UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE SUELOS RIBEREÑOS Y SU FERTILIDAD EN BOSQUES DEL PARQUE NACIONAL IZTA-POPO

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

B I Ó L O G O

PRESENTA

SERGIO ALEJANDRO MARTÍNEZ MIALMA

DIRECTOR DE TESIS: DR. GERARDO CRUZ FLORES

MEXICO, D.F **NOVIEMBRE 2012**

UNIVERSIDAD NACIONAL AVENTA DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES

"ZARAGOZA"

DIRECCIÓN

JEFE DE LA UNIDAD DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR
P R E S E N T E.

Comunico a usted que el alumno **MARTÍNEZ MIALMA SERGIO ALEJANDRO**, con número de cuenta **407078725,** de la carrera de Biología se le ha fijado el día **13** del mes de **noviembre** de 2012 a las **12:00 hrs.** para presentar examen profesional, el cual tendrá lugar en esta Facultad con el siguiente jurado:

PRESIDENTE	DR. EFRAÍN ÁNGELES CERVANTES
VOCAL	DR. GERARDO CRUZ FLORES
SECRETARIO	M. en C. ELOISA ADRIANA GUERRA HERNÁNDEZ
SUPLENTE	M. en C. JOSÉ LUIS MIGUEL CASTILLO GONZÁLEZ
SUPLENTE	BIÓL. JUAN MANUEL VALDERRABANO GÓMEZ

El título de la tesis que presenta es: **ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE SUELOS RIBEREÑOS Y SU FERTILIDAD EN BOSQUES DEL PARQUE NACIONAL IZTA-POPO.**

Opción de titulación: tesis.

Agradeceré por anticipado su aceptación y hago propia la ocasión para saludarle.

A T E N T A M E N T E
"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"
México, D. F., a 2 de octubre de 2012.

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA DIRECCION

Dr. VÍCTOR MANUEL MENDOZA NÚÑEZ
DIRECTOR

RECIBÍ
OFICINA DE EXÁMENES
PROFESIONALES Y DE GRADO

VO. BO.
Dr. CARLOS CASTILLEJOS CRUZ
JEFE DE CARRERA

DEDICATORIA

A mi padre, Luciano Martínez Cuevas. Ese hombre del que siempre he admirado todo lo que ha hecho, lo que a luchado para que sus hijos lleguen hasta donde lo hemos hecho, gracias por todo, por el cariño y los regaños, me enseñaste que para lograr lo que uno quiere es necesario trabajar con esfuerzo, pero sobre todo hacer las cosas bien.

A mi madre, Guillermina Mialma Fernández. Esa maravillosa madre que cualquier persona quisiera tener, tu cariño, amor y comprensión me hicieron dar cuenta de lo valioso que es tener a alguien como tu. Gracias por tu apoyo incondicional, consejos y valores que siempre me has infundado, pero sobre todo por creer en mí, recuerda que siempre estarás en mi corazón y aunque este lejos siempre pienso en ti.

A mis hermanos, Luis Bernardo Martínez Mialma y Emmanuel L. Martínez Mialma. Que hermanos, amigos, con los cuales pase los mejores momentos de mi vida, las peleas, los gritos y los panchos, toda una aventura estar con ellos, agradezco a mis padres por no dejarme solito y permitir disfrutar de la vida junto a estas grandes y maravillosas personas.

A mi amada e hijo, Gabriela Ramos Escorza y Roberto Alejandro Martínez Ramos. Gaby te doy las gracias por el grande amor que siempre me has dado y el cuál comparto, por esa pequeña luz que no solo ilumina nuestras vidas si no la de los demás, siempre te voy agradecer estar conmigo en las buenas y malas, en la peleas, en los gritos, juntos hemos pasado cada cosa y nos hemos sobrepuesto por que nos amamos, me da gusto haberte conocido y prometo estar a tu lado siempre. Alejandro, hijo mio, me sorprende ver que aun siendo pequeño comprendes las cosas de una manera impresionante, sabes que te amo con todo el corazón y recuerda que siempre estaré a tu lado por que pasa lo que pase soy tu papá y quiero que seas mejor que yo y sé que lo vas a lograr, tu me has dado fuerzas para salir adelante y sin ti no sé que hubiera hecho.

A mis suegros, Mariano Ramos Olmos y Dolores A. Escorza Carranza. Gracias por el apoyo que me han brindado, por abrirle las puertas de su hogar a un desconocido, por todo lo que han hecho y sufrido para que Gaby y yo llegáramos a este punto, pero sobre todo por enseñarme que todos tenemos problemas pero siempre con esfuerzo y unión se superan.

AGRADECIMIENTOS

A dios:

Aun cuando mi carrera opine cosas diferentes sobre ti, sé que estas en algún lugar y me has cuidado y guiado hasta donde he llegado, gracias por escucharme cuando era pequeño y darme una maravillosa familia.

A mis padrinos:

Tía Rafa y Tío Fer, que fueron una parte importante en mi primer año de estudio en esta grandiosa universidad, me abrieron las puertas de su casa y me brindaron cariño y unos muy buenos desayunos, gracias por todo.

A mi familia:

A mis tíos, primos y a mi abuelita, que siempre han estado ahí, gracias por que juntos formamos una sólida y gran familia, la cuál siempre ha estado para cada uno de sus miembros, en las buenas, en las malas, juntos hemos superado muchos obstáculos y juntos lo haremos siempre.

A la UNAM:

Por su generosidad, grandeza y apoyo, gracias por hacerme sentir un universitario con gran orgullo siempre te llevaré en mi corazón.

A la Fes Zaragoza:

Por todo lo que he aprendido, por sus maestros, sus salidas a campo, me llevo de aquí grandes pero muy grandes amigos y sobre todo por permitirme encontrar al amor de mi vida.

Al Dr. Gerardo Cruz:

Por ser una de las personas que mas ha contribuido a mi desarrollo académico, enseñándome todos sus conocimientos de una manera desinteresada, no cabe duda que es alguien a quién admiro y que no defraudaré.

Al jurado:

Biol. Juan Manuel Valderrábanos, Biol. Eloisa Adriana Guerra Hernández, M. en C. Miguel Castillo, Dr. Efraín Ángeles, a los cuales conozco y sé que son grandes profesores, gracias por enriquecer este trabajo.

A todos mis maestros de los cuales me llevo lo bueno y lo malo, ustedes que me enseñaron todo lo que se hasta este momento.

A mis amigos Emilio, Frederick y Carlos con ustedes he compartido cada extraña cosa, locuras y muchos grandes momentos más que no podría acabar de escribirlos, gracias por que hemos establecido un gran lazo de amistad y sobre todo por que aunque cada uno tenga un camino diferente siempre hay tiempo de vernos y disfrutar juntos.

A mis amigos Quinto, Beto, Men y Zoo, sé que puedo contar con cada uno de ustedes para cualquier cosa, aunque casi no los veo, todos ustedes son unas grandes personas, pasamos grandes momentos y sobre todo sé que son triunfadores espero verlos pronto.

A las comadres, Ariadna y Monse, ustedes fueron las últimas personas que conocí en esta facultad y la verdad es una lástima por que sin duda me la pase excelente en las salidas a campo, gracias por hacerme amena mi ultima estancia y sobre todo por enseñarme a reír de los problemas.

A mis compañeras(os) de laboratorio de Edafología y Nutrición Vegetal Karen, Daphne, Lis, Laura, Ernesto, por que juntos aprendimos, nos apoyamos y salimos adelante, espero pronto terminen sé que lo harán échenle muchas ganas.

Gracias, a todas aquellas personas que dejaron algo importante en mi vida y a lo largo de la carrera, ustedes saben quienes son y por el simple hecho de pertenecer a esta comunidad universitaria ya son triunfadores no se les olvide.

GRACIAS

ÍNDICE

	Página
1. RESUMEN	1
2. ABSTRACT	2
3. INTRODUCCIÓN	3
4. MARCO TEÓRICO	5
4.1 Vegetación ribereña (Importancia)	5
4.2 Concepto de suelo y grupos de suelo en México	6
4.3 Fertilidad, calidad de suelo y sus indicadores	7
4.4 Actividad de enzimas del suelo	9
4.5 Arilsulfatasa	10
4.6 Fofatasas ácidas y alcalinas	11
4.7 Esencialidad de elementos químicos para las plantas	12
4.8 Descomposición de hojarasca, MO del suelo y retorno de elementos	13
4.9 N, P y S para el crecimiento de las plantas	15
5. ANTECEDENTES	17
6. ÁREA DE ESTUDIO	19
6.1 Áreas Naturales Protegidas	19
6.2 Ubicación geográfica del Parque Nacional Izta-Popo	20
6.3 Edafología	20
6.4 Hidrología	23
6.5 Clima	24
6.6 Vegetación	25
7. JUSTIFICACIÓN	26
8. HIPÓTESIS	28
9. OBEJTIVOS	29
10. MÉTODOS	29
10.1 Recolecta de muestras de suelo	31
10.2 Recolecta de muestra para análisis de actividad enzimática del suelo	31
10.3 Toma de muestras foliares de vegetación ribereña	32

10.4 Pretratamiento de muestras de suelo 32
10.5 Análisis físico y químico del suelo 32
10.6 Análisis bioquímico del suelo (Actividad de enzimas) 33
10.7 Análisis químico del tejido vegetal 33
10.8 Análisis estadístico 33
DIAGRAMA DE FLUJO 34
11. RESULTADOS Y DISCUSIÓN 35
11.1 Descripción fisiográfica del área de estudio 35
11.1.1 Parque Nacional Izta-Popo 35
11.2 Actividad de la enzima arilsulfatasa (ASS) 35
11.3 Actividad de la enzima fosfatasa ácida-alcalina 38
11.4 Propiedades químicas de los suelos en las estaciones de muestreo 42
11.5 Propiedades físicas de los suelos en las estaciones de muestreo 47
11.6 Análisis estadístico 50
11.7 Cálculo de PO_4^{-2} y SO_4^{-2} liberados por la actividad enzimática 52
12. CONCLUSIONES 53
13. BIBLIOGRAFÍA CONSULTADA 54
14. ANEXO I 60
15. ANEXO II 68

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Principales grupos de suelo en México	6
Figura 2. Fertilidad de suelos	7
Figura 3. Fuentes y estados de las enzimas en el suelo	10
Figura 4. Parque Nacional Izta-Popo	20
Figura 5. Tipos de suelo presentes en el Parque Nacional Izta-Popo	23
Figura 6. Distribución de los diferentes usos de suelo	28
Figura 7. Descripción toma de muestras	31
Figura 8. Actividad arilsulfatasa en un gradiente altitudinal	36
Figura 9. S-extractable y actividad arilsulfatasa en un gradiente altitudinal	36
Figura 10. Fosfatasa ácida en un gradiente altitudinal	39
Figura 11. Fosfatasa ácida y P-extractable en un gradiente altitudinal	39
Figura 12. Fosfatasa alcalina en un gradiente altitudinal	38
Figura 13. Fosfatasa alcilina y P-extractable en un gradiente altitudinal	38
Figura 14. Fosfatasa ácida-alcalina en un gradiente altitudinal	41
Figura 15. Acumulación de Materia orgánica en suelos forestales y agrícolas	44
Figura 16. Fosforo extractable en suelos forestales y agrícolas	45
Figura 17. Nitrógeno extractable en suelos forestales y agrícolas	46
Figura 18. Azufre extractable en suelos forestales y agrícolas	47

ÍNDICE DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Elemento, concentración y funciones del N, P y S	15
Cuadro 2. Precipitación pluvial registrada por diferentes estaciones climáticas	24
Cuadro 3. Estaciones climáticas dentro y fuera del Parque Nacional Izta-Popo	25
Cuadro 4. Datos de campo de las estaciones evaluadas	35
Cuadro 5. Actividad de la arilsulfatasa y parámetros evaluados en las zonas de muestreo	38
Cuadro 6. Actividad de la fosfatasa ácida-alcalina y parámetros evaluados en las estaciones de muestreo	42
Cuadro 7. Propiedades químicas de los suelos en cada uno de los sitios estudiados	43
Cuadro 8. Propiedades físicas evaluadas en las estaciones de muestreo	49
Cuadro 9. Coeficientes de correlación entre la AAS con algunos parámetros físicos y químicos evaluados en las estaciones de muestreo	50
Cuadro 10. Aportación de SO_4^{-2} liberados por la AAS en las diferentes estaciones de muestreo	52
Cuadro 11. Aportación de PO_4^{-2} liberados por la actividad de las fosfatasas ácidas-alcalinas	52

1. RESUMEN

En esta investigación, se estimó mediante cálculos estequiométricos la liberación de SO_4^{-2}, HPO_4^{-2} y $H_2PO_4^{-1}$ a partir de hidrólisis enzimática en suelos ribereños del Parque Nacional Izta-Popo y su zona de influencia, con el objetivo de evaluar la importancia de la actividad arilsulfatasa y fosfatasas ácidas y alcalinas como medida de su fertilidad a través del aporte de sulfatos y fosfatos a la solución del suelo. En un gradiente altitudinal entre 2453 y 3722 m snm en sitios con diferente uso de suelo, se trazaron transectos de 30 m a lo largo del río donde se colectó suelo ribereño superficial (10 cm de espesor) a uno y cinco metros de amplitud. Se evaluó la relación entre la actividad de estas enzimas con el S y P en tejido vegetal y el efecto de la MOS y pH de los suelos sobre la actividad enzimática. Los resultados mostraron que hay una relación inversa entre actividad enzimática con la disponibilidad de S y P porque ante una menor disponibilidad de azufre en el suelo y de fósforo en tejido foliar se incrementaron la Actividad arilsulfatasa (AAS) y Actividad fosfatasa (AP). La AAS tuvo correlación significativa ($p \leq 0.0001$) positiva con el porcentaje de humedad ($r=0.51$) y negativa con el pH del suelo en H_2O ($r=-0.59$) y KCl ($r=-0.48$), y S-foliar ($r=-0.52$), mientras que la AP ácida se correlacionó de manera significativa ($p \leq 0.0001$) positiva con P-foliar ($r=0.51$) y negativa con el porcentaje de espacio poroso ($r=-0.52$). Como una causa del origen geológico (volcánico) del suelo, la AP alcalina tuvo menor correlación con P-foliar ($r=0.31$) porque se observó que la fosfatasa ácida tuvo mayor actividad que la alcalina.

Mediante cálculos estequiométricos asociados a la concentración de los productos de la AP y AAS, se pudo estimar que hubo una importante liberación del PO_4^{-3} y SO_4^{-2} que estuvo entre 50 y poco más de 300 kg de SO_4^{-2} ha^{-1} $día^{-1}$ y entre 1 y 22 kg de PO_4^{-3} ha^{-1} $día^{-1}$. Por su alta sensibilidad a los cambios en uso del suelo, la determinación de la AAS y AP, es una herramienta útil para ser utilizada como indicador de calidad del suelo, no solo por su correlación significativa con S y P sino porque además, ayuda a incrementar la fracción disponible del PO_4^{-3} y SO_4^{-2} para las plantas, aportando conocimientos sobre la disponibilidad y ciclo de estos elementos.

2. ABSTRACT

In this research, stoichiometric calculations was estimated by the release of SO_4^{-2}, $H_2PO_4^{-2}$ and HPO_4 from enzymatic hydrolysis in riparian soils the National Park Izta-Popo and its area of influence, in order to assess the importance arylsulfatase activity of acid and alkaline phosphatases and as a measure of fertility through the contribution of sulfates and phosphates to the soil solution. Along an altitudinal gradient between 2453 and 3722 m asl in sites with different land use transects were laid 30 m along the river where riparian soil surface was collected (10 cm thick) at one and five meters wide. We assessed the relation between the activity of these enzymes with the S and P in plant tissue and the effect of SOM and soil pH on enzyme activity. The results showed that there is an inverse relationship between enzyme activity with the availability of S and P because at a lower availability of soil sulfur and phosphorus in the leaf tissue increased arylsulfatase activity (ASA) and phosphatase activity (AP). The ASA had significant correlation ($p \leq 0.0001$) positively with humidity ($r = 0.51$) and negatively with soil pH in H_2O ($r = -0.59$) and KCl ($r = -0.48$), and S-leaf ($r = -0.52$), while the AP acid correlated significantly ($p \leq 0.0001$) foliar P-positive ($r = 0.51$) and negatively with the percentage of pore space ($r = -0.52$). As a result of geological origin (volcanic) soil, the alkaline AP had lower correlation with foliar P ($r = 0.31$) because it was found that the acid phosphatase activity was higher than alkaline.

Using stoichiometric calculations associated with the concentration of the products of the AP and ASA, it was estimated that there was a significant release of PO_4^{-3} and SO_4^{-2} that was between 50 and just over 300 kg of SO_4^{-2} ha^{-1} day^{-1} and between 1 and 22 kg of PO_4^{-3} ha^{-1} day^{-1}. Because of its high sensitivity to changes in land use, determining the AAS and AP, is a useful tool to be used as an indicator of soil quality, not only for its significant correlation with S and P but also because it helps increase the available fraction of PO_4^{-3} and SO_4^{-2} to the plants, providing knowledge about the availability and life cycle of these elements.

2. INTRODUCCIÓN

El suelo es un recurso dinámico y no renovable, cuya condición y funcionamiento es vital para la producción de alimentos y el mantenimiento de la calidad ambiental local, regional y global (Doran *et al*., 1999). Así, el suelo no solo es la base para la agricultura y los diferentes ecosistemas, sino que además de él depende toda la vida del planeta.

Entre los elementos que las plantas toman del suelo se tiene al nitrógeno (N), fósforo (P) y azufre (S), nutrimentos esenciales de gran importancia en la nutrición vegetal. El N y S son constituyentes de proteínas, enzimas, compuestos de reserva, y componentes de biomembranas. El P y N son constituyentes de nucleótidos, participan en la transferencia de energía (ATP), de electrones (NADP, NAPH), información genética (DNA y RNA) y metabolismo de proteínas (Marschner, 1995).

Las etapas esenciales de los ciclos globales del agua, C, N, P y S suceden en el suelo, la velocidad del reciclaje y la disponibilidad de estos elementos están siendo alteradas continuamente por las diferentes formas de vida y por la constante búsqueda de fuentes de alimento y energía (Doran *et al.*, 1999).

Los indicadores sobre la tensión o estrés en los ecosistemas pueden funcionar como "sensores", cuya perturbación es muy sensible y puede advertirnos sobre la degradación del suelo en comparación con otros ya que cambian poco a poco sus propiedades, como la materia orgánica (Dick, 1994). Las actividades enzimáticas del suelo son, por un lado, de los principales candidatos para ser utilizados como “sensores”, ya que integran información sobre el estado microbiológico del suelo y de sus propiedades fisicoquímicas (Aon y Colaneri, 2001).

Entre las enzimas del suelo, las fosfatasas catalizan la hidrólisis de los monoesteres de fosfato (EC 3.1.3), tienen especificidad relativamente amplia, capaz de actuar en una serie de diferentes sustratos estructuralmente relacionados, pero a tasas muy diferentes. Reciben diferentes nombres de acuerdo a su acción sobre los diferentes sustratos (Alef y Nannipieri, 1995).

Las sulfatasas presentes en el suelo, catalizan la hidrólisis del éster sulfato orgánico (EC 3.1.6) y han sido clasificadas de acuerdo al tipo de éster en arilsulfatasas. Han sido detectadas en microorganismos, plantas y animales (Nicholl y Roy, 1991 citados por Alef y Nannipieri, 1995).

Visser y Parkinson (1992) han sugerido que las propiedades biológicas y bioquímicas más útiles para determinar la calidad del suelo desde una perspectiva funcional, son aquellas relacionadas más íntimamente con el reciclado de nutrientes, porque proporcionan “información” sobre el estado funcional del suelo.

Con base en lo expuesto, considerando la importancia del creciente deterioro de los suelos ribereños de bosques templados atribuibles a las actividades antropogénicas y ante la carencia de información sobre la actividad de las enzimas, se planteó la siguiente pregunta de investigación: ¿La actividad de las enzimas arilsulfatasa y fosfatasas proporcionan información sobre el estado funcional de suelos ribereños?

4. MARCO TEÓRICO

4.1 Vegetación ribereña (Importancia)

Las riberas de los ríos son sistemas abiertos con propiedades físicas y biológicas propias, a lo largo de los cuales se redistribuye el material orgánico transportado por la corriente del río. Debido a la proximidad y la interacción con los cuerpos de agua, la vegetación ribereña tiene una forma lineal característica y constituye una zona de transición entre los sistemas terrestres y los acuáticos (Camacho *et al*, 2006). Se caracteriza por especies vegetales y formas de vida que difieren de aquellas de los bosques circundantes y se denomina riparia (Granados, 2006). Lot y Novelo (1990) señalan que en ellas predominan los géneros *Populus* en las zonas áridas y *Alnus* en regiones más templadas. El marcado contraste entre vegetación riparia y la de las tierras altas, produce una diversidad estructural y las características del borde realzan su utilidad para la fauna silvestre. La diversidad de la vegetación que va desde la superficie del agua hasta la parte superior del dosel, se encuentran diversas capas distintivas de vegetación (Granados, 2006).

Esta vegetación desempeña diversas funciones ecosistémicas, entre las que destacan:

(a) Estabilización del suelo de márgenes y orillas, aumentando su resistencia a la erosión.
(b) Retención de la escorrentía procedente de la cuenca
(c) Utilización de parte importante de los nutrientes disueltos en ella, evitando la eutrofización de las aguas del cauce
(d) Retención de sedimentos, que redunda en la mayor calidad del agua del cauce
(e) Mejora del paisaje
(f) Valor recreativo (González y García, 1998, citados en Camacho *et al,* 2006)

Las comunidades vegetales ribereñas proporcionan además hábitat y alimento para la fauna y son consideradas corredores para la dispersión de plantas y animales (Meave *et al*, 1991). Su composición y estructura condicionan tanto los procesos ecosistémicos como las condiciones biológicas de los cuerpos de agua. En suma, estas comunidades han sido consideradas como un sistema continuo que redistribuye materiales a través del paisaje y en el que se presenta una gran variedad de interacciones terrestres y acuáticas (Camacho *et al,* 2006).

A pesar de su importancia en el mantenimiento de la biodiversidad regional y en la generación de servicios ambientales, la vegetación ribereña en México ha sido relativamente poco estudiada.

Rzedowski (1978) la describe como la vegetación que se desarrolla a lo largo de corrientes de agua permanentes o semipermanentes, generalmente formada por árboles de hoja perenne, decidua o parcialmente decidua, con una altura de 4 a 40 m. Estas comunidades se encuentran desde el nivel del mar y hasta 2,800 m snm y con una distribución comúnmente espaciada e irregular.

4.2 Concepto de suelo y grupos de suelo en México

El suelo es definido como el material mineral u orgánico no consolidado, que yace sobre la superficie de la tierra que ha sido sometido e influenciado, con acción sostenida, durante el tiempo, por el material parental, clima, topografía, macro y microrganismos que difiere en sus propiedades físicas, químicas, biológicas y morfológicas del cual se derivó (USDA, 1999).

De acuerdo con el INEGI (2007), en México existen 26 de los 32 grupos de suelo reconocidos por el Sistema Internacional Base Referencial Mundial del Recurso Suelo (IUSS, 2007); siendo los dominantes Leptosoles (28.3 % del territorio), Regosoles (13.7%), Phaeozems (11.7%), Calcisoles (10.4%), Luvisoles (9%) y Vertisoles (8.6%), que en suma cubren 81.7 % del país (Román, 2010). En la figura 1 se observan los principales grupos de suelo en México.

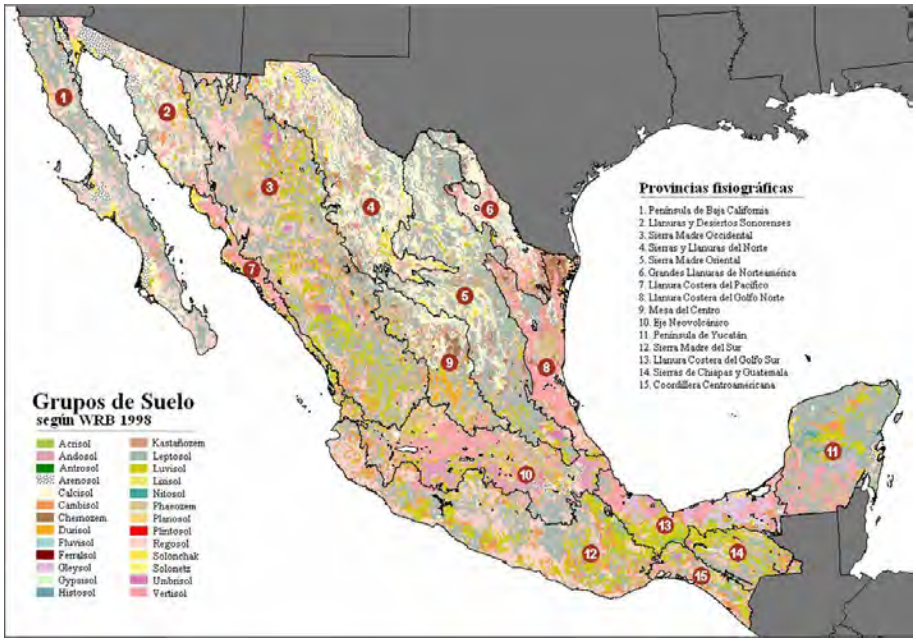


Figura 1. Principales grupos de suelo en México adecuado por INEGI 2007, basado en WRB 1998.

4.3 Fertilidad, calidad del suelo y sus indicadores

El suelo es una mezcla de materiales orgánicos e inorgánicos conteniendo una gran variedad de macroorganismos (por ejemplo lombrices, hormigas, tijerillas, etc.) y microorganismos (como bacterias, algas, hongos). El suelo provee ancla y soporte para las plantas, las cuales extraen agua y nutrientes de él. Estos nutrientes son devueltos al suelo por la acción de los organismos sobre las plantas muertas o en vía de morirse y sobre la materia de origen animal.

La fertilidad es la función principal de la eficiencia en este ciclo de reciclaje continuo (Figura 2). La proporción de nutrimentos no disponibles, sea en la biomasa o en el suelo, en un momento dado, es función del clima. Los organismos del suelo son inactivos a bajas temperaturas. La actividad aumenta conforme aumenta la temperatura (pero cesa de nuevo cuando hace mucho calor).

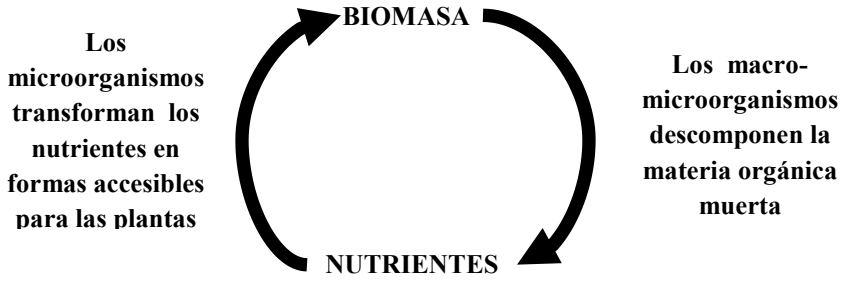


Figura 2. Fertilidad de suelos

La fertilidad del suelo puede ser definida como la capacidad del suelo para suministrar a las plantas agua y nutrientes esenciales para su crecimiento y desarrollo. Los factores que determinan la fertilidad se pueden clasificar en:

1. Físicos, que condicionan el desarrollo del sistema radicular, y su aporte hídrico. La fertilidad física se identifica por: textura, estructura, porosidad, aireación, capacidad de retención hídrica, estabilidad de agregados, etc.

2. Químicos, que hace referencia a la reserva de nutrientes y su aporte a las plantas. Se caracteriza por: capacidad de cambio de cationes, pH, materia orgánica, macronutrientes (N, P, K, Ca, Mg, S) y micronutrientes (B, Fe, Mo, Mn, Zn, Cu, Na y Cl), y sus formas químicas en el suelo que condicionan su biodisponibilidad.

3. Biológicos, determinados por la actividad de los microorganismos del suelo. La microflora del suelo utiliza la materia orgánica como sustrato y fuente de energía, interviniendo en la producción de enzimas, ciclo de C y de N, transformaciones biológicas de nutrientes y procesos de humificación y mineralización.

Entonces, en áreas templadas, donde hay mucha diferencia entre las temperaturas altas del verano y las muy bajas del invierno, la actividad de los organismos del suelo baja o cesa durante el invierno. Esto resulta en una capa gruesa de basura orgánica y hojarasca. En áreas subtropicales y tropicales, donde la temperatura promedia es alta todo el año, los organismos del suelo son constantemente activos. Por consecuencia, la capa orgánica es delgada, el reciclaje de los nutrientes es relativamente rápido y continuo. En áreas templadas el reciclamiento de nutrientes es relativamente lento y periódico (Lea Harrison, 1992).

La calidad del suelo abarca tres componentes básicos: las características biológicas, las físicas y las químicas; mientras que la salud está determinada principalmente por sus características ecológicas. Un ecosistema saludable está definido por la integración de los ciclos de los nutrientes y flujos de energía, y por la estabilidad y elasticidad frente a una alteración o estrés. Sin embargo, las propiedades que se utilizan como indicadores de calidad no necesariamente están directamente relacionadas con la salud (Van Bruggen y Semenov, 2000).

La calidad del suelo está determinada por funciones simultáneas como el sostener la productividad de los cultivos, el mantener la calidad del agua y del aire, y el proporcionar condiciones saludables para plantas, animales y el hombre dentro de los límites de un ecosistema. Al utilizar la salud y la calidad como herramientas para evaluar la sostenibilidad es necesario tener en cuenta las escalas espacio temporales, las cuales dependen de las propiedades inherentes (asociadas con los factores formadores) y de las propiedades dinámicas (que pueden ser afectadas por acciones humanas), ya que el recurso suelo y los ecosistemas que soporta son dinámicos en el espacio y el tiempo, lo cual acarrea limitaciones e incertidumbres acerca del conocimiento que de éstos tenemos (Karlen *et al.*, 2001).

La sostenibilidad en este contexto responde a seis de las funciones del suelo (Doran y Safley, 1997), tres ecológicas: producción de biomasa (comida, fibra, energía), la capacidad de filtrar, amortiguar y transformar la materia, para proteger el ambiente y los nacimientos de agua de la contaminación y proporcionar hábitat y ser reservorio genético para plantas, animales y organismos que deben ser protegidos de la extinción. También tres relacionadas con las actividades humanas como medio físico que sirve de base espacial para estructuras técnicas e industriales y actividades

socioeconómicas, fuente de materia prima y suplemento de agua, arcilla, arena, grava, minerales, entre otros y como parte de la herencia cultural al contener tesoros arqueológicos y paleontológicos importantes para preservar la historia de la tierra y de la humanidad.

Para que las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo sean consideradas indicadores de calidad de suelo deben de cumplir las siguientes condiciones (Doran y Parkin, 1994):

- Describir los procesos del ecosistema.
- Integrar propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo.
- Reflejar los atributos de sustentabilidad que quieren medir.
- Ser sensibles a variaciones de clima y manejo.
- Ser accesibles a muchos usuarios y aplicables a condiciones de campo.
- Ser reproducibles.
- Ser fáciles de entender.
- Ser sensibles a los cambios en el suelo que ocurren como resultado de la degradación antropogénica.
- Cuando sea posible, ser componentes de una base de datos del suelo ya existente.

Los indicadores disponibles para evaluar la calidad del suelo pueden variar de localidad a localidad dependiendo del tipo y uso, función y factores de formación del suelo. La identificación de indicadores apropiados para evaluar calidad del suelo depende del objetivo, que debe de con siderar los múltiples componentes de la función del suelo, en partículas, el productivo y el ambiental.

4.4 Actividad de enzimas del suelo

Las enzimas son proteínas cuyo papel fundamental es catalizar las reacciones químicas en los sistemas vivos; actúan sobre sustratos específicos transformándolos en productos necesarios para los ciclos biológicos. Los microorganismos del suelo y la rizósfera liberan enzimas al suelo a través de secreción y lisis celular. Un bajo porcentaje de estas proteínas quedan inmovilizadas y estabilizadas con diferentes componentes de la fase sólida del suelo, como las arcillas, moléculas orgánicas y complejos organominerales (Noinville *et al*, 2004).

Al igual que en los otros sistemas vivos, la velocidad de la reacción catalizada por una enzima en el suelo es dependiente del pH, fuerza iónica, temperatura y presencia o ausencia de inhibidores (Burns R.G, 1982).

Dependiendo del material, la interacción se da por mecanismos que incluyen: microencapsulación, enlaces transversales, formación de copolímeros, adsorción, entrapamiento, intercambio iónico y enlaces covalentes (Dick y Tabatabai, 1992). Solo un bajo porcentaje de las enzimas que abandonan las células se encuentran estabilizadas, ya que se liberan a un ambiente inhóspito donde pueden ser sometidas a desnaturalización no biológica, adsorción, inactivación o degradación por proteasas.

En la figura 3 se resumen las fuentes y estados de las enzimas en el suelo

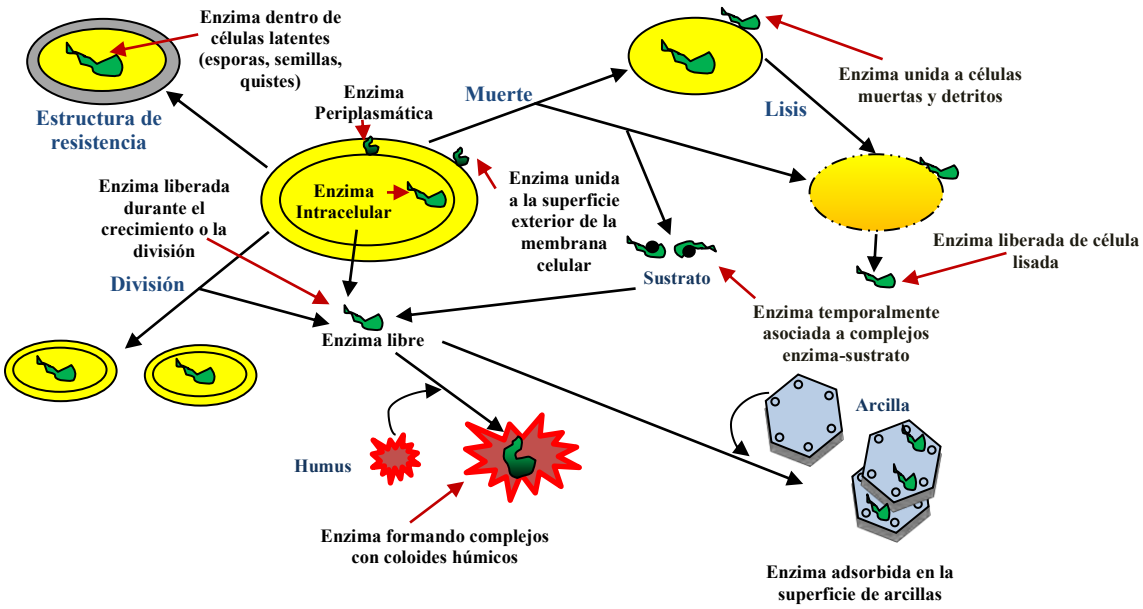


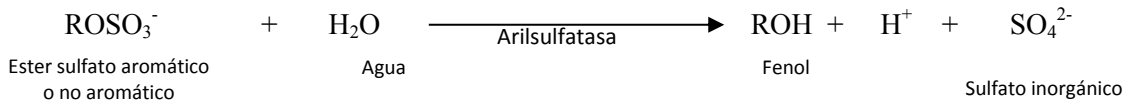
Figura 3. Fuentes y estados de las enzimas en el suelo (basado en Ochoa *et al*, 2007).

Como puede verse la actividad enzimática es un sensor de la degradación del suelo ya que ofrece información acerca de las condiciones físicas y químicas del suelo (Suastegui, 2009) y son usadas en estudios de tratamiento sobre fertilidad del suelo.

4.5 Arilsulfatasa

La arilsulfatasa (EC 3.1.6.1) cataliza la hidrólisis orgánica del ester sulfato, y a veces puede limitar la velocidad de los procesos cíclicos (Xiangzhen y Pariente, 2003). Mientras que los hongos almacenan los ésteres de sulfatos sintetizados principalmente dentro de sus células, las bacterias los excretan a la solución del suelo (Dick, 1994; Curtin, 2007).

La siguiente reacción representa la catálisis de la enzima arilsulfatasa:



La arilsulfatasa fue descubierta en 1911 en caracoles purpuras (Nicholls y Roy, 1971 citado por Tabatabai, 1994). Así, los ésteres de sulfato representan una fracción considerable (por encima del 70% en la mayoría de los suelos aeróbicos) del azufre total constituyendo la principal reserva de azufre en los suelos, pero sólo está disponible para las plantas después de la hidrólisis del sulfato inorgánico (Kertesz, 1999). Estos descubrimientos sugieren que esta fracción de S en la superficie del suelo está presente en forma de éster-sulfato y sugiere que la arilsulfatasa puede desempeñar el papel de mineralizar el azufre orgánico de los suelos y ponerlo a disposición para el crecimiento de las plantas.

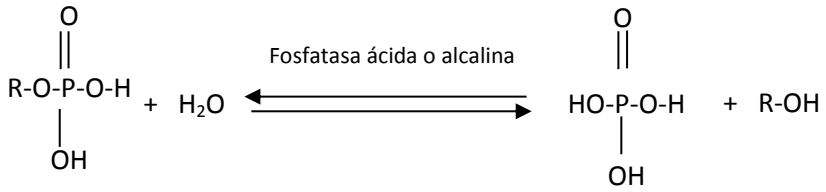
La actividad de las arilsulfatasas se ve influenciada por la concentración de sulfato inorgánico en el suelo, otros parámetros que influyen en la actividad de las arilsulfatasas son el pH, variaciones estacionales en el contenido de humedad del suelo o la presencia de metales pesados (Zwikel et al., 2007).

4.6 Fosfatasas ácidas y alcalinas

Las fosfatasas han sido descritas como un grupo de enzimas que catalizan la hidrólisis de ésteres y anhídridos de H_3PO_4 (Tabatabai, 1994). La comisión sobre enzimas de la Unión Internacional de Bioquímica ha clasificado estas enzimas en cinco grandes grupos. Incluye a las hidrolasas de monoester fosfórico (EC 3.1.3), hidrolasas de diéster fosfórico (EC 3.1.4), hidrolasas de monoester trisulfúrico (EC 3.1.5), enzimas que actúan en anhídridos fosfóricos (EC 3.6.1), enzimas que actúan en los enlaces P-N (EC 3.9) y fosfomidasas (EC 3.9.1.1).

Las Fosfomonoesterasas han sido muy estudiadas en el suelo, ya que catalizan la hidrólisis de monoéster fosfórico orgánico a fósforo inorgánico que toman las plantas. De acuerdo a su pH óptimo, las fosfomonoesterasas se clasifican como fosfatasas ácidas (EC 3.1.3.2), neutras y alcalinas (EC 3.1.3.1), las dos primeras se han detectado en animales, microbios y células vegetales.

Por otro lado las alcalinas sólo se han encontrado en microorganismos y animales (Alef y Nannipieri, 1995). La reacción catalizada por las fosfatasas ácidas y alcalinas es:



Las fosfatas del suelo, pueden originarse, como respuesta adaptativa al estrés por deficiencia de P, por raíces de plantas superiores, microorganismos del suelo de vida libre como *Aspergillus sp* y por bacterias como *Bacillus megaterium* y *Pseudomonas sp* que se han reconocido por su efecto positivo por la producción de sustancias de crecimiento que estimulan el metabolismo de las plantas, que funcionan en forma antagónica ante organismos parásitos además de producir hormonas del tipo de las giberelinas (Pierre, 2004) y hongos ectomicorrízicos como Pisolithus tinctorius que contribuyen a la mineralización del P (Naseby *et al.*, 1998).

Las fosfatasas del suelo son importantes en la nutrición de P para las plantas porque interviene en la liberación de P inorgánico ya que son producidas por bacterias, hongos y la fauna que se encuentra en el suelo (Astudillo, 2006).

Entre 30 y 70% del P del suelo, se encuentra en la MOS en complejos ésterfosfato cuya prin cipal fracción aparece en derivados del ácido fítico que para ser utilizado, debe ser hidrolizado por enzimas fosfatasa para liberar $H_2PO_4^-$ y HPO_4^{2-} (Kang y Freeman, 1999, Citado por Cruz-Flores, 2003).

4.7 Esencialidad de elementos químicos para las plantas

Un elemento esencial debe cumplir cada uno de los tres criterios que se mencionan a continuación:

- La planta no podrá completar su vida en ausencia del elemento.
- La acción del elemento deberá ser específica y ningún otro elemento puede sustituirlo completamente.
- El elemento deberá estar implicado en la nutrición de la planta; esto es, ser un constituyente de un metabolito esencial o, por lo menos, ser necesaria su presencia para la acción de una enzima esencial, y no ser simplemente la causa para que otros elementos sean fácilmente asimilables, o ser por lo menos un antagonista de un efecto tóxico de otros elementos (Marschner, 1995.).

Los nutrimentos ejercen funciones específicas en la vida de las plantas, las cuales pueden ser clasificadas en tres grandes grupos:

- Estructural: Elemento que forma parte de la molécula de uno o más compuestos orgánicos (aminoácidos y proteínas).
- Constituyentes de enzimas: Se trata de un caso particular del primero y se refiere a elementos, generalmente metales o elementos de transición que forman parte del grupo prostético de enzimas y que son esenciales en las actividades de las mismas. Este es el caso del Cu, Zn, Mn, Mo y Ni.
- Activador enzimático: Forma parte del grupo prostético o elemento disociable de la fracción proteica de la enzima y es necesario en las actividades de la misma (Cruz, 2006).

Dieciséis elementos son considerados como esenciales: Carbono (C), Hidrógeno (H), Oxígeno (O), Nitrógeno (N), Fósforo (P), Potasio (K), Azufre (S), Calcio (Ca), Magnesio (Mg), Hierro (Fe), Zinc (Zn), Manganeso (Mn), Cobre (Cu), Molibdeno (Mo), Boro (B) y Cloro (Cl). A su vez, pueden clasificarse como macronutrimentos (C, H, O, N, P, K, S, Ca y Mg) y micronutrimentos (Fe, Cu, Zn, Mn, Mo, B y Cl) (Domínguez, 1989). Los primeros son necesarios en cantidades relativamente grandes de más de 500 partes por millón (ppm). Los micronutrientes se necesitan en cantidades mucho más pequeñas, de ordinario de menos de 50 ppm (Donahue, 1981).

Los elementos C, O, H, N y S son constituyentes de compuestos orgánicos básicos en el metabolismo de la planta, los dos primeros formando parte del grupo carboxilo, el N en amidas y amino principalmente (proteínas, aminoácidos, ácidos nucleicos, nucleoproteínas, clorofila, etc.) y el S como grupo sulfhídrilo, participando en todos ellos el H.

4.8 Descomposición de hojarasca, de MO del suelo y retorno de elementos.

Se emplean varias definiciones del término hojarasca. Ibáñez 2006, la define como uno de los horizontes constituyentes del suelo y es llamado horizonte A_{00}, el cual está constituido en su mayoría por restos vegetales recientemente desprendidos por la vegetación (hojas secas, frutos, pequeñas ramas, trozos de corteza, etc.).

La descomposición de la hojarasca constituye la vía principal de entrada de los nutrientes en el suelo y es clave en el reciclado de la materia orgánica y nutrientes (Vitousek *et al.* 1994), constituyendo el escenario más evidente de los procesos de respiración y descomposición. Sin embargo, este material es a menudo descartado de los análisis de suelos convencionales, a pesar de

ser uno de los horizontes con mayor actividad biológica (Bardgett, 2005), ya que puede ser colonizado por microorganismos, mesofauna y macrofauna, los cuales contribuyen al flujo respiratorio y otros procesos biogeoquímicos (Brussaard, 1997).

La materia orgánica del suelo es uno de los materiales más complejos que existe en la naturaleza. Esencialmente todos los residuos de plantas y animales retornan al suelo donde se mineralizan o descomponen por acción de los microorganismos, convirtiéndose en humus, el cual actúa como un depósito que libera gradualmente los elementos N, P, S y micronutrientes esenciales para la nutrición de las plantas y para la población microbiana del suelo (Cenicafé, 1993). La materia orgánica desempeña un papel importante en la estructura, aireación y capacidad del suelo para sostener el agua, y ofrece un medio favorable para el crecimiento de raíces y para la captación de nutrientes. El humus, la fracción más estable de la materia orgánica, forma asociaciones de enlaces con partículas de arcillas, las cuales incrementan la agregación del suelo y la formación de microporos, lo que mejora la estructura del suelo (Vaast y Snoeck 1999). Los contenidos de materia orgánica y de N en los suelos están determinados, en primer lugar, por el clima y la vegetación y en segundo lugar, por factores locales como el relieve, material parental del suelo, tipo y duración de la explotación de los suelos y por otras características físicas y microbiológicas (Fassbender y Bornemiza 1987).

El aporte de materia orgánica supone una adición de fuente de alimento y energía para los microorganismos y fauna responsable de llevar a cabo los ciclos bioquímicos en la naturaleza, presentando efectos directos e indirectos sobre la disponibilidad de nutrientes para el crecimiento vegetal, sirviendo como fuente de N, P, y S a través de su mineralización por los microorganismos del suelo (Silva *et al.* 1992).

La biomasa microbiana en los residuos aumenta el movimiento de la materia orgánica del suelo, a través de reacciones concurrentes de inmovilización, mineralización y estabilización. Estos procesos fundamentales ayudan a mantener el ciclo de nutrición de las plantas y es importante para la conservación de la materia orgánica del suelo a largo plazo, a través de la producción de precursores de sustancias húmicas. La formación de sustancias orgánicas estabilizadoras de la estructura del suelo depende principalmente, de la incorporación de residuos y de las prácticas de manejo de suelos (Voroney *et al.* 1989).

Teniendo en cuenta las variables anteriormente mencionadas Aerts (1997) se refirió al proceso de descomposición de hojarasca como procesos físicos y químicos involucrados en reducirla a sus constituyentes químicos elementales. Sin embargo Swift *et al.* (1979) y Coûteaux *et al.* (1995) describen que involucra dos procesos simultáneos y fundamentales: la mineralización y la

humificación. En el proceso de humificación se condensan amorfamente anillos aromáticos, compuestos cíclicos de nitrógeno y cadenas peptídicas (Coyne, 1999) y contribuye a la fertilidad del suelo en tres formas: cementa las partículas del suelo formando unidades estructurales o agregados de suelo, ayuda a la retención de cationes intercambiables y conserva nutrientes y energía (Lavelle *et al.* 1993). La mineralización se define como la transformación de compuestos orgánicos en compuestos inorgánicos disponibles para las plantas y microorganismos (Coyne, 1999).

4.9 N, P y S para el crecimiento de las plantas

El N, P y S, se clasifican como macronutrimentos, estos a su vez se consideran como elementos esenciales.

A continuación se presenta una tabla sobre la esencialidad en estructura y función del N, P y S.

Cuadro 1. Elemento, concentración y funciones del N, P y S (tomado de Cruz, 2006).

Elemento y forma química absorbida	Concentración con base en tejido seco	Funciones
	mg kg^{-1}	
N (NO_3^{1-}, NH_4^{1+}) y S (SO_4^{2-})	N: $15X10^3$ S: $1X10^3$	**N y S:** Constituyentes de las proteínas, de enzimas, compuestos de reserva, componentes de las biomembranas. El **S,** está además relacionado con algunos procesos energéticos de la célula vegetal y en procesos antioxidantes de la célula y de tolerancia a altas concentraciones de metales pesados como **Cd y Zn.**
P (HPO_4^{2-}, $H_2PO_4^{1-}$) y N (NO_3^{1-}, NH_4^{1+})	P: $2X10^3$	**P y N:** Nucleótidos, transferencia de energía (ATP), transferencia de electrones (NADP), información genética (DNA y RNA) y en el metabolismo de las proteínas. Fosfolípidos-membranas fosfato inorgánico-síntesis de ATP.

El desarrollo de las plantas depende, en gran medida, de un adecuado suministro de N para la formación de aminoácidos, proteínas y otros constituyentes celulares. Asimismo, el contenido de N se relaciona estrechamente con la capacidad fotosintética, ya que el N que constituye la clorofila, proteínas del tilacoide y enzimas principalmente RUBISCO representa alrededor de 75% del nitrógeno orgánico en la hoja (Bolton y Brown, 1980; Evans, 1983 citados por Trejo et al., 2005).

La mayoría de las plantas pueden utilizar diversas formas de nitrógeno, incluyendo amoniaco volátil (NH3), óxidos de N (NO2), N mineral (NO3- y NH4+) y N orgánico (péptidos, aminoácidos y otros) (Von Wirén et al., 1997 citados por Trejo et al., 2005).

Cantidades excesivas de nitrógeno dan hojas con células tan grandes y de pared tan delgada que son fácilmente atacadas por insectos y patógenos, mientras que una provisión muy baja de nitrógeno da hojas con células pequeñas y paredes gruesas y, en consecuencia, duras o fibrosas.

El fósforo, como ortofosfato, desempeña un papel fundamental en un gran número de reacciones enzimáticas que dependen de la fosforilización, por tal motivo es un constituyente del núcleo celular, siendo esencial para la división de las células y desarrollo de tejidos meristemáticos. Por tal razón la disponibilidad de fósforo es esencial para el crecimiento de las plantas y es un factorlimitante en los ecosistemas forestales (Críquet et al., 2004). Las plantas absorben la mayor parte del P bajo la forma de $H_2PO_4^-$ y en menor proporción, bajo la forma de HPO_4^{2-} (Astudillo, 2006).

El azufre en suelo esta en dos formas, inorgánicas y orgánicas, en algunos suelos húmedos se puede encontrar en formas de pirita (FeS_2) y hornblenda (ZnS), en la solución del suelo se encuentra como ion sulfato (SO_4^{-2}). La variación total del azufre en el suelo está en un rango del 0.01 a 0.16% (Santana, 2002). En suelos forestales, gran parte del S se acumula en la materia orgánica de los horizontes superiores. Aunque el S se utiliza aproximadamente en las mismas cantidades que el P, esta más disponible en el suelo. Las bacterias que oxidan el S pueden convertir el S libre y el que existe en los compuestos orgánicos, en sulfato y ácido sulfúrico. El S puede absorberse fácilmente como sulfato o lixiviarse del suelo en ausencia de vegetación (Domínguez, 1989).

5. ANTECEDENTES

Los procesos de degradación ambiental se intensificaron mundialmente en las últimas seis décadas como producto de las actividades humanas. Las causas de esta degradación son múltiples y pueden dividirse en factores directos (deforestación, sobreexplotación de organismos, cambio climático, especies invasoras, contaminación, entre otros) e indirectos (demografía, patrones y niveles de consumo, gobernabilidad, tecnología). Los parques nacionales tienen diferentes funciones como:

i) conservar la biodiversidad y los ecosistemas,
ii) resguardar los hábitat de especies en peligro,
iii) preservar prístinos los grandes escenarios naturales,
iv) garantizar la diversidad cultural,
v) promover la educación y la recreación,
vi) impulsar la investigación,
vii) proteger los yacimientos paleontológicos.

En el caso del Parque Nacional Izta-Popo (PNIP), el primer antecedente de protección ecológica para esta región se da en 1933 al declararse como zona protectora forestal a los terrenos situados en las vertientes y planicies que forman parte de la Gran Cuenca de México.

Posteriormente, el 8 de noviembre de 1935 el presidente Lázaro Cárdenas declara como primer Parque Nacional de su administración (tercero en el país), a la Iztaccíhuatl y al Popocatépetl con la finalidad de proteger las cuencas hidrográficas altas de los valles de México, Puebla, Tlaxcala y Morelos además de promover la conservación de los suelos, vegetación forestal, flora y fauna. El objetivo era evitar alteraciones hidrológicas, impedir las lluvias torrenciales negativas para la agricultura y para las poblaciones de los valles, y los cambios en el régimen climático; además de preservar la belleza natural de la zona y favorecer su importante potencial turístico. El decreto estableció como límite inferior del parque la curva de nivel de los 3,000 m snm sin especificar superficie.

Haciendo estudios para delimitar el área del Parque, se confirmó que los terrenos forestales de las haciendas de Zoquiapan, Ixtlahuacan y Río Frío habían quedado comprendidos dentro de él, por lo que debían pasar al Departamento Forestal de Caza y Pesca, encargado de la administración del Parque Nacional. Esto se hace mediante un decreto presidencial el 13 de marzo de 1937. El decreto anterior establece que los cerros de Tláloc y Telapón pasan a formar parte del Parque Nacional Iztaccíhuatl-Popocatépetl, por los que su superficie final es de 28772.076 hectáreas.

En el año 2001, Grupo Modelo, en forma conjunta con la Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas y Pronatura México, A.C., inició con el desarrollo del Programa "Restauración, protección y conservación de los Recursos Naturales del Parque Nacional Iztaccíhuatl – Popocatépetl", los primeros trabajos de restauración ecológica y educación ambiental en el Parque Nacional Iztaccíhuatl – Popocatépetl. Para tal fin, en ese año, las tres instituciones suscribieron un convenio de colaboración para la realización del programa. La alianza estratégica que nació con ese acto, se suscribió con el lema "Juntos en la conservación" (CONANP, 2010).

Una de las estrategias utilizadas por el Parque Nacional para lograr su conservación es el desarrollo de diversos trabajos con la gente que habita en la zona de influencia, lo que tiene el doble objetivo de bajar la presión sobre los recursos naturales y proporcionar alternativas de desarrollo sustentable a las comunidades. Estos trabajos se llevan a cabo a través del Programa de Empleo Temporal (PET), el Programa de Conservación para el Desarrollo Sostenible (PROCODES) y Maíz Criollo.

Algunos trabajos de investigación relacionados con la calidad del suelo y del agua realizados en el Parque Nacional Izta-Popo son los siguientes:

- Hernández y Sánchez. 2006. “El PN Iztaccíhuatl-Popocatepetl-Zoquiapan y el impacto ecológico-social de su deterioro”.
- Cruz F. G., *et al*. 2009. “Descripción de propiedades fisicas y químicas de agua y suelo en ambientes riparios en la exposición occidental del PN Izta-Popo. UMIEZ L-8.
- Baltasar y Cruz. 2009. “Actividad arilsulfatasa y su relación con azufre en suelos del PN Izta-Popo”.
- Ramos. 2008. “Procesos morfodinámicos de la vertiente norte del volcán Popocatepetl”. Tesis de maestría.
- Suastegui. 2009. “Contribución de la actividad de la Ureasa a la liberación N en suelos de uso agrícola y Forestal”. Tesis de licenciatura, UNAM.
- Astudillo. 2006. “Fosfatasa ácida y alcalina del suelo y su efecto en la disponibilidad del P en suelos de bosques templados de México”. Tesis de licenciatura, UNAM.

Los trabajos realizados en el PN Izta-Popo, mencionan que las partes más afectadas son las que se encuentran a menores altitudes, observaron que la mayor actividad enzimática (arilsulfatasa, fosfatasa y ureasa) fue debido a una baja concentración de nutrimentos, por lo cuál las enzimas se encargan de equilibrar el ciclo de nutrimentos.

6. ÁREA DE ESTUDIO

6.1 Areas Naturales Protegidas

En base al artículo 3 de la LGEEPA, las Áreas Naturales Protegidas son "las zonas del territorio nacional y aquéllas sobre las que la nación ejerce su soberanía y jurisdicción, en donde los ambientes originales no han sido significativamente alterados por la actividad del ser humano o que requieren ser preservadas y restauradas". Los objetivos tradicionales de creación de las áreas naturales protegidas son:

- Preservar los ambientes naturales representativos de las diferentes regiones biogeográficas y ecológicas del país,
- Preservar los ecosistemas frágiles, para asegurar el equilibrio y la continuidad de los procesos evolutivos y ecológicos;
- Asegurar la preservación y el aprovechamiento sustentable de la biodiversidad en todos sus niveles de organización, en particular de las especies en peligro de extinción, amenazadas, raras, sujetas a protecciones especiales y endémicas;
- Proporcionar un campo propicio para la investigación científica, así como para el rescate y divulgación de conocimientos y prácticas tradicionales
- Desarrollar tecnologías que permitan conservar la biodiversidad; y proteger los entornos naturales de otras áreas de importancia cultural como son zonas de importancia arqueológica, histórica, artística y turística.

Las Áreas Naturales Protegidas, se constituyeron para ser el instrumento principal y determinante en la conservación de la biodiversidad y de los bienes y servicios ecológicos. Representan la posibilidad de la armonía equilibrada para lograr la integridad de los ecosistemas, donde no se reconocen límites político-geográficos.

6.2 Ubicación geográfica

El Parque Nacional Izta-Popo, Zoquiapan se encuentra en la parte centro-oriental del Eje Volcánico Transversal. Ocupa parte de la Sierra Nevada en su porción sur y de la Sierra de Río Frío en su porción norte. Se localiza entre las siguientes coordenadas geográficas: límite extremo norte 98° 40' 18" y 19° 28' 2"; límite extremo oeste 98° 46' 40" y 19° 20' 29"; límite extremo este 98° 37' 28" y 19° 16' 16"; límite extremo sur 98° 40' 27" y 19° 14' 36".

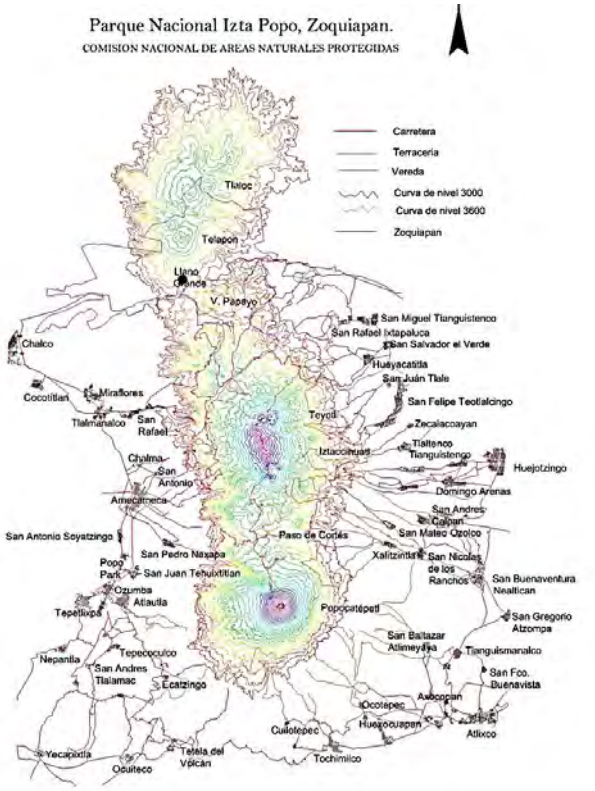


Figura 4. Tomado de CONANP

Abarca una superficie de 40,008 hectáreas dividida entre los estados de México, con 28,461 hectáreas (71.14%); Puebla con 11,047 hectáreas (27.61%); y Morelos con 499 hectáreas (1.25%).

Tiene jurisdicción en los municipios de Texcoco, Ixtapaluca, Chalco, Tlalmanalco, Amecameca, Atlautla y Ecatzingo, en el Estado de México; Tlahuapan, San Salvador el Verde, Chauitzingo, Huejotzingo, San Nicolás de los Ranchos y Tochimilco, en Puebla; y Tetela del Volcán, en Morelos. Sus geoformas (sierra, conos volcánicos y laderas) son de origen volcánico, predominando rocas basálticas y andesititas. En él se encuentran la segunda y tercera cumbres más altas de México: el Popocatépetl (5,452 m snm) y la Iztaccíhualt (5,280 m snm) que dan nombre al parque nacional (Figura 3).

6.3 Edafología

De acuerdo con la clasificación de la WRB 2007, las unidades de suelo presentes en el área del parque (Según la carta edafológica E14-B41, escala 1: 50000, INEGI) son:

Leptosoles

Son suelos que se encuentran en todos los climas y con muy diversos tipos de vegetación. Se caracterizon por tener una profundidad menor de 10 centímetros hasta la roca, tepetate o caliche duro. Se localizan en todas las sierras de México, en mayor o menor proporción, en laderas, barrancas y malpaís, así como en lomeríos y en algunos terrenos planos. Tienen características muy variables, en función del material que los forma. Pueden ser fértiles o infértiles, arenosos o arcillosos. Su susceptibilidad a erosionarse depende de la zona en donde se encuentren, de la

topografía y del mismo suelo, y puede ser desde moderada hasta muy alta. Aunque esos suelos pueden estar asociados con regosoles y andosoles en ciertas áreas muy restringidas, generalmente son poco desarrollados debido a la velocidad de percolación del agua que impide el establecimiento de algún tipo de vegetación, lo que aunado al clima presente a altitudes mayores de 4,000 m snm dificulta el desarrollo del suelo.

Regosoles

Son suelos que se pueden encontrar en muy distintos climas y con diversos tipos de vegetación. Se caracterizan por no presentar capas distintas. En general son claros y se parecen bastante a la roca que los subyace, cuando no son profundos. Se encuentran en las playas, dunas y, en mayor o menor grado, en las laderas de todas las sierras mexicanas, muchas veces acompañado de Litosoles y de afloramientos de roca o tepetate.

Frecuentemente son someros, su fertilidad es variable y su uso agrícola está principalmente condicionado a su profundidad y al hecho de que no presenten pedregosidad. En las regiones costeras se usan algunos Regosoles arenosos para cultivar cocoteros y sandía, entre otros frutales, con buenos rendimientos. En Jalisco y otros estados del centro, se cultivan principalmente granos, con resultados moderados o bajos. En las sierras encuentran un uso pecuario y forestal, con resultados variables, en función de la vegetación que exista. Son de susceptibilidad variable a la erosión.

Andosoles

Son suelos poco desarrollados derivados de cenizas volcánicas y otros materiales piroclásticos. Suelen encontrarse en zonas montañosas resultado de la actividad volcánica. Suelen estar ocupados por vegetación templada, particularmente por bosques de coníferas y de encino. Estos suelos suelen ser poco fértiles y muy susceptibles a la erosión, por lo que se recomienda un uso de suelo forestal.

- húmico: Se forman en cenizas de edad media y viejas en laderas húmedas y templadas. La meteorización está bastante avanzada. Suelos flojos, ricos en alófanos con contenidosaltos de substancias orgánicas.
- mólico: Se forman en laderas bajas, cálidas y secas en el material de piroclástica antigua. Son andosoles con horizontes A, B, y C con una saturación muy alta.
- ócrico: Por medio de la erosión y la pérdida de humus los andosoles mólicos se transforman por medio de actividades agrícolas en andosoles ócricos.
- vítrico: Suelos poco desarrollados formados a partir de cenizas recientes.

Cambisoles

Estos suelos por ser jóvenes y poco desarrollados, se presentan en cualquier clima, menos en las zonas áridas. Puede tener cualquier tipo de vegetación, ya que ésta se encuentra condicionada por el clima y no por el tipo de suelo. Se caracterizan por presentar en el subsuelo una capa que parece más suelo de roca, ya que en ella se forman terrones, además pueden presentar acumulación de algunos materiales como arcilla, carbonato de calcio, hierro, manganeso, etcétera, pero sin que esta acumulación sea muy abundante.

Los rendimientos que permiten varían de acuerdo con la subunidad de Cambisoles de que trate y el clima en que se encuentren. Son de moderada a alta susceptibilidad a la erosión.

Phaeozems

Son suelos que se encuentran en varias condiciones climáticas, desde regiones semiáridas, hasta templadas o tropicales muy lluviosas, así como en diversos tipos de terrenos desde planos hasta montañosos. Pueden presentar casi cualquier tipo de vegetación en condiciones naturales. Su característica principal es una capa superficial obscura, sube, rica en materia orgánica y en nutrientes.

Este tipo de suelo se encuentra en el área de zonas de influencia del Parque Nacional Izta-Popo:

Fluvisoles

Se caracterizan por estar formados siempre por materiales acarreados por agua. Están constituidos por materiales disgregados que no presentan estructura en terrones, es decir, son suelos muy poco desarrollados. Se encuentran en todos los climas y regiones de México, cercano siempre a los lagos o sierras desde donde escurre el agua a los llanos, así como en los lechos de los ríos. La vegetación que presentan varía desde selvas hasta matorrales y pastizales, y algunos tipos de vegetación son típicos de estos suelos como los ahuehuetes, ceibas o sauces. Presentan muchas veces capas alternadas de arena, arcilla o grava, que son producto del acarreo de dichos materiales por inundaciones o crecidas no muy antiguas. Pueden ser someros o profundos, arenosos o arcillosos, fértiles o infértiles, en función del tipo de materiales que lo forman.

En la figura 4 se puede ver los tipos de suelo según corte por región:

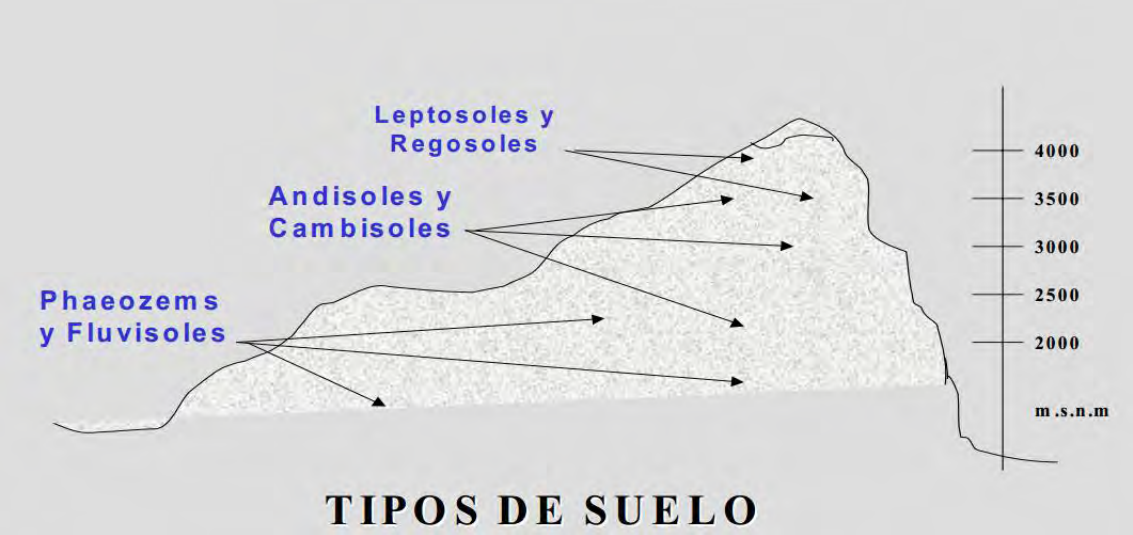


Figura 5. Tipos de suelo presentes en el Parque Nacional Izta-Popo y zonas de influencia por altitud tomado (SEMARNAT, 2005).

En el piso montano y submontano (3 600 m snm) predominan suelos indiferenciados delgados (regosol y leptosoles) los cuales soportan zacatonal submontano.

Por lo anterior, se comprende que los suelos presentes en todo el parque estarán siempre asociados con su origen volcánico, sin importar la zona donde uno se encuentre, solo variando el grado de desarrollo.

6.4 Hidrología

Los recursos hídricos que nacen en el Parque Nacional son originados principalmente por el deshielo de los glaciares y la precipitación pluvial, abundante en la región, por arriba de los 1,000 mm anuales, aproximado que se obtiene de las diferentes estaciones climáticas (Cuadro 2). Las corrientes superficiales pueden ser permanentes o intermitentes, éstas últimas son innumerables durante la época lluviosa. También se produce gran filtración de agua que va a alimentar corrientes subterráneas, los ecosistemas de la Sierra efectúan los procesos que permiten la recarga de acuíferos y mantos freáticos que abastecen buena parte de la Zona Metropolitana de la Ciudad de México, del Valle de Puebla-Tlaxcala y de Cuautla -Cuernavaca.

Cuadro 2. Precipitación pluvial registrada por diferentes estaciones climáticas (CONANP, 2010).

Estaciones	Precipitación pluvial
San Rafael	La precipitación anual es de 1092 mm, siendo febrero el mes más seco y julio el más húmedo con 228 mm de precipitación; el porcentaje de lluvia invernal es de 3.57%.
San Pedro Nexapa	La precipitación anual es de 910 mm, con un porcentaje de lluvia invernal de 5 %.
Amecameca	La precipitación media anual es de 928 mm; el mes más seco es febrero con una precipitación de 6.9 mm y el más húmedo, septiembre con una precipitación de 185.6 mm.

El parteaguas de la Sierra Nevada es el origen que divide las aguas tributarias del Océano Atlántico (Golfo de México) de las del Océano Pacífico, formando dos de las más importantes cuencas de nuestro país (la del Valle de México y la del alto Balsas), y varias subcuencas que abastecen comunidades y municipios que rodean el parque nacional. Hacia la parte occidental descienden gran cantidad de arroyos que van a desembocar al norte de la Sierra Nevada en la antigua zona lacustre de la subcuenca Chalco y Lago de Texcoco, los cuales, a través del Gran Canal del Desagüe son tributarios del Río Tula y a su vez éste del Pánuco que desemboca en el Golfo de México. Hacia el sur de la Sierra Nevada las corrientes que descienden contribuyen a formar el río Cuautla que alimenta la subcuenca del río Nexapa tributaria de la cuenca del Balsas. En la vertiente oriental los escurrimientos del macizo montañoso conforman la subcuenca del río Atoyac, tributaria también de la cuenca del Balsas, misma que desemboca en el Océano Pacífico (CONANP, 2010).

6.5 Clima

Por la latitud en la que se halla, esta región se ve afectada en la época fría del año por sistemas de tiempo propios de las latitudes medias, como los frentes fríos y la invasión de masas de aire polar continental; en el verano influyen los sistemas meteorológicos propios de la zona tropical como los huracanes y las ondas tropicales (CONANP, 2010).

Existe una red de estaciones meteorológicas dentro y fuera del Parque, sin embargo no se cuenta con estaciones a una altura mayor a los 4,000 msnm, por lo que no se tienen registros de las zonas más frías donde están los glaciares (Cuadro 3).

Cuadro 3. Estaciones climáticas dentro y fuera del Parque Nacional Izta-Popo

Estaciones	Clave climática	Descripción
Rio Frio	C (w''2) (w) (b') ig	Clima templado, subhúmedo, con lluvias en verano, con temperatura media del mes más frío inferior a 18° C, pero superior a –3° C
San Rafael	C(w2) (w) big	Clima templado, subhúmedo, con lluvias de verano, con temperatura media anual de 13.2º C y la temperatura del mes más frío menor de 10.9º C y la del mes más cálido de 15.4º C.
San Pedro Nexapa	Cb(w)kig	Clima templado subhúmedo con lluvias de verano; temperatura media anual de 13.5º C, con temperatura del mes más frío de 11.4º C en diciembre y enero y en el mes más cálido de 15.9º C en mayo.
Amecameca	Cb(w2)(w)' gw"	Clima templado subhúmedo, con lluvias de verano, cuya temperatura media anual es de 14º C; siendo el mes más frío enero con 10.8º C y el más cálido mayo con 16.2º C.

El parque se ubica en la región de los vientos alisios, en una zona donde predominan las circulaciones de tipo convectivo local, lo cual hace posible una gran estabilidad meteorológica durante la mayor parte del año (CONANP, 2010).

6.6 Vegetación

El parque nacional es el remanente más importante de bosques de coníferas y praderas de alta montaña en el centro del país. Su importancia radica no sólo en la extensión de bosques en buen estado de conservación (más de 21,000 hectáreas de bosque conservado que representan 52.72% de la superficie total del parque), sino en la diversidad de su flora y fauna.

Bosques

Hasta los 3,100 m de altitud se encuentran asociaciones dominadas por *P. montezumae*. Forman un dosel de 20 a 30 m sobre el nivel del suelo frecuentemente asociado con especies de los géneros *Quercus, Abies, Arbutus, Alnus, Salix y Buddleia* en la zona del Popocatépetl. Por su parte, en Zoquiapan la distribución del bosque de pino, dominado por las especies de *Pinus hartwegii, P. montezumae*, se asocia más a las condiciones de suelos profundos o someros pero con bastante materia orgánica (CONANP, 2010).

Se establecen asociaciones vegetales de transición entre *Pinus y Abies* lo que implica que son zonas de amplia diversidad florística y ecológica conformando rodales mixtos de *Pinus ayacahuite* con *Abies religiosa*. En esta zona de ecotono también es frecuente la asociación de *Pinus montezumae* con *Pinus hartwegii*. En estos bosques el dosel no es muy cerrado, lo que permite el establecimiento y desarrollo de diversas especies arbóreas, arbustivas y herbáceas. Entre los géneros mejor representados pueden citarse: *Pinus, Senecio, Ribes, Muhlenbergia, Agrostis, Lupinus y Festuca* (CONANP, 2010).

En las partes más elevadas y abruptas hacia los 3,600 m snm se establece el bosque de *P. hartwegii* tolerante a las temperaturas bajas, frecuentes nevadas y probablemente uno de los pinos más adaptados a los incendios superficiales. En las partes bajas de su área de distribución forma rodales abiertos con árboles entre 15 y 20 m de altura, asociados con zacatonal denso y leguminosas como *Lupinus spp*., pero hacia las partes más elevadas (4,000 m snm), con frecuencia constituye un bosque achaparrado (de 5 a 8 m de alto) y más bien abierto, auque algunos individuos aislados pueden encontrase en los 4,200 m snm, que es el límite altitudinal arbóreo en México (SEMARNAT, 2005).

La especie dominante de los bosques de oyamel es la conífera *Abies religiosa*. Tiene un rango altitudinal entre 2,400 a 3,500 m snm. El dosel suele estar entre los 20 y 40 m sobre el nivel del suelo. Los suelos son típicamente profundos, bien drenados pero húmedos todo el año.

En muchos sitios se hallan limitados a cañadas o barrancas más o menos profundas que ofrecen un microclima especial. No se desarrollan sobre terrenos planos o poco inclinados, pero tal hecho quizá está en función de la escasez de estos terrenos en la zona montañosa y en parte a la influencia humana.

Zacatonal y pastizales montano y submontano

Los zacates del parque se consideran en buen estado; hay una combinación de zacatonales primigenios y zacatonales secundarios como consecuencia de la introducción de zacatales destinados a la ganadería, los cuales han resultado buenos para la engorda del ganando a los 4,000 m snm.

El pastizal montano se establece entre los 4,000 y los 4,500 m snm. Bajo este rubro se consideran las asociaciones de vegetación en que dominan las gramíneas amacolladas. Así, se distinguen al menos dos grandes comunidades vegetales: el zacatonal, que se desarrolla en los llanos sobre sitios bajos y mal drenados, dedicados históricamente al pastoreo de ganado, donde predominan gramíneas que rara vez exceden los 30 cm de alto o estoloníferas de los géneros: *Agrostis, Bromas, Calamagrostis, Festuca, Muhlenbergia y Poa* y ciperáceas como *Carex peucophila*. El pastizal submontano y montano se distribuye por arriba del límite arbóreo y constituye una vegetación clímax. Las especies dominantes en las distintas asociaciones del zacatonal son: *Calamagrostis tolucensis, Festuca hephaestophila, F. livida, F. tolucensis, Muhlenbergia macroura y M. quadridentata* (CONANP, 2010).

Se caracterizan por la presencia de gramíneas amacolladas que oscilan entre 60 y 120 cm de altura y se localizan en altitudes de 2,700 a 4,300 metros. Los pastizales se distribuyen en altitudes de 3,500 a 3,600 m. Ocupan especialmente los valles en el interior de los conos de volcanes donde existen suelos profundos con drenaje deficiente. Los zacatonales de *Muhlenbergia macroura y M. quadridentata* se establecen sobre laderas y valles, dentro del rango altitudinal que va de 3,200 a 3,500 m de altitud. *Festuca amplissima y Stipa ichu* son la especies dominantes en los zacatonales de altitudes que van de 2,500 a 3,300 m, principalmente en claros de bosques de oyamel y de pino (CONANP, 2010).

7. JUSTIFICACIÓN

Existen evidencias de que el grado de perturbación del suelo se ha acentuado por la extracción de flora y fauna, pastoreo, manejo forestal, uso agrícola y actividades turísticas en las subcuencas la Compañía, Amecameca y Cuautla. Esto ha acelerado la pérdida de la materia orgánica, reduciendo la fertilidad, la capacidad de campo, la estabilidad estructural, que incrementa la erosión y liberación de CO_2 atmosférico. Todo lo anterior justifica la tención que debe darse al problema de asignar valores de fertilidad del suelo, por lo que esta investigación pretende, contribuir en la evaluación de fertilidad del suelo en el Parque Nacional Izta-Popo determinando la actividad enzimática de la Arilsulfatasa y Fosfatasas ácidas-alcalinas de suelos ribereños por ser precursoras, en los ciclos biogeoquímicos, de la liberación de S y P como elementos esenciales para las plantas y determinar si pueden ser usados como indicadores de calidad de suelo.

8. HIPÓTESIS

La actividad de las enzimas del suelo aumenta cuando existe deficiencia de algún nutrimento, así las zonas con baja actividad enzimática corresponden a ambientes ribereños con menor demanda de nutrimentos y su vegetación tendrá mayores porcentajes de P y S foliar, considerándose un indicador de fertilidad edáfica.

Como la actividad enzimática esta relacionada con los ciclos de nutrimentos puede considerarse indicador de calidad de suelo.

9. OBJETIVO

- Evaluar la actividad enzimática de la Arilsulfatasa (ASS) y de las Fosfatasas ácidas-alcalinas en diferentes usos de suelo del Parque Nacional Izta-Popo y zonas de influencia en suelos ribereños con diferentes usos.

PARTICULARES

- Determinar la actividad enzimática de la Arilsulfatasa y Fosfatasas ácidas-alcalinas como indicador en la fertilidad y calidad de suelos adyacentes a los ambientes ribereños en bosques templados.
- Evaluar P y S total en tejido foliar de plantas ribereñas dominantes y del suelo para observar la relación con la actividad de las enzimas Arilsulfatasa y Fosfatasa ácida-alcalina.

10. MÉTODOS

Se realizó una investigación cartográfica (E14-B41, E14-B42, E14-B51 y E14-B52, 1:50,000 INEGI) para la localización de seis estaciones o sitios de muestreo en ambientes ribereños del Parque Nacional Izta-Popo, seleccionados en base a diferente uso de suelo (Figura 5):

i) Ecotono pastizal montano con pino: Cañada Amalacaxco
ii) Ambiente ribereño con bosque de pino y oyamel de bajo grado de perturbación: Potrero.
iii) Actividades recreativas (Ecoturismo): Apozonalco.
iv) Actividades agrícola y pecuaria: Tomacoco.
v) Zona adyacente a cultivo de maíz: Tezahuac.
vi) Zona adyacente a asentamientos urbanos: Libramiento-Vías.

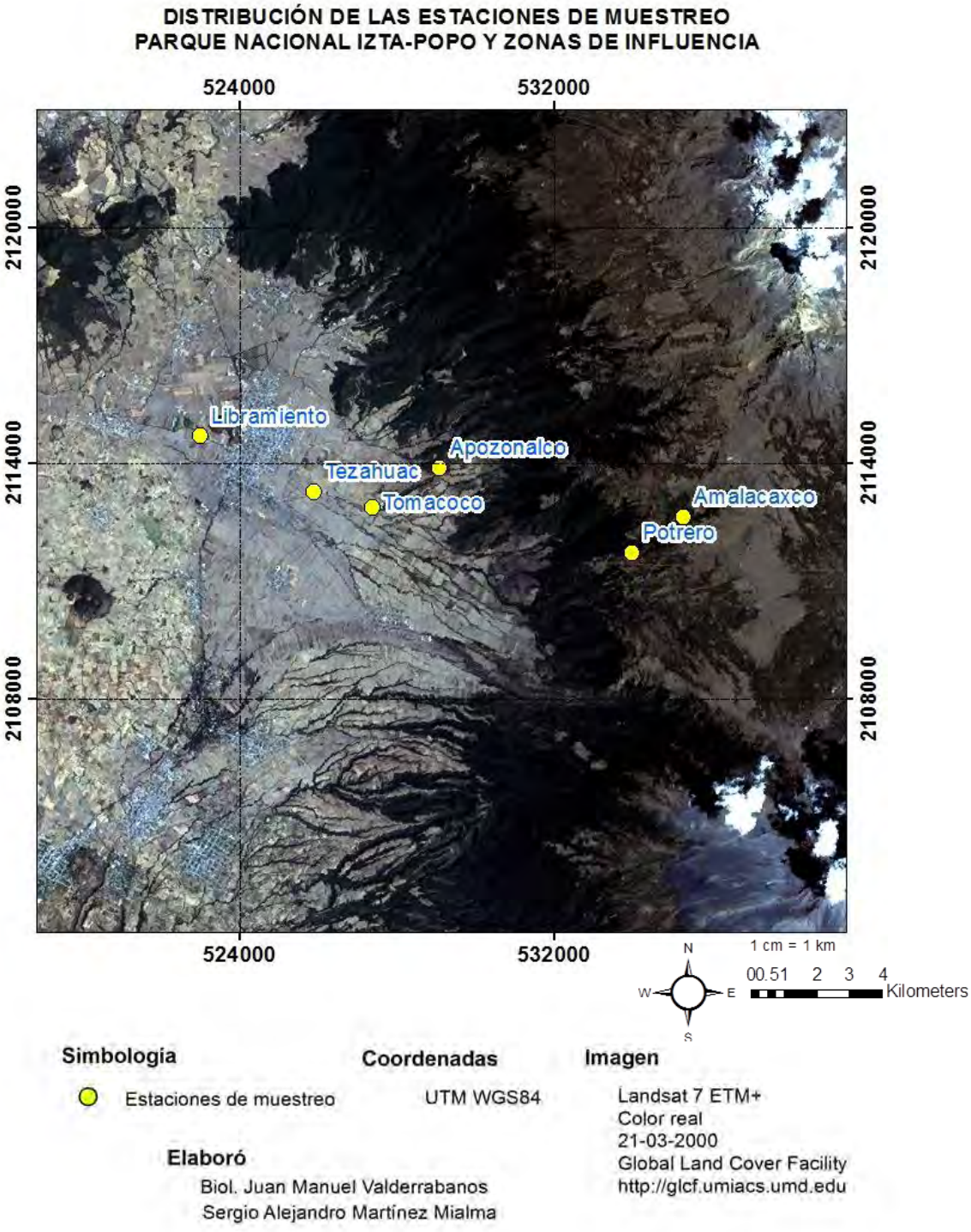


Figura 6. Distribución de los diferentes sitios de muestreo (Escala del mapa 1:114,951).

10.1 Recolecta de muestras de suelo

Para evaluar las propiedades físicas y químicas del suelo, a lo largo de cada línea (uno y cinco metros) se colectaron cuatro submuestras de manera aleatoria a una profundidad de 0 a 20 cm en bolsas plásticas etiquetadas con nombre de la zona y distancia del afluente, obteniendo un total de dieciséis, las cuales fueron mezcladas y homogenizadas para obtener cuatro muestras compuestas de cada sitio y posteriormente se trasladaron al laboratorio para su análisis.

10.2 Recolecta de muestra para análisis de actividad enzimática del suelo

Para determinar la actividad de las enzimas y densidad aparente, las muestras se colectaron en tubos de PVC de 10 cm de profundidad y se tomaron al lado de donde se recolectó la muestra de suelo para propiedades físicas y químicas, en total se obtuvieron dieciséis y se seleccionaron ocho para enzimas, las cuales se mantuvieron a 4°C esto para disminuir la actividad biológica y pérdida de humedad hasta el momento de la evaluación de los ensayos de actividad enzimática y densidad aparente (Fig. 6).

En cada sitio se trazaron cuatro líneas de 30 m paralelas a la dirección del rio, dos a 1 metro y dos a 5 m a ambos lados de los afluentes (Figura 7).

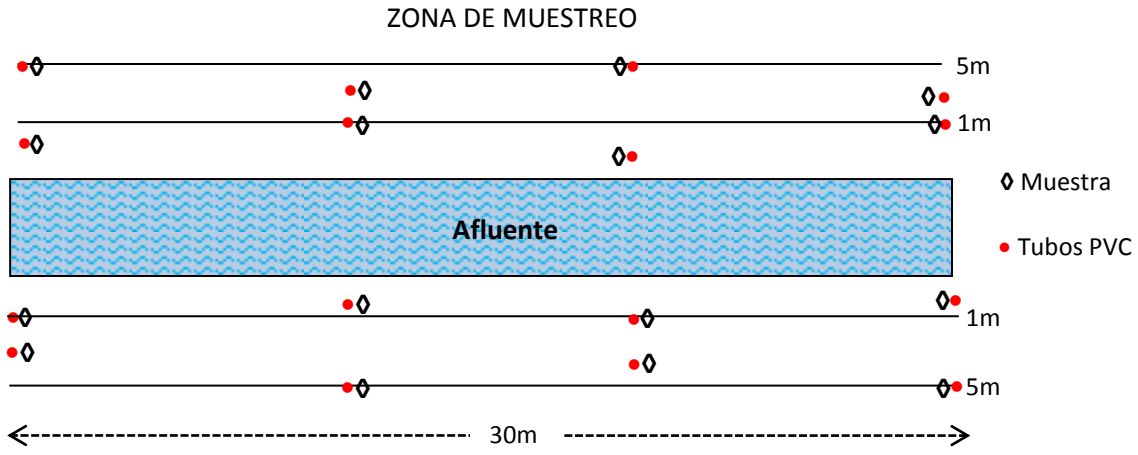


Figura 7. Descripción de la toma de muestras para análisis físico-químico, actividad enzimática, y densidad aparente del suelo.

10.3 Toma de muestras foliares de vegetación ribereña

Las ramas de plantas herbáceas, arbustivas o arbóreas dominantes en la zona de muestreo que no tuvieron alturas superiores a 5 m se colectaron con tijeras de jardinero y para las de mayor altura, se utilizarán contrapesos de fierro, se arrancaron con una cuerda de 50 m de largo con contrapeso de fierro, seleccionando los fascículos foliares de los últimos dos años de la rama en crecimiento, las cuales se depositaron en bolsas de papel etiquetadas con datos de: nombre del sitio, fecha, género y especie. Posteriormente las muestras se secaron a 60 °C hasta peso constante, se molieron y tamizaron con malla del No. 20 y se guardaron en frascos de plástico con datos de: fecha de colecta, localidad, sitio, coordenadas en UTM (WGS 84), especie y género, para después elaborar el análisis químico.

10.4 Pretratamiento de muestras

Previo análisis físico y químico del suelo, la muestra se secó al aire en un lugar libre de contaminantes. Después se tamizó con una malla de 2 mm y se envasó en frascos de polietileno. Para determinar parámetros bioquímicos las muestras se mantuvieron en refrigeración a 4 °C, para mantener en condiciones óptimas a las enzimas y reducir el metabolismo microbiano. Para la determinación de la actividad enzimática se procedió a tamizar la muestra de cada uno de los 4 tubos de PVC de 1 m y 5 m, para esto se depositó el total de suelo obtenido en vasos de precipitados y se obtuvo 1 g por cada tuvo, se procedió a moler 1 g de cada tubo para realizarle las pruebas de actividad enzimática.

10.5 Análisis físico y químico del suelo

Textura, método Bouyoucos (Bouyoucos, 1963, citado por Palmer y Truoch, 1989); densidad aparente, método del cilindro (Domínguez y Aguilera 1987) y conductividad eléctrica de la solución del suelo relación 1:5. El N-total del suelo con el método semimicro-kjeldahl modificado para incluir nitratos (Bremner, 1965, Jackson, 1982), MOS con el método de Walkley-Black (Jackson, 1982), pH activo y potencial 1:2 en agua desionizada y KCl 1N respectivamente (Jackson, 1982), pH NaF 1 N (Fieldes y Perrot, 1966), azufre extractable en una solución de HCl 0.025N con NH_4F 0.03N solubles en agua y fósforo extractable por el método de Bray y Kurtz 1 modificado. Determinados con referencia a una curva de calibración.

10.6 Análisis bioquímico del suelo

Para la actividad de la enzima Arilsulfatasa se determinó por el método del p-nitrofenol sulfato (Tabatabai, 1994) y la fosfatasa ácida-alcalina por el método p-nitrofenol fosfato (Tabatabai, 1994).

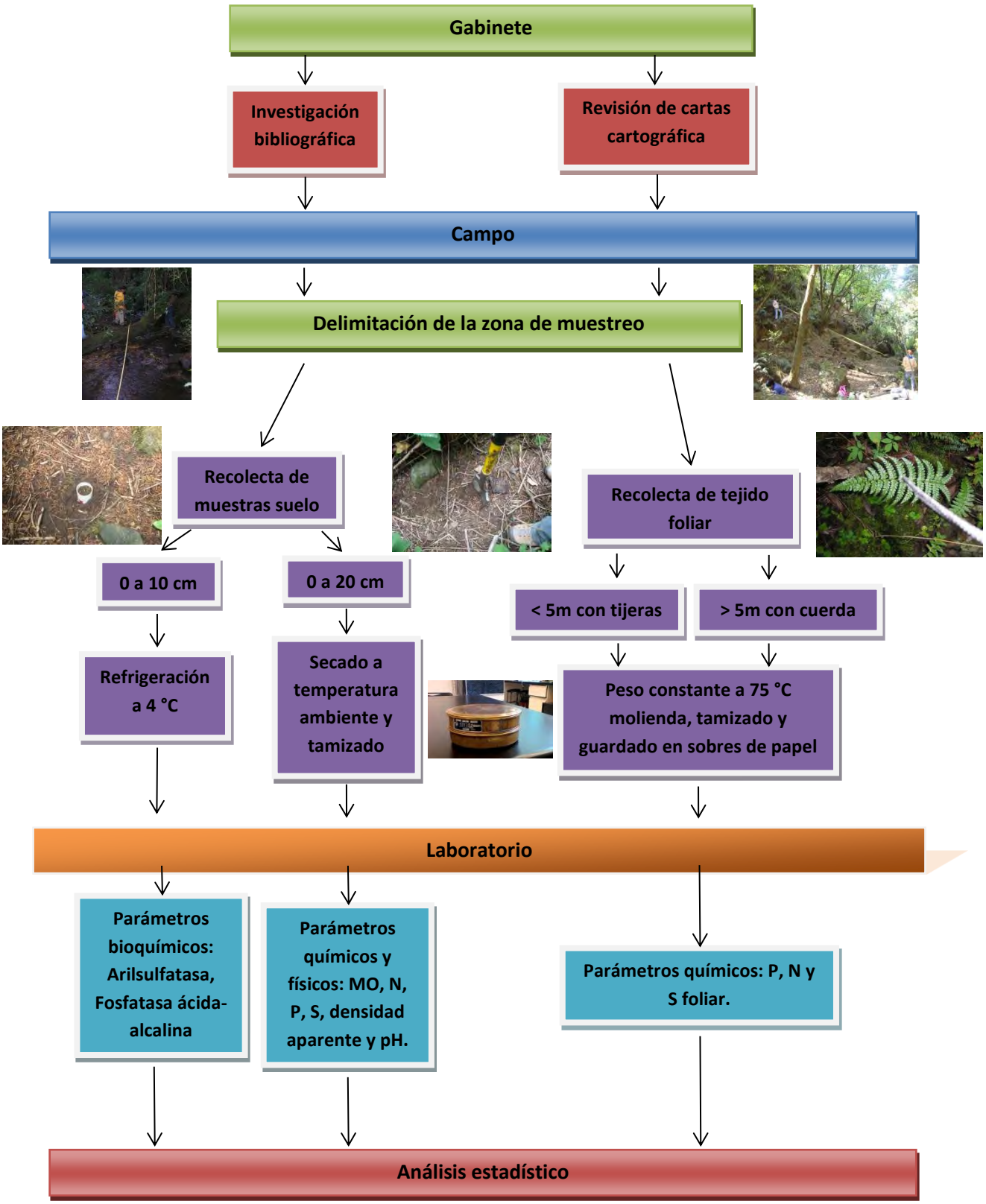
10.7 Análisis químico del tejido vegetal

Se determinó el % de N por el método semimicro-kjeldahl modificado para incluir nitratos; % de S por digestión ácida del tejido vegetal y cuantificación turbidimétrica y % de P por Digestión de $HClO_4$ y determinado con base al desarrollo del complejo fosfovanadomolíbdico (Jackson, 1964).

10.8 Análisis estadístico

Con el programa SAS 9.3 se realizaron análisis de la varianza para saber si existen diferencias significativas entre las propiedades de los suelos ribereños en los sitios estudiados y prueba de comparación de medias de Tukey.

DIAGRAMA DE FLUJO



11. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

11.1 Descripción fisiográfica del área de estudio

11.1.1 Parque Nacional Izta-Popo

En esta zona del centro del país sobre la Faja Volcánica Transmexicana, se observaron que a menos de 2545 m snm hubo *Crataegus mexicana, Aile, Budddleia cordata y* zonas de cultivo de Maíz (*Zea mays)* y hasta 3722 m snm predominaron *Pinus hartwegii, Abies religiosa y Quercus crassipies.* Las estaciones de muestreo estuvieron en un gradiente altitudinal de 2463 a 3722 m, encontrando suelos de tipo Andosol y Leptosol principalmente (Cuadro 4).

Cuadro 4. Datos de campo de las estaciones evaluadas

Sitio	US	Altitud	Latitud N	Longitud W	Especie dominante	TIPO DE SUELO SEMARNAT (2005)
		m	_____m_____			
Amalacaxco	F	3722	535280	2112632	*Pinnus hartwegii*	Leptosol, Andosol
Potrero A	F	3347	539397	2111719	*Abies religiosa*	Andosol, Leptosol
Potrero B	F	N/D	N/D	N/D	*Abies religiosa*	Andosol, Cambisol
Apozonalco	F,R	2684	529075	2113867	*Cupressus sp*	Andosol
Tomacoco	F,A	2545	527360	2112865	*Budddleia cordata*	Phaeozems
Tezahuac	A	2517	525870	2113274	*Crataegus mexicana*	Phaeozems
Libramiento	U,A	2453	522978	2114682	*Aile*	Fluvisol

US=Uso de suelo F=Forestal R=Recreativo A=Agrícola U=Urbano N/D= No determinado

11.2 Actividad de la enzima arilsulfatasa (AAS)

Al comparar los valores de la AAS en las diferentes estaciones evaluadas, se encontraron diferencias estadísticamente significativas (Tuckey, $p \leq 0.05$) en la actividad de las enzimas del suelo del sitio Amalacaxco (más alto), seguido por los sitios de Potrero y Apozonalco (más bajo), lo cuál se observa en la gráfica de la figura 8.

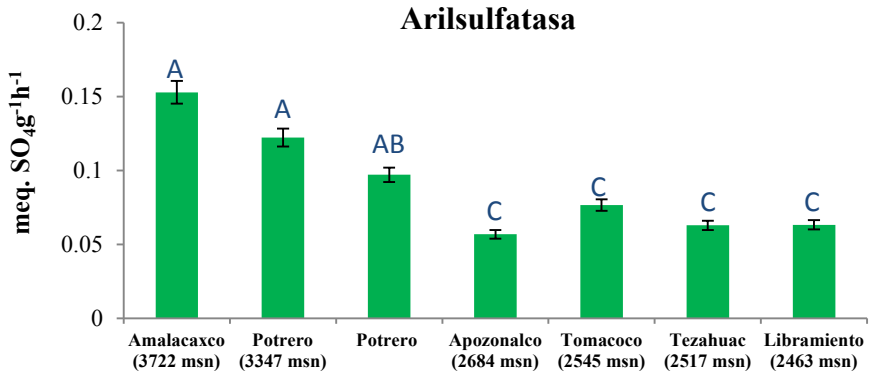


Figura 8. Actividad arilsulfatasa en un gradiente altitudinal.
Letras diferentes representan diferencia significativa, Tukey (p≤0.05)

La Figura 9 muestra la relación que existe entre la actividad de la arilsulfatasa y el azufre extractable. El gráfico de esta figura mostró que al disminuir la cantidad de azufre extractable aumentó la AAS. Esto se debe a que cuando hay menor concentración de nutrimentos, la actividad de la enzima relacionada con ellos incrementa su actividad para liberarlo de la MOS. Los resultados encontrados concuerdan con lo observado por Suastegui (2009) que estudió la relación entre la actividad de la ureasa del suelo y el amonio extractable.

Del análisis de azufre extractable (SO_4^{-2}) en una solución de HCl 0.025N y NH_4F 0.03N, se encontró que los sulfatos de estos suelos están entre 0.18 a 0.25 mg kg^{-1}. Después del ANOVA y pruebas de Tukey (p≤0.05), no se encontró una diferencia significativa entre el S extractable y el intervalo altitudinal.

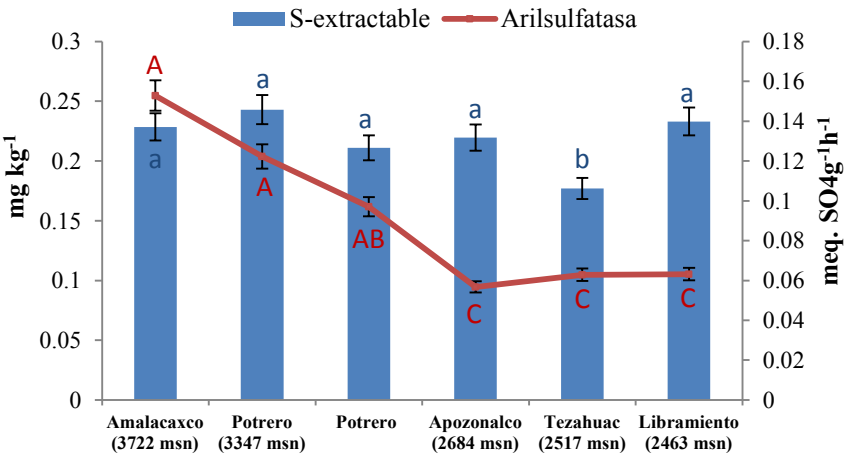


Figura 9. Azufre extractable y actividad arilsulfatasa en un gradiente altitudinal
Letras diferentes representan diferencia significativa, Tukey (p≤0.05)

Los valores de concentración de S-foliar en las especies arbóreas y arbustivas ribereñas son mostrados en el Cuadro 5, donde se observa que su concentración a lo largo del gradiente altitudinal fue inversamente proporcional a la AAS. El intervalo de concentración de S en tejido foliar se encontró entre 0.015 a 0.068%. La mayor concentración se encontró en la especie *Crataegus pubescens* en el sito denominado Tomacoco a 2545 m snm y la menor en individuos de la especie *Pinus hartwegii* a 3722 m snm en la cañada Amalacaxco. Estos resultados son similares a los reportados por Baltazar (2009) quién hizo un estudio de la relación de la AAS con la concentración de S-foliar de especies forestales del Parque Nacional Izta-Popo. De manera independiente, Baltazar (2009) para S y P, y Suastegui (2009) para N, encontraron que a mayor altitud sobre el nivel del mar, la concentración de estos elementos en especies forestales fue baja. Las bajas concentraciones de S-foliar en especies ubicadas a mayores altitudes pudieron haber provocado un aumento de la AAS con la finalidad de reponerlo a la solución del suelo. La ausencia de síntomas de deficiencia ante la posible carencia de este elemento puede atribuirse a que estas especies han desarrollado mecanismos de adaptación para sobrevivir en ambientes edáficos con bajas concentraciones de S-extractable.

La más alta AAS (0.1528 meq. SO_4^{-2} g^{-1} h^{-1}) encontrada a mayor altitud sobre el nivel del mar en la cañada Amalacaxco coincide en los suelos que tuvieron el mayor porcentaje de MOS (16.46) y el menor porcentaje de S-foliar (0.015) en las especies ribereñas. Con base en lo anterior, puede considerarse que el suelo de este último sitio, por su elevación respecto al nivel del mar, tiene una dinámica nutrimental lenta en comparación con otros sitios y esta dinámica nutrimental disminuida puede estar asociada a la actividad microbiana.

El análisis de porcentaje de humedad del suelo mostro que son suelos con gran contenido de humedad que estuvo entre 52.6 y 61.7 %. Se observó que a mayor altitud mayor humedad del suelo ya que tuvieron una correlación significativa ($p=<0.0001$) positiva ($r=0.49$), debido a que la parte alta capta más agua. El comportamiento del contenido de la MOS fue similar al contenido de agua en el suelo respecto a la altitud, con valores de 3.8% en la zona llamada Libramiento (menor altitud) hasta 16.5% en suelos del sitio llamado Cañada Amalacaxco (mayor altitud) obteniendo una correlación significativa ($p<0.0001$) positiva ($r=0.65$). Los valores de pH en suelos forestales y los suelos de sitios de uso recreativo, tuvieron la mayor acidez (5.04-5.78), mientras que en los de uso agrícola y zonas urbanas, el pH fue mayor (6.07-6.53). Lo anterior demuestra que la mayor humedad favorece la liberación de ácidos orgánicos de la MOS ($p=0.0002$, $r=0.56$), lo cuál provoca una disminución en el pH, relación que se reafirma con la correlación significativa ($p=0.0003$) negativa ($r= -0.51$) entre el pH con MOS.

En esta investigación se encontró que la AAS fue mayor en suelos más ácidos (0.13 a 0.15 meq SO_4^{-2} g^{-1} h^{-1}) a diferencia de la actividad de la ureasa que, según lo evaluado por Suasteguí (2009), disminuye cuando se tienen suelos más ácidos. Estas diferencias pueden asociarse al intervalo de pH en el que la enzima manifiesta su mayor actividad como es el caso de las fosfatasas, entre las cuales se diferencian las ácidas de las alcalinas por el intervalo de pH en el que tienen su máxima actividad y el producto de la actividad de cada enzima (el NH_4) en el caso de la ureasa que tiene tendencia a basificar el suelo y el SO_4^{-2} de la arilsulfatasa, que acidifica el suelo.

Cuadro 5. Actividad de la arilsulfatasa y parámetros evaluados en las estaciones de muestreo.

Sitio	US	pH Activo	Humedad	MO	S-F	S-Extractable mg kg^{-1}	AAS meq. $SO_4^{-2}g^{-1}h^{-1}$
			_____%_____				
Amalacaxco	F	5.04	61.70	16.46	*Ph.* 0.015	0.23	0.1528
Potrero A	F	5.41	N/D	4.86	N/D	0.24	0.1222
Potrero B	F	5.51	50.92	6.16	*Ar.* 0.016	0.21	0.097
					Es. 0.020		
					Eg. 0.013		
Apozonalco	F,R	5.78	64.26	7.67	*Ax.* 0.053	0.22	0.0567
					Cs. 0.052		
					Qc. 0.043		
Tomacoco	F,A	6.53	58.60	6.62	*Gl.* 0.068	N/D	0.0765
					Bc. 0.060		
					Cp. 0.083		
Tezahuac	A	6.07	52.68	3.54	*Cm.*0.047	0.18	0.0628
					Ps. 0.047		
Libramiento	U,A	6.09	56.32	3.80	*Bc.* 0.040	0.23	0.0631
					As. 0.037		

(US= Uso de suelo, F: Forestal, R: Recreativo, A: Agrícola, U: Urbano, S-F: Azufre foliar, S-Extractable). *Ph*: *Pinus hartwegii Ar: Abies religiosa E:. Euphatorium sp. Eg*: *Euphatorium glabatrum A: Arbutus xalapensis Cs: Cupresus sp. Qc*: *Quercus crassipes Gl*: *Garrya laurifolia Bc*: *Buddleia cordata Cp*: *Crataegus pubescens Cm*: *Crataegus mexicana P: Prunus sp. As*: *Alnus sp.* Media obtenida de los suelos colectados a 1 y 5 m. Datos ordenados con respecto a altitud.

11.3 Actividad de la enzima fosfatasa ácida-alcalina

La actividad de la fosfatasa ácida determinada en las diferentes estaciones de muestreo (Figura 10) fue mayor con diferencia significativa (prueba Tukey $p \leq 0.05$) en suelos de Potrero (0.0051 meq $PO_4^{-3}g^{-1}h^{-1}$) con pH 5.51 que tiene vegetación dominante de *Abies religiosa con Euphatorium sp.* y fue menor en Apozonalco (0.0017 meq. $PO_4^{-3}g^{-1}h^{-1}$) con pH 5.78 con vegetación *Arbutus xalapensis, Cupresus sp. y Quercus crassipies*, esto puede atribuirse a los suelos de origen volcánico ya que el pH de estos es ácido, por otro lado diferentes estudios señalan que la hojarasca de coníferas es más ácida que la de caducifolios y la acidificación del suelo es por lo tanto, más pronunciada en el primer caso (Swift, et al., 1979; Oulehle et al., 2007, citados por Marcos, *et al.* 2007).

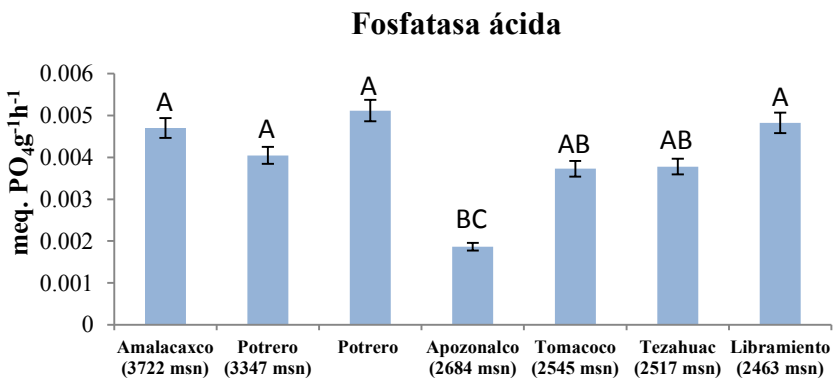


Fig. 10 Fosfatasa ácida en un gradiente altitudinal.
Letras diferentes representan diferencia significativa, Tukey (p≤0.005)

Del análisis de fósforo extractable en una solución de HCl 0.025N y NH_4F 0.03N en agua, se encontró que éste estuvo entre 0.21 y 0.68 mg kg^{-1}. Estadísticamente con pruebas de análisis de varianza se observó una correlación correlación significativa (p=0.0001) negativa (r= -0.44) entre el P extractable con el intervalo altitudinal. El análisis de correlación no mostró una relación entre P extractable y la fosfatasa ácida, sin embargo, si se observó que a menores altitudes, la enzima disminuye su actividad al tiempo que el P extractable aumenta en el suelo desde Amalacaxco hasta Tomacoco. Esto pudo deberse a que en los sitios Tezahuac y Libramiento que son suelos de uso agrícola, donde la aplicación de fertilizantes aumentan la concentración de fósforo en la solución del suelo y provoque un desbalance en la actividad de la enzima (Figura 11).

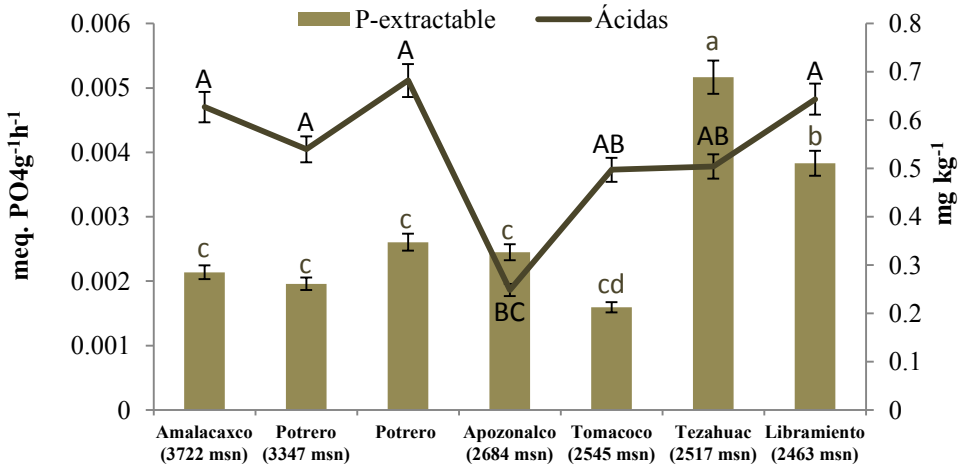


Figura 11. Fosfatasa ácida y P-extractable en un gradiente altitudinal.
Letras diferentes representan diferencia significativa, Tukey (p≤0.005)

El análisis de la actividad de la fosfatasa alcalina entre sitios, mostró que solo hubo diferencia significativa ($p \leq 0.005$) entre los suelos de Potrero (mayor actividad con 0.00023 meq $PO_4^{-3}g^{-1}h^{-1}$) y los de Apozonalco (0.0011 meq $PO_4^{-3}g^{-1}h^{-1}$); no obstante, con excepción de esos sitios, el comportamiento general fue poco variable (Fig. 12).

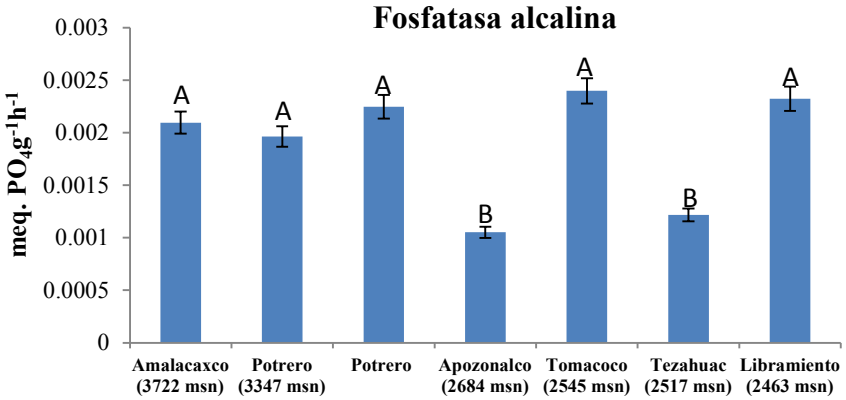


Figura 12. Fosfatasa alcalina en un gradiente altitudinal
Letras diferentes tienen diferencia significativa, Tukey ($p \leq 0.005$)

La relación entre la actividad de la fosfatasa alcalina y el P extractable fue similar a la encontrada entre la fosfatasa ácida y P extractable. En el gráfico de la Fig. 13 se observa que no existió una correlación entre el contenido de P extractable y la actividad de la fosfatasa alcalina; no obstante, si se pudo ver un comportamiento paralelo en los suelos de los sitios de mayor altitud y a menos de 2684 m (Apozonalco) su relación fue inversa. Lo anterior puede atribuirse a lo mostrado en la Figura 11.

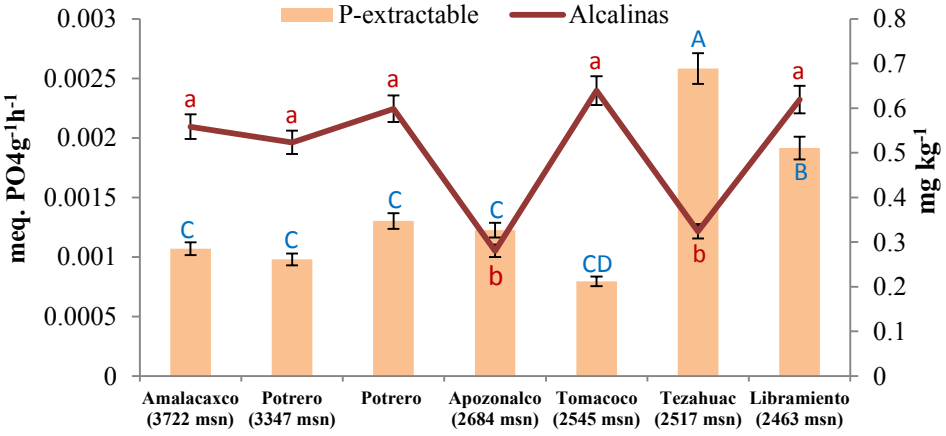


Figura 13. Fosfatasa alcalina y P-extractable en un gradiente altitudinal.
Letras diferentes representa diferencia significativa, Tukey ($p \leq 0.005$)

En la Figura 14 se presenta la comparación de la actividad entre ambas enzimas (fosfatasa ácida-alcalina). En este gráfico se pudo apreciar que la actividad de la fosfatasa ácida se expresa mejor por la naturaleza ácida de los suelos del P. N. Izta-Popo y zonas de influencia. De lo anterior se deduce que la mayor aportación de P al suelo esta determinada por la actividad de las fosfatasas ácidas.

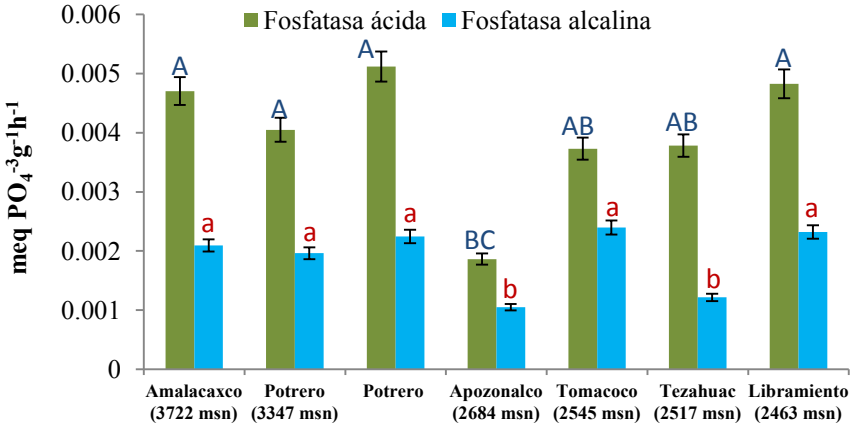


Figura 14. Fosfatasa ácida-alcalina en un gradiente altitudinal
Letras diferentes representan diferencia significativa, Tukey ($p \leq 0.05$)

En el Cuadro 6 se ven resumidos los valores de los parámetros evaluados junto con la actividad de las fosfatasas ácidas y alcalinas, estos parámetros son el porcentaje de P foliar con especies ribereñas y fósforo en el suelo. Los mayores valores de concentración de fósforo foliar están en individuos de *Euphatorium sp.* (0.58 %) en el sitio denominado Potrero donde se tuvo la mayor actividad de la enzima fosfatasa ácida (0.0051 meq. $PO_4^{-3}g^{-1}h^{-1}$) y los menores en *Cupresus sp.* (0.11%) de Apozonalco donde se tuvo la menor actividad de esta enzima (0.0018 meq. $PO_4^{-3}g^{-1}h^{-1}$).

Cuadro 6. Actividad de la Fosfatasa ácida-alcalina y parámetros evaluados en las estaciones de muestreo.

Sitio	US	pH Activo	Humedad	MO	P-f	P-e	FAc	FAl
			%			mg kg^{-1}	meq. $PO_4^{-3}g^{-1}h^{-1}$	
Amalacaxco	F	5.04	61.70	16.46	*Ph.* 0.24	0.28	0.0047	0.0020
Potrero A	F	5.41	N/D	4.86	N/D	0.26	0.0040	0.0019
Potrero B	F	5.51	50.92	6.16	*Ar.* 0.17 *Es.* 0.58 *Eg.* 0.27	0.34	0.0051	0.0022
Apozonalco	F,R	5.78	64.26	7.67	*Ax.* 0.19 *Cs.* 0.11 *Qc.* 0.12	0.32	0.0018	0.0010
Tomacoco	F,A	6.53	58.60	6.62	*Gl.* 0.14 *Bc.* 0.30 *Cp.* 0.14	0.21	0.0037	0.0023
Tezahuac	A	6.07	52.68	3.54	*Cm.*0.12 *Ps.* 0.27	0.68	0.0037	0.0012
Libramiento	U,A	6.09	56.32	3.80	*Bc.* 0.33 *As.* 0.33	0.51	0.0048	0.0023

(US= Uso de suelo, F: Forestal, R: Recreativo, A: Agrícola, U: Urbano, P-f: Fósforo foliar, P-e Fósforo extractable). *Ph*: *Pinus hartwegii Ar*: *Abies religiosa Es: Euphatorium sp. Eg*: *Euphatorium glabatrum Ax*: *Arbutus xalapensis C: Cupresus sp. Qc*: *Quercus crassipies Gl*: *Garrya laurifolia Bc*: *Buddleia cordata Cp*: *Crataegus pubescens Cm*: *Crataegus mexicana Ps*: *Prunus sp. As*: *Alnus sp.* Media obtenida de los suelos colectados a 1 y 5 m. Datos ordenados con respecto a altitud.

11.4 Propiedades químicas de los suelos en las estaciones de muestreo

El pH activo (1:2 en agua) en suelos forestales estuvo entre 5.0-5.8 con media de 5.4, mientras que en los agrícolas y urbanos fue de 6.1-6.5 con promedio de 6.2. El pH potencial (1:2 EN KCl 1N) tuvo comportamiento similar al pH activo encontrando que los suelos más ácidos estuvieron bajo vegetación forestal 4.3-5.2 con media de 5.0 y con menor acidez los suelos agrícolas y urbanos (de 5.4 a 6.2 y media de 5.8). La característica de acidez de suelos en toda la zona, puede atribuirse al material parental (andesita) y a elevadas altitudes donde hay mayor cantidad de mantillo que al descomponerse libera ácidos húmicos. La vegetación también tiene un papel importante en la acidificación del suelo en las estaciones de muestreo de mayor altitud (Amalacaxco, Potrero y Apozonalco) ya que Duchaufour (1987) menciona que los Bosques de coníferas (*Pinus hartweggi, Abies religiosa y Cupressus sp.)* liberan hojarascas acidificantes y esto se debe a que la razón C/N de sus residuos sobrepasa el umbral de 50, adoleciendo también de elevados contenidos en ligninas y lípidos (frecuentemente superiores al 10%), así como de taninos condensados que forman complejos polifenol-proteínas (difícilmente biodegradables). La actividad biológica del suelo en su presencia, es muy escasa.

El contenido de MOS oscilo entre 3.8-16.5 % con una media de 7.1, la mayor cantidad fue encontrada en suelos forestales y puede ser esa la principal razón de que hayan encontrado altas cantidades de nitrógeno y azufre ya que al descomponerse los libera; el S-extractable de 0.18 a 0.24 mg kg^{-1} (media de 0.21), el P-extractable de 0.21 a 0.68 mg kg^{-1} (valor medio de 0.37) y el Nitrógeno total en el intervalo de 0.27-0.48 mg kg^{-1} con media de 0.30.

Cuadro 7. Propiedades químicas de suelos en cada una de los sitios estudiados.

Sitio	US	pH 1:2 H_2O	pH 1:2 KCl 1N	pH NaF	M.O.	S-f	P-f	S-e	P-e	N-t
					%			mg kg^{-1}		
Amalacaxco	F	5.04	4.32	9.87	16.46	*Ph.* 0.015	*Ph.* 0.24	0.23	0.28	0.48
Potrero A	F	5.41	5.16	10.22	4.86	N/D	N/D	0.24	0.26	0.17
Potrero B	F	5.51	5.18	10	6.16	*Ar.* 0.016	*Ar.* 0.17	0.21	0.34	0.23
						Es. 0.020	*Es.* 0.58			
						Eg. 0.013	*Eg.* 0.27			
Apozonalco	F,R	5.78	5.18	10.35	7.67	*Ax.* 0.053	*Ax.* 0.19	0.22	0.32	0.28
						Cs. 0.052	*Cs.* 0.11			
						Qc. 0.043	*Qc.* 0.12			
Tomacoco	F,A	6.53	6.18	9.22	6.62	*Gl.* 0.068	*Gl.* 0.14	N/D	0.21	0.38
						Bc. 0.060	*Bc.* 0.30			
						Cp. 0.083	*Cp.* 0.14			
Tezahuac	A	6.07	5.39	9.48	3.54	*Cm.* 0.047	*Cm.* 0.12	0.18	0.68	0.17
						Ps. 0.047	*Ps.* 0.27			
Libramiento	U,A	6.09	5.84	9.51	3.80	*Bc.* 0.040	*Bc.* 0.33	0.23	0.51	0.24
						As. 0.037	*As.* 0.33			

(US= Uso de suelo, F: Forestal, R: Recreativo, A: Agrícola, U: Urbano, P-F: Fósforo foliar, S-f: Azufre foliar P-e Fósforo extractable, S-e: Azufre extractable, N-t: Nitrógeno total). *Ph: Pinus hartwegii Ar*: *Abies religiosa Es: Euphatorium sp. Eg*: *Euphatorium glabatrum Ax*: *Arbutus xalapensis Cs: Cupresus sp. Qc*: *Quercus crassipies Gl*: *Garrya laurifolia Bc*: *Buddleia cordata Cp*: *Crataegus pubescens Cm*: *Crataegus mexicana Ps*: *Prunus sp. As*: *Alnus sp.* Media obtenida de los suelos colectados a 1 y 5 m. Datos arreglados por altitud.

Los resultados del cuadro 5 muestran que los suelos forestales presentan pH de ácido a moderadamente ácido (5.04-5.78), principalmente por la acumulación de ácidos orgánicos debido a la descomposición de la materia orgánica. Amalacaxco tuvo la mayor concentración de MOS (16.46 %), para esto, Norelis 2002, menciona que los microrganismos crecen mejor en pH cercano a la neutralidad (6.5 a 7.5), al tener el pH fuertemente ácido, se inhibe el crecimiento microbiano provocando que la mineralización sea menos eficiente ya que favorece la reproducción de hongos haciendo que la humificación sea más eficiente aumentando la acumulación de la MOS que a su vez aumenta el S total, N y P extractable del suelo.

Debido a que hay mayor presencia de vegetación arborea, arbustiva y herbácea en suelos forestales el gráfico de la figura 15 muestra que estos tienen mayor contenido de MO en comparación con los suelos agrícolas.

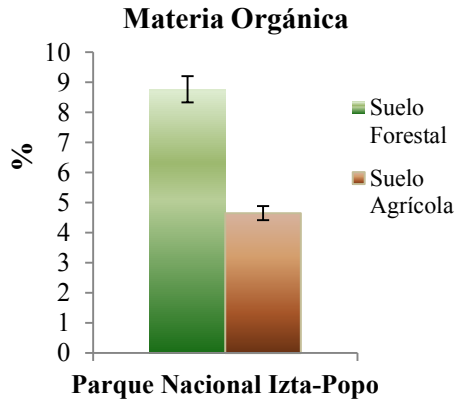


Figura 15. Acumulación de Materia orgánica en suelos forestales y agrícolas (Promedios obtenidos de los suelos forestales y agrícolas de las estaciones de muestreo evaluadas)

El fósforo, elemento esencial para las plantas, aunque relativamente abundante por ser constituyente de los minerales de las rocas, plantas y animales, tiene baja movilidad en el suelo y solo es disponible cuando es solubilizado de alguno de los componentes mencionados, transformándolos a ion PO_4^{-3} por actividad microbiana, enzimática y potencial redox que afecta su disponibilidad. En la Fig. 16 se observó que el cambio de uso de suelo también afecta al contenido de P extractable dado que las mayores concentraciones se encontraron en suelos de uso agrícola (0.46 mg kg^{-1}) comparadas con las de uso forestal (0.3 mg kg^{-1}), como se menciona con anterioridad además de la fertilización, también puede deberse a la erosión y acumulación de sedimento en las partes bajas de las estaciones de muestreo.

La concentració de P-extractable del suelo tuvo correlación significativa ($p \leq 0.0001$) negativa con la MOS (r=-0.46), altitud (r=-0.44) y pH en NaF (r=-0.60). Esto pudo deberse a que a mayor altitud hay mayor cantidad de MOS y es precursora en la liberación de nutrimentos por los microrganismos, además pH NaF mayor a 9.5 indica alofano y complejos órgano-aluminio (WRB, 2007) provocando que a mayores altitudes haya mayor retención de fósforo.

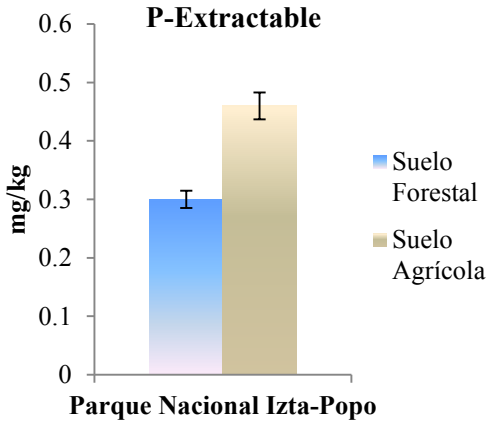


Figura 16. Fósforo extractable en suelos forestales y agrícolas (Promedios obtenidos de los suelos forestales y agrícolas de las estaciones de muestreo evaluadas)

El N es el elemento con mayor deficiencia en el suelo y su principal fuente es mediante su mineralización de la materia orgánica del suelo a ión NH_4^+ por bacterias o por actividad enzimática. En este estudio se cuantificó el porcentaje de N total del suelo del Parque Nacional el cual tuvo un promedio de 0.29 % en suelos forestales y 0.26 % en suelos agrícolas. Esto puede atribuirse a que en suelos forestales hay mayor vegetación, menor actividad microbiana y menor actividad antropogénica, que incide favorablemente para la acumulación de materia orgánica y N-total.

No obstante al comparar los porcentajes de N total encontrados en este estudio con los intervalos reportados por la NOM-021-RECNAT-2000 para suelos de origen volcánico, se ubican en la clase baja (Figura 17). Estos resultados tienen semejanza con los obtenidos por Suasteguí (2009) que estudió suelos forestales y agrícolas en diversas áreas naturales protegidas y en sus zonas de influencia. El N de los suelos del Parque Nacional Izta-Popo tuvo correlación significativa ($p \leq 0.0001$) positiva con MOS ($r=0.63$) y conductividad eléctrica ($r=0.46$) por eso, conforme a la disminución o aumento de la MOS y conductividad eléctrica el nitrógeno disminuye o aumenta respectivamente, su relación significativa positiva con la conductividad se debe a que a mayor conductividad mayor presencia de iones. El clima juega un papel dominante en la determinación del estado de nitrógeno de los suelos ya que la cantidad de este depende también del tipo de suelo, de la temperatura y pluviosidad (Aciego, 2007). Aunque la temperatura no fue evaluada, generalmente las mayores altitudes presentan bajas temperaturas y en este tipo de regiones el contenido promedio de nitrógeno decreció por aumentos de la temperatura en zonas bajas.

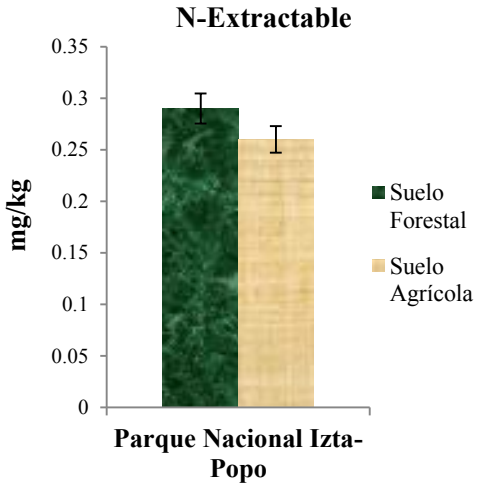


Figura 17. Nitrógeno extractable en suelos forestales y agrícolas (Promedios obtenidos de los suelos forestales y agrícolas de las estaciones de muestreo evaluadas)

El azufre es un elemento que, en la litósfera, se encuentra principalmente en depósitos volcánicos sedimentarios. Su mineralización ocurre principalmente en las capas superiores del suelo y es absorbido por las plantas principalmente como ión sulfato. En la Figura 18 al comparar las concentraciones de azufre extractable en suelos forestales (0.22 mg kg^{-1}) con el de suelos agrícolas (0.20 mg kg^{-1}) se encontró una diferencia mínima. Aun cuando los suelos estudiados son de origen volcánico, es interesante observar que de los tres elementos (N, P y S), el azufre se encuentra en menor concentración.

Según Eriksen (2005), las deficiencias de este elemento pueden deberse a las regulaciones ambientales en las emisiones de SO_2 y el incremento en la utilización de fertilizantes con alto contenido de azufre. Haneklaus (2007), menciona que el ciclo del S en el sistema suelo-planta está gobernado por procesos biológicos y físico-químicos, con activa participación de la biota del suelo. Los SO_4^{-2} extractables en los suelos ribereños en las dos amplitudes estudiadas, obtuvo una correlación positiva con altitud ($r=0.58$, $p\leq0.0001$). Análogamente Baltazar (2009), en su estudio de suelos de bosques templados encontró resultados similares, esto puede deberse a que a mayores altitudes los suelos son de origen volcánico, sin embargo no hay mucha diferencia con las de menor altitud principalmente por el acarreo de este ion debido al agua, erosión e inclusive fertilizantes.

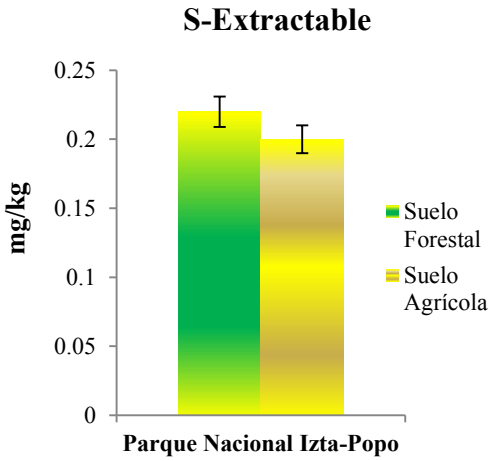


Figura 18. Azufre extractable en suelos forestales y agrícolas (Promedios obtenidos de los suelos forestales y agrícolas de las estaciones de muestreo evaluadas)

Se observó que el impacto antropogénico no influyó significativamente en la disponibilidad de S y N en los suelos ribereños. Aunque hubo mayor disponibilidad de nutrimentos en suelos ribereños con cobertura forestal esta no fue muy superior a la encontrada en suelos de uso agrícola.

Con respecto al Fósforo extractable en los suelos ribereños, se encontró que la utilización de fertilizantes en suelos agrícolas (adyacentes al ambiente ribereño), aumentaron las concentraciones de este elemento y provocan un desbalance de su equilibrio en la naturaleza.

11.5 Propiedades físicas de los suelos en las estaciones de muestreo

En los suelos de las estaciones de muestreo evaluadas en el Parque Nacional Izta-Popo y onas de influencia, los valores de CE (conductividad eléctrica) de los suelos ribereños (Cuadro 6) con cobertura de vegetación forestal se encontró una media de 0.080 dS m^{-1} en un intervalo de 0.061 a 0.106 dS m^{-1}, lo cual indica que en este tipo de suelos no se existen problemas de salinidad. En comparación a estos suelos, los agrícolas tuvieron una CE media de 0.139 dS m^{-1} y su intervalo se encontró entre 0.099 a 0.163 dS m^{-1} siendo superior a la encontrada en suelos forestales, por el uso de fertilizantes, acarreo de iones por el agua y erosión. Sin embargo, aunque hay un incremento en el contenido de sales en suelos ribereños de uso agrícola respecto a los que tienen cubierta de vegetación forestal aún no hay efectos de alta salinidad (NOM-021-RECNAT-2000) probablemente debido al efecto amortiguador que ejerce la vegetación de la ribera al captar la mayoría de los iones por vegetación arbustiva y herbácea principalmente.

Estudios elaborados por Suastegui 2009, sobre las propiedades físicas de los suelos forestales del Parque Nacional Izta-Popo, han mostrado valores de DA (densidad aparente) entre 0.96 a 1.1 g cm^{-3}. En los suelos ribereños de esta investigación, la DA se encontró en valores que van de 0.94 a 1.3 g cm^{-3} con una media de 1.08 g cm^{-3}. Con respecto a la DA de los suelos con uso agrícola estuvo entre 1.15 a 1.25 g cm^{-3} con una media de 1.16 g cm^{-3}, valores muy similares a los encontrados en suelos forestales. De esto se deduce, que las prácticas de laboreo, hasta el momento, han afectado muy poco a esta propiedad del suelo.

De la humedad del suelo, expresada en porcentaje, se obtuvieron valores de 21.5 a 39.6 con una media de 31 en ambiente ribereño bajo uso forestal. En comparación con los suelos forestales, en los suelos destinados a actividades agrícolas se encontraron valores de humedad entre 11.4 y 28.1 con media de 20.83 disminuyendo aproximadamente en casi 50 %. La disminución observada en el porcentaje de humedad, se debe a que las zonas forestales se encuentran en la parte alta donde se capta agua de lluvia y de deshielo de glaciares del Popocatépetl e Iztaccíhuatl, aunado a esto las comunidades humanas, cercanas a los sitios que tienen suelos dedicados al uso agrícola, entuban el agua cada vez más cerca de los manantiales para utilizarla y cubrir sus necesidades de este vital líquido, disminuyendo el caudal del agua y desecando paulatinamente el suelo del ambiente ribereño en zonas medias y bajas de la cuenca.

Los porcentajes de EP tuvieron un comportamiento similar a los de humedad de suelos ribereños con uso forestal y los de uso agrícola que se encontraron de 54.7 a 64.3 y de 52.7 a 58.6 respectivamente. El permanente acarreo de material fino de las partes altas que es arrastrado hacia las bajas puede ser una de las causas que genera la acumulación de sedimento que incide en un aumento de la densidad aparente y disminución del espacio poroso, relación que se reafirma con la correlación significativa ($p \leq 0.0001$) negativa ($r = -0.98$) entre estas variables.

Cuadro 8. Propiedades físicas evaluadas en las estaciones de muestreo.

Sitio	US	CE	DA	Hum	EP
		dS m^{-1}	g cm^3	_____%_____	
Amalacaxco	F	0.106	1.01	39.6	61.7
Potrero B	F	0.061	1.3	31.9	51.4
Apozonalco	F,R	0.074	0.94	21.5	64.3
Tomacoco	F,A	0.163	1.09	23.0	58.6
Tezahuac	A	0.099	1.25	28.1	52.7
Libramiento	U,A	0.155	1.15	11.4	56.33

US=Uso de suelo CE=Conductividad eléctrica Hum= Humedad Ep= Epacio Poroso
F=Forestal R=Recreativo A=Agrícola U=Urbano

La conductividad eléctrica de los suelos ribereños tuvo correlaciones significativas ($p<0.0001$) negativas con la altitud ($r= -0.46$), el pH en NaF ($r= -0.6$) y positivas con pH potencial ($r=0.70$), con pH activo ($r=0.64$) y nitrógeno total ($r=0.46$). El % de humedad estuvo correlacionado de manera significativa ($p<0.0001$) positiva ($r=0.49$) con altitud, MO ($r=0.56$), actividad de la Arilsulfatasa ($r=0.51$) y de manera significativa ($p<0.0006$) negativa ($r=-0.45$) con el pH en KCl. El porcentaje de espacio poroso solo tuvo correlación significativa negativa con la actividad fosfatasa ácida del suelo ($r=-0.52$, $p\leq0.0001$), relación que se explicará más adelante.

Al estudiar los suelos forestales y cultivados de Cofre de Perote, Veracruz, Pérez (2003) menciona que la degradación de la estructura del suelo a causa de las actividades agrícolas resulta del efecto combinado de la pérdida de materia orgánica, disminución de la porosidad y aumento de la densidad aparente, sin embargo no encontró diferencias significativas entre suelos. De manera similar en esta investigación en suelos ribereños del Parque Nacional Izta-Popo se observó que, hasta el momento, existe una afectación menor de las propiedades físicas del suelo en las que no se distinguieron diferencias significativas. Como menciona Rucks, et. *al* (2004), las propiedades físicas de los suelos, determinan en gran medida, la capacidad de muchos de los usos a los que el hombre los sujeta y de manera directa no miden la fertilidad de suelos, al no haber diferencias significativas se puede observar que las técnicas de manejo de uso de suelo agrícola, recreativo y urbano aún no lo alteran.

11.6 Análisis estadístico de la actividad enzimática

El estudio de correlación entre la AAS con las propiedades físicas, químicas y algunas ambientales evaluadas en los suelos de las estaciones de muestreo, mostró una correlación significativa ($p \leq 0.0001$) positiva ($r=0.72$) con altitud. Esto indica que conforme disminuyó la altitud, también se redujo la actividad de esta enzima. Esta disminución también se observó al disminuir la MOS ($r=0.51$, $p \leq 0.0001$). Resultados similares a los de esta investigación fueron encontrados por Suastegui (2009) al estudiar la actividad ureasa del suelo. La actividad de la enzima aumenta conforme la MOS aumenta ya que de ella principalmente se libera S gracias a la actividad de la enzima por los microrganismos y al haber más MOS a mayores altitudes, conforme disminuye la altitud también la AAS.

La cantidad y calidad de la materia orgánica, y sus tasas de descomposición, ejercen un fuerte control sobre la disponibilidad de algunos nutrientes para las plantas, y por tanto sobre el crecimiento de las mismas (Imbert, 2004). Algunos otros factores los cuales se observados en el cuadro 9, presentaron correlación positiva o negativa con AAS.

Cuadro 9. Coeficientes de correlación entre la AAS con algunos parámetros físicos y químicos evaluados en las estaciones de muestreo

	____pH_____		Hum	S-f	P-e
	Activo	Potencial	_____%_____		mg kg^{-1}
AAS	r= -0.59	r= -0.48	r=0.51	r= -0.52	r= -0.47
	p≤0.0001		p≤0.0001	p≤0.0004	p≤0.0001

AAS= Actividad Arilsulfatasa S-f=Azufre foliar P-d=Fósforo extractable

La correlación significativa ($p \leq 0.0001$) negativa entre AAS con los pH, tanto activo ($r=-0.59$) como potencial ($r=-0.48$) mostró que al aumentar el valor del pH de los suelos estudiados se presentó una disminución de la actividad de la enzima arilsufatasa y, en relación al contenido de humedad del suelo la AAS fue mayor en suelos más húmedos porque el porcentaje de humedad influyó en su correlación significativa de manera positiva ($r=0.51$, $p \leq 0.0001$).

Con la actividad de la enzima arilsulfatasa, se liberan iones SO_4^{-2} a la solución del suelo, siempre y cuando haya deficiencias de este nutrimento, siendo bueno para la fertilidad y calidad del suelo. Esto explica que en las plantas con mayor concentración de azufre foliar estuvieran sobre suelos con menor actividad de esta enzima ($r=-0.52$, $p \leq 0.0001$) quizá como resultado de una diferente demanda de SO_4^{-2} en tejido foliar, que es mayor en la vegetación forestal de zonas altas

(*Pinus hartewegii, Abies religiosa, Cupresus sp.*) y menor en vegetación latifoliada de zonas bajas (*Crataegus mexicana, Buddleia cordata, Alnus*), además del aporte de SO_4^{-2} vía fertilizantes químicos que agregan en la zona baja mediante las actividades agrícolas.

Aunque en este trabajo de investigación no se evaluó la actividad microbiana como factor de liberación de SO_4^{-2}, se sabe que la temperatura disminuye con la altitud y en consecuencia, la actividad microbiana junto con la actividad enzimática del suelo también bajan, lo que provoca una menor tasa de mineralización de los nutrientes contenidos en la MOS, mismos que no llegan al tejido vegetal.

En el caso de la fosfatasa ácida, esta se correlacionó de manera significativa ($p<0.0001$) negativa con el porcentaje de espacio poroso ($r=-0.52$) lo que indica que éste disminuye con el aumento de la actividad de esta enzima. Dado el origen volcánico de los suelos y su consecuente acidez, la actividad de la fosfatasa alcalina fue muy reducida y solamente tuvo correlación significativa baja ($p<0.01$) positiva con fósforo foliar ($r=0.38$). En cambio la fosfatasa ácida tuvo correlación significativa ($p<0.0005$) con la misma variable ($r=0.51$), es decir que el incremento de la actividad de la fosfatasas ácidas y alcalinas, aumenta la concentración de fósforo foliar, esto se puede atribuir principalmente a que los fertilizantes ricos en fósforo desbalancean la actividad de la fosfatasa ácida-alcalina.

Astudillo (2006) que estudió la actividad de las fosfatasas en suelos de bosque templado de 3 áreas naturales protegidas, encontró una baja correlación significativa ($p\leq0.005$) de la actividad de estas enzimas con altitud, MO, Humedad y pH del suelo en el Parque Nacional Izta-Popo, resultados de los que se puede plantear la hipótesis de que el tipo de suelo también determina la actividad de la enzima, hipótesis también planteada por Negrín (2002) quién menciona que los Andosoles y otros suelos con características ándicas, propios de zonas volcánicas, presentan una gran afinidad por el ión ortofosfato por parte de los compuestos activos de Fe y Al tanto de naturaleza orgánica como órganomineral y por eso debido a la alta retención de fosfato que presentan estos suelos es frecuente que no haya respuesta a la fertilización fosfatada y cuando es necesario sobrefertilizar y así alcanzar niveles de saturación de fósforo, lo cual pudo ocurrir en los suelos de las zonas agrícolas que se estudiaron (Tezahuac y Libramiento).

Los problemas que se obtienen al evaluar todo lo relacionado con fósforo en suelos de origen volcánico se deben principalmente a que estos tienen elevados contenidos en materiales amorfos, o de ordenación de corto alcance: silicatos de aluminio (alofana e imogolita) y oxihidróxidos de hierro y aluminio, de gran superficie específica, lo que unido a la accesibilidad de grupos funcionales superficiales hidroxilados, confiere al conjunto una gran reactividad química, lo cual

tienen interacción directa con este nutrimento, afectando su carga superficial, propiedades físicas y biodisponibilidad (Medina, 2005).

11.7 Cálculo de PO_4^{-2} y SO_4^{-2} liberados por la actividad enzimática.

Una utilidad que tiene el conocer la AAS y la actividad de las Fosfatasas ácidas-alcalinas, es que, mediante cálculos estequimométricos, se puede estimar la fracción de PO_4^{-2} y SO_4^{-2} liberados por esta vía y disponibles para las plantas. Se estima que la AAS libera entre 100 y 350 kg $SO_4^{-2}ha^{-1}día^{-1}$ (cuadro 10), mientras que la fosfatasa ácidas y alcalinas libera de 4 a 16 y de 1 a 4 kg PO_4^{-2} $ha^{-1}día^{-1}$ respectivamente (cuadro 11).

Cuadro 10. Aportación de SO_4^{-2} liberados por la AAS en las diferentes estaciones de muestreo

	Amalacaxco	Potrero A	Potrero B	Apozonalco	Tomacoco	Tezahuac	Libramiento
	kg SO_4^{-2} ha^{-1} $día^{-1}$						
AAS	353.05	225.41	291.51	123.47	134.32	188.12	168.17

Cuadro 11. Aportación de PO_4^{-2} liberados por la actividad de las fosfatasas ácidas-alcalinas

AP	Amalacaxco	Potrero A	Potrero B	Apozonalco	Tomacoco	Tezahuac	Libramiento
	kg PO_4^{-2} ha^{-1} $día^{-1}$						
Acidas	10.76	8.64	15.53	4.13	6.67	11.17	12.95
Alcalinas	2.40	2.02	3.37	1.14	2.12	1.8	3.08

El cuadro anterior muestra la importancia que tiene la actividad enzimática de las fosfatasas ácidas-alcalinas y arilsulfatasa para la liberación de iones fosfatos y sulfatos. Se observa que la actividad de la arilsulfatasa libera mayor cantidad de iones SO_4^{-2} que son disponibles para las plantas pudiéndolas usar como indicadores de calidad edáfica en bosques templados.

12. CONCLUSIONES

- Ante el origen geológico de las rocas predominantes de las que derivan los suelos estudiados (material ígneo de origen volcánico), se encontró mayor actividad de la fosfatasa ácida respecto de la alcalina, aunque ambas tienen tendencia similar (donde aumentan la actividad de la ácida también la alcalina).
- La actividad de la enzima arilsulfatasa fue mayor en suelos de uso forestal de elevadas altitudes, con alto contenido de humedad en suelos con pH más ácidos.
- Se confirma que una menor disponibilidad de azufre y fósforo en suelos incrementan la actividad de las enzimas arilsulfatasa y fosfatasas.
- Los sitios con uso de suelo agrícola (Tezahuac y Libramiento) tuvieron mayores concentraciones de fósforo, debido a suministros de fertilizantes, erosión y efecto amortiguador de la vegetación ribereña.
- A mayores altitudes, en sitios con uso de suelo forestal y donde el pH es más ácido, la MOS se acumula probablemente por una tasa más lenta de mineralización.
- Por las tasas estimadas de los aportes de SO_4^{-2} y PO_4^{-2}, la actividad de la arilsulfatasa y fosfatasas ácidas y alcalinas son una importante fuente para la liberación de estos iones.
- Debido a la variación de la actividad enzimática arilsulfatasa y fosfatasa ácida-alcalina en las diferentes estaciones de muestro se concluye que la mayor fertilidad de los suelos es en las partes de mayor altitud (Amalacaxco, Potrero y Apozonalco), siendo las menos afectadas por el hombre.
- Los parámetros físicos a diferencia de los químicos no arrojan problemas de fertilidad en los suelos de las estaciones de muestreo evaluadas ya que a diferencia de las variables bioquímicas, estas no son sensibles de manera inmediata a los cambios de uso de suelo.
- No se encontró relación entre la actividad de las enzimas fosfatasas con el fósforo extractable pero si con el fósforo foliar de las especies ribereñas, similarmente la actividad de las arilsulfatasas solo tuvo relación el azufre foliar pero no con el azufre extractable del suelo por lo que la determinación de la AAS y Fosfatasa ácida-alcalina, es una herramienta útil para ser utilizada como indicador del grado de fertilidad edáfica.

13. BIBLIOGRAFÍA CONSULTADA:

Aciego P. and Brookes P.C. 2007. Nitrogen mineralization along a pH gradient of a silty loam Uk soil. Soil Biology and Biochemistry. 40, 797-802.

Aerts R. 1997. Climate, leaf litter chemistry and leaf litter decomposition in terrestrial ecosystems: a triangular relationship. Oikos 79: 439-449.

Aon M.A., Colaneri A.C., 2001. II. Temporal and spatial evolution of enzymatic activities and physico-chemical properties in an agriculture soil. Applied Soil Ecology 18, 255–270.

Alef K. and Nannipieri, P. 1995. Methods in Applied Soil Microbiology and Biochemistry. Academic Press, London, pp. 576.

Astudillo B. Y. 2006. "Fosfatasa ácida y alcalina del suelo y su efecto en la disponibilidad del P en suelos de bosques templados de México". Tesis de licenciatura, UNAM.

Augusto L., Ranger J., Binkley D. and Rothe A. 2002. Impact of several common tree species of European temperate forests on soil fertility. Ann. Sci. For. 59: 233-253

Baltazar A. M. y Cruz F. G. 2009. "Actividad arilsulfatasa y su relación con azufre en suelos del PN Izta-Popo". Tesis de licenciatura. UNAM

Bardgett R.D. 2005. The biology of soil: A community and ecosystem approach. Oxford University Press. Oxford, United Kingdom. 256 p.

Bremner J. M. 1965. Total nitrogen. In: Methods of Soil Analysis. Part 2: Chemical and Microbiological Properties. Edited by C. A. Black et al. Agron. Series 9. Amer. Soc. Agron. Madison, Wisconsin. pp. 1149-1178.

Brussaard L. 1997. Biodiversity and ecosystem functioning in soil. Ambio 26: 563-570.

Burns R. G. 1982. Enzime activity in soil: Location and a possible role in microbial ecology. Soil Biol. Biochem. 14: 423-427.

Camacho R. F., Trejo I. y Bonfil C. 2006. Estructura y composición de la vegetación ribereña de la barranca del río Tembembe, Morelos, México. Boletín de la Sociedad Botánica de México 78:17-31.

CENICAFÉ. 1993. La materia orgánica y su importancia en el cultivo del café. Boletín Técnico No.16. Chinchiná, Colombia. 24 p.

CONANP. 2010. Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas. En línea [disponible en] http://iztapopo.conanp.gob.mx/descripcion.php (07 de Septiembre del 2010).

Coûteaux, M., Bottner, P. & Berg, B. 1995. Litter decomposition, climate and litter quality. Trends in Ecology and Evolution 10(2): 63-66.

Coyne, M. 1999. Microbiología del suelo: Un enfoque exploratorio. Editorial Paraninfo. Madrid, España. 416 p.

Críquet S. 2004. Annual dynamics of phosphatase activities in an evergreen oak litter influence of biotic and abiotic fortors Soil Biology & Biochimestry.

Cruz F. G. 2006. Ecología del suelo. Un enfoque hacia la nutrición mineral de plantas superiores. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F.

Cruz F. G., Guerra H. E. A. y Ángeles C. E. R. 2009. "Descripción de propiedades fisicas y químicas de agua y suelo en ambientes riparios en la exposición occidental del PN Izta-Popo. UMIEZ L-8. Boletin CAMAFU.

Cruz F. G. 2003. Mecanismos de adaptación de la raíz de cereales ante estrés nutrimental en suelos ácidos. Tesis de Doctorado en Ciencias (Biología). Facultad de Ciencias, UNAM. México, D.F.

Curtin M. H., Beare and F.M. McCallum. 2007. Sulphur in soil and light fraction organic matter as influenced by long-term application of superphosphate Soil Biology & Biochemistry, 39:2547–2554

Dick R. P. 1994. Soil enzyme activities as indicators of soil quality. In: Doran, J.W. (Ed.), Defining Soil Quality for a Sustainable Environment. SSSA Special Publication 35, Madison, WI, pp. 107–124.

Dick W. A. and Tabatabai M. A. 1992. Significance and potential use of soil enzymes. In: F.B. Metting, Editor, Soil Microbial Ecology, Marcel Decker, NY (1992), pp. 95–130.

Domínguez, R. I. y N. Aguilera H. 1982. Metodología de análisis físicos y químicos de suelos. UNAM. Facultad de Ciencias-Biología 34 p.

Domínguez A. 1989. Tratado de fertili ación. 2 dición. dic iones Mundi-Prensa. España. 601 pp.

Donahue R. 1981. Introducción a los suelos y al crecimiento de las plantas. Ed. Prentice may Internacional, Colombia.

Doran J. W., Jones, A. J., Arshad, M. A. and Gilley J. . 1999. "Determinants of Soil Quality and Health". n: Rattan Lat (Eds.). Soil Quality and Soil Erosion. CRC Press, Florida. 39- 57. Agriculture Ecosystems Environment. 88: 119-127.

Doran, J.W. y Parkin, B.T. 1994. Defining Soil Quality for a Sustainable Environment. Soil Science Society of America, Inc. Special Publication. Number 35. Madison, Wisconsin, USA.

Doran J. W. and Safley M. 1997. Defining and Assessing Soil Health and SustainableProductivity. En Pankburst, C. Doube, B.M. Gupta V.V.S.R. (Eds.). Biological

Duchaufour, P. 1987. Edafología ,edafogénesis y clasificación. Editorial Masson. Barcelona, España. 493 p.

Eriksen, J. 2005. Gross sulphur mineralization-inmobilisation turnover in soil amended with plan residues. Soil Biology & Biochemistry 37: 2216-2224.

FAO-ISRIC-ISSS. World reference base for soil resources. Rome. 1998. En linea [disponible en] http://www.fao.org/docrep/W8594E/W8594E00.htm (21 de junio de 2012)

Fassbender H.W. y Bornemiza E. 1987. Química de suelos, con énfasis en suelos de América Latina. IICA. San José, Costa Rica. 420 p.

Fieldes M. and Perrott K.W. 1966. The nature of allophane soils: 3. Rapid field and laboratory test for allophane. N. Z. J. Sci., 9: 623–629.

Granados S. D., Hernández G. M. A. y López G. F. R. 2006. Ecología de las zonas ribereñas. Revista Chapingo, vol. XII, no. 001. pp. 55-69.

Haneklaus S., Bloem E. and Schnug E. 2007. Sulfur interactions in crop ecosystems. Chapter 2. In: Sulfur in Plants. An Ecological Perspective.M.J. Hawkesford and L.J. de Kok (editors). Springer 17-58 p

Harrison L. 1992. Soil fertility. The permaculture activist, no. 26. pp. 8-10.

Hernández M. A. y Sánchez D. 2006. El PN Iztaccíhuatl-Popocatepetl-Zoquiapan y el impacto ecológico-social de su deterioro. Revista Chapingo, vol. XII, no. 002. pp. 101-109.

Ibañez, J. 2006. Clasificación de horizontes orgánicos: Un universo invisible bajo nuestros pies. Madrid, España. 15 p.

Imbert, B. J., Blanco, A. Juan y Castillo J. F. 2004. Gestión forestal y ciclos de nutrientes en el marco del cambio global. En: Valladares, F. Ecología del bosque mediterráneo en un mundo cambiante. Páginas 479-506.

INEGI. Conjunto de Datos Vectorial Edafológico, Serie II, escala 1:250 000 (Continuo Nacional). México. 2007.

IUSS Grupo de Trabajo WRB. 2007. Base Referencial Mundial del Recurso Suelo. Primera actualización 2007. Informes sobre Recursos Mundiales de Suelos No. 103. FAO, Roma.

Jackson, M. L. 1964. Análisis químico de suelos. Traducción al español de J. Beltrán. Omega. Barcelona, España.

Jackson, M. L., 1982, Análisis químicos de suelos, Ed., Omega 4a ed., Barcelona,

Karlen D.L., Sndrews S.S. and Doran J.W. 2001. Soil Quality: Current Concepts and Applications. Advances in Agronomy. 74: 1-22.

Kertest, M.A. 1999. Riding the sulphur cycle – metabolism ofsulfonates and sulphate esters in Gramnegative bacteria. FEMS Microbiol. Re. 24: 135-175.

Lavelle P., Blanchart E., Martin A. and Martin S. 1993. A hierarchical model for decomposition in terrestrial animals ecosystems: Application to soils of the humid tropical. Biotropica 25(2): 130.

Ley general del equilibrio ecológico y la protección al ambiente. En línea [disponible en] http://www.redindigena.net/leyes/mex/docs/2/equileco.html (23 de mayo de 2011)

Lot-Helgueras A. y Novelo A. 1990. Forested wetlands of Mexico. En: Lugo A. E., Brown S. y Brinson M. Eds. Ecosystems of the World: Forested Wetlands, Vol. 15, pp 287-298, Elsevier, Amsterdam.

Marcos P. E., Calvo G. L., Marcos M. J. A., Taboada P. A. y García M. R. T. 2008. Influencia del dosel arbóreo en las características químicas del suelo. Análisis comparativo de suelo bajo Robledales, Hayedos y Pinares. Cuad. Soc. Eps. Cienc. For. 25:287-292.

Marschner H. 1995. Mineral Nutrition of Higher Plants. Academic Press. Londres.

Martin del Pozo A. L., Inguaggiato S., Aceves F., Saen H. y Aguayo A. 2002. "Spring wáter and CO_2 interaction at Popocatépetl volcano, México". Geofísica Internacional, vol. 41, no. 003. pp. 345-351.

Meave J., Kellman M., MacDougall A. y Rosales J. 1991. Riparian habitats as tropical forest refugia. Global Ecology and Biogeography Letters 1:69-76.

Medina, N. A. M. 2005. Especiación de fósforo en suelos ándicos de las Islas Canarias. Tesis doctoral.

Noinville S., Revault M., Quiquampoix H. and Baron M. H. 2004. Structural effects of drying and rehydration for enzymes in soils: a kinetics-FTIR analysis of α-chymotrypsin adsorbed on montmorillonite. In: Jurnal of Colloid and Interface Science. 273:414-425.

Ochoa V., Hinojosa B., Gómez M. B. y García R. R. 2007. Actividades enzimáticas como indicadores de calidad del suelo en agroecosistemas ecológicos. Iniciación a la Investigación. 2: rl.

Oulehle, F.; Hofmeister, J. and Hruska, J. 2007. Modelling of the long-term effect of tree species (Norway spruce and European beech) on soil acidification in the Ore Mountains. Ecol. Model. 204: 359-371.

Palmer, G. R. y Truoch F. R.1989. Introducción a la ciencia del suelo. Manual de laboratorio AGT Eds. México.

Ramos O. 2008. Procesos morfodinámicos de la vertiente norte del volcán Popocatepetl. Tesis de maestría.

Roman X. G. 2010. Estado actual y futuro de la cartografía de suelos en México. En línea [Disponible en] http://eusoils.jrc.ec.europa.eu/library/maps/LatinAmerica_Atlas/ Meeting2010 /08Sep /9_Mexico.pdf (23 de mayo de 2011)

Rzedowski J. 1978. Vegetación de México. Limusa, Noriega Editores. México D.F.

Santana, M. 2002. Nutrición vegetal. Instituto de Investigaciones Agropecuarias (IIAP); / Lab. Ecofisiologia de Cultivos /Línea de Producción Vegetal. Mérida Venezuela.

SEMARNAT 2005. Modelo de ordenamiento ecológico y por riesgo eruptivo del territorio del volcán Popocatépetl y su zona de influencia. [Disponible en] http://www.ceamamorelos.gob.mx/secciones/ambiente/files_extras/memoria_tecnica_popocatepetl.pdf (28 de agosto 2012).

Silva A., Ponce De León J., Carassa R. y Reyes W. 1992. Efecto de la aplicación de efluentes orgánicos de tambo sobre la producción de verdeos y propiedades físicoquímicas del suelo. Notas Técnicas. Facultad de Agronomía. Uruguay. 16 p.

Suastegui M. . 2009. "Contribución de la actividad de la Ureasa a la liberación N en suelos de uso agrícola y Forestal". Tesis de licenciatura, UNAM.

Swift M.J., Heal O.W. and Andersom, J.M. 1979. Decomposition in Terrestrial Ecosystems. Blackwell Scientific Publications. Oxford.

Tabatabai M. A. 1994. Soil enzymes. In : Weavwe R. W., J. S. Angle and P. S. Bottomley, d. Besdizek, S. Smith, A. Tabatabai, A. Wollum (ed). Pp 775-834. Methods of soil analysis. Part 2. Microbial and Biochemical propierties. Soil Sci of Am. USA.

Trejo L. T., Gómez M. F. C., Rodríguez M. Ma. y Alcántar G. G. 2005. Fertilización Foliar Con Urea en la Partición de Nitrógeno en espinaca. (Foliar Fertilization with Urea on the Partitioning of Nitrogen in Spinach) Terra Latinoamericana volumen 23 número 4:494-503.

USDA. 1999. Guía para la evaluación de la calidad y salud del suelo. Departamento de agricultura, Servicio de Recursos naturales e Instituto de calidad de suelo. Argentina. http://soils.usda.gov/sqi/assessment/files/KitSpanish.pdf

Van Bruggen A.H.C and A.M. Semenov. 2000. In Search of Biological Indicators for Soil Health and Disease Suppression. Applied Soil Ecology. 15: 13-24

Van den Honert, T.H. 1933. Versl. Vergad. Vereen. Proefsta. Personeel. 13,7.

Vaast P. y Snoeck D.1999. Hacia un manejo sostenible de la materia orgánica y de la fertilidad biológica de los suelos cafetaleros. In: Betrand, B, Rapidel, B. Eds. Desafíos de la caficultura en Centroamérica. Francia.139-169 p.

Visser S. and Parkinson D. 1992. Soil biological criteria as indicators of soil quality: Soil micro-organisms. 7: 33-37.

Vitousek P., Turner D., Parton W. and Sanford, R. 1994. Litter Decomposition on the Manual Environmental Matrix, Hawaii: Patterns, Mechanisms and Models. Ecology. 75: 418-429.

Voroney R.P., Paul E.A. and Anderson D.W. 1989. Decomposition of wheat straw and stabilization of microbial products. Canadian Journal of Soil Science 69: 63-77.

Xiangzhen L. and Pariente S. 2003. Arylsulfatase activity of soil microbial biomass along a Mediterranean-arid transect. Soil Biol. Biochem. 35:925-934.}

Zwikel, S. Hanoch L., Pariente S. G 2007 Temporal dynamics in arylsulfatase enzyme activity in various microenvironments along a climatic transect in Israel Soil Biology & Biochemistry,140: 30–41

15. ANEXO I

ACTIVIADAD FOSFATÁSICA EN SUELO

Reactivos:

1. *Tolueno (reactivo certificado)*
2. *Buffer Universal Modificado MUB Solución Stock:* Disolver 12.1 g de TRIS (hidroximetil) aminometano (THAM), 11.6 g de Ácido maleíco, 14 g de Ácido cítrico y 6.3 g de Ácido bórico en 448 mL de NaOH 1N y diluir la solución a 1L con agua desionizada. Guardar en refrigeración.
3. *Buffer Universal Modificado MUB, pH 5.5 (Fosfatasa ácida) y pH 11 (Fosfatasa alcalina).* Tomar y colocar 200 mL de MUB (solución STOCK) en un matraz aforado 1000 mL. Introducir una barra magnética y colocar en un agitador magnético. Llevar la solución a pH 5.5 o a 11 con HCl 0.1 No NaOH 0.1 N para los ensayos de fosfatasa ácida o alcalina respectivamente. Guardar en refrigeración.
4. *Solución de p-Nitrofenol fosfato 3 mM.* Para 50 mL de solución: Disolver, la cantidad apropiada de sal disódica de p- Nitrofenol fosfato tetrahidratada en 40 mL de MUB, pH 5.5 u 11 para ensayos de fosfatasa ácida o alcalina respectivamente, aforar la solución con MUB del mismo pH. Guardar en refrigeración.
5. *Cloruro de Calcio 0.5M.* Disolver 73.5 g de $CaCl_2.H_2O$ en cerca de 700 mL de agua y diluir a un volumen de 1L con agua. Guardar en refrigeración.
6. *Hidróxido de Sodio 0.5 M.* Disolver 20 g de NaOH en cerca de 200 mL de agua y diluir la solución a 1 L de agua. Guardar en refrigerador.
7. *Solución ESTANDAR de p-Nitrofenol.* Disolver 1 g de p-Nitrofenol en cerca de 70 mL de agua y diluir la solución a 1L de agua. Guardar en refrigerador.

Procedimiento

- Colocar 1 g de suelo en Mortero.
- Adicionar 0.2 mL de tolueno y 2 mL de MUB pH 5.5 u 11.
- Agregar unos granos de arena de cuarzo y macerar hasta homogenización.
- Tomar alícuota de 0.3 mL de homogenizado y colocarla en tubos o frascos para incubación.
- Adicionar 4 mL de MUB pH 5.5 u 11.
- Agregar 1 mL de p-Nitrofenilfosfato 3 mM.
- Tapar e incubar en Baño María a 37°C durante 1h.

- Remover el tapón y agregar 1 mL de $CaCl_2.H_2O$ 0.5 M.
- Adicionar 4 mL de NaOH 0.5 M.
- Agitar y filtrar la suspensión con papel Whatman No. 2
- Leer a 400 nm y comparar la actividad enzimática con base en una curva de calibración que contenga 0, 10, 20, 30, 40 y 50 mg de p-Nitrofenol.

Curva de calibración

Para preparar esta curva:

- Coloque 1 mL de la solución estándar de p-Nitrofenol en matraz volumétrico de 100 mL y después de aforar con agua, mezcle fuertemente.
- De ésta ultima solución de p-Nitrofemol, pipetear alícuotas de 0, 1, 2, 3, 4, y 5 mL. Ajustar el volumen a 5 mL con adición de agua y proceder a incubar como cualquier otra muestra. (Agregar 1 mL de $CaCl_2.H_2O$ 0.5 M y 4 mL de NaOH 0.5 M)
- Aforar a 50 mL, mezclar y filtrar la suspensión resultante.
- Si la intensidad del color del filtrado en las muestras excede la de los 50 mg de p-Nitrofenol; una alícuota del filtrado puede ser diluida con agua hasta que el colorímetro pueda leer dentro de los límites de la curva de calibración.

ACTIVIDAD ARILSULFATASA.

El método usado para el análisis de la actividad arilsulfatasa está basado en la estimación colorimétrica del p-Nitrofenol liberado por la actividad sulfatasa cuando el suelo es incubado con p-Nitrofenil Sulfato (Tabatabai y Bremner, 1970).

Reactivos

1. *Tolueno 0.25 mL Buffer de acetato 0.5 M pH 5.8:* Disolver 68 g de acetato de sodio trihidratado en 700 mL de agua, adicionar 1.70 mL de ácido acético glacial 99 % aforar a 1 L con agua.
2. *Solución sulfato p-nitrofenil 0.05M:* disolver 0.614 g de potasio p- nitrofenil sulfato en 40 mL de buffer de acetato y diluir la solución con 50 mL con buffer reservar en refrigeración.
3. *$CaCl_2$ 0.5M:* Disolver 73.5 g de $CaCl_2$.$2H_2O$ en 70 mL de agua y aforar a 1 L.
4. *NaOH 0.5 M:* Disolver 20g de NaOH en 70 mL de agua y aforar a 1 L.
5. *Solución estándar p- nitrofenol:* Disolver 1.0 g de p-nitrofenol en 70 mL de agua y aforar a 1 L.

Procedimiento

- Se pesa 1 g de suelo húmedo y tamizado (< 2 mm)
- Se añaden 4 ml de Buffer de acetato pH 5.8, 0.25 mL de tolueno y 1 mL de solución p-Nitrofenil sulfato.
- Agitar e incubar a 37 ºC durante una hora. A continuación se añade 1 mL de $CaCl_2$ 0.5 M y 4 ml de NaOH 0.5 M.
- Agitar, filtrar y medir la intensidad del color a 420 nm en un espectrofotómetro.
- Se calcula el p-nitrofenol contenido en los filtrados por referencia a la gráfica de calibración que contiene patrones de 0, 10, 20, 30, 40 y 50 μg de p-nitrofenol.

Curva de calibración

- Pipetear 1 mL de la solución standard de p-nitrofenol Disolver 1.0 g de p-nitrofenol en 70 mL de agua y aforar a 1 L.
- Pipetear 0, 1, 2, 3, 4 y 5 ml, ajustar el volumen a 5 mL añadiendo agua destilada, se agrega 1 mL de $CaCl_2$ 0.5 M y 4 mL de NaOH 0.5 M
- Agitar, filtrar y medir la intensidad del color a 420 nm en el espectrofotómetro. Si la muestra excedía la absorbancia del patrón de 50 μg, diluir una alícuota con agua destilada hasta alcanzar valores de absorbancia dentro de la recta de calibrado.

FÓSFORO EXTRACTABLE (BRAY – 1, BRAY Y KURTZ).

Método ampliamente usado como índice de fósforo disponible en suelos ácidos, su extractante usa NH_4F que remueve el fósforo fácilmente soluble (fosfato de aluminio, hierro y fuertemente ligado a calcio). Este extractante disuelve a estos fosfatos por formación de complejos con esos metales en soluciones ácidas. Este método no es apropiado para suelos con alto contenido de $CaCO_3$ ya que en alto contenido neutraliza el efecto de la acidez del extractante y se subestima la cantidad real de P-disponible. El método original utiliza $SnCl_2$ como agente reductor.

Material y equipo

- Tubo con tapa
- Agitador mecánico oscilatorio
- Embudos de tallo corto
- Bureta
- Micropipeta

- Algodón
- Película de plástico
- Espectrofotómetro (Colorímetro)

Reactivos

- *Solución extractora Bray-1 (Floruro de amonio 0.03 M).* Disolver 1.11 g de NH_4F en 900 mL de agua destilada, se adicionan 2.08 mL de HCl concentrado y se afora a 1 L.
- *Reactivo A.* Disolver 6 g de Molibdato de amonio $[(NH_4)6Mo_7O_{24}\ 4H_2O]$ en 125 mL de agua destilada. Disolver 0.1454 g de tartrato de antimonio y potasio $[K(SbO)C_4H_4O_6]$ en 50 mL de agua destilada. Tomar 70 mL de ácido sulfúrico (H_2SO_4) y aforar a 500 mL (H_2SO_4 2.5 M). Mezclar fuertemente estas tres soluciones aforar a 1000 mL con agua destilada y almacenar en frasco ámbar en un lugar frío.
- *Reactivo B.* Disolver 1.056 g de ácido ascórbico ($C_6H_8O_6$) en 200 mL de reactivo A y mezclar fuertemente. Preparar esta solución en el momento y en las cantidades requeridas.
- *Estándar de fósforo de 200 ppm.* Se disuelve 0.08787 g de fosfato de dihidrógeno de potasio (KH_2PO_4, secado a 105°C durante 2 horas) en agua destilada y se afora a 100 mL. Guarde en refrigeración en frascos de plástico.
- *Solución de fósforo 4 ppm.* Tomar 1.0 mL del estándar (200 ppm) y aforar a 50 mL con agua destilada.

Procedimiento

Extracción

1. Pesar 0.5 g de suelo seco al aire y tamizado en malla de 2 mm y colocarlo en un tubo con tapa.
2. Adicionar 10 mL de la solución extractora, sellar con película plástica y tapar el tubo.
3. Agitar a 148 rpm en posición horizontal por 6 minutos.
4. Empacar embudos con algodón y filtrar antes de 10 minutos en Tubos de ensaye 25x200 mm.

Desarrollo de color:

1. Tomar 0.5 mL del extracto y agregar
2. 10.5 mL de agua destilada.
3. 4 mL de ácido ascórbico (reactivo B).
4. 10 mL de agua destilada (volumen final 25 mL). Después de 10 minutos, leer a 882 nm en el espectrofotómetro.

Bajo los mismos tiempos de las muestras, preparar curva de calibración como se indica:

Solución de P (4ppm)	Agua	Solución Extractante	Reactivo B	[P ppm]
---------- mL ----------				
0	6.0	2	2	0.0
0.5	5.0	2	2	0.2
1.0	4.0	2	2	0.4
2.0	3.0	2	2	0.8
4.0	2.0	2	2	1.6
5.0	1.0	2	2	2.0

Cálculos

- P(mg/kg)=(ppm en C.C)(Dm)(Dv)

Donde

- ppm en C.C. = partes por millón en la curva de calibración.
- Dv = dilución de volumen (aforo/alícuota).
- Dm = dilución de masa (volumen del extractante/ g de muestra).

DETERMINACIÓN DE SO_4^{-2}: Método turbidemétrico del sulfato de bario.

- *Solución extractante HCl 0.025N –NH_4F 0.03N.* Disolver 1.11g de NH_4F en 900 mL agua destilada y agregar 2 mL de HCl concentrado. Diluya a 1 L en un matraz volumétrico.

Reactivos

- Ácido clorhídrico (HCl) 6N.
- Cloruro de bario ($BaCl_2.2H_2O$)
- Sulfato de potasio (K_2SO_4)
- Goma de acacia: disolver 0.5g de goma en polvo en 100 mL de ácido acético glacial 1:1. Conservar la solución en refrigerados.
- Ácido acético glacial.

Procedimiento

1. Se pesa 1 g de suelo y se coloca en un tubo de 50 mL, se le adicionan 15 mL de la solución extractante (se cubren los tubos con plástico y se tapan).
2. Se agita por 5 minutos en agitador de acción recíproca a 180 rpm. El extracto se filtra, simultáneamente se corren blancos de reactivos.

3. Se colocan 5 mL del extracto de suelo en un tubo erlenmeyer; agregar 0.5 mL de la solución de goma de acacia y 1 mL de HCl 6 N; agitar el contenido y agregar 0.25 g de cristales de $BaCl_2.2H_2O$, se deja reposar 1 minuto.
4. Se agita el contenido del tubo hasta que se disuelvan los cristales; se lee la transmitancia a 420 nm; encontrar la concentración de los sulfatos usando una curva patrón.

Curva patrón:

- Disolver 0.54 g de en agua o en solución extractora y aforar a un litro. La solución resultante contiene 100 ppm de azufre.
- Se preparan concentraciones de 0, 4, 8, 12, 16 y 20 ppm de azufre, llevando a cabo las disoluciones correspondientes; colocar 5 ml de cada una de las concentraciones en un tubo, se agrega 0.5mL de goma de acacia y 1 mL de HCl 6 N y proceder como en los problemas; leer la transmitancia a 420 nm.

DETERMINACIÓN DE AZUFRE EN TEJIDO VEGETAL: Digestión con $HNO_3/HClO_4$

Reactivos

- *Solución acondicionadora para sulfatos:* mezclar 50 mL de glicerina con una solución que contenga 30 mL de HCl concentrado 300 mL de H_2O, 100 mL de alcohol etílico o isopropílico al 95% y 75g de cloruro de sodio.
- *Cloruro de bario*: en cristales de 20 – 30 mallas.
- *Solución patrón de sulfatos:* se prepara una solución patrón de ácido sulfúrico, tal que 1.0 mL=0.1 mg de SO_4^{-2} (100 ppm). Se puede obtener está solución a partir de H_2SO_4 0.05N considerar la normalidad real y calcular el volumen adecuado para obtener la concentración de sulfatos deseados

Digestión húmeda

- Se pesa 0.5 g de material vegetal y se coloca en matraces microkjeldahl.
- Se adiciona 6 mL de la mezcla digestora.
- Se deja en predigestión, se colocan en la unidad digestora y se calienta a 150º C hasta que desaparezcan los humos pardos de los óxidos de nitrógeno. Proceso que toma entre 30 y 45 minutos.
- Una vez concluida la etapa anterior se eleva la temperatura del aparato digestor a 210 °C para llevar a ebullición a la mezcla azeotrópica de $HClO_4$ (203 °C). El ataque del $HClO_4$ a

la matriz orgánica residual se nota inicialmente por la aparición de vapores pardos leves y luego por una reacción con formación de espuma. El final de la reacción está marcado por la aparición de vapores blancos densos característicos del $HClO_4$. Esta etapa dura aproximadamente una hora.

- Después de la aparición de vapores pesados, dejar las muestras enfriar. Se transfiere cuantitativamente el digestado a un matraz aforado de 10 mL y se afora con agua desionizada.

Cuantificación

- En un tubo de ensayo de 50 mL se coloca 1 mL de la alícuota.
- Diluir a 20 mL con H_2O destilada, adicionar 1 mL de solución acondicionadora para sulfatos y una pizca de $BaCl_2$.
- Tapar los tubos rápidamente y poner las muestras en agitación por 1 minuto.
- Leer en el espectrofotómetro a 420 nm y cuantificar la turbidez.

Curva patrón:

1. Preparar una serie de patrones de 0 a 25 ppm del ión SO_4^{-2} a intervalos de 5 ppm 0, 5, 10, 15, 20 y 25.
2. Transferir alícuotas de 1, 2, 3, 4 y 5 mL de una solución de 1000 ppm de SO_4^{-2}.
3. Finalmente son llevados a un volumen de 20 mL.
4. Correr un blanco de reactivos y seguir con el procedimiento ya descrito para las muestras.

FÓSFORO EN TEJIDO VEGETAL POR DIGESTIÓN CON $HClO_4$: Determinado con base al desarrollo del complejo fosfovanadomolíbdico

Reactivos:

- *Reactivo vanadomolíbdico:* Se prepara en el momento de desarrollar la colorimetría para cuantificar P, se utilizan partes iguales de los siguientes reactivos:
- *Ácido nítrico 1:2:* Se mezclan 333 mL de HNO_3 concentrado con 667 mL de agua.
- *Vanadato de amonio 0.*25%: Se disuelven 2.5 g de NH_4VO_3 en 800 mL de agua, se calienta ligeramente, se agita, se enfría y se afora a 1L.
- *Molibdato de amonio al 5%:* Se disuelve 50 g de $(NH_4)_6\ Mo_7O_{24}.H_2O$ en 400 mL de agua. Se calienta lentamente y se agita para disolver los cristales. Se enfría y se afora a 1 L.

- *Estándar de fósforo de 200 ppm:* Se pesa 0.8787 g de KH_2PO_4 (secado al horno a 105 °C por 2 horas), se disuelven en agua y se diluye a 1 L. Esta solución debe refrigerarse en frascos de plástico o de vidrio blando (no pyrex) para evitar contaminación con arsénico.
- *Estándar de fósforo de 50 ppm:* Se diluyen 25 mL de la solución patrón de 200 ppm de fósforo a 100 mL con agua.

Procedimiento

- Se pipetea una alícuota que contenga menos de 0.3 mg de P.
- Se toman 2 mL y se colocan en un matraz aforado de 50 mL, se adiciona agua destilada hasta tener aproximadamente 40 mL.
- Se adicionan 7.5 mL de reactivo vanadomolíbdico, se afora con agua y se agita.
- Se esperan 20 min y se lee la absorción de luz por el complejo fosfovanadomolíbdico a 470 nm.

Se prepara una curva de calibración siguiente y se le trata como a las muestras.

Solución de P 50 ppm[a]	**Reactivo vanadomolíbdico**	**Conc. de P**
_____mL_____		ppm
0	7.5	0
2	7.5	2
4	7.5	4
8	7.5	8
12	7.5	12
16	7.5	16

15. ANEXO II

Resumen de Análisis de Varianza para Altitud

	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
DApgcm^{-3}	5	0.46651786	0.09330357	4.04	0.0037
pdehum	5	3295.10245	659.02049	5.31	0.0005
pespor	5	1587.639507	317.527901	2.89	0.0216
phKcl	6	17.52246389	2.92041065	85.61	<.0001
phagua	6	14.86699293	2.47783215	62.77	<.0001
phNaF	6	4.36455871	0.72742645	26.07	<.0001
mo	6	511.6268848	85.2711475	28.62	<.0001
cond	6	0.11375384	0.01895897	62.53	<.0001
Nit	6	0.51299661	0.08549944	13.79	<.0001
FofE	6	2.03078315	0.33846386	83.45	<.0001
Aril	6	0.09211716	0.01535286	18.19	<.0001
FosAc	6	0.00014119	0.00002353	10	<.0001
FosAl	6	0.00003579	0.00000596	14.75	<.0001
SO_4Lib	6	315183.5964	52530.5994	12.08	<.0001
PO_4AlLib	6	47.43130951	7.90521825	14.2	<.0001
PO_4AcLib	6	770.254165	128.375694	11.4	<.0001
AzufreE	5	0.03132298	0.0062646	7.65	<.0001
Sfoliar	5	0.01591328	0.00318266	15.21	<.0001
Pfoliar	5	0.26839641	0.05367928	4.95	0.0015

Correlaciones de Pearson

Procedimiento correlaciones de Pearson

Estadísticos Simples

Variable	N	Media	Dev tip	Suma	Mínimo	Máximo
Alti	88	2846	408.26941	250480	2463	3722
Dist	88	3.72727	1.87376	328	1	5
Especie	42	7.5	4.07999	315	1	14
Rep	88	2.5	1.12444	220	1	4
$DApgcm^{-3}$	56	1.06786	0.17174	59.8	0.8	1.4
pdehum	62	27.21452	12.95646	1687	6.8	56.1
pespPor	62	56.67903	11.25978	3514	27.4	71.6
pHkcl	66	5.38833	0.54822	355.63	3.87	6.37
phNaF	44	9.91818	0.35428	436.4	9.42	10.43
pHagua	66	5.87348	0.51435	387.65	4.65	6.78
cond	65	0.10625	0.0453	6.906	0.047	0.203
Mo	44	6.78636	3.80294	298.6	2.17	19.87
Nit	63	0.30584	0.11779	19.268	0.124	0.679
FosfE	69	0.40425	0.1832	27.89314	0.1274	0.842
Aril	88	0.08262	0.04295	7.27085	0.00888	0.21266
Fosacid	88	0.00412	0.00195	0.36221	0.0006818	0.01054
Fosalc	88	0.00199	0.0008877	0.17529	0.0006703	0.00437
AzufreE	54	0.21736	0.03651	11.73752	0.12962	0.27289
SO_4Lib	88	183.09788	87.58263	16113	16.3596	395.72688
PO_4AlLib	88	2.25632	1.03133	198.55626	0.82978	5.53544
PO_4Ac	88	9.56677	4.39774	841.8756	1.42854	22.3724
SF	42	0.04282	0.02391	1.79854	0.00562	0.10332
PF	42	0.24071	0.12679	10.10976	0.10107	0.67941

Coeficientes de correlación Pearson
Prob > |r| suponiendo H0: Rho=0
Número de observaciones

	Alti	**Dist**	**Especie**	**DApgcm^{-3}**	**pdehum**	**pespPor**	**pHkcl**	**phNaF**	**pHagua**	**cond**	**Mo**
Alti	1	-0.11695	-0.86849	-0.03206	0.49721	0.01462	-0.75244	0.40589	-0.82608	-0.46295	0.65993
		0.2779	<.0001	0.8146	<.0001	0.9102	<.0001	0.0063	<.0001	0.0001	<.0001
	88	88	42	56	62	62	66	44	66	65	44
Dist	-0.11695	1	.	-0.07905	-0.03222	-0.09989	-0.05949	-0.08853	0.06075	-0.00302	0.07734
	0.2779		.	0.5625	0.8037	0.4398	0.6351	0.5677	0.628	0.9809	0.6178
	88	88	42	56	62	62	66	44	66	65	44
Especie	-0.86849	.	1	0.1397	-0.49067	0.08714	0.62258	-0.71594	0.67752	0.44554	-0.72118
	<.0001	.		0.4457	0.0018	0.6029	<.0001	<.0001	<.0001	0.0031	<.0001
	42	42	42	32	38	38	42	28	42	42	28
DApgcm^{-3}	-0.03206	-0.07905	0.1397	1	-0.11835	-0.98691	0.11569	-0.14129	0.05103	-0.14597	-0.35374
	0.8146	0.5625	0.4457		0.385	<.0001	0.4439	0.4042	0.7363	0.3387	0.0317
	56	56	32	56	56	56	46	37	46	45	37
pdehum	0.49721	-0.03222	-0.49067	-0.11835	1	0.16027	-0.45925	0.20156	-0.37113	-0.31316	0.56295
	<.0001	0.8037	0.0018	0.385		0.2134	0.0006	0.2123	0.0068	0.0253	0.0002
	62	62	38	56	62	62	52	40	52	51	40
pespPor	0.01462	-0.09989	0.08714	-0.98691	0.16027	1	-0.17024	0.19888	-0.0532	-0.00751	0.27114
	0.9102	0.4398	0.6029	<.0001	0.2134		0.2276	0.2186	0.708	0.9583	0.0906
	62	62	38	56	62	62	52	40	52	51	40
pHkcl	-0.75244	-0.05949	0.62258	0.11569	-0.45925	-0.17024	1	-0.32056	0.88604	0.70651	-0.63334
	<.0001	0.6351	<.0001	0.4439	0.0006	0.2276		0.0339	<.0001	<.0001	<.0001
	66	66	42	46	52	52	66	44	66	65	44
phNaF	0.40589	-0.08853	-0.71594	-0.14129	0.20156	0.19888	-0.32056	1	-0.37252	-0.60778	0.27754
	0.0063	0.5677	<.0001	0.4042	0.2123	0.2186	0.0339		0.0128	<.0001	0.0682
	44	44	28	37	40	40	44	44	44	44	44
pHagua	-0.82608	0.06075	0.67752	0.05103	-0.37113	-0.0532	0.88604	-0.37252	1	0.64905	-0.51699
	<.0001	0.628	<.0001	0.7363	0.0068	0.708	<.0001	0.0128		<.0001	0.0003
	66	66	42	46	52	52	66	44	66	65	44
Cond	-0.46295	-0.00302	0.44554	-0.14597	-0.31316	-0.00751	0.70651	-0.60778	0.64905	1	-0.07971
	0.0001	0.9809	0.0031	0.3387	0.0253	0.9583	<.0001	<.0001	<.0001		0.607
	65	65	42	45	51	51	65	44	65	65	44
Mo	0.65993	0.07734	-0.72118	-0.35374	0.56295	0.27114	-0.63334	0.27754	-0.51699	-0.07971	1
	<.0001	0.6178	<.0001	0.0317	0.0002	0.0906	<.0001	0.0682	0.0003	0.607	
	44	44	28	37	40	40	44	44	44	44	44

Coeficientes de correlación Pearson
Prob > |r| suponiendo H0: Rho=0
Número de observaciones

	Nit	FosfD	Aril	Fosacid	Fosalc	Azufre	SO_4	PO_4Al	PO_4Ac	SF	PF
Alti	0.20105	-0.44294	0.72661	0.284	0.15566	0.21377	0.58967	-0.08429	-0.00297	-0.64308	0.24003
	0.1141	0.0001	<.0001	0.0073	0.1476	0.1206	<.0001	0.4349	0.9781	<.0001	0.1257
	63	69	88	88	88	54	88	88	88	42	42
Dist	0.13673	0.19589	-0.15738	0.17285	0.2032	0.02223	-0.23186	0.19537	0.16156	.	.
	0.2853	0.1067	0.1431	0.1073	0.0576	0.8732	0.0297	0.0681	0.1326	.	.
	63	69	88	88	88	54	88	88	88	42	42
Especie	-0.37206	0.63206	-0.73504	-0.26623	-0.12478	-0.12403	-0.60962	0.16295	0.11994	0.4555	-0.04719
	0.0153	<.0001	<.0001	0.0883	0.4311	0.4916	<.0001	0.3025	0.4493	0.0024	0.7666
	42	42	42	42	42	33	42	42	42	42	42
DApgcm^{-3}	-0.348	0.4543	-0.12041	0.29109	-0.0142	-0.2018	-0.04597	0.00772	0.28723	-0.32581	0.30086
	0.0178	0.0015	0.3767	0.0295	0.9173	0.2244	0.7366	0.9549	0.0318	0.0688	0.0943
	46	46	56	56	56	38	56	56	56	32	32
pdehum	0.16289	-0.20551	0.51097	-0.01211	0.2956	-0.11193	0.47048	0.17763	-0.15423	0.0296	-0.06085
	0.2486	0.1439	<.0001	0.9256	0.0197	0.486	0.0001	0.1672	0.2314	0.86	0.7167
	52	52	62	62	62	41	62	62	62	38	38
pespPor	-0.00935	-0.06976	0.04008	-0.52068	-0.11779	-0.16942	0.04578	-0.0981	-0.43973	0.22396	-0.26782
	0.9476	0.6231	0.7571	<.0001	0.3619	0.2896	0.7238	0.4481	0.0003	0.1765	0.104
	52	52	62	62	62	41	62	62	62	38	38
pHkcl	-0.09554	0.02003	-0.48115	-0.11786	0.14683	-0.10244	-0.39591	0.33082	0.05005	0.61883	-0.08328
	0.4564	0.8732	<.0001	0.346	0.2394	0.4611	0.001	0.0067	0.6898	<.0001	0.6
	63	66	66	66	66	54	66	66	66	42	42
phNaF	-0.16486	-0.60434	0.25684	0.00051	-0.05638	0.28061	0.03834	-0.30229	-0.3702	-0.39129	-0.07172
	0.2849	<.0001	0.0924	0.9974	0.7162	0.0974	0.8049	0.0461	0.0134	0.0395	0.7168
	44	44	44	44	44	36	44	44	44	28	28
pHagua	0.01461	0.12714	-0.59317	-0.30526	-0.02166	-0.21738	-0.43553	0.24087	-0.06349	0.75086	-0.28856
	0.9095	0.309	<.0001	0.0127	0.863	0.1143	0.0003	0.0514	0.6125	<.0001	0.0638
	63	66	66	66	66	54	66	66	66	42	42
Cond	0.46841	-0.04296	-0.16532	-0.02175	0.29673	-0.04368	0.00134	0.54154	0.20036	0.52421	-0.0405
	0.0001	0.734	0.1882	0.8634	0.0164	0.7561	0.9915	<.0001	0.1095	0.0004	0.799
	62	65	65	65	65	53	65	65	65	42	42
Mo	0.63725	-0.46022	0.51561	0.17615	0.19131	0.26371	0.50478	0.1162	0.00164	-0.35447	0.09332
	<.0001	0.0017	0.0003	0.2527	0.2135	0.1202	0.0005	0.4526	0.9916	0.0642	0.6367
	44	44	44	44	44	36	44	44	44	28	28

Coeficientes de correlación Pearson
Prob > |r| suponiendo H0: Rho=0
Número de observaciones

	Alti	Dist	Especie	DApgcm^{-3}	pdehum	pespPor	pHkcl	phNaF	pHagua	cond	Mo
Nit	0.20105	0.13673	-0.37206	-0.348	0.16289	-0.00935	-0.09554	-0.16486	0.01461	0.46841	0.63725
	0.1141	0.2853	0.0153	0.0178	0.2486	0.9476	0.4564	0.2849	0.9095	0.0001	<.0001
	63	63	42	46	52	52	63	44	63	62	44
FosfD	-0.44294	0.19589	0.63206	0.4543	-0.20551	-0.06976	0.02003	-0.60434	0.12714	-0.04296	-0.46022
	0.0001	0.1067	<.0001	0.0015	0.1439	0.6231	0.8732	<.0001	0.309	0.734	0.0017
	69	69	42	46	52	52	66	44	66	65	44
Aril	0.72661	-0.15738	-0.73504	-0.12041	0.51097	0.04008	-0.48115	0.25684	-0.59317	-0.16532	0.51561
	<.0001	0.1431	<.0001	0.3767	<.0001	0.7571	<.0001	0.0924	<.0001	0.1882	0.0003
	88	88	42	56	62	62	66	44	66	65	44
Fosacid	0.284	0.17285	-0.26623	0.29109	-0.01211	-0.52068	-0.11786	0.00051	-0.30526	-0.02175	0.17615
	0.0073	0.1073	0.0883	0.0295	0.9256	<.0001	0.346	0.9974	0.0127	0.8634	0.2527
	88	88	42	56	62	62	66	44	66	65	44
Fosalc	0.15566	0.2032	-0.12478	-0.0142	0.2956	-0.11779	0.14683	-0.05638	-0.02166	0.29673	0.19131
	0.1476	0.0576	0.4311	0.9173	0.0197	0.3619	0.2394	0.7162	0.863	0.0164	0.2135
	88	88	42	56	62	62	66	44	66	65	44
Azufre	0.21377	0.02223	-0.12403	-0.2018	-0.11193	-0.16942	-0.10244	0.28061	-0.21738	-0.04368	0.26371
	0.1206	0.8732	0.4916	0.2244	0.486	0.2896	0.4611	0.0974	0.1143	0.7561	0.1202
	54	54	33	38	41	41	54	36	54	53	36
SO_4	0.58967	-0.23186	-0.60962	-0.04597	0.47048	0.04578	-0.39591	0.03834	-0.43553	0.00134	0.50478
	<.0001	0.0297	<.0001	0.7366	0.0001	0.7238	0.001	0.8049	0.0003	0.9915	0.0005
	88	88	42	56	62	62	66	44	66	65	44
PO_4Al	-0.08429	0.19537	0.16295	0.00772	0.17763	-0.0981	0.33082	-0.30229	0.24087	0.54154	0.1162
	0.4349	0.0681	0.3025	0.9549	0.1672	0.4481	0.0067	0.0461	0.0514	<.0001	0.4526
	88	88	42	56	62	62	66	44	66	65	44
PO_4Ac	-0.00297	0.16156	0.11994	0.28723	-0.15423	-0.43973	0.05005	-0.3702	-0.06349	0.20036	0.00164
	0.9781	0.1326	0.4493	0.0318	0.2314	0.0003	0.6898	0.0134	0.6125	0.1095	0.9916
	88	88	42	56	62	62	66	44	66	65	44
SF	-0.64308	.	0.4555	-0.32581	0.0296	0.22396	0.61883	-0.39129	0.75086	0.52421	-0.35447
	<.0001	.	0.0024	0.0688	0.86	0.1765	<.0001	0.0395	<.0001	0.0004	0.0642
	42	42	42	32	38	38	42	28	42	42	28
PF	0.24003	.	-0.04719	0.30086	-0.06085	-0.26782	-0.08328	-0.07172	-0.28856	-0.0405	0.09332
	0.1257	.	0.7666	0.0943	0.7167	0.104	0.6	0.7168	0.0638	0.799	0.6367
	42	42	42	32	38	38	42	28	42	42	28

Coeficientes de correlación Pearson
Prob > |r| suponiendo H0: Rho=0
Número de observaciones

	Nit	FosfD	Aril	Fosacid	Fosalc	Azufre	SO4	PO4Al	PO4Ac	SF	PF
Nit	1	-0.38993	0.26468	0.06497	0.24668	0.10699	0.33057	0.30372	0.08497	0.02907	-0.05089
		0.0016	0.0361	0.613	0.0513	0.4549	0.0081	0.0155	0.5079	0.855	0.7489
	63	63	63	63	63	51	63	63	63	42	42
FosfD	-0.38993	1	-0.47278	-0.06083	-0.36128	-0.50633	-0.35263	-0.19632	0.18071	-0.03131	0.05118
	0.0016		<.0001	0.6195	0.0023	<.0001	0.003	0.1059	0.1373	0.8439	0.7475
	63	69	69	69	69	54	69	69	69	42	42
Aril	0.26468	-0.47278	1	0.50771	0.43735	0.25935	0.93649	0.24925	0.28839	-0.52318	0.30771
	0.0361	<.0001		<.0001	<.0001	0.0583	<.0001	0.0192	0.0064	0.0004	0.0474
	63	69	88	88	88	54	88	88	88	42	42
Fosacid	0.06497	-0.06083	0.50771	1	0.58387	0.42539	0.43412	0.46546	0.87819	-0.57631	0.51722
	0.613	0.6195	<.0001		<.0001	0.0013	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	0.0005
	63	69	88	88	88	54	88	88	88	42	42
Fosalc	0.24668	-0.36128	0.43735	0.58387	1	0.38304	0.38975	0.93029	0.55651	-0.02707	0.38015
	0.0513	0.0023	<.0001	<.0001		0.0043	0.0002	<.0001	<.0001	0.8649	0.013
	63	69	88	88	88	54	88	88	88	42	42
Azufre	0.10699	-0.50633	0.25935	0.42539	0.38304	1	0.20613	0.35384	0.41661	-0.24366	0.18053
	0.4549	<.0001	0.0583	0.0013	0.0043		0.1348	0.0087	0.0017	0.1718	0.3147
	51	54	54	54	54	54	54	54	54	33	33
SO4	0.33057	-0.35263	0.93649	0.43412	0.38975	0.20613	1	0.3154	0.34248	-0.40074	0.25748
	0.0081	0.003	<.0001	<.0001	0.0002	0.1348		0.0028	0.0011	0.0085	0.0997
	63	69	88	88	88	54	88	88	88	42	42
PO4Al	0.30372	-0.19632	0.24925	0.46546	0.93029	0.35384	0.3154	1	0.59372	0.21158	0.28018
	0.0155	0.1059	0.0192	<.0001	<.0001	0.0087	0.0028		<.0001	0.1786	0.0723
	63	69	88	88	88	54	88	88	88	42	42
PO4Ac	0.08497	0.18071	0.28839	0.87819	0.55651	0.41661	0.34248	0.59372	1	-0.40001	0.48498
	0.5079	0.1373	0.0064	<.0001	<.0001	0.0017	0.0011	<.0001		0.0087	0.0011
	63	69	88	88	88	54	88	88	88	42	42
SF	0.02907	-0.03131	-0.52318	-0.57631	-0.02707	-0.24366	-0.40074	0.21158	-0.40001	1	-0.37744
	0.855	0.8439	0.0004	<.0001	0.8649	0.1718	0.0085	0.1786	0.0087		0.0137
	42	42	42	42	42	33	42	42	42	42	42
PF	-0.05089	0.05118	0.30771	0.51722	0.38015	0.18053	0.25748	0.28018	0.48498	-0.37744	1
	0.7489	0.7475	0.0474	0.0005	0.013	0.3147	0.0997	0.0723	0.0011	0.0137	
	42	42	42	42	42	33	42	42	42	42	42