



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

POSGRADO EN CIENCIAS DE LA TIERRA
DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO

EFFECTO DE UN INCREMENTO DE LA
TEMPERATURA SOBRE LA MINERALIZACIÓN
DEL CARBONO Y LA LIBERACIÓN DE
METALES PESADOS EN SUELOS:
DEL VALLE DEL MEZQUITAL

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE:

MAESTRÍA EN CIENCIAS

QUE PRESENTA:

ANA CECILIA LOPERA GASCA

DIRECTOR DE TESIS:

DRA. CHRISTINA SIEBE GRABACH

MÉXICO D. F., OCTUBRE 2005

M: 349750



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

A mis padres por haberme dado herramientas para la vida.

A mi hermana por ser ejemplo de tenacidad.

A mi esposo por su inmenso amor.

A mi hijo por servirme de inspiración.

Agradecimientos

Agradezco a la Universidad Nacional Autónoma de México y al Instituto de Geología por abrirme sus puertas y permitir mi formación académica.

Al Programa de Apoyo a Proyectos de Investigación e Innovación Tecnológica por la beca que me otorgó durante un año y el apoyo económico para el desarrollo de este trabajo.

A los miembros del jurado por sus comentarios oportunos y su aporte para la elaboración del documento final. A la Dra. Christina Siebe que siempre tiene la palabra precisa en el momento justo y la energía necesaria para que la Ciencia avance. Profe gracias por su ayuda, su confianza y su amistad.

A todos los miembros del Laboratorio de Edafología Ambiental porque cada uno hace parte de este trabajo. A Kumiko Shimada que me apoyó en todo momento con mis análisis y fue mi paño de lágrimas en los momentos de desesperación analítica. A Toño, Lucero y don Roberto que siempre estuvieron dispuestos a echarme una mano. A la china RRR (Andrea) que siempre me dio ánimo y creyó en mis curvas de CO₂. A Norma quien acumuló más millas a la hora del café. A mi Luchy por ser mi amiga y mi apoyo en los momentos difíciles. A Daniel, Juan Manuel y Luis por enseñarme español mexicano. A Pilar que sufrió conmigo las angustias del congelador y las incubadoras. A Fred, Soledad y Blanca compañeras de los buenos y los malos días. Al jefe de proyecto Víctor por ayudarme con la estadística. Al profe Lorenzo y Silke por los momentos compartidos.

A Elizabeth Solleiro, Gloria y Mary por su colaboración en tramitología. A los compañeros de clases y de pasillo que me brindaron una sonrisa. A mis amigos Xime, María Isabel, Federico y Martha que aún estando lejos hacen parte de mis logros. A Cecilia, Daniel y los niños que me cubrieron en mis largas jornadas. A todos muchas gracias, sin ustedes este sueño no estaría escrito.

INDICE

1.	INTRODUCCIÓN	2
2.	ANTECEDENTES	3
2.1.	Cambio climático.....	3
2.2.	Metales pesados en suelos.....	7
2.3.	Efecto del cambio climático sobre la movilización de los metales.....	10
3.	HIPÓTESIS	12
4.	OBJETIVOS	12
4.1.	Objetivo general	12
4.2.	Objetivos específicos	12
5.	DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO	13
5.1.	Localización.....	13
5.2.	Clima	13
5.3.	Geología	13
5.4.	Suelos.....	15
5.5.	Riego con aguas residuales.....	15
6.	METODOLOGÍA	16
6.1.	Muestreo.....	17
6.2.	Caracterización de las muestras	17
6.3.	Preincubación	18
6.4.	Incubación	18
6.5.	Análisis de laboratorio	19
6.5.1	Determinación del carbono potencialmente mineralizable	19
6.5.2	Determinación de la biomasa microbiana por el método de fumigación-extracción	20
6.5.3	Extracción de metales pesados solubles en agua y carbono extractable con agua	21
6.5.4	Fraccionamiento de metales pesados	22
6.6.	Análisis estadísticos.....	24
7.	RESULTADOS	25
7.1.	Características generales de los suelos.....	25
7.2.	Efecto de la temperatura sobre la mineralización de la materia orgánica.....	26
7.2.1	Carbono potencialmente mineralizable (respiración basal)	26
7.2.2	Porcentaje de carbono mineralizado.....	29
7.2.3	Carbono orgánico extractable con agua (CEA)	29
7.2.4	Relación entre carbono orgánico extractable con agua (CEA) y carbono orgánico total (COT)	30
7.3.	Biomasa microbiana	30
7.3.1	Actividad microbiana	31
7.4.	Metales pesados	32

- 7.4.1 Cobre en las diferentes fracciones32
- 7.4.2 Cadmio en las diferentes fracciones32
- 7.4.3 Plomo en las diferentes fracciones35
- 7.4.4 Cinc en las diferentes fracciones.....35
- 7.4.5 Cambio relativo en la concentración de metales en las diferentes fracciones.....38
- 7.5. Relación entre el carbono orgánico extractable con agua y los metales extractables con agua 40
- 8. DISCUSIÓN42**
- 8.1. Aspectos relacionados con el método..... 42
- 8.2. Características generales de los suelos..... 43
- 8.3. Efecto del aumento de la temperatura sobre la mineralización de la materia orgánica y la actividad microbiana45
- 8.4. Efecto del aumento de la temperatura sobre la movilización de metales 49
- 9. CONCLUSIONES51**
- 10. LITERATURA CITADA53**
- 11. ANEXOS.....60**
- 11.1. ANEXO I60
- 11.2. ANEXO II68

Lista de Figuras

Figura 1. Serie de tiempo de la temperatura media global desde 1856 hasta 2003 (Fuente: Climatic Research Unit www.cru.uea.ac.uk y Hadley Centre for Climate Prediction and Research www.met-office.gov.uk).	4
Figura 2. Ubicación del Valle del Mezquital y sitio de muestreo. Tomado de DFID, 1998	14
Figura 3. Esquema representativo del tratamiento y análisis de las muestras de suelo.	16
Figura 4. Comportamiento del carbono potencialmente mineralizable para cada suelo y temperatura y la desviación estándar.	26
Figura 5. Cambio en la velocidad de la mineralización de la materia orgánica a lo largo del tiempo.	28
Figura 6. Contenido de carbono extractable con agua para cada suelo y temperatura.	30
Figura 7. Contenido de biomasa microbiana encontrada para cada suelo y temperatura.	31
Figura 8. Contenido de cobre en los diferentes extractos para cada suelo y temperatura.	33
Figura 9. Contenido de cadmio en los diferentes extractos para cada suelo y temperatura.	34
Figura 10. Contenido de plomo en los diferentes extractos para cada suelo y temperatura.	36
Figura 11. Contenido de cinc en los diferentes extractos para cada suelo y temperatura.	37
Figura 12. Relación entre el carbono orgánico extractable con agua y metales en el extracto acuoso.	41

Lista de Cuadros

Cuadro 1. Propiedades analizadas en el laboratorio para cada suelo.	17
Cuadro 2. Esquema de fraccionamiento de metales y cantidad de muestra empleada.	22
Cuadro 4. Propiedades generales de las unidades de suelo utilizadas en el experimento.	25
Cuadro 5. Resultados obtenidos de la aplicación de un modelo no lineal para la mineralización de la materia orgánica en el Vertisol y Leptosol incubados a 20 y 25 °C	27
Cuadro 6. Pendientes obtenidas del carbono potencialmente mineralizable.	28
Cuadro 7. Comparación del porcentaje de carbono mineralizado para cada suelo y temperatura.	29
Cuadro 8. Relación entre el carbono extractable con agua y el carbono orgánico total para cada suelo y temperatura.	30
Cuadro 9. Relación entre el carbono potencialmente mineralizable (CP _{min}) y el carbono de la biomasa microbiana (C _{mic}) para cada suelo y temperatura.	32
Cuadro 10. Valores de P obtenidos en el análisis estadístico de metales pesados para cada suelo a 20 y 25 °C.	38
Cuadro 11. Proporción entre el contenido de cada metal en la preincubación y la incubación a 20 y 25 °C para cada suelo y extracto.	39

RESUMEN

El riego agrícola con aguas residuales por 100 años en el Valle del Mezquital ha causado la acumulación de metales pesados en los suelos. Estos metales se encuentran principalmente asociados a la materia orgánica y están actualmente muy poco disponibles para las plantas. Sin embargo, existe preocupación en relación a la posible movilización de dichos metales en caso de que la materia orgánica llegara a mineralizarse. Esto podría ocurrir a causa de un aumento de la temperatura media ambiental dentro del contexto del cambio climático global. En este trabajo se plantearon dos hipótesis: (a) el incremento en la temperatura favorece el crecimiento de la biomasa microbiana, teniendo como resultado un aumento en la tasa de mineralización de la materia orgánica y (b) el aumento en la mineralización de la materia orgánica tiene como consecuencia la liberación de los metales pesados asociados a ella. Para probar las hipótesis se hizo un experimento de incubación de muestras de un Vertisol y un Leptosol ubicados en sitios regados por 100 años con agua residual. Las muestras se incubaron a 20 y 25 °C por 105 días. La determinación de la biomasa microbiana y la extracción de metales pesados se hizo al comienzo y al final de la incubación y el carbono potencialmente mineralizable se determinó periódicamente. Los metales pesados se extrajeron con agua, NH_4NO_3 , $\text{NH}_2\text{OH}\cdot\text{HCl}$, $\text{NH}_4\text{-EDTA}$, oxalato de NH_4 y HNO_3 para determinar fracciones de metales solubles, intercambiables, asociadas a óxidos de Mn, asociadas a la materia orgánica, asociadas a óxidos de hierro amorfos y residuales respectivamente. Adicionalmente se realizó una caracterización de los suelos.

Los resultados indican que en ambos suelos el aumento de temperatura favorece el crecimiento de la biomasa microbiana e incrementa la tasa de mineralización de la materia orgánica. Sólo el Leptosol mostró diferencias significativas al comparar el efecto de las dos temperaturas, esto parece estar relacionado con la textura dado que este suelo presenta un mayor contenido de arenas, por lo que está mejor aireado y mineraliza más fácilmente a la materia orgánica. El Vertisol mostró una alta correlación entre el carbono orgánico disuelto y los metales extractables con agua. La fracción que presentó los mayores cambios fue la extractable con NH_4NO_3 aumentando al incubar los suelos a 20 y 25 °C. Los metales liberados de las fracciones extractables con agua, hidroxilamina, EDTA, oxalato y HNO_3 parecen encontrarse en dicho extracto. Esto constituye un riesgo al quedar en forma intercambiable por lo que pueden ser absorbidos por las plantas.

1. INTRODUCCIÓN

En el Valle del Mezquital las aguas residuales provenientes de la Ciudad de México han sido usadas oficialmente para riego agrícola desde 1912 (Cruz Campa, 1965). Esta práctica ha permitido proveer a los suelos de agua, nitrógeno, fósforo y materia orgánica, favoreciendo la productividad agrícola (Siebe y Cifuentes, 1995). Sin embargo, también se ha presentado una acumulación de metales pesados, p. e. cobre (Cu), cadmio (Cd), plomo (Pb) y cinc (Zn), en los suelos conforme aumenta el tiempo bajo riego. De acuerdo con Siebe (1994) en esta zona el contenido de Cu, Cd, Pb y Zn varía entre 26-64, 0.86-3.3, 26-71 y 96-241 mg/kg en el Leptosol y 31-78, 0.99-3.6, 27-67 y 139-281 mg/kg en el Vertisol. Estos metales se encuentran principalmente asociados a la materia orgánica del suelo, por lo que están en formas temporalmente inmóviles (Siebe, 1994).

Los procesos que afectan la mineralización de la materia orgánica pueden provocar la liberación de metales pesados. Uno de estos procesos puede ser el incremento de la temperatura asociado al cambio climático global.

El cambio climático se define como el posible aumento en la temperatura superficial del planeta que se produciría como consecuencia de un aumento substancial y rápido de las concentraciones de gases invernadero en la atmósfera (Mosier, 1998). Los gases invernadero más importantes son el bióxido de carbono (CO_2), metano (CH_4), óxido nitroso (N_2O), ozono (O_3) y los halocarbonos. Aunque el CO_2 , CH_4 y N_2O son producidos de forma natural en la atmósfera, las actividades humanas han cambiado sus concentraciones atmosféricas. Desde la era pre-industrial (alrededor de 1750), estos gases se han incrementado en un 31 %, 150 % y 16 % respectivamente (IPCC, 2001).

Las concentraciones de los diferentes gases invernadero en la atmósfera dependen de un delicado equilibrio entre las emisiones, el tiempo de residencia del gas en la atmósfera y la absorción del gas dentro de la biosfera. De continuar con las tendencias actuales en las emisiones, se estima que tan sólo la concentración de CO_2 podría crecer entre un 0.5 y un 2% anual, llevando a un doblamiento en la concentración de este gas, respecto al nivel pre-industrial, hacia la mitad del siglo XXI (IPCC, 1996).

Como resultado de un doblamiento en las concentraciones de CO_2 , los modelos de simulación del clima, conocidos como modelos de circulación general o GMC, predicen un aumento en la temperatura entre 1.5 y 4.5 °C (IPCC, 1996).

La correlación entre la temperatura y la respiración microbiana en el suelo fue notada primero por Lundegårdh (1927) y ha sido cuantificada para varios suelos bajo diferentes

condiciones (Kirschbaum, 1995; Lloyd y Taylor, 1994; Raich y Schlesinger, 1992). El crecimiento de la población microbiana como respuesta a un aumento de la temperatura provoca una aceleración de la mineralización de los compuestos orgánicos contenidos en el suelo. Esta misma reacción activa una cadena de otras reacciones, de las cuales aún no se conocen a detalle las consecuencias. Una de éstas puede ser la liberación de los metales pesados asociados a la fracción orgánica del suelo.

De acuerdo a lo anterior, los suelos del Valle del Mezquital (85 000 ha) constituyen un buen modelo de estudio. ya que en esta zona los metales pesados se encuentran acumulados en el horizonte Ap (0-30 cm) y asociados en su mayoría a la materia orgánica.

2. ANTECEDENTES

2.1. Cambio climático

El cambio climático y el calentamiento global se refieren a las temperaturas medias globales (el promedio entre la temperatura del aire cercano a la superficie de la tierra y la temperatura de la superficie del mar). Un análisis de los registros de la temperatura superficial muestra un incremento en la temperatura media a escala global, el cual no ha sido uniforme ni en el tiempo ni en el espacio. Por ejemplo, la mayor parte del calentamiento se produjo durante el siglo XX en los períodos comprendidos entre 1910-1945 y 1976-2000 (Figura 1). La causa de este cambio ha sido tema de amplia discusión. Mientras que cierto grado de calentamiento puede ser explicado por procesos naturales, tales como ciclos geológicos, erupciones volcánicas e intrusiones cósmicas (asteroides), se discute que las actividades humanas que producen gases invernadero y alteran la superficie de la tierra pueden causar una aceleración del proceso de calentamiento (<http://www.law.pace.edu/globalwarming>).

Los gases invernadero son productos químicos y materiales presentes en la atmósfera capaces de bloquear la radiación solar. La radiación emitida por el sol viaja hacia la tierra y cuando alcanza la atmósfera una porción de ella es reflejada nuevamente al espacio, otra es absorbida mientras pasa a través de la atmósfera y una más llega hasta la superficie de la tierra. Esta última es absorbida por los materiales superficiales o reflejada y devuelta hacia el espacio. Como la radiación que sale de la tierra debe atravesar de nuevo la atmósfera, una porción de ella se absorbe otra vez. Esta energía que es atrapada en la atmósfera crea una clase de aislamiento alrededor de la tierra, haciendo que las temperaturas sean más altas. Los materiales presentes en la atmósfera que absorben la radiación del sol son llamados gases invernadero. Los principales son el CO₂, CH₄, N₂O, O₃ y los halocarbonos, los cuales

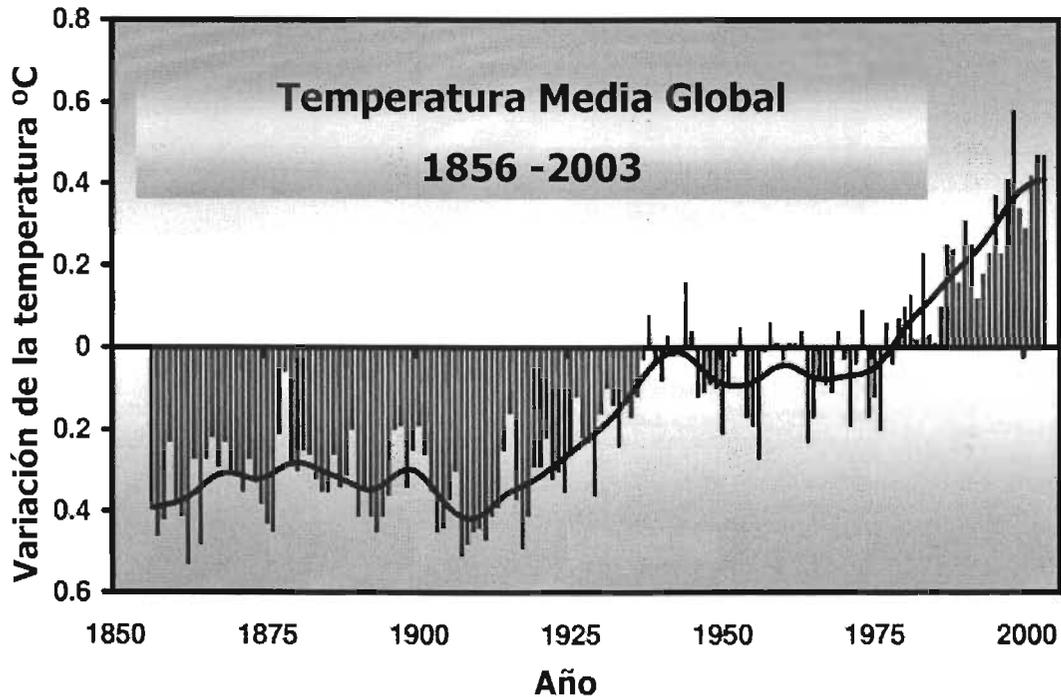


Figura 1. Serie de tiempo de la temperatura media global desde 1856 hasta 2003 (Fuente: Climatic Research Unit www.cru.uea.ac.uk y Hadley Centre for Climate Prediction and Research www.met-office.gov.uk).

tienen fuentes naturales y antropogénicas (<http://www.law.pace.edu/globalwarming>). Cada uno de éstos se diferencia por su capacidad de absorber calor en la atmósfera. El metano atrapa 21 veces más calor que el bióxido de carbono, mientras que el óxido nitroso absorbe 270 veces más calor que el bióxido de carbono; sin embargo, son los halocarbonos los que tienen la mayor capacidad de absorber calor debido a su larga vida siendo miles de veces más potentes que el CO₂ (<http://yosemite.epa.gov/oar/globalwarming.nsf/content/emissions.html>).

Gracias a los gases invernadero, la temperatura media de la tierra es más hospitalaria al estar a 16 °C, de no ser así, las temperaturas serían mucho más bajas que ahora, y como es sabido, la vida hoy no sería posible. Sin embargo, los problemas pueden presentarse cuando la concentración atmosférica de los gases invernadero aumenta (<http://yosemite.epa.gov/oar/globalwarming.nsf/content/climate.html>).

Desde el comienzo de la Revolución Industrial las concentraciones atmosféricas de gases invernadero han aumentado. Estos aumentos han incrementado la capacidad de la atmósfera de la tierra de atrapar calor (<http://yosemite.epa.gov/oar/globalwarming.nsf/content/climate.html>). Entre las actividades humanas que afectan las concentraciones naturales de bióxido de carbono, metano y óxido

nitroso se encuentran la quema de residuos sólidos, combustibles fósiles (aceite, gas natural y carbón), maderas y productos de la madera. La producción y el transporte de carbón, gas natural y aceite. La descomposición de basuras orgánicas en rellenos sanitarios municipales, la cría de ganado y actividades agrícolas e industriales (<http://www.cambioclimaticoglobal.com>).

La respiración de las plantas y la descomposición de la materia orgánica liberan 10 veces más CO₂ que el liberado por actividades humanas; pero esta liberación ha estado generalmente en equilibrio durante los siglos previos a la revolución industrial debido a que el bióxido de carbono es absorbido por la vegetación terrestre y los océanos (www.epa.gov/globalwarming).

Los microorganismos del suelo producen varias veces más CO₂, CH₄ y N₂O y casi la misma cantidad de NO que la producida por la combustión de combustibles fósiles (Rounsevell y Loveland, 1994).

El intercambio de gases entre el suelo y la atmósfera varía ampliamente tanto temporal como espacialmente. Los suelos y los cambios climáticos se relacionan a través de interacciones bidireccionales (Mosier, 1998). Los procesos del suelo (p.e. respiración del suelo, actividad microbiana, humificación y oxidación) afectan los cambios climáticos por medio de la producción y consumo de CO₂, CH₄ y N₂O de manera directa y NH₃, NO_x y CO de manera indirecta. Estos procesos contribuyen a las emisiones anuales globales a la atmósfera alrededor de 30 % de NO_x, 70 % de N₂O, 20 % de NH₃ y 30 % de CH₄. Aunque el CO₂ es principalmente producido por la combustión de combustible fósil, el cambio de uso del suelo y la conversión de bosques y pastizales a tierras agrícolas han contribuido significativamente al incremento de CO₂ atmosférico. Los cambios en el uso y manejo del suelo también pueden influir en la retención neta o secuestro del CO₂ atmosférico. El CH₄ y N₂O son producidos en el suelo, así, los procesos del suelo podrían regular los cambios futuros en la concentración de estos gases (Cole *et al.*, 1996).

Por otra parte, los procesos del suelo están influenciados por el cambio climático a través de los cambios generados en la temperatura, el contenido de agua y la disponibilidad de nutrientes del suelo. Si la temperatura del suelo se incrementa, la tasa de reacción microbiana del suelo aumentaría si el contenido de agua disponible es adecuado. Una elevación en las concentraciones del CO₂ atmosférico altera la respuesta de las plantas a parámetros ambientales dando como resultado un aumento en la eficiencia del uso de N y agua, el cual puede conducir a una mayor mineralización de la materia orgánica del suelo. En sistemas naturales, dicha elevación, puede inicialmente incrementar la producción de biomasa de las plantas, pero el impacto a largo plazo de este incremento sobre la

sustentabilidad del ecosistema aún no se conoce. Estos cambios pueden también alterar el intercambio de CO₂, CH₄ y N₂O con el suelo (Hungate *et al.*, 1997).

Un estudio realizado por Luo *et al.*, (2001), indica que la calidad y cantidad de la materia orgánica regula la respuesta de la respiración del suelo a la temperatura. La sensibilidad de la respiración decrece (o se aclimata) bajo condiciones de calentamiento, mostrando una mayor aclimatación a mayor temperatura. Esto se debe, posiblemente, al resultado de los cambios en la comunidad microbiana, la reducción de la capacidad del suelo de respirar y/u otros ajustes fisiológicos y ecológicos como respuesta a la adición limitada de materia orgánica. El suelo con bajo contenido de C puede ser propenso a aclimatarse. La aclimatación de la respiración del suelo al calentamiento global tiene el potencial de compensar, por lo menos parcialmente, el carbono adicional que puede ser generado por un incremento en la temperatura.

La tendencia de aumento de CO₂ se viene registrando desde el año 1860 y la deforestación y el consumo de combustibles fósiles son las principales actividades humanas que implican su liberación (<http://www.buenasiembra.com.ar/ecologia/articulos>). Así, la tala de bosques reduce la absorción de CO₂ realizada por los árboles y la quema de la madera libera el dióxido de carbono contenido en ella (<http://www.tucomunidad.unam.mx>).

De acuerdo con Wild (1993) citado por Rounsevell y Loveland, 1994, entre los posibles efectos del calentamiento global sobre los suelos se encuentran: (a) el incremento de temperatura dará como resultado un aumento en la rapidez de los procesos del suelo como el intemperismo de minerales, la oxidación de la materia orgánica y la evaporación del agua, (b) el incremento del CO₂ atmosférico aumentará la producción de los cultivos aumentando también la tasa de retorno de los residuos de las plantas al suelo, lo que podría compensar los altos índices de mineralización de la materia orgánica, (c) los patrones regionales de la precipitación y la evaporación pueden cambiar, pero por ahora los efectos de estos cambios en los suelos son difíciles de predecir y (d) se espera que el nivel del mar aumente a una tasa de 6 cm por año durante este siglo, lo que tendría serios efectos sobre los suelos en zonas costeras.

La mayoría de las investigaciones sobre los efectos del calentamiento global en los suelos han considerado solamente sistemas naturales y tierras agrícolas en zonas secas (Bouwman, 1990, Scharpenseel *et al.*, 1990, Mooney *et al.*, 1991, Anderson, 1992) probablemente porque el desarrollo de la vegetación y los cultivos en estos suelos depende en gran medida del clima.

La forma más directa de medir en campo el efecto del calentamiento en los procesos del suelo es a través del calentamiento de la superficie de parcelas con lámparas (Kirschbaum,

2000, Luo *et al.*, 2001). En estudios publicados se han señalado los efectos sobre una variedad de procesos ecológicamente importantes. Por ejemplo, van Cleve *et al.* (1990), Peterjohn *et al.* (1993, 1994), McHale *et al.* (1996) y Rustad y Fernández (1998) mostraron que el calentamiento del suelo podría incrementar la descomposición del litter y las tasas de mineralización del P y el N. Por otra parte, Pajari (1995) no encontró efectos significativos del calentamiento sobre la respiración del suelo y Robinson *et al.* (1995) encontró que la descomposición de la capa de litter podría incluso reducirse por efecto del calentamiento. Este efecto inhibitorio se debió probablemente a que las altas temperaturas causaron un desecamiento considerable de la capa de litter lo cual causa un efecto inhibitorio mayor que la estimulación por el calentamiento en sí.

En estudios de campo es difícil estimar el efecto de la temperatura sobre la descomposición del carbono orgánico sin confundir los efectos del cambio en la humedad del suelo, la cantidad y calidad del litter o la respiración radical. Estos efectos se pueden minimizar estudiando la descomposición del C orgánico bajo incubaciones controladas en laboratorio, manteniendo niveles de humedad adecuados y considerando la respiración de las raíces (Koepf, 1953, Nyhan 1976, Ross y Cairns, 1978, Schleser, 1982). Sin embargo, las incubaciones de laboratorio son realizadas bajo condiciones altamente artificiales y generalmente excluyen factores de interacción importantes como las de la macrofauna del suelo o los ciclos de humedecimiento y secado, aunque no es claro como la omisión de dichos factores puede alterar sistemáticamente la sensibilidad inferida de la descomposición del carbono orgánico a la temperatura (Kirschbaum, 2000).

2.2. Metales pesados en suelos

Los metales pesados están ampliamente distribuidos en el ambiente, en los suelos y en la mayoría de tejidos de plantas y animales. Las concentraciones de metales en los tejidos vivos son regularmente muy bajas y deben ser mantenidas dentro de los límites permitidos para el funcionamiento óptimo de la mayoría de los organismos. Algunos metales pesados son esenciales en cantidades traza. Para las plantas dichos metales son el Co, Cu, Fe, Mn, Mo y Zn y para los animales el Co, Cu, Fe, Mn, Mo, Zn, Cr, Ni y Sn (Greenland y Hayes, 1981).

La acumulación de metales pesados en el ambiente y particularmente en el suelo, es de interés ambiental por ser considerados sustancias peligrosas (Kamnev y van der Lelie, 2000). Los metales pueden ser adicionados al suelo directamente a través de prácticas agrícolas, o indirectamente a través de la precipitación atmosférica de contaminantes industriales y emisiones de automóviles. Las principales fuentes de metales pesados son (a) aerosoles y

procesos industriales, (b) residuos líquidos y sólidos de animales y el hombre (c) residuos de la minería y (d) químicos utilizados en la industria y la agricultura (Greenland y Hayes, 1981).

Los iones de metal pueden entrar a la solución del suelo de varias formas y a diferentes tasas. Estos pueden permanecer en la solución del suelo, pasar al agua de drenaje, ser tomados por las plantas o retenidos por el suelo en formas solubles e insolubles. A partir del suelo los metales pueden ser transferidos a los organismos vivos a través del agua subterránea o la cadena alimenticia (Kamnev y van der Lelie, 2000).

Los metales pesados permanecen en el ambiente y su especiación y biodisponibilidad puede cambiar en el tiempo debido a que el suelo es un sistema dinámico. La biodisponibilidad de metales pesados es usualmente indefinida y raramente cuantificada, especialmente en investigaciones microbianas. En realidad, la biodisponibilidad no puede ser medida, porque ésta sólo puede ser evaluada por el desarrollo del organismo de interés y la retención o toxicidad de un metal después de un hecho (Wolt, 1994).

Ciertas propiedades del suelo como pH, Eh, contenido de materia orgánica, arcillas y óxidos de hierro alteran los efectos de determinada carga de metal sobre los microorganismos del suelo. De éstas, tiene una gran influencia el pH y el contenido de materia orgánica. El pH ejerce un fuerte efecto sobre la solubilidad y especiación de los metales en el suelo y particularmente en la solución de éste, por ejemplo, cada unidad que decrece el pH resulta, aproximadamente, en un incremento de dos veces la concentración de metales como Zn, Ni y Cd en la solución (Christensen, 1984 y Sanders *et al.*, 1986). La materia orgánica, en estado sólido o disuelto, posee una gran superficie específica y una elevada carga negativa, lo que le permite atraer metales, estableciéndose así, fuertes enlaces entre los metales y la materia orgánica (McBride, 1994).

La materia orgánica coloidal y los cationes de los metales pesados tienen una fuerte afinidad. Así, la retención de los metales adicionados al suelo muestra una estrecha correlación con la cantidad de materia orgánica presente en el suelo (Hodgson, 1963 citado por Greenland y Hayes, 1981).

La materia orgánica puede proporcionar sitios para las reacciones de intercambio catiónico, pero su fuerte afinidad por los cationes de los metales pesados es debida a los ligandos o grupos que forman quelatos y/o complejos con los metales. Entre los grupos funcionales se encuentran estructuras de tipo fenólico, alcohólico, enólico y carbonilo (Stevenson and Ardakani, 1972 citado por Greenland y Hayes, 1981).

La materia orgánica es capaz de formar complejos solubles e insolubles con los iones de metal, pero existen factores que afectan la solubilidad de los complejos organo-metálicos

como son el pH, la presencia de sales o cationes, la disociación de grupos funcionales y la saturación de sitios de enlace (Tan, 1998).

La estabilidad de los complejos aumenta con el aumento del pH debido al incremento en la ionización de los grupos funcionales. Entre los metales el Cu^{2+} forma complejos muy estables sobre un amplio intervalo de pH, seguido por $\text{Fe}^{2+} > \text{Pb}^{2+} > \text{Ni}^{2+} > \text{Co}^{2+} > \text{Mn}^{2+} > \text{Zn}^{2+}$ (Greenland y Hayes, 1981).

Por otra parte, los procesos biológicos (p.e. mineralización de la materia orgánica, absorción de nutrientes y efectos rizosféricos asociados) pueden solubilizar los metales incrementando su biodisponibilidad y potencial tóxico, o inmovilizarlos y reducir su biodisponibilidad. El balance relativo entre movilización e inmovilización varía dependiendo de los organismos, su ambiente y cambios en las condiciones fisicoquímicas (White *et al.*, 1997). La temperatura y la precipitación afectan las tasas de los procesos químicos, físicos y biológicos del suelo. Por cada 10 °C (Q_{10}) que se incrementa la temperatura, las tasas de las reacciones bioquímicas son el doble (Brady y Weill, 1996).

En los suelos, los elementos traza se presentan en diferentes formas químicas debido a que ellos están asociados a diversos componentes orgánicos e inorgánicos. Las principales formas químicas en las que se presentan son: solubles, intercambiables, retenidos en la materia orgánica, ocluidos por óxidos de Fe y Mn, coprecipitados con óxidos de metal, carbonatos, fosfatos, sulfatos y como iones en redes cristalinas de minerales primarios y secundarios (Graña *et al.*, 1991).

La extracción selectiva de especies químicas de elementos traza en suelos, aunque presenta limitaciones, provee información concerniente al origen, disponibilidad biológica, movilización y transporte de metales pesados. Los tipos de reacciones involucradas en la separación de metales en suelos son la adsorción y desorción, precipitación y solubilización, formación de complejos superficiales, intercambio iónico, penetración en la estructura cristalina de minerales y movilización e inmovilización biológica (Flores *et al.*, 1997).

El impacto relativo de los elevados niveles de metales sobre el sistema suelo-planta-animal es controlado por las formas dominantes en que se presenten. La toxicidad relativa de los metales para plantas y animales puede variar ampliamente, por ejemplo, $\text{Ag}, \text{Hg}, \text{Tl}, \text{Cd} > \text{Cu}, \text{Pb}, \text{Co}, \text{Sn}, \text{Be} > \text{In}, \text{Ba} > \text{Mn}, \text{Zn}, \text{Ni}, \text{Fe}, \text{Cr} > \text{Y}, \text{La} > \text{Sr}, \text{Sc} > \text{Cs}, \text{Li}, \text{Al}$ (Niebor y Richardson, 1980 citado en Evans, 1989). Los metales que forman complejos estables con ligandos tienden a ser los más tóxicos.

Los metales pesados tóxicos siempre tienden a ser removidos completamente de los suelos contaminados o inmovilizados por precipitación, adsorción o un cambio apropiado en su

estado químico (p. e. oxidación, coordinación, etc.) (White *et al.*, 1997). La materia orgánica del suelo reacciona fuertemente con los metales pesados, pero está sujeta a transformaciones a largo plazo, por lo tanto puede tener un efecto transitorio en la retención de los metales (Martínez *et al.*, 2003).

2.3. Efecto del cambio climático sobre la movilización de los metales

El cambio climático global puede incrementar la actividad microbiana en el suelo, lo cual puede conducir a una mayor mineralización de la materia orgánica (Kirschbaum, 1995). Si la materia orgánica adicionada al suelo se mineraliza más fácilmente, entonces los metales pesados adsorbidos a ella pueden ser liberados, de donde podrían ser tomados por las plantas o lixiviados a los acuíferos, contaminándolos (Herre *et al.*, 2004).

Frecuentemente el comportamiento de los elementos traza en el suelo está relacionado con la formación de complejos estables con las sustancias orgánicas (Stevenson, 1994).

Existen varios factores que afectan la mineralización de materiales orgánicos agregados al suelo. La velocidad a la cual un sustrato determinado se oxida dependerá de su composición química y de las condiciones físicas y químicas del medio ambiente circundante. La temperatura, suministro de oxígeno, humedad, pH, nutrientes inorgánicos y la relación C:N de los restos vegetales son las principales influencias ambientales. La edad de la planta, su contenido de lignina y el grado de desintegración del sustrato que presenta la microflora también rigen la descomposición (Alexander, 1987).

La descomposición de los residuos orgánicos es un proceso llevado a cabo por los microorganismos. La temperatura del suelo es un factor que controla la descomposición, influyendo de esta manera en la dinámica del carbono del suelo. Así, cambios potenciales en la temperatura debido al calentamiento global pueden tener efectos importantes en el ciclo del C del suelo (Smith *et al.*, 1999).

Cada especie microbiana individual y las capacidades bioquímicas de la comunidad tienen una temperatura óptima. La composición de la flora varía de localidad a localidad y se altera aún en un mismo sitio con tratamientos diferentes de residuos vegetales, por lo tanto, no se puede encontrar un óptimo para la descomposición de la materia orgánica. Así, hay reportes de que las máximas tasas de descomposición se llevan a cabo a temperaturas que van de 30 a 35, 37 y 40 °C, si el contenido de agua es el adecuado. En las cercanías del óptimo, tomado alrededor de 30 a 40 °C, las fluctuaciones de temperatura tienen poco efecto en la descomposición. En intervalos por debajo del óptimo, generalmente 5 a 30 °C, el aumento de

temperatura acelera la destrucción de los residuos vegetales. Por arriba de los 40 °C la velocidad de descomposición disminuye, excepto en aquellas circunstancias especiales en las que la descomposición termofílica se inicia (Alexander, 1987).

Raich y Schlesinger (1992) estimaron la dependencia de la tasa de descomposición de la materia orgánica de la temperatura a través de la medida del flujo de CO₂ de varios suelos. Ellos reunieron datos de diferentes ecosistemas y expresaron los flujos observados en función de la temperatura media anual. Teniendo en cuenta que para cualquier sistema bajo condiciones estables la respiración del suelo durante un año o más debe ser igual a la tasa de entrada de carbono, entonces, la respiración del suelo bajo dichas condiciones debe ser proporcional a la tasa de descomposición. Así, Raich y Schlesinger (1992) encontraron una buena correlación lineal entre la tasa de respiración anual del suelo y la tasa de descomposición.

Para describir adecuadamente la dependencia de la respiración del suelo de la temperatura se debe tener en cuenta la interacción con la humedad del suelo o garantizar que las muestras analizadas no tengan limitaciones de humedad (Keith *et al.*, 1997).

Dependiendo de la movilidad y de las reacciones que ocurran en el suelo los metales pueden ser transferidos a los tejidos de plantas y animales y por ende al hombre. Los metales adicionados al suelo se pueden controlar por una serie compleja de reacciones químicas y por procesos físicos y biológicos (por ejemplo, intercambio catiónico, adsorción específica, precipitación y complejación orgánica) (Greenland y Hayes, 1981).

La movilidad inicial depende principalmente de la forma en la cual los metales han sido adicionados al suelo, es decir, de la fuente. Por ejemplo, en lodos digeridos una gran parte de los metales se encuentra asociada a la materia orgánica y una pequeña cantidad se presenta como sulfuros, fosfatos y óxidos (Leeper 1978 citado por Greenland y Hayes, 1981). Existe una cantidad considerable de evidencia que documenta una disminución de la biomasa microbiana del suelo como resultado de la exposición a largo plazo a la contaminación de metales pesados por la aplicación de lodos residuales (McGrath 1994 y McGrath *et al.*, 1995).

El efecto de la toxicidad de metales adicionados al suelo sobre la respiración basal puede depender de la calidad de la materia orgánica (Giller *et al.*, 1998). Algunos metales como el Pb pueden reducir la cantidad de materia orgánica disponible para la respiración a través de la formación de complejos organo-metálicos, disminuyendo así la respiración; mientras que la muerte de células microbianas como respuesta a la toxicidad causada por la adición del metal, puede explicar el aumento en la respiración como resultado de la adición del metal (Leita *et al.*, 1995).

En síntesis, la tasa de respiración basal del suelo no sólo refleja la tasa de mineralización de carbono sino la actividad respiratoria de sus microorganismos, la cual puede verse afectada por el aumento de temperatura asociado al cambio climático global y a su vez afectar el contenido y disponibilidad de metales pesados presentes en el suelo.

3. HIPÓTESIS

- a. El incremento en la temperatura favorece el crecimiento de la biomasa microbiana del suelo, teniendo como resultado, un aumento en la tasa de mineralización de la materia orgánica.
- b. El aumento en la mineralización de la materia orgánica tiene como consecuencia la liberación de los metales pesados asociados a ella.

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

Analizar el efecto del aumento de temperatura sobre la tasa de mineralización de la materia orgánica y la liberación de metales pesados.

4.2. Objetivos específicos

- a. Determinar la tasa de mineralización en suelos incubados a 20 y 25 °C a través del análisis del carbono potencialmente mineralizable.
- b. Determinar la biomasa microbiana presente en las muestras de suelo al principio y al final del experimento de incubación.
- c. Determinar la fracción de metales pesados extractables con agua, NH_4NO_3 , $\text{NH}_2\text{OH-HCL}$, $\text{NH}_4\text{-EDTA}$, oxalato de NH_4 y HNO_3 .

5. DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO

5.1. Localización

El Valle del Mezquital se encuentra localizado en el suroeste del estado de Hidalgo, en la zona central de México, a 109 km al norte de la Ciudad de México (Figura 2). Este incluye varios valles intercomunicados drenados naturalmente por el río Tula y sus tributarios que forman parte del sistema del río Pánuco (Gutiérrez-Ruiz *et al.*, 1995). En promedio su altitud es de 1895 msnm (Jiménez-Cisneros, 1995). La principal actividad es la agricultura (Jiménez y Barrios, 1999), para la cual se ha utilizado el agua residual de la zona metropolitana de la Ciudad de México (Vázquez-Alarcón *et al.*, 2001).

5.2. Clima

La clasificación del clima es BS1kw(i')gw", el cual representa el más húmedo de los climas áridos, con una temperatura media anual entre 16 y 18 °C; la diferencia de temperatura entre los meses de primavera y verano es de 5 a 7 °C (Friedel *et al.*, 2000). La zona es deficiente en lluvias y además con una marcada variación de éstas a lo largo del año: la precipitación media anual es de 527 mm, en tanto que la evapotranspiración alcanza los 1750 mm (Jiménez *et al.*, 1997). La marcada diferencia en la disponibilidad de agua entre la época de secas y lluvias (junio a septiembre) hace esencial la irrigación para conseguir una alta producción (Gutiérrez-Ruiz *et al.*, 1995).

5.3. Geología

El Valle del Mezquital forma parte del Altiplano Mexicano, dentro de la Provincia del Eje Neovolcánico y está constituida predominantemente por rocas volcánicas terciarias y cuaternarias, de composición y textura variada (INEGI, 1992; DFID, 1998).

De acuerdo con Sánchez, 1985 (citado en Gutiérrez-Ruiz *et al.*, 1995), la geología de la zona se agrupa en: sedimentos de materiales clásticos de origen fluvial y aluvial y lentes locales de ceniza volcánica y roca caliza de permeabilidad alta; rocas compuestas principalmente de materiales clásticos, con lentes de ceniza volcánica y derrames de lava de permeabilidad media; formaciones terciarias integradas por derrames de lava con asociación de cenizas de composición basáltica y andesítica, rocas volcánicas con una composición que varía entre riolitas y basalto, y depósito local de arcilla, limo y caliza que son prácticamente impermeables; formaciones de caliza y vetas de caliza en el norte y suroeste del área de permeabilidad baja.

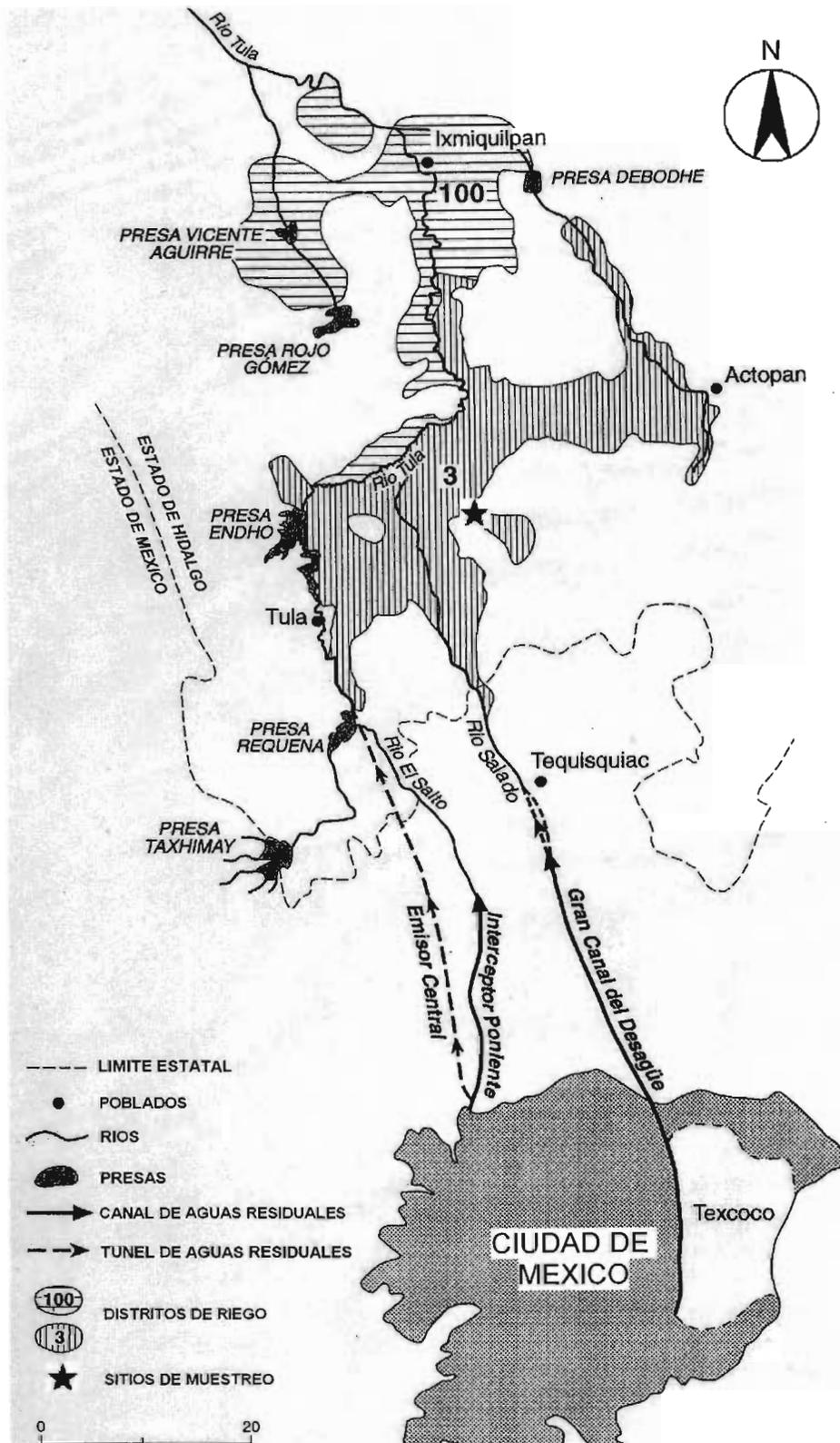


Figura 2. Ubicación del Valle del Mezquital y sitio de muestreo. Tomado de DFID, 1998

5.4. Suelos

Los suelos del Valle del Mezquital son una mezcla de tipos de textura arcillosa y limosa, son ligeramente alcalinos, con un pH entre 6.8 y 8.6, con una capacidad de intercambio catiónico (CIC) media a alta (de 200 a > 400 meq kg⁻¹). La alta CIC permite que ocurra un significativo proceso de intercambio iónico y hay evidencia de que el suelo cambia ligeramente de un alto contenido en calcio a un alto contenido en sodio debido a la gran cantidad de sodio contenida en las aguas residuales que hace que el calcio sea desplazado de la matriz del suelo (DFID, 1998). La conductividad eléctrica en el extracto de saturación generalmente varía entre 1.0 y 3.4 mS cm⁻¹, pero en algunos sitios, con el agua subterránea cerca de la superficie y con suelo de textura arcillosa, ha ocurrido la salinización dado que no hay buenas condiciones de drenaje, mostrando valores de conductividad eléctrica de 8 a 40 mS cm⁻¹ (Siebe y Cifuentes, 1995).

Los suelos en esta zona son de origen aluvial y coluvial producto del material transportado de las lomas, dando como resultado perfiles de profundidad y textura variada (Gutiérrez-Ruiz *et al.*, 1995). Corresponden a Leptosoles Éutricos y Réndzicos, Feozems Háplicos y Calcáricos y Vertisoles Éutricos (Friedel *et al.*, 2000).

5.5. Riego con aguas residuales

El riego se hace por gravedad y por surcos. El promedio anual de la tasa de aplicación de agua varía entre 1500 mm y 2200 mm dependiendo del tipo de cultivo (por ejemplo la alfalfa recibe mayor cantidad de agua que el maíz) y el tipo de suelo (los Vertisoles necesitan más agua que los Leptosoles para alcanzar la capacidad de campo) (Friedel *et al.*, 2000).

Los principales cultivos en el Valle del Mezquital son alfalfa y maíz (60%), avena, trigo, cebada y frijol (Friedel *et al.*, 2000; Downs *et al.*, 2000). Aunque el riego con aguas residuales de vegetales que se consumen crudos o que están en contacto directo con el suelo esta prohibido (<http://www.who.int/es/index.html>), en la zona se ha observado el cultivo de chiles, calabazas, lechugas y tomate (Downs *et al.*, 2000).

Entre los contaminantes introducidos a los suelos a través del riego con agua residual cruda, los metales pesados ocupan un papel importante, ya que tienden a acumularse en los suelos a largo plazo y su remoción de los mismos es prácticamente imposible (Siebe, 1994). De acuerdo con Siebe (1994) en el Valle del Mezquital el contenido de Cu, Cd, Pb y Zn varía entre 26-64, 0.86-3.3, 26-71 y 96-241 mg/kg en el Leptosol y 31-78, 0.99-3.6, 27-67 y 139-281 mg/kg en el Vertisol, mientras que Friedel *et al.* (2000) reporta un contenido de 36, 1.05, 49 y 167 mg/kg para el Leptosol y 56, 1.80, 76 y 291 para el Vertisol respectivamente. En los dos casos la extracción se hizo con agua regia.

El contenido de materia orgánica en la zona ha mostrado un incremento en los lugares que llevan mucho tiempo bajo riego con aguas residuales de 1.6-3.3% en suelos sin riego a 3.1-6.4% (más de 80 años) (Siebe, 1994).

6. METODOLOGÍA

El diagrama de flujo de la Figura 3 muestra los pasos que se siguieron para la obtención de la muestra de suelo y los análisis realizados a cada una.

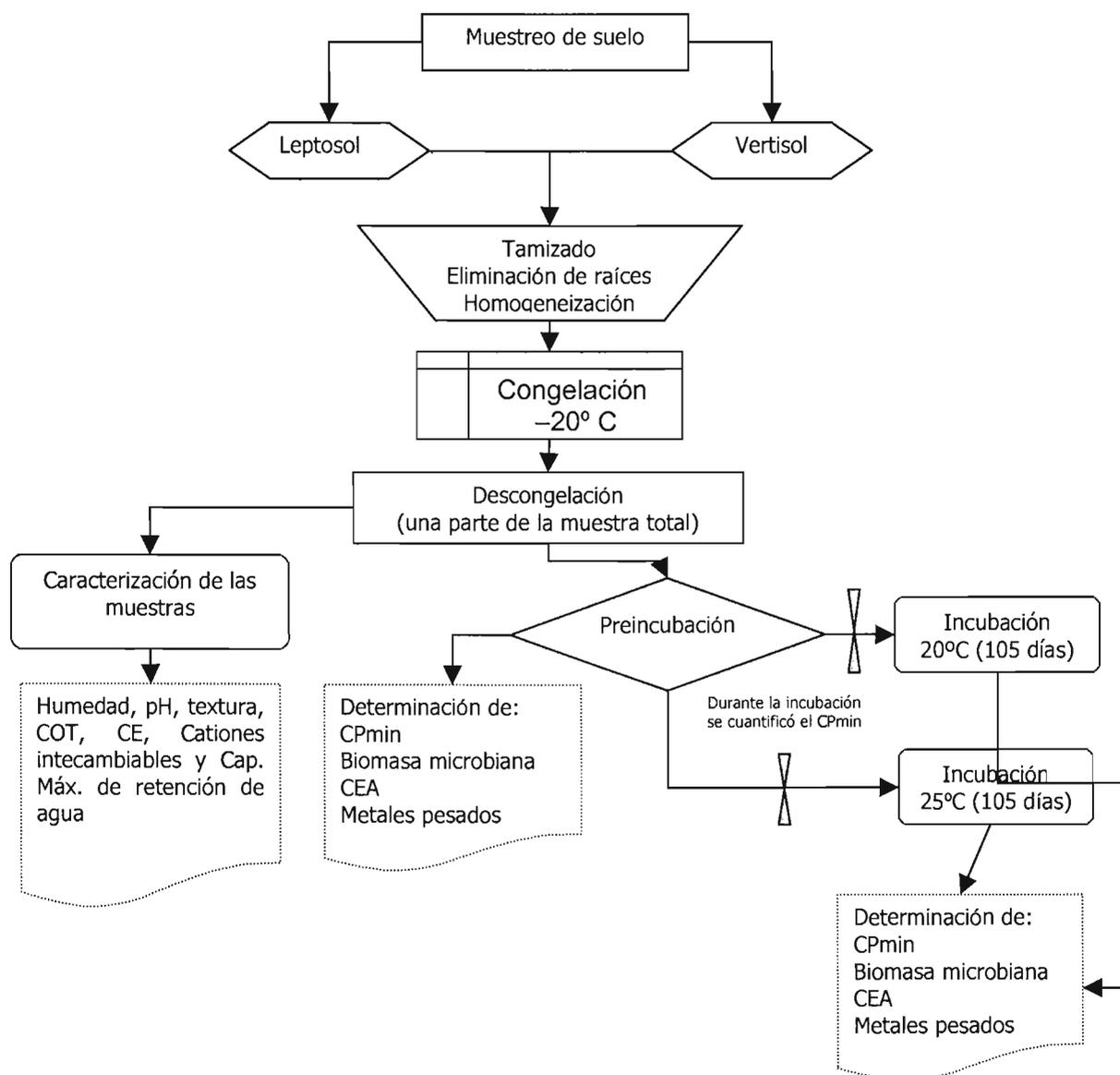


Figura 3. Esquema representativo del tratamiento y análisis de las muestras de suelo.

A continuación se describen a detalle cada una de las etapas del experimento.

6.1. Muestreo

El lugar de muestreo fue Ulapa de Ocampo, Hidalgo, se tomaron dos muestras de suelo como objeto de estudio correspondientes a un Vertisol (coordenadas UTM 481.716 en X y 2.226.998 en Y) y un Leptosol (coordenadas UTM 481.628 en X y 2.226.907 en Y), que han sido regados con aguas residuales durante aproximadamente 100 años. Se muestrearon suelos con baja influencia de sales y pocos carbonatos (Siebe, 1994). Las muestras se tomaron del horizonte Ap (0-30 cm) y a la entrada de la parcela por presentarse ahí una mayor concentración de metales pesados (Siebe, 1994).

La cantidad de muestra de Leptosol recolectada fue de 18 kg y de Vertisol fue de 19 kg, éstos se guardaron en bolsas de plástico etiquetadas y se transportaron al laboratorio en una hielera, para minimizar los procesos microbiológicos.

Una vez en el laboratorio, cada muestra se hizo pasar a través de un tamiz de 4 mm, se le retiraron los residuos de raíces y se homogeneizó. Después las muestras fueron empacadas y congeladas a -20°C con el fin de preservarlas (Figura 3).

6.2. Caracterización de las muestras

La caracterización se hizo al inicio del experimento una vez descongeladas las muestras. Los parámetros analizados se muestran en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Propiedades analizadas en el laboratorio para cada suelo.

Parámetro	Referencias
pH en CaCl_2 (1:2.5)	van Reeuwijk, 1992
Contenido de humedad	van Reeuwijk, 1992
Textura por el método de la pipeta en suelos no volcánicos	Schlichting <i>et al.</i> , 1995 van Reeuwijk, 1992 Siebe. <i>et al.</i> , 1996
Contenido de materia orgánica (Carbón orgánico total)	Schlichting y Blume, 1966
Conductividad eléctrica en extracto acuoso (1:2.5)	van Reeuwijk, 1992
Cationes intercambiables por extracción con acetato de amonio	Bouwer <i>et al.</i> , 1952 van Reeuwijk, 1992
Capacidad máxima de retención de agua	Schinner <i>et al.</i> , 1993

6.3. Preincubación

Para introducir las muestras a preincubar a 20 °C, primero se descongelaron a temperatura ambiente 2000 g de cada suelo. Una vez descongelados se ajustó la humedad al 50 % de la capacidad máxima de retención de agua para cada caso. Los 2000 g se repartieron en muestras de 150 g de suelo en frascos herméticos hasta completar un total de 10 muestras para cada suelo. Los 500 g restantes de cada suelo se colocaron en un sólo frasco del cual se sacó la muestra para el análisis de biomasa microbiana, carbono orgánico extractable con agua y metales pesados.

Adicionalmente se descongeló muestra suficiente para la caracterización de cada suelo.

Una vez pesadas las muestras se introdujeron a la incubadora (20 °C) en condiciones de oscuridad por un periodo de tres días al final del cual se realizaron los análisis de laboratorio correspondientes tomando la muestra reservada para esta etapa (Figura 3).

Adicionalmente se introdujeron ocho frascos vacíos que hicieron las veces de blanco en el caso del análisis del carbono potencialmente mineralizable.

La preincubación se hizo con dos fines, el primero para realizar la incubación partiendo de las mismas condiciones para ambos suelos y el segundo para establecer las condiciones generales de los suelos al inicio del experimento y poderlas comparar con los resultados obtenidos al final de la incubación.

Al término de los tres días de preincubación se procedió a incubar las muestras a dos temperaturas.

6.4. Incubación

Para llevar a cabo el experimento bajo condiciones de temperatura controladas se emplearon dos incubadoras, cada una calibrada a 20 y 25 °C respectivamente.

Las temperaturas fueron escogidas de acuerdo a la temperatura media anual del Valle del Mezquital (16–18 °C) y los cambios de temperatura predichos por los modelos de simulación del clima asociados al calentamiento global (entre 1.4 y 4.5 °C).

En cada incubadora se introdujeron cinco réplicas de 150 g cada una por cada tipo de suelo y cuatro blancos. El tiempo de incubación fue de 105 días y se definió de acuerdo a los resultados parciales obtenidos del carbono potencialmente mineralizable respecto al tiempo

(curvas de comportamiento). Esto último con el ánimo de observar si se alcanzaba el equilibrio entre el tiempo y la liberación de dióxido de carbono.

Una vez terminado el periodo de incubación se llevaron a cabo los análisis de laboratorio (Figura 3).

6.5. Análisis de laboratorio

6.5.1 Determinación del carbono potencialmente mineralizable

El carbono potencialmente mineralizable (respiración basal) puede determinarse considerando el desarrollo de CO_2 bajo condiciones específicas. El CO_2 que se forma se adsorbe en NaOH. Después de la incubación el CO_2 adsorbido se precipita como BaCO_3 , adicionando BaCl_2 . El NaOH sobrante se titula con HCl (Alef, 1995; Isermeyer, 1952; Jäggi, 1976).

En este estudio se utilizó el carbono potencialmente mineralizable como un indicador de la tasa de mineralización de la materia orgánica presente en el suelo, a partir de la liberación de CO_2 a cada temperatura.

Para este análisis, antes de iniciar el experimento, se pusieron a prueba los frascos (1 L) con el fin de establecer si cerraban herméticamente y que la lectura de CO_2 correspondía a la respiración del suelo y no al CO_2 del ambiente. Esto se probó a partir del CO_2 capturado mediante NaOH, precipitado con BaCl_2 y la posterior titulación del NaOH con HCl.

Para ello se hicieron diez réplicas en donde se colocaron en un primer frasco 10 mL de NaOH 0.1 N, el cual se introdujo dentro de cada frasco de prueba y se cerró inmediatamente. Después de dos semanas se titularon los frascos que contenían NaOH con HCl 0.1 N.

Los resultados obtenidos se evaluaron estadísticamente a través de la prueba no paramétrica Mann-Whitney U, sin que se encontraran diferencias significativas ($P=0.15$) entre los frascos. Al comparar el CO_2 captado en los frascos después de transcurridas dos semanas con la cantidad de CO_2 presente en el aire encerrado en el frasco al inicio de la prueba, se pudo establecer que las cantidades de CO_2 eran muy similares y que no entró CO_2 del exterior del frasco indicando que éstos cerraban de manera hermética.

La cantidad de suelo colocada en cada frasco para la incubación fue de 150 g. El volumen de NaOH utilizado para la captura de CO_2 , fue de 90 mL para la primera titulación y en vista de

que no era necesario tanto reactivo posteriormente se utilizaron 30 y 40 mL. El tiempo de incubación fue de 105 días, pero el carbono potencialmente mineralizable se midió a los tres días de la preincubación y una vez incubados a los 2, 7, 14, 21, 28, 42, 49, 56, 70, 84, 91, 98 y 105 días. La temperatura a la cual se llevó a cabo el experimento fue de 20 y 25 °C.

6.5.2 Determinación de la biomasa microbiana por el método de fumigación-extracción

La mineralización de la materia orgánica está relacionada con la abundancia de microorganismos presentes en el suelo y la actividad de éstos. El carbono liberado como producto de la respiración de la biomasa microbiana permite una estimación de la biomasa microbiana presente en el suelo. Además, se puede calcular la tasa de respiración metabólica a través del cociente entre el carbono potencialmente mineralizable y la biomasa microbiana con el fin de determinar la actividad microbiana.

Para la determinación de la biomasa microbiana por el método de fumigación-extracción, se fumigan las muestras de suelo con cloroformo lo que causa la lisis de los microorganismos en ellas y así la liberación de C contenido en el citoplasma de los mismos (Sparling y West, 1998; Tate *et al.*, 1988; Vance *et al.*, 1987). Por lo tanto, la diferencia de C entre las muestras fumigadas y las muestras no fumigadas representa el carbono liberado de la biomasa microbiana. La cantidad de carbono liberado se determina por el método de Lichterfelder (reportado en Schlichting y Blume, 1966).

Este análisis se realizó al inicio (en la preincubación) y al final de la incubación. Se utilizaron cinco muestras de cada suelo y para cada temperatura. La cantidad de muestra utilizada fue de 25 g de Leptosol y Vertisol, ambos húmedos. Las muestras fueron colocadas en cristalizadores e introducidas en un desecador ubicado en una campana. Previamente se introdujo dentro del desecador un cristalizador con perlas de vidrio y 40 mL de cloroformo, además, se colocó sobre la placa de cerámica del desecador un vaso de precipitado con bicarbonato de sodio (éste adsorbe el CO₂ del aire). Después se cerró el desecador y se conectó una bomba de vacío al mismo y bajo la campana se empezó a evacuar hasta que el cloroformo empezó a ebulir por un tiempo de 2 min. Mientras la bomba seguía funcionando se cerró la llave del desecador y luego se quitó la manguera entre el desecador y la bomba dejándola en funcionamiento por 30 min más, con el fin de eliminar todos los gases de cloroformo de la misma. Las muestras fueron incubadas a 25 °C con la llave del desecador cerrada por 24 h.

Para las muestras no fumigadas, paralelamente, se colocó a agitar la misma cantidad de muestra para cada suelo con 100 mL de K₂SO₄ 0.5M y se agitaron por 30 min. Después se

centrifugaron durante 5 min a 3000 rpm y se filtró el sobrenadante a través de filtros Whatman No. 42. Por último, se cuantificó el contenido de C siguiendo el mismo procedimiento empleado en la determinación de carbono orgánico soluble (ver 6.4.3), con la diferencia de que los matraces fueron aforados con K₂SO₄ 0.5M.

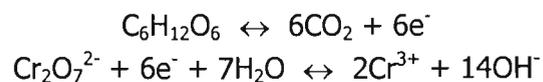
Una vez transcurridas las 24 h, las muestras fumigadas fueron extraídas del desecador y se les realizó el mismo procedimiento que a las muestras no fumigadas. Finalmente se calculó el contenido de C presente en la biomasa a partir de la diferencia entre el C de la muestra fumigada y el C de la muestra no fumigada.

6.5.3 Extracción de metales pesados solubles en agua y carbono extractable con agua

La extracción de metales pesados solubles en agua de una muestra de suelo consiste en remover mediante agua desionizada metales pesados que se encuentran libres o asociados a compuestos orgánicos solubles en la solución del suelo, los cuales son separados mediante centrifugación y filtración del sólido para posteriormente ser cuantificados (Zeien y Brümmer, 1989).

Este análisis se hizo al principio y al final del periodo de incubación. La muestra utilizada fue de 27.68 g de Leptosol y 29.35 g de Vertisol, ambos húmedos, correspondientes a 20 g de suelo seco. A cada una de éstas se le adicionaron 50 mL de agua de calidad Mili-Q y se agitaron por un periodo de 24 horas, cuidando la velocidad del agitador, de tal manera que no se sedimentaran las muestras. Después se centrifugaron por 2 h a 3000 rpm, se filtró el sobrenadante con filtros Whatman No. 40 y finalmente se determinaron con ayuda de un espectrofotómetro de absorción atómica en la modalidad de horno de grafito.

Este mismo extracto fue utilizado para medir el contenido de carbono orgánico soluble (Sparling y West, 1998; Tate *et al.*, 1988; Vance *et al.*, 1987), partiendo del principio de que el carbono orgánico se oxida vía húmeda con dicromato de potasio en un medio ácido, así, los iones Cr³⁺ formados durante la reacción se determinan fotométricamente (método Lichterfelder):



El contenido de carbón orgánico soluble se calcula por medio de una curva patrón elaborada con oxalato de sodio.

En un matraz aforado de 25 mL se colocaron 10 mL del extracto acuoso y se le adicionaron 5 mL de dicromato de potasio 0.4M y 5 mL de ácido sulfúrico concentrado. Posteriormente se introdujeron en la estufa a 120 °C durante 2 h. Una vez retiradas las muestras, se dejaron enfriar y se aforaron a 25 mL con agua de calidad Mili-Q. Finalmente se vaciaron en las celdas del espectrofotómetro marca ThermoSpectronic modelo Genesis 20 y se determinó la absorbancia de la solución a 578 nm contra el cero de la curva.

6.5.4 Fraccionamiento de metales pesados

El principio de este método consiste en extraer los metales pesados a partir de diferentes soluciones extractoras, cada una con diferente poder de extracción. Esto se logra reduciendo el pH en cada paso de extracción. El fraccionamiento se basa en la extracción de los metales según su asociación a diferentes fases del suelo (Zeien y Brümmer, 1989).

En este estudio se cuantificó la cantidad de metales presentes en las diferentes fracciones (Cuadro 2) para determinar su movilidad y distribución en las diferentes fases del suelo.

Cuadro 2. Esquema de fraccionamiento de metales y cantidad de muestra empleada.

Solución extractora	Descripción	Muestra empleada
NH ₄ NO ₃ 1M	Metales solubles e intercambiables (adsorbidos de manera no específica) y complejos metalo-orgánicos fácilmente solubles	13.84 g de Leptosol, 14.67 g de Vertisol húmedos
NH ₂ OH-HCl 0.1 M+ acetato de NH ₄ 1 M (pH 6)	Metales pesados asociados a óxidos de Mn fácilmente reducibles	5 g de Leptosol y Vertisol húmedo
NH ₄ -EDTA 0.025 M (pH 4.6)	Metales pesados asociados a la materia orgánica	13.84 g de Leptosol, 14.67 g de Vertisol húmedos
Oxalato de NH ₄ 0.2 M (pH 3.25)	Metales pesados asociados a óxidos de hierro amorfos o poco cristalinos	2 g de Leptosol y Vertisol húmedo
HNO ₃ concentrado	Metales pesados "casi totales"	0.5 g de Leptosol y Vertisol húmedo

El fraccionamiento se realizó al inicio y al final del periodo de incubación. Para todas las fracciones se utilizaron cinco muestras de cada suelo y para cada temperatura incluyendo cuatro blancos por cada temperatura. Cabe señalar que sólo en el caso del NH₄NO₃ y NH₄-EDTA la extracción se hizo secuencial, es decir, exactamente en la misma muestra, mientras

que las otras extracciones se hicieron en muestras diferentes pero correspondientes al mismo frasco y bajo las mismas condiciones.

Los metales analizados fueron Pb, Cd, Cu y Zn, los dos primeros por su importancia toxicológica y los otros dos por su función como micronutrientes para las plantas, teniendo en cuenta las diferencias que presentan en su comportamiento en los suelos y su disponibilidad para los cultivos ($Cd \geq Zn > Cu > Pb$). Por otra parte, en estudios anteriores desarrollados en suelos del Valle del Mezquital se ha observado una acumulación de estos metales conforme aumenta el tiempo bajo riego, encontrándose principalmente asociados a la materia orgánica (Siebe, 1994).

Para la extracción con NH_4NO_3 se utilizaron 50 mL de NH_4NO_3 1M y se agitaron junto con la muestra de suelo (Cuadro 2) por un periodo de 24 h, posteriormente se centrifugó por 15 min a 2500 rpm, se filtró el sobrenadante con filtros Whatman No. 40 y finalmente se determinaron con ayuda de un espectrofotómetro de absorción atómica en la modalidad de horno de grafito, a excepción del Zn para el cual se utilizó la modalidad de flama.

Para la extracción con hidroxilamina se emplearon 50 mL de $NH_2OH-HCL$ 0.1M +acetato de NH_4 1M y se agitaron junto con la muestra de suelo (Cuadro 2) por un periodo de 20 min, posteriormente se centrifugó por 15 min a 2500 rpm y se filtró el sobrenadante con filtros Whatman No. 40. Una vez filtrados se estabilizaron con 0.5 mL de HCl concentrado. La determinación de los metales se hizo con ayuda de un espectrofotómetro de absorción atómica en la modalidad de horno de grafito, a excepción del Zn para el cual se utilizó la modalidad de flama.

Para la extracción con NH_4-EDTA se utilizaron 50 mL de NH_4-EDTA 0.025M y se agitaron junto con la muestra de suelo (Cuadro 2) durante 90 min, posteriormente se centrifugó por 15 min a 2500 rpm, se filtró el sobrenadante con filtros Whatman No. 40 y finalmente se determinaron con ayuda de un espectrofotómetro de absorción atómica en la modalidad de flama.

Para la extracción con Oxalato de NH_4 se adicionaron 50 mL de oxalato de NH_4NO_3 1M en condiciones de oscuridad a la muestra de suelo (Cuadro 2) y se agitaron por 4 h bajo las mismas condiciones. Posteriormente se centrifugó por 15 min a 2500 rpm, se filtró el sobrenadante con filtros Whatman No. 40 y finalmente se determinaron con ayuda de un espectrofotómetro de absorción atómica en la modalidad de flama.

Para la extracción con HNO_3 se utilizaron 10 mL de HNO_3 concentrado los cuales fueron adicionados a la muestra de suelo colocada en tubos de teflón del horno de microondas. Posteriormente se llevó a cabo la digestión según el método EPA 3051. Una vez digeridas las

muestras se dejaron enfriar y se transfirieron a matraces aforados de 25 mL en donde se aforaron con agua de calidad Mili-Q. Finalmente se filtraron con filtros Whatman No. 40 y se determinaron con ayuda de un espectrofotómetro de absorción atómica en la modalidad de flama.

Los límites de detección para cada extracto y cada elemento se muestran en el Cuadro 3 y se refieren a la concentración mínima de analito o valor de la propiedad que puede ser detectada con confianza por un método, pero no necesariamente cuantificado (www.aoac.org/intaffairs/analytical_terminology.htm).

Cuadro 3. Límites de detección en metales utilizando diferentes soluciones extractoras.

	Límites de detección			
	Cu ($\mu\text{g kg}^{-1}$)	Cd ($\mu\text{g kg}^{-1}$)	Pb ($\mu\text{g kg}^{-1}$)	Zn (mg kg^{-1})
Extracto acuoso	27.00	0.20	0.65	0.04
Extracto NH_4NO_3	13.10	1.26	16.00	0.03
Extracto hidroxilamina	10.40	0.28	49.60	0.07
Extracto EDTA	160	60	1750	0.18
Extracto oxalato	500	170	2430	0.22
Extracto HNO_3	3050	180	1740	0.35

6.6. Análisis estadísticos

De acuerdo a los resultados obtenidos en los análisis de laboratorio se pudo ver claramente que el Vertisol y el Leptosol tienen un comportamiento distinto, por lo que no se consideró necesario hacer un análisis estadístico teniendo en cuenta esta variable.

Todos los análisis se llevaron a cabo empleando el programa SYSTAT 11 y se hicieron para cada tipo de suelo y las dos temperaturas.

Los datos de carbono potencialmente mineralizable fueron transformados a logaritmos para homogenizar la varianza. Posteriormente se llevó a cabo un ANOVA de medidas repetidas, debido a que la variable de respuesta se registró varias veces en una misma muestra de suelo, rompiendo el supuesto de independencia. El análisis se hizo con los resultados obtenidos al incubar los suelos a 20 y 25 °C por 105 días y con el fin de analizar el efecto de la temperatura sobre la respiración basal en cada uno de los suelos.

Los datos obtenidos para la biomasa microbiana, el carbono extractable con agua y la concentración de metales pesados en los diferentes extractos no mostraron una distribución normal a pesar de que fueron transformados logarítmicamente, por lo que se llevó a cabo un

análisis de varianza de una sola vía a través de la prueba no paramétrica Kruskal-Wallis para cada suelo y ambas temperaturas. A través de este análisis se buscó establecer la existencia o no de diferencias significativas por temperatura.

Finalmente, se realizó una correlación de Pearson entre los datos obtenidos tanto en la preincubación, como en la incubación a 20 y 25 °C para el carbono orgánico extractable con agua y los metales extractables con agua.

7. RESULTADOS

7.1. Características generales de los suelos

En el Cuadro 4 se presentan los resultados de los análisis de ambos suelos. Se observó que el Leptosol tiene un pH entre muy ligeramente y ligeramente alcalino, una textura franca, una capacidad máxima de retención de agua alta, una conductividad eléctrica baja, como catión intercambiable predominante al Ca, seguido por el Mg y en menor proporción el K y el Na, un bajo contenido de materia orgánica, carbono orgánico disuelto y biomasa microbiana y una elevada concentración de metales pesados como Cu, Cd, Pb y Zn.

Cuadro 4. Propiedades generales de las unidades de suelo utilizadas en el experimento.

	Leptosol	Vertisol
pH 1:2.5	7.26	7.31
Arena (%)	32.1	9.5
Limo (%)	41.9	40.5
Arcilla (%)	25.9	49.8
Capacidad máxima de retención de agua (%)	77	93
Conductividad eléctrica 1:2.5 (dS m ⁻¹)	0.345	0.441
Cationes intercambiables con acetato de amonio (cmol _c kg ⁻¹)		
Ca	34.6	42.6
Mg	10.7	11.2
Na	2.52	3.45
K	2.57	2.65
Carbono orgánico total, COT (mg g ⁻¹)	13.3	28.2
Carbono orgánico disuelto, COD (mg g ⁻¹)*	0.19	0.34
Biomasa microbiana (mg g ⁻¹)*	0.35	0.58
Cu (mg kg ⁻¹)**	41	81
Cd (mg kg ⁻¹)**	1.12	2.55
Pb (mg kg ⁻¹)**	47	106
Zn (mg kg ⁻¹)**	219	378

*Datos de preincubación

**Metales extractables con HNO₃ (datos de preincubación)

A su vez el Vertisol tiene un pH entre muy ligeramente y ligeramente alcalino, una textura arcillo-limosa, una capacidad máxima de retención de agua muy alta, una conductividad eléctrica baja, como catión intercambiable predominante al Ca, seguido por el Mg y en menor proporción el Na y el K, un contenido de materia orgánica medio, un bajo contenido de carbono orgánico disuelto y biomasa microbiana, y una elevada concentración de metales pesados como Cu, Cd, Pb y Zn.

7.2. Efecto de la temperatura sobre la mineralización de la materia orgánica

7.2.1 Carbono potencialmente mineralizable (respiración basal)

En la Figura 4 se observa el comportamiento del carbono potencialmente mineralizable a través del tiempo del Vertisol y Leptosol incubados a 20 y 25 °C. El Vertisol presenta una mayor liberación de CO₂ que el Leptosol y en ambos casos se dibuja una trayectoria ascendente. Al aumentar la temperatura de 20 a 25 °C, el Vertisol y el Leptosol muestran una mayor liberación de CO₂. Esta diferencia es más notoria a medida que pasa el tiempo ya que las curvas para cada suelo y temperatura se van separando entre sí, siendo esto más claro en el Leptosol que en el Vertisol.

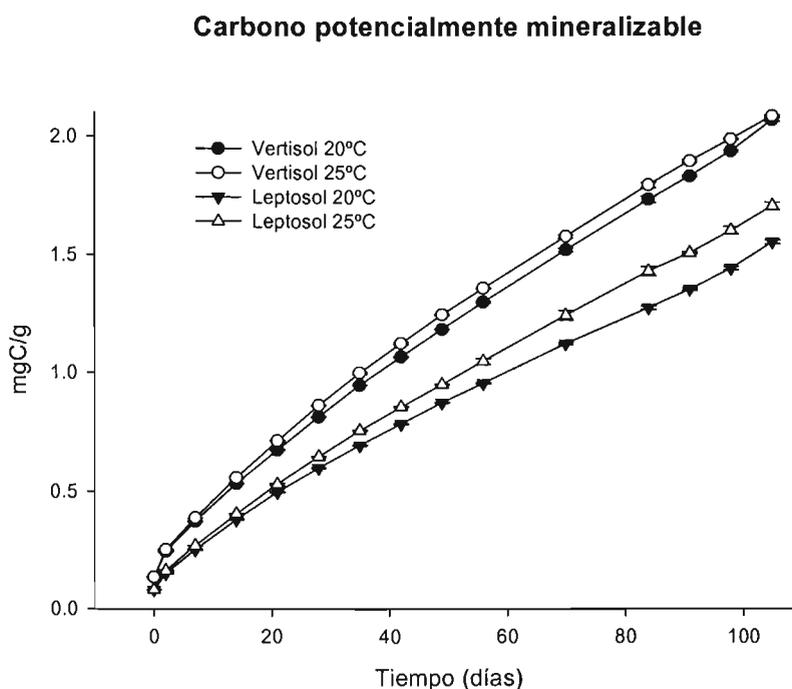


Figura 4. Comportamiento del carbono potencialmente mineralizable para cada suelo y temperatura y la desviación estándar.

De acuerdo con el análisis estadístico de medidas repetidas para cada suelo y las dos temperaturas, se encontró que existen diferencias significativas para el Leptosol con un valor de $P=0.031$, mientras que para el Vertisol no hubo diferencias significativas con un valor de $P=0.083$. Al analizar el comportamiento de esta variable a lo largo del tiempo el análisis indicó que sí existieron diferencias significativas para ambos suelos con un valor de $P=0.000$. La interacción temperatura y tiempo fue significativa en el Leptosol con un valor de $P=0.006$ mientras que no fue significativa para el Vertisol con un valor de $P=0.512$.

Para la curva obtenida de carbono potencialmente mineralizable para cada suelo y temperatura (Figura 4) los datos se ajustaron a la siguiente ecuación:

$$y = ((\text{Máx1} * x) (kd1 + x)^{-1}) + ((\text{Máx2} * x) (kd2 + x)^{-1})$$

Los valores de la regresión no lineal (R), los máximos (Máx.) y la velocidad de la mineralización (kd) de la materia orgánica se muestran en el Cuadro 5.

Cuadro 5. Resultados obtenidos de la aplicación de un modelo no lineal para la mineralización de la materia orgánica en el Vertisol y Leptosol incubados a 20 y 25 °C

	R	Rsqr	Máx1	Kd1	Máx2	Kd2
Vertisol 20 °C	0.9996	0.9992	0.1865	1.2438E-009	0.5556	36.5024
Vertisol 25 °C	0.9996	0.9993	0.1950	1.5280E-010	1.2345	67.6455
Leptosol 20 °C	0.9997	0.9994	0.0962	1.5459E-008	0.3313	20.5010
Leptosol 25 °C	0.9998	0.9996	0.1134	3.9676E-009	0.4162	32.3125

En el Cuadro 5 se puede ver que existen diferencias en la velocidad a la cual ocurre el proceso de mineralización. Ésta a su vez se relaciona con la temperatura de incubación, en donde a 25 °C se obtienen los mayores valores para cada suelo.

En la Figura 5 se observa el comportamiento de la pendiente para cada tipo de suelo y temperatura a medida que transcurre el tiempo de incubación y se mineraliza la materia orgánica. El Cuadro 6 muestra los valores de las pendientes a partir de los cuales se generó la gráfica.

La Figura 5 muestra que al inicio del periodo de incubación (2 días) hay una rápida mineralización de la materia orgánica, la cual empieza a disminuir a medida que pasa el tiempo, observándose nuevamente un ligero aumento al final de la incubación. En el Cuadro 6 se puede ver que hay periodos de tiempo donde para cada suelo y temperatura se obtienen los mismos valores indicando que no hay variaciones en la tasa de mineralización en ese lapso de tiempo.

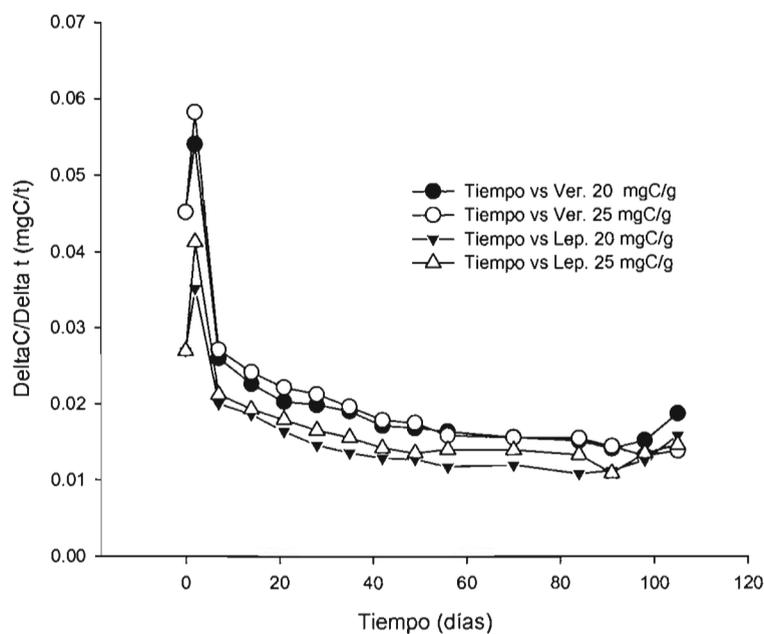


Figura 5. Cambio en la velocidad de la mineralización de la materia orgánica a lo largo del tiempo.

Cuadro 6. Pendientes obtenidas del carbono potencialmente mineralizable.

Tiempo	Pendiente Vertisol 20 °C	Pendiente Vertisol 25 °C	Pendiente Leptosol 20 °C	Pendiente Leptosol 25 °C
0	0.045	0.045	0.027	0.027
2	0.054	0.058	0.035	0.041
7	0.026	0.027	0.020	0.021
14	0.023	0.024	0.019	0.019
21	0.020	0.022	0.016	0.018
28	0.020	0.021	0.015	0.017
35	0.019	0.020	0.014	0.016
42	0.017	0.018	0.013	0.014
49	0.017	0.018	0.013	0.014
56	0.016	0.016	0.012	0.014
70	0.016	0.016	0.012	0.014
84	0.015	0.015	0.011	0.013
91	0.014	0.014	0.011	0.011
98	0.015	0.013	0.013	0.014
105	0.019	0.014	0.016	0.015

7.2.2 Porcentaje de carbono mineralizado

El Cuadro 7 muestra que tanto el carbono orgánico total como el potencialmente mineralizable son mayores en el Vertisol que en el Leptosol, pero el porcentaje de carbono mineralizado es mayor en el Leptosol. Si se comparan las temperaturas se puede ver que en el Leptosol el carbono se mineraliza más a 25 °C que a 20 °C, mientras que el Vertisol muestra un comportamiento similar a ambas temperaturas.

Cuadro 7. Comparación del porcentaje de carbono mineralizado para cada suelo y temperatura.

Muestra	COT mgC/g	Incubación a 20 °C		Incubación a 25 °C	
		CPmin mgC/g	Cmineralizado %	CPmin mgC/g	Cmineralizado %
Leptosol	13.34	1.47	11.03	1.62	12.16
Vertisol	28.18	1.93	6.85	1.95	6.91

COT: Carbono orgánico total

CPmin: Carbono potencialmente mineralizable una vez transcurridos 105 días de incubación

7.2.3 Carbono orgánico extractable con agua (CEA)

La Figura 6 muestra que en la preincubación el contenido de carbono extractable con agua es mayor en el Vertisol que en el Leptosol. Después de 105 días de incubación a 20 °C se observa que el contenido aumenta ligeramente para el Leptosol, pero disminuye ampliamente para el Vertisol, obteniendo valores muy similares para ambos suelos. A 25 °C el contenido disminuye ligeramente para el Leptosol y el Vertisol muestra la misma tendencia que a 20 °C.

Al comparar el carbono orgánico extractable con agua en el Leptosol a 20 y 25 °C se puede ver que es ligeramente mayor a 20 que a 25 °C y para el Vertisol prácticamente el contenido no cambia. De acuerdo con los resultados obtenidos en el análisis de varianza se obtuvo que existen diferencias significativas para el Leptosol incubado a 20 y 25 °C con un valor de $P=0.0342$, mientras que para el Vertisol no existen diferencias significativas con un valor de $P=0.2403$.

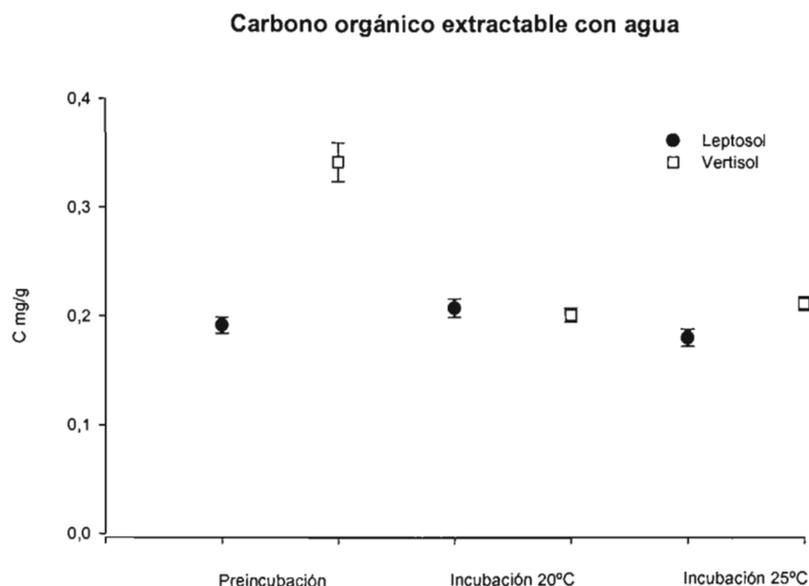


Figura 6. Contenido de carbono extractable con agua para cada suelo y temperatura.

7.2.4 Relación entre carbono orgánico extractable con agua (CEA) y carbono orgánico total (COT)

En el Cuadro 8 se puede ver que el contenido de carbono extractable con agua en el Leptosol es mayor a 20 °C que a 25 °C, no así para el Vertisol, en donde el resultado obtenido es casi el mismo para ambas temperaturas. Si se comparan los dos suelos se observa que a 20 °C el CEA es muy similar, mientras que a 25 °C el contenido de CEA en el Vertisol es mayor que en el Leptosol. La relación entre el CEA y el carbono orgánico total varía a 20 y 25 °C para el Leptosol siendo más alta a 20 °C, mientras que para el Vertisol casi no varía.

Cuadro 8. Relación entre el carbono extractable con agua y el carbono orgánico total para cada suelo y temperatura.

Muestra	COT mgC/g	Incubación a 20 °C		Incubación a 25 °C	
		CEA mgC/g	CEA/COT	CEA mgC/g	CEA/COT
Leptosol	13.34	0.208	0.0156	0.180	0.0135
Vertisol	28.18	0.202	0.0072	0.212	0.0075

7.3. Biomasa microbiana

La Figura 7 muestra que la biomasa microbiana en la preincubación es menor en el Leptosol que en el Vertisol. Si se compara la biomasa microbiana en la preincubación con la de la

incubación a 20 °C se observa que ésta disminuye en ambos suelos una vez que son incubados, sin embargo, sigue siendo mayor en el Vertisol que en el Leptosol, mientras que al compararla con 25 °C se puede ver que la biomasa disminuye para el Leptosol y presenta un ligero aumento en el Vertisol.

Al relacionar la biomasa microbiana encontrada a 20 y 25 °C, se observa que en ambos casos el contenido es menor en el Leptosol que en el Vertisol, además, en los dos suelos es mayor a 25 que a 20 °C, siendo esto más evidente para el Vertisol.

El análisis de varianza indicó que existen diferencias significativas tanto para el Leptosol como para el Vertisol incubados a 20 y 25 °C con un valor de $P=0.0282$ y $P=0.0090$ respectivamente.

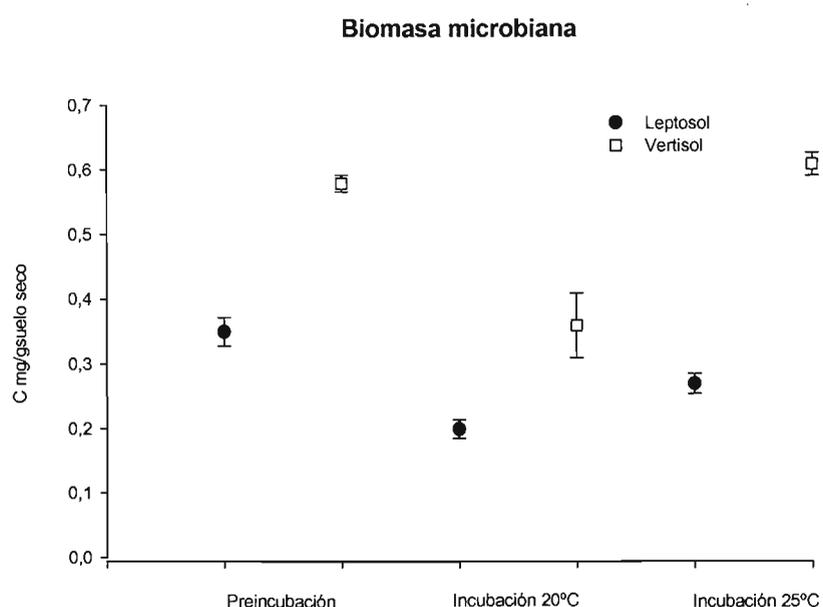


Figura 7. Contenido de biomasa microbiana encontrada para cada suelo y temperatura.

7.3.1 Actividad microbiana

El Cuadro 9 muestra que el contenido de carbono de la biomasa microbiana y el carbono potencialmente mineralizable es menor en el Leptosol que en el Vertisol, pero la actividad microbiana en el Leptosol es mayor a ambas temperaturas. En los dos suelos la mayor actividad se presenta a 20 °C. La diferencia en la actividad microbiana para cada suelo a ambas temperaturas es más grande para el Vertisol que para el Leptosol.

Cuadro 9. Relación entre el carbono potencialmente mineralizable (CPmin) y el carbono de la biomasa microbiana (Cmic) para cada suelo y temperatura.

Muestra	Incubación a 20 °C			Incubación a 25 °C		
	CPmin mgC/g	Cmic mgC/g	CPmin/Cmic	CPmin mgC/g	Cmic mgC/g	CPmin/Cmic
Leptosol	1.47	0.2	7.35	1.62	0.27	6.00
Vertisol	1.93	0.36	5.36	1.95	0.61	3.19

7.4. Metales pesados

7.4.1 Cobre en las diferentes fracciones

La Figura 8 muestra que en la preincubación el contenido de Cu obtenido con los diferentes extractantes es menor en el Leptosol que en el Vertisol. Una vez incubados a 20 y 25 °C se observa que respecto a la preincubación la concentración de Cu en el Leptosol disminuye en las diferentes fracciones a excepción del NH_4NO_3 donde aumenta y del HNO_3 donde permanece igual. El Vertisol muestra una tendencia similar pero en el extracto de hidroxilamina y HNO_3 hay un ligero aumento en el contenido de Cu a ambas temperaturas. El Cuadro 10 muestra que sólo existieron diferencias significativas en el Cu extractable con NH_4NO_3 y HNO_3 en el Vertisol.

7.4.2 Cadmio en las diferentes fracciones

La Figura 9 muestra que en la preincubación el contenido de Cd obtenido con los diferentes extractantes es menor en el Leptosol que en el Vertisol. Una vez incubados a 20 y 25 °C se observa que respecto a la preincubación la concentración de Cd en el Leptosol disminuye en las diferentes fracciones a excepción del NH_4NO_3 donde aumenta. El Vertisol muestra un comportamiento similar con la diferencia de que en el extracto de hidroxilamina y de HNO_3 a 20 °C la concentración de Cd permanece casi igual, mientras que el extracto de oxalato a 25 °C muestra un ligero aumento. En el Cuadro 10 se observa que sólo existieron diferencias significativas en el Cd extractable con hidroxilamina ($\text{NH}_2\text{OH-HCL}$ 0.1 M + acetato de NH_4), EDTA y oxalato de amonio en el Leptosol.

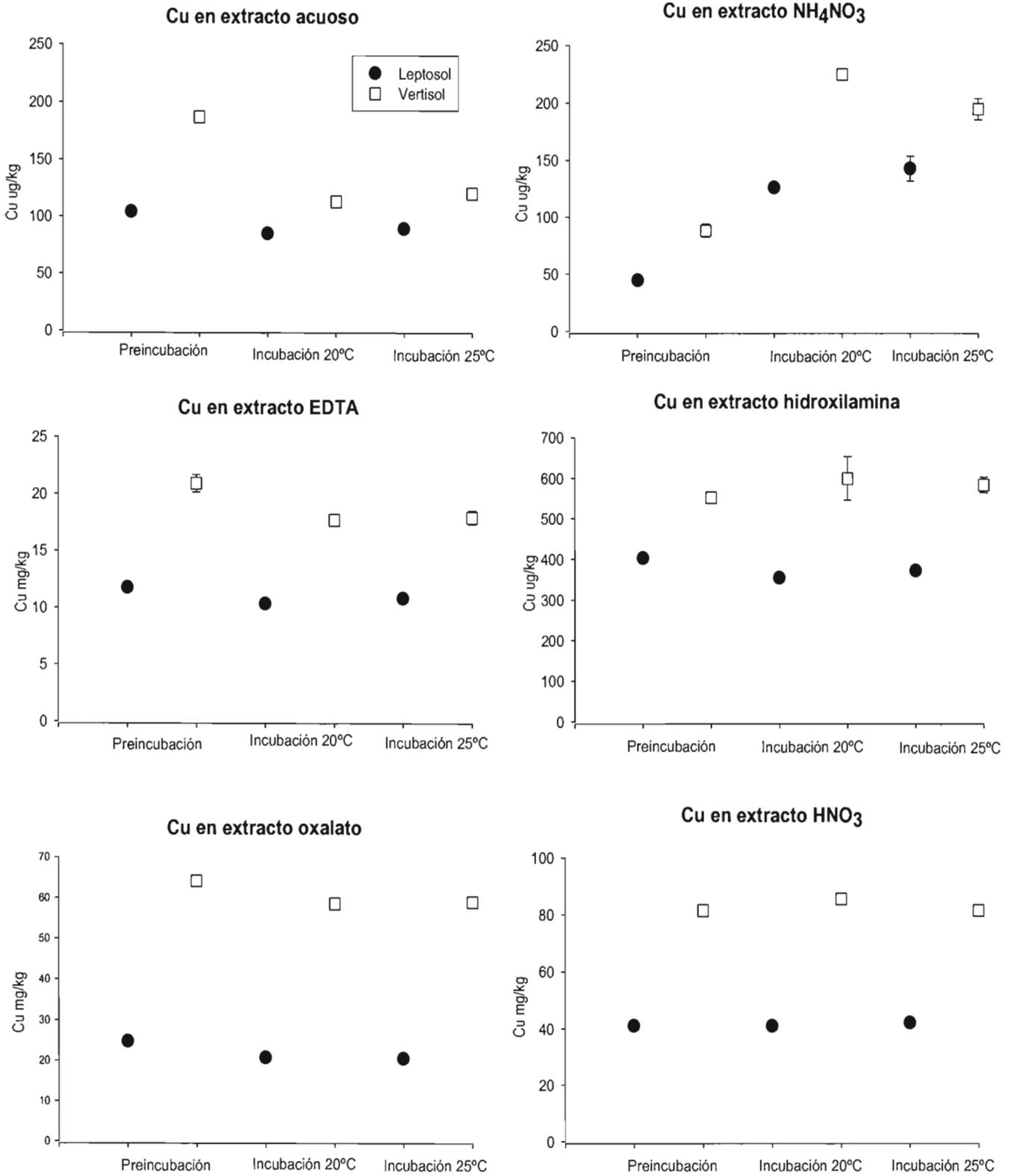


Figura 8. Contenido de cobre en los diferentes extractos para cada suelo y temperatura.

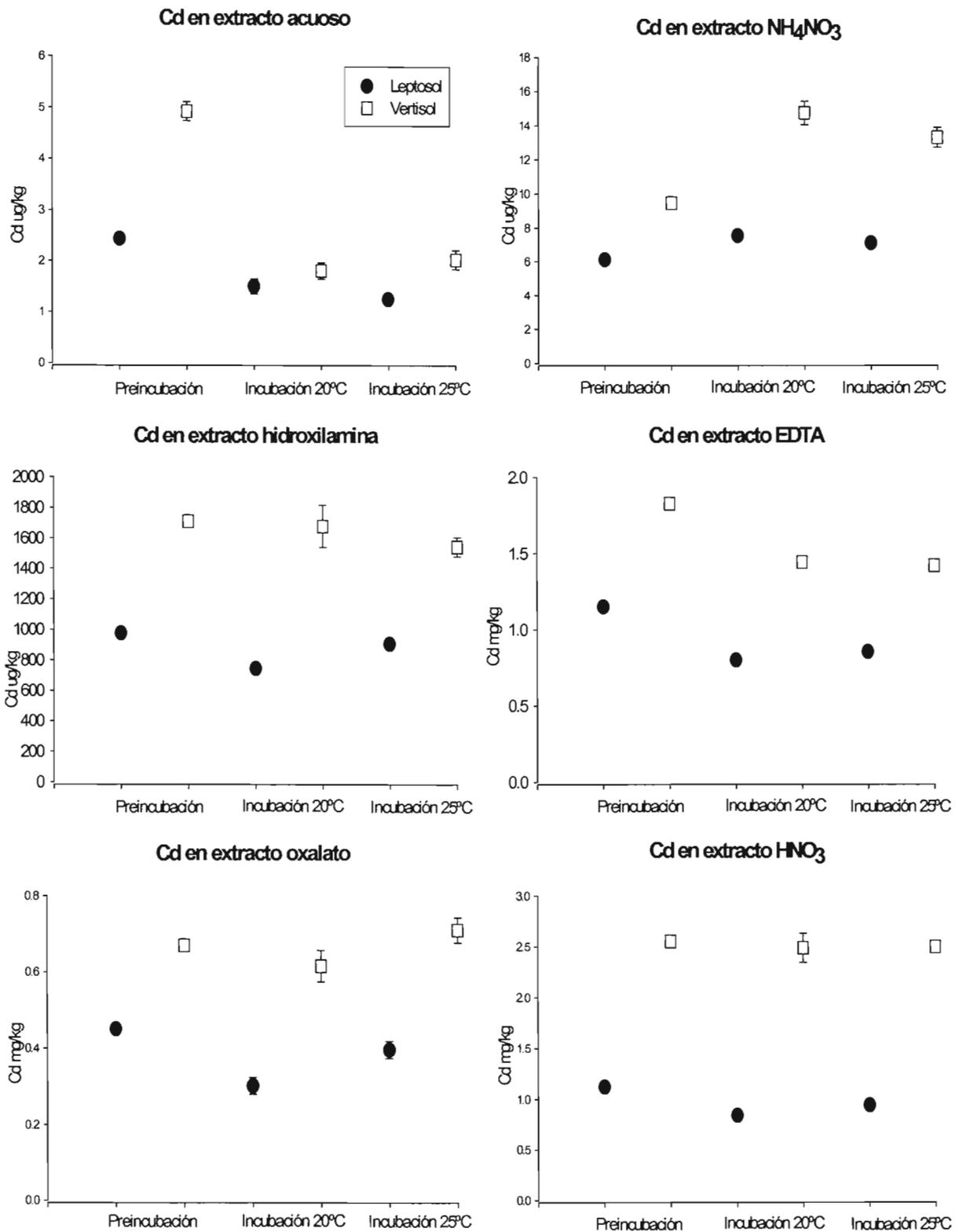


Figura 9. Contenido de cadmio en los diferentes extractos para cada suelo y temperatura.

7.4.3 Plomo en las diferentes fracciones

La Figura 10 muestra que en la preincubación el contenido de Pb obtenido con los diferentes extractantes es menor en el Leptosol que en el Vertisol a excepción del extracto de NH_4NO_3 en donde los dos tienen casi la misma concentración. Una vez incubados a 20 y 25 °C se observa que respecto a la preincubación la concentración de Pb en el Leptosol y el Vertisol disminuye en las diferentes fracciones mientras que en la fracción de NH_4NO_3 aumenta. El Cuadro 10 muestra que sólo existieron diferencias significativas en el Pb extractable con agua en el Leptosol.

7.4.4 Cinc en las diferentes fracciones

La Figura 11 muestra que en la preincubación el contenido de Zn obtenido con los diferentes extractantes es menor en el Leptosol que en el Vertisol. Una vez incubados a 20 y 25 °C se observa que respecto a la preincubación la concentración de Zn en el Leptosol y el Vertisol disminuye en las diferentes fracciones a excepción del NH_4NO_3 donde aumenta. El Cuadro 10 muestra que sólo existieron diferencias significativas en el Zn extractable con agua en el Leptosol y en el Zn extractable con NH_4NO_3 en el Vertisol.

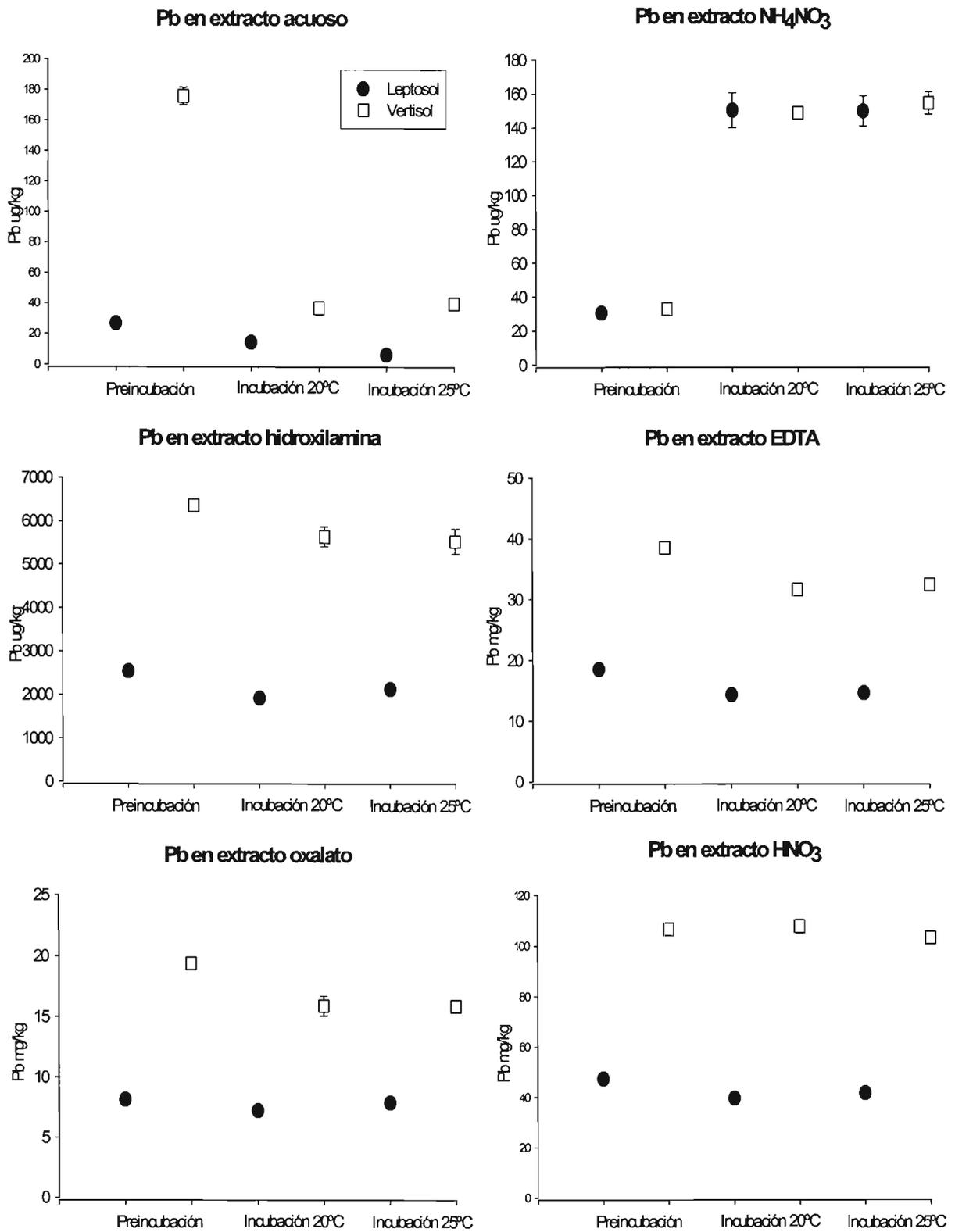


Figura 10. Contenido de plomo en los diferentes extractos para cada suelo y temperatura.

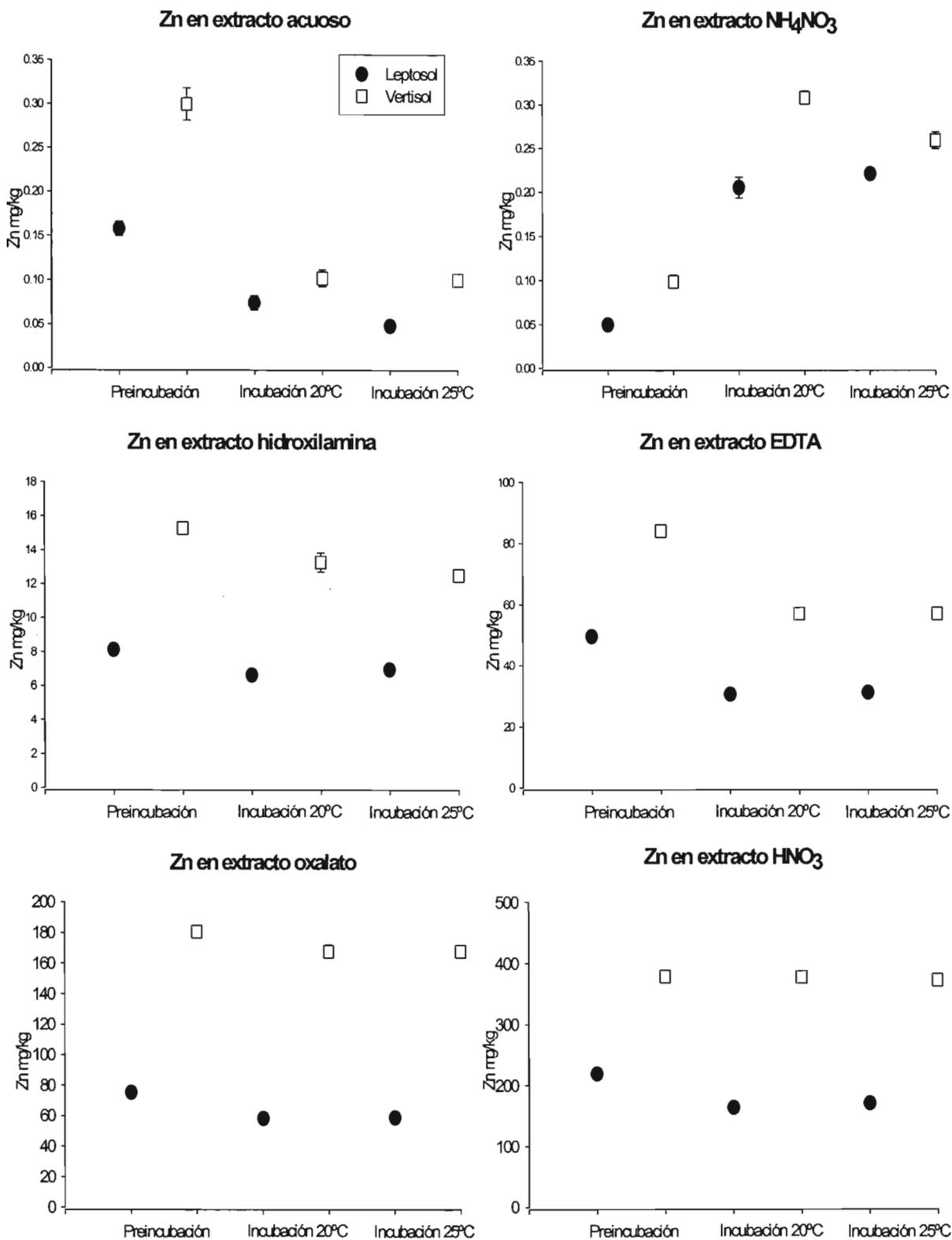


Figura 11. Contenido de cinc en los diferentes extractos para cada suelo y temperatura.

El Cuadro 10 muestra los resultados obtenidos en el análisis de varianza de una sola vía a través de la prueba no paramétrica Kruskal-Wallis para cada suelo y ambas temperaturas.

Cuadro 10. Valores de P obtenidos en el análisis estadístico de metales pesados para cada suelo a 20 y 25 °C.

	Cu		Cd		Pb		Zn	
	Lept.	Vert.	Lept.	Vert.	Lept.	Vert.	Lept.	Vert.
Extracto acuoso	0.4647	0.1745	0.2505	0.3457	0.0282	0.6015	0.0508	0.9139
Extracto NH ₄ NO ₃	0.0758	0.0090	0.2506	0.2506	0.7540	0.1127	0.6015	0.0090
Extracto hidroxilamina	0.3472	0.7532	0.0090	0.6015	0.1745	0.4647	0.0758	0.2086
Extracto EDTA	0.0758	0.3472	0.0192	0.6742	0.9168	0.3472	0.3472	0.9168
Extracto oxalato de amonio	0.7540	0.3472	0.0207	0.1745	0.4647	0.9168	0.7540	0.7540
Extracto HNO ₃	0.2505	0.0282	0.3457	0.2505	0.2506	0.2506	0.1745	0.4647

7.4.5 Cambio relativo en la concentración de metales en las diferentes fracciones

Para establecer la diferencia en las concentraciones de Cu, Cd, Pb y Zn al inicio del experimento y al final del periodo de incubación en cada extracto y cada suelo se calculó el cambio relativo a partir del cociente entre los resultados de la incubación a cada temperatura (20 °C: B y 25 °C: C) menos los resultados de la preincubación (A) y en relación con los resultados de la preincubación (A) (Cuadro 11), por medio de la siguiente ecuación:

$$\text{Cambio relativo} = ((B \text{ o } C) - A) \times (A)^{-1}$$

El Cuadro 11 muestra que los principales cambios se encontraron en el extracto NH₄NO₃, seguido en primer lugar por el extracto acuoso, en segundo lugar por el extracto EDTA, en tercer lugar por el extracto hidroxilamina y el de oxalato y por último el extracto HNO₃.

En la fracción extractable con NH₄NO₃ se puede ver que el Leptosol tiene una mayor proporción de metales que el Vertisol, a excepción del Cd. A 20 °C el Leptosol tiene más Cd y Pb que a 25 °C, mientras que el Vertisol tiene más Cu, Cd y Zn a 20 °C que a 25 °C (Cuadro 11).

Cuadro 11. Proporción entre el contenido de cada metal en la preincubación y la incubación a 20 y 25 °C para cada suelo y extracto.

	Leptosol		Vertisol	
	Preinc. vs. 20°C	Preinc. vs. 25°C	Preinc. vs. 20°C	Preinc. vs. 25°C
Extracto acuoso				
Cu	-0.190	-0.148	-0.395	-0.356
Cd	-0.386	-0.491	-0.633	-0.589
Pb	-0.472	-0.765	-0.791	-0.775
Zn	-0.532	-0.696	-0.660	-0.667
Extracto NH₄NO₃				
Cu	1.844	2.226	1.553	1.211
Cd	0.237	0.164	0.558	0.408
Pb	3.953	3.940	3.536	3.713
Zn	3.167	3.488	2.135	1.639
Extracto hidroxilamina				
Cu	-0.119	-0.076	0.086	0.058
Cd	-0.236	-0.072	-0.019	-0.098
Cd	-0.247	-0.167	-0.113	-0.130
Pb	-0.184	-0.141	-0.131	-0.181
Zn				
Extracto EDTA				
Cu	-0.120	-0.083	-0.154	-0.144
Cd	-0.302	-0.255	-0.211	-0.223
Pb	-0.229	-0.208	-0.180	-0.158
Zn	-0.383	-0.371	-0.321	-0.322
Extracto oxalato				
Cu	-0.164	-0.173	-0.087	-0.079
Cd	-0.329	-0.120	-0.081	0.060
Pb	-0.114	-0.032	-0.181	-0.182
Zn	-0.227	-0.219	-0.072	-0.071
Extracto HNO₃				
Cu	-0.002	0.026	0.050	0.000
Cd	-0.248	-0.158	-0.025	-0.021
Pb	-0.164	-0.119	0.012	-0.030
Zn	-0.254	-0.223	-0.002	-0.014

En la fracción extractable con agua se observa que el Vertisol tiene una mayor proporción de metales que el Leptosol, caso contrario a lo observado en el extracto de NH₄NO₃. A 20 °C el

Leptosol tiene menos Cd, Pb y Zn que a 25 °C, mientras que el Vertisol tiene más Cu, Cd y Pb a 20 °C que a 25 °C.

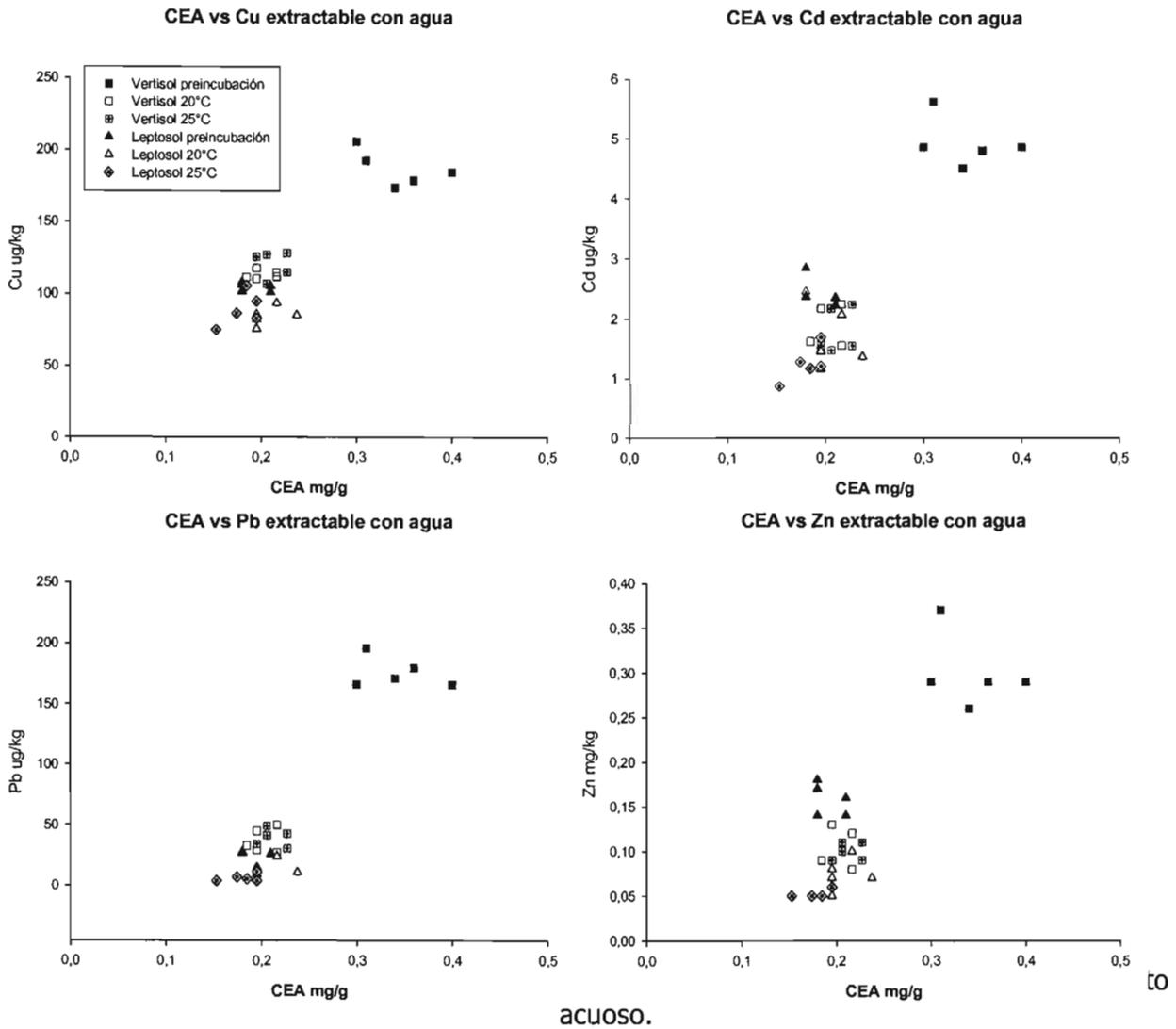
En la fracción extractable con EDTA se observa que el Leptosol tiene una mayor proporción de metales que el Vertisol, a excepción del Cu. Esto difiere de lo observado en el extracto acuoso. A 20 °C el Leptosol tiene más Cu, Cd, Pb y Zn que a 25 °C, mientras que el Vertisol tiene más Cu y Pb a 20 °C que a 25 °C e igual proporción de Zn a ambas temperaturas (Cuadro 11).

Los cambios observados en las fracciones extractables con hidroxilamina y oxalato son relativamente similares y más pequeños que los observados en las fracciones antes mencionadas. En el extracto de hidroxilamina el Leptosol mostró una mayor proporción de metales que el Vertisol a 20 °C, mientras que a 25 °C el Leptosol mostró una mayor proporción de Cu y Pb pero menor de Cd y Zn que el Vertisol. En el extracto de oxalato el Leptosol tiene una mayor proporción de metales que el Vertisol, a excepción del Pb. En esta fracción a 20 °C el Leptosol tiene más Cd, Pb y Zn que a 25 °C, mientras que el Vertisol tiene más Cu y Cd a 20 °C que a 25 °C, pero igual proporción de Pb y Zn a ambas temperaturas (Cuadro 11).

En la fracción extractable con HNO₃ se observa que el Leptosol tiene una mayor proporción de metales que el Vertisol. A 20 °C el Leptosol tiene más Cd, Pb y Zn que a 25 °C, mientras que el Vertisol tiene más Cu y Cd a 20 °C que a 25 °C (Cuadro 11).

7.5. Relación entre el carbono orgánico extractable con agua y los metales extractables con agua

La Figura 12 muestra que en la preincubación el Vertisol tiene un mayor contenido de carbono orgánico extractable con agua y a la vez una mayor cantidad de Cu, Cd, Pb y Zn extractables con agua que el Leptosol. Al incubar ambos suelos a 20 y 25 °C la relación entre el CEA y el Cu, Cd, Pb y Zn extractables con agua sigue siendo mayor en el Vertisol que en el Leptosol, sin embargo, la diferencia entre un suelo y otro a ambas temperaturas es menor que la diferencia entre los suelos en la preincubación. El Cuadro 12 muestra que hay una mejor correlación entre el CEA y los metales en extracto acuoso en el Vertisol que en el Leptosol.



El Cuadro 12 muestra los resultados obtenidos en la correlación de Pearson entre los datos de la preincubación y la incubación a 20 y 25 °C para el carbono orgánico extractable con agua y los metales en extracto acuoso.

Cuadro 12. Valores obtenidos en la correlación de Pearson para cada suelo.

	Cu	Cd	Pb	Zn
Leptosol	-0.004	0.118	0.185	0.042
Vertisol	0.873	0.896	0.915	0.878

8. DISCUSIÓN

8.1. Aspectos relacionados con el método

En este estudio los suelos Vertisol y Leptosol de Ulapa de Ocampo fueron escogidos porque han sido estudiados con anterioridad, son representativos del área de estudio, han sido regados con aguas residuales por largo tiempo (100 años) y por lo tanto han acumulado metales pesados y materia orgánica (Siebe, 1994). El objetivo de trabajar con dichos suelos es analizar el efecto del aumento de temperatura dependiendo de las características propias de cada suelo.

Los análisis realizados a estos suelos se hicieron con muestras húmedas. Esto se hizo para trabajar en todos los casos bajo las mismas condiciones dado que los análisis microbiológicos como el carbono potencialmente mineralizable y la biomasa microbiana requieren que la muestra esté húmeda. También la determinación de los metales pesados se hizo en muestra húmeda, aunque la técnica empleada generalmente se utiliza en muestra seca y tamizada (2 mm) para poder homogenizar mejor. Al secar el suelo se mueren algunos de los microorganismos presentes liberando carbono orgánico soluble (Kaiser *et al.*, 2001), lo cual puede influir en la cuantificación del carbono. Además, éste es de diferente calidad que el carbono orgánico de la solución del suelo húmedo (Herre *et al.*, 2004).. Este carbono a su vez puede movilizar metales pesados al formarse complejos organo-metálicos solubles.

Sin embargo, las muestras húmedas son más heterogéneas, por lo que sólo resultaron perceptibles los grandes cambios en sus características por efecto de la temperatura. Lo anterior también explica la variación entre los contenidos totales de metales pesados detectados en ambas muestras en la preincubación y al término del experimento.

El fraccionamiento de los metales pesados no se llevó a cabo en forma secuencial porque al inicio del experimento sólo se había contemplado analizar tres fracciones. Por lo anterior las distintas fracciones pueden traslaparse. Además, los extractos no son específicos sino dominantes para un tipo de enlace. Por ello la suma de las fracciones no corresponde a los contenidos totales.

Sólo en el caso de las fracciones extractables con NH_4NO_3 y EDTA, la extracción se hizo exactamente en la misma muestra, debido a que desde un principio se consideró medir las fracciones extractables con agua, NH_4NO_3 y EDTA, dado que en éstas se esperaba observar una mayor respuesta a la temperatura. Sin embargo, para tener una visión más amplia de lo que estaba sucediendo con los metales presentes en el suelo se decidió analizar también las fracciones extractables con hidroxilamina ($\text{NH}_2\text{OH}\cdot\text{HCl}$ 0.1 M+ acetato de NH_4), oxalato de

NH₄ y HNO₃. Pero como ya se había hecho la primera parte de las extracciones, fue necesario utilizar una muestra distinta para las fracciones restantes, lo que hizo que la extracción no fuese secuencial. No obstante, la muestra se tomó exactamente del mismo frasco y bajo las mismas condiciones. Dado que la extracción de todas las fracciones no fue secuencial, no se pudieron calcular proporciones atribuibles a cada fracción, considerando a la suma de las fracciones como el contenido total de metales. Lo anterior nuevamente no permite detectar cambios pequeños, y quedan obvios sólo los grandes cambios por efecto de la incubación.

Por otra parte, en el caso de la preincubación se analizó una sola muestra por falta de material suficiente para las fracciones extractables con hidroxilamina, oxalato de NH₄ y HNO₃ por lo que no se pudo calcular una medida de dispersión ni se pudo realizar un análisis estadístico comparando una media de la preincubación con las medias obtenidas para los dos tratamientos de temperatura. Es por ello que sólo se comparan estadísticamente los metales extractables de las muestras incubadas a 20 °C con aquellas incubadas a 25 °C.

8.2. Características generales de los suelos

Al comparar las características generales del Leptosol y Vertisol (Cuadro 4) se puede ver que el pH es similar en ambos suelos, el cual al estar por encima de 7 favorece la descomposición de la materia orgánica y la actividad biológica (Siebe *et al.*, 1996).

La textura de los dos suelos muestra un contenido similar de limos, pero una gran diferencia en el contenido de arenas y arcillas. El Leptosol contiene el triple de arena, pero la mitad de arcilla que el Vertisol, lo cual influye en la estabilización y calidad de la materia orgánica presente en cada suelo. El Vertisol tiene la mayor capacidad de formar complejos organo-minerales por su alto contenido de arcillas y el Leptosol posee un mayor contenido de materia orgánica fácilmente mineralizable por su alto contenido de arenas y su mayor capacidad de aireación.

En un estudio realizado por Siebe (1994) se encontró que las arcillas predominantes en el horizonte superficial (Ap) tanto para el Leptosol como para el Vertisol correspondían a esmectitas e interestratificados con porcentajes de 90.6 y 94.7 respectivamente, así que la diferencia entre estos suelos esta principalmente en función de la cantidad y no del tipo de arcillas. El contenido de carbono orgánico generalmente se incrementa con el contenido de arcillas del suelo (Anderson, 1995), por ejemplo, Nichols (1984), encontró una fuerte correlación entre el contenido de C y el contenido de arcillas en un Molisol en condiciones cálidas en el sur de Grain Plains. Esto podría explicar en gran medida la diferencia en el contenido de carbono orgánico total entre los dos suelos (Cuadro 4).

La capacidad máxima de retención de agua es mayor en el Vertisol que en el Leptosol lo que implica que el primero requiere una mayor cantidad de agua para llevarlo a capacidad de campo. La conductividad eléctrica en ambos suelos se encuentra dentro de los límites admisibles para la producción de cultivos y la actividad microbiana.

La capacidad de intercambio catiónico es menor en el Leptosol que en el Vertisol, lo cual indica que el primero posee una menor disponibilidad de nutrimentos para las plantas. Si se tiene en cuenta el pH, el catión más disponible es el K, seguido del Ca y el Mg. El contenido de cationes intercambiables está relacionado con el contenido de materia orgánica y de arcillas minerales, lo cual puede explicar que éste sea menor en el Leptosol que en el Vertisol, dado que el Vertisol presenta una mayor cantidad de materia orgánica (COT) y una textura más arcillosa.

La diferencia en el contenido de COT también puede estar relacionada con la lámina de riego aplicada a cada suelo, siendo el Vertisol el que recibe mayor cantidad de agua residual y por tanto una mayor cantidad de materia orgánica. Además, los rendimientos son mucho mayores en los Vertisoles, quedando más residuos de materia orgánica de las plantas en las parcelas. Por otra parte, el Vertisol posee un mayor contenido de arcillas que permiten estabilizar la materia orgánica al formar complejos organo-minerales (Siebe, 1994, Friedel *et al.* 2000).

En ambos suelos el contenido de biomasa microbiana coincide con lo encontrado por Friedel *et al.* 2000 para la misma zona. Goyal *et al.*, 1995 mencionan que el riego con agua residual incrementa la biomasa microbiana total del suelo, mientras que Valsecchi *et al.* (1995) encontraron que la contaminación con metales pesados debida al riego con agua residual disminuye significativamente la relación entre el carbono de la biomasa microbiana y el COT. De acuerdo con los resultados obtenidos en este estudio se puede decir que el riego con agua residual sí incrementa la biomasa microbiana dado que el Vertisol es el que recibe la mayor lámina de riego y es el que presentó una mayor biomasa. En cuanto a la relación entre el C de la biomasa microbiana y el COT el Vertisol mostró un valor menor en la relación comparado con el Leptosol, siendo a la vez el que presentó un mayor contenido de metales, lo cual coincide con lo encontrado por Valsecchi *et al.* (1995).

El carbono extractable con agua y el carbono de la biomasa microbiana hacen parte de la fracción lábil de la materia orgánica presente en el suelo (Haynes, 2000). De acuerdo a los datos obtenidos para estos dos parámetros se puede decir que, en términos de calidad de materia orgánica, existe una mayor cantidad de carbono fácilmente mineralizable en el Vertisol que en el Leptosol. Sin embargo, si se establece una relación entre el CEA y la biomasa microbiana respecto al carbono orgánico total de cada suelo, se observa que el Leptosol es el que posee la mayor cantidad de carbono fácilmente mineralizable. Esto es muy

importante si se tiene en cuenta que los metales pesados forman compuestos con la materia orgánica y pueden pasar más fácilmente a formas más móviles si se asocian a fracciones lábiles comparadas con la fracción estable de la materia orgánica (Stevenson, 1994), por lo que el Leptosol podría ser más susceptible a la liberación de metales pesados que el Vertisol.

El contenido de metales pesados en el Vertisol es casi el doble del encontrado en el Leptosol, lo que indica que el primero presenta un problema de contaminación más severo. De acuerdo con Siebe (1994) y Friedel *et al.* (2000) las mayores concentraciones de metales pesados en el Vertisol también pueden estar relacionadas con las láminas de riego de agua residual. Esto igualmente se ve reflejado en este estudio si se comparan ambos suelos siendo el Vertisol el que posee la mayor cantidad de Pb, Cu, Cd y Zn y coincide con lo encontrado por Valsecchi *et al.* (1995) al tener un menor valor en la relación entre la biomasa microbiana y el COT.

En esta zona se ha encontrado que bajo largos periodos de tiempo bajo riego con aguas residuales, la concentración de metales pesados se incrementa entre 3 y 6 veces respecto a los niveles de fondo locales (Siebe, 1994).

Si se tienen en cuenta los valores límite para la concentración de metales pesados totales en suelos establecidos por la Directiva Europea de 1986 (<http://www.jrc.es/pages/iptsreport/vol23/spanish/ENV2S236.htm>), Cu: 50-140 mg/kg, Cd: 1-3 mg/kg, Pb: 50-300 mg/kg y Zn: 150-300 mg/kg, se puede ver que tanto en el Leptosol como en el Vertisol (Cuadro 3) las concentraciones de dichos elementos se encuentran dentro de los límites, a excepción del Zn en el Vertisol el cual ya supera ligeramente el límite permitido (378 mg/kg).

8.3. Efecto del aumento de la temperatura sobre la mineralización de la materia orgánica y la actividad microbiana

Al analizar el comportamiento del carbono potencialmente mineralizable una vez incubados los suelos a 20 y 25 °C por un periodo de 105 días, se observó que sólo el Leptosol presenta diferencias significativas al comparar las temperaturas. Esto puede estar relacionado con la textura dado que el Leptosol presenta un mayor contenido de arenas. Estudios sobre el fraccionamiento físico de la materia orgánica del suelo muestran que la mayor parte del carbono está asociado a las partículas de arcilla y limo, y que suelos arenosos poseen una concentración de carbono hasta siete veces más en sus partículas de arcilla y limo que suelos arcillosos (Christensen, 1992, Matus, 1994 citado en Matus y Maire, 2000). Una hipótesis para explicar dichos resultados la propuso Hassink *et al.*, 1997, la cual menciona que las fracciones de arcilla y limo en suelos arenosos se encuentran más libres, mientras que en

suelos arcillosos forman densos paquetes de agregados, por lo tanto, la superficie específica disponible para retener materia orgánica es muy superior en suelos arenosos que en suelos arcillosos.

Para explicar el hecho de que no se encontraron diferencias significativas para el carbono potencialmente mineralizable en el Vertisol se debe tener en cuenta que, de acuerdo con la literatura, los suelos arcillosos retienen más materia orgánica que los suelos arenosos, a pesar de haber sido sometidos al mismo aporte de materia orgánica (Jenkinson, 1988, Amato y Ladd, 1992, Hassink, 1994). Esta diferencia está relacionada con una mayor protección contra la biodegradación de la materia orgánica (Van Veen y Kuikman, 1990), la cual ocurre cuando esta última es adsorbida sobre la superficie de las partículas de arcilla y limo, o cuando es recubierta por los minerales de arcilla (Tisdall y Oades, 1982, Golchin *et al.*, 1994) o cuando se localiza dentro de los microagregados, fuera del alcance de los microorganismos (Elliot y Coleman, 1988). Todos estos mecanismos afectan negativamente la tasa de mineralización de C (Ladd *et al.*, 1981, 1985, Amato y Ladd, 1992, Juma, 1993, Ladd *et al.*, 1993, Skjemstad *et al.*, 1993).

Sin embargo, se debe tener en cuenta que el suelo fue tamizado y por tanto la materia orgánica presente dentro de los agregados del suelo pudo quedar disponible; así el efecto del tamizado pudo ser mayor que el de la temperatura quedando enmascarado en la incertidumbre de las mediciones del efecto del tamizado.

Aunque en el Vertisol no se hallaron diferencias significativas se puede ver que respecto al valor obtenido en la preincubación el flujo de CO₂ originado por la descomposición del C de la materia orgánica aumenta bajo dichas temperaturas mostrando un comportamiento similar al Leptosol. Este comportamiento coincide con lo encontrado en la literatura dado que a mayor temperatura mayor mineralización de la materia orgánica (Alexander, 1987, Brady y Weill, 1996, Smith *et al.*, 1999).

De acuerdo con Kirschbaum (1995) la sensibilidad de la descomposición del carbono orgánico a la temperatura, obtenida a través de estudios de incubación en laboratorio, indican que hay una sensibilidad muy alta a bajas temperaturas y moderadamente alta a mayor temperatura. Los valores obtenidos de Q₁₀ fueron generalmente de 2 para temperaturas por encima de los 20 °C y se incrementó a valores de 8 para 0 °C. Esto puede explicar que no se hayan encontrado diferencias significativas en el Vertisol dado que tal vez se necesitan variaciones más grandes de temperatura para observar un comportamiento distinto que sea significativo.

Al evaluar el flujo de CO₂ a lo largo del tiempo para ambos suelos sí existieron diferencias significativas. Esto indica que hay diferencias en la calidad de la materia orgánica para cada tipo de suelo. Esto concuerda con la literatura si se tiene en cuenta que dependiendo de la

calidad de la materia orgánica existe una fracción que se descompone más rápido que otra. De acuerdo con Tate (1992) el tiempo de recambio de la fracción lábil o activa es de meses, mientras que la materia orgánica estabilizada puede tardar cientos a miles de años.

Los resultados obtenidos para el flujo de CO₂ a lo largo del tiempo (Figura 5) coinciden con lo encontrado por Khalil *et al.*, 2005, en donde este comportamiento está principalmente relacionado con la composición química de los materiales orgánicos adicionados al suelo. Ellos también encontraron un pico máximo a los dos días del periodo de incubación y lo atribuyeron a la rápida mineralización del C hidrolizable bajo condiciones aeróbicas. En este estudio tanto el Vertisol como el Leptosol muestran un comportamiento similar, pero la diferencia entre los dos suelos puede estar relacionada con lo anterior si se tiene en cuenta que el Vertisol tiene un mayor aporte de materia orgánica por recibir una lámina de riego mayor que el Leptosol. Además, el Vertisol es más productivo que el Leptosol y por lo tanto recibe mayor aporte de residuos de cosecha lo que lleva a diferencias en el tipo y la cantidad de materia orgánica.

Otra explicación para el pico máximo de mineralización de la materia orgánica (Figura 5) se relaciona con lo encontrado por Dao (1998) quien menciona que la producción de grandes flujos de CO₂ fue observada inmediatamente después de rehumedecer el suelo, lo cual puede ser atribuido a una rápida mineralización de sustancias orgánicas lábiles y a la liberación de CO₂ atrapado por desplazamiento con agua, dado que en este estudio se ajustó la humedad al 50% de la capacidad máxima de retención de agua de cada suelo al inicio del experimento.

El CP_{min} fue mayor en el Vertisol que en el Leptosol, pero el porcentaje de carbono mineralizado fue mayor en el Leptosol que en el Vertisol. Esto también había sido encontrado anteriormente en estudios realizados por Friedel *et al.* (1998) y Herre *et al.* (2004) en la misma zona de estudio. Ellos asociaron este comportamiento a la variación en la calidad de la materia orgánica presente en el Leptosol, dado que la materia orgánica en este suelo se encuentra en formas más fácilmente mineralizables. Esto a su vez se relaciona con el alto contenido de arenas como ya se explicó en párrafos anteriores.

El carbono orgánico extractable con agua mostró diferencias significativas únicamente para el Leptosol al comparar los resultados obtenidos a 20 y 25 °C. Esto es de esperarse dado que este suelo fue el que mostró el mayor porcentaje de carbono mineralizado y es justamente el CEA una de las formas en que puede ser tomado el C más fácilmente por los microorganismos. La Figura 6 muestra que el contenido de CEA para el Leptosol es menor a 25 °C que a 20 °C, esto puede estar relacionado con una mayor mineralización de C al aumentar la temperatura quedando un menor contenido de CEA. Herre *et al.* (2004) encontraron una alta variabilidad en el contenido de CEA dependiendo del tiempo bajo riego y no del tipo de suelo. Actualmente se está llevando a cabo un estudio en la misma zona y

esta variación en el contenido de CEA entre el Vertisol y el Leptosol parece estar asociada principalmente al tiempo transcurrido entre el último riego y la toma de la muestra (Tesis de Licenciatura de Arturo Sánchez, en proceso).

La biomasa microbiana mostró diferencias significativas para ambos suelos al comparar las dos temperaturas. El comportamiento de los dos suelos a 20 °C puede explicarse por el efecto de la temperatura, pero para 25 °C parece que hay un efecto combinado de temperatura y humedad, dado que en este experimento no se mantuvo constante la humedad durante el periodo de incubación, por lo que ésta se fue reduciendo a lo largo del tiempo. Esto coincide con lo reportado por Friedel *et al.* (2000) en donde mencionan que existe una estrecha relación entre el contenido de agua en el suelo y el carbono de la biomasa microbiana (Cmic). El Leptosol por su alto contenido de arena es más susceptible que el Vertisol a la pérdida de agua, lo cual se vio reflejado en este estudio.

El comportamiento de la biomasa microbiana para ambos suelos también puede estar relacionado con la congelación de las muestras, dado que al cambiar las condiciones de temperatura de manera drástica una parte de la población microbiana muere y el carbono presente en ella queda disponible. Una vez descongeladas las muestras y bajo las condiciones de humedad y temperatura del experimento dicho carbono es mineralizado rápidamente por la población microbiana presente, incrementando nuevamente la población microbiana al punto de que puede haber escasez de comida.

Por otra parte, al comparar la relación entre el Cmic y el COT de la preincubación y la incubación a 20 y 25 °C se puede ver que hay una disminución en dicha relación lo cual podría indicar que hay un efecto de toxicidad por la presencia de metales pesados (McGrath, 1994). Sin embargo, en el Vertisol incubado a 25 °C se mantiene la relación casi igual que en la preincubación, no mostrando evidencias de toxicidad. Friedel *et al.* (2000) mencionan que no es posible concluir claramente sobre un efecto de toxicidad por metales pesados para la biomasa microbiana y la relación Cmic/COT debido a que tanto el contenido de materia orgánica como el de metales pesados se incrementa con el tiempo bajo riego en esta zona de estudio.

De acuerdo con la literatura la temperatura óptima para la actividad microbiana varía entre 25 y 45 °C (Roper, 1985; Paul y Clark, 1989; Woomey y Swift, 1994), sin embargo, en este estudio al comparar las dos temperaturas se observa que a 20 °C la actividad microbiana (Cuadro 9) es mayor en ambos suelos. Esto puede estar relacionado con adaptación de los microorganismos (ecotipos) a la temperatura de la zona (16-18 °C temperatura media anual) siendo 20 °C más cercana a dicha temperatura y por tanto podría esperarse una mayor actividad de los microorganismos que a 25 °C.

8.4. Efecto del aumento de la temperatura sobre la movilización de metales

El Cu, Cd, Pb y Zn mostraron en general un comportamiento similar en cada una de las fracciones. El Cd en el Leptosol fue el elemento que presentó la mayor cantidad de diferencias significativas en las fracciones entre 20 y 25 °C. Esto puede estar relacionado con el pH del suelo dado que bajo estas condiciones el Cd es el elemento más móvil (Scheffer y Schachtschabel, 1984 citado por Siebe, 1994). Por otra parte, el Leptosol es el suelo con menor contenido de materia orgánica y arcillas, por tanto posee una menor capacidad de retener metales.

Hay numerosos estudios en donde se relacionan las propiedades del suelo con la toxicidad de sales de metal adicionadas al suelo y los procesos microbianos. Estos estudios generalmente indican que hay un mayor efecto de toxicidad en suelos de textura arenosa que en suelos con un alto contenido de arcillas y materia orgánica (Mikkelsen, 1974, Daif y Beusichem, 1981, Doelman y Haanstra, 1984, 1986, Haanstra y Doleman, 1984, 1991, Malizewska *et al.*, 1985, Hattori, 1992 citados por Giller *et al.*, 1998). Esto puede explicar las diferencias encontradas entre el Vertisol y el Leptosol, siendo el Leptosol el más susceptible por sus características.

El Cu sólo presentó diferencias significativas para los extractos de NH_4NO_3 y HNO_3 en el Vertisol. En esta última fracción se esperaría que los datos obtenidos tanto en la preincubación como en la incubación a 20 y 25 °C fueran casi iguales por tratarse de los metales "casi totales", pero no fue exactamente así. Estas diferencias pueden estar relacionadas con el hecho de que la extracción no se hizo de manera secuencial, por lo cual puede existir un mayor error de cuantificación.

El Cd presentó diferencias significativas entre la incubación a 20 y 25 °C para tres de las seis fracciones analizadas en el Leptosol (hidroxilamina, EDTA y oxalato de amonio). Esto indica que el fraccionamiento del Cd en este tipo de suelo es susceptible a los cambios de temperatura y al haber una mayor mineralización de carbono, también hubo una mayor liberación de Cd de acuerdo con lo planteado en la hipótesis. Este comportamiento está relacionado con la movilidad del Cd el cual es el elemento más móvil comparado con el Cu, Pb y Zn, y también la textura del Leptosol.

En el Vertisol el Cd no mostró diferencias significativas en todos los extractos al comparar las dos temperaturas. Esto puede estar relacionado con el alto contenido de arcillas y materia orgánica que retienen a este elemento con fuerza y a que hubo una menor mineralización de carbono comparado con el Leptosol.

Las diferencias significativas encontradas para el Pb y Zn en extracto acuoso en el Leptosol y para el Cu y Zn en el extracto NH_4NO_3 en el Vertisol pueden explicarse a partir de lo encontrado por Martínez *et al.*, (2001) quienes reportan que la descomposición de los materiales orgánicos presentes en el suelo dan como resultado un incremento en las concentraciones solubles, totales y lábiles de Cu, Cd, Pb y Zn.

El hecho de que en la mayoría de los casos no se encontraron diferencias significativas entre una temperatura y otra puede estar relacionado con lo encontrado por Flores *et al.*, 1997, en donde la calidad de la materia orgánica y el pH encontrados para los suelos de la zona de estudio reducen la disponibilidad y solubilidad de los metales. Otra explicación podría estar relacionada con el envejecimiento de los metales pesados en el suelo (Martínez *et al.*, 2001), lo que quiere decir que los metales son menos fáciles de extraer al final que al comienzo del experimento. Así, con la mineralización de la materia orgánica una parte de los metales asociados a ella dentro de compuestos más o menos fáciles de extraer pueden estar al final del experimento en compuestos refractarios difíciles de digerir por los microorganismos o retenidos en fracciones más estables.

El Cuadro 11 muestra que los metales liberados en los extractos de agua, hidroxilamina, EDTA, oxalato y HNO_3 podrían encontrarse en el extracto NH_4NO_3 , siendo el Leptosol en términos generales el que presenta los mayores cambios comparado con el Vertisol, el cual mostró principalmente cambios en los metales extractables con agua. Lo anterior concuerda con lo encontrado al correlacionar el contenido de CEA y los metales extractables con agua (Figura 12). Por otra parte, al observar los cambios asociados a la temperatura para cada suelo se ve que las mayores proporciones se obtuvieron principalmente a 20 °C.

En el Vertisol se observa una estrecha relación entre los metales extractables con agua y el carbono orgánico extractable con agua (Figura 12), la cual no se observa en el Leptosol. El aumento de temperatura lleva a una disminución en el contenido de Cu, Cd, Pb y Zn extractables con agua. Esto puede deberse a una favorecida mineralización del CEA a 25 °C. Herre *et al.*, (2004) encontró que existe una estrecha relación entre la concentración de Cu y Cd extractables con agua y el CEA, tanto para el Vertisol como para el Leptosol, lo cual coincide parcialmente con este estudio. Esto puede explicarse por la variación del CEA presente en el suelo al momento de tomar la muestra, dado que el contenido de CEA varía respecto al tiempo del último riego con aguas residuales. El Vertisol es el que recibe más agua y por lo tanto mayor CEA, además es biológicamente menos activo que el Leptosol. Al haber más CEA hay mayor contenido de metales asociados a éste.

9. CONCLUSIONES

Se encontró una mayor cantidad de biomasa microbiana en los suelos incubados a 25 °C que a 20 °C..

La tasa de mineralización de la materia orgánica también aumentó al incubar ambos suelos a 20 y 25 °C. Al comparar cada suelo y las dos temperaturas sólo se encontraron diferencias significativas en el Leptosol, las cuales se atribuyen principalmente a su textura más gruesa. El Leptosol presentó un mayor porcentaje de carbono potencialmente mineralizable, lo cual parece estar relacionado con el menor contenido de arcillas comparado con el Vertisol, las cuales estabilizan a la materia orgánica formando complejos organo-minerales.

Los principales cambios en el fraccionamiento de los metales en muestras preincubadas e incubadas a 20 y 25 °C se presentaron en las fracciones extractables con NH_4NO_3 , agua y EDTA. Particularmente la fracción extractable con NH_4NO_3 aumentó al incubar los suelos a 20 y 25 °C. Los metales liberados en los extractos de agua, hidroxilamina, EDTA, oxalato y HNO_3 parecen encontrarse en el extracto de NH_4NO_3 , lo cual representa un riesgo si se tiene en cuenta que esta fracción corresponde a los metales intercambiables y por tanto pueden ser absorbidos por las plantas.

Existe una estrecha relación entre el carbono orgánico disuelto y los metales extractables con agua en el Vertisol. El aumento de la temperatura y el incremento de la actividad microbiana asociado conllevan a la mineralización del carbono orgánico disuelto y a la liberación de los metales asociados a éste.

10. CONSIDERACIONES FINALES

De acuerdo a los resultados obtenidos en este estudio es posible ver que al aumentar la temperatura se pueden generar cambios en la forma en que están retenidos los metales en el suelo. Sin embargo, en la mayoría de los casos no se observaron diferencias significativas por lo que se sugiere ampliar el intervalo de temperatura y el periodo de incubación. Además, la extracción de los metales debe hacerse de manera secuencial para que existan menos errores de cuantificación.

Un factor determinante en la mineralización de la materia orgánica es la calidad de la misma, la cual no se estudió a detalle en este trabajo y no se pudo establecer exactamente qué tipo de materia orgánica se mineralizó en qué tiempo. Por ello sería interesante realizar un

estudio de la calidad de la materia orgánica presente en estos suelos, con el fin de poder explicar con mayor claridad lo que está ocurriendo en él a lo largo del tiempo y con los metales pesados asociados a ella.

10. LITERATURA CITADA

- Alef K. 1995. Soil respiration. Pp. 214-222. In: K. Alef y P. Nannipieri (Eds.), *Methods in applied soil microbiology and biochemistry*, Academic Press, London, U.K.
- Alexander M. 1987. *Introducción a la microbiología del suelo*. Editorial Calypso. México. 491 p.
- Amato M. y Ladd J. N. 1992. Decomposition of ¹⁴C-labelled glucosa and legume material in soils: Properties influencing the accumulation of organic residue C and microbial biomass C. *Soil. Biol. Biochem.* 24, 455-464.
- Anderson D. 1995. Decomposition of organic matter and carbon emissions from soils. In: *Soils and global change. Advances in Soil Science*. Lal R., Kimble J., Levin E. y Stewart B. A. (Eds.). Lewis Publishers. USA. 440 p.
- Anderson J. M. 1992. Responses of soils to climate change. In: *The ecological consequences of global climate change*. Ed. Woodward F. I. *Advances in Ecological Research*, 22, 163-210.
- Bouwer C.A., Reitmeier R.F. y Fireman R. 1952. Exchangeable Cation Analysis of Saline and Alkali Soils. *Soil Sci.* 73, 251.
- Bouwman A.F. 1990. *Soils and the greenhouse effect*. John Wiley, Chichester.
- Brady N. C. y Weill R. R. 1996. *The nature and properties of soils*. Eleventh edition. Prentice Hall International Editions. 740 p.
- Cole C.V., Cerri C., Minami K., Mosier A., Rosenberg N., Sauerbeck D., Dumanski D., Duxbury J., Freney J., Gupta R., Heinemeyer O., Kolchugina T., Lee J., Paustian K., Powlson D., Sampson N., Tiessen H., Van Noordwijk M. y Zhao Q. 1996. Agricultural options for mitigation of greenhouse gas emissions. In: Watson R.T., Zinyowera M.C., Moss R.H. (Eds.) *Climate change 1995. Impacts, adaptations and mitigation of climate change: scientific-technical analyses*. Published for the Intergovernmental Panel on Climate Change. Cambridge University Press, Cambridge, U. K. pp 745-771.
- Christensen T. 1984. Cadmium soil sorption at low concentrations. I. Effect of time, cadmium load, pH and calcium. *Water, Air and Soil Pollution* 21, 105-114.
- Christensen T. 1992. Physical fractionation of soil and organic matter in primary particle size and density separates. *Adv. Soil. Sci.* 20, 1-89.
- Cruz Campa S. 1965. *Rehabilitación integral del Distrito de Riego 03, Tula, Hidalgo*. Tesis de licenciatura. Escuela Nacional de Agricultura, Chapingo. México. 163 p.
- Daif M. A. y Beusichem M. L. 1981. Effects of some trace elements on urea hydrolysis in soils. *Netherlands Journal of Agricultural Science*. 29, 249-257.
- Dao T. H. 1998. Tillage and crop residue effects on carbon dioxide evolution and carbon storage in a Paleustoll. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 62, 250-256.
- Department for International Development (DFID). 1998. *Impact of wastewater reuse on groundwater in the Mezquital Valley, Hidalgo state, Mexico*. En colaboración con: Comisión Nacional del Agua, British Geological Survey, London School of Hygiene and Tropical Medicine and University of Birmingham. Final Report-November 1998. BGS Technical Report WC/98/42.
- Doelman P. y Haanstra L. 1984. Short-term and long-term effects of cadmium, chromium, cooper, nickel, lead and zinc on soil microbial respiration in relation to abiotic soil factors. *Plant and Soil.* 79, 317-327.
- Doelman P. y Haanstra L. Short and long term effects of heavy metals on urease activity in soils. *Biology and Fertility of Soils.* 2, 213-218.

- Downs T.J., Cifuentes E., Ruth E. y Suffet I. 2000. Effectiveness of natural treatment in a wastewater irrigation district of the Mexico City region: a synoptic field survey. *Wat. Env. Res.* 72 (1), 4-21.
- Elliot E. T. y Coleman D. C. 1988. Let the soil work for us. *Ecological Bulletins.* 39, 23-32.
- Evans L.J. 1989. Chemistry of metal retention by soils. Several processes are explained. *Environ. Sci. Technol.* 23 (9), 1046-1056.
- Flores L., Blas G., Hernández G. y Alcalá R. 1997. Distribution and sequential extraction of some heavy metals from soils irrigated with wastewater from Mexico City. *Water, Air and Soil Pollution* 98, 105-117.
- Friedel J.K., Langer T., Siebe C. y Stahr K. 2000. Effects of long-term waste water irrigation on soil organic matter, soil microbial biomass and its activities in central Mexico. *Biol. Fertil. Soils* 31, 414-421.
- Giller K.E., Witter E. y McGrath S.P. 1998. Toxicity of heavy metals to microorganisms and microbial processes in agricultural soils: a review. *Soil. Biol. Biochem.* 30 (10/11), 1389-1414.
- Glaser B., Turrión M.B., Solomon D., Ni A. y Zech W. 2000. Soil organic matter quantity and quality in mountain soils of the Alay Range, Kyrgyzia, affected by land use change. *Biol. Fertil. Soils.* 31, 407-413.
- Golchin A., Oades J. M., Skjemstad J. O. y Clarke P. 1994. Soil structure and carbon cycling. *Aust. J. Soil. Res.* 32, 1043-1068.
- Goyal S., Chander K., Kapoor K. K. 1995. Effect of distillery waste-water application on soil microbiological properties and plant growth. *Env. Ecol.* 13, 89-93.
- Graña M., Barral M., Guitián F.E. y Guitián F. 1991. *Suelo y Planta.* 1, 467 pp.
- Greenland D. J. y Hayes M. H. B. 1981. *The chemistry of soil processes.* Edited by Greenland D. J. and Hayes M. H. B. A Wiley-Interscience Publication. John Wiley and Sons. ISBN 0471276936. 714 p.
- Gutiérrez-Ruiz M.E., Siebe C. y Sommer I. 1995. Effects of land application of waste water from Mexico City on soil fertility and heavy metal accumulation: a bibliographical review. *Environ. Rev.* 3, 318-330.
- Haanstra L. y Doelman P. 1984. Glutamic acid decomposition as a sensitive measure of heavy-metal pollution in soil. *Soil Biology and Biochemistry.* 16, 595-600.
- Haanstra L. y Doelman P. 1991. An ecological dose response model approach to short- and long-term effects of heavy metals on arylsulphatase activity in soil. *Biology and Fertility of Soils.* 11, 18-23.
- Hassink J. 1994. Effects of soil texture and grassland management on soil organic C and N and rates of C and N mineralization. *Soil. Biol. Biochem.* 26, 1221-1231.
- Hassink J., Matus F. J. Chenu C. y Dalenberg J. 1997. Interaction between soil biota, soil organic matter and soil structure. In: Brusaard L. y Ferrera-Cerrato R. (Eds.). *Soil ecology in sustainable agriculture systems.* New York, USA. Lewis Publishers. 15-35 p.
- Hattori H. 1992. Influence of heavy metals on soil microbial activities. *Soil Science and Plant Nutrition.* 38, 93-100.
- Haynes R. J. 2000. Labile organic matter as an indicator of organic matter quality in arable and pastoral soil in New Zealand. *Soil Biol. Biochem.* 32, 211-219.
- Herre A., Siebe C. y Kaupenjohann M. 2004. Effect of irrigation water quality on organic matter, Cd and Cu mobility in soils of central Mexico. IWA Publishing. *Water Science and Technology,* 50 (2), 277-284.
- Hodgson J. F. 1963. Chemistry of the micronutrient elements in soils. *Adv. Agron.* 15, 119-159.

- http://www.aoac.org/intaffairs/analytical_terminology.htm (consultada el 6 de abril de 2005).
- <http://www.buenasiembra.com.ar/ecologia/articulos> (consultada el 9 de junio de 2005).
- <http://www.cambioclimaticoglobal.com> (consultada el 16 de octubre de 2004)
- <http://www.cru.uea.ac.uk> (consultada el 31 de enero de 2005).
- <http://www.jrc.es/pages/iptsreport/vol23/spanish/ENV2S236.htm> (consultada el 9 de marzo de 2005).
- <http://www.law.pace.edu/globalwarming> (consultada el 15 de octubre de 2004).
- <http://www.epa.gov/globalwarming> (consultada el 19 de octubre de 2004).
- <http://www.met-office.gov.uk> (consultada el 31 de enero de 2005).
- <http://www.tucomunidad.unam.mx> (consultada el 9 de junio de 2005).
- <http://yosemite.epa.gov/oar/globalwarming.nsf/content/climate.html> (consultada el 23 de noviembre de 2004).
- <http://www.who.int/es/index.html> (consultada el 10 de febrero de 2004).
- Hungate B.A., Lund C.P., Pearson H.L. y Chapin F.S. 1997. Elevated CO₂ and nutrient addition alter soil N cycling and N trace gas fluxes with early season wet-up in a California annual grassland. *Biogeochemistry* 37, 89-109.
- Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. 1992. Síntesis geográfica del estado de Hidalgo. 133 p.
- Intergovernmental Panel on Climate Change (IPCC). 1996. The science of climate change. Pp 572, In: Houghton J.T., Meira Filho L.G., Callander B.A., Harris N., Kattenberg A., Maskell K. (Eds.) *Climate change 1995*. Cambridge Univ. Press, Cambridge, U. K.
- Intergovernmental Panel on Climate Change (IPCC). 2001. *Climate change 2001: A scientific basis*. Houghton J. T., Ding Y., Griggs D. J., Noguer M., van der Linden P. J., Dai X., Johnson C. A. y Maskell K. (Eds.). Cambridge University Press. Cambridge, U.K.
- Isermeyer H. 1952. Eine einfache Methode zur Bestimmung der Bodenatmung und der Karbonate im Boden. *Z. Pflanzenernäh. Bodenk* 56, 26-38.
- Jäggi W. 1976. Die Bestimmung der CO₂-Bildung als Mass del bodenbiologischen Aktivität. *Schweiz. Landwirtschaft. Forschung* Band 15, Heft 314, 317-380.
- Jenkinson D. S. 1988. Soil organic matter and its dynamics. In: Wild A. (Ed.) *Russel's soil conditions and plant growth*. 11th ed. Longman. New York, USA. 564-607 p.
- Jiménez Cisneros B. y Barrios Ordóñez E. 1999. The Mezquital Valley aquifer recharge due to massive reuse of municipal wastewater for agricultural irrigation. Paper presented at the 9th Biennial Symposium on the Artificial Recharge of Groundwater. Tempe. AZ. June 10-12, 1999.
- Jiménez-Cisneros B. 1995. Wastewater reuse to increase soil productivity. *Wat. Sci. Tech.* 32 (12), 173-180.
- Jiménez B., López N. y Sotomayor C. 1997. Estudio de la Calidad y Suministro del Agua para Consumo Doméstico en el Valle del Mezquital. Informe Final. Instituto de Ingeniería, UNAM. Proyecto 5322 elaborado para la Comisión Nacional del Agua. Febrero 1997.
- Juma N. G. 1993. Interrelationships between soil structure/texture, soil biota/soil organic matter and crop production. *Geoderma* 57, 3-30.
- Kaiser K., Kaupenjohann M. y Zech W. 2001. Sorption of dissolved organic carbon in soils: effects of soil sample storage, soil-to-solution ratio, and temperature. *Geoderma* 99, 317-328.
- Khalil M. I., Hossain M. B. y Schmidhalter U. 2005. Carbon and nitrogen mineralization in different upland soils of the subtropics treated with organic materials. *Soil Biol. Biochem.* 37, 1507-1518.

- Kamnev A. y van der Lelie D. 2000. Chemical and biological parameters as tools to evaluate and improve heavy metal phytoremediation. *Bioscience Reports* 20 (4), 239-258.
- Keith H., Jacobsen K. L. y Raison R. J. 1997. Effects of soil phosphorus availability, temperature and moisture on soil respiration in *Eucalyptus pauciflora* forest. *Plant and Soil*, 190, 127-141.
- Kirschbaum MUF. 1995. The temperature dependence of soil organic matter decomposition and the effect of global warming on soil organic C storage. *Soil Biol. Biochem.* 27, 753-760.
- Koepf H. 1953. Die Temperatur/Zeit-Abhängigkeit der Bodenatmung. *Z. f. Pflanz., Düng. Bodenk.* 61, 29-48.
- Laad J. N., Oades J. M. y Amato M. 1981. Microbial biomass formed from ^{14}C and ^{15}N labelled plant material decomposing in soil in the field. *Soil. Biol. Biochem.* 13, 119-126.
- Laad J. N., Amato M. y Oades J. M. 1985. Decomposition of plant material in Australian soil III. Residual organic and microbial biomass C and N from isotope-labelled legume material and soil organic matter, decomposing under field condition. *Aust. J. Soil. Res.* 22, 331-341.
- Laad J. N., Foster R. C. and Skjemstad J. O. 1993. Soil structure: carbon and nitrogen metabolism. *Geoderma*. 56, 401-434.
- Leeper G. W. 1978. *Managing the heavy metals on the Land*. Marcel Dekker, Inc. New York. USA.
- Lloyd J. y Taylor J.A. 1994. On temperature dependence of soil respiration. *Funct. Ecol.* 8, 316-323.
- Lundegårdh H. 1927. Carbon dioxide evolution of soil and crop growth. *Soil Sci.* 23, 417-453.
- Luo Y., Wan S., Hui D. y Wallace L. L. 2001. Acclimatization of soil respiration to warming in a tall grass prairie. *Nature*. 413, 622-625.
- Maliszewska W., Dec S., Wierzbicka H. y Wozniakowska A. 1985. The influence of various heavy metal compounds on the development and activity of soil micro-organisms. *Environmental Pollution, Series A.* 37,195-215.
- Martínez C. E., Jacobson A. y McBride M. B. 2001. Thermally induced changes in metal solubility of contaminated soils is linked to mineral recrystallization and organic matter transformations. *Environ. Sci. Technol.* 35, 908-916.
- Martínez C. E., Jacobson A. R. y McBride M. B. 2003. Aging and temperature effects on DOC and elemental release from a metal contaminated soil. *Environmental Pollution* 122, 135-143.
- Matus F. J. 1994. The distribution of soil organic matter of various aggregate size classes in arable soils. I. Relationships between clay content of aggregates of a sand and a clay soil and carbon mineralization, nitrogen mineralization and microbial biomass carbon. Doctoral Thesis. The Netherlands. Agricultural University of Wageningen. 79-98 p.
- Matus F. J. y Maire C. R. 2000. Relación entre la materia orgánica del suelo, textura del suelo y tasas de mineralización de carbono y nitrógeno. *Agricultura Técnica. Chile.* 60 (2), 112-126.
- McBride M.B. 1994. *Environmental chemistry of soils*. Oxford University Press, New York, USA. 406 pp.
- McGrath S.P. 1994. Effects of heavy metals from sewage sludge on soil microbes in agricultural ecosystems. Pp. 242-274. In: *Toxic Metals in Soil-Plant Systems*. Ed. S.M. Ross. John Wiley, Chichester.

- McGrath S. P., Chaudri A.M. y Giller K.E. 1995. Long-term effects of land application of sewage sludge: Soils, microorganisms and plants. *Journal of Industrial Microbiology* 14, 94-104.
- McHale P. J., Mitchell M. J., Raynal D. J. y Bowles F. P. 1996. Increasing soil temperature in a northern hardwood forest: effects on elemental dynamics and primary productivity. In: Hom J. Birdsey R. y O'Brian K. (Eds.) *Proceedings of 1995 Meeting of the Northern Global Change Program. General technical report NE-214.* pp 146-152. USDA Forest Service, Radnor PA, U.S.A.
- Mikkelsen J. P. 1974. Indvirkning af bly på jordbundens mikrobiologiske aktivitet. *Statens Forsøgsvirksomhed I Plantekultur.* 1173, 509-516.
- Mooney H. A., Drake B. G., Luxmoore R. J., Oechel W. C. y Pitelka L. F. 1991. Predicting ecosystem responses to elevated CO₂ concentrations. *Bioscience* 41, 96-104.
- Mosier A.R. 1998. Soil processes and global change. *Biol. Fertil. Soils.* 27, 221-229.
- Nichols J. D. 1984. Relation of organic carbon to soil properties and climate in the southern Great Plains. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 48, 1382-1384.
- Niebor E. y Richardson D.H.S. 1980. The replacement of the nondescript term "heavy metals" by a biologically and chemically significant classification of metal ions. *Environ. Pollut. Ser. 1,* 3-26.
- Nyhan J. W. 1976. Influence of soil temperature and water tension on the decomposition rate of carbon-14 labelled herbage. *Soil Sci.* 121, 288-293.
- Pajari B. 1995. Soil respiration in a poor upland site of Scots pine stand subjected to elevated temperature and atmospheric carbon concentration. *Plant and Soil,* 168-169: 563-570.
- Paul E.A. y Clark F.E. 1989. *Soil microbiology and biochemistry.* Academic Press Inc. San Diego. 273 p.
- Peterjohn W. T., Melillo J. M., Bowles F. P. y Steudler P. A. 1993. Soil warming and trace gas fluxes: experimental design and preliminary flux results. *Oecol.* 93, 18-24.
- Peterjohn W. T., Melillo J. M., Steudler P. A. y Newkirk K. M. 1994. Responses of trace gas fluxes and N availability to experimentally elevated soil temperatures. *Ecol. Appl.* 4, 617-625.
- Raich J.W. y Schlesinger W.H. 1992. The global carbon dioxide flux in soil respiration and its relationship to vegetation and climate. *Tellus* 44, 81-99.
- Robinson C. H., Wookey P.A., Parsons A. N. Potter J. A., Callaghan T. V. Lee J. A. Press M. C. y Welker J. M. 1995. Responses of plant litter decomposition and nitrogen mineralization to stimulated environmental change in a high arctic polar semi-desert and a subarctic dwarf shrub heath. *Oikos,* 74, 503-512.
- Roper M.M. 1985. Straw decomposition and nitrogenase activity (C₂H₂ reduction): Effects of soil moisture and temperature. *Soil Biology and Biochemistry.* 17, 65-71.
- Ross D. J. y Cairns A. 1978. Influence of temperature on biochemical processes in some soils from tussock grasslands. *N. Z. J. Sci.* 21, 581-589.
- Rounsevell M. D. A. y Loveland P. J. 1994. Soil responses to climate change. Serie I: *Global Environmental Change,* Vol. 23. Ed. Rounsevell M. D. A. y Loveland P. J. Springer-Verlag Berlin Heidelberg, Germany. 314 p.
- Rustad L. E. y Fernández I. J. 1998. Experimental soil warming effects on CO₂ and CH₄ flux from a low elevation spruce-fir forest soil in Mine, U. S. A. *Glob. Ch. Biol.* 4, 597-605.
- Sánchez N. 1985. Mexican experience in using sewage effluent for large scale irrigation. In: *FAO, Regional seminar on the treatment and use of sewage effluent for irrigation. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome. GL/RNEA:TTSI/85/Doc.16.* pp. 7 and 10.

- Sanders J., McGrath S. y Adams T. 1986. Zinc, copper and nickel concentrations in ryegrass grown on sludge-contaminated soils of different pH. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 37, 961-968.
- Scharpenseel H. W., Schomaker M. y Ayoub A. 1990. Soils on a warmer earth. *Developments in Soil Science*. Elsevier, Amsterdam. Vol. 20.
- Scheffer F. y Schachtschabel P. 1984. *Lehrbuch der Bodenkunde*. 11^a Ed. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart, pp. 271-276.
- Schinner F., Öhlinger R., Kandeler E. y Margesin R. 1993. *Bodenbiologische Arbeitsmethoden* 2 Auflage. Springer Verlag.
- Schleser G. H. 1982. The response of CO₂ evolution from soils to global temperature changes. *Z. F. Nature*. 37a, 287-291.
- Schlichting E. y Blume H.P. 1966. *Bodenkundliches Praktikum*, Verlag Paul Parey, Hamburg und Berlin.
- Schlichting, E.; Blume, H.P. y Stahr, K. 1995. *Bodenkundliches Praktikum: eine Einführung in pedologisches Arbeiten für Ökologen, insbesondere Land und Forstwirte und für Geowissenschaftler*. Pareys Studentexte 81, 2 Neubearb. Aufl. Berlin.
- Siebe C. 1994. Acumulación y disponibilidad de metales pesados en suelos regados con aguas residuales en el Distrito de Riego 03, Tula, Hidalgo, México. *Rev. Int. Contam. Ambient.* 10 (1), 15-21.
- Siebe C. 1994. Akkumulation, Mobilität und Verfügbarkeit von Schwermetallen in langjährig mit städtischen Abwässern bewässerten Böden in Zentralmexiko. *Hohenheimer Bodenkundliche Hefte*. Heft 17. Universität Hohenheim (310), D-70593 Stuttgart. 213 p.
- Siebe C. y Cifuentes E. 1995. Environmental impact of wastewater irrigation in central Mexico: an overview. *Int. J. Environ Health Res* 5, 16-173.
- Siebe C. 1995. Heavy metal availability to plants in soils irrigated with wastewater from Mexico City. *Wat. Sci. Tech.* 32(12), 29-34.
- Siebe C. Jahn R. y Stahr K. 1996. *Manual para la descripción y evaluación ecológica de suelos en el campo*. Publicación Especial 4. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A.C. Chapingo, México. 56 p.
- Skjemstad J. O., Janik L. J., Head M. J. y McClure S. G. 1993. High energy ultraviolet photo-oxidation: a novel technique for studying physically protected organic matter in clay and silt-sized aggregates. *J. of Soil Sci.* 44, 485-499.
- Smith S. D., Jordan D. N. y Hamerlynck E. P. 1999. Effects of elevated CO₂ and temperature stress on ecosystems processes. In: Luo Y. y Mooney H. A. (Eds.) *Carbon Dioxide and environmental stress*. Academic Press, San Diego, California. pp 107-137.
- Sparling, G.P. y West, A.W. 1988. A direct extraction method to estimate soil microbial C: calibration in situ using microbial respiration and ¹⁴C labeled cells. *Soil Biol. Biochem.* 20, 337-343.
- Stevenson F. J. y Ardakani M. S. 1972. Organic-matter reactions involving micronutrients in soils. In J.J. Mortvedt, P.M. Giordano and W. L. Lindsay (eds), *Micronutrients in Agriculture*. Pp 79-114. Soil Science of America Inc. Madison, Wisconsin, USA.
- Stevenson F. J. 1994. *Humus Chemistry: Genesis, Composition, Reactions*. 2nd Ed. John Wiley & Sons, Inc. New York. USA. 496 p.
- Tan K. H. 1998. *Principles of soil chemistry*. 3rd ed, revised and expanded. Marcel Dekker, Inc. New York, USA. ISBN 082470147X. 521 p.

- Tate K.R., Ross D.J. y Feltham C.W. 1988. A direct extraction method to estimate soil microbial C: effects of experimental variables and some different calibration procedures. *Soil Biol. Biochem.* 20, 329-335.
- Tisdall J. M. y Oades J. M. 1982. Organic matter and water-stable aggregates in soils. *J. Soil. Sci.* 33, 141-163.
- Valsecchi G., Gigliotti C. y Farini A. 1995. Microbial biomass, activity and organic matter accumulation in soils contaminated with heavy metals. *Biol. Fertil. Soils.* 20, 253-259.
- van Cleve K. Oechel W. C. Hom J. L. 1990. Response of black spruce (*Picea mariana*) ecosystems to soil temperature modification in interior Alaska. *Can. J. For. Res.* 20, 1530-1535.
- van Reeuwijk L. P (Ed). 1992. Procedures for soil analysis. Technical paper No. 9. International Soil Reference and Information Centre. Wageningen, The Netherlands.
- van Veen J. A. y Kuikman P. J. 1990. Soil structural aspects of decomposition of organic matter by microorganisms. *Biogeochem.* 11, 213-233.
- Vance E.D., Brookes P.C. y Jenkinson D.S. 1987. An extraction method for measuring soil microbial C. *Soil Biol. Biochem.* 19, 703-707.
- Vázquez-Alarcón A., Justin-Cajuste L., Siebe-Grabach C., Alcántar-González G. y de la Isla de Bauer M.L. 2001. Cadmio, níquel y plomo en agua residual, suelo y cultivos en el Valle del Mezquital, Hidalgo, México. *Agrociencia* 35 (3), 267-274.
- White C., Sayer J.A. y Gadd G.M. 1997. Microbial solubilization and immobilization of toxic metals: key biogeochemical processes for treatment of contamination. *FEMS Microbiol. Rev.* 20, 503-516.
- Wild A. 1993. *Soils and the environment: an introduction.* Cambridge University Press. Cambridge.
- Wolt J. 1994. *Soil Solution Chemistry: Applications to Environmental Science and Agriculture.* John Wiley, New York, USA. 345 p.
- Woomer P.L. y Swift M.J. 1994. *The biological management of tropical soil fertility.* Published by John Wiley & Sons; Baffins Lane, Chichester and West Sussex PO19, United Kingdom. ISBN 0 471 95095 5. 243 p.
- Zeien H. y Brümmer G.W. 1989. Chemische Extraktionen zur Bestimmung von Schwermetallbindungsformen in Böden. *Mitteilungen der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft* 59:1, 505-510.

11.ANEXOS

11.1. ANEXO I

Cuadro1. Carbono potencialmente mineralizable

Muestra	Tiempo días	Preincubación mgC/g	Incubación a 20 °C mgC/g	Incubación a 25 °C mgCO ₂ /g
Leptosol ₁	3	0.081		
Leptosol ₂	3	0.083		
Leptosol ₃	3	0.087		
Leptosol ₄	3	0.078		
Leptosol ₅	3	0.079		
Leptosol ₆	3	0.081		
Leptosol ₇	3	0.081		
Leptosol ₈	3	0.080		
Leptosol ₉	3	0.078		
Vertisol ₁	3	0.141		
Vertisol ₂	3	0.138		
Vertisol ₃	3	0.123		
Vertisol ₄	3	0.138		
Vertisol ₅	3	0.134		
Vertisol ₆	3	0.138		
Vertisol ₇	3	0.128		
Vertisol ₈	3	0.140		
Vertisol ₉	3	0.141		
Leptosol ₁	2		0.078	0.080
Leptosol ₂	2		0.062	0.086
Leptosol ₃	2		0.068	0.083
Leptosol ₄	2		0.074	0.075
Leptosol ₅	2		0.070	0.089
Vertisol ₁	2		0.099	0.114
Vertisol ₂	2		0.114	0.123
Vertisol ₃	2		0.105	0.112
Vertisol ₄	2		0.109	0.120
Vertisol ₅	2		0.113	0.113
Leptosol ₁	7		0.100	0.103
Leptosol ₂	7		0.109	0.109
Leptosol ₃	7		0.099	0.111
Leptosol ₄	7		0.096	0.102
Leptosol ₅	7		0.097	0.105
Vertisol ₁	7		0.125	0.135
Vertisol ₂	7		0.129	0.134
Vertisol ₃	7		0.137	0.136
Vertisol ₄	7		0.135	0.136
Vertisol ₅	7		0.124	0.137
Leptosol ₁	14		0.129	0.136
Leptosol ₂	14		0.127	0.143

Leptosol ₃	14		0.127	0.138
Leptosol ₄	14		0.135	0.132
Leptosol ₅	14		0.132	0.127
Vertisol ₁	14		0.159	0.157
Vertisol ₂	14		0.157	0.172
Vertisol ₃	14		0.165	0.167
Vertisol ₄	14		0.163	0.181
Vertisol ₅	14		0.149	0.169
Leptosol ₁	21		0.108	0.119
Leptosol ₂	21		0.118	0.129
Leptosol ₃	21		0.113	0.142
Leptosol ₄	21		0.113	0.117
Leptosol ₅	21		0.121	0.120
Vertisol ₁	21		0.138	0.155
Vertisol ₂	21		0.144	0.153
Vertisol ₃	21		0.148	0.159
Vertisol ₄	21		0.143	0.159
Vertisol ₅	21		0.137	0.150
Leptosol ₁	28		0.107	0.108
Leptosol ₂	28		0.101	0.124
Leptosol ₃	28		0.098	0.124
Leptosol ₄	28		0.100	0.114
Leptosol ₅	28		0.104	0.110
Vertisol ₁	28		0.132	0.146
Vertisol ₂	28		0.144	0.148
Vertisol ₃	28		0.140	0.156
Vertisol ₄	28		0.145	0.153
Vertisol ₅	28		0.136	0.142
Leptosol ₁	35		0.100	0.107
Leptosol ₂	35		0.092	0.117
Leptosol ₃	35		0.092	0.110
Leptosol ₄	35		0.095	0.109
Leptosol ₅	35		0.097	0.102
Vertisol ₁	35		0.133	0.123
Vertisol ₂	35		0.138	0.141
Vertisol ₃	35		0.131	0.150
Vertisol ₄	35		0.132	0.145
Vertisol ₅	35		0.134	0.129
Leptosol ₁	42		0.086	0.095
Leptosol ₂	42		0.086	0.104
Leptosol ₃	42		0.097	0.103
Leptosol ₄	42		0.091	0.102
Leptosol ₅	42		0.090	0.094
Vertisol ₁	42		0.123	0.120
Vertisol ₂	42		0.132	0.132
Vertisol ₃	42		0.117	0.137
Vertisol ₄	42		0.113	0.128
Vertisol ₅	42		0.116	0.109

Leptosol ₁	49		0.096	0.096
Leptosol ₂	49		0.083	0.102
Leptosol ₃	49		0.087	0.087
Leptosol ₄	49		0.088	0.094
Leptosol ₅	49		0.093	0.097
Vertisol ₁	49		0.115	0.123
Vertisol ₂	49		0.120	0.125
Vertisol ₃	49		0.119	0.131
Vertisol ₄	49		0.114	0.119
Vertisol ₅	49		0.123	0.116
Leptosol ₁	56		0.083	0.086
Leptosol ₂	56		0.085	0.145
Leptosol ₃	56		0.080	0.092
Leptosol ₄	56		0.075	0.082
Leptosol ₅	56		0.088	0.086
Vertisol ₁	56		0.109	0.099
Vertisol ₂	56		0.115	0.114
Vertisol ₃	56		0.132	0.115
Vertisol ₄	56		0.112	0.115
Vertisol ₅	56		0.107	0.112
Leptosol ₁	70		0.154	0.178
Leptosol ₂	70		0.183	0.275
Leptosol ₃	70		1.163	0.182
Leptosol ₄	70		0.166	0.170
Leptosol ₅	70		0.173	0.171
Vertisol ₁	70		0.231	0.199
Vertisol ₂	70		0.218	0.212
Vertisol ₃	70		0.240	0.235
Vertisol ₄	70		0.206	0.229
Vertisol ₅	70		0.199	0.216
Leptosol ₁	84		0.136	0.169
Leptosol ₂	84		0.178	0.265
Leptosol ₃	84		0.151	0.173
Leptosol ₄	84		0.150	0.171
Leptosol ₅	84		0.143	0.153
Vertisol ₁	84		0.230	0.184
Vertisol ₂	84		0.192	0.216
Vertisol ₃	84		0.258	0.235
Vertisol ₄	84		0.193	0.246
Vertisol ₅	84		0.187	0.204
Leptosol ₁	91		0.073	0.086
Leptosol ₂	91		0.097	0.088
Leptosol ₃	91		0.075	0.074
Leptosol ₄	91		0.070	0.069
Leptosol ₅	91		0.079	0.065
Vertisol ₁	91		0.111	0.114
Vertisol ₂	91		0.091	0.112
Vertisol ₃	91		0.105	0.096

Vertisol ₄	91		0.088	0.093
Vertisol ₅	91		0.099	0.091
Leptosol ₁	98		0.076	0.073
Leptosol ₂	98		0.116	0.155
Leptosol ₃	98		0.085	0.092
Leptosol ₄	98		0.078	0.077
Leptosol ₅	98		0.086	0.076
Vertisol ₁	98		0.115	0.091
Vertisol ₂	98		0.101	0.098
Vertisol ₃	98		0.122	0.084
Vertisol ₄	98		0.099	0.102
Vertisol ₅	98		0.094	0.085
Leptosol ₁	105		0.092	0.078
Leptosol ₂	105		0.132	0.162
Leptosol ₃	105		0.124	0.102
Leptosol ₄	105		0.093	0.082
Leptosol ₅	105		0.114	0.087
Vertisol ₁	105		0.135	0.095
Vertisol ₂	105		0.115	0.096
Vertisol ₃	105		0.152	0.092
Vertisol ₄	105		0.123	0.110
Vertisol ₅	105		0.130	0.092

Cuadro 2. Carbono orgánico disuelto

Muestra	Preincubación C mg/g	Incubación a 20 °C C mg/g	Incubación a 25 °C C mg/g
Leptosol ₁	0.18	0.195	0.185
Leptosol ₂	0.21	0.216	0.174
Leptosol ₃	0.21	0.195	0.195
Leptosol ₄	0.18	0.195	0.153
Leptosol ₅	0.18	0.237	0.195
Vertisol ₁	0.31	0.195	0.206
Vertisol ₂	0.30	0.216	0.227
Vertisol ₃	0.40	0.216	0.227
Vertisol ₄	0.36	0.185	0.195
Vertisol ₅	0.34	0.195	0.206

Cuadro 3. Biomasa microbiana

Muestra	Preincubación C mg/g	Incubación a 20 °C C mg/g	Incubación a 25 °C C mg/g
Leptosol ₁	0.26	0.24	0.21
Leptosol ₂	0.36	0.18	0.28
Leptosol ₃	0.36	0.17	0.30
Leptosol ₄	0.39	0.24	0.28
Leptosol ₅	0.36	0.19	0.29
Vertisol ₁	0.57	0.36	0.61
Vertisol ₂	0.59	0.43	0.57
Vertisol ₃	0.62	0.41	0.59
Vertisol ₄	0.59	0.16	0.60
Vertisol ₅	0.54	0.41	0.67

Cuadro 4. Metales extractables con agua

Muestra	Preincubación				Incubación a 20 °C				Incubación a 25 °C			
	Cu ug/kg	Cd ug/kg	Pb ug/kg	Zn mg/kg	Cu ug/kg	Cd ug/kg	Pb ug/kg	Zn mg/kg	Cu ug/kg	Cd ug/kg	Pb ug/kg	Zn mg/kg
Leptosol ₁	108	2.45	27.4	0.17	75.8	1.16	9.2	0.05	105.5	1.17	5.4	0.05
Leptosol ₂	101	2.22	25.7	0.14	93.7	2.07	24.0	0.1	86.6	1.28	6.9	0.04
Leptosol ₃	105.3	2.35	26.6	0.16	82.2	1.45	14.9	0.07	94.9	1.21	4.0	0.06
Leptosol ₄	101.7	2.37	27.0	0.14	85.8	1.46	12.1	0.08	75.0	0.87	4.0	0.03
Leptosol ₅	106.1	2.84	27.7	0.18	85.2	1.37	10.8	0.07	82.9	1.69	11.2	0.06
Vertisol ₁	192.4	5.62	196.2	0.37	117.8	2.17	45.0	0.13	127	2.44	49.1	0.11
Vertisol ₂	205.7	4.86	166.2	0.29	111.6	1.55	27.1	0.08	128.1	1.53	30.5	0.09
Vertisol ₃	184.4	4.86	166.2	0.29	114.8	2.24	50.0	0.12	114.9	2.44	42.8	0.11
Vertisol ₄	178.7	4.80	180.0	0.29	111.3	1.62	32.9	0.09	125.5	1.71	34.2	0.09
Vertisol ₅	173.7	4.5	171.2	0.26	110.3	1.47	29.3	0.09	106.8	2.01	41.4	0.1

Cuadro 5. Metales extractables con NH₄NO₃

Muestra	Preincubación				Incubación a 20 °C				Incubación a 25 °C			
	Cu ug/kg	Cd ug/kg	Pb ug/kg	Zn mg/kg	Cu ug/kg	Cd ug/kg	Pb ug/kg	Zn mg/kg	Cu ug/kg	Cd ug/kg	Pb ug/kg	Zn mg/kg
Leptosol ₁	46	6	31	0.071	126	8	148	0.18	131	8	132	0.22
Leptosol ₂	42	7	28	0.049	129	7	131	0.22	123	7	150	0.23
Leptosol ₃	45	7	30	0.033	118	8	184	0.18	129	7	135	0.25
Leptosol ₄	44	6	31	0.041	129	7	128	0.22	182	8	151	0.21
Leptosol ₅	43	6	32	0.053	128	8	161	0.23	148	7	182	0.21
Vertisol ₁	110	10	33	0.118	225	13	141	0.30	210	14	168	0.23
Vertisol ₂	85	9	36	0.098	229	15	153	0.32	181	15	159	0.28
Vertisol ₃	88	10	31	0.102	232	14	157	0.33	212	13	129	0.24
Vertisol ₄	79	10	34	0.091	213	16	144	0.31	207	13	159	0.27
Vertisol ₅	78	9	30	0.082	225	16	150	0.29	164	12	159	0.27

Cuadro 6. Metales extractables con NH₂OH-HCl 0.1 M + acetato de NH₄ 1 M (pH 6)

Muestra	Preincubación				Incubación a 20 °C				Incubación a 25 °C			
	Cu ug/kg	Cd ug/kg	Pb ug/kg	Zn mg/kg	Cu ug/kg	Cd ug/kg	Pb ug/kg	Zn mg/kg	Cu ug/kg	Cd ug/kg	Pb ug/kg	Zn mg/kg
Leptosol ₁	403	975	2550	8.1	310	723	1978	6.79	352	878	1983	6.88
Leptosol ₂					372	775	1636	6.3	394	919	2405	6.95
Leptosol ₃					355	724	1972	6.83	382	830	1620	6.71
Leptosol ₄					375	771	1863	6.65	334	852	2196	6.69
Leptosol ₅					363	730	2153	6.49	399	1046	2420	7.57
Vertisol ₁	552	1710	6360	15.27	477	1470	5371	12.85	636	1716	6235	13.9
Vertisol ₂					477	1388	5199	12.66	594	1489	6206	11.89
Vertisol ₃					609	1497	5252	11.97	528	1421	5222	12.11
Vertisol ₄					735	2027	6296	13.64	606	1665	4835	11.95
Vertisol ₅					699	2007	6075	15.24	555	1419	5156	12.66

Cuadro 7. Metales extractables con NH₄-EDTA 0.025 M

Muestra	Preincubación				Incubación a 20 °C				Incubación a 25 °C			
	Cu mg/kg	Cd mg/kg	Pb mg/kg	Zn mg/kg	Cu mg/kg	Cd mg/kg	Pb mg/kg	Zn mg/kg	Cu mg/kg	Cd mg/kg	Pb mg/kg	Zn mg/kg
Leptosol ₁	12	1.15	19	50	10.55	0.85	14.54	32.02	10.92	0.84	15.88	31.98
Leptosol ₂	12	1.12	18	49	10.19	0.76	12.9	30.93	9.97	0.86	14.07	29.56
Leptosol ₃	12	1.13	18	50	10.38	0.81	14.26	29.44	11.19	0.85	14.15	32.11
Leptosol ₄	11	1.10	18	48	10.69	0.76	14.92	30.96	10.78	0.86	14.34	30.39
Leptosol ₅	12	1.24	19	50	9.93	0.82	14.75	29.2	11.07	0.86	14.9	31.56
Vertisol ₁	18	1.71	36	79	18	1.35	31.07	55.28	20.09	1.52	32.96	60.24
Vertisol ₂	21	1.78	37	83	17.92	1.41	32.3	59.1	19.89	1.45	33.48	60.63
Vertisol ₃	22	1.87	39	85	16.43	1.45	30.85	56.92	19.72	1.48	33.7	56.56
Vertisol ₄	21	1.89	40	86	18.15	1.5	31.56	55.62	17.36	1.33	30.64	53.92
Vertisol ₅	23	1.90	41	88	17.9	1.5	32.32	57.77	17.45	1.32	31.44	53.28

Cuadro 8. Metales extractables con oxalato de NH₄ 0.2 M

Muestra	Preincubación				Incubación a 20 °C				Incubación a 25 °C			
	Cu mg/kg	Cd mg/kg	Pb mg/kg	Zn mg/kg	Cu mg/kg	Cd mg/kg	Pb mg/kg	Zn mg/kg	Cu mg/kg	Cd mg/kg	Pb mg/kg	Zn mg/kg
Leptosol ₁	24.78	0.45	8.13	75.42	22.53	0.38	7.82	59.67	20.99	0.47	8.88	61.24
Leptosol ₂					19.09	0.25	5.44	56.08	22.06	0.38	8.71	64.05
Leptosol ₃					20.93	0.31	7.70	60.41	20.44	0.40	7.14	55.85
Leptosol ₄					20.91	0.29	8.25	57.77	18.99	0.40	7.21	57.55
Leptosol ₅					20.17	0.28	6.82	57.65	19.97	0.33	7.42	55.77
Vertisol ₁	64.15	0.67	19.38	180.78	59.14	0.53	13.25	162.82	59.37	0.82	15.97	170.63
Vertisol ₂					57.87	0.51	18.26	168.52	57.94	0.66	15.40	169.30
Vertisol ₃					58.45	0.69	16.63	170.85	60.17	0.75	15.95	172.75
Vertisol ₄					57.78	0.64	15.43	167.08	58.78	0.67	15.00	163.27
Vertisol ₅					59.69	0.71	15.82	169.32	59.02	0.65	16.94	163.68

Cuadro 9. Metales extractables con HNO₃ concentrado

Muestra	Preincubación				Incubación a 20 °C				Incubación a 25 °C			
	Cu mg/kg	Cd mg/kg	Pb mg/kg	Zn mg/kg	Cu mg/kg	Cd mg/kg	Pb mg/kg	Zn mg/kg	Cu mg/kg	Cd mg/kg	Pb mg/kg	Zn mg/kg
Leptosol ₁	40.95	1.12	47.25	219.0	40	0.9	39	163	43	1.0	43	171
Leptosol ₂					38	0.9	38	154	42	0.9	42	167
Leptosol ₃					41	0.7	39	160	42	0.7	44	171
Leptosol ₄					41	0.9	41	172	44	1.0	42	177
Leptosol ₅					43	0.8	40	169	40	1.1	38	165
Vertisol ₁	81.45	2.55	106.5	378.0	86	1.9	114	383	85	2.4	102	363
Vertisol ₂					83	2.5	104	374	81	2.5	105	386
Vertisol ₃					81	2.6	102	354	80	2.5	105	379
Vertisol ₄					90	2.8	108	395	80	2.5	103	368
Vertisol ₅					87	2.6	111	382	81	2.6	102	368

11.2. ANEXO II

Cuadro 1. ANOVA de medidas repetidas para el carbono potencialmente mineralizable en el Leptosol.

Source	SS	df	MS	F	P
TEMPERATURA	3.320	1	3.320	6.801	0.031
Error	3.905	8	0.488		

Cuadro 2. Interacción entre la temperatura y el tiempo para el carbono potencialmente mineralizable en el Leptosol.

Source	SS	df	MS	F	P	G-G	H-F
a	399.486	13	30.730	736.585	0.000	0.000	0.000
a*TEMPERATURA	1.325	13	0.102	2.443	0.006	0.155	0.148
Error	4.339	104	0.042				

Cuadro 3. ANOVA de medidas repetidas para el carbono potencialmente mineralizable en el Vertisol.

Source	SS	df	MS	F	P
TEMPERATURA	0.906	1	0.906	3.935	0.083
Error	1.841	8	0.230		

Cuadro 4. Interacción entre la temperatura y el tiempo para el carbono potencialmente mineralizable en el Leptosol.

Source	SS	df	MS	F	P	G-G	H-F
a	630.516	13	48.501	3456.836	0.000	0.000	0.000
a*TEMPERATURA	0.172	13	0.013	0.943	0.512	0.375	0.390
Error	1.459	104	0.014				

Análisis de varianza de una sola vía a través de la prueba no paramétrica Kruskal-Wallis para cada suelo y las dos temperaturas

1. Análisis para el Leptosol

Temperatura vs. biomasa

Categorical values encountered during processing are:

TEMPERATURA (2 levels)
20 °C, 25 °C

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is BIOMASA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group Count Rank Sum

2 5 17.000

3 5 38.000

Mann-Whitney U test statistic = 2.000

Probability is 0.027
Chi-square approximation = 4.870 with 1 df

Temperatura vs. COD

Categorical values encountered during processing are:
TEMPERATURA (2 levels)
20 °C, 25 °C

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases
Dependent variable is COD

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	37.000
3	5	18.000

Mann-Whitney U test statistic = 22.000

Probability is 0.034

Chi-square approximation = 4.481 with 1 df

Metales pesados

Categorical values encountered during processing are:
TEMPERATURA (2 levels)
20 °C, 25 °C

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases
Dependent variable is Cu-H₂O

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	24.000
3	5	31.000

Mann-Whitney U test statistic = 9.000

Probability is 0.465

Chi-square approximation = 0.535 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases
Dependent variable is Cd-H₂O

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	33.000
3	5	22.000

Mann-Whitney U test statistic = 18.000

Probability is 0.251

Chi-square approximation = 1.320 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases
Dependent variable is Pb-H₂O

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	38.000
3	5	17.000

Mann-Whitney U test statistic = 23.000
 Probability is 0.028
 Chi-square approximation = 4.811 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases
 Dependent variable is Zn-H₂O
 Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	36.500
3	5	18.500

Mann-Whitney U test statistic = 21.500
 Probability is 0.051
 Chi-square approximation = 3.812 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases
 Dependent variable is Cu-NH₄NO₃
 Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	19.000
3	5	36.000

Mann-Whitney U test statistic = 4.000
 Probability is 0.076
 Chi-square approximation = 3.153 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases
 Dependent variable is Cd-NH₄NO₃
 Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	33.000
3	5	22.000

Mann-Whitney U test statistic = 18.000
 Probability is 0.251
 Chi-square approximation = 1.320 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases
 Dependent variable is Pb-NH₄NO₃
 Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	26.000
3	5	29.000

Mann-Whitney U test statistic = 11.000
 Probability is 0.754
 Chi-square approximation = 0.098 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Zn-NH₄NO₃

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	25.000
3	5	30.000

Mann-Whitney U test statistic = 10.000

Probability is 0.602

Chi-square approximation = 0.273 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cu-HIDROXILAMINA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	23.000
3	5	32.000

Mann-Whitney U test statistic = 8.000

Probability is 0.347

Chi-square approximation = 0.884 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cd-HIDROXILAMINA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	15.000
3	5	40.000

Mann-Whitney U test statistic = 0.000

Probability is 0.009

Chi-square approximation = 6.818 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Pb-HIDROXILAMINA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	21.000
3	5	34.000

Mann-Whitney U test statistic = 6.000

Probability is 0.175

Chi-square approximation = 1.844 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Zn-HIDROXILAMINA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	19.000
3	5	36.000

Mann-Whitney U test statistic = 4.000

Probability is 0.076

Chi-square approximation = 3.153 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cu-EDTA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	19.000
---	---	--------

3	5	36.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 4.000

Probability is 0.076

Chi-square approximation = 3.153 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cd-EDTA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	16.500
---	---	--------

3	5	38.500
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 1.500

Probability is 0.019

Chi-square approximation = 5.479 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Pb-EDTA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	27.000
---	---	--------

3	5	28.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 12.000

Probability is 0.917

Chi-square approximation = 0.011 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Zn-EDTA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	23.000
---	---	--------

3	5	32.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 8.000

Probability is 0.347

Chi-square approximation = 0.884 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cu-OXALATO

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	29.000
---	---	--------

3	5	26.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 14.000

Probability is 0.754
Chi-square approximation = 0.098 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases
Dependent variable is Cd-OXALATO
Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	16.500
3	5	38.500

Mann-Whitney U test statistic = 1.500
Probability is 0.021
Chi-square approximation = 5.345 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases
Dependent variable is Pb-OXALATO
Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	24.000
3	5	31.000

Mann-Whitney U test statistic = 9.000
Probability is 0.465
Chi-square approximation = 0.535 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases
Dependent variable is Zn-OXALATO
Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	29.000
3	5	26.000

Mann-Whitney U test statistic = 14.000
Probability is 0.754
Chi-square approximation = 0.098 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases
Dependent variable is Cu-HNO₃
Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	22.000
3	5	33.000

Mann-Whitney U test statistic = 7.000
Probability is 0.251
Chi-square approximation = 1.320 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases
Dependent variable is Cd-HNO₃
Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	23.000

3 5 32.000
 Mann-Whitney U test statistic = 8.000
 Probability is 0.346
 Chi-square approximation = 0.889 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Pb-HNO₃

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	20.000
3	5	35.000

Mann-Whitney U test statistic = 5.000
 Probability is 0.117
 Chi-square approximation = 2.455 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Zn-HNO₃

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	21.000
3	5	34.000

Mann-Whitney U test statistic = 6.000
 Probability is 0.175
 Chi-square approximation = 1.844 with 1 df

2. Análisis para el Vertisol

Temperatura vs. Biomasa

Categorical values encountered during processing are:

TEMPERATURA (2 levels)
 20 °C, 25 °C

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is BIOMASA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	15.000
3	5	40.000

Mann-Whitney U test statistic = 0.000
 Probability is 0.009
 Chi-square approximation = 6.860 with 1 df

Temperatura vs. COD

Categorical values encountered during processing are:

TEMPERATURA (2 levels)

20 °C, 25 °C

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is COD

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	22.000
3	5	33.000

Mann-Whitney U test statistic = 7.000

Probability is 0.240

Chi-square approximation = 1.378 with 1 df

Metales pesados

Categorical values encountered during processing are:

TEMPERATURA (2 levels)

20 °C, 25 °C

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cu-H₂O

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	21.000
3	5	34.000

Mann-Whitney U test statistic = 6.000

Probability is 0.175

Chi-square approximation = 1.844 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cd-H₂O

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	23.000
3	5	32.000

Mann-Whitney U test statistic = 8.000

Probability is 0.346

Chi-square approximation = 0.889 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Pb-H₂O

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	25.000
3	5	30.000

Mann-Whitney U test statistic = 10.000

Probability is 0.602

Chi-square approximation = 0.273 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Zn-H₂O

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	27.000
---	---	--------

3	5	28.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 12.000

Probability is 0.914

Chi-square approximation = 0.012 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cu-NH₄NO₃

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	40.000
---	---	--------

3	5	15.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 25.000

Probability is 0.009

Chi-square approximation = 6.818 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cd-NH₄NO₃

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	33.000
---	---	--------

3	5	22.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 18.000

Probability is 0.251

Chi-square approximation = 1.320 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Pb-NH₄NO₃

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	20.000
---	---	--------

3	5	35.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 5.000

Probability is 0.113

Chi-square approximation = 2.516 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Zn-NH₄NO₃

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	40.000
---	---	--------

3	5	15.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 25.000

Probability is 0.009
Chi-square approximation = 6.818 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cu-HIDROXILAMINA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	29.000
---	---	--------

3	5	26.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 14.000

Probability is 0.753

Chi-square approximation = 0.099 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cd-HIDROXILAMINA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	30.000
---	---	--------

3	5	25.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 15.000

Probability is 0.602

Chi-square approximation = 0.273 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Pb-HIDROXILAMINA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	31.000
---	---	--------

3	5	24.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 16.000

Probability is 0.465

Chi-square approximation = 0.535 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Zn-HIDROXILAMINA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	33.500
---	---	--------

3	5	21.500
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 18.500

Probability is 0.209

Chi-square approximation = 1.580 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cu-EDTA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	23.000
---	---	--------

3 5 32.000
Mann-Whitney U test statistic = 8.000
Probability is 0.347
Chi-square approximation = 0.884 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cd-EDTA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	29.500
---	---	--------

3	5	25.500
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 14.500

Probability is 0.674

Chi-square approximation = 0.177 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Pb-EDTA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	23.000
---	---	--------

3	5	32.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 8.000

Probability is 0.347

Chi-square approximation = 0.884 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Zn-EDTA

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	28.000
---	---	--------

3	5	27.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 13.000

Probability is 0.917

Chi-square approximation = 0.011 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cu-OXALATO

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	23.000
---	---	--------

3	5	32.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 8.000

Probability is 0.347

Chi-square approximation = 0.884 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cd-OXALATO

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	21.000
3	5	34.000

Mann-Whitney U test statistic = 6.000
 Probability is 0.175
 Chi-square approximation = 1.844 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Pb-OXALATO

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	28.000
3	5	27.000

Mann-Whitney U test statistic = 13.000
 Probability is 0.917
 Chi-square approximation = 0.011 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Zn-OXALATO

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	26.000
3	5	29.000

Mann-Whitney U test statistic = 11.000
 Probability is 0.754
 Chi-square approximation = 0.098 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cu-HNO₃

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	38.000
3	5	17.000

Mann-Whitney U test statistic = 23.000
 Probability is 0.028
 Chi-square approximation = 4.811 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Cd-HNO₃

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
2	5	33.000
3	5	22.000

Mann-Whitney U test statistic = 18.000
 Probability is 0.251
 Chi-square approximation = 1.320 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

**ESTA TESIS NO SALE
DE LA BIBLIOTECA**

Dependent variable is Pb-HNO₃

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	35.000
---	---	--------

3	5	20.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 20.000

Probability is 0.117

Chi-square approximation = 2.455 with 1 df

Kruskal-Wallis One-Way Analysis of Variance for 10 cases

Dependent variable is Zn-HNO₃

Grouping variable is TEMPERATURA

Group	Count	Rank Sum
-------	-------	----------

2	5	31.000
---	---	--------

3	5	24.000
---	---	--------

Mann-Whitney U test statistic = 16.000

Probability is 0.465

Chi-square approximation = 0.535 with 1 df