCl. El exceso de  $\text{KMnO}_4$  se eliminó mediante adición gradual de  $\text{Na}_2 \text{S}_2\text{O}_5$ . Los digeridos se extrajeron con acetato de etilo. La fase orgánica se seco con  $\text{Na}_2\text{SO}_4$  y después se filtró, se evaporó y finalmente se metiló antes de su análisis por GC/MS.

## **4.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

### **4.1. Caracterización global de los suelos**

La Tabla 2 recoge los valores de los principales parámetros físico-químicos de los suelos. Del análisis de los mismos cabe hacer las siguientes consideraciones:

- Los valores de MO en el horizonte superficial (10-20 cm; marcados con 1 en la relación de muestras) reflejan la variabilidad existente entre los suelos estudiados. Así, como era de esperar los valores de MO total son bajos (<1 %) en los suelos de playa (P), pero relativamente elevados (1.7-3.0 %) en las demás unidades fisiográficas. En todos los casos es más elevado el contenido en MO en los horizontes más superficiales.
- Es de destacar, de cara a los objetivos de este trabajo, el interés de los datos obtenidos en el análisis de los horizontes más profundos, es decir, las muestras tomadas entre 20 y 40 cm (señaladas como 2 en la relación de muestras). El contenido en C de los horizontes profundos (B y C) presenta normalmente valores muy bajos, por lo que la MO en el subsuelo no ha sido tenida en cuenta tradicionalmente. Sin embargo trabajos recientes han demostrado que el almacenaje de C en horizontes por debajo del A es importante y a veces superiores a los almacenados en éste (Batjes, 1996; Rumpel et al., 2002; Kaiser et al., 2002), sobre todo porque su espesor es menor.

El tiempo de residencia, medido por la edad al  $^{14}\text{C}$ , aumenta con el perfil y puede alcanzar millares de años (Scharpenseel et al., 1989; Paul et al., 1997; Rumpel et al., 2002). Las MO estables están pues presentes en mayor concentración en los horizontes profundos (Elzein and Balesdent, 1995). Estas han experimentado procesos de humificación y alteración intensos (Dell'Abate et al., 2002), que conducen a una estabilización eficaz (Rovira y Vallejo, 2003).

En el análisis de los suelos estudiados destaca el notable contenido de MO (> 2%) en algunos horizontes profundos (20-40 cm), como es el caso de los suelos RMAPMM, TACV2NR, CSAK100, un dato de especial relevancia desde el punto de vista de la capacidad de estos suelos para el secuestro de C y la influencia de prácticas de manejo concretas para este fin. La influencia de la vegetación y las distintas formas de manejo en los valores de MO se refleja claramente en algunos suelos, como es el caso de las terrazas y colina cuyos suelos varían entre 2 y 3%, dependiendo del uso del suelo.

#### **4.2. Identificación de biomarcadores en la fracción lipídica de los suelos**

Las concentraciones de lípidos (tabla 2) se corresponden linealmente con los contenidos de MO total en todos los suelos, y, por tanto, varían de forma similar a ésta comparando entre los suelos.

Las Figs. 6-12 muestran los cromatogramas de ión total (TIC) de las subfracciones neutras aisladas de los extractos lipídicos totales. Las diferencias entre estas fracciones se aprecian mejor en el análisis de la distribución de n-alcános, componentes mayoritarios de las mismas, que se presentan en las Figs. 13-19. Estas trazas SIM (monitorización de ión simple) corresponden a la monitorización del ión a  $m/z$  71.

Comparando la distribución de n-alcános entre los horizontes superficiales y los subsuelos es notable la enorme similitud que se da en algunos suelos de playa (PFPP Fig. 14) y restingas (RMVAML, RMAPMM, Figs 15), pero son más destacables las diferencias significativas que se observan en algunos suelos. Así, es evidente el aumento de los homólogos de menor PM (> C20) en los subsuelos de algunos suelos de barrizal (BVA, Fig. 13), playa (PNJ, Fig. 14), restingas (RMVAMM), terrazas y colinas (Fig.15-18). Por el contrario, se observan asimismo diferencias en el aumento de homólogos superiores en el caso particular de un suelo de terrazas altas (TAVHE, TAVHAIL, Fig. 19). Estas diferencias son imputables a la influencia divergente de lípidos de las diferentes vegetaciones que soportan los suelos, y en el caso de los suelos aluviales más recientes (playas, barrizales y restingas) a la contribución de lípidos sedimentarios que tienen su origen en algas y microorganismos.

**Tabla 2. Parámetros físico-químicos generales de los suelos**

N°	Código	Prof. (cm)	Arenas, Limos y Arcillas			Textura	pH	Acidez Cmol/Lt	Sat. Al	Lípidos	MO	N	Ca	Mg	K	P ppm
			.....%	.....%	.....%				.....%	..... Cmol/Lt .....						
1	BVA -1	0-20	0.08	71.28	28.64	Fr. Ar. Li	7.55	0.20	2.62	0.24	1.76	0.08	4.99	1.73	0.71	33.5
2	BVA -2	20-40	6.08	69.28	24.64	Fr. Ar. Li	7.47	0.20	3.06	0.11	1.35	0.06	4.29	1.40	0.64	32.9
3	PNJ -1	0-20	84.08	3.28	12.64	Ar. Fr	7.91	0.20	8.51	0.02	0.69	0.03	0.94	0.58	0.63	16.0
4	PNJ -2	20-40	86.08	1.28	12.64	Ar. Fr	7.90	0.20	9.85	0.01	0.56	0.03	0.80	0.49	0.54	15.0
5	PFPP-1	0-20	84.08	3.28	12.64	Ar. Fr	7.92	0.20	9.71	0.02	0.58	0.03	0.85	0.49	0.52	16.1
6	PFPP-2	20-40	86.08	1.28	12.64	Ar. Fr	7.85	0.20	10.31	0.02	0.52	0.02	0.75	0.49	0.50	14.5
7	RMVAM L-1	0-20	0.80	54.56	44.64	Arc. Li	7.07	0.10	1.12	0.06	2.07	0.09	4.79	2.72	1.34	26.2
8	RMVAM L-2	20-40	52.80	28.56	18.64	Fr. Arc	7.59	0.10	2.16	0.04	0.89	0.04	2.25	1.32	0.97	18.2
9	RMVAM M-1	0-20	2.80	48.56	48.64	Arc. Li	7.24	0.10	1.41	0.52	2.05	0.09	3.64	2.39	0.97	24.7
10	RMVAM M-2	20-40	54.80	28.56	16.64	Fr. Arc	7.68	0.10	2.60	0.02	0.93	0.04	1.90	1.07	0.78	18.5
11	RMAPF F-1	0-20	0.08	49.28	50.64	Arc. Li.	7.13	0.20	2.25	0.05	2.58	0.12	4.89	3.13	0.66	24.8
12	RMAPF F-2	20-40	2.08	51.28	46.64	Arc. Li.	7.01	0.10	1.24	0.04	1.88	0.08	4.44	2.88	0.63	24.0
13	RMAPM M-1	0-20	0.08	47.28	52.64	Arc. Li.	5.98	0.10	1.31	0.06	2.56	0.12	3.79	3.13	0.64	35.6
14	RMAPM M-2	20-40	2.08	45.28	52.64	Arc. Li.	6.56	0.10	1.08	0.05	2.27	0.10	4.89	3.70	0.56	24.3
15	TMK21 -1	0-20	40.08	35.28	24.64	Fr. Arc.	5.34	0.20	12.42	0.16	2.45	0.11	0.60	0.41	0.40	14.4
16	TMK21 -2	20-40	34.08	33.28	32.64	Fr. Arc.	5.45	0.20	28.17	0.04	1.33	0.06	0.10	0.08	0.33	9.80
17	TMK25 -1	0-20	43.36	34.72	21.92	Fr.	5.61	0.40	10.70	0.12	2.43	0.11	1.95	0.99	0.40	116.6
18	TMK25 -2	20-40	33.36	40.72	25.92	Fr. Arc.	5.75	0.30	17.14	0.05	1.31	0.06	0.80	0.58	0.07	21.1
19	TACV2NR -1	0-20	47.36	28.72	23.92	Fr.	5.57	0.80	38.10	0.12	3.39	0.15	0.50	0.41	0.39	12.6
20	TACV2NR -2	20-40	33.36	30.72	35.92	Fr. Arc.	5.41	1.70	58.42	0.04	2.10	0.09	0.45	0.41	0.35	10.9
21	TAVHA I -1	0-20	50.08	23.28	26.64	Fr. Arc. Ar	5.06	2.50	68.68	0.08	2.03	0.09	0.40	0.33	0.41	14.9
22	TAVHA I -2	20-40	42.08	23.28	34.64	Fr. Arc.	5.30	4.90	86.88	0.02	1.31	0.06	0.25	0.16	0.33	9.48
23	TAVHA II -1	0-20	36.08	21.28	42.64	Arc.	5.21	2.20	35.95	0.05	2.05	0.09	1.80	1.65	0.47	12.6
24	TAVHA II -2	20-40	32.08	29.28	38.64	Fr. Arc.	5.29	6.70	62.38	0.02	1.55	0.07	1.95	1.73	0.36	9.48
25	TAVH E -1	0-20	39.36	28.00	32.64	Fr. Arc.	4.84	4.70	82.89	0.10	2.00	0.09	0.30	0.25	0.42	14.5
26	TAVH E -2	20-40	31.36	22.00	46.64	Arc.	5.16	8.20	92.97	0.03	1.39	0.06	0.20	0.08	0.34	13.1
27	TAVH C -1	0-20	45.36	24.00	30.64	Fr. Arc. Ar	5.07	3.30	77.46	0.03	1.55	0.07	0.35	0.25	0.36	12.8
28	TAVH C -2	20-40	33.36	24.00	42.64	Arc.	5.23	6.70	93.18	0.03	1.02	0.05	0.10	0.08	0.31	10.3
29	CSAK 100 -1	0-20	5.36	20.00	74.64	Arc.	6.09	0.20	1.38	0.12	2.91	0.13	7.63	6.17	0.46	12.3
30	CSAK 100 -2	20-40	3.36	20.00	76.64	Arc.	6.27	0.20	1.79	0.07	2.29	0.10	6.49	4.12	0.38	10.7

**METODOLOGÍA :** PH : Electrométrica, suelo-agua; 1:2.5      Ca, Mg: Extrac. KCl      P: Olsen Modificado      K, Ca, Mg : Absorción Atómica      Lípidos: Soxhlet  
CO: Nelson & Sommers      K, P: Extrac. NaHCO<sub>3</sub>-EDTA-Superfloc      N: Kjeldahl      Textura: Densimétrica

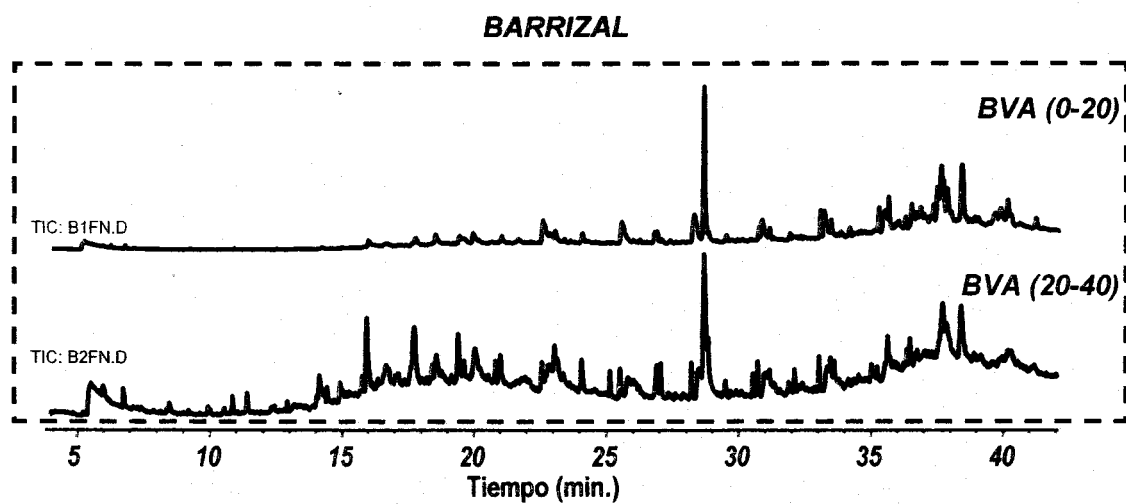


Fig 6. Cromatogramas de los extractos lipídicos de suelo de barrizal. Fracción neutra

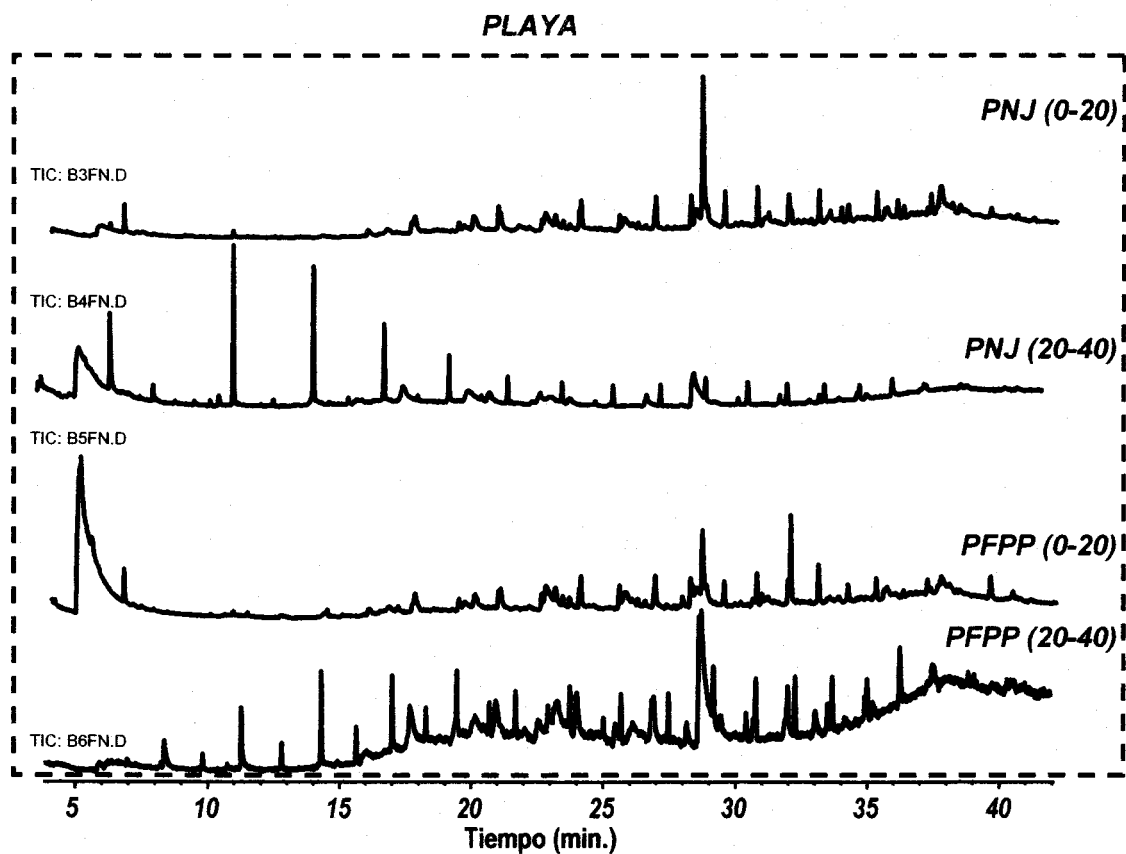


Fig 7. Cromatogramas de los extractos lipídicos de suelo de playa. Fracción neutra

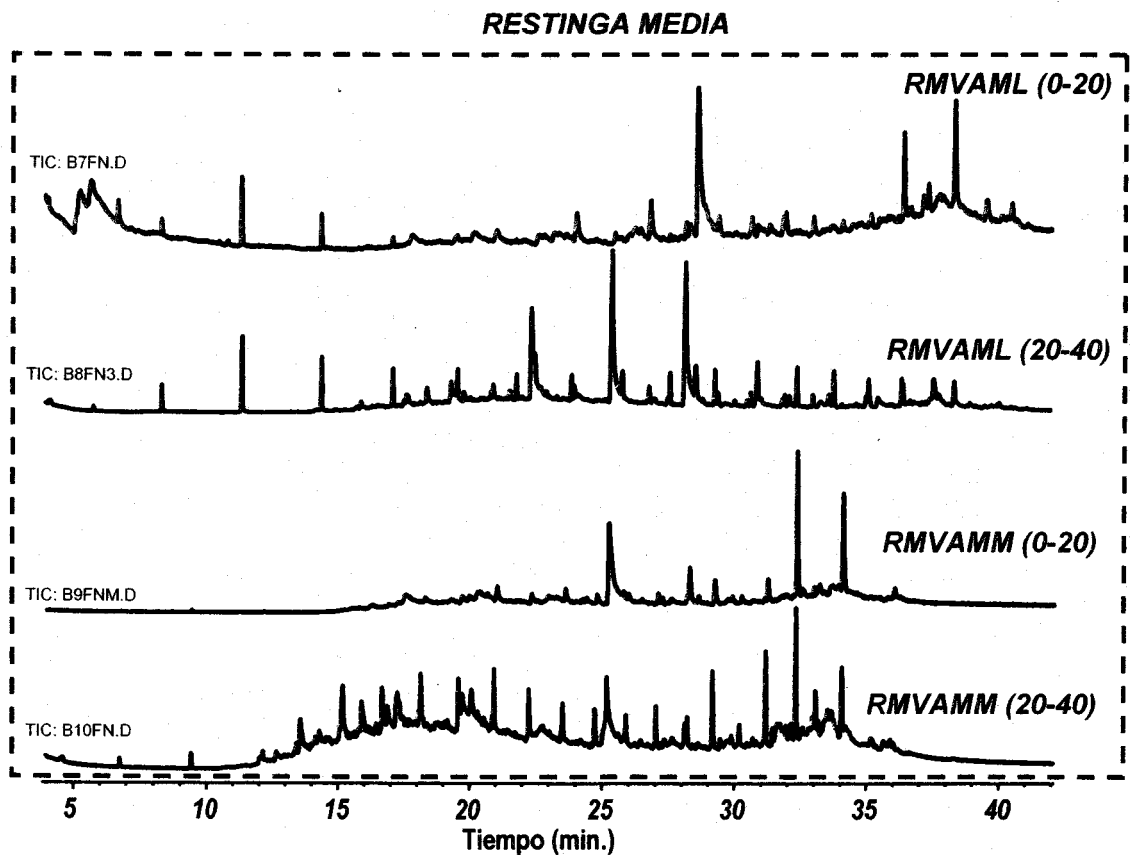


Fig 8. Cromatogramas de los extractos lipídicos de suelo de restingas medias. Fracción neutra

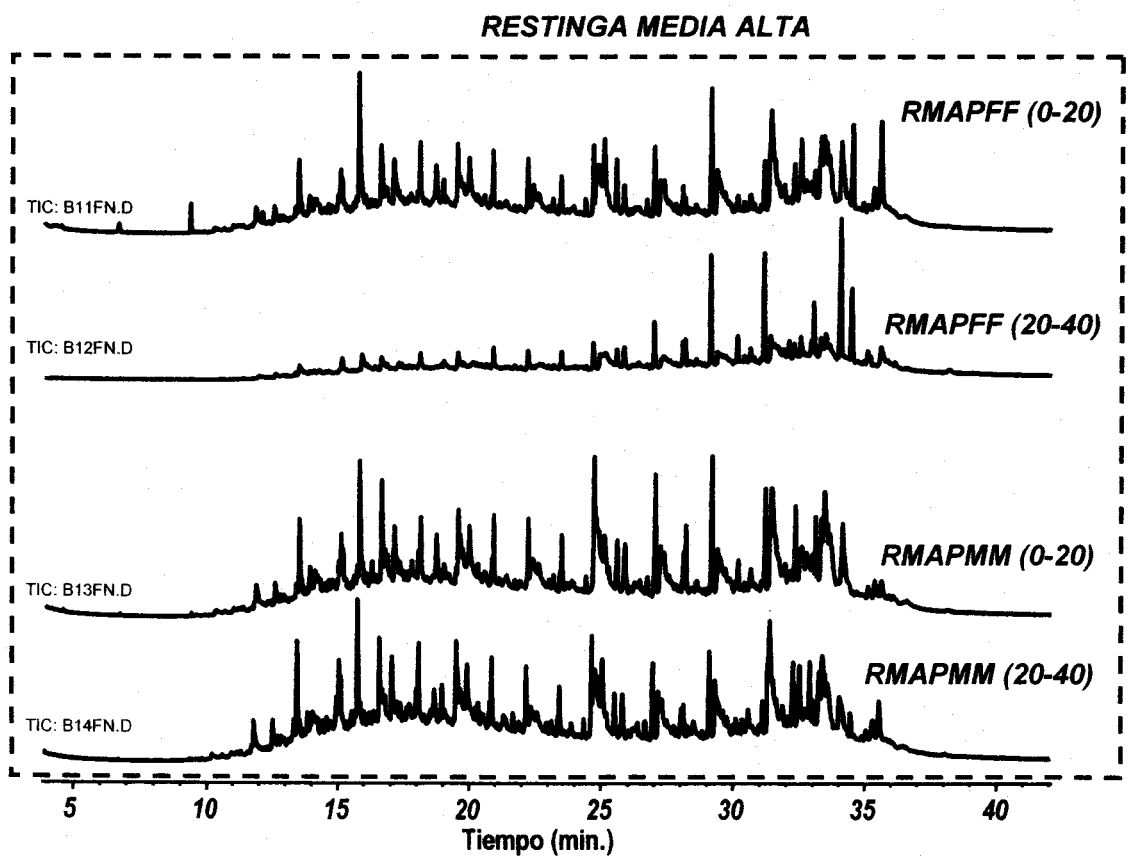


Fig 9. Cromatogramas de los extractos lipídicos de suelo de restingas medias altas. Fracción neutra

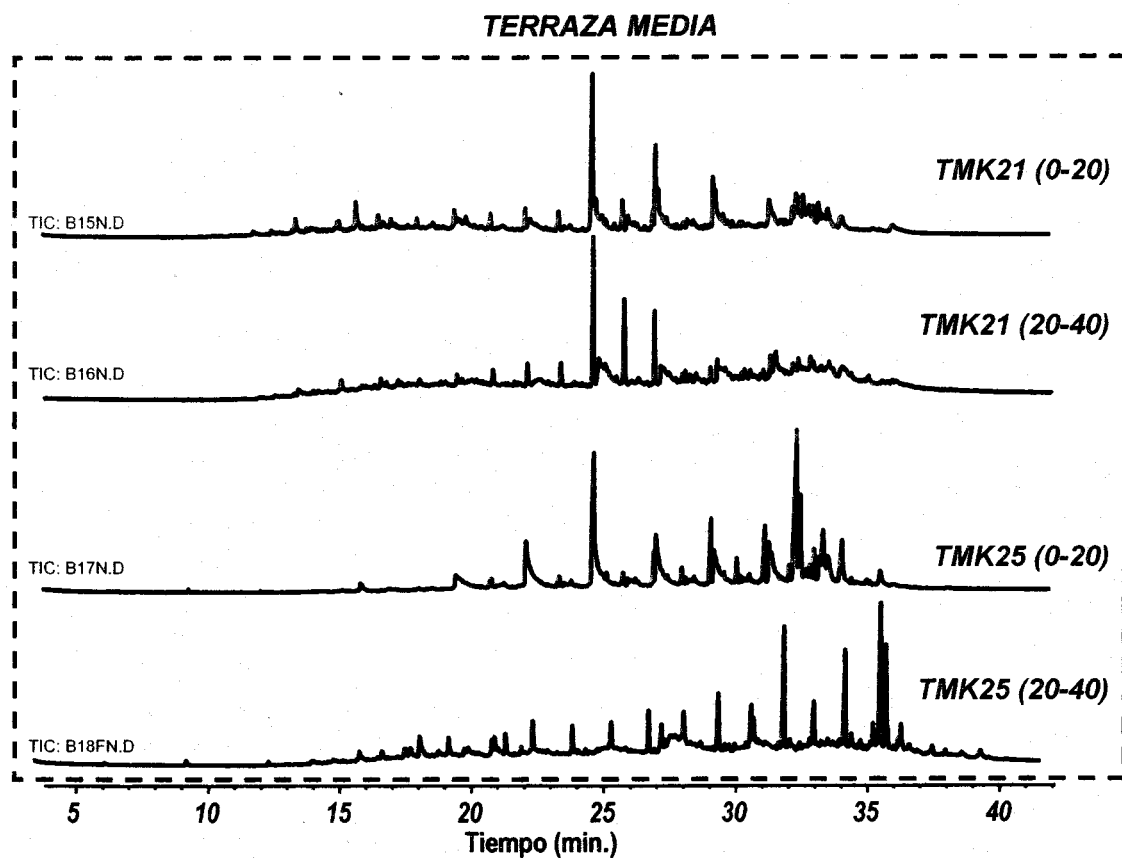


Fig 10. Cromatogramas de los extractos lipídicos de suelo de terrazas medias. Fracción neutra

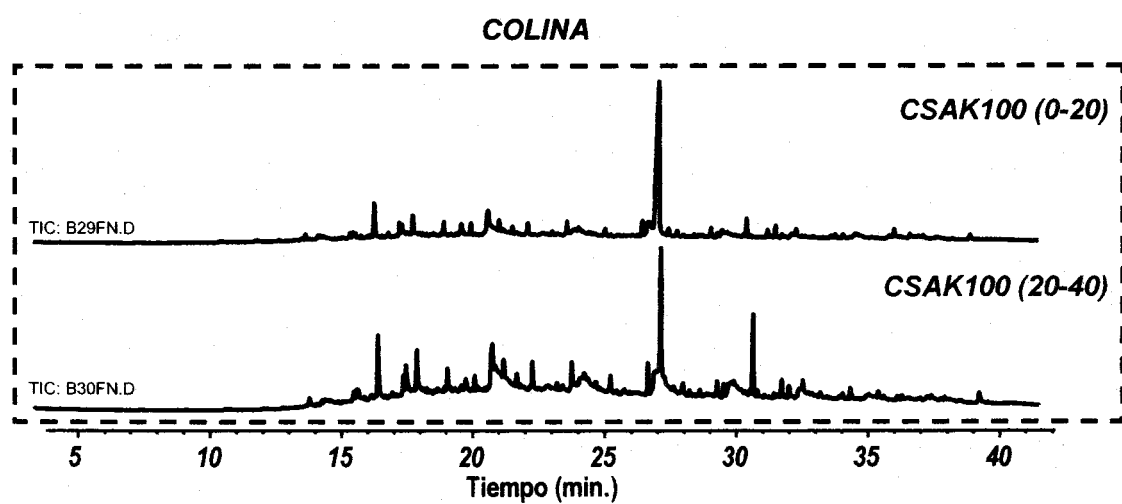


Fig 11. Cromatogramas de los extractos lipídicos de suelo de colina. Fracción neutra

TERRAZA ALTA

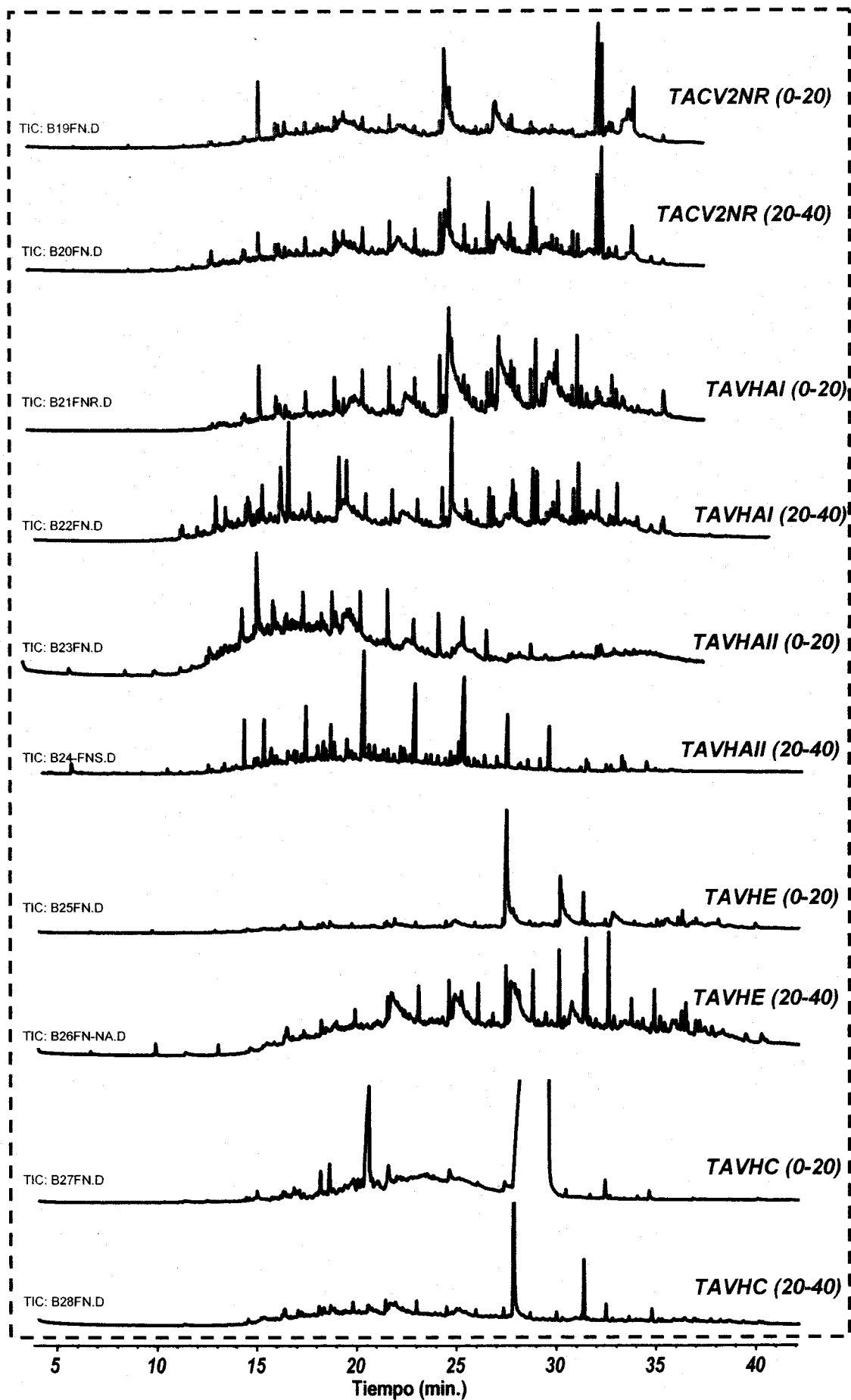


Fig 12. Cromatogramas de los extractos lipídicos de suelo de terrazas altas. Fracción neutra



# Lípidos: Fracción Neutra m/z 71

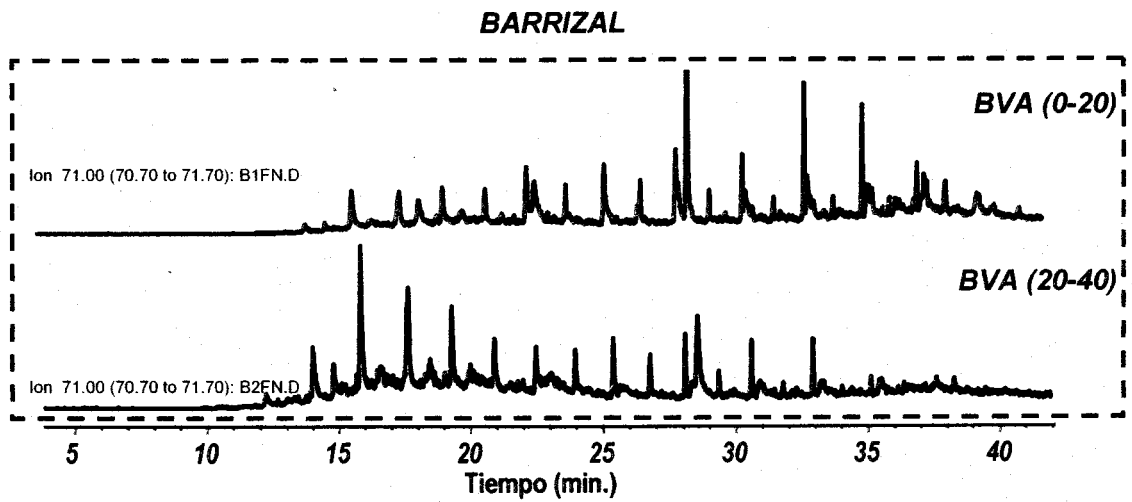


Fig 13. Cromatogramas de los extractos lipídicos de suelo de barrizal. Alcanos en Fracción neutra (m/z 71)

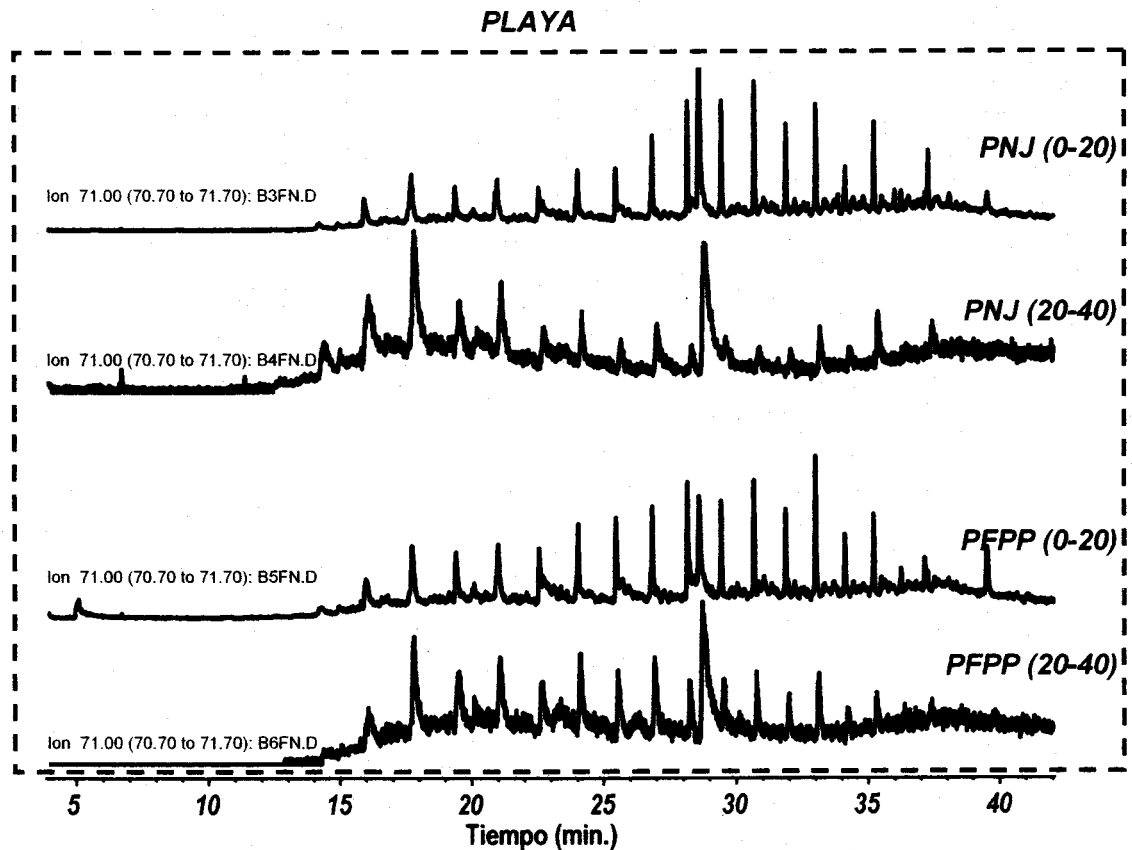


Fig 14. Cromatogramas de los extractos lipídicos de suelo de playas. Alcanos en Fracción neutra (m/z 71)

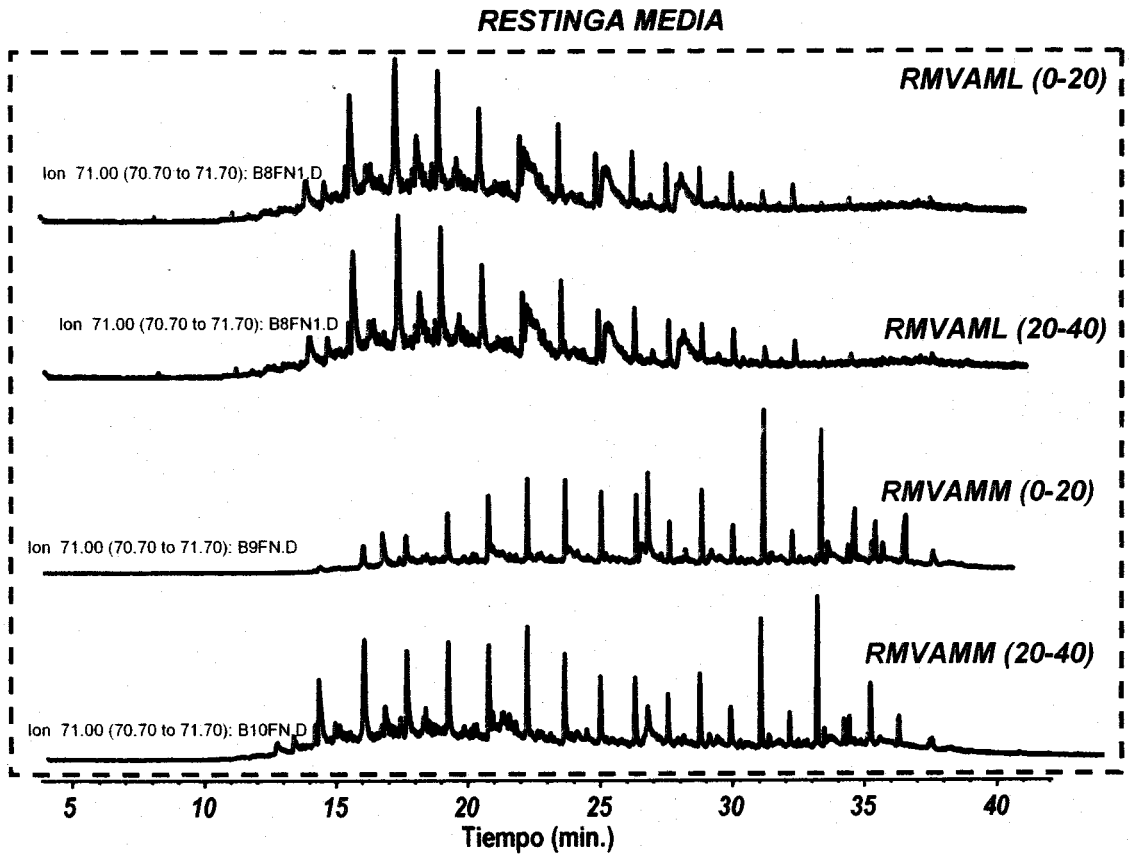


Fig 15. Cromatogramas de los extractos lipídicos de suelo de restingas medias. Alcanos en Fracción neutra ( $m/z$  71)

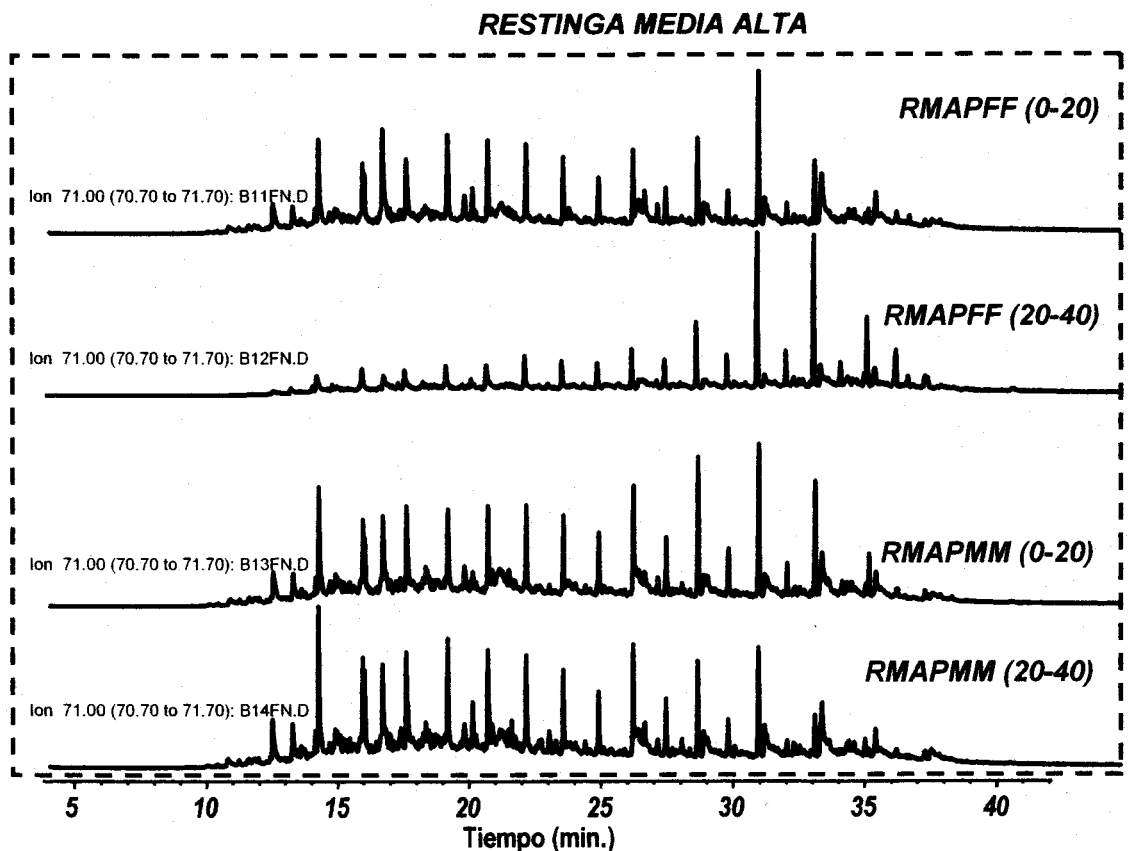


Fig 16. Cromatogramas de los extractos lipídicos de suelo de restingas medias altas. Alcanos en Fracción neutra ( $m/z$  71)

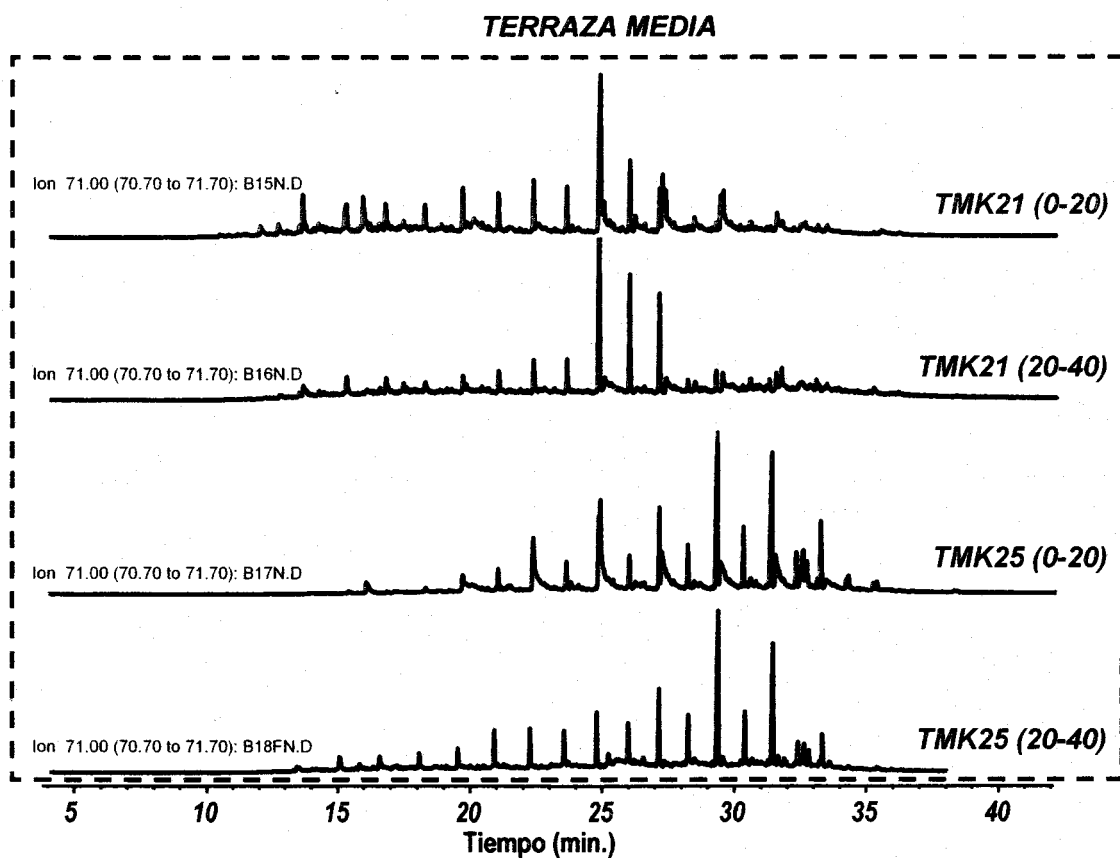


Fig 17. Cromatogramas de los extractos lipídicos de suelo de terrazas medias. Alcanos en Fracción neutra (m/z 71)

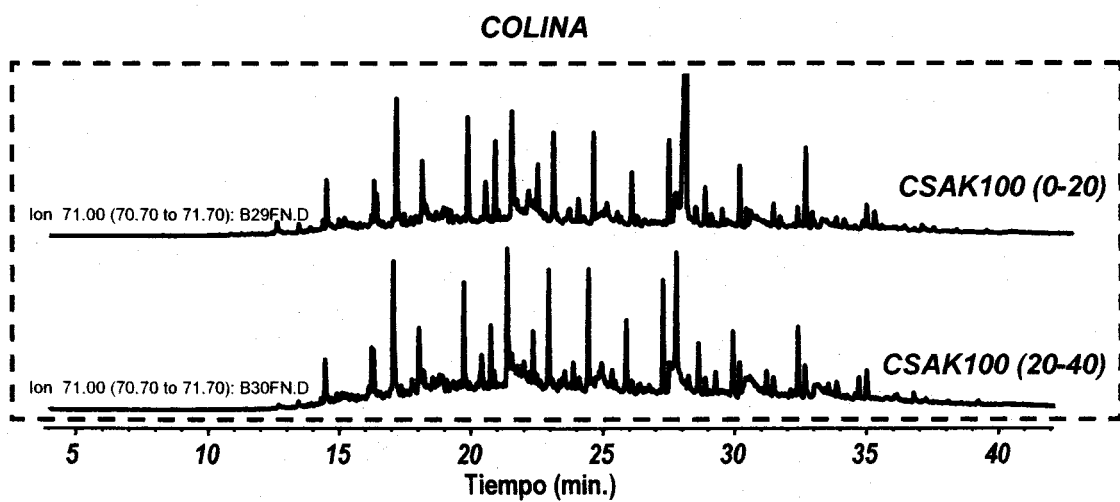


Fig 18. Cromatogramas de los extractos lipídicos de suelo de colina. Alcanos en Fracción neutra (m/z 71)

TERRAZA ALTA

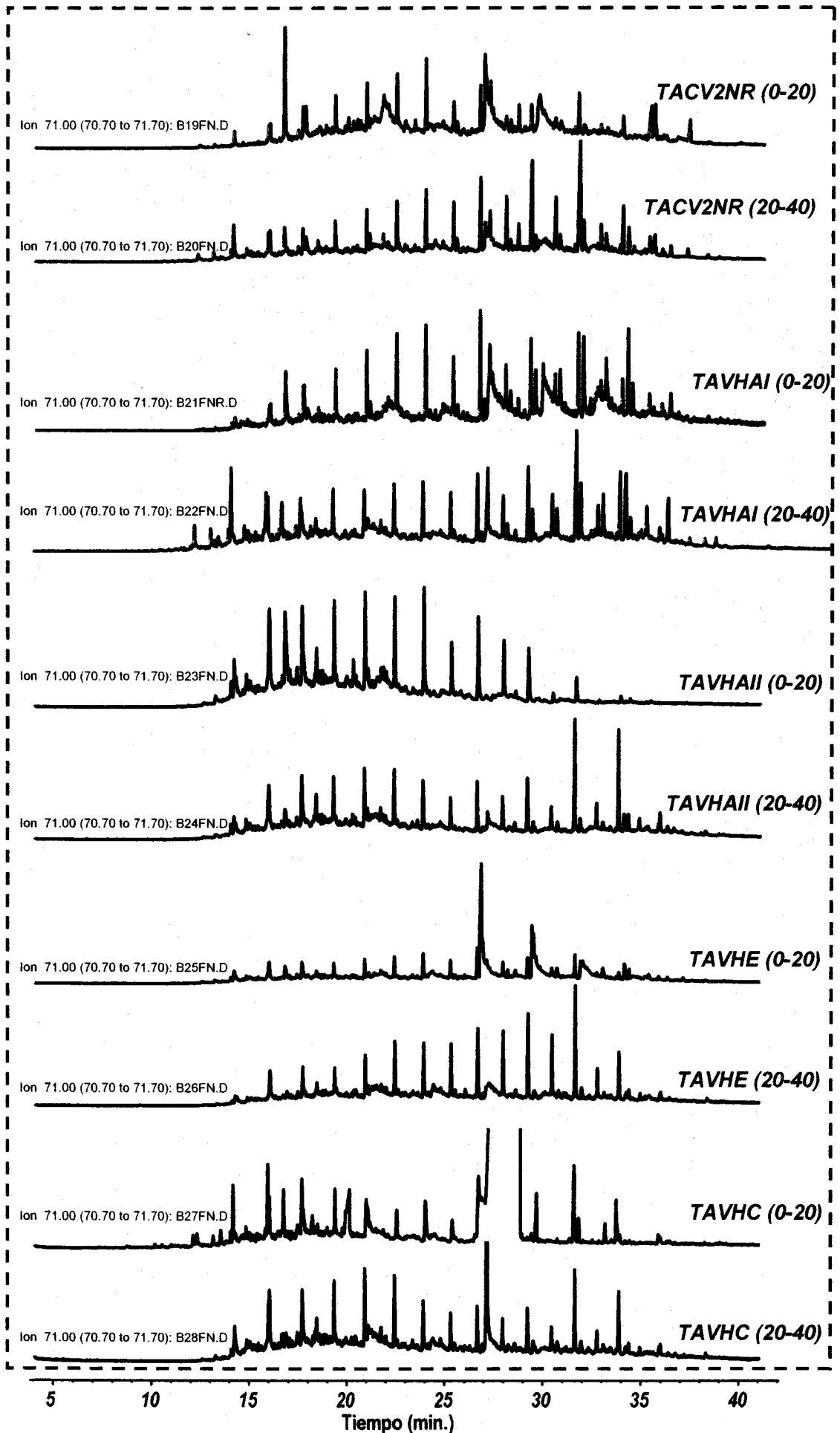


Fig 19. Cromatogramas de los extractos lipídicos de suelo de terrazas altas. Alcanos en Fracción neutra ( $m/z$  71)

### **4.3. Caracterización molecular de las sustancias húmicas**

Dada la elevada heterogeneidad y complejidad estructural de los AH su estudio debe abordarse mediante una combinación de métodos analíticos. Entre ellos han sido profusamente utilizadas todo tipo de técnicas espectroscópicas no destructivas, que permiten la observación de propiedades de la molécula húmica como un todo, siendo las mas informativas la espectroscopia de absorción en el infrarrojo con transformada de Fourier (FT-IR) y la resonancia magnética nuclear de  $^{13}\text{C}$  y  $^{15}\text{N}$  en estado sólido (CP/MAS NMR). Como alternativa y complemento a estas técnicas, también se han utilizado numerosos procedimientos degradativos por vía húmeda o térmica, basados en la rotura de la matriz húmica macromolecular en fragmentos estructuralmente representativos del material de partida, analizables por técnicas cromatográficas.

#### **4.3.1. Análisis por Espectroscopía de Infrarrojo con Transformada de Fourier (FT-IR)**

La espectroscopia FT-IR se ha aplicado frecuentemente al estudio de materiales húmicos de diverso origen (Stevenson, 1982; Verheyen y Johns, 1981; MacCarthy y Rice, 1985; Ibarra et al., 1982, 1989), con el objetivo primordial de obtener información sobre la naturaleza, reactividad y agrupamiento estructural de los grupos funcionales oxigenados, así como sobre la eventual presencia de restos de proteínas, ligninas, hidratos de carbono y de material inorgánico.

Las asignaciones de bandas de absorción IR en los espectros de SH (Farmer y Morrison, 1960; Dupuis y Jambu, 1969; Fengel y Wegener, 1984; MacCarthy y Rice, 1985; Yonebayashi y Hattori, 1989), se presenta en la Tabla 3.

Tabla 3.- Asignaciones de bandas en los espectros de FT-IR de SH

Banda cm <sup>-1</sup>	Asignación
3640	Tensión del grupo OH libre y alcoholes primarios, tanto alifáticos como aromáticos
3400	Vibración de tensión de grupos OH unidos a H, con participación de N-H
3200-3100	Grupos OH unidos intramolecularmente a asociaciones de tipo C=O...OH
2970	Tensión antisimétrica de CH <sub>3</sub>
2930	Tensión antisimétrica de CH <sub>2</sub>
2860	Tensión simétrica de CH <sub>2</sub>
1720	Tensión de C=O de carboxilo y carbonilo
1620-1600	Tensión de C=C de anillos aromáticos, enlaces olefinicos insaturados y estructuras poliaromáticas, tensión de C=O quinónico unido a hidroxilos acíclicos
1517	Vibración del esqueleto del anillo aromático
1550-1360	Vibración de deformación del grupo CH <sub>2</sub> y CH <sub>3</sub>
1260-1175	Tensión de C-O de ésteres y ácidos, deformación de OH de C-OH, tensión de aril éteres
1080-1000	Vibración de silicatos
850-750	Modos de vibración de C-H aromáticos fuera del plano, olefinicos y aromáticos en bencenos polisustituídos, tensión de uniones Si-C

En las figuras 20-26 se muestran los espectros de FT-IR de los AH de todas las muestras de suelo estudiadas. Los espectros presentan en general un perfil sencillo constituido por pocas bandas relativamente anchas, pero esta simplicidad es más aparente que real ya que la anchura se debe a la complejidad de las muestras y al efecto combinado del solapamiento de las diferentes bandas de absorción y a los enlaces de hidrógeno que disminuyen la frecuencia de absorción (MacCarthy y Rice, 1985).

Del análisis de los diferentes espectros cabe extraer las siguientes conclusiones:

- En todos los casos los AH presentan espectros bien estructurados, y son distinguibles bandas correspondientes a unidades alifáticas (2970-2860 cm<sup>-1</sup>), mitades aromáticas (1620-1600 cm<sup>-1</sup>) y grupos funcionales (1720 cm<sup>-1</sup>).
- Las principales diferencias aparentes entre los espectros se reflejan en las intensidades relativas de las bandas de absorción. Así, en los suelos de Restinga con práctica maíz-maíz son más abundantes las bandas correspondientes a material alifático que en el caso frijol-frijol (RMVAMM vs. RMAPFF). Igual se observa entre los AH de los suelos de terraza TMK21 vs. TACV2NR), que presentan claras diferencias de carácter alifático.
- En todos los suelos destaca la similitud entre los espectros de los AH aislados de los dos horizontes. La única diferencia destacable es la elevada intensidad de la banda de grupos carboxilos (1720 cm<sup>-1</sup>) que muestra el AH aislado del subsuelo en la muestra TACV2NR respecto del AH del horizonte superficial.

**Barrizal**

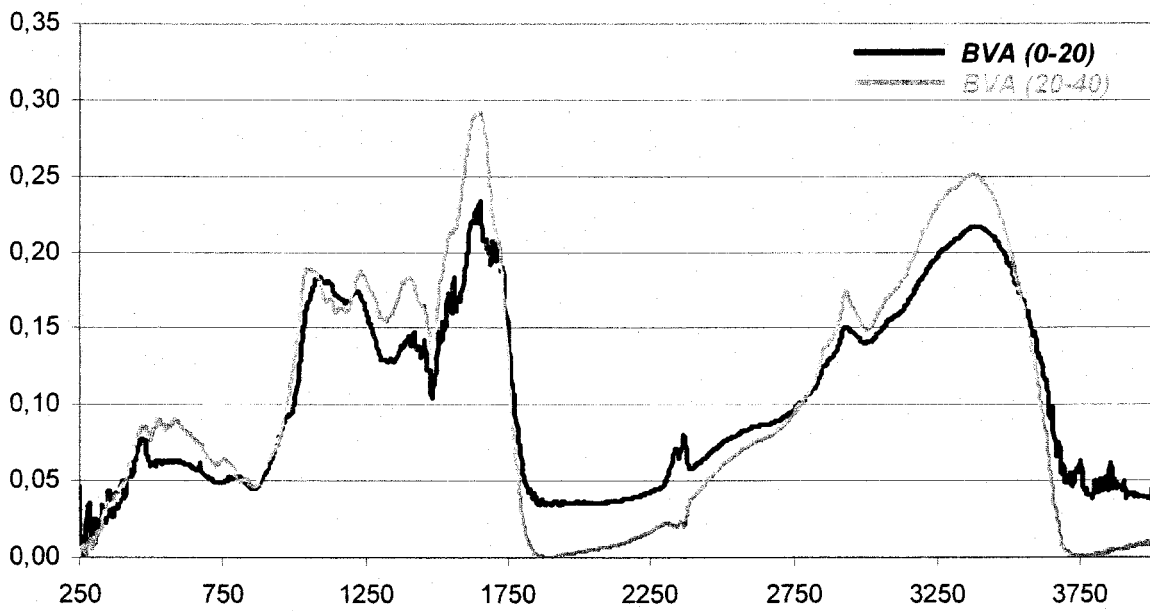


Fig 20. Espectros de FT-IR de suelo de barrizal.

**Playa**

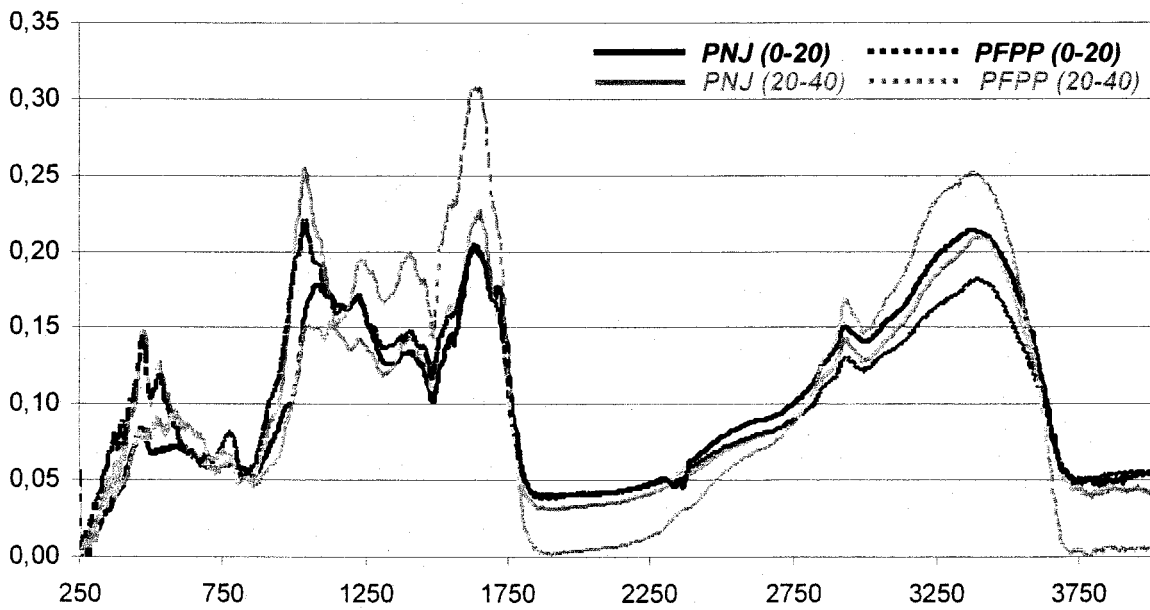


Fig 21. Espectros de FT-IR de suelo de playa.

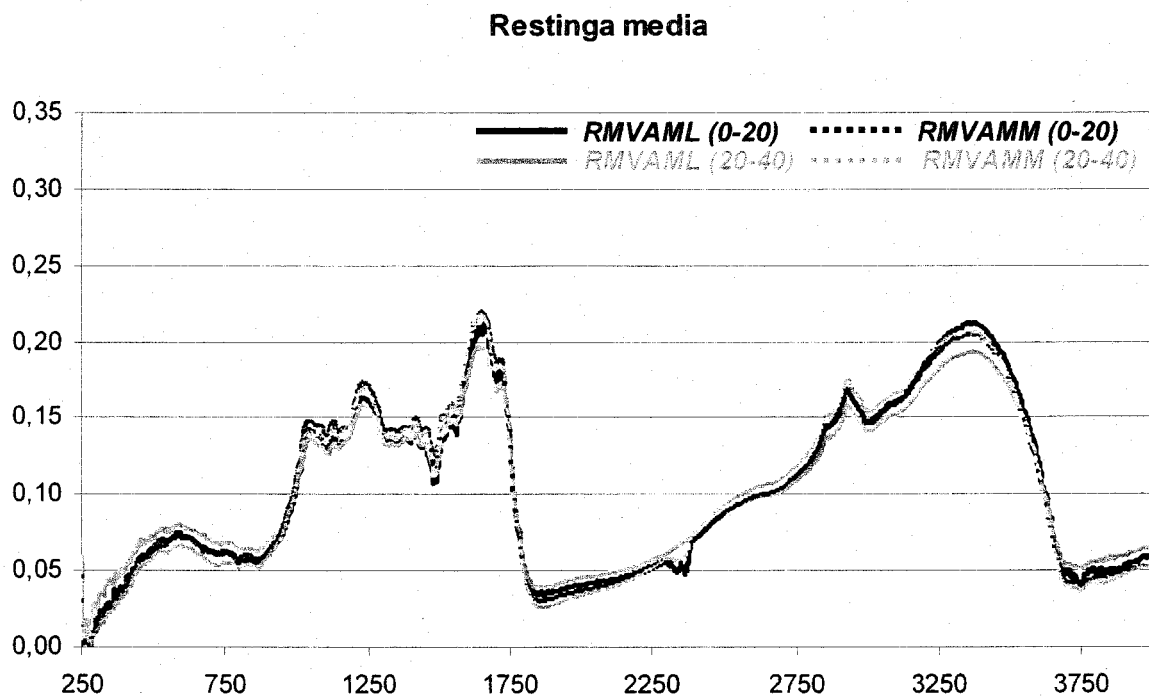


Fig 22. Espectros de FT-IR de suelo de restinga media.

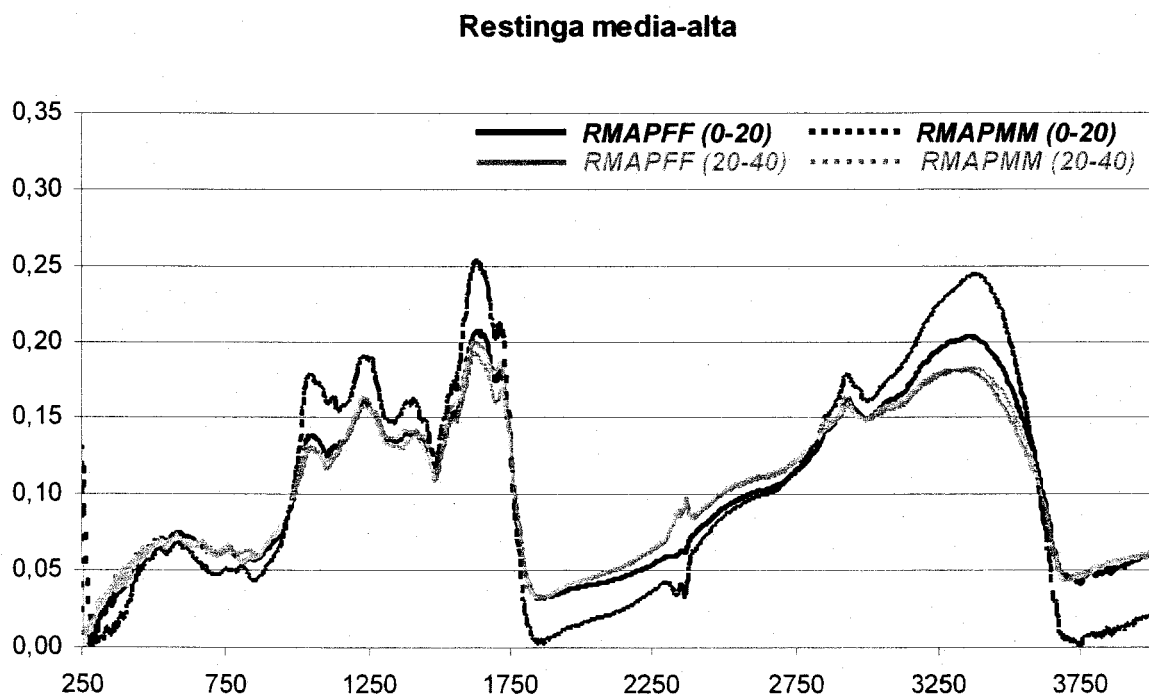


Fig 23. Espectros de FT-IR de suelo de restinga media alta.



**Terraza media**

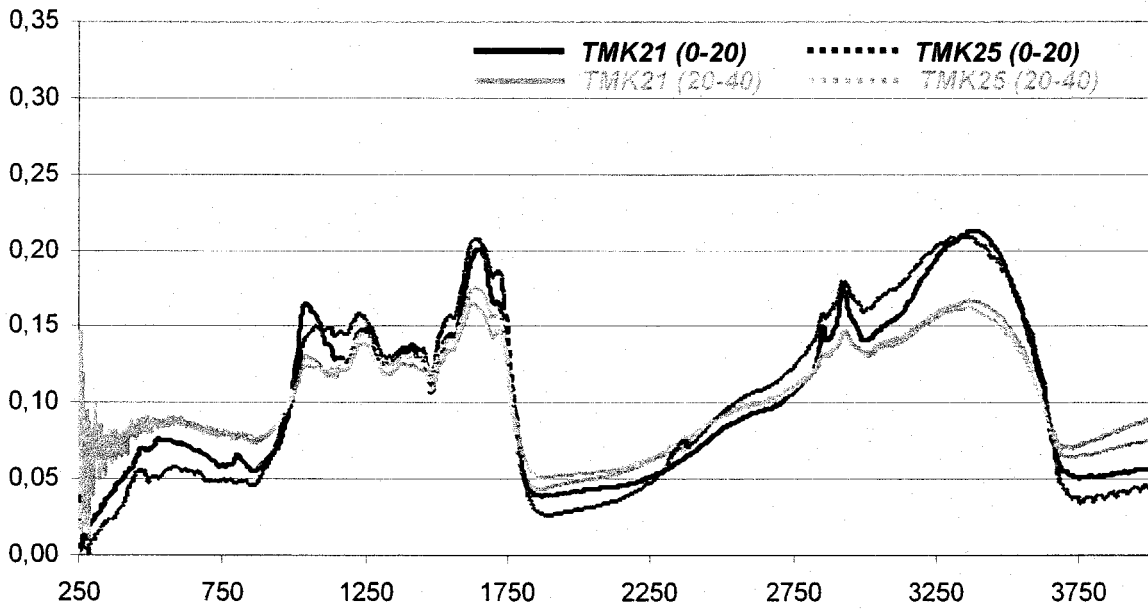


Fig 24. Espectros de FT-IR de suelo de terraza media.

**Colina**

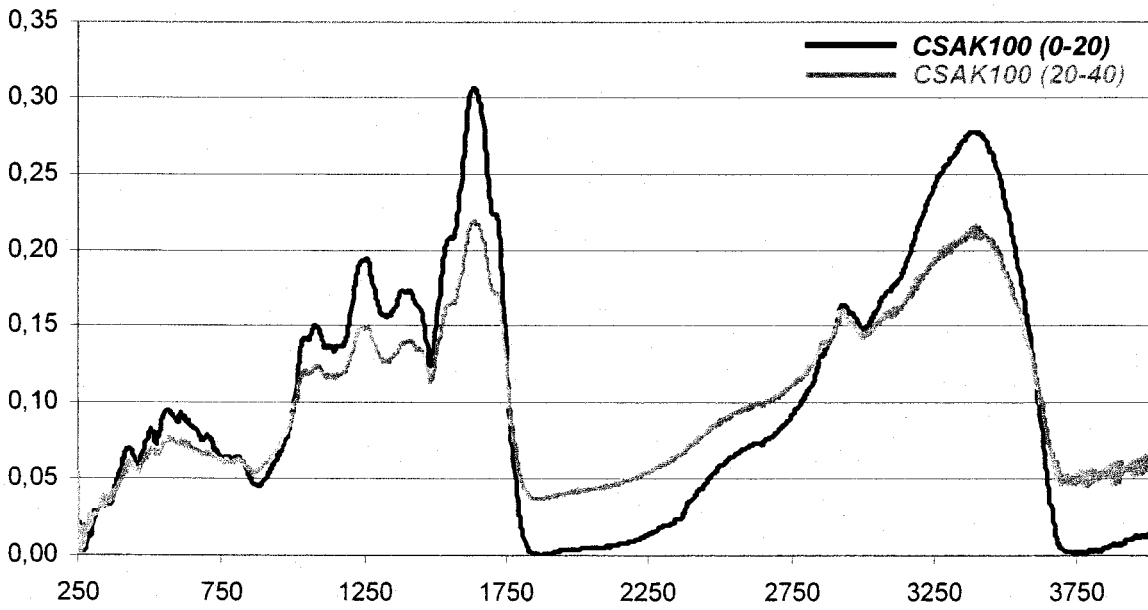
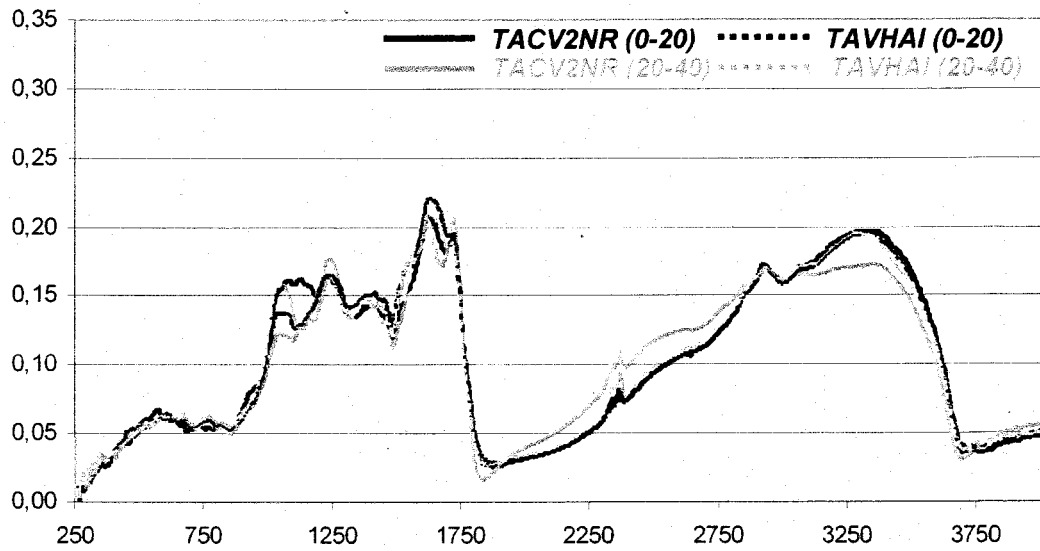
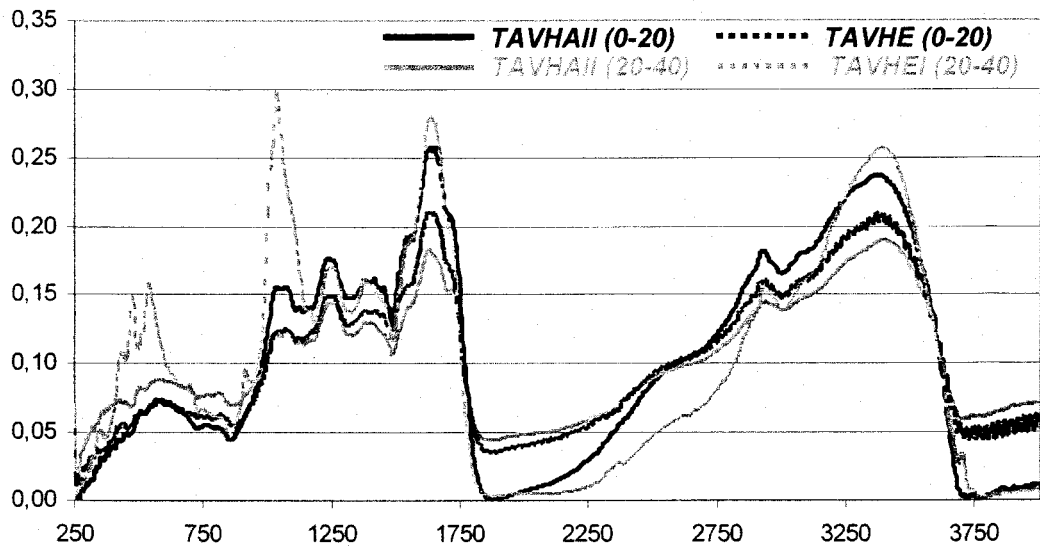


Fig 25. Espectros de FT-IR de suelo de colina.

## Terraza alta 1



## Terraza alta 2



## Terraza alta 3

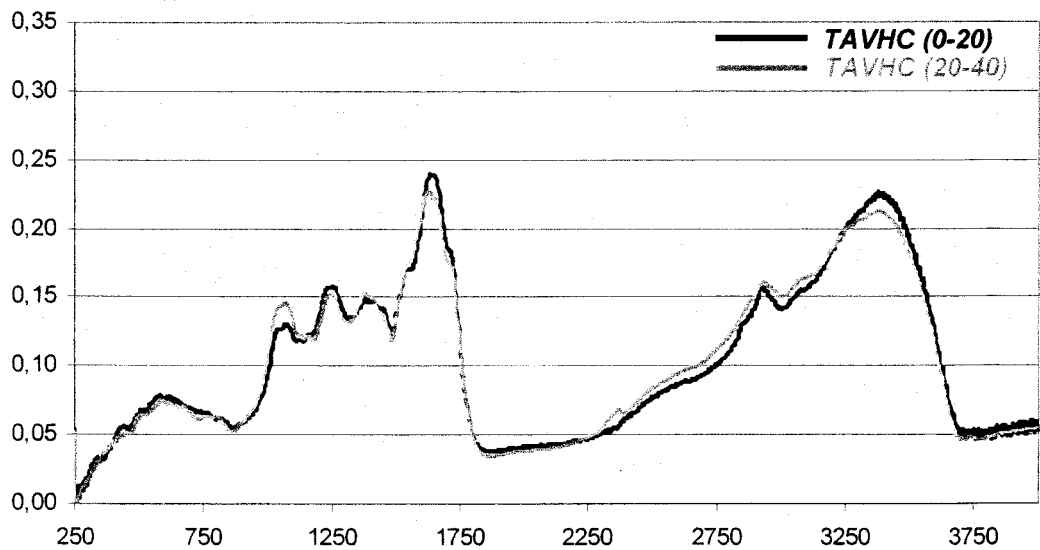


Fig 26. Espectros de FT-IR de suelo de terraza alta.

### 4.3.2. Análisis de los AH por Espectroscopía de resonancia magnética nuclear de $^{13}\text{C}$ en estado sólido (CPMAS- $^{13}\text{C}$ NMR)

La espectroscopía de RMN de  $^{13}\text{C}$  es una poderosa herramienta para la caracterización estructural de SH, ya que suministra información cualitativa y cuantitativa de los diferentes integrantes de las moléculas húmicas que contienen átomos de C (González Vila et al., 1976, 1983; Wilson, 1987).

Las asignaciones de las distintas bandas de los espectros de  $^{13}\text{C}$  NMR de los materiales húmicos (Preston y Ripmeester, 1982; Hatcher et al., 1983; Preston, 1996; Skjemstad et al., 1997) se presentan en la Tabla 4.

Tabla 4.- Asignaciones estructurales para los principales desplazamientos químicos en los espectros de  $^{13}\text{C}$  NMR de AH

Desplazamiento (ppm)	químico	Asignaciones
190-220		Carbonos de quinonas, cetonas, aldehídos
190-160		Carbonos de carbonilos, carboxilos, ésteres y amidas (péptidos)
160-140		Carbonos aromáticos sustituidos por grupos funcionales con O ó N, enlaces C ar -C sustituido a C-alifático excepto $\text{CH}_3$ , subunidades fenólicas y aril-éter de la lignina y taninos
140-110		C ar sustituido por grupos alquílicos y formando puentes C-H; carbonos internos de C ar condensado, C ar no sustituido; carbonos en C ar -H orto a C ar -O estructuras aromáticas (ligninas, taninos) y olefinas
110-90		Carbonos anoméricos de polisacaridos
90-60		Carbonos alifáticos sustituidos; C sustituidos por OH, O y N en polisacaridos y aminoácidos; éteres alifáticos distintos a grupos metoxi o etoxi
60-45		Carbonos de los sustituyentes de la lignina, aminoácidos y aminoazúcares
45-0		Carbonos alifáticos no sustituidos; C en $\text{CH}_2$ en hidrocarburos de cadena larga saturados; C en CH y $\text{CH}_2$ unidos a anillos aromáticos; C en $\text{CH}_2$ en grupos alicíclicos y etilo, C alifático de péptidos, C en $\text{CH}_3$

Car = Carbono aromático

Las Figs. 27-40 muestra los espectros de NMR en estado sólido de los AH aislados de cada suelo a diferentes profundidades. Los valores de integración de las regiones correspondientes a C en C=O (220-160 ppm), unidades C=C aromáticas sustituidos o no (160-110 ppm), en C-O alquil de polisacáridos (110-60 ppm), en unidades de ligninas con grupos  $\text{OCH}_3$  y amino ácidos (60-45 ppm) y en estructuras alifáticas (45-0 ppm) se presentan en la tabla 5.

**Tabla 5.- Resultados del análisis C<sup>13</sup> RMN en estado sólido**

Código	Unidad Fisiográfica	Practica de Agricultura	Regiones y valores de integración (%)									
			220 - 160		160 - 110		110 - 60		60 - 45		45 - 0	
			I	II	I	II	I	II	I	II	I	II
BVA	Barrizal	arroz	12.4	--	20.7	--	28.6	--	11.5	--	26.2	--
PNJ	Playa	chiclayo	13.3	--	20.8	--	29.4	--	11.8	--	24.9	--
RMVAML	Restinga Media	maíz-leguminosa	9.7	9.9	20.6	21.7	28.7	26.3	13.0	12.5	27.6	29.2
RMVAMM	Restinga Media	maíz	15.0	9.7	24.9	22.2	22.7	25.8	11.6	13.0	25.3	28.9
RMAPFF	Rest Med Alta	frijol	18.4	19.6	26.2	30.2	21.1	18.4	10.3	9.0	23.9	22.5
RMAPMM	Rest Med Alta	maíz	11.6	11.3	25.3	24.4	27.1	28.2	12.0	11.4	23.7	24.2
TMK21	Terraza Media	pasto natural	12.3	11.8	17.4	20.8	29.5	25.7	11.2	12.4	29.1	29.0
PMK25	Terraza Media	aguajal	12.9	12.1	17.4	19.6	24.4	21.7	11.5	11.5	33.2	34.7
PACB2NR	Terr Med Alta	aguajal	18.8	16.1	26.0	37.9	21.2	19.4	8.8	8.0	24.6	18.2
PABHI	Terr Med Alta	sangre de grado	15.8	13.5	20.7	20.0	22.4	31.2	11.3	12.0	29.4	22.9
PABHII	Terr Med Alta	tahuari anarillo, otros	13.9	15.0	19.0	21.2	30.6	33.6	11.9	10.9	24.2	18.8
PABHE	Terr Med Alta	estoraque, capirona, otros	13.2	8.1	21.2	16.8	27.0	36.4	12.0	13.5	26.1	24.8
BABHC	Terr Med Alta	castaña, caoba, otros	16.0	8.2	19.5	17.4	27.6	37.3	11.7	13.7	24.9	23.2
CSAK	Colina	maíz-pijuayo	16.2	15.5	20.2	20.9	27.8	26.6	11.1	11.3	24.3	25.3

I : Horizonte de 0-20 cm  
 II : Horizonte de 20-40 cm

En general, todos los AH presentan espectros bien estructurados, con características similares a las encontradas en la literatura para otros AH de suelos. Del análisis de los datos destacan las siguientes observaciones:

- Entre los espectros de los AH aislados de los suelos de Restinga en el horizonte más superficial se observan pocas diferencias, lo que indica que las diferentes prácticas agrícolas (maíz-maíz vs. frijol-frijol) tienen poca influencia en la naturaleza química de la macromolécula húmica. Sin embargo, si se observan algunas diferencias destacables de tipo cuantitativo entre los espectros de los AH aislados a diferentes profundidades, que no son coincidentes entre ambos suelos. Así, en RMVAMM el AH del subsuelo tiene menor contenido en grupos carboxílicos y mayor alifaticidad, mientras en RMAPFF destaca la mayor aromaticidad del AH del subsuelo frente al del horizonte superficial.
- Las características espectrales de los AH aislados de los Ultisoles de terrazas y colinas presentan diferencias más señaladas. Las más destacadas son las siguientes: i) la aromaticidad de los AH de la Terraza media con pasto natural es menor que la de los AH de los suelos forestales de las terrazas altas, ii) comparando entre los AH a diferentes profundidades se observan pocas diferencias entre los AH de la Terraza media con pasto natural, y un comportamiento divergente entre los AH de las terrazas altas, particularmente respecto de la aromaticidad (notable incremento en TACV2NR) y el contenido en polisacáridos (notable incremento en TAVHE).

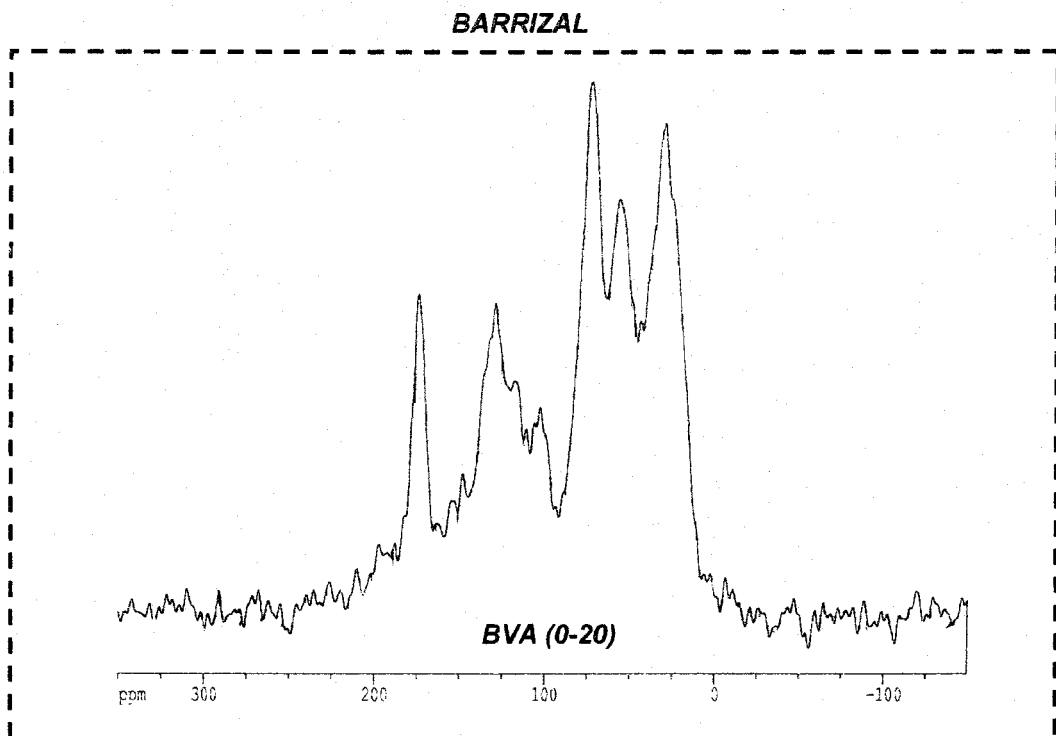


Fig 27. Espectros de RMN <sup>13</sup>C de AH's extraidos de suelo de barrizal.

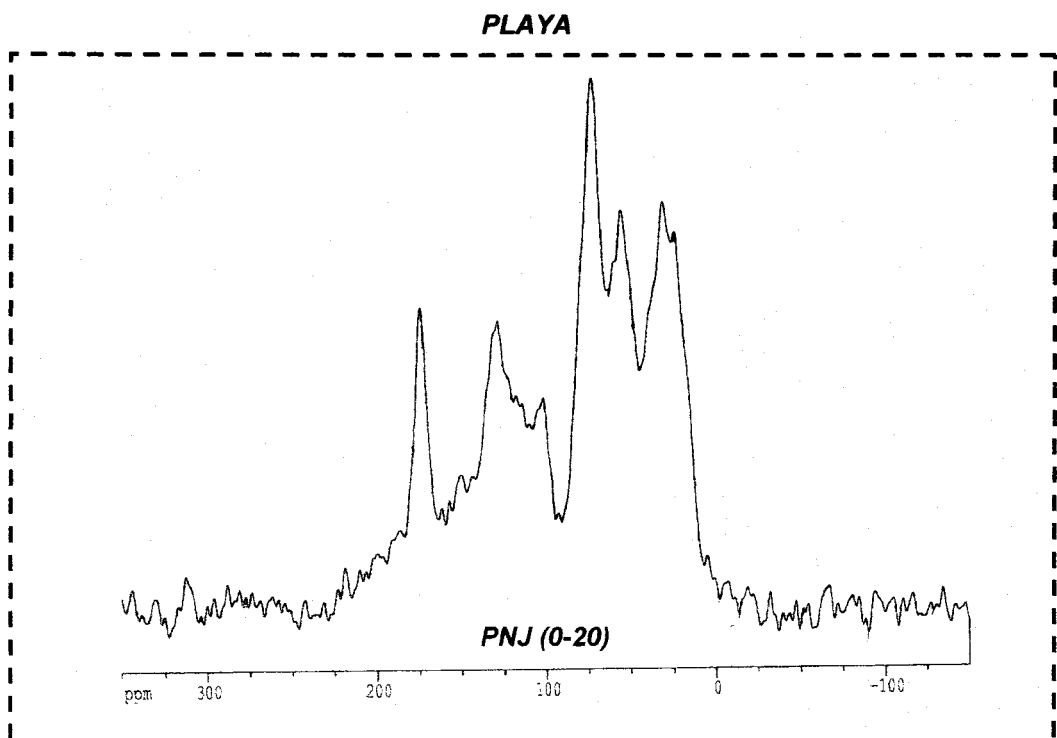


Fig 28. Espectros de RMN <sup>13</sup>C de AH's extraidos de suelo de playa.

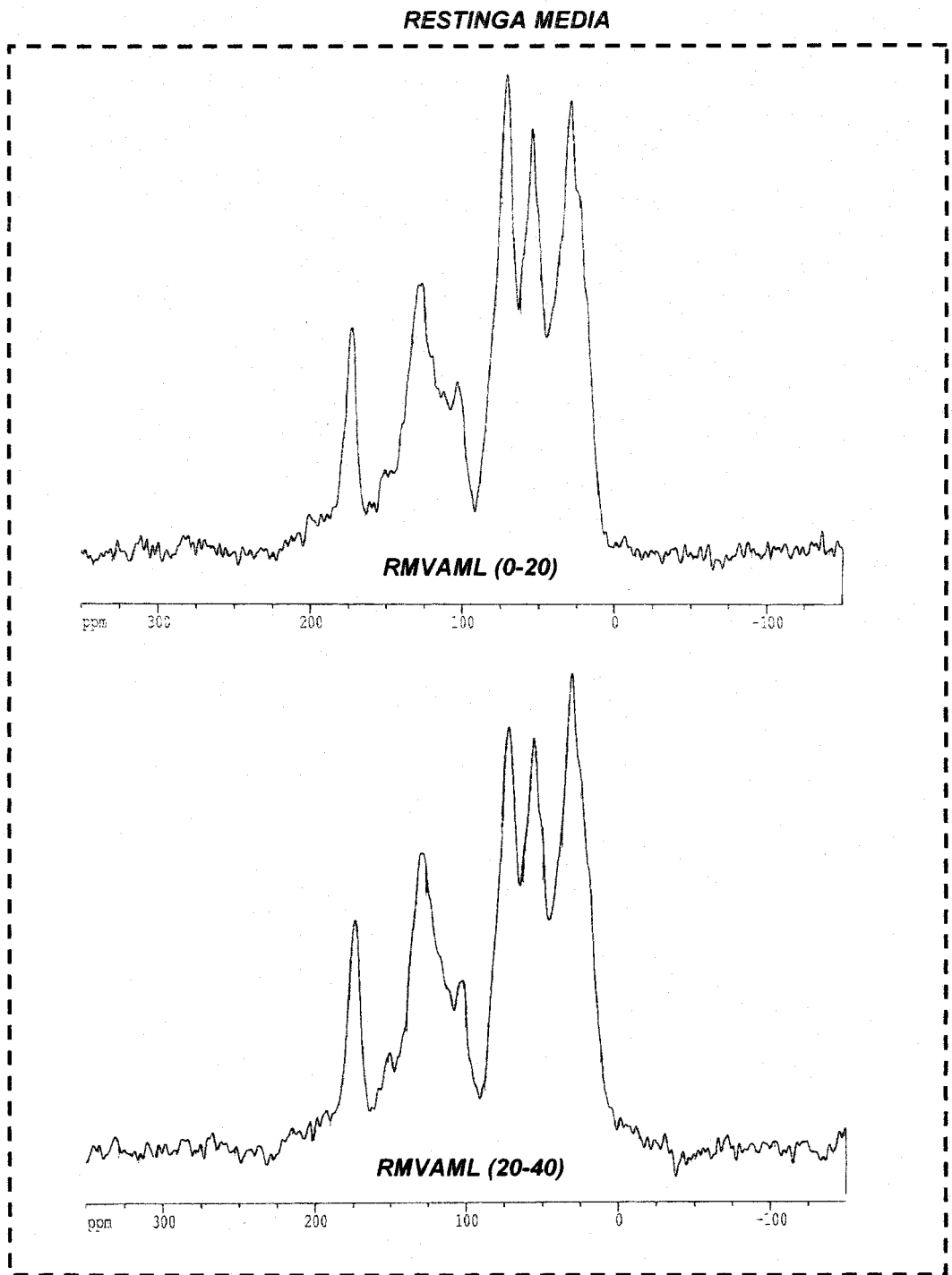


Fig 29. Espectros de RMN  $^{13}\text{C}$  de AH's extraídos de suelo de restinga media.

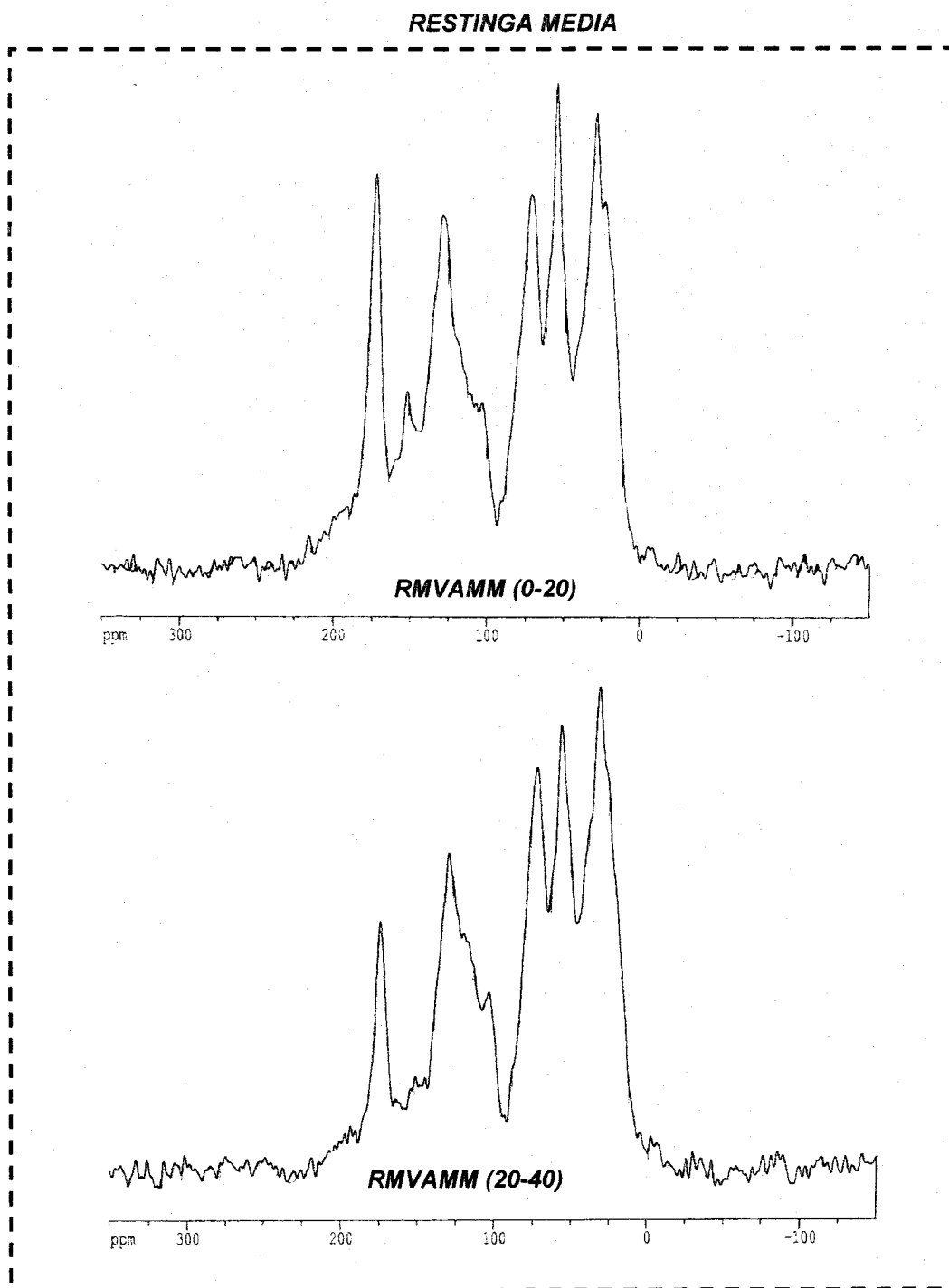


Fig 30. Espectros de RMN  $^{13}\text{C}$  de AH's extraídos de suelo de restinga media.

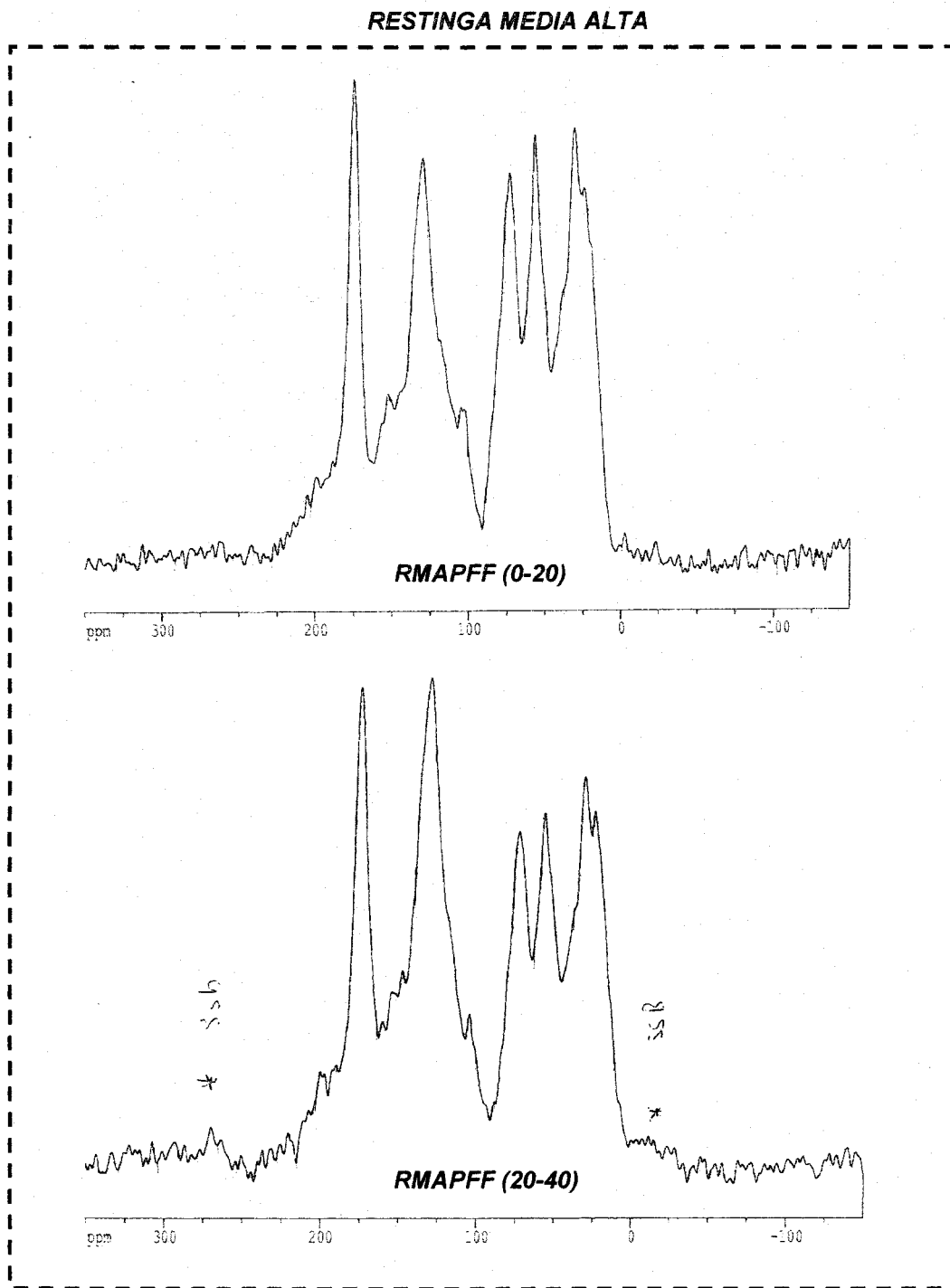


Fig 31. Espectros de RMN  $^{13}\text{C}$  de AH's extraídos de suelo de restinga media alta.



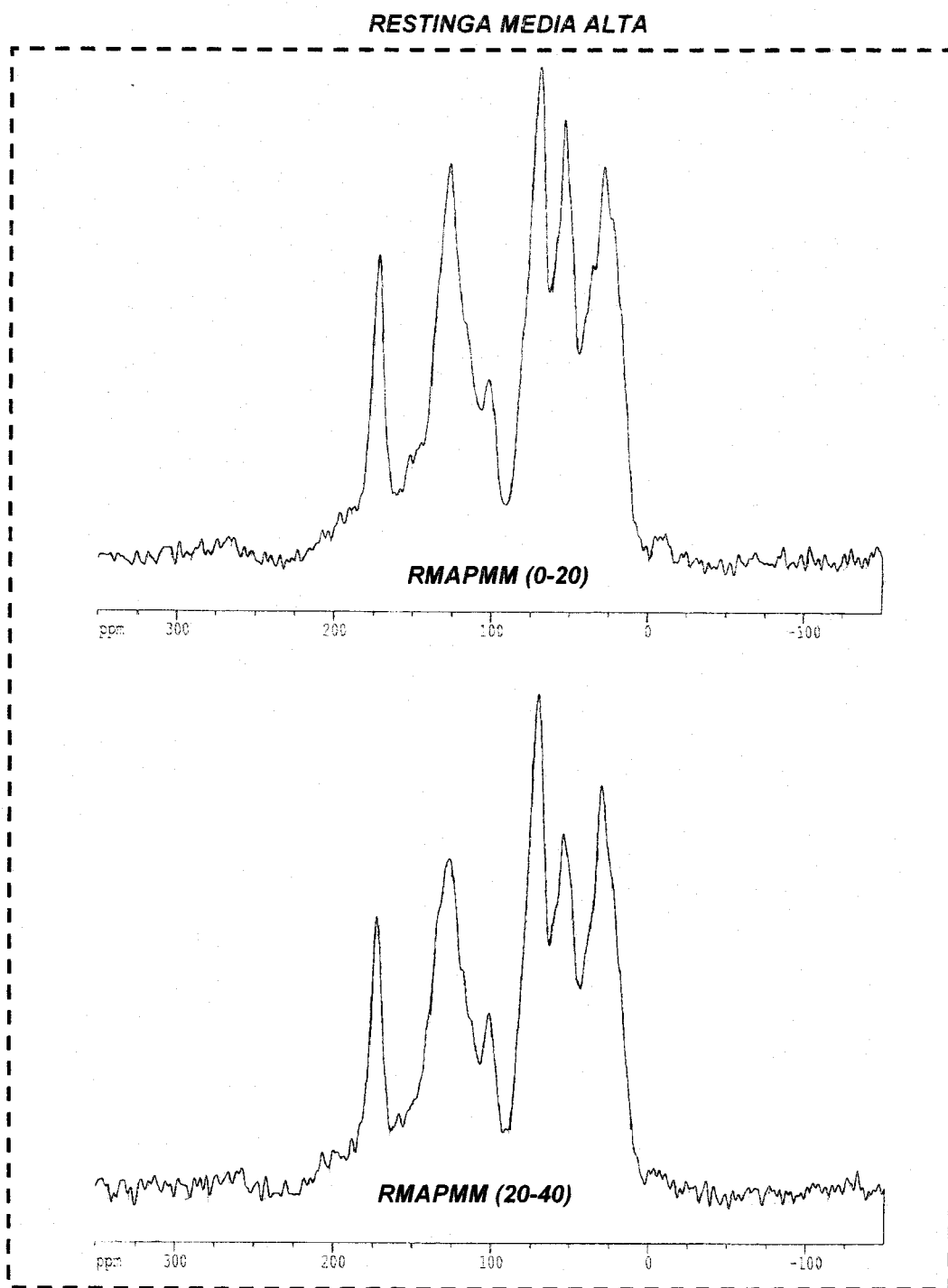


Fig 32. Espectros de RMN  $^{13}\text{C}$  de AH's extraídos de suelo de restinga media alta.

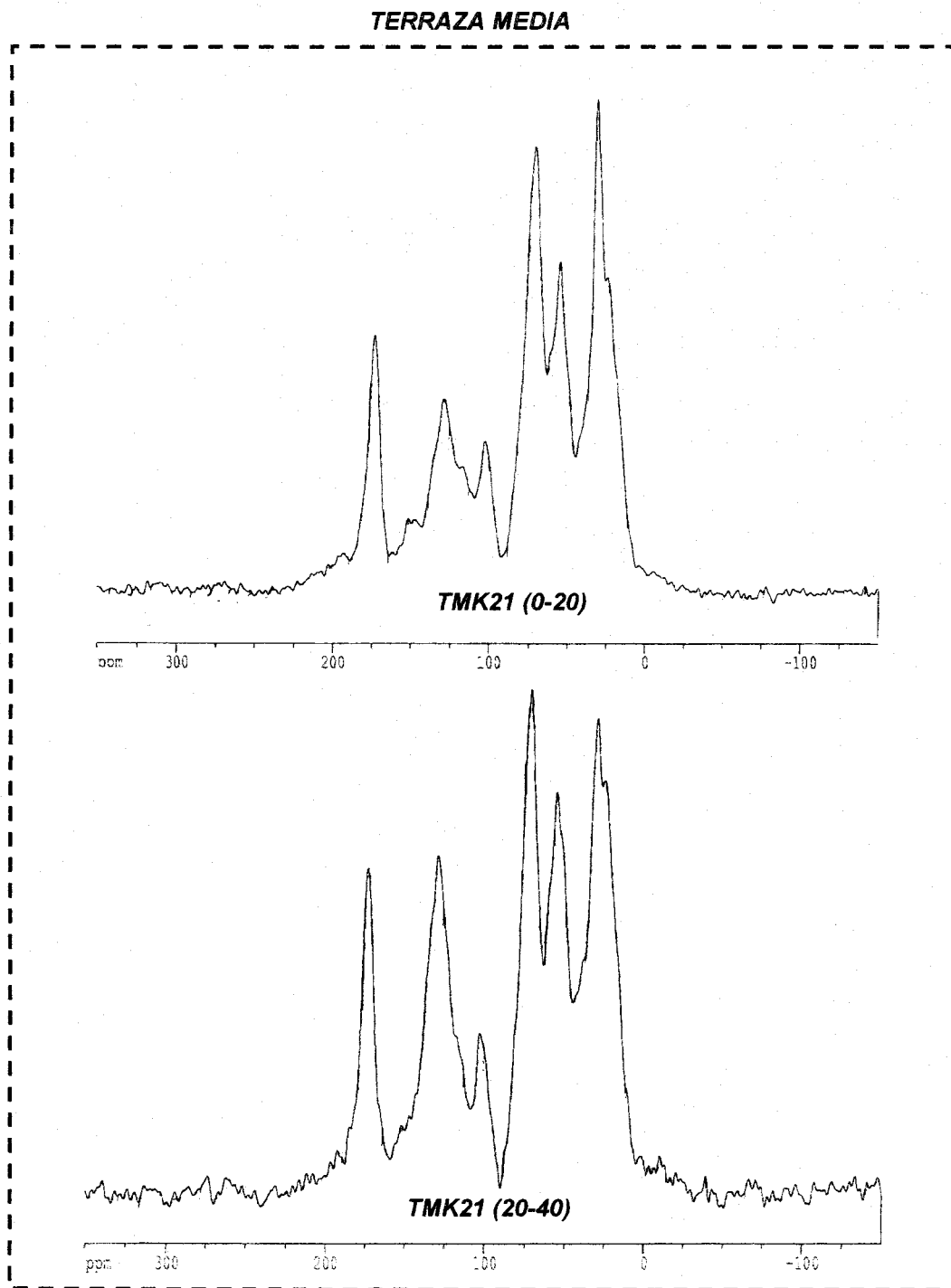


Fig 33. Espectros de RMN  $^{13}\text{C}$  de AH's extraidos de suelo de terraza media.

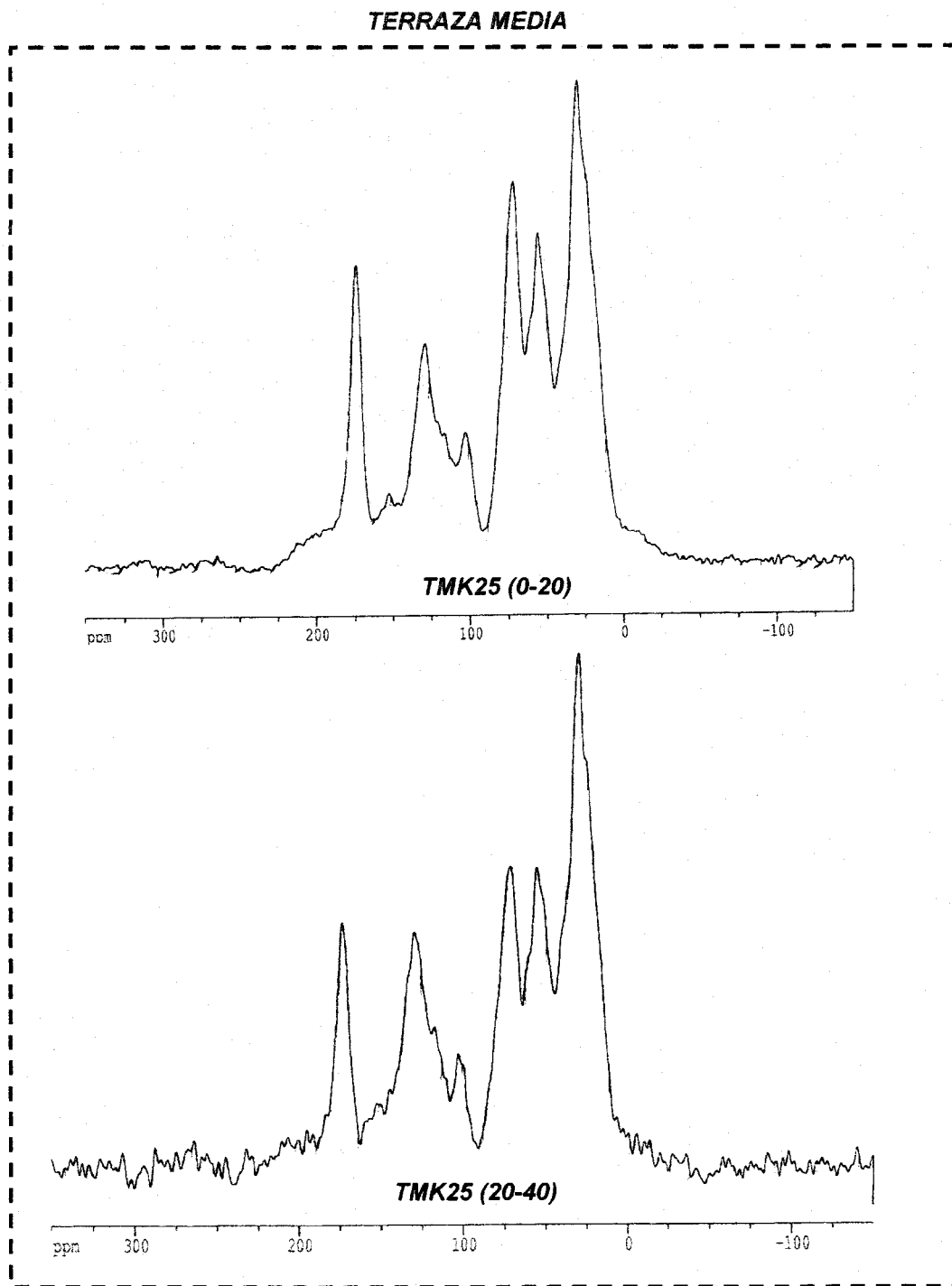


Fig 34. Espectros de RMN  $^{13}\text{C}$  de AH's extraídos de suelo de terraza media.

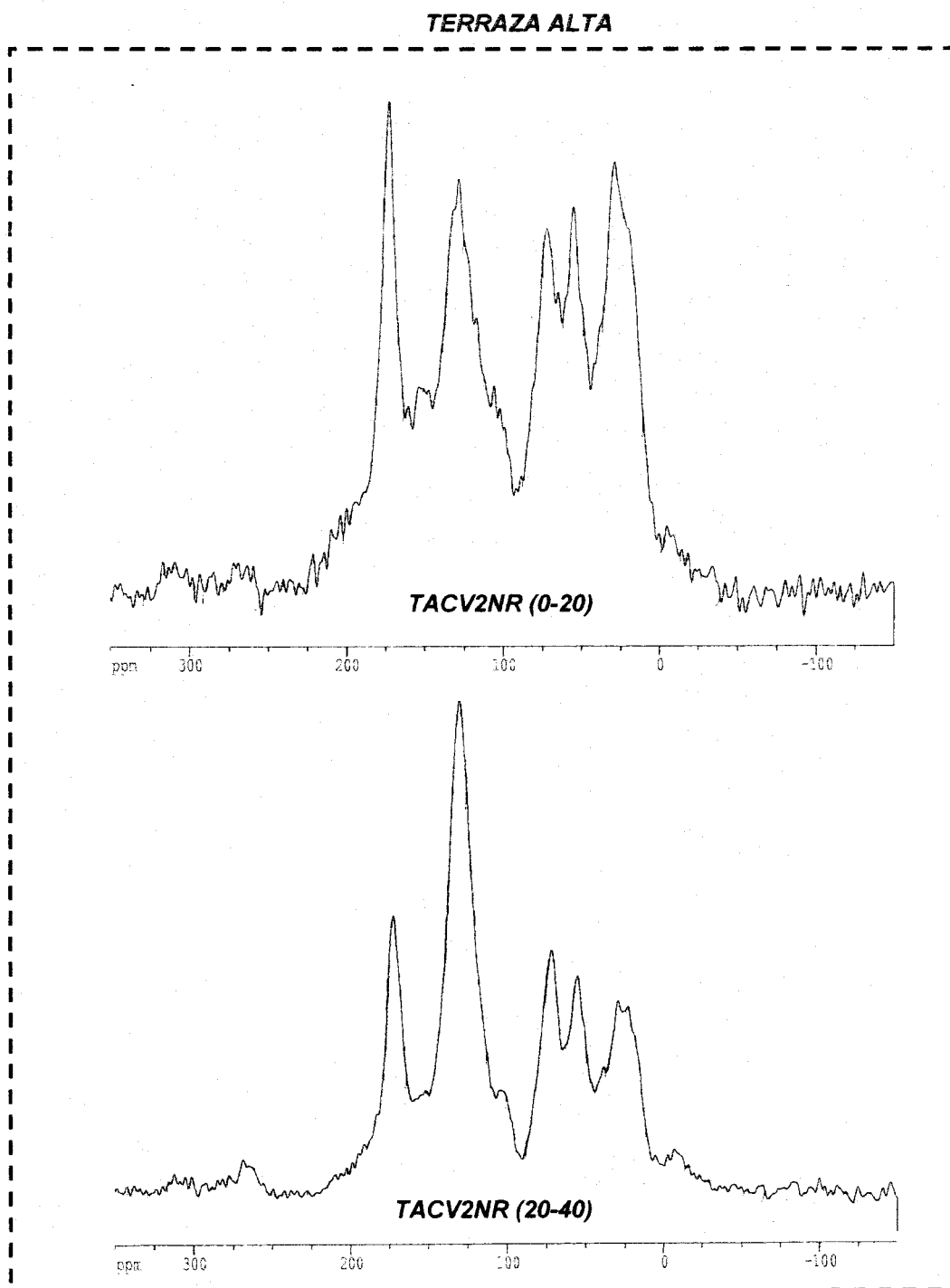


Fig 35. Espectros de RMN  $^{13}\text{C}$  de AH's extraídos de suelo de terraza alta.

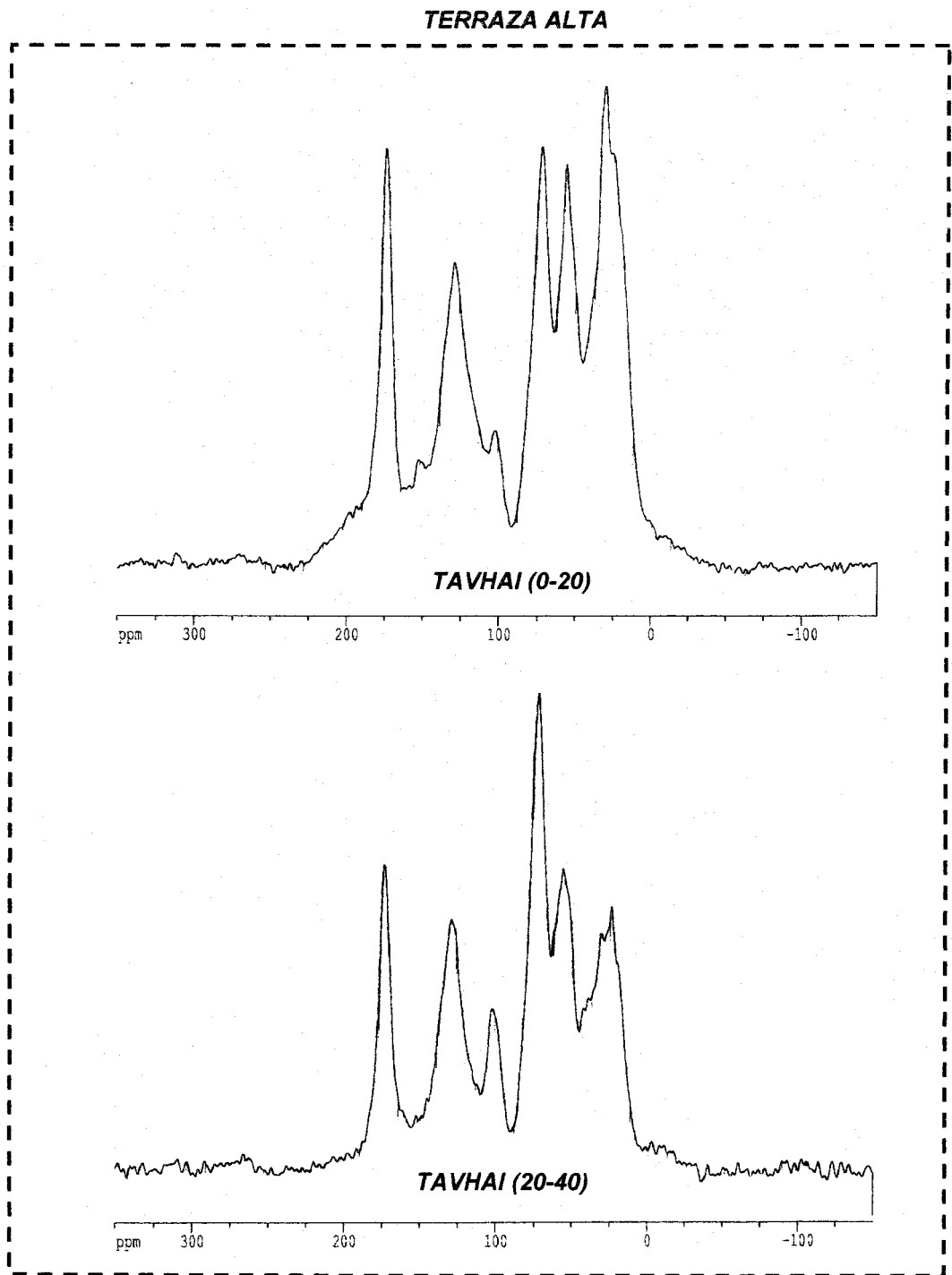


Fig 36. Espectros de RMN  $^{13}\text{C}$  de AH's extraídos de suelo de terraza alta.

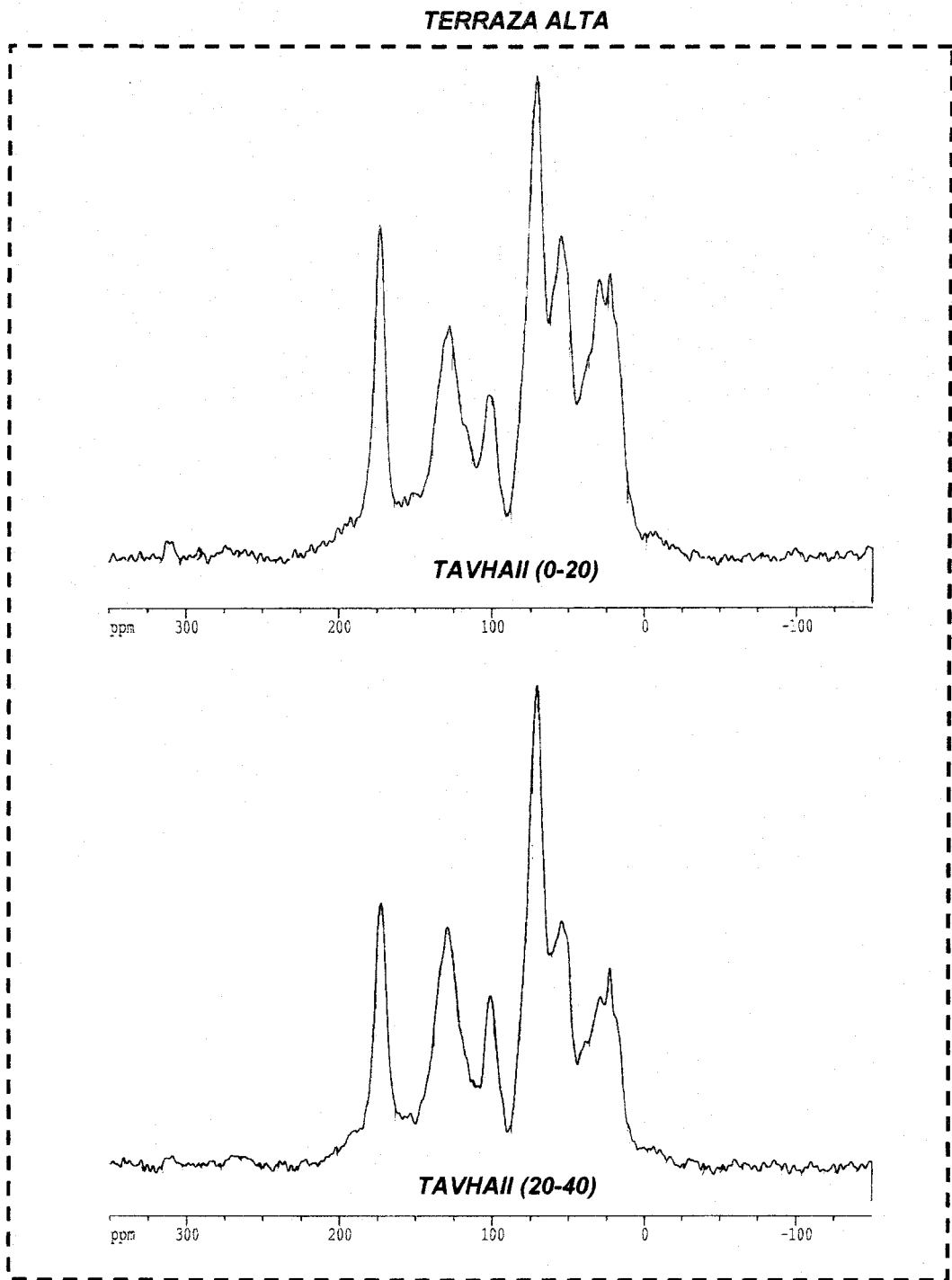


Fig 37. Espectros de RMN  $^{13}\text{C}$  de AH's extraidos de suelo de terraza alta.

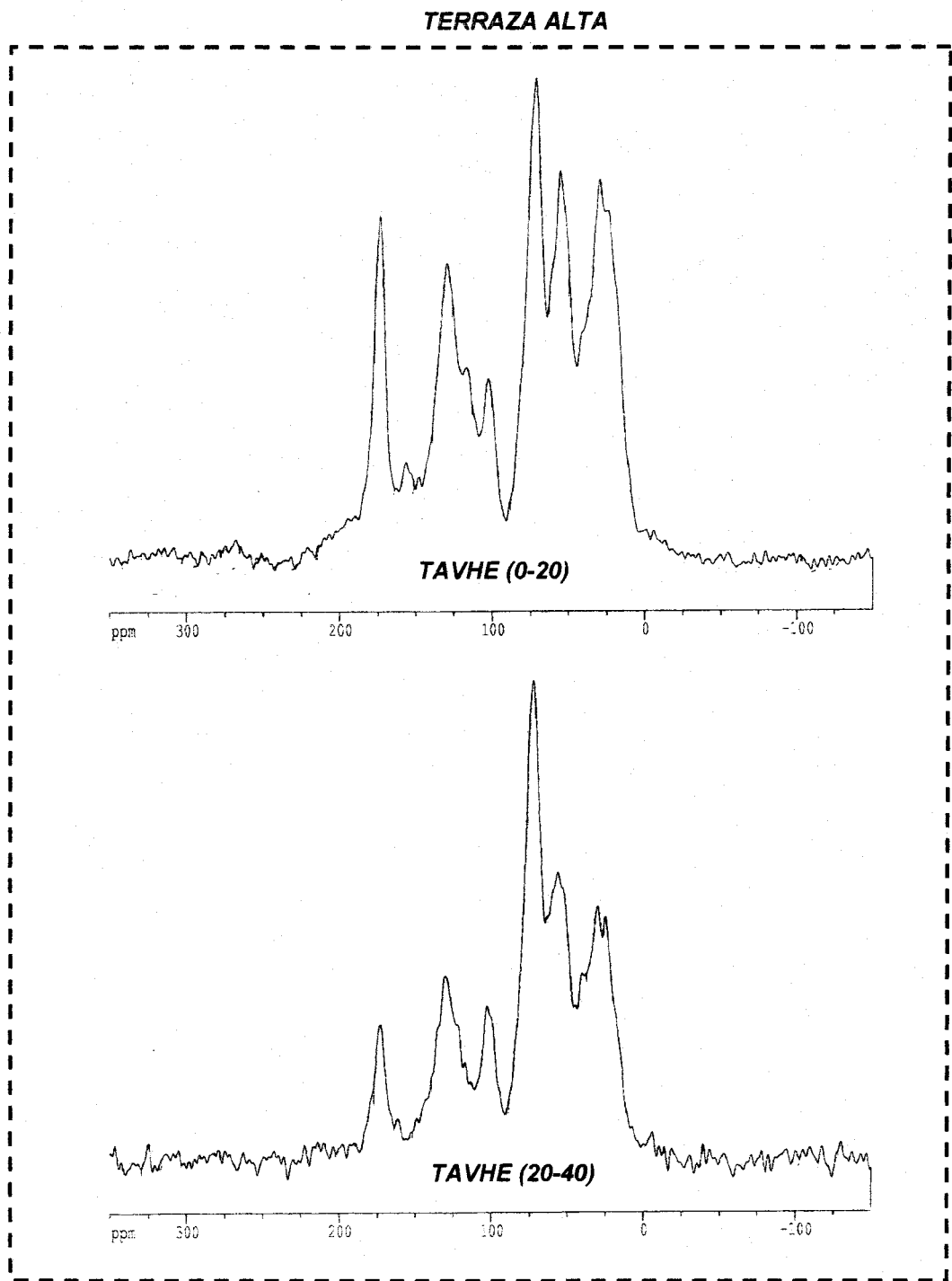


Fig 38. Espectros de RMN  $^{13}\text{C}$  de AH's extraídos de suelo de terraza alta.

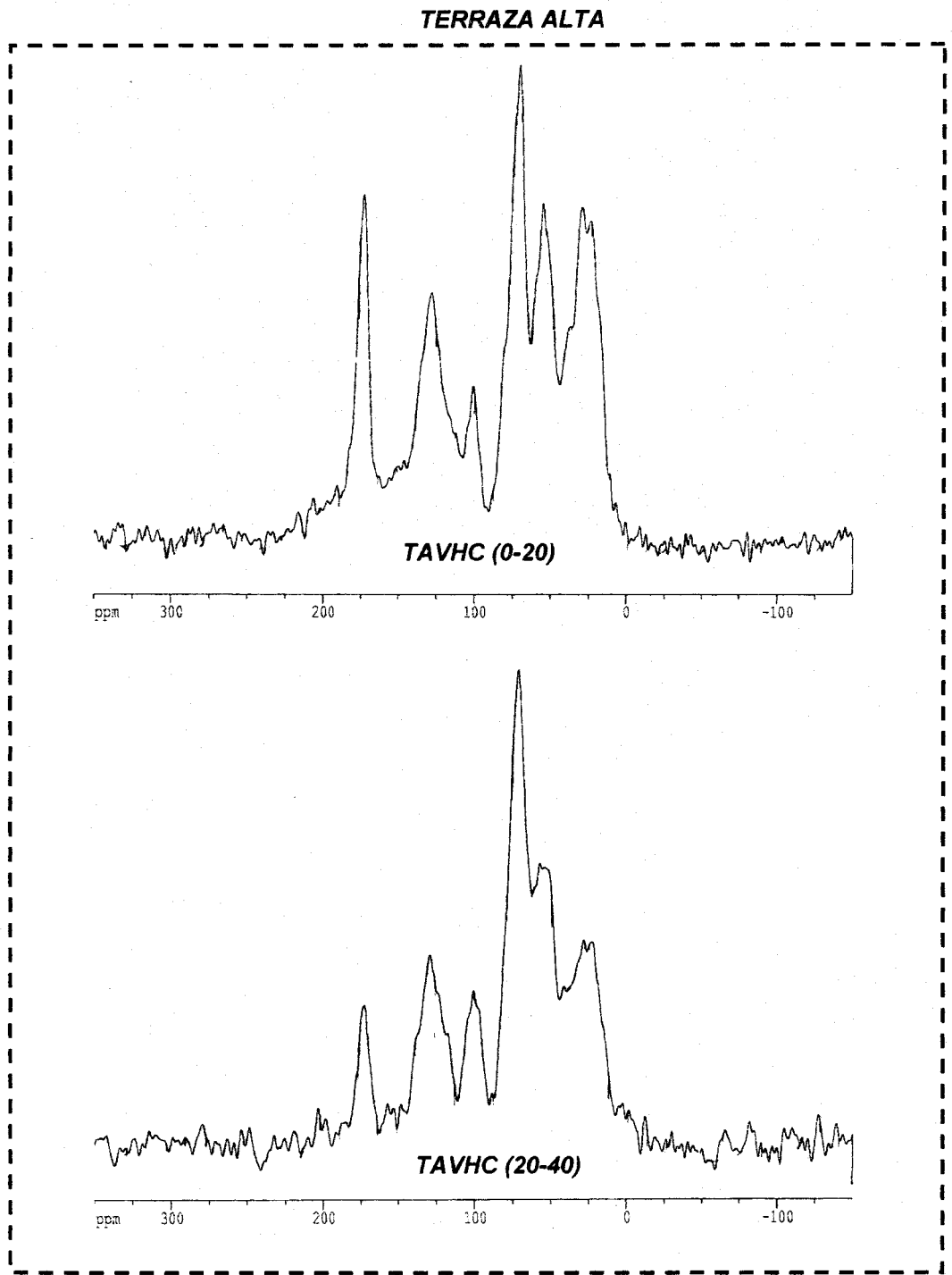


Fig 39. Espectros de RMN  $^{13}\text{C}$  de AH's extraídos de suelo de terraza alta.



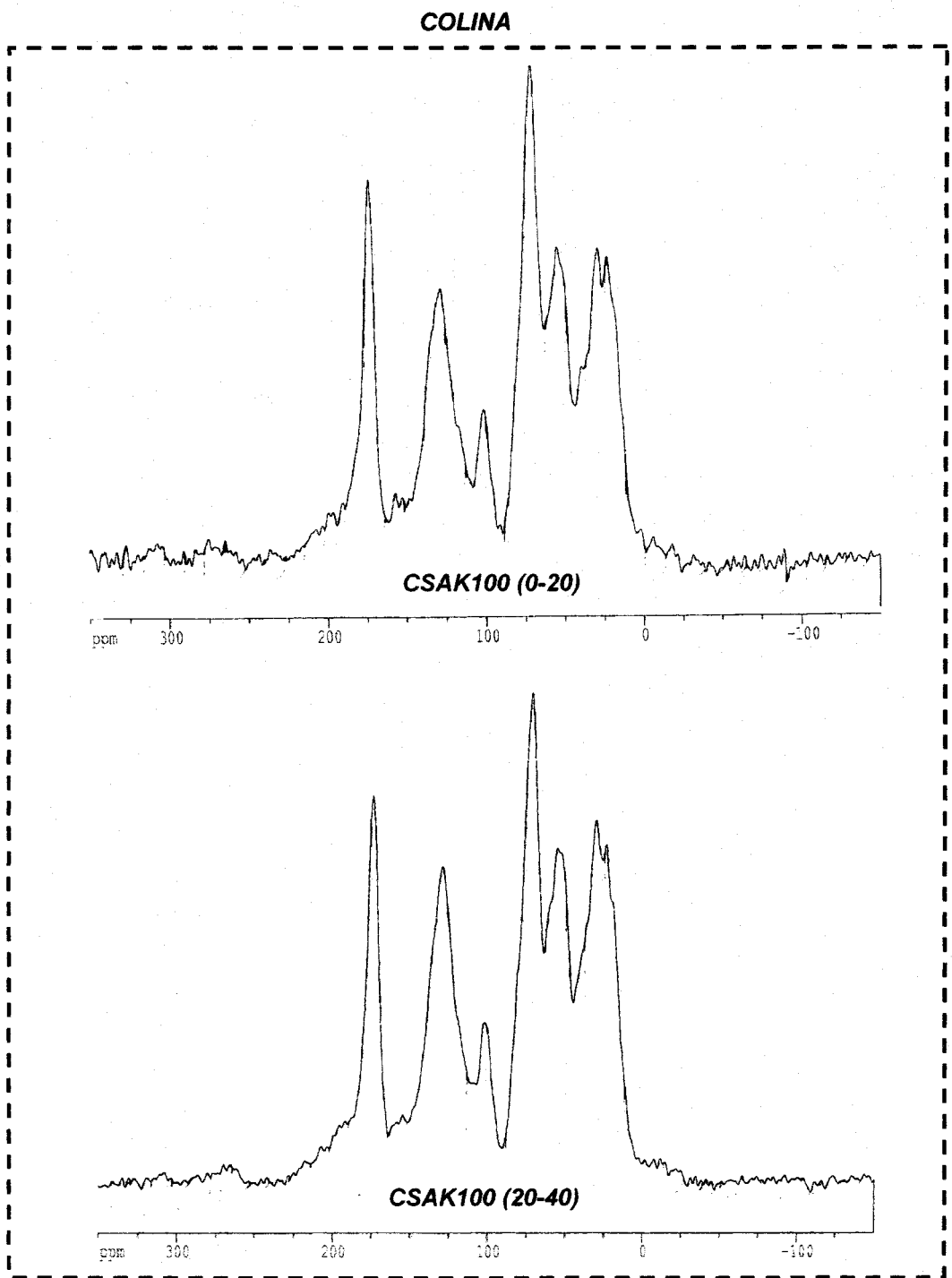


Fig 40. Espectros de RMN  $^{13}\text{C}$  de AH's extraídos de suelo de colina.

#### **4.4. Análisis por pirólisis cromatografía de gases espectrometría de masas (Py-GC/MS)**

Por las diversas ventajas experimentales que presenta sobre otros métodos degradativos, la Pirólisis (Py) analítica en conexión con GC-MS (Py-CG-SM) ha sido ampliamente utilizada desde hace décadas para estudiar la composición de bio- y geopolímeros. Se trata de un técnica con buena reproducibilidad, que requiere poca cantidad de muestra para el análisis, y permite interpretar los resultados tanto cualitativamente como semicuantitativamente.

La pirólisis analítica suministra una información específica de la muestra total (*fingerprint*) sin necesidad de pretratamientos químicos, por lo que constituye un método degradativo de gran interés para el estudio de materiales orgánicos de elevado peso molecular ya que en condiciones controladas, conduce a la rotura no sólo de enlaces de tipo éster y éter, sino también a la de distintas uniones C-C.

Ha sido ampliamente utilizada anteriormente para la caracterización directa de MO en matrices complejas, incluyendo MO disuelta (DOM) en suelos y aguas (Hempfling et al., 1990; Schulten y Gleixner, 1999), MO particulada (Gadel et al., 1993; Da Cunha et al., 2000), sedimentos (Zsolnay, 1991) y suelos o fracciones del mismo (Martín et al., 1982; 1994, 2001; Schulten et al., 1993; Sorge et al., 1994; Schulten y Sorge, 1995; Saiz-Jiménez et al., 1996a, b; Stuczynski et al., 1997).

Muchos de los productos liberados durante la pirólisis son compuestos de diagnóstico, indicadores, que permiten obtener información fiable sobre la composición del material de partida.

En las figuras 41-47 se muestran los cromatogramas de ión total de los productos de pirólisis (pirogramas) de las muestras de AH estudiadas. En la Tabla 6 se presenta la identidad química de los principales productos de pirólisis de las muestras, señalados con números sobre los pirogramas.

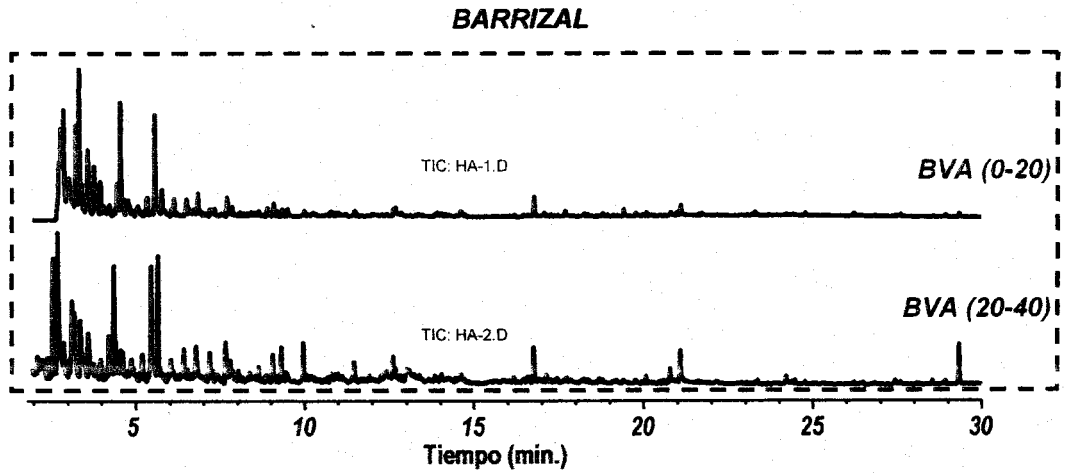


Fig 41. Cromatogramas de los productos de pirólisis (610° C) de AH's de suelo de barrizal.

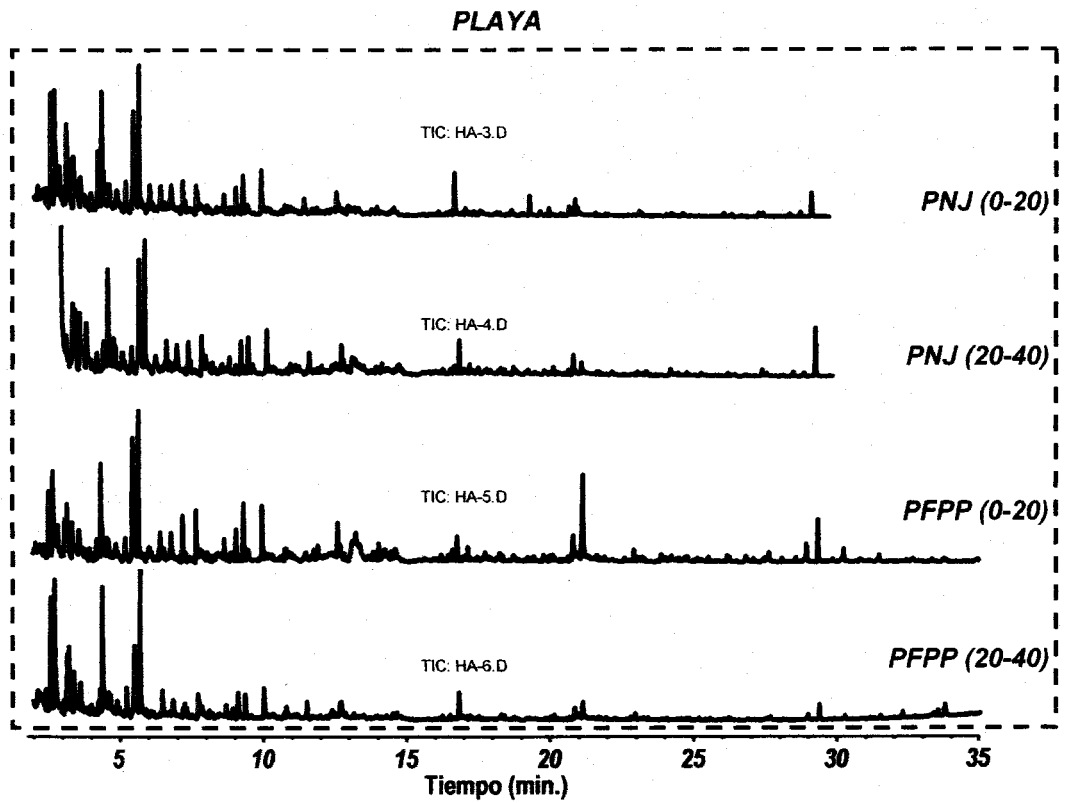


Fig 42. Cromatogramas de los productos de pirólisis (610° C) de AH's de suelo de playa.

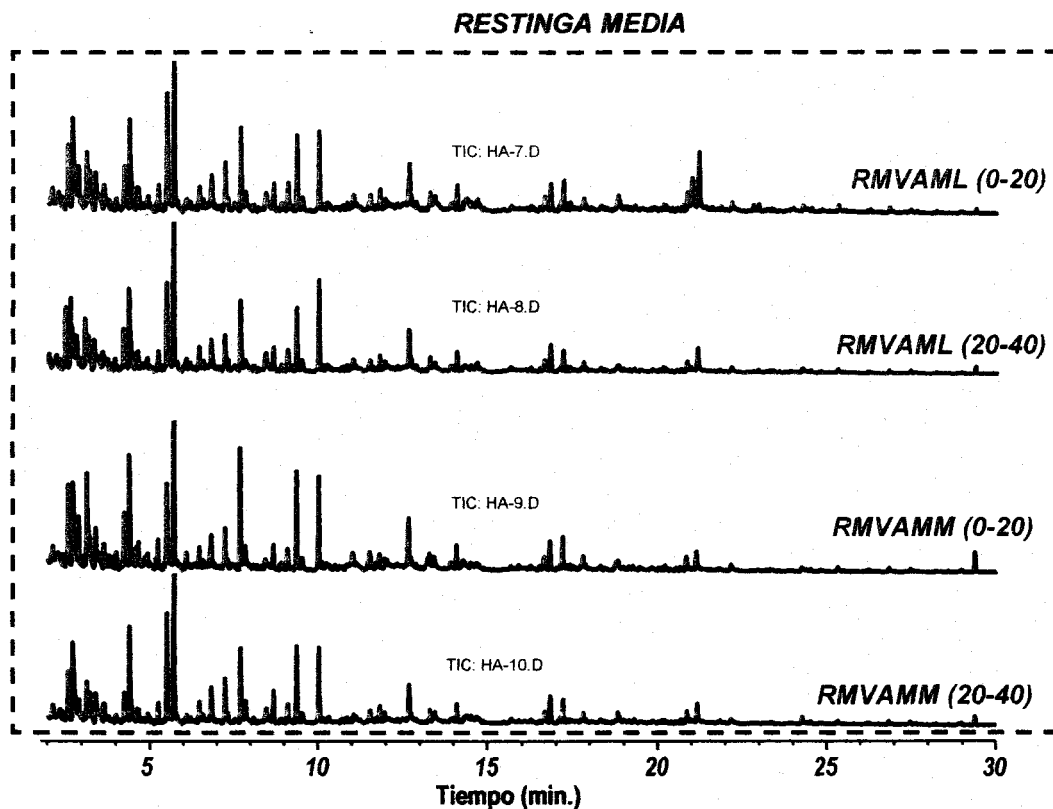


Fig 43. Cromatogramas de los productos de pirólisis de AH's (610° C) de suelos de restingas medias.

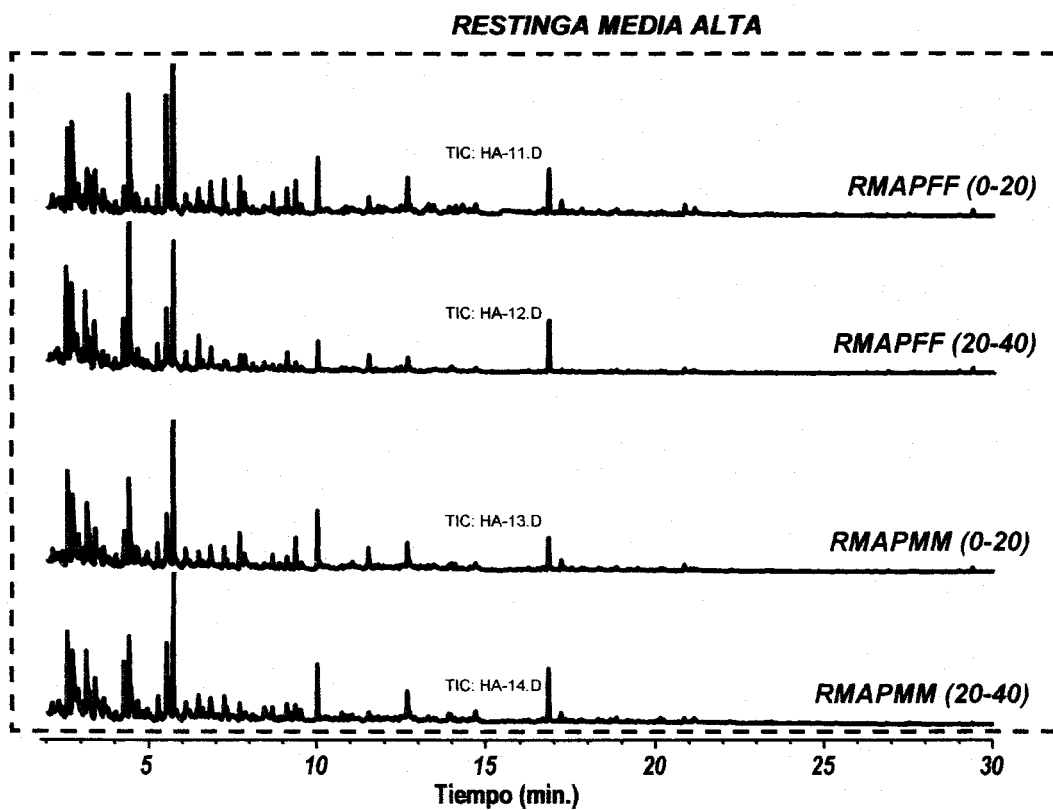


Fig 44. Cromatogramas de los productos de pirólisis de AH's (610° C) de suelos de restingas medias altas.

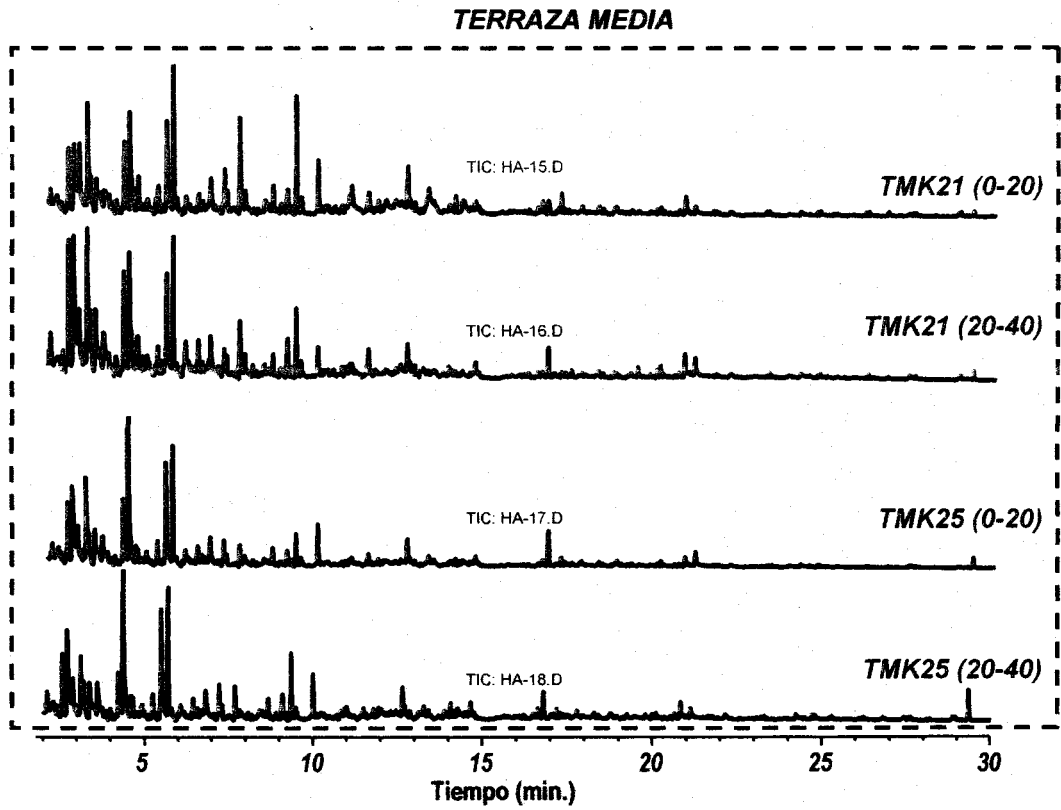


Fig 45. Cromatogramas de los productos de pirólisis de AH's (610° C) de suelos de terrazas medias.

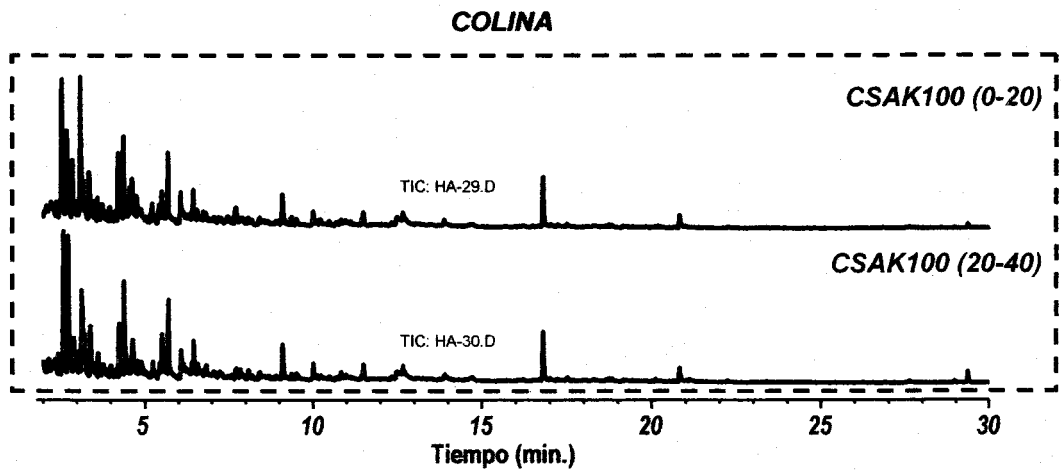


Fig 46. Cromatogramas de los productos de pirólisis de AH's (610° C) de suelo de colina.

TERRAZA ALTA

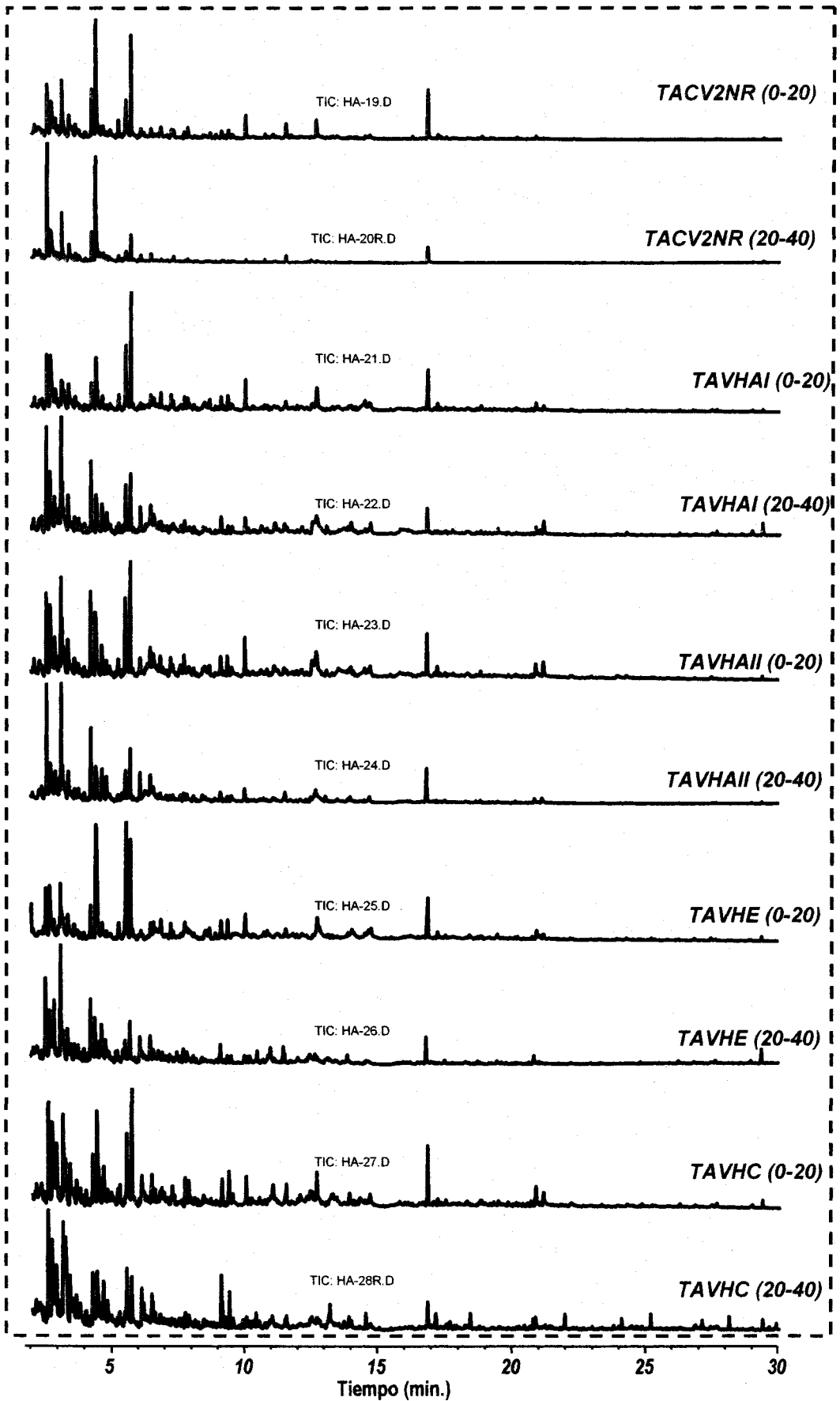


Fig 47. Cromatogramas de los productos de pirólisis de AH's (610° C) de suelos de terrazas altas.

Tabla 6.- Naturaleza química de los compuestos de pirólisis de los AH

Compuesto	Pm	Origen	RMVAM-M		RMAPF-F		TMK21		TACV2NR		TAVHE	
			0-20	20-40	0-20	20-40	0-20	20-40	0-20	20-40	0-20	20-40
1 Tolueno	78	Pp	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
2 Furfural	96	C	X	X	X	X	X	X		X	X	X
3 5-Metilfurfural	110	C	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
4 Fenol	94	Pp/Lg/Pr	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
5 p-Cresol	108	Pp/Lg/Pr	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
6 Guaiacol	124	Lg	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
7 Fenilacetoniitrilo	117	Pp	X		X	X	X	X	X	X	X	X
8 4-Etilfenol	122	Pp/Lg	X	X	X	X	X		X		X	X
9 4-Metilguaiacol	138	Lg	X	X	X	X	X	X	X		X	
10 4-Vinilfenol	120	Pp/Lg	X		X		X	X	X		X	
11 Fenilpropanonitrilo	141	Pp	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
12 4-Etilguaiacol	152	Lg	X	X	X	X	X	X	X		X	
13 Indol	117	Pr	X	X	X	X	X	X	X		X	X
14 4-Vinilguaiacol	150	Lg	X	X	X	X	X	X	X		X	X
15 Siringol	154	Lg	X	X	X	X	X	X	X		X	
16 Vanillina	152	Lg	X		X			X	X		X	
17 4-Metilsiringol	168	Lg	X	X			X	X	X		X	
18 Acetoguaiacona	166	Lg	X	X	X	X	X	X	X		X	X
19 4-Etilsiringol	182	Lg	X	X	X							
20 Guaiacilacetona	180	Lg	X	X				X	X		X	
21 4-Vinilsiringol	180	Lg	X	X				X	X			
22 4-Alilsiringol	194	Lg	X	X								
23 Acetosiringona	196	Lg	X	X	X	X	X	X	X		X	X
24 Siringilacetona	210	Lg	X	X	X			X	X			
25 Propiosiringona	210	Lg	X	X								
26 Ácido palmítico	256	L	X	X	X	X	X	X			X	

Del análisis de los datos destacan las siguientes observaciones:

- Los productos detectados por pirólisis analítica son los típicos de la pirólisis de AH de suelos, provienen de la rotura (“craking”) de diferentes componentes de la macromolécula húmica, cuyos precursores son conocidos tales como lignina (Lg), polisacáridos (C), péptidos y proteínas (Pp) y lípidos (L).
- Se observan diferencias importantes entre los distintos pirogramas, pero en todos los casos dominan los metoxifenoles derivados de la lignina, indicativos de la influencia de la vegetación en el proceso de formación de los AH, como corresponde a materiales húmicos aislados de suelos de cultivo.
- En general, los fragmentos de pirólisis en los AH aislados a menor profundidad son más numerosos y abundantes, característica especialmente destacable al comparar los dos AH aislados de los Ultisoles de las Terrazas altas.

#### **4.5. Análisis mediante oxidaciones degradativas por vía húmeda.** **Degradación secuencial Persulfato-Permanganato Potásico a T ambiente**

Las técnicas de degradación oxidativas han sido profusamente utilizadas para la caracterización químico-estructural de AH, y dentro de sus muchas limitaciones, siguen proporcionando una información válida, sobre todo si se pretende analizar comparativamente el comportamiento de los AH.

Son muchos los métodos degradativos utilizados para degradar y caracterizar SH (Stevenson, 1982; Aiken et al., 1985). Cuando se emplea métodos suaves (hidrólisis con ácidos minerales, oxidación con persulfato potásico, etc.) el porcentaje de productos liberados es extremadamente bajo. En el caso de agentes más agresivos, como el permanganato potásico en medio alcalino (Djuricic et al., 1972; Vitorovic et al., 1984, 1988), su elevado poder oxidante hace que se rompa la mayor parte de las macromoléculas en fragmentos tan pequeños (CO<sub>2</sub>, H<sub>2</sub>O, ácido acético, ácido oxálico, etc) que aportan poca información estructural, o se producen artefactos que proporcionan una información sesgada de la estructura real del material húmico (Schnitzer y Skinner, 1974). Se puede afirmar que el método ideal, aquél capaz de proporcionar un alto número de compuestos de degradación sin la producción de artefactos, no existe.

Las últimas tendencias recomiendan i) la utilización de reacciones de oxidación más suaves, como las degradaciones con permanganato potásico a temperatura ambiente (Almendros et al., 1993), perborato sódico (Almendros et al., 1987) o persulfato sódico (Martín et al., 1981, 1983); ii) el empleo de degradaciones selectivas, como oxidaciones con tetróxido de rutenio (Trifilief, 1987, 1992; Standen et al., 1991; Boucher et al., 1991; González Vila et al., 1994; Blokker et al., 2000) y la degradación oxidativa con IH (Almendros et al., 1997), y iii) el uso de degradaciones secuenciales, utilizando reactivos progresivamente más drásticos (Almendros et al., 1998)

Siguiendo estas tendencias se ha llevado a cabo un estudio comparativo de seis muestras de AH aisladas de los horizontes superficiales de seis suelos seleccionados teniendo en cuenta el gradiente altitudinal de la Región Ucayali, empleando la técnica de degradación secuencial con persulfato-permanganato potásico en medio alcalino a temperatura ambiente.



La degradación con  $S_2O_8K_2$  se basa en la descomposición de este agente oxidante en medios alcalinos, neutros y débilmente ácidos dando lugar a la formación de  $H_2O_2$ . El tratamiento con  $S_2O_8K$  produce una degradación suave del material húmico original (en torno al 40%), aunque dicho porcentaje puede variar bastante dependiendo de la naturaleza del AH de partida. El residuo resultante puede someterse a sucesivos tratamientos de degradación, como el utilizado en nuestro caso el permanganato potásico a temperatura ambiente.

En la Fig. 48 se muestran los TIC de los productos de la degradación secuencial con persulfato y permanganato de los seis AH seleccionados. La naturaleza de los productos de degradación se recoge en las tablas 7 y 8.

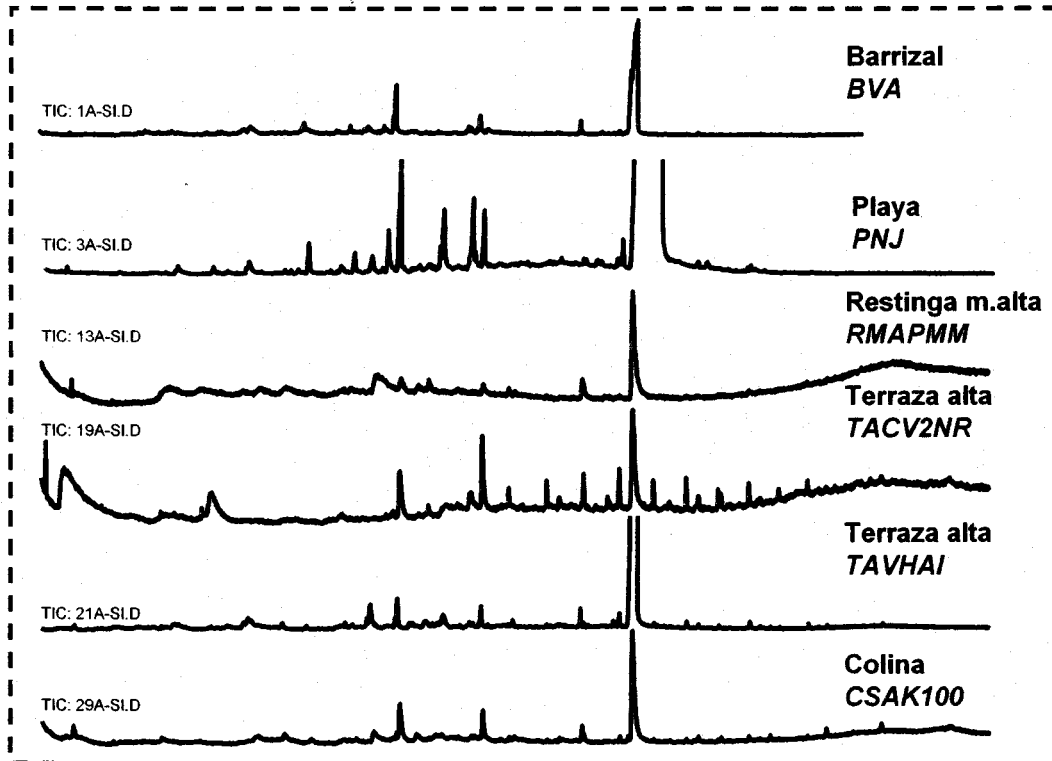
Tabla 7.- Compuestos identificados de los AH mediante la degradación con persulfato potásico.

Nº	Compuesto	Pm	B
			1
1	Benzoic acid 4-methoxy, methyl ester	166	x
2	Octanedioic acid, dimethyl ester	202	x
3	Dodecanoic acid, methyl ester	214	x
4	Nonanedioic acid, dimethyl ester	216	x
5	Benzoic acid 3,4-dimethoxy methyl ester	196	x
6	Tetradecanoic acid, methyl ester	242	x
7	<i>iso/anteiso</i> pentadecanoic acid, methyl ester	256	x
8	Pentadecanoic acid, methyl ester	256	x
9	Hexadecenoic acid, methyl ester	268	x
10	Hexadecanoic acid, methyl ester	270	x
11	<i>iso/anteiso</i> heptadecanoic acid, methyl ester	284	x
12	Heptadecanoic acid, methyl ester	284	x
13	Octadecenoic acid, methyl ester	296	x
14	Octadecanoic acid, methyl ester	298	x
15	Nonadecanoic acid, methyl ester	312	x
16	Eicosanoic acid, methyl ester	326	x
17	Docosanoic acid, methyl ester	354	x
18	Tricosanoic acid, methyl ester	368	x
19	Tetracosanoic acid, methyl ester	382	x
20	Hexacosanoic acid, methyl ester	410	x

Tabla 8.- Compuestos identificados de la degradación con permanganato potásico de los residuos de AH después de la oxidación con persulfato potásico

Nº	Compuesto	Pm	B	P	R	T		C
			1	3	13	19	21	29
1	Pentanedioic acid, dimethyl ester	160	x					
2	Nonanoic acid, methyl ester	172	x		x	x	x	x
3	Hexanedioic acid, dimethyl ester	174	x		x		x	
4	Benzoic acid	122			x	x	x	x
5	1,3-Isobenzofuradiona	148						x
6	Decanoic acid, methyl ester	186	x		x	x	x	x
7	Heptanedioic acid, dimethyl ester	188	x		x	x	x	
8	Undecanoic acid, methyl ester	200	x		x	x	x	x
9	Octanedioic acid, dimethyl ester	202	x		x	x	x	x
10	Dodecanoic acid, methyl ester	214	x		x	x	x	x
11	Nonanedioic acid, dimethyl ester	216	x		x	x	x	x
12	Tridecanoic acid, methyl ester	228	x		x	x	x	
13	Decanedioic acid, dimethyl ester	230	x		x	x	x	x
14	Tetradecanoic acid, methyl ester	242	x		x	x	x	x
15	Undecanedioic acid, dimethyl ester	244	x		x	x	x	x
16	Pentadecanoic acid, methyl ester	256	x		x	x	x	
17	Dodecanedioic acid, dimethyl ester	258	x		x	x	x	x
18	Hexadecenoic acid, methyl ester	268	x					
19	Hexadecanoic acid, methyl ester	270	x	x	x	x	x	x
20	Tridecanedioic acid, dimethyl ester	272	x		x	x	x	
21	<i>iso/anteiso</i> heptadecanoic acid, methyl ester	284	x					
22	Heptadecanoic acid, methyl ester	284	x		x	x	x	x
23	Tetradecanedioic acid, dimethyl ester	286	x		x	x	x	
24	Octadecenoic acid, methyl ester	296	x					
25	Octadecanoic acid, methyl ester	298	x		x	x	x	x
26	Pentadecanedioic acid, dimethyl ester	300	x			x	x	
27	Nonadecanoic acid, methyl ester	312	x			x	x	
28	Hexadecanedioic acid, dimethyl ester	314				x	x	
29	Eicosanoic acid, methyl ester	326	x		x	x	x	
30	Heptadecanedioic acid, dimethyl ester	328				x	x	
31	Uncosanoic acid, methyl ester	340	x			x	x	
32	Octadecanedioic acid, dimethyl ester	342				x	x	
33	Pentacosane	352						x
34	Docosanoic acid, methyl ester	354	x		x			
35	Tricosanoic acid, methyl ester	368	x	x			x	x
36	Heptacosane	380		x				x
37	Tetracosanoic acid, methyl ester	382	x	x	x		x	x
38	Octacosane	394						x
39	Pentacosanoic acid, methyl ester	396	x	x				x
40	Nonacosane	408		x				x
41	Hexacosanoic acid, methyl ester	410	x	x	x			x
42	Triacotane	422						x
43	Heptacosanoic acid, methyl ester	424	x					x
44	Untriacontane	436		x				x
45	Octocosanoic acid, methyl ester	438	x	x	x			x
46	Dotriacontane	450						x
47	Nonacosanoic acid, methyl ester	452	x					x
48	Tritricotane	464						x
49	Triacotanoic acid, methyl ester	466	x		x			x
50	Untriacontanoic acid, methyl ester	480						x
51	Dotriacontanoic acid, methyl ester	494			x			

## PERSULFATO



## PERMANGANATO

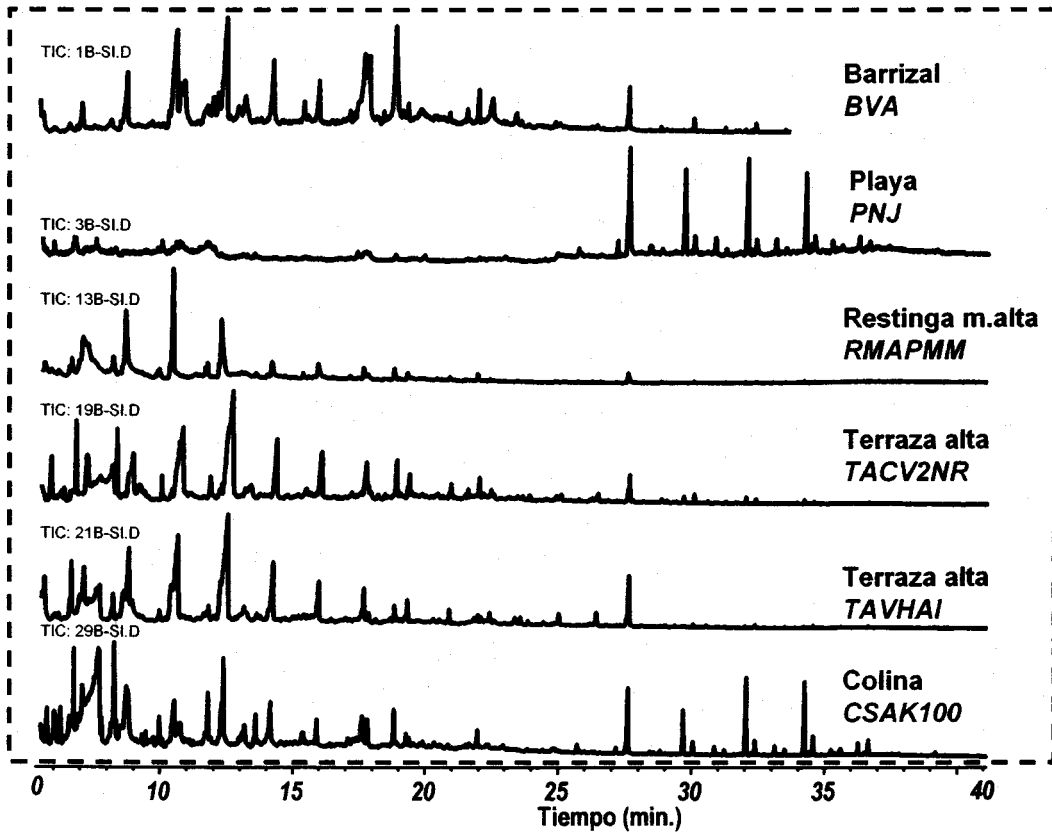


Fig 48. Cromatogramas de los productos derivatizados procedentes de la degradación secuencial de AH's con persulfato xxxx y permanganato potásico? de suelos deleccionados.

Las principales conclusiones de estos análisis son:

- La oxidación con persulfato da lugar a la degradación del 62-75 % del material húmico inicial en todos los HA. En cuanto a la naturaleza de los productos de degradación también se observa una gran similitud entre todas las muestras. Prácticamente todos los compuestos mayoritarios liberados en la oxidación con persulfato son alifáticos, predominando entre ellos series de *n*-alcanos lineales y de ácidos grasos saturados, insaturados y ramificados. Los *n*-alcanos se identificaron en el intervalo C<sub>16</sub>-C<sub>33</sub>, predominando los de cadena larga (>C<sub>20</sub>) y los de número impar de átomos de C. Los ácidos grasos son más abundantes que los *n*-alcanos, identificándose la serie de homólogos lineales C<sub>10</sub>-C<sub>26</sub> con predominio de los de número par de átomos de C (indicadores de origen biógeno), siendo mayoritarios los ácidos palmítico (C<sub>16</sub>) y esteárico (C<sub>18</sub>). También fueron identificados en ambas muestras, ácidos grasos insaturados y ramificados que surgieron el *imput* de poblaciones microbianas que actúan en las transformaciones biológicas de la MO original.

Entre los productos de degradación con permanganato se identificó la serie de *n*-alcanos C<sub>23</sub>-C<sub>33</sub>, con un predominio de los homólogos de número impar de átomo de carbono y mayor abundancia para los alcanos de cadena larga (>C<sub>26</sub>), característicos de la contribución de las plantas superiores (Simoneit y Mazurek, 1982). Asimismo se identificó la serie de *n*-ácidos grasos metilados C<sub>10</sub>-C<sub>30</sub>. En este caso, a diferencia de la distribución observada en el estudio directo de lípidos, los ácidos grasos incorporados en la matriz húmica están caracterizados por el predominio de los de cadena corta (<C<sub>20</sub>), característicos de la contribución de microorganismos. Asimismo, entre los productos de la oxidación con permanganato fue posible identificar un elevado porcentaje de ácidos grasos  $\alpha,\omega$  dicarboxílicos. Frecuentemente, estos ácidos existen en la naturaleza en el rango C<sub>2</sub>-C<sub>23</sub>, y son menos abundantes los de cadena larga. Son constituyentes notables de la suberinas (Kolattukudy, 1980, 1981) y su presencia está en relación con una contribución directa de las plantas superiores. En nuestro caso aparecieron con una distribución C<sub>6</sub>-C<sub>12</sub>.

## **5. CONCLUSIONES**

De los datos presentados en la presente Memoria pueden extraerse las siguientes conclusiones:

- Determinadas prácticas de manejo agrícola de suelos típicos de ecosistema de la Amazonía peruana son favorables a la acumulación de materia orgánica (MO). Esta acumulación de formas de C es más patente en la zona más superficial del suelo, aunque también se observa en las zonas más profundas. Este almacenamiento de C en profundidad constituye una propiedad de gran interés medioambiental pues indica una cierta capacidad para secuestrar C. No obstante, como dicha capacidad de secuestro de C se indica principalmente por la “calidad” de la MO y no por los contenidos totales, es necesario conocer la distribución cuantitativa y la composición de las diferentes formas de MO presentes en los suelos. La MOS de horizontes profundos puede servir de modelo para la caracterización química de la MOS estable y para estudiar procesos de estabilización.
- Se ha comprobado que el estudio de las características estructurales de los ácidos húmicos (AH) aislados de dichos suelos es una aproximación experimental válida para determinar distintos grados de calidad de la MO de los mismos. Dichas características, analizadas por métodos espectroscópicos y degradativos, reflejan diferencias significativas dependientes del tipo de suelo y el manejo al que ha sido sometido.
- La identificación diferencial de grupos carboxilos en las zonas más superficiales de algunos de los suelos indican que parte del C del suelo proviene de procesos de combustión. La importancia de ciertas prácticas agrícolas de uso común en la zona, cómo quemar restos de cultivo, pueden tener cierta importancia en los fenómenos de secuestro de formas estables de C en el suelo.

Los resultados obtenidos indican el interés de continuar estos trabajos ampliando y complementando los estudios a más sistemas agroecológicos de manejo y tipos de suelo.

## BIBLIOGRAFÍA

1. Aiken, G.R., McKnight, D.T., Wershaw, R.L., McCarthy, P., 1985. *Humic substances in soil, sediment and water. Geochemistry, isolation and characterization*. Wiley, New York. pp. 692
2. Albaiges, J., Albrecht, P., 1979. Fingerprinting marine pollutant hydrocarbons by computerized gas chromatography-mass spectrometry. *J. Environ. Anal. Chem.* 6, 171-190
3. Albro, P.W., 1976. Bacterial Waxes. En *Chemistry and Biochemistry of natural waxes*. Ed. P.E. Kolattukudy. Elsevier Science. Amsterdam pp. 419-445
4. Alegre et al. 2003. Atlas Departamental del Perú: Madre de Dios/Ucayali. Tomo 7. Lima. Diario la República en coedición con PEISA SAC, Quebecord world PERU SAC. 162 pp.
5. Alexander, G., Hazai, I., Grimalt, J.O., Albaigés, J., 1987. Occurrence and transformation of phyllocladane in brown coals from Nograd basin, Hungary. *Geochim. Cosmochim. Acta* 51, 2065-2073
6. Allen, J.E., Forney, F.W., Markovetz, A.J., 1971. Microbial subterminal oxidation of alkanes and alk-1-enes. *Lipids* 6, 448-452
7. Almendros, G., 1995. Sorptive interactions of pesticides in soils treated with modified humic acids. *Eur. J. Soil Sci.* 46, 287-301
8. Almendros, G., González-Vila, F.J., Martín, F. 1990a. Fire-induced transformation of soil organic matter from oak forest. An experimental approach to the effects of fire on humic substances. *Soil Sci.*, 149: 158-168
9. Almendros, G., González-Vila, F.J., Martín, F., Fründ, R., Lüdemann, H.D. 1992. Solid state NMR studies of Fire-induced changes in the estucture of humic substances. *Sci. Total Environ.*, 117/118: 63-74
10. Almendros, G., Guadalix, M.E., González-Vila, F.J., Martín, F., 1998. Distribution of structural units in humic substances as revealed by multi-step selective degradations and <sup>13</sup>C-NMR of successive residues. *Soil Biol. Chem.* 30, 755-765
11. Almendros, G., Ibáñez, J., Polo, A. 1983. Contribucion à l'étude du sous-système pédologique des écosystèmes forestiers montagnards du Massif de Moncayo (Chaîne Ibérique). II.- Caractéristiques générales de l'humus dans le transect étudié. *Rev. Ecol. Biol. Sol*, 20:143-153
12. Almendros, G., Martín, F., González-Vila, F.J., 1987. Depolymerization and degradation of humic acids with sodium perborate. *Geoderma* 39, 235-247

13. Almendros, G., Martin, F., González-Vila, F.J., del Río, J.C., 1993. The effect of various chemical treatments on the pyrolytic pattern of peat humic acid. *J. Anal. Appl. Pyrol.* 25, 137-147
14. Almendros, G., Sanz, J., 1992. A structural study of alkyl polymers in soil after perborate degradation of humin. *Geoderma* 153, 79-95
15. Almendros, G., Sanz, J., González-Vila, F.J., Martin, F., 1991. Evidence for a polyalkyl nature of soil humin. *Naturwissenschaften* 78, 359-362
16. Almendros, G., Sanz, J., Velasco, F. 1996c. Signature of lipid assemblages in soils under continental Mediterranean forests. *Eur. J. Soil Sci.*, 47: 183-196
17. Ara, M., 1993. Relaciones suelo-planta-animal en el ecosistema amazónico. Proyecto suelos tropicales – INIA-Lima. Pucallpa. pp. 6-26
18. Arévalo, L.A., Alegre, J.C., Palm, C., 2002. Determinación de las reservas totales de carbono en los diferentes sistemas de uso de la tierra en Perú. Manual. ICRAF-CODESU-INIA-INRENA. pp. 3-20
19. Arias, M.E., González-Pérez, J.A., González-Vila, F.J., Ball, A.S., 2005. Soil health-a new challenge for microbiologists and chemists. *International Microbiology*, 8, 1-9
20. Audino, M., Grice, K., Alexander, R., Kagi, R.I., 2001. Macrocyclic-alkanes: a new class of biomarker. *Org. Geochem.* 32, 759-763
21. Ayre, O., Roman, R., 1992. Métodos analíticos para suelos y tejidos vegetales usados en el trópico húmedo. INIA-Lima. pp.10-79
22. Baldock, J.A., Skjemstad, J.O., 2000. Role of the soil matrix and minerals in protecting natural organic materials against biological attack. *Organic Geochemistry*, 31, 697-710
23. Balesdent, J., Mariotti, A., 1996. Measurement of soil organic matter turnover using <sup>13</sup>C natural abundance. In: Boutton, T.W., Yamasaki, S.I. (Eds.), *Mass spectrometry of soils*, Marcel Dekker Inc., New York USA, pp. 83-111
24. Baik, S.O., Bock, J.Y., Han, S.B., Cho, K.S., Bang, G.P., Kim, I.K., 1996. Analysis of volatile flavour constituents in green tea flower. *Anal. Sci. Technol.* 9, 331-335
25. Bartha, R. 1980. Pesticide residues in humus. *ASM News*, 46: 356-360
26. Batjes, N.H., 1989. Total carbon and nitrogen in the soils of the world. *European Journal of Soil Science*, 47, 151-163
27. Bauhus, J., Barthel, R., 1995. Mechanisms for carbon and nutrients release and retention in beech forest gaps. II. The role of soil microbial biomass. *Plan soil.* pp. 168-169, 585-592

28. Ben, G.K., van Aarssen, Alexander, R., Kagi, R.I., 2000. Higher plant biomarkers reflect palaeovegetation changes during Jurassic times. *Geochim. Cosmochim. Acta* 64, 1417-1424
29. Berti, G., Bottari, F., 1968. Constituents of ferns. En *Progress in Phytochemistry. Vol.I*. Ed. Reinhold L. Interscience. pp. 589-685
30. Blokker, P., Schouten, S., de Leeuw, J.W., Sinninghe Damsté, J.S., van den Ende, H., 2000. A comparative study of fossil and extant algaenans using ruthenium tetroxide degradation. *Geochim. Cosmochim. Acta* 64, 2055-2065
31. Blumer, M., Mullin, M.M., Thomas, D.W., 1964. Pristane and zooplankton. *Science* 140, 974
32. Boiteau, P.D., Ratsimamanga, R., 1964. *Triterpenoides en physiologie vegetale et animale*. Ed. Gauthier- Villars. Paris
33. Boon, J.J., de Lange, F., Schuyf, P.J.W., de Leeuw, J.W., 1977. Organic geochemistry of Walvis Bay diatomaceous ooze. II. Occurrence and significance of the hydroxy fatty acids. En *Adv. Org. Geochem. 1979*. Ed. R. Campos and J. Goñi. Enadimsa. Madrid. pp. 255-272
34. Bordet, C., Michel, G., 1969. Structure et biogenese des lipides a haut poids moleculaire de *Nocardia asteroides*. *Bull. Soc. Chim. Biol.* 51, 527-548
35. Boucher, R.J., Standen, G., Eglinton, G., 1991. Molecular characteristics of kerogens by mild selective oxidation using Ruthenium tetroxide. *Fuel* 70, 695-702
36. Boutron, C., Delmas, R., 1980. Historical record of global atmospheric pollution in Polar ice sheets. *Ambio*. 9, 210-215
37. Brassell, S.C., 1980. *The lipids of deep sea sediments: their origin and fate in the Japan stretch*. PhD. Thesis. University of Bristol.
38. Brassell, S.C., McEvoy, J., Hoffmam, C.F., Lamb, N.A., Peakman, T.M., Maxwell, J.R., 1984. Isomerization, rearrangement and aromatisation of steroids in distinguishing early stages of diagenesis. *Org. Geochem.* 6, 11-23
39. Brassell, S.C., Wardroper, A.M.K., Thomson, I., Maxwell, J.R., Eglinton, G., 1981. Specific acyclic isoprenoids as biological markers of methanogenic bacteria in marine sediments. *Nature* 290, 693-696
40. Breger, I.A., 1966. Geochemistry of lipid. *J. Am. Oil Chem. Soc.* 43, 197-202
41. Brooks, J.D., Gould, K., Smith, J., 1969. Isoprenoid hydrocarbons in coal and petroleum. *Nature* 22, 257-259
42. Brumme, R. 1995. Mechanisms for carbon and nutrients release and retention in beech forest gaps. III. Environmental regulation of soil respitation and nitrous oxide emission along a micrclimate gradient. *Plant soil*. pp. 168-169, 593-600



43. Cane, R.F., 1967. The constitution and synthesis of oil shale. Proc. 7<sup>th</sup> World Petr. Congr. 3, 681-689
44. Cardoso, J.N., Chicarelli, M.I., 1983. Organic geochemistry of the Paraíba Valley and Maraú oil shales. En *Adv. Org. Geochim. 1981*. Ed. Bjoroy et al., Wiley & Sons. pp. 828-833
45. Cardoso, J.N., Eglinton, G., 1983. The use of hydroxyacids as geochemical indicators. *Geochim. Cosmochim. Acta* 47, 723-730
46. Cardoso, J.N., Eglinton, G., Holloway, P.J., 1977. The use of cutin acids in the recognition of higher plant contribution to recent sediments. En *Adv. Org. Geochem. 1979*. Ed. R. Campos and J. Goñi. Enadimsa. Madrid. pp. 273-287
47. Chaffee, A.L., Hoover, D.S., Johns, R.B., Schweighard, F.K., 1986. Biological markers extractable from coal. En *Biological markers in the sedimentary record*. Ed. Johns R.B. pp. 311-345
48. Chaffee, A.L., Johns, R.B., 1983. Polycyclic aromatic hydrocarbons in Australian coals. Angularly fused pentacyclic tri-and tetra-aromatic components of Victorian brown coal. *Geochim. Cosmochim. Acta* 47, 2141-2155
49. Christman, R.F., Gjessing, E.T., 1983. *Aquatic and terrestrial humic materials*. Ann Arbor. Sci. Michigan
50. Ciais, P., Tans, P.P., Trolier, M., White J.W.C., Francey, R.J.A., 1995. A large northern hemisphere terrestrial CO<sub>2</sub> sink indicated by the C-13/C-12 ratio of atmospheric CO<sub>2</sub>. *Science* 269: 1098-1102
51. Coleman, M.T., Thomas, G.W., 1967. The basic chemistry of soil acidity. *Agron. Monogr.* 12. pp. 1-41
52. Corbet, B., 1980. *Origin et transformations des triterpenes dans des sediments recents*. PhD. Thesis. Université Louis Pasteur. Strasbourg
53. Corbet, B., Albrecht, P., Ourisson, G., 1980. Photochemical of phototomimetic fossil triterpenoids in sediments and petroleums. *J. Am. Chem. Soc.* 102, 1171-1173
54. Cortina, J., Vallejo, V. R., 1994. Effects of clearfelling on forest floor accumulation and litter decomposition in a radiata pine plantation. *For. Ecol. Manage.* pp. 70, 299-310
55. Cranwell, P.A., 1974. Monocarboxylic acids in lake sediments: indicators derived from terrestrial and aquatic biota of paleoenvironmental trophic levels. *Chem. Geol.* 14, 277-304
56. Cranwell, P.A., 1981a. Diagenesis of free and bound lipids in terrestrial detritus deposited in a lacustrine sediment. *Lipids of aquatic sediments. Org. Geochem.* 3, 79-89

57. Cranwell, P.A., 1981b. The stereochemistry of 2-and 3-hydroxy fatty acids in a recent lacustrine sediment. *Geochim. Cosmochim. Acta* 45, 547-552
58. Cranwell, P.A., 1982a. Branched/cyclic alkanols in lacustrine sediments (Great Britain) recognition of iso-and anteiso-branching and stereochemical analysis of homologous alkan-2-ols. *Chem. Geol.* 30, 15-26
59. Cranwell, P.A., 1982b. Lipids of aquatic sediments and sedimenting particulates. *Prog. Lipid Res.* 21, 271-308
60. Croteau, R., Fargerson, I.S., 1971. The chemical composition of the cuticular wax of cranberry. *Phytochemistry* 10, 3239-3245
61. Cunha da, L.C., Serve, L., Gadel, F., Blazi, J.L., 2000. Characterisation of riverine particulate organic matter by pyrolysis-gas chromatography-mass spectrometry. *Scien. Total Environ.* 256, 191-204
62. Dastillung, M., 1976. *Lipides de sediments recents*. PhD. Thesis. Université Louis Pasteur. Strasbourg
63. Dastillung, M., Albrecht, P., Ourisson, G., 1980a. Aliphatic and polycyclic ketones in sediments. C<sub>27</sub>-C<sub>35</sub> ketones and aldehydes of the hopane series. *J. Chem. Res.* 2353-2374
64. Dastillung, M., Albrecht, P., Ourisson, G., 1980b. Aliphatic and polycyclic alcohols in sediments. Hydroxylated derivate of the hopane and 3-methylhopane. *J. Chem. Res.* 2353-2374
65. Davies, G., Ghabbour, E.A. (Eds) 1998. *Humic Substances. Structures, Properties and Uses*. The Royal Society of Chemistry, Cambridge, UK. pp.259
66. Demott, W.R., Muller-Navarra, D.C., 1997. The importance of highly unsaturated fatty acids in zooplankton nutrition: evidence from experiments with *Daphnia*, a cyanobacterium and lipid emulsions. *Freshwater Biol.* 38, 649-664
67. Devon, T.K., Scott, A.I., 1972. *Handbook of naturally occurring compounds. Vol 2. Terpenes*. Academic Press. pp. 576
68. Díaz. E.J., 1984 . Suelos en relación a la fisiografía en la zona de Pucallpa. pp. 3-13.
69. Didyk, B.M., Simoneit, B.R.T., Brassell, S.C., Eglinton, G., 1978. Organic geochemical indicators of paleoenvironmental conditions of sedimentation. *Nature* 272, 612-222
70. Djuricic, M.V., Vitorovic, D., Andresen, B.D., Hertz, H.S., Murphy, R.C., Preti, G., Biemann, K., 1972. Acid obtained by oxidation of kerogens of ancient sediments of different geographic origin. En *Adv. Org. Geochem. 1971*. Ed. H.R. von Oaertner and H. Wehner. Pergamon Press. Oxford. pp. 305-321
71. Dupuis, T., Jambu, P., 1969. Etude par spectroscopie infrarouge des produits de l'humification en milieu hydromorphe calcique. *Sci. Sol.* 1, 23-35

72. Durand, B., 1980. *Kerogen-Insoluble Organic Matter from Sedimentary Rocks*. Editions Technip. Paris. pp. 501
73. Edlund, A., Nichols, P.D., Roffey, R., White, D.C., 1985. Extractable and lipopolysaccharide fatty acid and hydroxy acid profiles from *Desulfovibrio* sp. J. Lipid Res. 26, 982-988
74. Eglinton, G., Calvin, M., 1967. Chemical fossils. Sci. Am. 216, 32-42
75. Eglinton, G., Hamilton, R.J., 1963. The distribution of alkanes. En *Chemical Taxonomy*. Ed. Swain. Academic Press. pp. 187-208
76. Eglinton, G., Hamilton, R.J., 1967. Leaf epicuticular waxes. Science 156, 1322-1334
77. Eglinton, G., Hunneman, D.H., 1968. Gas-chromatographic-mass-spectrometric studies of long chain hydroxyacids I. The constituents cutin acids of apple cuticle. Phytochemistry 7, 313-322
78. Eglinton, G., Hunneman, D.H., Douraghi-Zadeh, K., 1968a. Gas-chromatographic-mass-spectrometric studies of long chain hydroxyacids II. The hydroxyacids and fatty acids of a 5000 year old lacustrine sediment. Tetrahedron 24, 5929-5941
79. Eglinton, G., Hunneman, D.H., McCormick, A., 1968b. Gas-chromatographic-mass-spectrometric studies of long chain hydroxyacids III. The mass spectra of the methyl esters trimethylsilyleter of aliphatic hydroxyacids. A facile method of double bond location. Org. Mass Spectrom. 1, 593-611
80. Ekweazor, C.M., Okogun, J.I., Ekong, D.E.U., Maxwell, J.R., 1979. Preliminary geochemical studies of samples from the Niger delta (Nigeria). I. Analyses of crude oils for triterpanes. Chem. Geol. 27, 11-28
81. Ertel, J.R., Hedges, J.I., 1984. The lignin component of humic substances: distribution among soil and sedimentary humic, fulvic and base-insoluble fractions. Geochim. Cosmochim. Acta 48, 2065-2074
82. Farmer, V.C., Morrison, R.I., 1960. Chemical and infrared studies on phragmites peat and its humic acids. Sci. Proc. Roy. Dublin Soc. Ser. A. 1, 85-104
83. Feller, C., Beare, M.H., 1997. Physical control of soil organic matter dynamics in the tropics. Geoderma, 79, 69-116
84. Fengel, D., Wegener, G., 1984. *Wood. Chemistry, Ultrastructure, Reactions*. Walter de Gruyter. Berlin
85. Förster, H.J., Biemann, K., Haigh, W.G., Tattrie, N.H., Colvi, J.R., 1973. The structure of novel C<sub>35</sub> pentacyclic terpenes from *Acetobacter xylinum*. Biochem. J. 135, 133-143
86. Franich, R.A., Volkman, J.K., 1982. Constituent acids of *Pinus Radiata* stem cutin. Phytochemistry 21, 2687-26-89

87. Fulco, A.J., 1967. Chain elongation, 2-hydroxylation, and decarboxylation of long chain fatty acids by yeast. *J. Biol. Chem.* 242, 3608–3613
88. Gadel, F., Charrière, B., Serve, L., 1993. Chemical characterization of suspended particulate organic matter by pyrolysis–gas chromatography coupled with mass spectrometry and high performance liquid chromatography in the bottom nepheloid layer of the Rhône Delta. *Estuar. Coastal Shelf S.* 37, 221–236
89. Gagosian, R.B., Smith, S.O., Lee, C., Farrington, J.W., Frew, N.M., 1980. Steroid transformations in recent marine sediments. En *Adv. Org. Geochem. 1979*. Ed. A.G. Douglas and J. R. Maxwell. Pergamon Press. Oxford. pp. 407–419
90. Galbraith, M.N., Miller, C.J., Rawson, J.W.I., Ritchie, E., Shannon, J.S., Taylor, W.C., 1965. Moretenol and other triterpenes from *Ficus macrophylla* Desf. *Aust. J. Chem.* 226–239
91. Gaskell, S.J., Eglinton, G., 1976. Sterols of contemporary lacustrine sediment. *Geochim. Cosmochim. Acta* 40, 1121–1128
92. Gelin, F., 1996. *Isolation and chemical characterisation of resistant macromolecular constituents in microalgae and marine sediments*. PhD. Thesis, Utrecht University, Utrecht, 147 pp
93. Gelin, F., Boogers, I., Noordeloos, A.A.M., Sinninghe Damsté, J.S., Riegman, R., de Leeuw, J.W., 1997a. Resistant biomacromolecules in marine microalgae of the classes *Eustigmatophyceae* and *Chlorophyceae*: Geochemical implications. *Org. Geochem.* 26, 659–676
94. Gelin, F., Volkman, J.K., de Leeuw, J.W., Sinninghe Damsté, J.S., 1997b. Mid-chain hydroxy long-chain fatty acids in microalgae from the genus *Nannochloropsis*. *Phytochemistry* 45, 641–646
95. Ghabbour, E.A., Davies, G. (Eds) 2001. *Humic Substances. Structures, Models and Functions*. The Royal Society of Chemistry, Cambridge, UK pp. 387
96. Ghabbour, E.A., Davies, G. (Eds) 2004. *Humic Substances. Nature's Most Versatile Materials*. Taylor and Francis, Inc. New York, USA. Pp. 372
97. Gillan, F.T., Johns, R.B., 1986. Chemical markers for marine bacteria: fatty acids and pigments. En *Biological Markers in the Sedimentary Record*. Ed. R.B. Johns, Elsevier. Amsterdam. pp. 364
98. González-Vila, F.J., Amblès, A., del Río, J.C., Grasset, L., 2001. Characterisation and differentiation of kerogens by pyrolytic and chemical degradation techniques. *J. Anal. Appl. Pyrol.* 58/59, 315–328
99. González-Vila, F.J., del Río, J.C., Almendros, G., Martín, F., 1994. Structural assessment of humic fractions from different soils through <sup>13</sup>C NMR spectroscopy and ruthenium tetroxide oxidation. In *Humic substances in the Global Environment and Implication on Human Health*. Eds N. Senesi, T.M. Miano. Elsevier Science B.V. Amsterdam. pp. 293–298

100. González-Vila, F.J., Lentz, H., Lüdeman, H.D., 1976. FT-<sup>13</sup>C NMR spectra of natural humic substances. *Biochem. Biophys. Res. Commun.* 72, 1063-1069
101. González-Vila, F.J., Lentz, H., Lüdeman, H.D., Martín, F., 1983. <sup>13</sup>C NMR structural features of soil humic acids and their methylated, hydrolyzed and extracted derivatives. *Geoderma* 31, 3-15
102. Goossens, H., Rijpsstra, W.I.C., 1986. Bacterial contribution to sedimentary organic matter a comparative study of lipid moities in bacteria and recent sediments. *Org. Geochem.* 10, 683-696
103. Goossens, H., de Leeuw, J.W., Schenck, P.A., Brassell, S.C., 1984. Tocopherols as likely precursors of pristane in ancient sediments and crude oils. *Nature* 312, 440-442
104. GOREU. 2004. Perfil ambiental de la Región Ucayali. Gerencia recursos naturales y gestión del medio ambiente GRNGMA. Pucallpa. Perú. GRNGMA. 38 pp.
105. GOREU. 2004a. Diagnóstico de recursos naturales de la Región Ucayali. Pucallpa. Perú. GRNGMA. 278 pp.
106. GOREU-IIAP-BIODAMAZ-CONAM., 2005. Estrategia regional de la diversidad biológica de Ucayali. Ucayali. pp. 6-47.
107. Grimalt, J.O., 1983. *Geoquímica organica de sistemas deltaics*. Tesis Doctoral. Universitat Autonoma de Barcelona
108. Grimalt, J.O., Albaigés, J. 1987. Sources and occurrence of C<sub>12</sub>-C<sub>22</sub> *n*-alkane distributions with even carbon number preference in sedimentary environments. *Geochim. Cosmochim. Acta* 51, 1379-1384
109. Hashimoto, N., Adyama, T., Shioiri, T., 1981. New methods and reagents in organic synthesis. A simple efficient preparation of methyl esters with trimethylsilyldiazomethane (TMSCHN<sub>2</sub>) and its application to gas chromatographic analysis of fatty acids. *Chem. Pharm. Bull.* 29, 1475-1478
110. Guggenberger, G., Kaiser, K., 2003. Dissolved organic matter in soil: challenging the paradigm of sorptive preservation. *Geoderma* 113: 293-310
111. Hatcher, P.G., Breger, I.A., Dennis, L.W., Maciel, G.E., 1983. Solid-state <sup>13</sup>C NMR of sedimentary humic substances; new revelations on their chemical composition, En *Aquatic and Terrestrial Humic Material*. Eds. R.F. Christman y E.T. Gjessing. Cap. 3, Ann Arbor. Michigan.
112. Hatcher, P.G., Spiker, E.C., 1988. Selective degradation of plant biomolecules. En *Humic Substances and Their Role in the Environment* Ed. Frimmel, F.H., Christman, R.F., Wiley. Chichester. pp. 59-74
113. Haven ten, H. L., Rullkötter, J., 1991. Preliminary lipid analysis of sediments recovered during Leg 117. *Proceedings ODP. Scientific Results* 117, 561-569

114. Haven ten, H.L., 1986. *Organic and inorganic geochemical aspects of Mediterranean Late Quaternary sapropels and Messinian evaporitic deposits*. PhD. Thesis. University of Delft, Holanda
115. Haven ten, H.L., Baas, M., Kroot, M., de Leeuw, J.W., Schenk, P.A., Ebbing, J., 1987a. Late Quaternary Mediterranean sapropels. III: Assessment of sources of input and paleotemperature as derived from biological markers. *Geochim. Cosmochim. Acta* 51, 803-810
116. Haven ten, H.L., de Leeuw, J.W., Rullkötter, J., Sinninghe Damsté, J.S., 1987b. Restricted utility of the pristane/phytane ratio as a paleoenvironmental indicator. *Nature* 330, 641-643
117. Haven ten, H.L., de Leeuw, J.W., Schenck, P.A., 1985. Organic geochemical studies of a Messinian evaporitic basin, Northern Apennines (Italy) I: Hydrocarbon biological markers for a hypersaline environment. *Geochim. Cosmochim. Acta* 49, 2181
118. Haven ten, H.L., de Leeuw, J.W., Sinninghe Damsté, J.S., Schenck, P.A., Palmer, S.E., Zumberge, J. E., 1988. Application of biological markers in the recognition of palaeohypersaline environments. En *Lacustrine Petroleum Source Rocks*, Ed. A.J. Fleet, K. Kelts and M.R. Talbot. Geological Society Special Publication 40, pp. 123-130
119. Hayatsu, R., Botto, R.E., Scott, R.G., Mcbeth, R.L., Winans, R.E., 1987. Thermal catalytic transformations of pentacyclic triterpenoids: Alteration of geochemical fossils during coalifications. *Org. Geochem.* 11, 245-250
120. Hedges, J.I., Blanchette, R.A., Weliky, K., Devol, A.H., 1988. Effects of fungal degradation on the CuO oxidation products of lignin: a controlled laboratory study. *Geochim. Cosmochim. Acta* 52, 2717-2726
121. Hedges, J.I., Ertel, J.R., 1982. Characterization of lignin by gas capillary chromatography of cupric oxide oxidation products. *Anal. Chem.* 54, 174-178
122. Hempfling, R., Schulten, H.R., 1989. Selective preservation of biomolecules during humification of forest litter studied by pyrolysis-field ionization mass spectrometry. *Sci. Total Environ.* 81, 31-40
123. Hempfling, R., Schulten, H.R., Horn, R., 1990. Relevance of humus composition to the physical/mechanical stability of agricultural soils: a study by direct pyrolysis-mass spectrometry. *J. Anal. Appl. Pyrol.* 17, 275-281
124. Hendrickson O. Q., Chatarpaul, L., Burgess, J. B., 1985. Effects of two methods of timber harvesting on microbial processes in forest soils. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 49. pp. 739-746
125. Hesketh, N., Malcolm, Jones, N., Tipping, E., 1996. The interaction of some pesticides and herbicides with humic substances. *Anal. Chim. Acta* 327, 191-201

126. Hibberd, D.J., 1990. *Phylum Eustigmatophyta*. En *Plants and Fungi. Handbook of Prokaryotes. The Structure, Cultivation, Habitats and Life Histories of the Eukaryotic Microorganisms and Their Descendants Exclusive of Animals*. Ed. L. Margulis, J.O. Corliss, M. Melkonian and D.J. Chapman. Jones and Banlett Publishers. Boston. pp. 326- 333
127. Hibberd, D.J., Leedale, G.F., 1970. *Eustigmatophyceae* -A new algal class with unique organization of the motile cell. *Nature* 125, 758-760
128. Hidalgo, L.F., Seijas, Z.P., Vásquez, M., 2003. Suelos aluviales: un potencial de desarrollo agrícola en Ucayali. Manual N° 01. Instituto nacional de investigación agraria (INIA). Pucallpa, Perú. pp. 8-46
129. Holloway, P.J., 1972b. The composition of suberins of the cork layers from some ribes species.. *Chem. Phys. Lipids* 9, 171-179
130. Holloway, P.J., 1972c. The composition of suberins from cork of *Quercus suber* L. and *Betula pendula* Roth. *Chem. Phys. Lipids* 9, 158-170
131. Holloway, P.J., 1982. Suberins of *Malus pumila* stem and root corks. *Phytochemistry* 21, 2517-2522
132. Holloway, P.J., Barker, E.A., Martin, J.T., 1972a. The chemistry of plant cutins and suberins. *An. R. Soc. Esp. Fis. Quim.* 68, 905-916
133. Holzer, G., Oró, J., Tornabene, T.G., 1979. Gas chromatographic-Mass spectrometric analysis and neutral lipids from methanogenic and thermoacidophilic bacteria. *J. Chromatogr.* 186, 795-809
134. Houghton, R. A., Hobbie, J.E., Melillo, J. M., Moore, N., Peterson, B. J., Shaver, G. R., Woodwell, G. M., 1983. Changes in the carbon content of terrestrial biota and soils between 1860 and 1980: a net release of CO<sub>2</sub> to the atmosphere. *Ecol. Monogr.* 53. pp. 235-262
135. Houghton, R.A., Hackler, J.L., Lawrence, K.T., 1999. Carbon budget: contributions from land-use change. *Science* 285: 574-578
136. Huc, A.Y., 1988. Sedimentology of organic matter. En *Humic substances and their role in the environment*. Ed. F.H.Frimmel & R.F. Christman. John Wiley & Sons, New York. pp. 215-243
137. Hussler, G., Albrecht, P., 1984. Novel series of hopanoid aromatic markers in carbonates. *Org. Geochem.* 6, 39-49
138. I.N.I.A-E.E.P., P.S.N.I.T.T.A., 1996. Reunión taller regional del sistema nacional de investigación y transferencia de tecnología agraria. Instituto Nacional de investigación Agraria-Estación Experimental Pucallpa. Proyecto Sistema Nacional de Investigación y Transferencia de Tecnología Agraria (SINITTA), Pucallpa. pp. 11-14
139. Ibarra, J.V., 1989. Fourier transform infrared studies of coal humic acids. *Sci. Total Environ.* 81/82, 121-128

140. Ibarra, J.V., Juan, R., 1982. Estudio de ácidos húmicos de carbón por espectroscopía de IR no dispersiva. *Afinidad* 39, 554-555
141. INADE. APODESA., 1990. Manejo de bosques naturales de la selva alta del Perú. Convenio USAID-Perú. Fase II. pp. 58-77
142. INRENA. 1997. Estudio nacional de la diversidad biológica: Diagnóstico nacional. Dirección general de áreas naturales protegidas y fauna silvestre. Volumen I. Lima, Perú. Programa de las Naciones Unidas para el medio ambiente-PNUMA. 407 pp.
143. Ishiwatari, R., 1971. *Organic polymers in recent sediments. Chemical nature and fate in geological environment*. PhD. Thesis, Department of Chemistry. Faculty of Sciences. Tokyo Metropolitan University, Japón
144. Ishiwatari, R., 1974. Electron spin resonance of sedimentary humic acids in relation to their aromatic character. *Geochemistry J.* 8, 97-102
145. Jantzen, E., 1984. *Gas-chromatography-Mass-spectrometry applications in microbiology*. Plenum Press, New York. pp.257
146. Johns, R.B. (Ed), 1986. *Biological Markers in the Sedimentary Record. Methods in Geochemistry and Geophysics 24*. Elsevier Science, Amsterdam
147. Kaneda, T., 1991. Iso- and anteiso-fatty acids in bacteria: biosynthesis, function, and taxonomic significance. *Microbiol. Rev.* 55, 288-302
148. Karlson, B., Potter, D., Kuylenstierna, M., Anderson, R.A., 1996. Ultrastructure, pigment composition and 18S rRNA gene sequence for *Nannochloropsis granulata* sp. nov. (*Monodopsidaceae*, *Eustigmaloephyceae*), a marine ultraplankton isolated from the Skagerrak, North East Atlantic Ocean. *Phycologia* 35, 253-260
149. Karunen, P., Ekman, R. 1982. Esterified long-chain hydroxy acids in green and senescent parts of the peat moss *Sphagnum fuscum*. *Physiol. Plantarum* 54, 162
150. Kauffman, S., Paredes, G., Marquina, Ruben., 1998. Suelos de la zona de Iquitos. pp. 139-229
151. Kawamura, K., Ishiwatari, R., 1982. Tightly bound  $\beta$ -hydroxy acids in a recent sediment. *Nature* 297,144-145
152. Kawamura, K., Ishiwatari, R., 1984. Fatty acid geochemistry of a 200m sediment core from lae Biwa Japan. Early diagenesis and paleoenvironmental information. *Geochim. Cosmochim. Acta* 48, 251-266
153. Kerndorff, H., Schnitzer, M., 1980. Sorption metals on humic acid. *Geochim. Cosmochim. Acta* 44, 1701-1708
154. Killinger, A., 1970. The assimilation of *n*-alkanes by a marine bacterium. *Arch. Microbiol.* 73, 160



155. Killips, S.D., Killips, V.J., 1993. *An Introduction to Organic Geochemistry*. Longman Scientific & Technical. Harlow
156. Klok, J., Baas, M., Cox, H.C., de Leeuw, J.W., Rijpstra, W.I.C., Schenck, P.A., 1984. Qualitative and quantitative characterization of the total organic matter in a recent marine sediment III. *Org. Geochim.* 6, 265-278
157. Kögel-Knabner, I., 1993. Biodegradation and humification processes in forest soils. In: J.-M. Bollag and G. Stotzky (Editors), *Soil Biochemistry*, Marcel Dekker, New York, 8, 101-137
158. Kolattukudy, P.E., 1980. Biopolyestermembranes of plants: cutin and suberin. *Science* 208, 990-1000
159. Laflamme, R.I., Hites, R.A., 1979. Tetra and pentacyclic naturally occurring aromatic hydrocarbons in recent sediments. *Geochim. Cosmochim. Acta* 43, 1687-1691
160. Lal, I., 2004. Soil carbon sequestration impacts on global climate change and food security. *Science* 304: 1623-1627
161. Largeau, C., Casadevall, E., Kadouri, A., Metzger, P., 1984. Comparative study of immature torbanite and of the extant alga *Botryococcus braunii*. *Org. Geochem.* 6, 327-332
162. Largeau, C., Derenne, S., Casadevall, E., Kadouri, A., Sellier, N., 1986. Pyrolysis of immature Torbanite and of the resistant biopolymer (PRB A) isolated from extant alga *Botryococcus Braunii*. Mechanism of formation and structure of Torbanite. *Org. Geochem.* 10, 1023-1032
163. Lee, R.F., Hirota J., Barnett, A.M., 1971. Distribution and importance of wax esters in marine copepods and other zooplankton. *Deep-Sea Res.* 18, 1147-1165
164. Lee, R.F., Loeblich III, A.R., 1971. Distribution of 21:6 hydrocarbon and its relationship to 22:6 fatty acid in algae. *Phytochemistry* 10, 593-602
165. Leenheer, J.A., 1980. Origin and nature of humic substances in the waters of the Amazon River basin. *Acta Amazonica.* 10, 513-526
166. Leeuw de, J.W., Baas, M., 1986. Early stage diagenesis of steroids. En *Biological markers in sedimentary sediments*. Ed. Johns. Elsevier Science. Amsterdam. pp. 101-123
167. Leeuw de, J.W., Rijpstra, W.I.C., Schenck, P.A., 1981. The occurrence and identification of C<sub>30</sub>, C<sub>31</sub> and C<sub>32</sub> alkan-1,15-diols and alkan-15-one-1-ols in Unit I and Unit II Black Sea sediments. *Geochim. Cosmochim. Acta* 45, 2281-2285
168. Leeuw de, J.W., van der Meer, F.W., Rijpstra, W.I.C., Schenck, P.A., 1980. On the occurrence and structural identification of long chain unsaturated ketones and hydrocarbons in sediments. En *Avd. Org. Geochem* 79. Ed. Douglas Maxwell. Pergamon Press. pp. 211-217

169. Leeuw de, J.W., van Bergen, P.F., van Aarssen, B.O.K., Oatellier, J.P.L.A., Sinnighe Damsté, J.S., Collison, M.T., 1991. Resistant biomacromolecules as major contributors to kerogen. *Phil. Trans. R. Soc. Lond. B.* 333, 329-337
170. Leo, R.F., Parker, P.L., 1966. Branched fatty acids in sediments. *Science* 152, 649-650
171. M.A-I.N.R.N-INRENA., 1998. Plan de manejo forestal del bosque nacional Alexander Von Humboldt. Publicaciones del Ministerio de Agricultura, Instituto Nacional de Recursos Naturales-INRENA. Proyecto ITTO PD 95790 (F), Lima. pp. 5-98.
172. MacCarthy, P., Rice, J.A., 1985. Spectroscopic methods (other than NMR) for determining functionality in humic substances. En *Humic Substances in Soil, Sediment, and Water* Ed. Aiken, R. G.; Mcknight, D. M.; Wershaw, R. L., MacCarthy, P., Wiley. New York. pp. 527-559
173. Martín, F., del Río, J.C., González-Vila, F.J., Verdejo, T., 1995. Pyrolysis derivatization of humic substances. II. Pyrolysis of soil humic acids in the presence of tetramethylammonium hydroxide (TMAH). *J. Anal. Appl. Pyrol.* 31, 75-83
174. Martín, F., González-Vila, F.J., 1983. Persulfate oxidation of humic acids extracted from three different soils. *Soil Biol. Biochem.* 16, 207-210
175. Martín, F., González-Vila, F.J., Cubero, F., Verdejo, T., 1987. Organic geochemical significance of the humic acid fraction isolated from a Spanish lignite. En *Geochemistry and Mineral Formation in the Earth Surface*. Eds. Rodriguez-Clemente, Y. Tardy CSIC-CNRS. pp. 441-447
176. Martín, F., González-Vila, F.J., del Río, J.C., Verdejo, T., 1994. Pyrolysis derivatization of humic substances. I. Pyrolysis of fulvic acids in the presence of tetramethylammonium hydroxide. *J. Anal. Appl. Pyrol.* 28, 71-80
177. Martín, F., Saiz-Jimenez, C., González-Vila, F.J., 1981. The persulfate oxidation of a soil humic acid. *Soil Sci.* 132, 200-203
178. Matsuda, H., Schnitzer, M., 1971. Reaction between fulvic acid, a soil humic material, and dialkyl phthalates. *Bull. Environ. Cont. Toxicology* 6, 200-204
179. Matsumoto, G.I., Shioya, M., Nagashima, H., 1984. Occurrence of 2- $\beta$ -hydroxyacids in microalgae. *Phytochemistry* 23, 1421-1423
180. Mattson, K.G., Swank, W. T., 1989. Soil and detrital carbon dynamics following forest cutting in the southern appalachians. *Biol. Fertil. Soils* 7. pp. 247-253
181. McEvoy, J., Giger, W., 1986. Origin of hydrocarbons in Triassic Serpiano oil shales. *Hopanoids. Adv. Org. Geochem.* 10, 943-950
182. Mendoza, Y.A. Guluçuar, F.D., Buchs, A., 1987b. Part II comparison of extraction techniques for bound carboxylic acids in recent sediments. 2- $\beta$ -hydroxyacids. *Chem. Geol.* 62, 321-330

183. Mendoza, Y.A., Guluçuar, F.D., Buchs, A., 1987a. Unsubstituted and hydroxy substituted fatty acids in a recent lacustrine sediments (Lake Lemán, Geneva, Switzerland) *Inter. J. Environ. Anal. Chem.* 31, 107-127
184. Merino, A., Ouro, G., Edeso, J. M., 1997. Efectos de la preparación del terreno sobre las propiedades de los suelos en plantaciones forestales. *Edafología* 3. pp. 347-359.
185. Metzger, R., Largeau, C., Casadevall, E., 1991. Lipids and macromolecular lipids of the hydrocarbon-rich microalga *Botryococcus braunii*. Chemical structure and biosynthesis. Geochemical and biotechnical importance. En *Progress in the Chemistry of Organic Natural Products*. Ed. Herz, W., Grisenbach, H., Kirby, G.W., Tamm, C. Springer Chemistry, Austria. pp. 1-70
186. Meyers, P.A., 1997. Organic geochemical proxies of paleoceanographic, paleolimnologic and paleoclimatic processes. *Org. Geochem.* 27, 213-250
187. Meyers, P.A., Ishiwatari, R., 1993a. Lacustrine organic geochemistry, an overview of indicators of organic matter sources and diagenesis in lake sediments. *Org. Geochem.* 20, 867-900
188. Meyers, P.A., Ishiwatari, R., 1993b. The early diagenesis of organic matter in lacustrine sediments. En *Organic Geochemistry: Principles and Applications* Eds. Engels, M.H., Mackpo, S.A., Plenum Press. New York. pp. 185-209
189. Miknis, F.P., 1996. NMR determination of carbon aromatization during hydrous pyrolysis of coals from the Mesaverde Group, Greater Green River Basin. *Fuel and Energy Abstracts* 37, 392
190. Mimica-Dukic, N., Ivancev-Tumbas, I., Igic, R., Popovic, M., Gasic, O., 1998. The content and composition of essential oil of *Hypericum perforatum* from Serbia. *Pharm. Pharmacol. Lett.* 8, 26-28
191. Morrison, R.I., Bick, W., 1966. Long chain methyl ketones in soils. *Chem. Ind.* 596-597
192. Morrison, R.I., Bick, W., 1967. The wax fraction of soil. Separation and determination of some components. *J. Sci. Food Agric.* 18, 351-355
193. Morrison, R.I., Brassell, S.C., 1988. Long-chain alkanediols: Biological markers for cyanobacterial contributions to sediments. *Lipids* 23, 256-285
194. Munson, A.D., Margolis, H.A., Brand, D.G., 1993. Intensive silvicultural treatment: impacts on soil fertility and planted conifer response. *Soil Sci. Soc. Am.J.* 57. pp. 246-255
195. Nichols, P.D., Johns, R.B., 1986. The lipid chemistry of sediments from the St. Lawrence Estuary. Acyclic unsaturated long chain ketones, diols and ketone alcohols. *Org. Geochem.* 1, 25-30

196. Nichols, P.D., Jones, G.J., de Leeuw, J.W., Johns, R.B., 1984. The fatty acid and sterol composition of two marine dinoflagellates. *Phytochemistry* 23, 1043–1047
197. Nichols, P.D., Klumpp, D.W., Johns, R.B., 1982. Lipid components of the seagrasses *Posidonia australis* and *Heterozostera tasmanica* as indicators of carbon source. *Phytochemistry* 21, 1613–1621
198. Nichols, P.D., Volkman, J.K., 1988. Occurrence of an isoprenoid C<sub>25</sub> diunsaturated alkane and high neutral lipid content in Antarctic sea-ice diatoms communities. *J. Phycol.* 24, 90-96
199. Nierop, K.G.J., 2001. Temporal and vertical organic matter differentiation along a vegetation successions as revealed by pyrolysis and thermally assisted hydrolysis and methylation. *J. Anal. Appl. Pyrolysis* 61: 111-132
200. Nip, M., Tegelaar, E.W., Briukhuis, H., de Leeuw, J.W., Schenk, P.A., Holloway, P.J., 1986b. Analysis of modern and fossil plant cuticles by Curie point Py-GC and Curie point Py-GC-MS: Recognition of a new, highly aliphatic and resistant biopolymer. *Org. Geochem.* 10, 769-778
201. Nip, M., Tegelaar, E.W., de Leeuw, J.W., Schenk, P.A., Holloway, S.P.J., 1986a. A new non-saponifiable highly aliphatic and resistant biopolymer in plant cuticles. Evidence from pyrolysis and <sup>13</sup>C NMR analysis of present day and fossil plants. *Naturwissenschaften* 73, 579-585
202. Nishimoto, S., 1974. A taxonomic study of *n*-alkane in aquatic plants. *J. Sci. Hiroshima Univ. Ser. A.* 38, 159-163
203. Nissebaum, A., Baedeker, M.J., Kapla, I.R., 1972. Organic geochemistry of Deep Sea sediments. *Geochim. Cosmochim. Acta* 36, 709-727
204. Nurminen, T., Suomalainen, H., 1971. Occurrence of long chain fatty acids and glycolipids in the cell envelope fractions of baker's yeast. *Biochem. J.* 125, 963-969
205. Ourisson, G., Albrecht, P., Rohmer, M., 1979. The hopanoids: Paleochemistry and biochemistry of a group of natural products. *Pure Appl. Chem.* 51, 709–729
206. Pardo, M.T., Giampaolo, S., Almendros, G. 1997. The effect of cultivation on physical speciation of humic substances and plant nutrients in aggregate fractions of crusting soil from zimbabwe. *Biol. Fertil. Soils*, 25:95-102
207. Parkes, R.J., Taylor, J., 1983. The relationship between fatty acid distributions and bacterial respiratory types in contemporary marine sediments. *Estuar. Coast. Shelf S.* 16, 173–189
208. Parr, J.F., Stewart, B.A., Hornick, S.B., Singh, R.P. 1990. Improving the sustainability of dryland farming systems, a global perspective. En: *Adv. Soil Sci.*, Springer-Verlag, NY.

209. Parton, W.J., Schimel, C.V., Cole, C.V., Ojima, D.S., 1987. Analysis of factors controlling soil organic matter levels in great plain grasslands. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 51, 1173-1179
210. Patience, R.L., Wilson, M.A., 1990. Practical applications of solid state <sup>13</sup>C NMR to the structural elucidation of sedimentary organic matter. *TRAC. Trend. Anal. Chem.* 9, 26-31
211. Pearson, J.R., Wiggins, H.S., 1974. Conversion of long -chain unsaturated fatty acids to hydroxy acids by human intestinal bacteria. *J. Med. Microbiol.* 7, 265-275
212. Pérez-Batallón, P., Ouro, G., Merino, A., Macías, F., 1998. Descomposición de materia orgánica, biomasa microbiana y emisión de CO<sub>2</sub> en un suelo forestal bajo diferentes manejos selvícolas. Volumen 5. Universidad de Santiago de Compostela.
213. Perry, G.J., Volkman, J.K., Johns, R.B., Bavor, H.J., 1979. Fatty acids of bacterial origin in contemporary marine sediments. *Geochim. Cosmochim. Acta* 43, 1715-1725
214. Peterson, J.A., Basu, D., Coon, M.J.J., 1966. Enzymatic omega-oxidation. I. Electron carriers in fatty acid and hydrocarbon hydroxylation. *J. Biol. Chem.* 241, 5162
215. Philp, R.P., Lewis, C.A., 1987. Organic geochemistry of biomarkers. *Ann. Rev. Earth Planet. Sci.* 15, 363-395
216. Philp, R.P., 1982. Application of pyrolysis - GC and pyrolysis - GC-MS to fossil fuel research. *TRAC. Trend. Anal. Chem.* 10, 237-241
217. Philp, R.P., 1985a. *Fossil Fuel Biomarkers-Applications and Spectra*. Elsevier Science. Amsterdam. 294p
218. Philp, R.P., 1985b. Biological markers in fossil fuel products. *Mass Spectrom. Rev.* 4, 1-54
219. Philp, R.P., Gilbert, T.D., 1986a. Biomarker distribution in Australian oils predominantly from terrigenous source material. *Org. Geochem.* 10, 73-84
220. Philp, R.P., Gilbert, T.D., 1986b. The detection and identification of biological markers by computerized gas chromatography-mass spectrometry. En *Biological Markers in the Sedimentary Record*, Ed. R.B. Johns. Elsevier Science, Amsterdam, pp. 227-248
221. Philp, R.P., Oung, J.N., Lewis, C.A., 1988. Biomarker determinations in crude oils using a triple-stage quadrupole mass spectrometer. *J. Chromatogr.* 27, 3-16
222. Philp, R.P., Russell, N.J., Gilbert, T.D., Friedrich, J.M., 1982. Characterization of victorian soft brown coal wood by microscopic techniques and Curie-Point pyrolysis combined with gas chromatography-mass spectrometry. *J. Anal. Appl. Pyrol.* 4, 143-161

223. Polo, A., Muñoz A., 1982. Climatología del Valle de Pucallpa. Pp. 4-26
224. Polvillo, O., 2003. Análisis geoquímica-orgánico de sedimentos del estuario del río Guadiana y su relación con la determinación de cambios ambientales en el holoceno. Tesis Doctoral. Universidad de Sevilla. pp. 20-126
225. Povoledo, D., Murray, D., Pitze, M., 1973. Pigments and lipids in the humic acids of some Canadian lake sediments, En *Humic Substances. Their Structure and Function in the Biosphere*. Ed. D. Povoledo, H.L. Golterman. Centre for Agriculture Publishing and Documentation. Wageningen., Holanda
226. Prahl, F.G., Pinto, L.A., 1987. A geochemical study of long chain *n*-aldehydes in Washinton coastal sediments. *Geochim. Cosmochim. Acta* 51, 1573-1582
227. Preston, C.M., 1996. Applications of NMR to soil organic matter analysis: history and prospects. *Soil Sci.* 161, 144-166
228. Preston, C.M., Riepmeester, J.A., 1982. Application of solution and solid-state <sup>13</sup>C NMR to four organic soils, their humic acids fulvic acids, humins and hydrolysis residues. *Can. J. Spectroscopy* 27, 99-105
229. Quirk, M.M., 1978. *Lipids of peat and lake environments*. PhD. Thesis University of Bristol, UK
230. Quirk, M.M., Wardroper, A.M.K., Wheathley, R.E., Maxwell, J.R., 1984. Extended hopanoids in peat environments. *Chem. Geol.* 42, 25-43
231. Ramirez, E. F., 1987. Quema de la cobertura vegetal en la selva alta y su efecto en la conservación del suelo forestal (Distrito de Coviriali Satipo). Proyecto Peruano-Alemán. Desarrollo forestal y agroforestal en la Selva Central. pp. 62-106.
232. Red'Keina, N.N., Bryanskii, O.V., Krasnov, E.A., Semenov, A.A., Ermilova, E.V., 1989. Constituents of Empetraceae. III. Cycloalkanes from *Empetrum nigrum*. *Khimiyn Prirodnykh Soedinenii* 5, 719-720
233. Rieley, G., Collier, R.J., Jones, D.M., Eglinton, G., 1991. The biogeochemistry of Ellesmere Lake, UK-I: source correlation of leaf wax inputs to the sedimentary lipid record. *Org. Geochem.* 17, 901-912
234. Riesgo, A., 1995. Conservación del bosque amazónico: una estrategia común sobre la base de la estabilización de la agricultura migratoria y el manejo sostenible del bosque. Proyecto bosque. Programa cooperativo de investigación y transferencia de tecnología. Pucallpa. pp. 1-40
235. Rios, O. 1985. Fertilidad de suelos amazónicos. UNU. Pucallpa. pp 3-4
236. Risatti, J.B., Rowland, S.J., Yon, D.A., Maxwell, J.R., 1983. Stereochemical studies of acyclic isoprenoids XII. Lipids of methanogenic bacteria and possible contributions to sediments. *Org. Geochem.* 6, 93-104

237. Robinson, N., Eglinton, G., Brassell, S.C., Cranwell, P.A., 1984. Dinoflagellate origin for sedimentary 4-methyl steroids and 5(H)-stanols. *Nature* 308, 439-441
238. Rodríguez, F., Castro, I., Bendayán, L., Escobedo, R., Quevedo, A., Mercado, Gabriel., Limachi., L., 1996. Deforestación en el área de influencia de la carretera basadre-Pucallpa. Instituto de investigaciones de la amazonía peruana (IIAP). Comité de reforestación de Pucallpa. Iquitos, Perú. pp. 20-73
239. Rohner, M., 1975. *Triterpenoids de procaryotes*. PhD. Thesis. Université de Louis Pasteur. Strasbourg
240. Rohner, M., Kokke, W.C.M.C., Fenical, W., Djerassi, C., 1980. Isolation of two new C<sub>30</sub> sterols, 24(E)-*n*-propylidenecholesterol and 24-*n*-propylcholesterol, from a cultured Chrysophyte. *Steroids* 35, 219-231
241. Rohner, M., Bouvier-Nave, P., Ourisson, G., 1984. Distribution of hopanoid triterpenes in prokaryotes. *J. General Microbiol.* 130, 1137-1150
242. Rohner, M., Ourisson, G., 1976. Derives du bacteriohopane variations structurales et repartition. Structures des bacteriohopanetetrols *dáctobacter xylinum*. *Tetrahedron Lett.* pp. 3637-3640
243. Rowland, S.J., Lamb, N.A., Wilkinson, C.F., Maxwell, J.R., 1982. Confirmation of 2,6,10,15, 19-pentamethyleicosane in methanogenic bacteria and sediments. *Tetrahedron Lett.* 3, 101-104
244. Rowland, S.J., Yon, D.A., Lewis, C.A., Maxwell, J.R., 1985. Occurrence of 2,6,10-trimethyl-7-(3-methylbutyl)dodecane and related hydrocarbons in the green algae *Enteromorpha prolifera* and sediments. *Org. Geochem.* 8, 207-213
245. Saiz-Jiménez, C., de Leeuw, J.W., 1986a. Chemical characterization of soil organic matter fractions by analytical pyrolysis-gas chromatography-mass spectrometry. *J. Anal. Appl. Pyrolysis*, 9, 99-119
246. Saiz-Jimenez, C., de Leeuw, J.W., 1986b. Lignin pyrolysis products, their structures and their significance as biomarkers. *Org. Geochem.* 10, 869-876
247. Sales, B., 2005. Caracterización estructural de ácidos húmicos aislados de suelos de ecosistemas representativos de la Amazonía Peruana. Sevilla. pp. 4-17
248. Sales. B., 2003. Estudio sobre los efectos de los incendios forestales en la material orgánica de los suelos. XL Curso Internacional de Edafología y Biología Vegetal. pp. 7-35
249. Salinas, J.C., García, R., 1985. Métodos químicos para el análisis de suelos ácidos y plantas forrajeras. Centro internacional de agricultura tropical. Programa de pastos tropicales. Cali, Colombia. 83 pp.
250. Schimel, D.S. 1995. Terrestrial ecosystems and the carbon cycle. *Global Change Biology* 1: 77-91

251. Schmitter, J.M., 1978. *Acides des petroles. Methodes d'analyse et exemples d'application*. PhD. Université Louis Pasteur. Strasbourg
252. Schnitzer, M., 1978. Humic substances: chemistry and reaction, En *Soil Organic Matter*, Ed. M. Schnitzer, S.U. Khan. Develop. Soil Sci. Elsevier. Amsterdam. pp 1-64
253. Schnitzer, M., 1991. Soil organic matter -The next 75 years. *Soil Sci.* 151, 41-58
254. Schnitzer, M., Khan, S.U., 1972. *Humic Substances in the Environment*. Marcel Dekker. New York
255. Schnitzer, M., Skinner, S.I. 1966. Organo-metallic interactions in soils, 5. Stability constants of  $\text{Cu}^{++}$  -,  $\text{Fe}^{++}$  -, and  $\text{Zn}^{++}$  -fulvic acid complexes. *Soil Sci.*, 102: 361-365
256. Schnitzer, M., Skinner, S.I.M., 1974. The paracetic acid oxidation of humic substances. *Soil Sci.* 118, 322-331
257. Schoemaker, H.E., Tuor, U., Muheim, A., Schmidt, H.W.H., Leisola, M.S.A., 1991. White rot degradation of lignin and xenobiotics. En *Biodegradation. Natural and Synthetic Materials* Ed. Betts, W. B., Springer-Verlag. London. pp. 157-173
258. Schulten, H.R., 1995. The three-dimensional structure of humic substances and soil organic matter studied by computational analytical chemistry. *Fresenius J. Anal. Chem.* 351, 62-73
259. Schulten, H.R., Gleixner, G., 1999. Analytical pyrolysis of humic substances and dissolved organic matter in aquatic systems: structure and origin. *Water Res.* 33, 2489-2498
260. Schulten, H.R., Plage, B., Schnitzer, M., 1991. A chemical structure for humic substances. *Naturwissenschaften* 78, 311-312
261. Schulten, H.R., Schitzer, M., 1993. A state of the art structural concept for humic substances. *Naturwissenschaften* 80, 29-30
262. Schulten, H.R., Sorge, C., 1995. Structural studies on soil nitrogen by Curie-point pyrolysis -gas chromatography mass spectrometry with nitrogen-selective detection. *Biol. Fertil. Soils* 20, 174-184
263. Scora, R.W., Müller, E., Gültz, P.G. 1986. Wax components of *Asparagus officinalis* L. (Liliaceae). *J. Agric. Food Chem.* 34, 1024-1026
264. Shanchun, J., O'Leary, T., Volkman, J.K., Huizhi, Z., Rongfen, J., Suhua, Y., Yan, W., Zuofeng, L., Zuoqing, S., Ronghua, I., 1994. Origins and simulated thermal alteration of sterols and keto-alcohols in deep-sea marine sediments of the Okinawa Trough. *Org. Geochem.* 21, 415-433



265. Shaw, P.M., Johns, R.B., 1985. Organic geochemical studies of a recent Inner Great Barrier Reef sediment. I. Assessment of input sources. *Org. Geochem.* 8, 147-156
266. Simoneit, B.R.T., 1977. Diterpenoid compounds and other lipids in deep sea sediments and their geochemical significance. *Geochim. Cosmochim. Acta* 41, 463-476
267. Simoneit, B.R.T., 1986. Cyclic terpenoids of the geosphere. En *Biological markers in the sedimentary record*. Ed. Johns R.B. Elsevier Science. pp. 43-99
268. Simoneit, B.R.T., Grimalt, J.O., Wang, T.G., Cox, R.E., Hatcher, P.G., Nissenbaum, A., 1986. Cyclic terpenoids of contemporary resinous plant detritus and of fossil woods, ambers and coals. *Adv. Org. Geochem.* 10, 877-890
269. Simoneit, B.R.T., Mazurek, M.A., 1982. Organic matter of the troposphere. II. Natural background of biogenic lipid matter in aerosols over the rural western United States. *Atmosph. Environ.* 16, 2139-2159
270. Simoneit, B.R.T., Vuchev, V.T., Grimalt, J.O., 1984. Organic matter along the sedimentary sequences of the Maroccan continental margin. Leg 79 sites 545 and 547 (Ed. Hinz et al.) Initial Reports of the Deep Sea Drilling Project. Vol 79. U.S. Government. Printing Office Washington D.C. pp. 807-824
271. Skjemstad, J.O., Clarke, P., Golchin, A., Oades, J.M., 1997. Characterization of soil organic matter by solid-state  $^{13}\text{C}$  NMR spectroscopy. En *Driven by Nature: Plant Litter Quality and Decomposition. Vol. 20* Ed. Cadisch, G, Giller, K. E., CAB. International. Wallingford. UK. 253-271
272. Smith, D.J., Eglinton, G., Morris, R.J., Poutanen, E.L., 1983. Aspects of the steroid geochemistry of an interfacial sediment from the Peruvian upwelling. *Oceanol. Acta* 6, 211-219
273. Sorge, C., Schnitzer, M., Leinweber, P., Schulten, H.R., 1994. Molecular – chemical composition of organic matter in whole soil and particle –size fractions of a Spodosol by pyrolysis- field ionization mass spectrometry. *Soil Science* 158, 189-203
274. Speight, J.G., 1990. Oil shale. En *Fuel Science and Technology Handbook part IV*, Marcel Dekker, New York. pp. 795-1053
275. Spyckerelle, C., 1975. *Constituants aromatiques des sédiments*. PhD. Thesis Université de Strasbourg, Francia
276. Standen, G., Boucher, R.J., Rafalska-Bloch, J., Eglinton, G., 1991. Ruthenium tetroxide oxidation of natural organic macromolecules: Messel kerogen. *Chem. Geol.* 91, 297-313
277. Steffen, W., Noble, I., Canadell, J., Apps, M., Schulze, E.D., Jarvis, P.G., Baldicchi, D., Ciais, P., Cramer, W., Ehleringer, J., Farquhar, G., Field, C.B., Ghazi, A., Gifford, R., Heimann, M., Houghton, R., Kabat, P., Korner, C., Lambin, E., Linder, S., Mooney, H.A., Murdiyarso, D., Post, W.M., Prentice,

- I.C., Raupach, M.R., Schimel, D.S., Shvidenko, A., Valentini, R., 1998. The terrestrial carbon cycle: Implications for the Kyoto protocol. *Science*, 280, 1393-1394
278. Stevenson, F.J., 1982. *Humus Chemistry. Genesis, Composition, Reactions*. Wiley. New York
279. Stuczynski, T.I., Mccarty, G.W., Reeves, J.B., Wright, J., 1997. Use of pyrolysis GC/MS for assessing changes in soil organic matter quality. *Soil Science* 162, 97-105
280. Stuermer, D.H., Peters, K.E., Kaplan, I.R., 1978. Source indicators of humic substances and protokerogen. Stable isotope ratios, elemental compositions and electron spin resonance. *Geochim. Cosmochim. Acta* 42, 987-997
281. Stumpf, P.K., Barber, G., 1960. *Comparative Biochemistry* Ed. M. Florin and H.S. Mason Vol. I. Cap. 3. Academic Press. London
282. Tan, K.H. 2003. *Humic Matter in Soil and the Environment. Principles and Controversias*. Marcel Dekker, Inc. New York, USA. 386pp
283. Tegelaar, E.W., de Leeuw, J.W., Derenne, S., Largeau, C., 1989a. A reappraisal of kerogen formation. *Geochim. Cosmochim. Acta* 53, 3103-3106
284. Thomas, P.J., 1969. Kauri resin—modern and fossil. En *Organic Geochemistry, Methods and Results*. Eds. Eglinton G., and M.T.J. Murphy. Springer Verlag. Berlin. pp. 599-618
285. Thomas, P.J., 1972. Identification of some enteric bacteria wich convert oleic acid to hydroxystearic acid in vitro. *Gastroenterology* 62, 430-435
286. Tissot, B., Welte, D.H., 1984. *Petroleum Formation and Occurrence* (2<sup>nd</sup> Edition). Springer Verlag, Berlin. 699p
287. Treibs, A., 1934. Chlorophyll und Häminderivate in bituminösen Gesteinen, Erdölen und Erdwachsen und Asphalten. *Ann. Chem.* 510, 42-62
288. Trifilief, S., Sieskind, O., Albrecht, P., 1992. Biological markers in petroleum asphaltenes: possible mode of incorporation. En *Biological Markers in Sediments and Petroleum*. Ed. J.M. Moldowan, P. Albrecht and R.P. Philp. Prentice-Hall. Englewood Cliffs, New Jersey. pp. 350-369
289. Trifilieff, S., 1987. *Etude de la structure des fractions polaires des pétroles (résine et asphaltènes) par dégradations chimiques selectives*. PhD. Thesis. Université Louis Pasteur. Strasbourg. Francia
290. Tulloch, A.P., Spencer, J.F.T., Gorin, P.A.J., 1976. Chemistry of waxes of higher plants En *Chemistry and Biochemistry of natural waxes*. Ed. P.E. Kolattukudy. Elsevier Science. Amsterdam pp. 236-289
291. Vanhaeverbeke. S., 1989. Estudio piloto para el proceso de deforestación en la Selva Baja peruana. FAO. Documento de Campo N° 19. Lima. Pp. 41.

292. Van Bergen, P., Nott, C.J., Bull, I.D., 1997. Organic geochemical studies of soils from the rothamsted classical experiment: IV preliminary results from a study of the effect of pH on organic matter decay. *Organic Geochemistry*, 26, 117-135
293. Verheyen, T.V., Johns, R.B., 1981. Structural investigations of Australian coals-I. A characterization of Victorian brown coal lithotypes and their kerogen and humic acid fractions by IR spectroscopy. *Geochim. Cosmochim. Acta* 45, 1899-1908
294. Versteegh, G.J.M., Bosch, H.J., de Leeuw, J.W., 1997. Potential palaeoenvironmental information of C<sub>24</sub> to C<sub>36</sub> mid-chain diols, keto-ols and mid-chain hydroxy fatty acids; a critical review. *Org. Geochem.* 27, 1-13
295. Versteegh, G.J.M., Jansen, J.H.F., de Leeuw J.W., Schneider, R.R., 2000. Mid-chain diols and keto-ols in se atlantic sediments: a new tool for tracing past sea surface water masses?. *Geochim. Cosmochim. Acta* 64, 1879-1892
296. Villachica, H., 1995. Priorización de árboles multipropósito para su mejoramiento. Informe de las cinco primeras etapas del proceso de priorización. Lima. pp. 1-30.
297. Viso, A.C., Marty, J.C., 1993. Fatty acids from 28 marine microalgae. *Phytochemistry* 34, 1521-1533
298. Vitorovic, D., Amblés, A., Bajc, S., Cvetkovic, O., 1988. Characterization of kerogen from Messel shale based on multistage alkaline permanganate degradation. *Fuel* 67, 983-993
299. Volkman, J.K., 1986. A review of sterol markers for marine and terrigenous organic matter. *Org. Geochem.* 9, 83-99
300. Volkman, J.K., Barret, S.M., Blackburn, S.I., Mansour, M.P., Sikes, E.L., Gelin, F., 1998. Microalgal biomarkers: A review of recent research developments. *Org. Geochem.* 29, 1163-1179
301. Volkman, J.K., Barrett, S.M., Dunstan, G.A., Jeffrey, S.W., 1992. C<sub>30</sub>-C<sub>32</sub> alkyl diols and unsaturated alcohols in microalgae of the class *Eustigmatophyceae*. *Org. Geochem.* 18, 131-138
302. Volkman, J.K., Eglinton, G., Comer, E.D.S., Forsberg, T.E.V., 1980a. Long chain alkenes and alkenones in the marine Coccolithophorid *Emiliana huxleyi*. *Phytochemistry* 19, 2619-2622
303. Volkman, J.K., Farrington, J.W., Gagosian, R., Wakeham, S.G., 1983. Lipid composition of coastal sediments from the Peru up welling region. En *Advances in Organic Geochemistry 1981* Ed. Bjorøy, M. John Wiley & Sons. New York. pp. 228-240
304. Volkman, J.K., Jeffrey, S.W., Rogers, G.I., Nichols, P.D., Garland, C.D., 1989. Fatty acid and lipid composition of 10 species of microalgae used in mariculture. *J. Experim. Mar. Biol. Ecol.* 128, 219-240

305. Volkman, J.K., Johns, R.B., Gillan, F.T., Perry, G.J., Bavor Jr, H.J., 1980b. Microbial lipids of an intertidal sediment –I. Fatty acids and hydrocarbons. *Geochim. Cosmochim. Acta* 44, 1133–1143
306. Wardropper, M., 1979. *Aspects of the geochemistry of polycyclic isoprenoids*. PhD. Thesis. University of Bristol, UK
307. Weete, J.D., 1976. Algal and fungal waxes. En *Chemistry and Biochemistry of natural waxes*. Ed. P.E. Kolattukudy. Elsevier Science. Amsterdam. pp. 349-418
308. Wershaw, R.L., 1989. Application of a membrane model to the sorptive interactions of humic substances. *Environ. Health Perspect.* 83, 191-203
309. Wilson, M.A., 1987. *NMR Techniques and Applications in Geochemistry and Soil Chemistry*. Pergamon Press. New York
310. Wilson, M.A., Hatcher, P.G., 1988. Detection of tannins in modern and fossil barks and in plant residues by high-resolution solid-state <sup>13</sup>C Nuclear Magnetic Resonance. *Org. Geochem.* 12, 539-546
311. Wollenweber, H.W., Rietschel, E.T., Hofstad, T., Weintraub, A., Lindeberg, A.A., 1980. Nature, type of linkage quantity and absolute configuration of (3-hydroxy) fatty acids in lipopolysaccharides from *Bacteroides fragilis* NCTC 9343 and related strains. *J. Bacteriol.* 144, 898-903
312. Yamamoto, M., Ficken, K., Baas, M., Bosch, H.J., de Leeuw, J.W., 1996. Molecular palaeontology of the earliest Danian at Geulhemmerberg (The Netherlands). *Geologie en Mijnbouw* 75, 255-267
313. Yen, T.F., Chilingarian, G.V., 1976. *Oil shale. Developments in Petroleum Science*. Elsevier Science. Amsterdam. 292pp
314. Yonebayashi, K., Hattori, T., 1989. Chemical and biological studies on environmental humic acids. II. <sup>1</sup>H-NMR and IR spectra of humic acids. *Soil Sci. Plant Nutr.* 35, 383-392
315. Zimmerman, A.R., Canuel, E.A., 2001. Bulk Organic Matter and Lipid Biomarker Composition of Chesapeake Bay Surficial Sediments as Indicators of Environmental Proc. *Estuar. Coastal Shelf S.* 53, 319-341
316. Zsolnay, A., 1991. Pyrolysis-mass spectrometry and multivariate data analysis of Venezuela Basin sediments. *Chem. Geol.* 92, 355-362

## ANEXOS

### **Descripción del medio físico del Departamento de Ucayali**

#### **Geología**

La región amazónica posiblemente se inició con la aparición de un geosinclinal este-oeste, dando origen a una cuenca en el Cámbrico que desagua en el Océano Pacífico. La sedimentación y el comienzo del levantamiento de la cordillera andina en el Mioceno, hicieron que el drenaje de la cuenca cambiase de dirección orientándose hacia el este (Océano Atlántico). Posteriormente, los ríos que empezaron a bajar de los Andes arrastraron mayores cantidades de sedimentos, constituidos principalmente por areniscas, calizas, y lavas volcánicas. El río Amazonas arrastra camino al mar alrededor de tres millones de toneladas métricas de sedimentos por día (Cria, 1977; citado por Gazzo, 1982)

**a. Estratigrafía:** La serie sedimentaria en la región Ucayali, presenta un espesor aproximado de más de 6000 metros. A la base de la columna se presentan las series correspondientes al Paleozoico superior (1000 m.), restringidas a la faja subandina, primero ocurren las rocas con facies mixtas detríticas -carbonatadas conocidas como Grupo Tarma, sobreyacido por las secuencias predominantemente carbonatadas, bastante fosilífera denominadas Grupo Copacabana; luego ocurre una secuencia clástica - evaporítica con tonalidades rojizas correspondientes a facies "sabka" conocidas como Fm. Ene de edad Permiana.

Encima ocurre la serie mesozoica con una potencia de más de 1000 m. a la base aflora el Grupo Oriente, el cual fue subdividido en seis miembros en la región de Cushabatay por Kummel, (1946) denominados: Huaya, Formación Agua caliente, Paco, Esperanza, Aguanuya y cushabatay. Estas secuencias predominantemente detríticas conformadas por areniscas cuarzosas y areniscas limosas con intercalaciones de lutitas; en algunas zonas ocurren horizontes calcáreos en la parte media, como dolomitas con tonos pardo rojizas y margas. Hacia arriba ocurre la Fm. Chonta con más de 300 m. de espesor con areniscas a la base seguida de calizas y calizas dolomíticas, algunas veces carbonosas con algunas intercalaciones de areniscas y limonitas hacia el tope. Luego sigue las areniscas de azúcar, conocidas como Fm. Vivian con espesores que oscilan

entre 50 y 250 metros. Son areniscas cuarzosas con estratificación cruzada, muy porosas y permeables, de grano fino con algunas intercalaciones de limonitas rojizas.

Hacia arriba afloran series del cretáceo superior - Terciario conocidas como "capas rojas". En la parte norte de la región estudios de Kummel, 1946 distingue las formaciones: Huchpayacu (160 m. de lutitas y Limonitas), Casa Blanca (60 m. de areniscas blancas), Yahuarango (800 m. de alternancias de areniscas y lodolitas), Chambira (680 m. de lutitas a veces limosa con intercalaciones de areniscas) y al tope Ipururo (mas de 1000 m. con grandes paquetes de areniscas con concreciones y niveles delgados de conglomerados y un paquete lutáceo de color rojo en la parte media). Este conjunto fue denominado por Kummel (1946), como grupo Contamana. En la parte noreste de la región Ucayali, aflora en el río Utiquinia (cuadrángulo del cerro San Lucas) la Formación Pozo de edad Oligoceno - Eoceno).

Coronando la columna ocurre la formación Ucayali (Pleistoceno) con Arenas limosas y arcillas inconsolidadas y algunos conglomerados polimícticos. Como sedimentos cuaternarios a recientes tenemos depósitos Aluviales, coluviales y fluviales. Rocas intrusivas afloran en la parte nor oriental, correspondiendo a rocas fonolitas, traquitas y Monzonitas, probablemente asociadas a una falla profunda.

**b. Estructura:** En la región Ucayali se puede distinguir 3 zonas morfoestructurales: al oeste la faja subandina con pliegues NO – SE y sobrescurrimientos que afectan esencialmente a terrenos mesozoicos y Cenozoicos; también ocurren estructuras transversales (NE – SO). Los relieves montañosos generalmente están asociados a las cúspides de los anticlinales y las depresiones corresponden a las zonas sinclinales.

Hacia el este la zona de la depresión del Ucayali, limitada al oeste por la cordillera del Sira y por el este por el alto de Sheshea; Probablemente corresponda a un graben de orientación N- S, controlado por fallas antiguas de activación reciente. Hacia el sur del alto de Sheshea ocurre el alto de Cohengua, separado de este por el sistema de fallas de Atalaya, el cual pasa hacia el sur para constituir el arco del Sepa. Este alto de Cohengua separa la depresión de Urubamba de la de Tambo. Hacia el este se distingue en subsuelo el arco de Inuya – Yurua que corresponde al igual que las anteriores paleoestructuras citadas a altos estructurales de rocas antiguas.

La faja mas oriental corresponde probablemente a "horst" controlados por fallas normales que afectan a las series del Paleógeno – Neógeno. Se distinguen estructuras anticlinales de orientación NO - SE a N – S y algunas fallas regionales. Es característico

que las estructuras muestren inflexiones. Además, un rasgo estructural muy resaltante en la parte oeste central de la región Ucayali es la cordillera del Sira que corresponde a un alto estructural con un núcleo de rocas más antiguas muy probablemente controlado por fallas.

Es probable la existencia de una falla profunda de orientación Este - Oeste, que controla el afloramiento de rocas ígneas en la parte Nororiental de la región.

### **Ecología**

Según el Sistema Holdridge, el área del Departamento de Ucayali en gran parte pertenece al Bosque Seco Tropical, que se inicia al Sur de Contamana y luego de seguir aguas arriba del río Ucayali, termina en las cercanías de la confluencia de los ríos Urubamba y Tambo. También es considerado como bosques tropicales estacionales semi-siempre verdes. (Cochrane y Sánchez, 1982)

En el año 1978 el Sistema Holdridge, establece una clasificación ecológica que la ONERN adopta en el año 1976, según la cual clasifican al Perú mediante Zonas de Vida Natural. En la región Ucayali, se encuentran seis zonas de vida y cuatro transicionales, correspondientes a tres provincias de humedad (zonas de vida húmedas a pluviales), distribuidas en tres pisos altitudinales: Bosque húmedo - Tropical (bh-T); bosque húmedo - tropical transicional a bosque húmedo - Premontano tropical (bh-T / bh-PT); bosque húmedo - Premontano Tropical (bh-PT); bosque húmedo - Premontano Tropical transicional a bosque húmedo- tropical (bh-PT/ bh-T); bosque muy húmedo - Tropical (bmh-T); bosque muy húmedo - Premontano Tropical transicional a bosque húmedo tropical (bmh- PT/ bh-T); bosque muy húmedo - Premontano Tropical (bmh-PT); bosque muy húmedo - Premontano Tropical, a bosque pluvial Premontano Tropical (bmh-PT/bp-PT); bosque pluvial - Premontano Tropical (bmh PT); y bosque pluvial - Montano Bajo Tropical (bp - MBT). (INRENA, 1997).

El INRENA sostiene que en el Departamento de Ucayali, existen las siguientes zonas de vida cuyas características y clima se describen en el (cuadro 1).

**Cuadro 1. Características de las Zonas de Vida del Departamento de Ucayali**

Zonas de Vida	topografía	Altitud (m.s.n.m)	Precipitación (mm)	Biotemperatura (°C)	Clima
1 Bosque Húmedo – Tropical	Colinoso suave con terrazas Aluviales	Menor a 80	1,916-3,420	13.2 – 15.7	Húmedo y cálido
2 Bosque Húmedo – Tropical Transicional o Bosque Húmedo – Premontado Tropical	Ondulada	Menor a 350	2,150 – 2,250	22.5 – 24.0	Húmedo y cálido
3 Bosque húmedo – Premontano Tropical	Colinoso	150 – 250	936 – 1,968	17.2 – 24.9	Húmedo y cálido
4 Bosque Húmedo – Premontano Tropical Transicional a Bosque Húmedo Tropical.	Colinoso fuertemente disectada.	150 - 250	1,800 – 2,000	24.0 – 24.5	Húmedo y cálido
5 Bosque muy húmedo – Tropical	Colinoso fuertemente disectada	200 - 500	4,000 – 8,000	24.0	Muy húmedo y cálido
6 Bosque muy húmedo – Tropical Transicional a Bosque pluvial – Premontano Tropical	Colinoso disectada	200 - 500	4,500 – 5,500	22.0 – 24.0	Muy húmeda y cálido
7 Bosque muy húmedo – Premontano tropical	Bastante disectada	200 – 400	4,376 – 2,193	18.5 – 25.6	Húmedo y cálido
8 Bosque muy húmedo – Premontano Transicional a Bosque húmedo – tropical.	Colinoso variado con terrazas disectadas.	200 – 250	3,000 – 3,500	24.0 – 25.5	Muy húmedo y cálido
9 Bosque muy húmedo – premontano tropical Transicional a Bosque fluvial – Premontano tropical.	Colinoso disectado	200 – 400	4,000 – 4,500	17.0 – 22.5	Muy húmedo y templado semi cálido
10 Bosque fluvial – premontano tropical	Colinoso bajo fuertemente disectada	Mayor a 600	5,661	24.4	Superhúmeda y calido
11 Bosque fluvial – premontano tropical Transicional a Bosque muy húmedo tropical	Colinoso bajo fuertemente disectado.	600 – 700	6,000 – 7,000	24.0 – 25.5	Muy húmedo y cálido
12 Bosque fluvial – Montano Bajo Tropical	Colinoso bajo fuertemente disectado.	1,600 – 1,900	3,915	12.0 – 17.0	Superhúmeda y templado
13 Bosque Fluvial – Montano tropical	Colinoso bajo fuertemente disectado.	2,500 – 3,800	2,000 – 4,000	6.0 – 12.0	Muy húmeda y frío

Fuente: GOREU, 2004a.



## **Climatología**

La Región Ucayali presenta climas variados, predominando el cálido húmedo. La temperatura máxima se presenta entre agosto y octubre, y la mínima en junio, en la que desciende de 31.9 a 20.5 °C en promedio respectivamente. Ucayali tiene una precipitación pluvial promedio anual de 2344 mm., mientras que en el área de Pucallpa es de 1752.8 mm. (x 25 años) (Polo y Muñoz,1982); la humedad relativa de aire tampoco presenta variación importante con un promedio anual de 77.1%; la velocidad promedio de los vientos es de 1.4 m/seg. con dirección predominante de Norte a Sur (GOREU, 2004).

La Región Ucayali, se ubica dentro de la zona de bosque tropical estacional semi-siempre verde, caracterizado por un rango entre de 7 a 9 meses de lluvias. La distribución mensual de la precipitación pluvial, indica que en la Región Ucayali llueve todo el año, existiendo dos ciclos lluviosos:

Primer ciclo lluvioso: Febrero, Marzo, Abril y Mayo

Ciclo seco: Junio, julio y agosto

Segundo ciclo lluvioso: Setiembre, octubre y noviembre

Ciclo semi-seco: Diciembre y enero

Los meses de mayor humedad son: Febrero, Marzo, Abril y octubre, con el 82%, los de menor humedad son junio, agosto y setiembre. con 74%, sin embargo, en estos meses se presentan neblinas bajas durante las noches y en las madrugadas.

## **Hidrografía**

En Ucayali la red hidrográfica esta conformada por 502 ríos principales y afluentes (Aguaytia y Pachitea), clasificados del primer al quinto orden. Se estima, que el volumen de agua escurrida a nivel de la región es alrededor de 43 millones de metros cúbicos, que conforma cinco cuencas importantes en toda su extensión, la del río Ucayali, río Aguaytia, río Yurúa, río Urubamba y río Purús (Alegre et al. 2003).

La cuenca de mayor importancia es la del Río Ucayali, que tiene una extensión total de 1771 Km (734 Km. dentro de la región), por constituir la vía principal de comunicación

dentro de la región. El Ucayali es un río caudaloso y sinuoso, con 200 a 400 m de ancho, navegable durante todo el año por embarcaciones de hasta 5 pies de calado en época de vaciante (abril-setiembre); nace de la confluencia entre los ríos Tambo y Urubamba, y no cuenta con articulación con las cuencas de los ríos Alto Purús y Alto Yurúa, también de importancia, los cuales tienen mayor facilidad de navegación hacia el Brasil. El Ucayali en su camino da formación al río Amazonas en la región de Loreto. El Aguaytia tiene una longitud aproximada de 379 Km. y un ancho que varía de 150 a 200 metros, es navegable.

En la red hidrográfica regional, también tiene importancia los ríos Tamaya, Abujao, Calleria, Sheshea, Tahuania, Inuya, y Sepahua, entre otros. En esta red resalta también el Lago de Yarinacocha, ubicado en el Distrito del mismo nombre, originado al producirse un cambio de curso del río Ucayali, y el Lago Imiria, en el Distrito de Masisea de 400 a 500 m de ancho con una longitud de 16 Km. Se encuentra aproximadamente 5 islas no inundables. Otros de importancia son el Lago de Pacacocha, Laguna de Cashibococha, Laguna de Chauya, y Laguna de Huitococha (GOREU et al., 2005).

### **Vegetación.**

#### **Bosques de terrazas bajas o bosques de restinga**

Comunidades vegetales que se encuentran generalmente en áreas adyacentes al curso de cuencas principales como el río Ucayali y subcuencas de primer y segundo orden como el Aguaytia, San Alejandro en la Región Ucayali y río Pachitea en la Región Andrés Avelino Cáceres, estas cuencas hidrográficas presentan áreas inundables temporalmente que albergan especies representativas características de estos ecosistemas como el cetico, amasisa, huimba, lupuna, uvilla, guabas, shimbillos, carahuasca, huasaí, catahua, espintana, quinilla, pashaco, capirona, huangana casho, lagarto caspi, renaco, moenas del bajo (cunchi moena, isma moena, y palta moena), machimango blanco entre las principales.

Esta estructura sin embargo solamente se visualiza en algunos sectores de las cuencas ya que las extracciones selectivas en estos bosques eliminaron el estrato superior conformado por los grandes árboles como lupuna, huimba, catahua, cumalas y

moenas, observándose un estrato codominante irregular en las márgenes de las cuencas del Aguaytía y Pachitea.

Estas áreas constituyen pues, las zonas extractivas habituales de extractores madereros manuales en época de creciente de donde extraen las especies mencionadas en trozas por flotación, como lupunas, catahua, cumalas, pashaco y moenas para las industrias de laminado y aserrío, también se extrae especie de alta densidad como quinilla y capirona en pequeños trozos (tucos) para la industria del Parquet y muy recientemente se viene extrayendo la huangana casho dado su aceptación en el mercado como especie de muy buena apariencia y comportamiento al aserrado, pulido y secado, por lo que vienen utilizándolo para cobertura de paredes (machiembrado y traslapado), sustituyendo en un aproximado del 10 % al shihuahuaco que tiene problemas de secado.

Tanto las actividades extractivas madereras como las agrícolas vienen ejerciendo una fuerte presión en los bosques primarios de estas áreas, lo que se manifiesta en un cambio estructural florístico constante de nuevas áreas localizadas, dado el carácter migratorio de ambas actividades.

La existencia de bosques adyacentes a dichas áreas intervenidas y la bondad de sus suelos por la sedimentación periódica de nutrientes, permite el establecimiento de especies invasoras de rápido crecimiento, como el cetico, carahuasca, huamansamana, guaba, bolainas, etc. lo que impide la degradación irreversible de los suelos (Rodríguez et al., 1996).

Las áreas de bosques de terrazas bajas o bosques de restinga por poseer suelos derivados de sedimentos recientes, actualmente son preferidos por los pobladores ribereños para desarrollar agricultura comercial de pan llevar como yuca, plátano, arroz, maíz y algunas hortalizas en rotaciones periódicas de 2 a 3 años .

## **Bosques de terrazas medias**

Terrenos de origen aluvial antiguo, presentan una fisiografía irregular caracterizados por superficies planas, y en algunos casos con ligeras depresiones que dan lugar a la formación de los aguajales, ecosistemas típicos de estas áreas. Las especies más representativas son: aguaje, copaiba, cumalas, shimbillo., caimitillo, quinillas, pashaco, moenas, marupa, tornillo, lupuna, machimango, cedro, cachimbo, shihuahuaco, huangana casho, huacrapona, cashapona, huasaí, etc.

Las actividades forestales son intensas en estas áreas por la diversidad florística que tienen un mercado y un valor económico constante, las extracciones forestales de especies de mediana densidad (flotables) se realizan en forma manual y mecanizada hacia las sub-cuencas de segundo y tercer orden. Las actividades agrícolas de tipo comercial están restringidas por las grandes distancias hacia las sub-cuencas navegables de primer orden y se practica únicamente cultivos de subsistencia para los equipos extractivos madereros.

Estas áreas sufren inundaciones temporales en períodos de 10 a 30 años, debido al desborde de las sub-cuencas por efecto represa que ejercen las cuencas principales y de primer orden.

No se observan áreas libres o deforestadas ya que la dinámica del bosque logra repoblar áreas de carreteras y sitios de las especies taladas en períodos aproximado de seis meses con especies herbáceas en primer término, luego invasoras de rápido crecimiento en períodos de 2 a 5 años, posteriormente se realiza la ocupación espacial de un dosel arbustivo producto de la emergencia de especies arbóreas remanentes que no alcanzaron el diámetro de corta durante las operaciones extractivas

## **Bosques de terrazas alta**

Suelos de origen aluvial antiguo o residual, la topografía es ligeramente ondulada, con ligeras depresiones localizadas, en donde se desarrollan especies como el ungurahui asociadas al tornillo, pashaco, cumala, requia, quinilla, catahua, lupuna, etc, y en lugares de buen drenaje se desarrollan especies como el azúcar huayo, shihuahuaco, huayruro, ishpingo, caoba, cedro, estoraque, tahuarí, aguano masha, etc

## **Bosques de colinas bajas y colinas altas**

Predominan suelos de baja fertilidad con una topografía muy ondulada con pendientes de 5% al 30%, en donde se desarrollan especies similares a las de terrazas altas con un mayor volumen en especies de alto valor comercial como caoba, ishpingo y especies de alta densidad como tahuarí, estoraque, quillobordón y palisangre

En estas áreas se realiza una extracción forestal mecanizada y fuertemente selectiva, que desde los años 1993 a la fecha, en busca de la especie caoba principalmente, las áreas extractivas se ubican en sitios distantes, superando los 30 km. de los ejes de carretera y cuencas hidrográficas

La actividad agrícola está representada por cocales diseminados en las áreas que comprenden las cuencas del Aguaytía, San Alejandro y Pachitea en distancias medias de 10 Km. al eje de carreteras como la Federico Basadre, Neshuya-Curimaná, Tournavista y Marginal, y en distancias de 1 a 5 Km. en ambos márgenes de carretera predominan pasturas en su mayoría en desuso, sub-utilizadas, áreas que no logran una reposición natural por una deforestación drástica de especies arbóreas y la degradación de los suelos (Rodríguez et al., 1996).

## Nombre científico y común de las especies vegetales.

Aguajal: *Mauritia flexuosa*  
Arrocillo: *Fimbristylis milacea*  
Atadijo: *Trema micrantha*  
Caña carrizo: *Arundo donax*  
Caoba: *Swietenia macrophylla*  
Capirona: *Calycophyllum spruceanum*  
Castaña: *Betholletia excelsa*  
Cetico: *Cecropia latifolia*  
Cortadera: *Scleria pterota*  
Estoraque: *Myroxylon balsamum*  
Gramalote: *Echinocloa polystachi*  
Guaba: *Inga edulis*  
Kudzú: *Pueraria phaseoloides*  
Marcosacha: *Ambrosia peruviana*  
Matico: *Piper* sp.  
Mucuna: *Mucuna bracteata*  
Nudillo: *Brachiaria mutica*  
Pájarobobo: *Desmodium* sp.  
Pasto natural: *Axonopus compressus*  
Pijuayo: *Bactris gasipaes*  
Pumaquiro: *Aspidosperma macrocarpon*  
Rabo de zorro: *Andropogon bicornis*  
Sachayute: *Urena lobata*  
Sangre de grado: *Croton lechleri*  
Shihuahuaco: *Dipteryx odorata*  
Tahuari amarillo: *Tabebuia serratifolia*  
Tornillo: *Cedrelinga catenaeformis*  
Amasisa: *Erythrina* sp.  
Huimba: *Ceiba samauma*  
Lupuna: *Chorisia insignis*  
Uvilla: *Pouroma cecropiefolia*  
Shimbillo: *Inga* sp.  
Carahuasca: *Guatteria chlorantha*  
Huasaí: *Euterpe precatoria*  
Catahua: *Hura crepitans*  
Espintana: *Oxandra* sp.  
Quinilla: *Manilkara bidentata*  
Pashaco: *Pithecellobium* sp.  
Huangana casho:  
Lagarto caspi: *Calophyllum brasiliense*  
renaco: *Ficus guianensis*  
Moena: *Aniba amazonica*  
*Caryodaphnopsis foste*  
Cunchi moena: *Ocotea cuprea*  
Isma moena: *Ocotea* sp.  
Palta moena: *Ocotea obovata*  
Machimango: *Eschweilera turbinata*  
Machimango blanco: *Eschweilera juruensis* K.  
Cumala: *Virola* sp.  
Copaiba: *Copaifera reticulata*  
Caimitillo: *Pouteria* sp.  
Marupa: *Simarouba amara*  
Cachimbo: *Couratari* sp.  
Huacrapona: *Iriartea deltoidea*

Cashapona: *Socratea exorrhiza*  
Ungurahui: *Jessenia batahua*  
Requia: *Guarea trichilioides*  
Azúcar huayo: *Hymenae oblongifolia*  
Huayruro rojo: *Ormosia macrocalix*  
Ishpingo: *Amburana cearensis*  
Cedro: *Cedrela odorata*  
Ojé: *Ficus insipida*  
Tahuari: *Tabebuia* sp.  
Aguano masha: *Machaerium inundatus*  
Quillobordón: *Aspidosperma vargesii*  
Quillobodon colorado: *Aspidosperma* sp.  
Palisangre: *Pterocarpus robrii*  
Huamansamana: *Jacaranda copaia*  
Bolaina: *Guazuma crinita*  
Cañabrava: *Generium sagittatum*  
Shebón: *Scheelea bassleriam*  
Yarina: *Phytelephas macrocarpa*  
Shapaja: *Scheelea* sp.  
Irapay: *Lepidocaryum tessmannii*

### Cultivos Agropecuarios

Arroz: *Oryza sativa*  
Maíz: *Zea mays*  
Frijol: *Phaseolus vulgaris*  
Chiclayo: *Vigna unguiculata*  
Yuca: *Manihot esculenta*  
Plátano: *Musa* spp.  
Algodón: *Gossypium barbadense*

### Frutícola

Cítricos: *Citrus* sp.  
Naranja: *Citrus sinensis osbeck*  
Limón: *Citrus limonium*  
Mandarina: *Citrus reticulata*  
Toronja: *Citrus aurantium*  
Camu camu: *Myrciaria dubia* Mc Vaugh  
Caña de azúcar: *Saccharum officinarum*  
Dale dale: *Calathea alluvia*  
Guanábna: *Annona muricata*  
Piña: *Ananas comosus*  
Anona: *Rollinia mucosa*

### Especies de pastos

Torourco: *Paspalum conjutatum*  
Yarguá: *Hiprrreniarua*  
Kudzú: *Pueraria phaseoloides*  
Braquiaria: *Brachiaria decumbens*  
leguminosa Pucallpa I: *Stylosanthes guianensis*  
Centrocema: *Centrocema macrocarpum* sp.



UNIVERSIDAD DE SEVILLA

Reunido el tribunal en el día de la fecha, integrado por los abajo firmantes, para evaluar la tesis doctoral

de Dña. BEATRIZ SALES DAVILA

titulada "Caracterización de la materia orgánica de suelos representativos de ecotipos agrofor-  
miales de Perú, departamento de Ula Gali, e influencia de su uso y manejo en el desarrollo del carbono"  
acordó otorgarle la calificación de "Sobresaliente" cum laude

Sevilla, a 29 de Septiembre de 2006

Vocal,

Vocal,

Vocal,

Presidente,

Secretario,

Doctorando,