

**Colección  
Gestión  
Ambiental**

**Impacto de  
contaminantes urbanos  
sobre la actividad  
microbiana presente  
en suelos y sedimentos  
en una afluyente del  
río Bogotá**

**Autor**  
*Laura Emilia Cerón Rincón*



© **Universidad EAN**  
Carrera 11 No. 78-47  
Bogotá D.C., Colombia  
2011

### CONSEJO SUPERIOR

Cecilia Crissien de Perico <b>Presidenta</b>	Carlos Evelio Ramírez Cardona <b>Consejero Fundador</b>
Carlos Mauricio Álvarez Cabrera <b>Primer Vicepresidente y Consejero Egresado</b>	Álvaro Otto Rubio Salas <b>Consejero Vitalicio</b>
Roque González Garzón <b>Segundo Vicepresidente</b>	Martha Lucía Ramírez <b>Consejera-Empresaria de la Mediana y Gran Empresa</b>
<b>Consejeros</b>	Omar Alonso Patiño Castro <b>Consejero Representante de los Docentes</b>
Hildebrando Perico Afanador <b>Presidente Honorario y Consejero Fundador</b>	Jennifer Marcela Flórez Blanco <b>Consejera Representante de los Estudiantes</b>
Carlos Alfonso Crissien Aldana <b>Consejero Fundador</b>	

### DIRECTIVAS

<b>Rector</b>	<b>Vicerrector de Planeación</b>
Jorge Enrique Silva Duarte <b>Vicerrector de Formación</b>	Ruben Darío Gómez Saldaña <b>Vicerrectora de Extensión y Proyección Social</b>
José David Marín Enriquez <b>Vicerrector de Investigación</b>	María del Carmen Sanabria Carmona <b>Vicerrector Financiero y de Recursos Físicos</b>
Carlos Largacha Martínez	Juan Enrique Castañeda Mateus

Prohibida la reproducción  
parcial o total de esta obra sin autorización de la  
Universidad EAN

La edición de este texto estuvo a cargo de la Vicerrectoría  
de Investigación

Grupo Gestión del conocimiento

**Revisión de estilo**

Johana Guzmán

**Diagramación**

Diego Losada Beltrán

**Cerón Rincón, Laura Emilia**

**Impacto de contaminantes urbanos sobre la actividad microbiana presente en suelos y sedimentos en un afluente del río Bogotá [Recurso electrónico] / Laura Emilia Cerón Rincón. -- Bogotá : Universidad EAN, 2010. -- (Colección Ambiental)**

37 p.

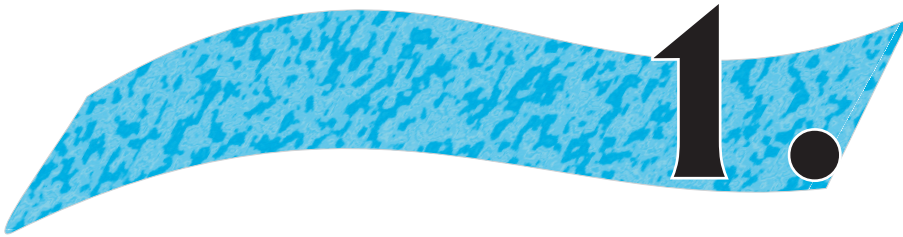
ISBN: 978-958-756-004-6

1. Gestión ambiental 2. Medio ambiente

333.72 CDD

# Contenido

 <b>4</b>	Introducción	
	Lugar de estudio y muestreos	 <b>8</b>
 <b>16</b>	Tratamiento de las meustras y determinaciones enzimáticas (Fase de laboratorio)	
	Resultados y discusión	 <b>22</b>
 <b>34</b>	Conclusiones	
	Bibliografía	 <b>35</b>



# Introducción

“**L**os ríos han sido usados como colectores tanto de aguas residuales como lluvias de la ciudad, cuyos flujos altamente concentrados deterioran enormemente el ambiente y la calidad de las aguas. Para proteger la obras civiles aledañas a los ríos en ocasiones se construyen muros en gaviones como medidas correctivas o diques longitudinales (jarillones) para evitar desbordes, pero estas obras reducen las secciones transversales, produciendo incrementos en la velocidad del flujo y elevación del nivel del agua, lo que produce la constantes inundaciones en las épocas lluviosas, como sucede en las otras dos cuencas urbanas: el Fucha y el Tunjuelo” [http://www.riarzobispo.co.cc/los\\_inicios.html](http://www.riarzobispo.co.cc/los_inicios.html).

El Río Arzobispo es la estructura ambiental principal, se trata de nuestro patrimonio ambiental y patrimonio de nuestra ciudad. Debemos recuperarlo para poner en valor presente y futuro su riqueza hidrológica y de biodiversidad, ya que al mejorar la calidad de sus aguas, mejora la calidad de vida de los habitantes de Bogotá, se reduce la contaminación del Río Bogotá y recupera y consolida un espacio público ambiental que es vital y que se ha perdido por diferentes razones. Las principales fuentes de contaminación hídrica en este río son: las aguas residuales domésticas, los vertimientos industriales y las conexiones ilegales a la red de alcantarillado, tanto sanitario como pluvial; trayendo consigo el incremento de materia orgánica, patógenos, metales pesados entre otros contaminantes. Recientemente se le ha prestado atención a la

conservación de las planicies inundables a lo largo de los ríos, dada su importancia en el mejoramiento de la calidad del agua y por la biodiversidad que soportan (Kang y Stanley, 2005), dado que, son pocos los estudios a nivel global y nacional que se han realizado en torno a la canalización de ríos y humedales y su impacto en los procesos de los ecosistemas y degradación de los recursos naturales. Dado esto este estudio es pionero a nivel nacional.

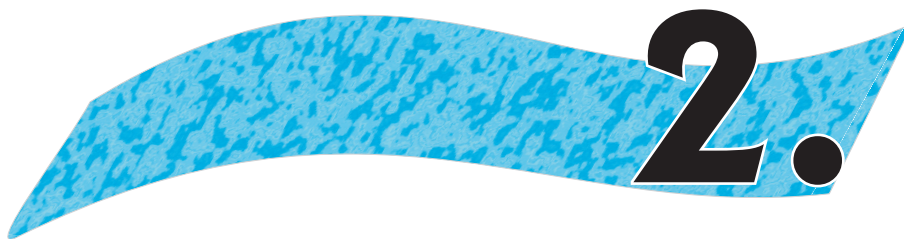
El suelo es recurso vital de cuya condición y funcionamiento depende la capacidad de funciones tan importantes como las de filtrar, amortiguar y transformar la materia, para proteger el ambiente y los nacimientos de agua de la contaminación (Doran et al., 1999; Doran y Zeiss, 2000) , entre otras, funciones que incluyen procesos metabólicos microbianos implicados en la descomposición de materiales orgánicos y la detoxificación de xenobióticos, procesos donde la catálisis del suelo posee un papel fundamental. Para aproximarse al entendimiento los niveles de actividad microbiana responsables de de los procesos que implican biorremediación y degradación de contaminantes y xenobióticos y el estado de los ciclos de los nutrientes durante el desarrollo de tales procesos, se estudian las actividades enzimáticas del suelo porque, dentro de los procesos metabólicos que catalizan las enzimas del suelo se encuentran la descomposición de materiales orgánicos y la detoxificación de xenobióticos, son sensibles a los cambios generados por contaminación y están relacionadas directamente con otros factores biológicos, químicos y físicos. Con el desarrollo de la civilización los factores antropogénicos han tomado el papel principal en los cambios que pueden sufrir los ecosistemas por ello se requiere definir cómo y en qué intensidad los afectan, es así como las investigaciones en torno al tema hacen parte de los esfuerzos para enmarcar un uso sostenible que asegure la conservación del recurso suelo (Ceron y Melgarejo, 2005).

Las principales causas de degradación y reducción de la productividad de los suelos están relacionadas directamente con manejos inadecuados como el cultivo intensivo sin rotación y la contaminación accidental o deliberada con desechos domésticos e industriales (Gianfreda et al., 2005). Para determinar el impacto de los contaminantes y el potencial remediador del ecosistema se hace necesario contar con

medidas relacionadas con el estado metabólico de la comunidad, dado que la influencia de dichos contaminantes sobre las comunidades microbianas, así como en la capacidad de las mismas para utilizarlos como fuente de nutrientes, están relacionados y dependen de otras propiedades del suelo. Las actividades enzimáticas del suelo que se han sugerido como potenciales dentro del conjunto de indicadores, debido a su relación con la biología del suelo, ya que su presencia depende directamente de la continua liberación al ambiente llevada a cabo por los organismos que habitan en el ecosistema (Burns, 1982), además están relacionadas con funciones ecológicas como la producción de biomasa, la remediación de contaminantes y la conservación de ecosistemas. Las actividades enzimáticas pueden ser usadas como parte del conjunto de herramientas necesarias para asignar sostenibilidad, son de fácil determinación y responden rápidamente al manejo del recurso (Dick y Tabatabai, 1992). Además se consideran indicadores rápidos y sensibles para medir el nivel de degradación de suelos en ecosistemas naturales y agrícolas, dado esto, son adecuados para medir el impacto por contaminación sobre la calidad de este recurso.

La actividad fosfatasa cataliza la hidrólisis de ésteres de fosfato, liberando los grupos fosfato que estén enlazados a sustratos más complejos como la materia orgánica del suelo, siendo así los responsables de la mineralización del fósforo orgánico en forma de fósforo inorgánico, el cual queda disponible para los requerimientos de microorganismos y plantas. Esta actividad se clasifica en ácida (pH 6.5) o alcalina (pH 11) según su pH óptimo. Las fosfatasas ácidas se derivan tanto de plantas como de microorganismos, mientras que las alcalinas se derivan principalmente de microorganismos. La actividad deshidrogenasa refleja el trabajo de un grupo de enzimas intracelulares que están presentes en la microbiota del suelo, estas hacen parte de las reacciones metabólicas involucradas en la transferencia oxidativa de energía y son consideradas un buen indicador de la actividad microbiana además de ser sensibles a la degradación del suelo también se ven afectadas por los cambios estacionales. Existen evidencias (Doi y Ranamukhaarachchi, 2009), para considerar la actividad deshidrogenasa como indicador de la condición de los suelos (degradación o rehabilitación) y de cambios estacionales de lluvias/

sequias. Se ha demostrado la importancia de los productos ácidos y fenólicos liberados durante la hidrólisis microbológica de sustancias que están presentes naturalmente (residuos vegetales y orgánicos) en los suelos y de compuestos sintéticos (residuos industriales y plaguicidas), en la formación de las sustancias húmicas (Perucci et al., 2000). Los productos fenólicos son generalmente inestables y están sujetos a la conversión oxidativa mediante reacciones abióticas o catalizadas por enzimas oxidativas, a quinonas las cuales polimerizan a macromoléculas semejantes al humus en presencia o ausencia de compuestos amino. Los compuestos fenólicos en el suelo se transforman por procesos oxidativos principalmente catalizados por fenolasas y peroxidasas producidas por la microbiota presente en el suelo.



## Lugar de estudio y muestreos

**E**n la fase de campo se detectaron actividades enzimáticas como indicadores del estado de suelos aledaños y sedimentos de la cuenca alta del **Rio Arzobispo** entre la Avenida Circunvalar y la Cra 5<sup>a</sup> (Figura 1), donde la ronda del río se encuentra canalizada parcialmente, lo anterior como parámetros que se relacionen con las propiedades de los ecosistemas y por lo tanto aporten información acerca del impacto de las principales fuentes de contaminación hídrica que son: las aguas residuales domésticas, los vertimientos industriales y las conexiones ilegales a la red de alcantarillado, tanto sanitario como pluvial.

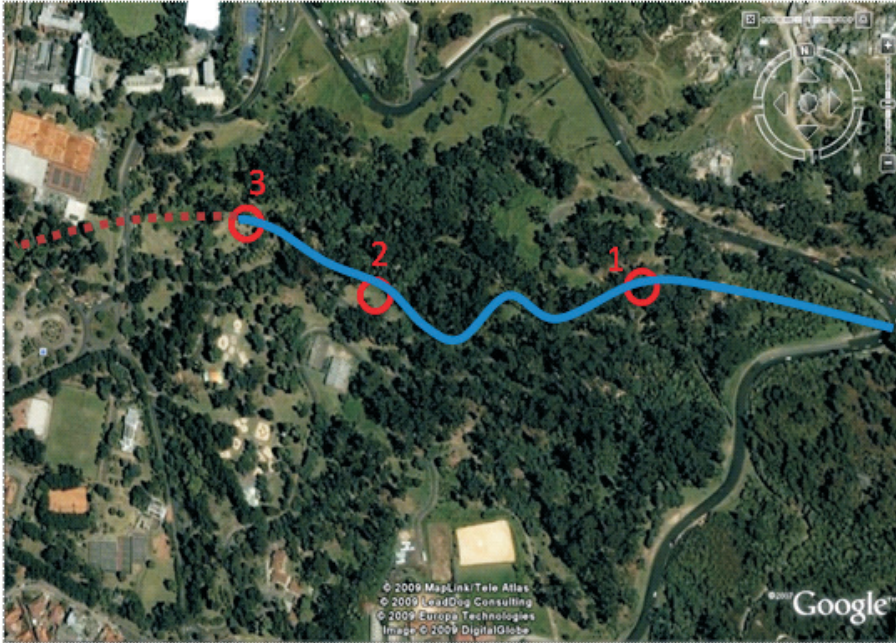
**FIGURA 1.**  
**LUGAR DE ESTUDIO RIO ARZOBISPO (LÍNEA AZUL) ENTRE LA AVENIDA CIRCUNVALAR (LÍNEA ROJA GRUESA) Y LA CRA 5ª (LÍNEA ROJA DELGADA)**



## 2.1 Diseño del muestreo

Se tomaron muestras de suelos y en un esquema de zigzag (9 puntos) con una pendiente homogénea o sin pendiente, para formar tres muestras compuestas, en tres sitios de muestreo que se denominaron: 1. Avenida Circunvalar. 2. Coliseo. 3. Cra 5ª.

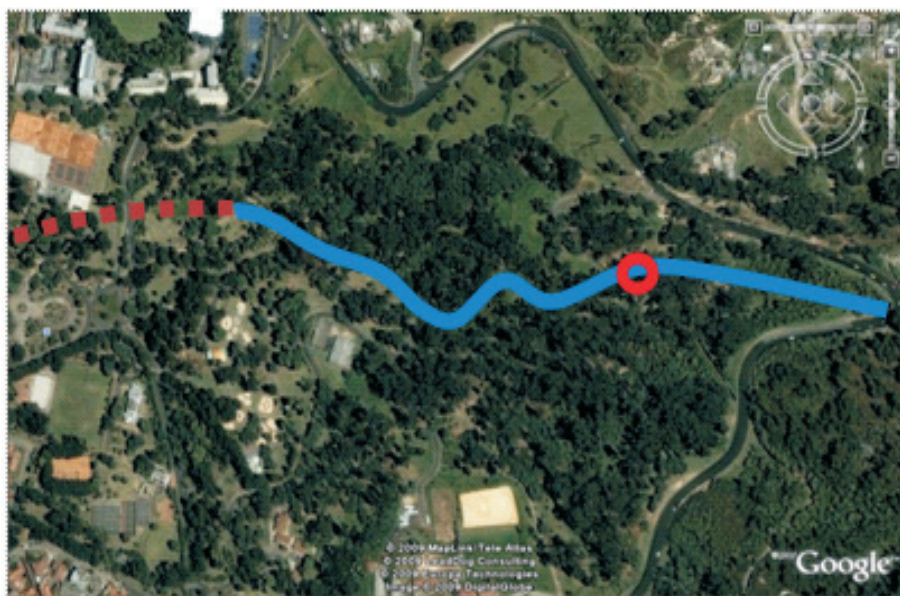
**FIGURA 2.**  
**RIO ARZOBISPO (LÍNEA AZUL), SECCIÓN DEL RIO CUBIERTA (LÍNEA PUNTEADA)**  
**ENTRE CRA 5ª Y 7ª. SITIOS DE MUESTREO: 1. AVENIDA CIRCUNVALAR.**  
**2. COLISEO. 3. CRA 5ª**



## 2.2

### Detalle de la localización de los puntos de muestreo

**FIGURA 3.**  
**SITIO DE MUESTREO 1. AVENIDA CIRCUNVALAR**



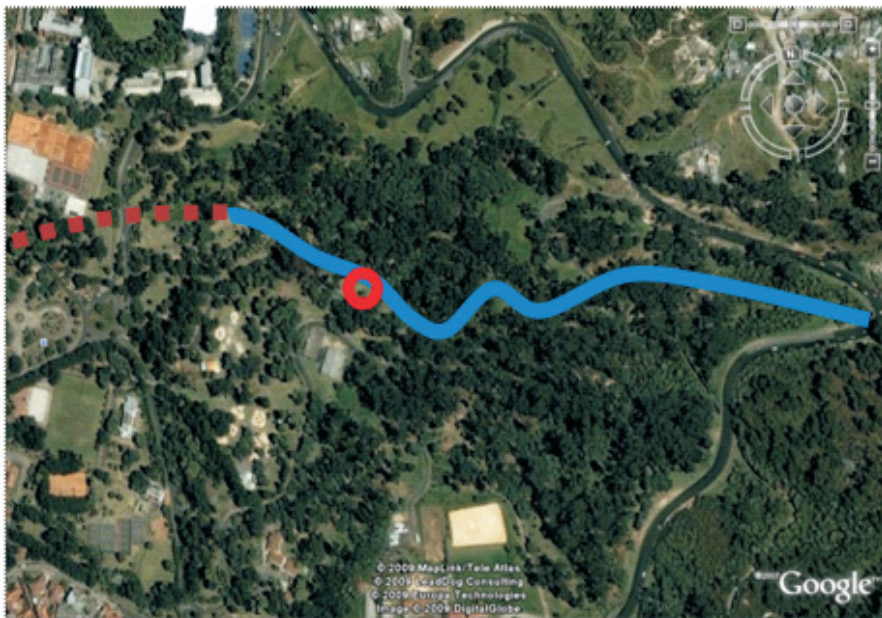
**FIGURA 4.**  
**FOTOS TOMADAS EN EL MOMENTO DEL MUESTREO DE**  
**1 AVENIDA CIRCUNVALAR**



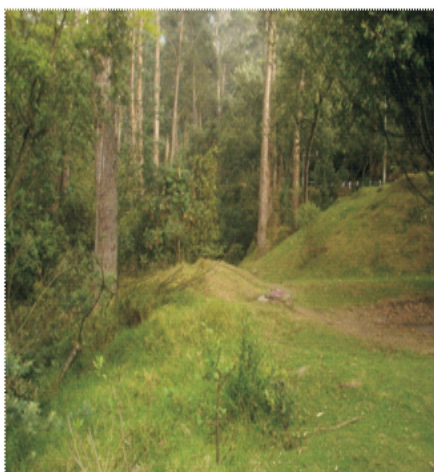
## CONTINUACIÓN FIGURA 4.



**FIGURA 5.**  
**SITIO DE MUESTREO 2 COLISEO**



**FIGURA 6.**  
**FOTOS TOMADAS EN EL MOMENTO**  
**DEL MUESTREO DE 2 COLISEO. 1.CRA 5ª**



**FIGURA 7.**  
**SITIO DE MUESTREO 3 CRA 5ª**

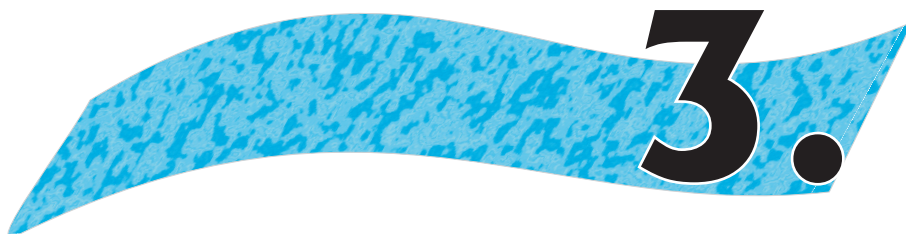


**FIGURA 8.**  
**FOTOS TOMADAS EN EL MOMENTO DEL**  
**MUESTREO DE 3 CRA 5ª**



CONTINUACIÓN FIGURA 8.





## Tratamiento de las muestras y determinaciones enzimáticas (fase de laboratorio)

**L**as muestras de suelos a una profundidad entre 5 y 10 cm y los sedimentos se tomaron superficiales entre 0 y 5 cms, en cada lugar de muestreo se tomaron nueve muestras para formar tres muestras compuestas, las cuales después de la toma se transportaron en bolsas y refrigeradas hasta el laboratorio (Laboratorio Hospedero Patógeno, Departamento de Química, Universidad Nacional de Colombia), donde se pasaron por tamiz (2mm) para disgregarlas y homogeneizarlas y enseguida se almacenaron a -20oC. Posteriormente a las muestras recolectadas se les determinaron las actividades enzimáticas de los suelos: fosfatasa ácida (EC 3.1.3.2), fosfatasa alcalina (EC 3.1.3.1), deshidrogenasa (EC 1.1.1.1) y o-difenol oxidasa (EC 1.10.3.1). Se realizó determinación del contenido de agua de cada una de las muestrea por diferencia de peso antes y después de secarlas en horno a 72oC por 48 horas.



## **Determinación de actividad fosfatasa ácida (EC 3.1.3.2) y alcalina (EC 3.1.3.1)**

El ensayo enzimático se basa en la determinación de  $p$ -nitrofenol liberado por la enzima a partir de sustrato  $p$ -nitrofenilfosfato, que se incuba a con la muestra de suelo 1 h a 37°C a pH 6,5 para determinar fosfatasa ácida y a pH 11 para determinar fosfatasa alcalina correspondiente. El  $p$ -nitrofenol liberado por actividad se extrae en medio alcalino y se determina colorimétricamente a 400 nm. Las sustancias húmicas disueltas incrementan en medio alcalino y pueden interferir con la determinación de  $p$ -nitrofenol; por ello, se adiciona cloruro de calcio a las muestras para evitar dispersión de minerales de arcilla (Tabatabai, 1982; Eivazi F and Tabatabai 1977).

### **Protocolo**

Tamizar suelo húmedo y pesar 0.5 g en 3 tubos. En 2 de los tubos o erlenmeyers (muestras) adicionar 0.8 mL de buffer de trabajo (pH 6,5 o pH 11) y 0.2 mL de solución de sustrato; al otro tubo adicionar solamente 0.8 mL de buffer de trabajo (control). Agitar vigorosamente y tapar; incubar por 1 hora a 37°C en shaker rotatorio. Después de incubar adicionar al tubo control 0.2 mL de solución sustrato. Adicionar tanto a muestras como a controles 0.2 mL de Cloruro de calcio 0.5 M y 0.8 mL de NaOH 0.5M. Centrifugar 4500 rpm por 5 min. Tomar sobrenadante y diluir 1:5 con buffer agua destilada. Medir absorbancia a 400nm contra blanco de reactivos.

Curva de Calibración: A partir de una solución Estándar de  $p$ -nitrofenol (10  $\mu$ mol/mL) SIGMA®, preparar patrones que contengan 0, 0,2; 0,4; 0,6; 0,8; y 1  $\mu$ moles de  $p$ -nitrofenol en un volumen de 1mL. Luego de adicionado el NaOH 0.5M mezclar, centrifugar a 8000 rpm y tomar sobrenadante y diluir 1:5 con agua destilada. Medir absorbancia a

400 nm. La actividad fosfatasa se expresa en  $\mu$ moles de *p*-nitrofenol por gramo de peso seco y tiempo de incubación, así: A la absorbancia de cada muestra se le resta la de su respectivo control, este valor se interpola en la curva de calibración para obtener los  $\mu$ moles de *p*-nitrofenol liberados por la actividad enzimática durante el tiempo de incubación.



## 3.2

### Determinación de actividad deshidrogenasa (EC 1.1.1.1)

El ensayo enzimático se basa en la determinación de trifeníl formazan TPF a partir de la reducción cloruro de trifeníl tetrazolio TTC en los suelos, este último sirve como aceptor de electrones para varias deshidrogenasas (Casida et al., 1964). La medida de esta actividad enzimática en el suelo comprende distintos sistemas deshidrogenasas y su origen está en la oxidación biológica mediante procesos de deshidrogenación de diferentes compuestos orgánicos, que bajo condiciones aeróbicas se ligan a una cadena de transferencias o transporte de electrones acoplados a la síntesis de ATP, el cual tiene al oxígeno como aceptor final.

## Protocolo

Tamizar suelo húmedo y pesar 0.5 g en 3 tubos. En 2 de los tubos o erlenmeyers (muestras) adicionar 1 mL solución de sustrato: cloruro de trifeníl tetrazolio TTC al 1% en buffer Tris-HCl 100mM pH 7,8 ; al otro tubo adicionar solamente 1 mL de buffer Tris-HCl 100mM pH 7,8 (control). Agitar vigorosamente y tapar; incubar por 24 horas a 30°C en shaker rotatorio. Después de incubar adicionar a los tubos (muestras) 5mL de acetona. Después de incubar adicionar al tubo control 5mL de solución sustrato TTC al 1% en acetona. Agitar fuertemente tanto muestras como controles e incubarlos por 2 horas en oscuridad a temperatura ambiente, agitar por intervalos de 15

minutos. Centrifugar 4500 rpm por 5 min. Medir absorbancia a 546nm contra blanco de reactivos.

Curva de Calibración A partir de solución Estándar de TPF (500 µg/mL) preparar patrones que contengan 0, 5, 10, 20, 30 y 40 µg de TPF en un volumen de 1 mL, adicionar 5 mL de acetona. Medir absorbancia a 596 nm. La actividad deshidrogenasa se expresa en µg de TPF por gramo de peso seco y hora de incubación, así: A la absorbancia de cada muestra se le resta la de su respectivo control, este valor se interpola en la curva de calibración para obtener los µg de TPF formados por la actividad enzimática durante el tiempo de incubación.



### **3.3 Determinación de actividad o-difenol oxidasa (EC 1.10.3.1)**



El problema más importante en el estudio de la oxidación de los compuestos fenólicos en los suelos, es la baja disponibilidad del sustrato oxidado causado por la sorción de los componentes de suelo en la interface con la catálisis enzimática, dado que se dan reacciones inmediatamente después del contacto del catecol con el suelo. Las quinonas formadas por la oxidación de compuestos fenólicos son altamente reactivas y capaces de formar varios productos de condensación especialmente en presencia de compuestos con grupos amino libres, este método se basa en la formación de compuestos rojos, a través de la desarrollo de la oxidación enzimática del catecol y posterior reacción con la prolina, usando la determinación espectrofotométrica de los compuestos rojos derivados de la reacción entre los productos derivados de la reacción enzimática y la prolina (Perucci *et al.*, 2000).

## **Protocolo**

Tamizar suelo húmedo y pesar 1 g en 3 tubos. Preparar solución de reacción: 1.5mL de catecol 0,2M, con 1.5mL de prolina 0,2M y

2mL de buffer fosfatos 0.1M pH 6,5; oxigenar por 3 minutos. En 2 de los tubos o *erlenmeyers* (muestras) adicionar 3ml de solución de reactivos, al otro tubo adicionar solamente buffer de trabajo (control). Agitar vigorosamente y tapar, incubar por 10 minutos a 30°C; al tiempo incubar por separado de la misma forma solución de reacción. Después de incubar adicionar al tubo control la solución de reacción que se incubó anteriormente. Transferir todos los tubos a baño de hielo y adicionar 5mL de etanol. Centrifugar 4500 rpm por 5 min a 4°C. Medir absorbancia a 525nm contra blanco de reactivos.

Curva de Calibración: A partir de solución Estándar de catecol (10 mmol/mL) preparar patrones que contengan 0, 0.5, 0.1, 0.15, 0.2, 0.25, 0.3 y 0.35  $\mu\text{mol}$  de catecol en un volumen de 3 mL (0.9 ml de prolina, 1.2mL de buffer fosfatos 0.1M pH 6,5 y se completa con agua), se deja oxidar por 1 hora en presencia de 1U polifenol oxidasa SIGMA®, posteriormente se adiciona 5mL de etanol. Medir absorbancia a 525 nm. La actividad *o*-difenol oxidasa se expresa en  $\mu\text{mol}$  de catecol oxidado por gramo de peso seco en 10 minutos de incubación, así: A la absorbancia de cada muestra se le resta la de su respectivo control, este valor se interpola en la curva de calibración para obtener los  $\mu\text{mol}$  de catecol oxidados por la actividad enzimática durante el tiempo de incubación.



## Determinación del pH del suelo

Se realizó por suspensión del suelo en agua destilada en una relación 1:2.5.



## Análisis estadísticos



Para comparar el efecto de los diferentes lugares de muestreo sobre las actividades enzimáticas se realizaron pruebas de análisis de varianza de una vía ( $p < 0.05$ ), las diferencias entre las medias se probaron por mínima diferencia significativa. Los análisis se realizaron utilizando el *software* estadístico SPSS 17.0.

## 4.

## Resultados y discusión

**E**l pH de las muestras de agua y de los suelos aledaños se muestra en la Tabla 1.

**TABLA 1.**  
**pH DE MUESTRAS DE AGUA Y DE SUELO**

LUGAR DE MUESTREO	pH DEL AGUA	pH DEL SUELO
Circunvalar	6.48	6.12
Coliseo	7.42	6.48
Cra. 5a	9.34	7.11

El incremento del pH en el agua del río en el sitio denominado Cra 5ª puede estar relacionado con la presencia de conexiones ilegales de aguas residuales urbanas a los al acueducto de aguas lluvias que va a dar al río, hay un gradiente de contaminación por incremento de sustancias básicas a lo largo del transepto de río donde se realizaron los muestreos de sedimento y suelos aledaños. Dicho gradiente también esta acompañado por un cambio en la vegetación, constituyéndose por arboles de eucalipto (*Eucalyptus camaldulensis*)

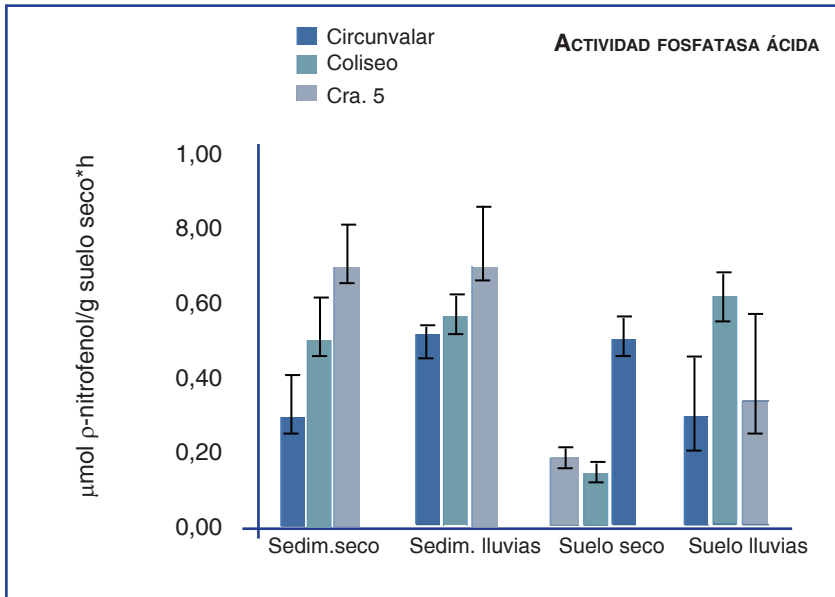
con parches de “grama gruesa” (*Pennisetum clandestinum*) desde la Circunvalar hasta el Coliseo, mientras que en la Cra 5ª disminuyen considerablemente los arboles alrededor del rio y este se encuentra rodeado principalmente por los pastos. Las aguas residuales urbanas contienen niveles apreciables de nitrógeno (amonio, nitritos nitratos), fósforo y micronutrientes como Fe, Cu y Zn, que pueden ser eliminados al ser irrigados al suelo controladamente (Brzezińska et al., 2001), dado que el suelo puede actuar como una especie de filtro natural cuando se irriga con aguas residuales (Chen et al., 2008). Sin embargo, pueden crear otro problema ambiental dado la posibilidad de contaminación por toxinas orgánicas y metales pesados que deben ser considerados prioridad para su biorremediación.

## 4.1 **Actividad fosfatasa ácida**

Los resultados obtenidos para esta actividad ( $\mu\text{mol}$  de  $p$ -nitrofenol/g suelo seco $\cdot$ h) en los suelos y sedimentos tomados en dos épocas estacionales periodo seco y de lluvias se muestran en la gráfica 1 y los valores correspondientes en la tabla 2.

## GRAFICA 1.

**ACTIVIDAD FOSFATASA ACIDA EN SEDIMENTOS Y SUELOS ALEDAÑOS A LA CUENCA ALTA DE RIO ARZOBISPO EN DOS PERIODOS ESTACIONALES SECO Y DE LLUVIAS. LAS COLUMNAS CORRESPONDEN AL PROMEDIO DE TRES REPLICAS Y LAS BARRAS A SU DESVIACIÓN ESTÁNDAR**



Se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) por efecto de sitio y por la época de muestreo.

TABLA 2.

**VALORES PROMEDIO (3 RÉPLICAS) DE ACTIVIDAD FOSFATASA ( $\mu$  MOL DE  $\rho$ -NITROFENOL/G SUELO SECO\*H)**

TIPO/LUGAR	CIRCUNVALAR	COLISEO	CRA. 5A.
Sedim seco	0,25	0,45	0,65
Sedim lluvias	0,52	0,58	0,77
Suelo seco	0,18	0,13	0,52
Suelo lluvias	0,31	0,59	0,40

La actividad fosfatasa ácida fue significativamente mayor en los sedimentos del lugar denominado Cra 5<sup>a</sup>, en relación con la misma evaluada en los sedimentos de los lugares denominados Circunvalar y Coliseo, para los dos momentos de muestreo. La actividad fue significativamente mayor en los suelos del punto Cra 5<sup>a</sup>, que la encontrada en los suelos de Circunvalar y Coliseo para el periodo seco, mientras que solo se observó incremento significativo en la actividad de Coliseo para la época de lluvias, frente a la que se encontró para el mismo punto en temporada seca.



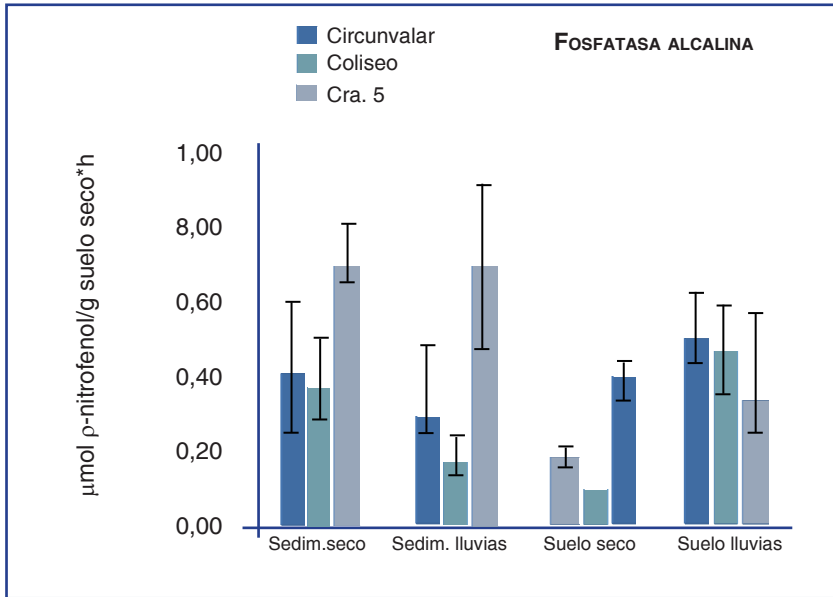
## Actividad fosfatasa alcalina



Los resultados obtenidos para esta actividad ( $\mu\text{mol}$  de  $p$ -nitrofenol/g suelo seco\*h) en los suelos y sedimentos tomados en dos épocas estacionales periodo seco y de lluvias se muestran en la gráfica 2 y los valores correspondientes en la tabla 3.

## GRAFICA 2.

**ACTIVIDAD FOSFATASA ALCALINA EN SEDIMENTOS Y SUELOS ALEDAÑOS A LA CUENCA ALTA DE RIO ARZOBISPO EN DOS PERIODOS ESTACIONALES SECO Y DE LLUVIAS LAS COLUMNAS CORRESPONDEN AL PROMEDIO DE TRES REPLICAS Y LAS BARRAS A SU DESVIACIÓN ESTÁNDAR**



Se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) por efecto de sitio y por la época de muestreo.

TABLA 3.

**VALORES PROMEDIO (3 RÉPLICAS) DE ACTIVIDAD FOSFATASA ALCALINA (µMOL DE p-NITROFENOL/G SUELO SECO \*H)**

TIPO/LUGAR	CIRCUNVALAR	COLISEO	CRA. 5A.
Sedim seco	0,42	0,40	0,67
Sedim lluvias	0,33	0,22	0,69
Suelo seco	0,21	0,09	0,41
Suelo lluvias	0,54	0,5	0,38

La actividad fosfatasa alcalina fue significativamente mayor en los sedimentos del lugar denominado Cra 5<sup>a</sup> en relación a la misma evaluada en los sedimentos del lugar denominado Circunvalar, para los dos momentos de muestreo. Mientras que no se observaron diferencias entre Circunvalar y Coliseo para los dos periodos estacionales en que se realizaron los muestreos. Se observaron diferencias significativas en la actividad evaluada en los suelos entre los tres puntos de muestreo para el periodo de seco, siendo la actividad mas baja la que se encontró en Coliseo y la mas alta la de Cra5a. La actividad mostró una recuperación significativa por efecto de las lluvias en los suelos de Coliseo, frente a la que se encontró en el mismo lugar para el periodo seco, pero no hubo efecto significativo por el lugar de muestreo, en las actividades fosfatasa alcalina evaluadas para el periodo de lluvias.



### Actividad deshidrogenasa



Los resultados obtenidos para esta actividad ( $\mu\text{g}$  de TPF/g suelo seco\*h) en los suelos y sedimentos tomados en dos épocas estacionales periodo seco y de lluvias se muestran en la grafica 3 y los valores correspondientes en la tabla 4. Se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) por efecto de lugar y por la época de muestreo.

## GRAFICA 3.

**ACTIVIDAD DESHIDROGENASA EN SEDIMENTOS Y SUELOS ALEDAÑOS A LA CUENCA ALTA DE RIO ARZOBISPO EN DOS PERIODOS ESTACIONALES SECO Y DE LLUVIAS LAS COLUMNAS CORRESPONDEN AL PROMEDIO DE TRES REPLICAS Y LAS BARRAS A SU DESVIACIÓN ESTÁNDAR**

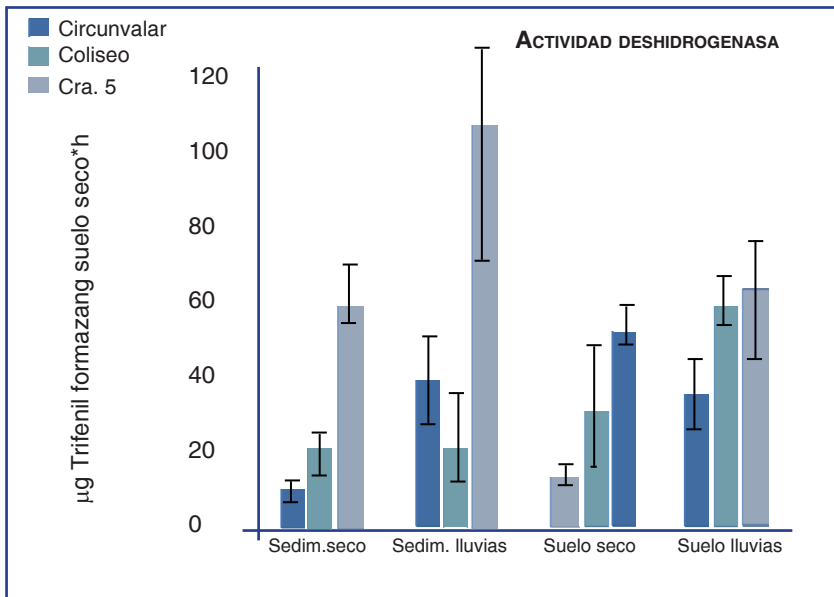


TABLA 4.

**VALORES PROMEDIO (3 RÉPLICAS) DE ACTIVIDAD DESHIDROGENASA (µ G DE TPF/G SUELO SECO\*H)**

TIPO/LUGAR	CIRCUNVALAR	COLISEO	CRA. 5A.
Sedim seco	11,29	21,83	62,25
Sedim lluvias	39,08	24,68	114,51
Suelo seco	17,98	32,53	47,43
Suelo lluvias	36,91	57,15	60,88

La actividad deshidrogenas fue significativamente mayor en los sedimentos del lugar denominado Cra 5<sup>a</sup>, en relación con la misma evaluada en los sedimentos de los lugares denominados Circunvalar y Coliseo, para los dos momentos de muestreo. Se encontró efecto significativo por el lugar de muestro y la época (lluvias) en la actividad de los sedimentos de lugar Cra5a, siendo este el valor significativamente el mayor que se encontró frente a los registrados en los diferentes lugares y periodos de muestreo. En los suelos se encontró un efecto significativo por el lugar de muestreo en la época seca, siendo la mayor actividad la que se registró para Cra 5<sup>a</sup>, frente a la de Circunvalar, pero no se encontraron diferencias entre la de Circunvalar y Coliseo. No se encontraron diferencias entre las actividades de los diferentes suelos que se muestrearon en el periodo de lluvias.

Las actividades fosfatasa ácida, alcalina y deshidrogenasa presentes en los sedimentos responden al gradiente de contaminación que se observó en el río en el presente estudio, probablemente en respuesta a incrementos en los nutrientes y al cambio de vegetación. Se han observado incrementos en las actividades en suelos y sedimentos cuando hay incremento de nutrientes (carbono y nitrógeno) cuando se adicionan enmiendas orgánicas en suelos agrícolas (Monkiedje *et al.*, 2006) y de residuos urbanos e industriales. Singh y Agrawal (2008) reportan incrementos de dichas actividades debido a la presencia de materiales orgánicos derivados de residuos urbanos, además Jezierska-Tys y Fr?c (2009) encontraron correlaciones positivas entre la actividad deshidrogenas, la concentración de amonio NH<sub>4</sub><sup>+</sup> y el pH en respuesta a la aplicación diaria de diferentes dosis de lodos residuales ricos en carbono y nitrógeno.

Las actividades enzimáticas en suelos y sedimentos presentan se han visto influenciadas por aplicación de altas cantidades de lodos residuales (Singh y Agrawal, 2008) en correlación con incrementos en los contenidos de nitrógeno, carbono y materia orgánica, pero las actividades se pueden inhibir por aplicaciones en periodos largos y la presencia de metales pesados, particularmente la actividad deshidrogenas, fosfatasa alcalina y las tazas de amonificación. Sin embargo, se reportan (Carreira *et al*, 2008) inhibición de actividades deshidrogenasa y fosfatasa acida en respuesta a la contaminación

con metales pesados y la recuperación de la mismas después de restauración de la vegetación en planicies inundables del río. Por otra parte, la canalización de los ríos trae consigo modificaciones en la disponibilidad de agua para los suelos aledaños y en la química de los suelos, así como modificaciones en la estructura de las comunidades vegetales, cambios que llevaron a un incremento significativo en las actividades deshidrogenasa, o-glucosidasa y fosfatasa (Kang y Stanley, 2005), los cambios en los regímenes hídricos tienen influencia en la composición vegetal y en la dinámica de la materia orgánica.

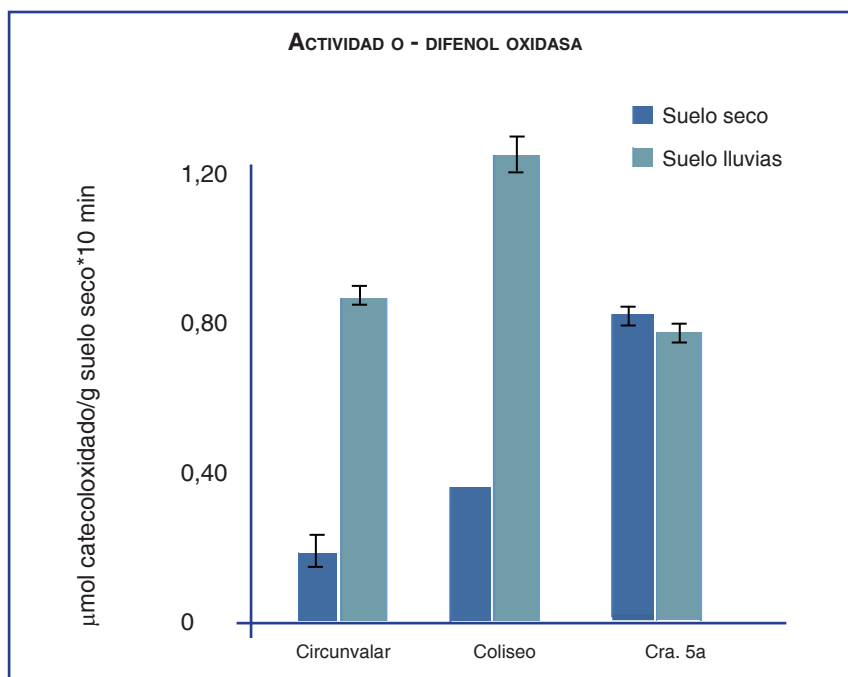
Se puede considerar que la respuesta de las actividades evaluadas en el presente estudio y su posible relación con el gradiente de contaminación presente en la cuenca alta de río Arzobispo, indican degradación de los suelos dado esto, se requiere de una restauración de los mismos, donde dichas actividades se pueden utilizar como indicadores de la recuperación del recurso. La variación de la actividad deshidrogenasa de los suelos refleja la degradación/rehabilitación de los terrenos (Doi y Ranamukhaarachchi, 2009) y se ha encontrado correlación significativa con la disminución de la densidad y el aumento de la capacidad de campo, siendo un criterio para medir el estatus de degradación y rehabilitación de los suelos. La actividad deshidrogenasa se considera como medida de la actividad microbiana y una técnica superior a las que involucran un umbral de observación, como por ejemplo los recuentos de un grupo microbiano objetivo por número más probable (Soares et al., 2006), además que dicha medida responde a los gradientes ambientales, sirviendo como una medida integrativa de la calidad de los suelos.

## 4.4 **Actividad o-difenol oxidasa**

Los resultados obtenidos para esta actividad ( $\mu\text{mol}$  catecol oxidado/g suelo seco\*h) en los suelos tomados en dos épocas estacionales periodo seco y de lluvias se muestran en la grafica 4 y los valores correspondientes en la tabla 5.

## GRAFICA 4.

**ACTIVIDAD O-DIFENOL OXIDASA EN SUELOS ALEDAÑOS A LA CUENCA ALTA DE RIO ARZOBISPO EN DOS PERIODOS ESTACIONALES SECO Y DE LLUVIAS. LAS COLUMNAS CORRESPONDEN AL PROMEDIO DE TRES REPLICAS Y LAS BARRAS A SU DESVIACIÓN ESTÁNDAR**



Se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) por efecto de sitio y por la época de muestreo.

**TABLA 5.**  
**VALORES PROMEDIO (3 RÉPLICAS) DE ACTIVIDAD  $\mu$ -DIFENOL OXIDASA ( $\mu$  G DE CATECOL OXIDADO/G SUELO SECO\*H)**

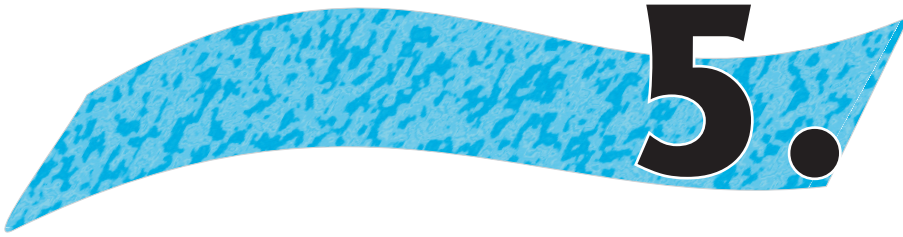
TIPO/LUGAR	CIRCUNVALAR	COLISEO	CRA. 5A.
Suelo seco	0,24	0,39	0,87
Suelo lluvias	0,92	1,33	0,81

Se encontraron diferencias significativas entre los diferentes sitios de muestreo para cada uno de los periodos seco y de lluvias. El periodo de lluvias tubo efecto significativo en el incremento de la actividad en Circunvalar y Coliseo, pero este efecto no se vio en la actividad encontrada en los suelos de Cra 5<sup>a</sup>.

La actividad fenoloxidasa esta relacionada con la taza degradación vegetal en el mantillo influenciada directamente con el tipo de vegetación y su expresión esta ligada a la disponibilidad de nutrientes, se ha observado (Monkiedje *et al.*, 2006) que el incremento de nutrientes nitrógeno y fósforo al suelo, por diferentes prácticas agrícolas (orgánicas y convencionales) tienen efectos negativos sobre la actividad fenol oxidasa, en relación con suelos de bosque no cultivados. Así como, la introducción de dichos nutrientes en ecosistemas acuáticos naturales tienen influencia negativa sobre la actividad fenol oxidasa (Penton y Newman, 2008) y dicha influencia se vio acompañada con un disminución de la diversidad vegetal. Se ha postulado (Beare *et al.*, 1995) que al incrementarse la diversidad comunidad vegetal se puede contribuir al enriquecimiento de la fertilidad del suelo y de su estructura ecológica.

La dilucidación de los mecanismos que median la interacción entre comunidades microbianas edáficas y los procesos del ecosistema requiere del desarrollo de aproximaciones para acercarse a las transformaciones que en él suceden, como parte de un conjunto de indicadores que dé cuenta de las redes o vínculos que existen entre la disponibilidad de recursos, estructura y función de la comunidad

microbiana y los procesos del ecosistema. Los suelos en general son el hábitat de muchos organismos que colectivamente contribuyen a una variedad de bienes y servicios derivados de este recurso (Kibblewhite *et al.*, 2008) como las base de los principales servicios otorgados por el suelo: La transformación del carbono, El ciclado de nutrientes, Mantenimiento de la estructura y agregación del suelo y la regulación biológica de las poblaciones. Funciones que aportan a la transformación de residuos vegetales y la transformación de la materia orgánica que a su vez mantiene la detoxificación y la eliminación de desechos, como también regula la emisión de gases de invernadero, el mantenimiento de los ciclos hidrológicos y disponibilidad de agua para los organismos.



## Conclusiones

**L**as actividades fosfatasa ácida, alcalina y deshidrogenasa presentes en los sedimentos responden al gradiente de contaminación que se observó en el río en el presente estudio, probablemente en respuesta a incrementos en los nutrientes y al cambio de vegetación. Se puede considerar que la respuesta de las actividades evaluadas en el presente estudio indica degradación de los suelos dado esto, se requiere de una restauración de los mismos, donde dichas actividades se pueden utilizar como indicadores de la recuperación del recurso.

# Bibliografía

Brzezińska, M., Stopniewska Z. & et al. (2001). Dehydrogenase and Catalase Activity of Soil Irrigated with Municipal Wastewater. *Polish Journal of Environmental Studies* 10(5), 307-311.

Beare, M.H., et al., (1995). A hierarchical approach to evaluating the significance of soil biodiversity to biogeochemical cycling. *Plant and Soil* 170, 5-22.

Burns, R. (1982). Enzyme activity in soil: location and a possible role in microbial ecology. *Soil Biology and Biochemistry* 14: 423-427.

Caldwell, B. (2005). Enzyme activities as a component of soil biodiversity: A review. *Pedobiologia* 49: 637-644.

Carreira, J.A., et al., (2008). Recovery of biochemical functionality in polluted flood-plain soils: The role of microhabitat differentiation through revegetation and rehabilitation of the river dynamics. *Soil Biology and Biochemistry* 40(1), 2088–2097.

Casida, L.E.Jr., D.A. Klein y T. Santoro (1964). Soil Dehydrogenase Activity. *Soil Science* 98(6), 371-376.

Cerón Rincón, L.E., L.M. Melgarejo (2005). Enzimas de suelo: indicadores de salud y calidad. *Acta Biológica Colombiana* 10(1), 5-17.

Chen, W., L. Wu, W.T.Jr. Frankenberger, y A.C. Chang (2008). Soil Enzyme Activities of Long-Term Reclaimed Wastewater-Irrigated Soils, *Journal of Environmental Quality*. 37: S-36-S-42.

Dick A., y M.A. Tabatabai (1992). Significance and Potential Use of Soil Enzymes. En Meeting, FJB (Ed.). Soil Microbial Ecology: Applications in Agriculture and Environmental Management. Marcel Dekker, NY, USA, 95-127.

Doi, Ryoichi, y S.L. Ranamukhaarachchi (2009). Soil dehydrogenase in a land degradation-rehabilitation gradient: observations from a savanna site with a wet/dry seasonal cycle. *Revista de Biología Tropical* 57(1-2), 223-234.

Doran J.W. (2002). Soil Health and Global Sustainability Translating Science into Practice. *Agriculture Ecosystems Environment* 88, 119-127.

Doran J.W. y M.R. Zeiss, (2000). Soil Health and Sustainability: Managing the Biotic Component of Soil Quality. *Applied Soil Ecology* 15, 3-11.

Eivazi, F., y M.A. Tabatabai (1977). Phosphatases in soils. *Soil Biology and Biochemistry* 9(i), 167–172.

Gianfreda, L., et al., (2005). Soil enzyme activities as affected by anthropogenic alterations: intensive agricultural practices and organic pollution. *Science of the Total Environment* 341(5), 265– 279

Jeziarska-Tys, S. y M. Froc (2009). Impact of dairy sewage sludge on enzymatic activity and inorganic nitrogen concentrations in the soils. *International Agrophysics* 23, 31-37

Kang, H y E.H. Stanley (2005). Effects of levees on soil microbial activity in a large river floodplain. *River Research and Applications* 21(1), 19 – 25.

Kibblewhite, M.G., K. Ritz y J. Swift (2008). Soil health in agricultural systems. *Philosophical Transactions of the Royal Society B* 363, 685-701

Monkiedjea, A., et al. (2006). The Effect of Land Use on Soil Health Indicators in Peri-Urban Agriculture in the Humid Forest Zone of Southern Cameroon. *Journal of Environmental Quality* 35(), 2402-2409.

Tabatabai, M.A., y J.M. Bremner (1969). Use of p-nitrophenyl phosphate for assay of soil phosphatase activity. *Soil Biology and Biochemistry* 1(i), 301–307.

Penton, C.R., y S. Newman (2008). Enzyme-Based Resource Allocated Decomposition and Landscape Heterogeneity in the Florida Everglades. *Journal of Environmental Quality* 37, 972–976.

Perucci, P., C. Casucci y S. Dumontet (2000). An improved method to evaluate the o-diphenol oxidase activity of soil. *Soil Biology and Biochemistry*. 32(1), 387-399.

Singh, R.P. y M. Agrawal (2008). Potential benefits and risks of land application of sewage sludge. *Waste Management* 28(), 347–358

Soares, R.A., et al. (2006). Occurrence and distribution of nitrogen fixing bacterial community associated with oat (*Avena sativa*) assessed by molecular and microbiological techniques. *Applied Soil Ecology* 33(), 221-234



### Misión

"Contribuir a la formación integral de la persona y estimular su aptitud emprendedora, de tal forma que su acción coadyuve al desarrollo económico y social de los pueblos".

### Visión

"Ser líder en la formación de profesionales, reconocidos por su espíritu empresarial".

Carrera 11 No. 78-47 Bogota D.C.  
Telefono: 5936464 Ext. 1469 - 1455  
Bogotá D.C. - Colombia - Sur América