



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO

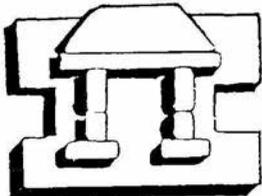
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES

IZTACALA

FOSFATASA ACIDA EN SUELO ADYACENTE A LA
RAIZ DE TRIGO (*Triticum aestivum* L.), TRITICALE
(*X Triticosecale Wittmack*) Y MAIZ (*Zea mays* L.)

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
B I O L O G O
P R E S E N T A
ARACELI BAUTISTA ACEVEDO



IZTACALA

DIRECTOR DE TESIS: M. en C. GERARDO CRUZ FLORES

LOS REYES IZTACALA

2002



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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



U.N.A.M. CAMPUS

AGRADECIMIENTOS



A DIOS por darme la vida y todo lo que hoy tengo

A los sinodales del jurado:

DR. SERGIO GONZALEZ MORENO
M EN C. ERNESTO AGUIRRE LEON
M EN C. DANIEL MUÑOZ INIESTRA
BIOL. GUMERCINDO H. DE LA CRUZ GUZMAN

Por sus valiosos comentarios y correcciones para el enriquecimiento del trabajo.
A

Al M en C Gerardo Cruz Flores por su gran paciencia y apoyo en la realización de este trabajo y sobre todo por su amistad.

A las Biól Selene Fragoso Iñiguez e Issa Portilla Cruz por su ayuda en la realización experimental de este trabajo.

A los Biólogos María del Carmen Neyra Martínez y Marco Antonio Bautista Acevedo por el apoyo y sus atinados comentarios para mejorar el trabajo.

A las compañeras Feliz, Irene, Consuelo, Ernestina y Marina por sus valiosos comentarios.

A mis amigas: Angeles, Isabel, Juana, Leticia, Magali y Yolanda, por su amistad .

A todos los compañeros del Laboratorio de Edafología y Nutrición Vegetal de la FES Zaragoza .

A todos los Maestros, compañeros y amigos de la FES Iztacala y Zaragoza que me impulsaron a seguir adelante.

DEDICATORIA

A DIOS

Por estar siempre en todos los momentos de mi vida

A MIS PADRES

Cirina y Jesús

Por su amor y comprensión que me han brindado a lo largo de mi vida

A MIS HERMANOS

Gema Maribel, Omar de Jesús, Marco Antonio y Redames

Por ser siempre mis mejores amigos, además de tener siempre su apoyo en todos los momentos de mi vida.

A MIS CUÑADAS

Enriqueta y María del Carmen

Por su amistad

A MIS SOBRINAS

Vanessa y Stephany.

Porque sus sonrisas llenan de alegría.

A MIS TIOS

Por haberme dado los mejores consejos y haberme apoyado en los momentos en que los necesite

INDICE	Página
Contenido	i
Indice de figuras	iii
Indice de cuadros	iv
Abreviaturas	v
Resumen	1
I. Introducción	2
II. Marco Teórico	4
2.1 Enzimas del suelo	4
2.1.1 Actividad fosfatasa	4
2.1.2 Localización de las fosfatasa en el suelo	6
2.2 Rizósfera	6
2.3 Suelos ácidos	9
2.3.1 Andisoles	11
2.3.2 Nitosoles	12
2.4 Fósforo en el suelo	14
2.4.1 Disponibilidad de fósforo	15
2.4.2 Mineralización del fósforo	15
2.4.3 Metabolismo de fosfatos orgánicos en el suelo	18
2.5 Nitrógeno en el suelo	20
2.5.1 Deficiencia	22
2.6 Fertilización	23
2.6.1 Superfosfatos	25
2.6.2 Urea	25
2.7 Cereales	26
2.7.1 Clasificación taxonómica de trigo, triticale y Maíz	26
2.7.2 Trigo	26
2.7.3 Triticale	27
2.7.4 Maíz	28

2.8 Antecedentes	29
III. Objetivos	35
3.1 Objetivos Generales	35
3.2 Objetivos específicos	35
3.3 Hipótesis	35
IV. Material y Métodos	36
4.1 Lugar	36
4.2 Material biológico	36
4.3 Fertilización	36
4.4 Diseño experimental	37
4.5 El suelo	37
4.6 Siembra	38
V. Resultados y Discusión	40
5.1 Efecto de Cultivo en la Actividad fosfatasa del suelo.	40
5.1.1 Maíz	42
5.1.2 Trigo	42
5.1.3 Triticale	42
5.2 Contribución de la condición de eficiencia nutrimental de los cultivos a la actividad fosfatasas del suelo	43
5.2.1 Maíz	43
5.2.2 Trigo	44
5.2.3 Triticale.	45
5.3 Contribución del efecto de fertilización sobre la actividad fosfatasa ácida del suelo	47
5.3.1 Tipos de suelo	47
5.3.1.1 Nitrógeno - Fósforo	47
5.3.1.2 Fertilizante nitrogenado (Urea)	48
5.3.1.3 Fertilizante fosfatado (superfosfato triple)	49
5.3.2 Tipo de cultivo	50
5.3.2.1 Nitrógeno - Fósforo	50

5.3.2.2 Fertilizante fosfatado (superfosfato triple)	51
5.3.2.3 Fertilizante nitrogenado (Úrea)	51
5.4 Actividad fosfatasa por edades.	53
5.4.1 Tipo de suelo	53
5.4.2 Efecto de Cereal (Maíz, Trigo y Triticale).	54
5.4.3 Efecto de Fertilización	55
5.5 Efecto de pH del suelo en la actividad fosfatasa ácida.	56
5.6 Análisis morfológico.	58
5.6.1 Maíz	58
5.6.1 Trigo	60
5.6.2 Triticale	62
VI. Conclusiones	66
VII. Bibliografía.	67
VIII. Apéndice	81

Índice de figuras

Figura 1. Diferentes regiones que forman la rizosfera.	7
Figura 2. Intercambio iónico en el suelo.	10
Figura 3. Determinación de pH del suelo "in situ"	39
Figura 4. Actividad fosfatasa total en tres suelos ácidos con y sin cultivos de plantas	40
Figura 5. Actividad fosfatasa en suelos ácidos por efecto de Cultivo (Maíz, Trigo y Triticale)	41
Figura 6. Actividad fosfatasa ácida en suelos ácidos por efecto de la eficiencia nutrimental de cereales	42
Figura 7 Actividad fosfatasa ácida en tres suelos por contribución de la eficiencia nutrimental del maíz	43
Figura 8. Actividad fosfatasa ácida en tres suelos como respuesta a la condición de eficiencia nutrimental del trigo	44

Figura 9. Actividad fosfatasa ácida en tres suelos como respuesta a la condición de eficiencia nutrimental de Triticale	46
Figura 10. Actividad de la fosfatasa ácida por efecto de nitrógeno y fósforo por cada región	47
Figura 11. Efecto de Nitrógeno en la actividad fosfatasa ácida en tres suelos	48
Figura 12. Efecto de fósforo en la actividad fosfatasa ácida en tres suelos	49
Figura 13. Efecto de fertilización nitrógeno - fósforo y cultivo en la actividad fosfatasa en suelos ácidos	50
Figura 14. Efecto de fósforo y cultivo en la actividad fosfatasa ácida en suelo	51
Figura 15. Efecto de nitrógeno y cultivo en la actividad fosfatasa ácida en suelo.	52
Figura 16. Contribución de la edad del cultivo en la actividad fosfatasa ácida en cada tipo de suelo	53
Figura 17. Efecto de cultivo en la Actividad fosfatasa ácida en suelo por edades	54
Figura 18. Actividad fosfatasa ácida en suelo por edades y efecto de fertilización.	55
Figura 19. Variación de pH en suelo adyacente a la rizosfera de trigo, triticale y maíz cultivados en suelos ácidos	57

Índice de Cuadros

Cuadro 1.- Listado de algunos fertilizantes y su calificación en cuanto a su efecto sobre la acidez del suelo	24
Cuadro 2.- Clasificación taxonómica de Trigo, Triticale y Maíz.	26
Cuadro 3.- pH, M.O y P. disponible de los suelos en estudio.	36
Cuadro 4.- Genotipos seleccionados por especie y suelos donde fueron	

cultivados	36
Cuadro 5.- Dosis de fertilización aplicados a las tres especies en los tres tipos de suelo.	37
Cuadro 6 Datos morfológicos de maíz en el suelo Pátzcuaro Michoacán.	58
Cuadro 7 Datos morfológicos de maíz en el suelo Villa Victoria Estado de México.	59
Cuadro 8 Datos morfológicos de maíz en el suelo Reforma Chiapas	59
Cuadro 9 Datos morfológicos de trigo en el suelo Pátzcuaro Michoacán.	60
Cuadro 10 Datos morfológicos de trigo en el suelo Villa Victoria Estado de México.	61
Cuadro 11.- Datos morfológicos de trigo en el suelo Reforma Chiapas	61
Cuadro 12. Datos morfológicos de triticales en el suelo Pátzcuaro Michoacán.	62
Cuadro 13 Datos morfológicos de triticales en el suelo Villa Victoria Estado de México.	63
Cuadro 14 Datos morfológicos de triticales en el suelo Reforma Chiapas	63
Cuadro 15. Resumen estadístico de Anova para las variables de estudio	82

Abreviaturas

ACFAs.- Actividad fosfatasa ácida de suelo

$\mu\text{g p-NP g}^{-1}\text{suelo h}^{-1}$.-microgramos de para nitrofenol por gramo de suelo por hora

u.e.- Unidades experimentales

Chis .- Chiapas

CIANO.- Centro de Investigación del Noroeste

CIMMYT.- Centro Internacional de Mejora del Maíz y del Trigo

RESUMEN

El trabajo se realizó en el invernadero de la FES Zaragoza con 216 unidades experimentales (u.e) en un experimento factorial de 4 X 3 X 2 X 3 X 3(4 dosis de fertilizante (N y P) X 3 Especies (Trigo, Triticale y Maíz) X 2 genotipos de cada especie (mas eficiente y menos eficiente) en 3 Suelos (2 Andisoles, Pátzcuaro, Michoacán y Villa Victoria, Méx. y un Nitosol, Reforma, Chis) X 3 rep = 216 u.e.), la distribución de las unidades experimentales fue con un arreglo de bloques al azar. Los suelos utilizados tuvieron de ligera a moderada acidez, altos contenidos de materia orgánica y bajo aporte de fósforo. Se evaluó la actividad fosfatasa ácida del suelo por el método de p -nitrofenil fosfato (Tabatabai, 1982), en suelos cultivados con genotipos más eficientes y menos eficientes en uso de nitrógeno y fósforo de maíz, trigo, y triticale y también en suelos sin cultivar o incubados (Testigos), en tres momentos 0, 30, y 90 días a la siembra. Al mismo tiempo se observo el efecto de fertilización. El crecimiento de la planta tuvo un efecto importante sobre la actividad fosfatasa ácida la materia orgánica la estimuló en mayor proporción, también influyó el aporte de fósforo. La mayor actividad fosfatasa ácida en rizosfera se tuvo en el suelo Villa Victoria cuando este fue cultivado. Los suelos Reforma, Chiapas (Nitosol) y Pátzcuaro, Michoacán (Andisol) presentaron un comportamiento similar al ser cultivados, también se observó que los suelos con plantas sin fertilizar presentan una actividad fosfatasa mayor, además el desarrollo de los cereales maíz y trigo tuvieron un mayor efecto sobre la actividad de enzima que triticale. El desarrollo de las plantas en suelos con bajo nivel de fertilidad aumentó la actividad de la fosfatasa. La mayor actividad de esta enzima causado por el crecimiento de las plantas puede mejorar la fertilidad del suelo al incrementar la materia orgánica del mismo y sus condiciones bioquímicas.

I. INTRODUCCION

La baja alimentación es un grave problema a nivel nacional y mundial, algunas de sus causas son los bajos rendimientos de las cosechas, por el mal uso del suelo y el manejo deficiente de algunas de sus propiedades físicas y químicas (textura, pH, materia orgánica, etc.), que predispone la baja disponibilidad de nutrimentos en especial de los macronutrimentos primarios, que son esenciales para el desarrollo de la planta como son el nitrógeno y fósforo. El hombre ha corregido este problema con utilización de fertilizantes fosfatados y nitrogenados, del fertilizante utilizado la planta sólo toma una mínima parte y el resto queda inmovilizado, transformado potencialmente en un contaminante del suelo que inmovilizan a otros nutrimentos (FAO, 1984).

Para corregir la deficiencia de nitrógeno y fósforo sin modificar las propiedades del suelo, se utilizan cepas bacterianas nativas. Para la deficiencia de nitrógeno por ejemplo, las plantas mismas, se adaptan a estas condiciones y utilizan una gran variedad de mecanismos para enfrentar los factores adversos del suelo entre estas; cambiar el pH de la solución del suelo, liberación de quelantes y enzimas que aceleran reacciones químicas del suelo (Cruz, 1994). Las enzimas juegan un papel importante en la fertilidad del suelo ya que se encuentra asociadas a coloides y compuestos organo minerales como las arcillas y humus adquieren persistencia y estabilidad a las mismas (Boyd y Mortland, 1990, citado por Pankhurst, 1997). Entre ellas se encuentra la fosfatasa ácida que se encarga de hidrolizar el fósforo orgánico a inorgánico con los que rompen los enlaces ester -fosfato liberando estos últimos para ser asimilados. La enzima se activa cuando el fósforo no está disponible, este problema es frecuente en suelos ácidos, como los Andisoles, que en nuestro país se localizan al sur de Veracruz, Tabasco y Chiapas y a lo largo del Eje Neovolcánico. Otros suelos ácidos como los Gleysoles, Cambisoles, Acrisoles; y Nitosoles también se encuentran en esta región fisiográfica. Los Andisoles de reacción ácida y profundidad mediana, tienen textura franca o de migajón. En general están bien provistos de nutrimentos, pero con problemas de disponibilidad de fósforo y nitrógeno atribuido a la dominancia de alófano en la arcilla y con deficiencia en Ca, Mg, Mo, y K (Hettel. G. P. 1989). Los Nitosoles son suelos que tiene un horizonte B argílico,

con una distribución de la arcilla tal que el porcentaje de la misma no disminuye en más del 20% dentro de los primeros 150 cm de profundidad; carentes de un horizonte A mólico; y de un horizonte E; álbico, (Fitzpatrick, 1985); poseen una capacidad de intercambio catiónico ($\text{NH}_4\text{OAc 1M}$) menor de $24 \text{ cmol}^+ \text{ kg}^{-1}$. La textura es arenosa franca o más gruesa en todo el espesor y la saturación con bases ($\text{NH}_4\text{OAc 1M}$) es menor de 50% en la mayor parte entre 25 y 100 cm (FAO, 1999). Los suelos de ese tipo son muy comunes en zonas tropicales y subtropicales.

La baja disponibilidad de nitrógeno limita el rendimiento de los cultivos (Hernández y Parra, 1990); la deficiencia de fósforo es una característica preponderante en la mayor parte de los suelos, la productividad de las plantas está fuertemente influenciada por su capacidad de extraer y utilizar los fosfatos del suelo. Esta capacidad la desarrollan los vegetales a través de la secreción de exudados radiculares que regulan a este nivel la eficiencia del uso del fósforo. La habilidad para captar fósforo en situaciones de baja disponibilidad de este elemento está asociada según MacLachlan (1980), con la capacidad de la planta de acidificar la zona radicular y la presencia en ella de la enzima fosfatasa ácida. El papel de esta enzima se asocia a la hidrólisis de las formas orgánicas de fósforo a inorgánicas.

II. MARCO TEÓRICO

2.1 Enzimas del suelo

Las enzimas del suelo más estudiadas son las oxirreductasas, transferasas, e hidrolasas. La oxirreductasa, deshidrogenasa han sido ampliamente estudiadas por tener el papel de oxidación en la materia orgánica cuando se transfiere hidrógeno de los substratos al aceptor. La actividad de las deshidrogenasa depende del metabolismo de la población microbiana. Algunas hidrolasas y transferasas han sido extensivamente estudiadas por su importancia en la descomposición de compuestos orgánicos (mineralización), su importancia en el ciclo de nutrimentos y la formación de materia orgánica (Dick *et al.*, 1994). Estas enzimas son:

- | | |
|-----------------------|--|
| 1) Ciclo del Carbono | Amilasa (EC 3.2.1), Celulasa (EC 3.2.1), Lipasa (EC. 3.1.1.3) Glucosidasa e Invertasa. |
| 2) Ciclo de Nitrógeno | Proteasa, Amidasa, Ureasa y Deaminasa. |
| 3) Ciclo de Fósforo | Fosfatasa. |
| 4) Ciclo de Azufre | Arylsulfatasa. |

Las propiedades de la enzimas como cinética, estabilidad térmica, química y la desactivación proteolítica, son específicas (Ladd, 1985). Los constituyentes inorgánicos, orgánicos y órgano - minerales del suelo son un soporte que envuelve la inmovilización de las exoenzimas (Rao *et al.*, 1996).

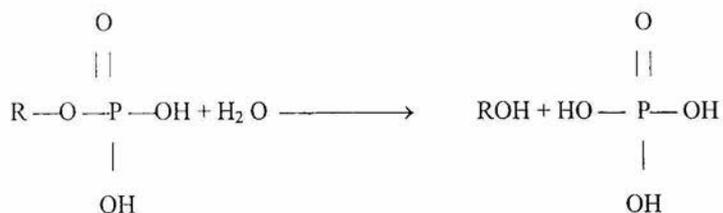
2.1.1 Actividad fosfatasa

Kroll y Kramer (1955) citados por Herbien y Neal (1990) estimaron la actividad de la enzima fosfatasa del suelo por determinación de fenol, relacionado con la incubación del

suelo con fenil fosfato a partir de estas fechas el substrato es utilizado por varios investigadores (Tabatabai, 1982)

La fosfatasa es una enzima perteneciente al grupo de las hidrolasas, catalizan la hidrólisis de los ésteres y anhídridos del ácido fosfórico (Schamidt y Laskowki, 1961 citados por Tabatabai, 1982), cuya actividad libera ácido ortofosfórico por escisión de múltiples substratos fosforilados, de las que también en algunas ocasiones son capaces de llevar a cabo la síntesis por el proceso inverso.

La ecuación general de la reacción catalizada por la fosfatasa ácida y alcalina es:



La actividad de la enzima fosfatasa, libera el fósforo orgánico, rompiendo los enlaces ester-fosfato de los compuestos en la rizósfera, dicha actividad se incrementa en relación a la deficiencia del fósforo en el suelo (Trasar y Gil, 1986).

2.1.2 Localización de las fosfatasa en el suelo

Las enzimas en el suelo se puede encontrar localizadas de la siguiente forma:

- a) Enzimas que tienen una función en el citoplasma de microorganismos proliferantes. en células animales y vegetales.
- b) Enzimas restringidas al espacio periplásmico de bacterias Gram - Negativas proliferantes aunque disminuye la vida de otras enzimas por daños en su pared celular.
- c) Enzimas que atacan la superficie exterior de células viables con sitios activos dentro de la célula.
- d) Enzimas secretadas por la células durante el crecimiento y división celular localizadas en la fase acuosa del suelo. Estas son en gran parte, enzimas extracelulares de bajo peso molecular producidas en abundancia por bacterias gram positivas, hongos y raíces. Son con frecuencia, enzimas cuya localización extracelular puede inferirse por su función.
- e) Enzimas de células no proliferantes como son esporas de hongos, quistes de protozoarios, semillas y endosporas de bacterias.
- f) Enzimas unidas a células muertas o desechos celulares (Burns, 1982).
- g) Enzimas provenientes de células vivas y muertas, cuya localización funcional esta dentro o fuera y con actividad limitada en la fase acuosa del suelo, muchas de éstas son hidrolasas.
- h) Enzimas asociadas a coloides húmicos mediante absorción, captura o colipolimerización durante la génesis de la materia húmica. Enzimas inmovilizadas sobre coloides del suelo de actividad media (enzimas en la fase acuosa del suelo) (Burns 1982).

2.2 RIZOSFERA

La rizósfera fue definida por Hiltner, en 1904, como la zona alrededor de las raíces de las leguminosas, donde se estimula el crecimiento de las bacterias (Box y Hammond, 1990). Esta definición se ha ido ampliando a través del tiempo, en la actualidad se reconocen las siguientes zonas:

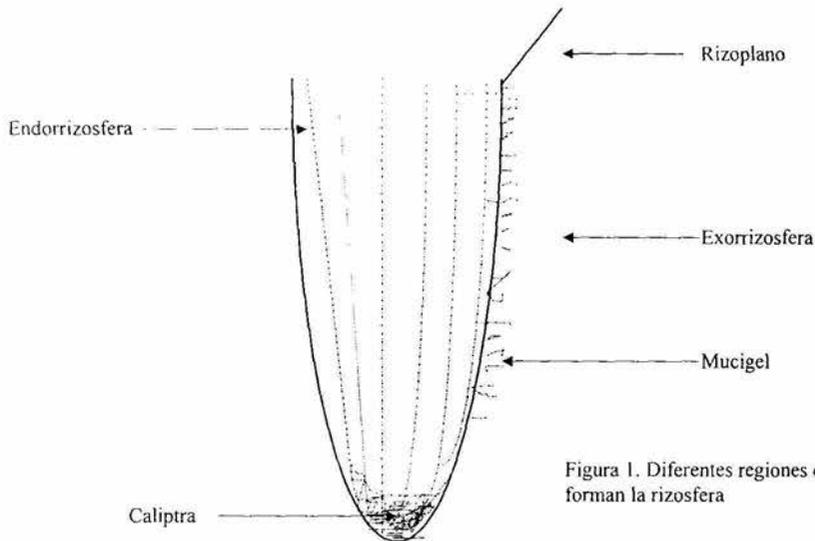


Figura 1. Diferentes regiones que forman la rizósfera

1) ectorrizósfera, zona alrededor de la raíz; 2) rizoplano, zona de la superficie de la raíz y 3) endorrizósfera, que involucra la epidermis y las células corticales de la raíz (Campell y Greaves, 1990; Ferrera - Cerrato, 1989; Hunt, 1990; Lynch, 1990). En estas zonas se encuentran compuestos exudados por raíz, además de rizodeposición. Estos exudados se liberan de la planta por los efectos físicos y ambientales como luminosidad, temperatura, pH, daños a la raíz y contenido de agua del suelo (Clapp *et al.*, 1990).

La solución de la rizósfera es la fuente directa del abastecimiento de nutrientes de la planta; su composición de nutrientes es muy diferente a la solución del suelo a consecuencia de la exudación de las raíces, absorción de nutrientes y a la actividad de los microorganismos. La rizósfera esta directamente influenciada por la raíz de la planta. Esta bien documentado que las raíces de las plantas cambian el pH del suelo es decir lo modifican al liberar H^+ y OH^- . Ambos el pH y los ácidos orgánicos tienen un efecto significativo sobre el estado mineral y la solubilidad del elemento (Jauregui y Reisenaver,

1982; Robert y Berthelin, 1986; Tan, 1986 Weber, 1988). La toma de nutrientes esta directamente influenciada por los cambios elementales de la composición química de la rizósfera. Las grandes comunidades de microorganismos puede incrementar la descomposición de la materia orgánica y por ende incrementar la concentración de nutrientes en la solución de la rizósfera. Las raíces de las plantas afectan la solución de la rizósfera por efecto de microorganismos. (Wang *et al.*, 1998).

La rizósfera puede ser modificada por varios mecanismos como son: alteración de pH, potencial redox y la composición de iones orgánicos e inorgánicos alrededor de las raíces: Las fosfatasas libres y otros compuestos libres secretados por la raíz pueden aumentar la disponibilidad de fósforo. Cambios de las propiedades físicas y químicas del suelo influyen en la actividad y forma del fósforo inorgánico presentes en la solución del suelo como son la capacidad de los coloides para suministrar fósforo y la liberar fósforo soluble en la rizósfera (Marschner, 1995).

2.3 SUELOS ÁCIDOS

Las reacciones químicas, físicas y biológicas contribuyen a la acidificación del suelo. La acidez es el resultado de la salida de protones y la toma de cationes durante la adquisición de nutrimentos. La acidificación es también resultado de la oxidación amoniacal del nitrógeno, entre otros producidos por la actividad biológica y la adición de sales de amonio. La nitrificación pueden bajar el pH porque este fenómeno se lleva acabo a través del intercambio del catión H^+ que es tomado por las plantas (Forbes, 1992).

Estos suelos son el resultado de siglos de intemperización, en donde el material parental es bajo en minerales básicos. En áreas de temperaturas altas y fuertes lluvias, básicamente las sales son disueltas y los cationes son desplazados por protones cuando se forma el CO_2 que es disuelto en agua. (Rowell y Wild; 1985, Citado por Rendig y Howard, 1989). La cantidad de materia orgánica influye en el porcentaje de acidificación; existen plantas tolerantes a la acidez del suelo (Poss *et al.*, 1995).

La acidez es un proceso natural que se acelera por la práctica agrícola, es mayor en zonas con lluvias prolongadas, el ácido adicionado por este fenómeno es insignificante y con capacidad buffer baja (Ulrich, 1980 citado en R. Poss, C. J. Smith, FX, Dunnin y J. F. Augus. 1995). El porcentaje de acidificación se acelera por la actividad de las plantas y animales (Poss *et al.*, 1995).

El hierro, aluminio y manganeso en estos suelos se combinan con los fosfatos para formar compuestos insolubles de estos elementos. Los compuestos resultantes se pueden precipitar de la solución o ser retenidos en las partículas de arcilla. Estos compuestos depositados recientemente se convierte en el transcurso del tiempo en insolubles. En los suelos ácidos, el aluminio y el hierro retienen y fija el fósforo. En las regiones húmedas los suelos ácidos se encuentra en la forma cambiante y como minerales primarios no descompuestos (Tisdale y Nelson, 1988).

Bajo condiciones de alta acidez edáfica, el efecto de los factores siguientes son la principal causa de la disminución de crecimiento y desarrollo de las plantas debida a la toxicidad o deficiencia de elementos. (Ritchie, 1994; Marschner, 1991).

A) Toxicidad atribuida a

- *Alta concentración de iones H^+
- *Incremento en concentración y solubilidad de compuestos de Al^+
- *Alta concentración de manganeso

B) Deficiencia por:

- *Baja concentración de cationes básicos (Ca, Mg y K)
- *Baja solubilidad de fósforo y molibdeno
- *Disminución de la nitrificación
- *Desbalance nutrimental

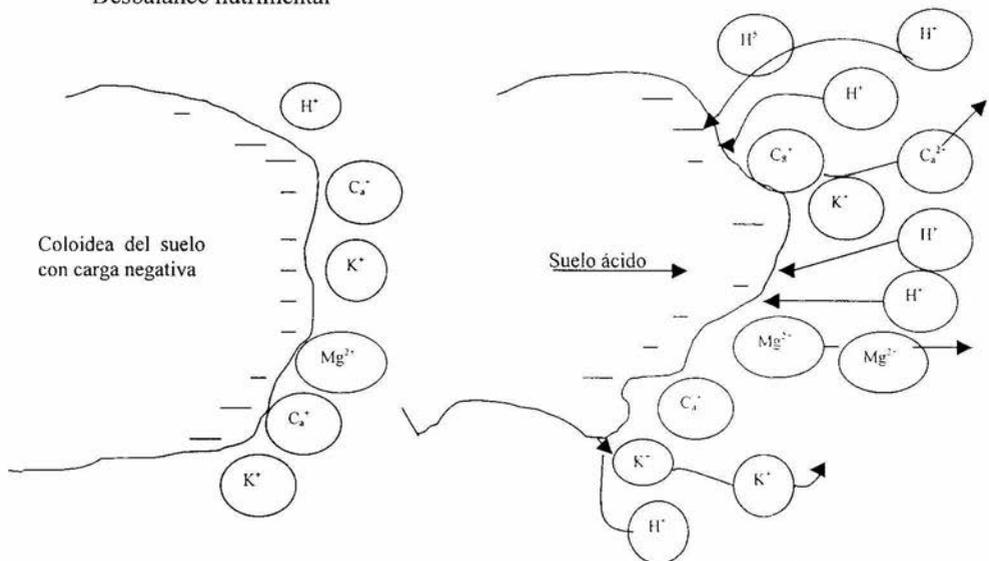


Figura 2.- Intercambio iónico en el suelo. A) Atracción electrostática (atracción de los cationes con partículas negativas). B) acidificación del suelo (incremento de la concentración de iones hidrógeno). La adición de iones hidrógeno tiene una fuerte atracción hacia la superficie coloidal y desplazan a otros cationes presentes en la solución del suelo (Hopkins, 1995).

La acidez de los suelos puede afectar la disponibilidad de los nutrimentos porque afecta las velocidades de otros procesos microbiológicos (por ejemplo desnitrificación). La acidez del suelo afecta los ciclos del nitrógeno, fósforo y azufre (Robson y Abbott, 1989).

2.3.1 Andisoles

En la República Mexicana los Andisoles representan aproximadamente entre 6 a 7% de la superficie del territorio nacional. De acuerdo a Ortíz (1985), 1.5 millones de ha en tierras bajas y 1.3 millones de ha, en tierras altas de la zona de 90-150 días de periodo de crecimiento de los cultivos, que se extiende una franja irregular desde el pacífico hasta el Golfo de México y áreas aisladas de Yucatán, Oaxaca, Guerrero, Michoacán y Jalisco poseen Andisoles (García y Hernández, 1994).

Los Andisoles son suelos derivados de cenizas volcánicas, piedra pómez y otras ejetas volcánicas, con complejo de intercambio denominado por material amorfo de aluminio, silicio y humus o una matriz dominada por material vítrico y que tiene uno o más horizontes de diagnóstico que el epipedón ócrico. Las densidades son comparativamente bajas en la mayoría de los horizontes, estos valores varían con el grado de intemperismo, la humedad del suelo, el clima y muy poco en el grado de cementación. En los Andisoles, la mayoría de sus horizontes de diagnóstico, son úmbricos y raramente pueden presentar epipedon mólico y un horizonte cámbico o un epipedón ócrico y un horizonte cambico; y están conformados de complejos alofano-humus, presentando como limitantes su acidez para el desarrollo de la planta, que determina disponibilidad de los nutrimentos, en la clasificación (FAO, 1999).

Los Andisoles constituyen un conjunto de suelos que deben la originalidad de sus propiedades a la abundancia en la fracción mineral de productos amorfos, los alófanos, asociados a contenidos variables pero a menudo elevados de materia orgánica, pueden ser reconocidos por las siguientes características:

Los contenidos de materia orgánica son generalmente elevados encontrando entre el 3 al 8 % del suelo seco. Esto da lugar a la formación de complejos estables entre la materia orgánica y los productos minerales amorfos. En el transcurso de la evolución, los productos

amorfos se transforman en halloysita y la fijación de la materia orgánica es menor. El pH de los suelos es generalmente ácido. Cuando hay poco alofano el pH se sitúa entre 5 y 6 y cuando hay mucho él pH desciende 4 - 5.

Los Andisoles presenta una capacidad de intercambio catiónico (CIC) que varía con el pH; es decir a pH altos la CIC es ligeramente alta pero a pH bajos la CIC es baja.

En un Andisol, parece que hay tres clases de productos minerales; los minerales primarios o residuos vítreos no alterados; los productos amorfos con contenidos de sílice y aluminio (alófanos) y hierro y los minerales hidratados secundarios (Duchaufor, 1976, citado por Hernández, 2000).

2.3.2 Nitosoles

Derivación del nombre: de la palabra latina nitidus = brillante; connotativa de las superficies brillantes de los peds.

Características generales

Suelos que tiene un horizonte B argílico, con una distribución de la arcilla tal que el porcentaje de la misma no disminuye en más del 20% dentro de los primeros 150 cm de profundidad; carentes de un horizonte A mólico; carentes de un horizonte E; albico; carentes de la formación de lenguas que son de diagnóstico para los Podzoluvisols; carentes de propiedades férricas y vérticas; sin plintita dentro de los primeros 12 cm de profundidad; carentes de un régimen humedad árido (Fitzpatrick, 1985); con una capacidad de intercambio cationico (por NH_4O ac 1M) menor de $24 \text{ cmol}^+ \text{ kg}^{-1}$ de arcilla en alguna parte comenzado dentro de 100 cm desde la superficie del suelo, o dentro de los 200 cm desde la superficie del suelo si por encima del horizonte argico la textura es arenosa franca o más gruesa en todo el espesor y la saturación con bases (NH_4O ac 1M) es menor de 50% en la mayor parte entre 25 y 100 cm (FAO, 1999).

Son suelos caoliniticos fuertemente intemperizados, cuya característica principal es el incremento constante de la arcilla con la profundidad hasta alcanzar un máximo en el horizonte medio permanecido después uniforme durante cierta profundidad. En seguida se

registra una disminución constante a medida que el material se vuelve menos intemperizado. El horizonte medio con el contenido máximo de arcilla por lo general, es considerado como un horizonte B argílico, pero a menudo la ausencia y la baja frecuencia de revestimiento de la arcilla y la transición gradual del límite superior hacen que esa designación resulte algo débil. Los suelos de ese tipo son muy comunes en zonas tropicales y subtropicales. Hay tres divisiones de Nitosoles:

Nitsoles éutricos. Con una saturación de bases de 50% o más en su horizonte B argílico.

Nitossles districo. Con una saturación de bases de menos del 50% cuando menos en parte del horizonte B argílico.

Nitossles húmicos. Estos tienen una saturación de bases del 50% cuando menos en parte del horizonte b argílico, tiene un horizonte A úmbrico o un contenido elevado de materia orgánica o ambas características (Fitzpatrick, 1985).

2.4 FÓSFORO EN EL SUELO

El fósforo en el suelo, está presente en formas inorgánicas y orgánicas. La primera, se encuentra presente en combinaciones con hierro, aluminio, calcio, flúor y otros elementos, en compuestos insolubles o ligeramente insolubles en agua. La fracción orgánica se haya en el humus (Herbien y Neal, 1990; Meixner y Singer, 1985; Tisdale *et al.*, 1988). El fósforo inorgánico, está presente: 1.- En los minerales del grupo apatita (P no lábil); 2.- Retenido en minerales del suelo (P lábil no lábil), P retenido por adhesión o absorción y/o P retenido por incorporación en minerales del suelo (P lábil y no lábil) 3.- incluido, atrapado en núcleos de arcilla y óxidos de aluminio y hierro (no lábil) y 4.- P de la solución del suelo, forma mineral en estado iónico en esta (P lábil) (Sanyal y De Datta, 1991). El P orgánico por su parte, que oscila desde trazas, en suelos de regiones áridas, hasta varios cientos de ppm en suelos forestales húmidos, se localiza: 1., En el tejido vegetal y microorganismos del suelo y 2.- en ésteres del ácido fosfórico de la materia orgánica del suelo, fosfatos de inositol, ácidos nucleicos (ADN y ARN), fosfolípidos, nucleótidos y azúcares fosforilados.

La liberación de fósforo de la fase sólida hacia la solución del suelo involucra algunos de los siguientes tipos de reacciones:

- a) Solubilización de sales y minerales insolubles.
- b) Intercambio electrostático de aniones
- c) Descomposición biológica de la materia orgánica
- d) Acción de las enzimas fosfatasas (Rendig y Taylor, 1989; Sanyal y De Datta, 1991).

La deficiencia de fósforo es un gran problema que ocupa el segundo lugar en el mundo en la producción de alimentos debido a la baja cantidad de fósforo nativo y a la alta fijación de fósforo por óxidos de hierro y aluminio (Mokwunye *et al.*, 1986; Warren, 1992 citado por Nzinguheba *et al.*, 1998).

2.4.1 Disponibilidad de fósforo

La escasa disponibilidad del fósforo orgánico en el suelo puede deberse a fenómenos de sorción así como también a la fijación de compuestos de miyo - inositol hexafosfato y KH_2PO_4 por coloides del suelo, también por la formación de hierro insoluble y complejos de aluminio. Además, el fósforo orgánico en la solución del suelo es esencial para la nutrición de las plantas porque las raíces excretan enzimas denominadas fosfatasas las cuales pueden hidrolizar el fósforo orgánico. Por otra parte, los microorganismos del suelo también participan en la hidrólisis de compuestos orgánicos (Dalal, 1977, citado por Zavala, 1997).

Entre los factores del suelo que influyen en la disponibilidad del fósforo son las siguientes: 1) la carencia de aireación del suelo disminuye la cantidad de fósforo aprovechable; 2) la compactación del suelo provoca la disminución de la aireación e inhibición de la absorción del fósforo de las plantas; 3) la humedad del suelo ocasiona que al movilizarse más de agua a través de la planta, mayor sea la cantidad de fósforo absorbido por las raíces; y 4) las bajas temperaturas retardar el desarrollo de las raíces.

La disponibilidad del fósforo está determinada por el pH, el contenido de hierro, manganeso y aluminio en el suelo, así como por la presencia de otros elementos químicos o especies iónicas con los cuales se manifiestan efectos sinérgicos (iones amonio, magnesio o hidrógenos) o efectos antagónicos (iones silicatos, arseniatos, cromatos, etc.); cantidades y descomposición de la materia orgánica (actividad quelante) y población de microorganismos de vida libre o micorrizas (Hans, 1975 citado por Zavala, 1997).

2.4.2 Mineralización del fosforo

Una limitante de los suelos ácidos es que aumentan la mineralización de nitrógeno orgánico y azufre orgánico. La actividad de crecimiento de los microorganismos heterotróficos involucra dicha mineralización que en suelos ácidos parece estar limitada.

Los procesos que constituyen la mineralización son dos: el primero consiste en la cuantificación de la actividad fosfatasa de microorganismos aislados del suelo; la segunda,

la actividad fosfatasa del suelo. Esta última se debe a la actividad combinada de la microflora del suelo y algunas enzimas libres.

Los microorganismos que hidrolizan lectina o fitina se han aislado del suelo. La fitina y la lectina son capaces de suministrar el fósforo a las plantas bajo condiciones estériles, la fitina ha llegado a ser más efectiva debido quizás a la actividad fosfatasa en superficies radiculares. La actividad fosfatásica de raíces se ha encontrado en una cubierta radical, en la epidermis y en microorganismos del rizoplano (Alexander, 1980).

Una de las funciones de la cubierta radical es hidrolizar los compuestos fosfatos orgánicos para obtener fósforo para el crecimiento de las raíces. En algunos sitios, el hexafosfato de inositol es el principal componente del fósforo orgánico por lo que la mineralización es menor, excepto a pH cercano a la neutralidad, en suelos inundados, poco fijados o secados al aire donde puede mineralizarse por completo (Harrison, 1987).

El gran depósito de fósforo orgánico no utilizable por las plantas determina el papel de los microorganismos en la conversión del fósforo orgánico a formas inorgánicas. La mineralización del fósforo orgánico no sólo es mediada por las raíces sino también por microorganismos, más de la mitad de ellos en el suelo y sobre las raíces lo pueden mineralizar a través de las fosfatasas. La producción de fosfatasas en respuesta a la falta de fosfatos se ha encontrado en organismos procarióticos y eucarióticos (Zavala 1997).

La mineralización es más rápida en suelos vírgenes que en suelos cultivados. La descomposición también es favorecida por las altas temperaturas. La velocidad de mineralización se incrementa al ajustar el pH a valores congruentes con el metabolismo microbiano y un cambio de acidez o neutralidad incrementa la liberación de fosfatos por lo que los suelos ricos en fósforo orgánico serán los más activos (Alexander, 1980).

La mineralización de algunas formas de fósforo orgánico es más sensible a la acidez que otras. Por ejemplo, la limitante de que se incremente el pH del suelo de 5.8 a 7.2 es el aumento de la mineralización de fitina más que el incremento de la mineralización de

ácidos nucleicos. La acidez limita la mineralización del fósforo orgánico de varias formas: a) los filatos de calcio son más solubles que los filatos de hierro y aluminio, frecuentes en suelos ácidos. Por lo tanto es más probable que los filatos de calcio sean más factibles a la mineralización que los filatos de hierro y aluminio; b) la limitante de crecimiento de los microorganismos es la mineralización del fósforo orgánico y c) la actividad fosfatásica depende del pH del suelo (Cruz, 1994).

El fósforo proveniente de la descomposición de residuos orgánicos tiene un papel clave en la regulación de la cantidad de fósforo soluble en el suelo (Stevenson, 1986).

La velocidad de la mineralización de fósforo orgánico se incrementa con el aumento de la temperatura, cerca de los 30°C mientras por debajo de los 30°C, la mineralización es mínima. La mineralización por la actividad microbiana consiste en dos pasos importantes en el ciclo del fósforo. La continua interacción de estos dos procesos afecta la disponibilidad del fósforo inorgánico en el suelo y por lo tanto, en la producción de cultivos. (Cosgrove 1967).

También la mineralización e inmovilización del fósforo puede ser afectada por las cantidades de nitrógeno y azufre disponibles en el suelo. La relación de fósforo libre en los residuos de cosecha está influenciado por la etapa de madurez del cultivo, el contenido de fósforo, la aplicación, el tiempo de contacto de los residuos con el suelo y la clase de residuo, no obstante, la mayoría de los residuos vegetales contienen suficiente fósforo inorgánico (Stevenson, 1986).

La velocidad de mineralización se incrementa con el aumento de pH aunque ésta puede disminuir a pH cercano a 7.0. Los cambios en la velocidad de mineralización y los cambios de pH del suelo están asociados con cambios en la solubilidad del fósforo orgánico. La influencia del pH sobre la mineralización puede explicar, en parte, la relación negativa entre el pH y el contenido de fósforo orgánico del suelo (Harrison, 1987).

2.4.3 Metabolismo de fosfatos orgánicos en el suelo

En el suelo existen fosfatos orgánicos e inorgánicos. Las formas inorgánicas son compuestos de calcio, hierro, aluminio y flúor. Los compuestos que contienen fósforo orgánico provienen de plantas y microorganismos y son compuestos como ácidos nucleicos fosfolípidos y fitina. La deficiencia de fósforo puede llevarse a cabo en plantas cultivables que crecen en plantas deficientes de fósforo (Subbao-Rao, 1977).

Los compuestos inorgánicos insolubles de fósforo no están siempre disponibles para las plantas, aunque muchos microorganismos pueden solubilizar el fosfato, son capaces de solubilizar fosfatos de calcio. Dichas bacterias, a menudo, son abundantes en la superficie de raíces.

Los géneros de bacterias y hongos activas en la conversión son: *Pseudomonas*, *Mycobacterium*, *Micrococcus*, *Bacillus*, *Flavobacterium*, *Penicillum*, *Sclerotium*, *Fusarium*, *Aspergillus*, y otras. Estas bacterias y hongos crecen en medios con $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$, apatita o materiales insolubles semejantes.

La disolución de fosfatos por microorganismos del suelo tiene un papel importante en la corrección de la deficiencia de fósforo en plantas cultivables. Estos liberan el fosfato inorgánico soluble (H_2PO_4) en el suelo mediante la descomposición la lleva a cabo mediante asimilación e inmovilización de fosfatos solubles en su material celular, sin embargo, tal inmovilización puede contribuir a la deficiencia de fósforo ((Subbao-Rao, 1977).

Los microorganismos no solo asimilan el elemento sino que también hacen soluble una gran parte lo liberan en cantidades superiores a sus propias demandas nutricionales.

Los ácidos nítrico o sulfúrico producidos durante la oxidación de materiales nitrogenados o compuestos inorgánicos de azufre reaccionan con el fosfato mineral e incrementan el fosfato soluble.

La solubilización de los fosfatos por raíces y microorganismos depende del pH.

Los suelos ácidos son pobres en iones calcio, por lo tanto los fosfatos son precipitados como compuestos de hierro y aluminio difíciles de solubilizar (Subba - Rao, 1977).

Muchas bacterias y hongos han sido solubilizadores potenciales de fosfatos en experimentos con cultivos puros. Las bacterias que disuelven fosfatos pueden reducir el pH del sustrato por secreción de diferentes ácidos orgánicos como son el fórmico, acético, propiónico, láctico, glicólico, fumárico y ácidos succínicos. Algunos de estos ácidos forman quelatos con cationes como calcio y hierro y esta quelatación resulta de la solubilización de fosfatos. El fosfato marcado (P^{32}) se ha utilizado para rastrear microorganismos que solubilizan fosfatos y fósforo libre (Subba - Rao, 1977).

2.5 NITROGENO DEL SUELO

El suelo contiene una porción relativamente grande de nitrógeno no disponible (orgánico) y una pequeña porción inorgánico. La fracción orgánica representa el 97 al 98% de nitrógeno total, mientras la fracción inorgánica solamente constituye el 2 a 3% consecuentemente el proceso por el cual la forma orgánica es convertida a disponible (mineralización) es fundamental en lo ecosistemas, siendo crítico para el desarrollo de los cultivos (Carlyle *et al.*, 1998 citado por Vivanco, 2000).

Aunque la mayoría de los suelos contienen cantidades variables de N, sólo del 1 a 3% de N orgánico del suelo puede ser mineralizado y ser disponible para la planta cada año (Curtin y Wen, 1999).

Los factores que controlan las transformaciones biológicas de N en el suelo son complejas, de aquí que la mineralización es dependiente de la cantidad y calidad (composición) de la materia orgánica, humedad y temperatura (Carlyle *et al.*, 1998). En dichas transformaciones intervienen microorganismos. La materia orgánica es atacada primeramente por hongos y posteriormente por bacterias.

El nitrógeno orgánico del suelo es una mezcla heterogénea de compuestos, incluyendo residuos de cosechas y animales, biomasa microbiana, metabolitos microbianos absorbidos a coloides y sustancias húmicas (Curtin y Wen, 1999).

La mineralización de N orgánico en el suelo es básicamente una secuencia de procesos enzimáticos. Las enzimas más importantes involucradas en el proceso son las proteasas y las desaminasas para el sustrato péptido y o - glicosidasas, desaminasas y acetil hidrolasas para los polímeros de varios amino-azúcares. En el caso de péptidos (incluyendo polipéptidos y proteínas), el sustrato y la enzima pueden ser de la misma naturaleza bioquímica (ejem proteína). Las enzimas originadas de la biomasa microbiana viva provienen del sustrato que es biomasa microbiana muerta. (Mengel, 1996. Citado por Vivanco, 2000)

Aproximadamente el 30% del nitrógeno total presente en el suelo esta compuesto por N-amino, principalmente péptidos incluyendo proteínas. Los compuestos que constituyen el 50% del nitrógeno total del suelo no están completamente identificados, una proporción de este N es heterocíclico y está en derivados de purinas y pirimidinas, en indols, elhínoín, isochinolin, aminobenzofuran y compuestos de pirrolidina, donde la mayor parte de este N heterocíclico esta integrado por ácidos húmicos y fúlvicos (Mengel, 1996)

El nitrógeno constituye del 16 al 18% de la masa de las proteínas y es el principal elemento del protoplasma. Los compuestos de nitrógeno que existen en el suelo se derivan principalmente de las proteínas sintetizadas por las plantas o por los organismos que viven en él. El nitrógeno se presenta como iones amonio y nitrato, que raramente suponen más de 1 a 2 % del total existente, constituye la fuente principal para la cosecha.

La cantidad de nitrógeno utilizable para la cosecha durante la etapa de crecimiento depende de la velocidad de producción de nitrato durante dicha época, y también, de la cantidad de nitratos producidos en esta etapa se encuentran almacenados en el suelo al alcance de las raíces de las plantas. La velocidad de producción de nitratos en la superficie del suelo depende de la cantidad de materia orgánica fácilmente oxidable que posee, la riqueza de nitrógeno y velocidad real de oxidación, únicamente rápida en los suelos bien aireados.

La cantidad de nitratos que se almacenan en el subsuelo, y la profundidad a la que pueden extraerlos las plantas depende principalmente del clima. Únicamente sobre los terrenos más pesados se practica el barbecho rotacional, estos son los que pueden retener los nitratos producidos en el suelo superficial por las operaciones de cultivo en verano para el uso de una cosecha en el año siguiente; este puede aportar hasta unos 100 kg de nitrógeno por hectárea. La respuesta del trigo al barbecho no depende de la lluvia invernal, pero esta muy reducida si al final de la primavera y al principio del verano son húmedos,

presumiblemente porque en estas condiciones el trigo permanece superficialmente enraizado y sus raíces no alcanzan los nitratos almacenados en el subsuelo (Russel, 1968).

El nitrato es rápidamente movilizado en el xilema y puede reducirse a amoníaco a pasar por la planta y reducirse en las hojas. Kirkman 1977 y Mifflin, 1979 citados en Carson 1990, investigaron el transporte de nitratos y aminoácidos en la savia obtenida por los cortes de plantas de trigo en todo su ciclo de desarrollo. Sus resultados señalan que una parte de la toma de nitratos se reduce en la raíz (Carson, 1990).

2.5.1 Deficiencia

Cuando el abastecimiento de nitrógeno a la planta es deficiente. La planta en su totalidad, llega a presentar un color verde claro o amarillo (Clorosis) y la hojas más viejas se tornan amarillas en las puntas. La clorosis progresa del centro de la hoja hacia el tallo, permaneciendo verde los márgenes de la hoja. Cuando la deficiencia llega a ser más aguda, la segunda y la tercera hoja más vieja desarrollan el mismo modelo de deficiencia y las hojas viejas habrán muerto y ser completamente café (Necróticas) (Hernández, 1994).

2.6 FERTILIZANTES

En la mayoría de los países donde la agricultura esta bien desarrollada, en la actualidad se han venido utilizando fertilizantes desde hace más de siglo. Las nuevas variedades de plantas, las sustancias para lograr un mayor control de las malezas, plagas y enfermedades, el desarrollo de nuevos cultivos, han contribuido a incrementar la producción agrícola y potencial.

La fertilización es el ámbito de la nutrición vegetal cuyo fin es logra que la alimentación de la planta. Satisfaga las espectativas de su cultivo. Se considera que la fertilización es el factor más importante después de la disponibilidad de agua, que junto con la temperatura y las propiedades físicas del suelo sean los factores primarios que determinan la productividad de las plantas (Uvalle y Osorio, 1998).

Por otra parte, tanto los productores como los técnicos han observado que la acidez y el riesgo de la acidificación pueden ser problemas que afectan la productividad. En general la fertilización fosforosa continua siendo el principal factor limitante

Sin embargo la práctica de manejo que más significativamente contribuye a la acidificación acelerada de los suelos, es el empleo de fertilizantes de reacción ácida en el suelo (Suárez, 1997).

Cuadro 1. Listado de algunos fertilizantes y su calificación en cuanto a su efecto sobre la acidez del suelo.

Fertilizante	Efecto
Urea.	Acidificante
Nitrato de amonio	Acidificante
Fosfatos de amonio	Acidificante
Nitromag	Levemente
Nitram	acidificante
Superfosfato triple	Levemente
Superfosfato normal	acidificante
Sulfato de potasio	Neutro
Cloruro (muriato) de potasio	Neutro
Yeso	Neutro
Rocas fosfóricas	Neutro
Salitre sódico	Levemente
Salitre potásico	alcalinizante
Nitrato de calcio	Alcalinizante
Nitrato de potasio	Alcalinizante

La mayor contribución a la acidificación por el uso de fertilizante ha ocurrido a partir de la introducción de la urea en el mercado.. Debido a que aporta nitrógeno a un costo cercano a la mitad del salitre sódico. En el caso en que se ha hecho un uso intensivo de la urea y otros fertilizantes amoniacales, se ha producido una acidificación que en algunos casos ha llegado a ser una limitante de la productividad. (Suárez, 1997).

El uso de fertilizantes se limita por sus costos, especialmente con la reciente eliminación de los subsidios a través de programas de reajuste estructural (Heisey y Mwangi, 1996). Generalmente las compostas orgánicas no proveen de suficiente fósforo para el crecimiento de los cultivos debido a la baja concentración de fósforo en los tejidos (Palm, 1995 citado por Nzighueda *et al.*, 1998), pero puede incrementar la disponibilidad en la fijación de fósforo en el suelo (Iyamuremye and Dick, 1996; Singh and Jones, 1976 citado por Nzighueda *et al.*, 1998).

2.6.1 Superfosfatos

La fijación de fósforo consiste en el paso de los fosfatos aplicados al suelo como fertilizantes a formas menos solubles que no pueden ser absorbidas por las plantas y al mismo tiempo son objeto de numerosas reacciones e interacciones con las fases sólidas y líquidas del suelo. Por un lado las cargas electro positivas del complejos coloidal del suelo, absorben iones H_2PO_4^- y HPO_4^{2-} en la superficie de los mismos por otros, debido a la presencia de iones Ca Al y Fe en la solución del suelo se producen precipitación de fosfatos simples o complejos de baja solubilidad. Algunos trabajos han indicado que la fijación presenta correlación con varias características del suelo como la materia orgánica, las arcillas, al aluminio libre y el intercambiable óxidos e hidróxidos de hierro y aluminio y alófono. Estos son en principio los factores que gobiernan con la fijación del fósforo en los suelos (Domínguez, 1989).

2.6.2 Urea

La urea es un producto de la destrucción de bases nitrogenadas contenidas en ácidos nucleicos. La urea es un fertilizante, aunque también puede incorporarse al suelo como las excreciones de animales superiores. La posición de la urea como un intermedio en el metabolismo bacteriano, como el producto de excreción animal y como fertilizante, la hacen un compuesto importante en el ciclo del nitrógeno.

La urea aplicada al suelo se hidroliza fácilmente y gran parte del nitrógeno de la urea agregada puede ser transformado en amonio en varios días. El pH de los suelos que reciben urea aumenta conforme se produce amonio y el pH en la vecindad de las partículas de fertilizante de urea puede alcanzar valores que excede de 8 y a veces cerca de 9, aunque el pH sólo una pequeña distancia pueden estar cerca de la neutralidad o debajo de ella. De hecho, en estas condiciones alcalinas el producto es amoniaco, gran parte del nitrógeno del fertilizante puede perderse hacia la atmósfera en forma de amoniaco gaseoso. La pérdida incrementa con el aumento de la temperatura. Bacteria de urea. Cocos y bacilos formadores de esporas).

2.7 CEREALES

2.7.1 Clasificación taxonómica de Trigo, Triticale y Maíz.

Cuadro 2.- Clasificación taxonómica de Trigo, Triticale y Maíz.

Nombre Común	TRIGO	TRITICALE	MAÍZ
Reino	Vegetal	Vegetal	Vegetal
División	Tracheophita	Tracheophita	Tracheophita
Subdivisión	Pteropsida	Pteropsida	Pteropsida
Clase	Angiospermae	Angiospermae	Angiospermae
Subclase	Monocotiledoneae	Monocotiledoneae	Monocotiledoneae
Grupo	Glumiflora	Glumiflora	Glumiflora
Orden	Graminales	Graminales	Graminales
Familia	Gramineae	Gramineae	Gramineae
Tribu	Triticeae	Triticeae	Maydeae
Género	<i>Triticum</i>	<i>Triticale</i>	<i>Zea</i>
Especie	<i>Aestivum</i>	<i>hexaploide</i> <i>Octaploide</i>	<i>Mays</i>

2.7.2 Trigo

En 1944, el gobierno mexicano y la Fundación Rockefeller emprendieron un programa de ayuda agrícola para mejorar la producción de trigo (*Triticum aestivum*), cuyo rendimiento medio era de 750 kg por hectárea. En aquellos años México importaba el 55% que necesitaba (Sasson, 1993), se fueron resolviendo diversos problemas que en ese tiempo enfrentaba este cereal.

La difícil situación por la que pasaba México en los comienzos de los años 1980, desde el punto de vista agrícola y alimentario, no reducía el alcance de los resultados de las investigaciones sobre la selección de nuevos cultivares, que condujeron a la creación del Centro de Investigación del Noroeste (CIANO), del gobierno mexicano, y más tarde el Centro Internacional de Mejora del Maíz y del Trigo (CIMMYT) (Sasson, 1993).

El trigo es uno de los cereales más importantes a nivel mundial y al cual le han sido explotado sus recursos genéticos por el hombre, casi hasta la capacidad límite, tanto por su producción mundial, como por su superficie sembrada. A nivel nacional el trigo tiene un lugar preponderante ya que en el volumen de producción se logró 4,321,000 toneladas en el

año de 1991; lo cual colocó a México en el tercer lugar de producción mundial. En cuanto a la superficie cosechada, ésta fue 980,294 ha para ese mismo año. Todo ello hace a este cereal muy importante para la dieta nacional, comparado con otros productos agrícolas no menos importantes como el maíz y el frijol (S.A.R:H; 1992 citado por Cordoba, 1998).

2.7.3 Triticale

El Triticale (X Triticosecale Wittmack), cruza intergenérico entre el trigo (*Triticum* sp) y centeno (*Secale* sp), es un cereal que por su amplia base genética se ha podido adaptar a zonas que presentan limitantes edáficas climáticas, lo que le da gran auge por su rusticidad, carácter heredado del centeno (progenitor masculino) y por su alto nivel nutritivo característica heredada del trigo (progenitor femenino). Obtenido con fruto de investigaciones desarrolladas a partir de la década de los cuarenta (Larter, 1994), supera al trigo en valor nutritivo y al centeno en calidad de panificación. Su cultivo se extiende a numerosos países Centroeuropeos (Polonia, Hungría, Checoslovaquia, Yugoslavia), cultivaran con éxito con poco infraestructura el Triticale, y así atenuaron los problemas de hambre durante y después de la guerra.

En México, el Triticale prospera bien en las regiones donde se cultiva trigo, cebada y avena en los Altos de Jalisco, en la Sierra Tarasca y el Estado de México, y en la mayoría de los casos se desarrolla mejor en terrenos donde otros cereales tienen problemas por carencia de microelementos, como por ejemplo la escasez de zinc; además de estas características, posee otras: como resistencia a enfermedades, al acame, buena calidad nutricional y de grano comparable a la de trigo y en lo que se refiere a la precipitación, en áreas donde la cantidad de lluvia es alrededor de 500 a 600 mm, las cosechas de Triticale son buenas (Cordoba, 1998).

Los triticales son los cereales mejor adaptados a condiciones marginales de temperatura, humedad y de condiciones edáficas de baja fertilidad. Los triticales tienen una alta resistencia a la acidez del suelo, en donde la deficiencia de fósforo limita el desarrollo de otros cultivos. (Varughese y Saari, 1986).

Los triticales cultivados en suelo ácido, tienen un rendimiento promedio del 30% más altos que los rendimientos de los trigos normales y muy semejantes a los trigos seleccionados específicamente para tales condiciones (Cruz Flores. 1994).

2.7. 4 Maíz

Existe varias teorías acerca del origen del maíz y mucha controversia, es indudable que las evidencias más antiguas del maíz datan de 5000 años a. J. :C., y algunas decenas de miles de muestras de 5000 a 3000 años a. J. C. han permitido a los investigadores remontarse en la evolución de esta planta. (Sasson, 1993). El maíz es el alimento de bajo contenido de proteína total pero alto en carbohidratos, característica que lo coloca como cereal importante, entre las fuentes de excelente energía. (Cordoba. 1998). El CIMMYT sigue haciendo investigaciones genéticas (cruzas) para mejorar el cereal y tener un maíz de mejor calidad nutritiva y de gran producción por lo que se asocia con investigadores a nivel internacional.

2.8 ANTECEDENTES

Miller y Dick (1995) encontraron que el 60 y 70% de la actividad enzimática en el suelo está asociada con macroagregados que mantienen y estabilizan probablemente la actividad de la enzima por incrementar la cantidad del hábitat potencial para los microorganismos, Gupta y Germida (1988). Otros estudios muestran una correlación entre la actividad enzimática y las propiedades estructurales del suelo; Dick *et al.*, (1988a) encontraron una alta correlación negativa entre la densidad del suelo y la actividad de la deshidrogenasa, fosfatasa y arylsulfatasa. Martens *et al.*, (1992) presentan una correlación negativa entre la densidad del suelo y cinco enzimas. Por todo esto Miller y Dick (1995), concluyen que la estabilidad de la enzima es proporcionada por los ácidos húmicos y las arcillas, lo que significa que el alto contenido de materia orgánica y la biomasa microbiana inducida por la aplicación de compostas verdes incrementa la materia orgánica y estabiliza la actividad biológica de los microorganismos.

Rao y colaboradores (1996) estudiaron el efecto de la arcilla montmorillonita, el hidróxido de aluminio ($Al_2(OH)_3$) y el ácido tánico sobre la actividad de la enzima fosfatasa ácida, sus resultados muestran que más de un 70% de la actividad enzimática del suelo es inhibida al estar asociada con montmorillonita y más cuando se agrega hidróxido de aluminio. Una inhibición de más de un 80% fue observada por Huang *et al.*, 1995 con la asociación de arcillas (25 a 100 mg de montmorillonita) y con hidróxido de aluminio. Sin embargo, se presenta un efecto completamente diferente cuando se agrega cromo e hidróxido de aluminio, la actividad aumenta. La actividad decrece con la presencia de ácido tánico ($4.7 \cdot 10^{-2}$ mM), en un 92%. Es posible que el efecto inhibitorio ocurra cuando la concentración de para nitrofenil fosfato es alta. Otros autores han encontrado que los compuestos fenólicos inhiben también la actividad (Hagerman, 1989). Los mecanismos de inhibición pueden ser los procesos de mineralización de compuestos fenólicos. Rao y colaboradores llegan a la conclusión de que la actividad fosfatasa unida a coloides y compuestos como el ácido tánico e hidróxido de aluminio, interactúan inmovilizando a la enzima.

Por otro lado los trabajos sobre la enzima fosfatasa ácida en el suelo, indican que las partículas del suelo (Rojo *et al.*, 1990) en las zonas adyacentes a la raíz del sistema suelo - planta (Chhonkar y Tarafdar, 1981; Tarafdar y Jungk, 1987) tienen mayor actividad fosfatasa. Estas investigaciones proporcionan información acerca de la distribución y localización de la actividad fosfatasa en diferentes tipos de suelos. Otros han mostrado que la fosfatasa ácida se acumula principalmente en la superficie del suelo (Speir y Ross, 1978) y esta actividad disminuye al aumentar la profundidad. Los más altos niveles de la fosfatasa ácida se encuentran en la zona de la rizósfera de varias especies de plantas respecto a la matriz del suelo. En la zona de la rizósfera, los suelos poseen compuestos de moléculas orgánicas (ejemplo compuestos fenólicos) y compuestos de aluminio (principalmente en suelos ácidos) que interactúan con las moléculas enzimáticas.

García y Hernández (1996) realizaron un estudio sobre los efectos del bromacil (Pesticida) y aguas negras en la actividad enzimática de la ureasa, fosfatasa y deshidrogenasa (enzimas del suelo), encontraron que al agregar el bromacil, la actividad de la fosfatasa y ureasa se incrementaron al inicio y disminuyó a los 28 días de la incubación. El aumento de la actividad de las enzimas fue causado por la adición de aguas negras. La combinación de estos dos tratamientos incrementa la actividad de ambas hidrolasas, la actividad de la deshidrogenasa fue negativa por la adición del bromacil y positiva por la adición del agua negra y fue superior con la combinación de estas dos.

Reddy, *et al.*, (1995) analizaron la influencia del ozono y la lluvia ácida sobre la actividad enzimática del suelo. La dosis de lluvia ácida de 7 a 3 (S - N) decrece la actividad fosfatasa ácida y la arylsulfatasa, para el caso de ozono a dosis de 80 a 320 nL O₃ L⁻¹ y desde 160 a 320 nL O₃ L⁻¹ se presentó el mismo efecto. En el caso de las dosis de 3-7 (S-N) causa un incremento ligero de la actividad fosfatasa a 80 nL L⁻¹, decrece a 160 nL L⁻¹ e incrementa desde 160 a 320 nL L⁻¹. Reddy *et al.*, (1991) encontraron que la actividad de la deshidrogenasa y fosfatasa ácida declina linealmente con la lluvia ácida llegando a ser más ácida. El ozono no tienen un efecto significativo sobre estas enzimas. La fosfatasa y

arylsulfatasa son enzimas adaptativas y su intensa extracción de las raíces de las plantas y microorganismos es determinada por la necesidad de P y S. La inhibición fue más alta con la alta concentración de ozono.

Los primeros trabajos que relacionan la actividad enzimática del suelo con la productividad, no muestran una estrecha relación entre la actividad enzimática, los rendimientos del cultivo y los estados nutrimentales del suelo (Koept, 1954; Drobnik, 1957; Galstyan, 1960; Haban 1967). Inversamente Vestraete y Voets, (1977) relacionaron que la actividad de las enzimas invertasa, fosfatasa, β - glucosidasa y ureasa presentan una alta correlación y sus mediciones son superiores a las microbianas en correlación con la fertilidad del suelo, rendimientos y productividad de cultivos. La producción de plantas, no obstante, es la misma cuando los nutrimentos son abastecidos en forma adecuada como compuestos orgánicos e inorgánicos. Es evidente que la actividad enzimática esta bien relacionada con la productividad de la planta bajo condiciones nativas, en suelos altamente perturbados (Pancholy y Rice, 1973 a, b; Pancholy *et al.* , 1975; Kiss *et al.*, 1993 citado por Pankhurst *et al.*, 1997).

Bergstrom y Monreal (1998) examinaron el efecto de cultivos sobre las actividad enzimática del suelo en un Gleysol húmico regol (Aquoll), con especies de maíz (*Zea mays L.*) y soya [*Glycine max (L.) Merr.*]. Colectaron muestras de suelo a una profundidad de 0-23 cm a lo largo de los transectos adyacentes a las plantas con espacios de 20 cm comparando, la actividad deshidrogenasa, ureasa, glutaminasa, fosfatasa, arylsulfatasa , y β - Glucosidasa, con muestras de suelo sin cultivo y con cultivo. Observaron que los cultivos muestran un efecto importante en la actividad enzimática del suelo. En dos de tres casos examinados se percibe una actividad enzimática mayor en los suelos con cultivo que sin ellos. Esto puede deberse a la gran producción de raíces y la alta concentración de carbono orgánico bajo estos cereales (Coleman y Crossley, 1996). La influencia de los cultivos sobre la actividad enzimática del suelo provee información acerca del ecosistema. Esto sugiere que las plantas tiene un efecto sobre la actividad microbiana en general. Por lo tanto hay una regulación específica de enzimas, por microorganismos y raíces. Otros estudios

muestran el potencial de el efecto de la planta sobre las actividades específicas de las enzimas. tales como incrementar la secreción de fosfatasas por las raíces de las plantas por carencia o deficiencia de fósforo (Ozawa *et al.*, 1995).

La fertilización con fósforo bajo condiciones de campo, señala que la actividad de la enzima fosfatasa decrece en sistemas agrícolas. (Mathur y Rayment, 1977; Spiers y McGill, 1979) y en sistemas forestales (Clarholm, 1993). Pero es probable que este en función del tipo de suelo como es mostrado por Mathur y Rayment (1977), donde la baja cantidad de materia orgánica del suelo incrementa la actividad fosfatasa ácida con fertilización de fósforo, pero un suelo con alto contenido de materia orgánica no cambia la actividad enzimática con fertilización de fósforo. En casos de inhibición de la enzima esta ha sido correlacionada con niveles altos de fosfatos ($\text{PO}_4^{=}$) en la solución del suelo (Chunderova y Zubets, 1969; citado por Pankhurst *et al.*, 1997).

Se han realizado estudios en relación a los efectos de fertilización nitrogenada con muestras tratadas desde 1931 sobre la actividad enzimática. Dick *et al.*, (1988). En estos estudios se encontró un efecto al incrementar dosis de amonio, decrece la actividad de amidasa y ureasa (ambas enzimas se encuentran dentro del ciclo del nitrógeno). Inversamente la actividad de otras enzimas no están directamente involucradas en el ciclo del nitrógeno (Arylsulfatasa y β - glucosidasa) no correlacionó con los niveles de fertilización., (McCarty *et al.*1992) mostró que el amonio es represor de la actividad ureasa, pero que el efecto del amonio fue indirecto y debido a la asimilación de productos de amonio (Pankhurst *et al.*, 1997).

Zavala, *et al.*, (1996) evaluaron la actividad fosfatásica radical en trigo y triticale con estrés nutrimental por deficiencia de fósforo en suelos ácidos, los resultados obtenidos mostraron que la actividad fosfatásica de raíz fue mayor en triticale durante las tres etapas fenológicas en que fue evaluada, pero con ligera disminución de actividad enzimática en la etapa de llenado de grano y menor en trigo. Las fosfatasas del suelo mostraron un

comportamiento similar pero con valores menores a los de la actividad fosfatasa radical debido a que esta es menor hacia el interior del suelo.

Kang y Freeman (1999) determinaron la actividad enzimática de la fosfatasa y Arilsulfatasa en tres suelos húmedos en doce meses, en uno de ellos encontraron la actividad fosfatasa más alta ($85 - 176 \text{ nmol g}^{-1} \text{ min}^{-1}$) y en este mismo suelo la actividad arilsulfatasa es más baja ($4-14 \text{ nmol g}^{-1} \text{ min}^{-1}$) y en el suelo húmedo ($5-16 \text{ nmol g}^{-1} \text{ min}^{-1}$) para ambas enzimas, la más baja actividad fue observada en el suelo Berro pantanoso ($20 - 61 \text{ nmol g}^{-1} \text{ min}^{-1}$ para la fosfatasa : $1-3 \text{ nmol g}^{-1} \text{ min}^{-1}$ para Arilsulfatasa). Fue dominante la concentración de iones hidrógeno en los sitios en donde se presentó la actividad fosfatasa y la baja temperatura restringió la actividad enzimática. Ambos factores tienen una correlación significativamente con las actividades enzimáticas. Sin embargo, la actual actividad enzimática debe ser diferente de su actividad potencial (Freeman *et al.*, 1995), que es influenciada por las condiciones edafológicas. En este estudio, algo de lo más significativo es la relación del pH con la actividad fosfatos, la concentración de iones hidrógeno puede afectar la ionización de los grupos de enzimas y causar una inactivación irreversible de ellas (Lehninger, 1982). El pH puede cambiar las interacciones entre las enzimas y las matrices que las estabilizan (arcillas y humus) y esto modifica la actividad en el sistema del suelo. Se ha reportado, por ejemplo, el pH óptimo de las diferentes enzimas libres son unidas como complejos enzima-arcilla. (McLaren y Estermann, 1957), sus resultados confirman que incrementar el pH de los suelos húmedos se acelera la mineralización del fósforo orgánico y consecuentemente aumentar el abastecimiento de este nutrimento a las plantas y microorganismos.

Freeman *et al.*, (1996) han observado que la actividad de la fosfatasa y arilsulfatasa se incrementan con el abastecimiento de agua, esto lo atribuyeron a la reducción de la concentración de compuestos inhibitorios como los fenólicos y hierro. En este estudio no se encontró una relación directamente inversa entre la concentración de nutrimentos del suelo y las enzimas. La observación podría ser debido a varios factores, primero, una gran cantidad de enzimas son estabilizadas por las arcillas y humus y estos son independientes de la regulación microbiana (in sensu Burns, 1982), la actividad enzimática no responde a

la baja disponibilidad de nutrimentos (Clarholm y Rosengren - Brinck, 1995). Segundo, los nutrimentos son abastecidos por medio de agua en lo suelos húmedos. En algunos de los suelos la concentración de fosfatos es alta y baja la actividad enzimática. Esto puede ser debido a condiciones adversas (Ejm, bajo pH y baja disponibilidad de nutrimentos) disminución de microorganismos y la toma de PO_4^{3-} , esto permite acumular el fosfato. Kang y Freeman llegaron a las siguientes conclusiones: la baja actividad enzimática fue detectada en los sitios cenagosos, puede explicarse por la baja descomposición de materia orgánica en estos suelo ácidos; el pH correlaciona con la actividad fosfatasa ácida en todos los sitios. una inversa relación entre la fosfatasa y la concentración de fosfato fue observada en términos de variación espacial y finalmente, el agua y la baja temperatura impiden máximo actividad enzimática en dos sitios húmedos (Fen y Swamp). De acuerdo a esto ellos predicen que el agua y la elevada temperatura del suelo cambios climáticos, podrían incrementar la actividad enzimática y consecuentemente acelerarían la disponibilidad de nutrimentos.

Cordoba (1998) realizó una investigación en condiciones de invernadero con el fin de evaluar la influencia de dos niveles (alto y bajo) de fósforo y nitrógeno sobre tres genotipos de trigo, 3 de triticale y 3 de maíz en dos suelos que fijan fósforo (Andisoles), provenientes de Pátzcuaro, Michoacán y Villa Victoria, México. La influencia de los factores la evaluó por medio de la determinación de la actividad fosfatasa ácida radical (Ac-Fa), así como la evaluación de los índices de eficiencia de fósforo y nitrógeno, la eficiencia de absorción de la raíz y parte aérea, obtuvo los siguientes resultados: a) la actividad fosfatasa aumentó con la edad en trigo y triticale, mientras que en maíz no se modificó significativamente, los trigos desarrollaron mayor actividad enzimática que los triticale, c) con la dosis 400-0 (+N-P) aumentó la actividad de la enzima en las tres especies. El suelo de Villa Victoria permitió un mejor desarrollo de las plantas probablemente debido a que un año antes se había encalado, favoreciendo de ésta manera la disponibilidad de los nutrimentos. El autor sólo determina el comportamiento de la enzima a nivel radical por lo que en la presente investigación se realizo con la finalidad de ver que influencia tiene la actividad de la enzima en el suelo con diferentes factores.

III OBJETIVO

3.1 Objetivo general

Determinar la actividad fosfatasa en tres suelos de baja disponibilidad de fósforo y nitrógeno y relacionarla con la eficiencia de uso de estos nutrientes en trigo, triticale y maíz.

3.2 Objetivos específicos

Determinar la actividad fosfatasa ácida en el suelo adyacente a la raíz de trigo triticale y maíz en tres suelos ácidos de diferente origen (Andisol y Nitosol) por efecto de cultivo.

Determinar el comportamiento de la actividad fosfatasa ácida en el suelo, por efecto de fertilización con fósforo y nitrógeno

3.3. Hipótesis

1. La actividad de la enzima fosfatasa ácida en el suelo es mayor cuando actúa bajo condiciones de estrés nutricional por carencia de fósforo.
2. La actividad de la enzima fosfatasa ácida en el suelo, es mayor al disminuir la cantidad de fertilizante fosfatado suministrado.
3. La actividad de la enzima fosfatasa ácida en el suelo es diferente de acuerdo al tipo de cultivo.

IV. MATERIAL Y METODOS

4.1 Lugar

El experimento fue realizado en el invernadero de la FES Zaragoza. Se utilizaron macetas para contener 2 kg de suelo. La investigación se realizó con tres suelos que fueron colectados en los municipios de Reforma, Chiapas, Pátzcuaro, Michoacán y Villa Victoria, México : A estos suelos se les realizaron los análisis indicados en el cuadro 3.

Cuadro 3.- pH, M.O y P disponible de los suelos en estudio

Suelo	pH ¹	MO ² %	CE ³ μmhos	P ³ ppm	N ⁴ (CMOL Kg ⁻¹)
Andisol Pátzcuaro	5.16	4.46	1.2523	4.23	0.03347
Andisol Villa Victoria	4.65	6.69	1.2688	4.59	0.0165618
Nitosol Reforma	4.35	1.93	1.2629	3.98	0.02433

¹ En H₂O : 2.5, ² Walkley Black, ³ CE Richards, ⁴ P Olsen, ⁵ N Total.

4.2 Material biológico

Con base en diferencias genotípicas en eficiencia nutrimental, se sembró en ellos dos genotipos de maíz, dos de trigo y dos de triticale, previamente seleccionados como mas eficiente y menos eficiente para cada especie reportado por Vivanco y Cruz 1998 (Cuadro 4).

Cuadro 4.- Genotipos seleccionados por especie y suelos donde fueron cultivados

Especie	MAIZ		TRIGO		TRITICALE	
Genotipo y grado de eficiencia	V-23 +E	Pinto -E	San Cayetano +E	Berros -E	Lamb-2 +E	Secano -E
Suelos	Reforma, Chiapas		Pátzcuaro, Michoacán		Villa Victoria, México	

4.3 Fertilización

Posterior a la siembra y a la emergencia (entre 25 y 30 días de edad), se aplicaron cuatro dosis de fertilización nitrofosfatada con urea y superfósforo triple como fuente de nitrógeno y fósforo respectivamente (Cuadro5).

Cuadro 5. Dosis de fertilización aplicados a las tres especies en los tres tipos de suelo.

No. tratamiento	Clave	Suministro N-P
		Ppm
1	-N-P	0-0
2	-N+P	0-200
3	+N-P	400-0
4	+N+P	400-200

4.4 Diseño experimental

Con los cuatro factores (Suelo, Especie, condición de eficiencia y fertilización) que se estudiaron, se generó un experimento multifactorial en un arreglo de bloques al azar, con resultado de 72 tratamientos, de los cuales se hicieron tres repeticiones para obtener 216 unidades experimentales.

4 fertilización (N-P) X 3 Especie X 2 Genotipo X 3 Suelos X 3 Repetición. = 216 u:e.

Para determinar los efectos de cultivo de los tres cereales, se montaron otras dos unidades experimentales de cada suelo (testigo absoluto), sin sembrar en ellas ninguna planta, dándoles a estas el mismo manejo.

4.5 El suelo

La colecta de suelo se realizó en Reforma Chiapas *Nitosol*, en Pátzcuaro, Michoacán *Andisol* y Villa Victoria Estado de México, *Andisol*. Se tomó una muestra de cada suelo para análisis químico y físico, fue secada al aire y tamizada en malla de 2 mm para determinar las siguientes propiedades:

- ❖ pH en relación 1:2 en agua (Jackson, 1964).
- ❖ Conductividad eléctrica, (Richards, 1990).
- ❖ Materia orgánica, (Walkley y Black, en la forma descrita por Jackson, 1964).
- ❖ Nitrógeno total por digestión semi- microkeldahl para incluir nitratos (Bremner, 1965).
- ❖ Fósforo disponible (Olsen y Dean, 1985).

El suelo a utilizar en las macetas se tamizó con la finalidad de eliminar restos visibles de raíces de plantas. Con la finalidad de dañar lo menos posible a las raíces durante la cosecha se colocó el suelo en bolsas de plástico dentro de la maceta.

Para la medición del pH del suelo adyacente a la rizósfera, se introdujo, antes de la siembra, un tubo de ensayo en dos unidades experimentales de cada tratamiento con la finalidad de obtener un molde para medir esta variable.

4.6 Siembra

Se seleccionaron 10 granos de cada genotipo y especie con base en apariencia, color y tamaño para su siembra. Posterior a la emergencia se realizó un aclareo dejando 4 plantas por unidad experimental.

La actividad fosfatasa ácida del suelo adyacente a la raíz de Maíz, Trigo, Triticale y el pH "*in situ*" se determinaron al inicio de la investigación, a los 30 y 90 días; la fosfatasa, por el método de p-Nitrofenil fosfato ver apéndice , (Tabatabai, 1982) y el pH "*in situ*" propuesto por (Cruz , 1997).

pH *in situ* propuesto por Cruz, 1997

Previo a la siembra se introdujo un tubo de ensayo, al desarrollarse las raíces estuvieron en contacto con él. Para la medición de pH se agregaron 50 ml para reblandecer el suelo y poder sacar el tubo. En este molde generado se colocó el electrodo, agregando 50 ml más de agua y tomando un minuto de tiempo para tomar la lectura del pH que refleja parte de la actividad de la raíz (Figura 3).

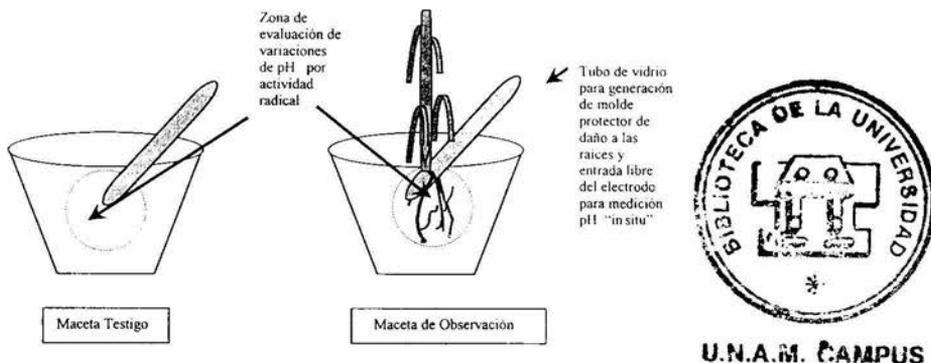


Figura 3 Determinación de pH del suelo "in situ"

La cosecha se realizó a los 90 días para evaluar las siguientes variables:

- Extracción de fósforo y nitrógeno total en porcentaje y en mg de P/g de biomasa

El análisis de N y P foliar se realizó utilizando los siguientes métodos:

Nitrógeno total por digestión semi - microkjeldahl (Bremner, 1965)

Fósforo total por digestión biácida (nitríco - perclórico) y determinación con el método vanadato - molibdato



- Rendimiento de Biomasa seca

en gramos

Se determinó la biomasa de las plantas utilizadas en peso fresco y peso seco después de secarlas en estufa a 70 - 80°C hasta alcanzar peso constante.

A todos los datos generados en el experimento se les sometió a un ANOVA y prueba de comparación de medias, así como un análisis de correlación con ayuda del paquete estadístico SAS (Statistical, Analysis System; SAS Institute Inc 1985)

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La ACFAs fue determinada a 30 (ACFAs1) y 90 (ACFAs2) días del desarrollo de las plantas. Los valores de la actividad enzimática determinada a los 90 días fueron adicionados a los encontrados a los 30 días para tener la actividad fosfatasa total (Fig. 4).

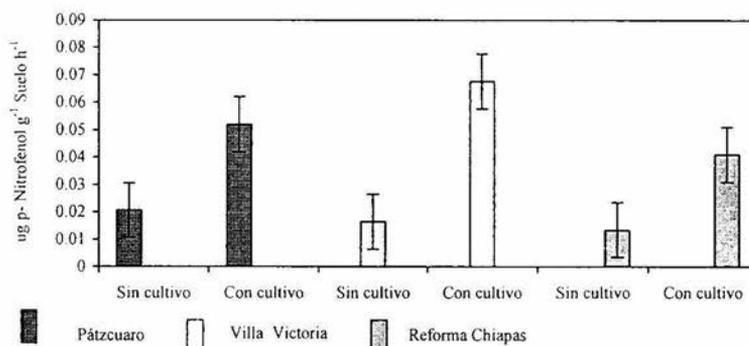


Figura 4. Actividad fosfatasa total en tres suelos ácidos con y sin cultivos de plantas. Cada barra representa la suma de la actividad de la enzima a los 30 (ACFAs1) y 90 (ACFAs2) días. Cada valor es el promedio de 144 unidades experimentales. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

5.1 Efecto de cultivo en la actividad fosfatasa acida del suelo

En los suelos sin cultivar los valores de la ACFAs se encuentran entre 0.013 y 0.020 $\mu\text{g p NP g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$, mientras que en los cultivados la actividad de esta enzima está entre 0.041 y 0.067 $\mu\text{g p - NP g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$ (Fig. 4). Sin embargo la ACFAs, por efecto de cultivo de los cereales estudiados, no presentó diferencias significativas (Apéndice 1).

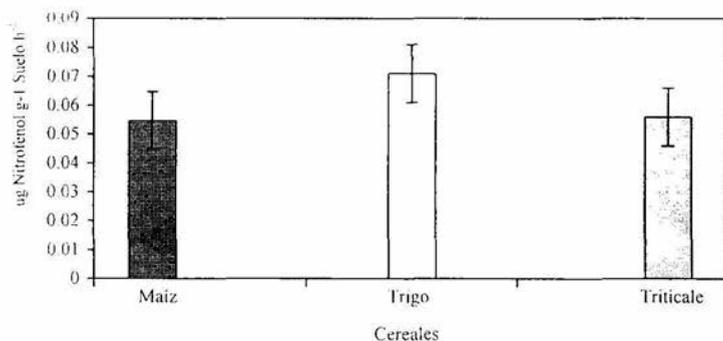


Figura 5. Actividad fosfatasa en suelos ácidos por efecto de Cultivo (Maiz, Trigo y Triticale). Cada barra representa la suma de la actividad de la enzima a los 30 (ACFAs1) y 90 (ACFAs2) días. Cada valor es el promedio 144 unidades experimentales. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

La figura 4 muestra que la mayor ACFAs se encontró en el suelo Villa Victoria bajo condiciones de cultivo y la mínima en el suelo Reforma Chiapas sin cultivar ($0.013 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$). Esto concuerda con lo reportado por Bergstrom y Monreal (1998), obtuvieron resultados semejantes a los presentados en este trabajo. Ellos observaron que los cultivos tienen un efecto importante sobre la actividad enzimática del suelo, encontrando en dos de tres casos examinados que suelos bajo cultivo presentan una alta actividad enzimática, esto se atribuye a la gran producción de raíces por los cereales y a la concentración elevada de materia orgánica (Coleman y Croosley, 1996) en el suelo. Por lo anterior se deduce que la alta actividad enzimática se debe a la cantidad de materia orgánica que presentan los suelos, como es el caso del suelo de Villa Victoria que contiene 6.69% de materia orgánica y Reforma Chiapas que presenta un contenido menor de 1.93%.

5.1.1 Maíz

El cultivo de maíz tuvo un menor efecto que el de trigo y mayor que el de triticale sobre la actividad enzimática al considerar los tres suelos. El valor para maíz fue de $0.054 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$ (figura 5).

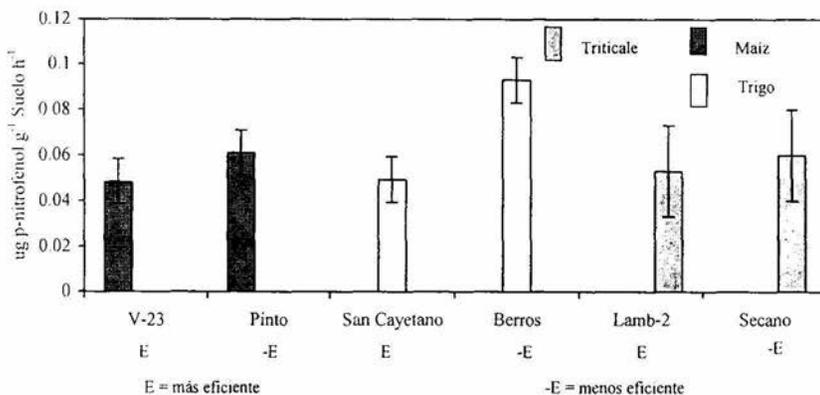


Figura 6. Actividad fosfatasa ácida en suelos ácidos por efecto de la eficiencia nutrimental de cereales. Cada barra representa la suma de la actividad de la enzima a los 30 (ACFAs1) y 90 (ACFAs2) días. Cada valor es el promedio 72 unidades experimentales. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

5.1.2 Trigo

El trigo presentó una ACFAs de $0.07 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$ por lo que su cultivo tuvo mayor influencia en la actividad de la enzima con respecto a los otros dos cereales (figura 5).

5.1.3 Triticale.

El triticale presentó un valor sobre la ACFAs de $0.056 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$ parecido al efecto que tuvo el maíz sobre la actividad enzimática de menos de $0.002 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$ (figura 5). Estos resultados corresponde a los encontrados por Zavala, (1997), quién encontró que en la etapa de macollamiento, el suelo Villa Victoria con pH de

4.64 y sembrado con trigo, obtuvo el valor más alto de ACFAs de $3.25 \mu \text{ moles gss}^{-1}\text{h}^{-1}$ con la dosis de 0 ppm de fósforo, su valor es mayor que los suelos sembrados con triticale a esta misma dosis, aunque en esta investigación a dosis más altas de fertilización la actividad es menor en trigo que en triticale. Con estos resultados se puede plantear la hipótesis de que el suministro de fertilizante tiene mayor efecto en trigo que en triticale con respecto a la ACFAs.

5.2 CONTRIBUCIÓN DE LA CONDICIÓN DE EFICIENCIA NUTRIMENTAL DE LOS CULTIVOS A LA ACTIVIDAD FOSFATASA DEL SUELO

La condición de eficiencia, asociada con la mayor producción de biomasa con suministro de nutrimento igual en genotipos de la misma especie no contribuyó significativamente en la ACFAs en las tres especies cultivadas en los tres suelo.

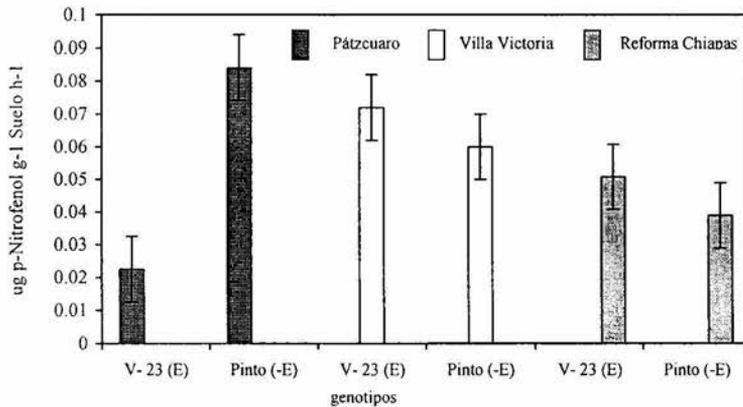


Figura 7.- Actividad fosfatasa ácida en tres suelos por contribución de la eficiencia nutrimental del maíz. E = más eficiente, -E = menos eficiente. Cada barra representa la suma de la actividad de la enzima a los 30 (ACFAs1) y 90 (ACFAs2) días. Cada valor es el promedio 24 unidades experimentales. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

5.2.1 Maíz

Para el cultivo de maíz, en el suelo Pátzcuaro, la contribución del genotipo con menos eficiencia nutrimental (Pinto), a la actividad de la fosfatasa en el suelo es mayor

($0.071 \mu\text{g p-NP g}^{-1}\text{suelo h}^{-1}$) que la del genotipo más eficiente (V- 23). En los suelos de Villa Victoria y Reforma Chiapas la contribución del más eficiente (V-23) es mayor que la del maíz Pinto menos eficiente (Fig 7).

5.2.2 Trigo

Para el caso del cultivo de trigo, en el suelo Pátzcuaro y Reforma Chiapas, el genotipo menos eficiente (Berros) contribuye a elevar la actividad de la fosfatasa en el suelo, en más del 100% ($0.086 - 0.12 \mu\text{g p-NP g}^{-1}\text{suelo h}^{-1}$ respectivamente) respecto al valor del genotipo más eficiente (San Cayetano) (figura 8). En el caso del suelo Villa Victoria el trigo menos eficiente. Contribuyo a la menor ACFAs hasta en un 17% menos con respecto al trigo más eficiente ($0.080 \mu\text{g p - NP g}^{-1}\text{Suelo h}^{-1}$) (Figura 8). En el gráfico de la figura 5, se observa claramente la tendencia del trigo Berros a incrementar la ACFAs, por otra parte San Cayetano presenta la menor ACFAs $0.049 \mu\text{g p - NP g}^{-1}\text{suelo h}^{-1}$.

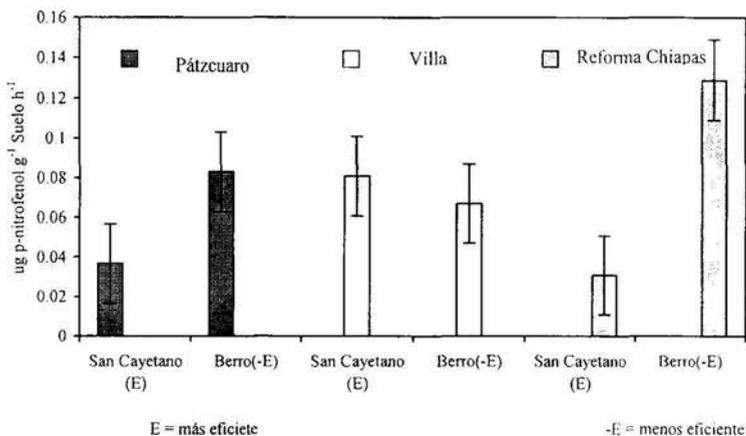


Figura 8- Actividad fosfatasa ácida en tres suelos como respuesta a la condición de eficiencia nutrimental del trigo. Cada barra representa la suma de la actividad de la enzima a los 30 (ACFAs1) y 90 (ACFAs2) días. Cada valor es el promedio 24 unidades experimentales. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

5.2.3 Triticale

En el caso de los genotipos de triticale de mayor eficiencia nutrimental (Lamb-2) (Vivanco 1998), su cultivo tuvo una influencia en los suelos Villa Victoria y Reforma Chiapas y presentó un incremento de 0.002 a 0.006 $\mu\text{g p-NP g}^{-1}\text{suelo h}^{-1}$ respectivamente con respecto al triticale menos eficiente (Secano); por otra parte para el suelo Pátzcuaro la condición de eficiencia se manifiesta de manera diferente en la actividad enzimática que en los otros dos suelos; el triticale menos eficiente (Secano) presentó un incremento de 0.031 $\mu\text{g p-NP g}^{-1}\text{suelo h}^{-1}$ con respecto al más eficiente. Al igual que los dos cereales anteriores se observó que el cultivo del genotipo de triticale Secano presentó un efecto mayor sobre la ACFAs y Lamb-2, el menor (Fig 9).

Se observa en la figura 6 que el cultivo de los cereales menos eficientes con N y P contribuyeron a incrementar la ACFAs desde 0.0614 a 0.093 $\mu\text{g p - NP g}^{-1}\text{suelo h}^{-1}$ con respecto al cultivo de los de mayor eficiencia (0.048 y 0.053 $\mu\text{g p - NP g}^{-1}\text{suelo h}^{-1}$). Esto nos indica que la intensidad de la actividad enzimática puede estar influenciada por la naturaleza del cultivo. El tipo de vegetación puede además ejercer un fuerte efecto interactivo entre las relaciones de la actividad fosfatasa y las propiedades del suelo. Ambas relaciones, positivas o negativas, se han encontrado entre los rendimientos del cultivo y la actividad fosfatasa (Harrison 1987, citado por Zavala 1997).

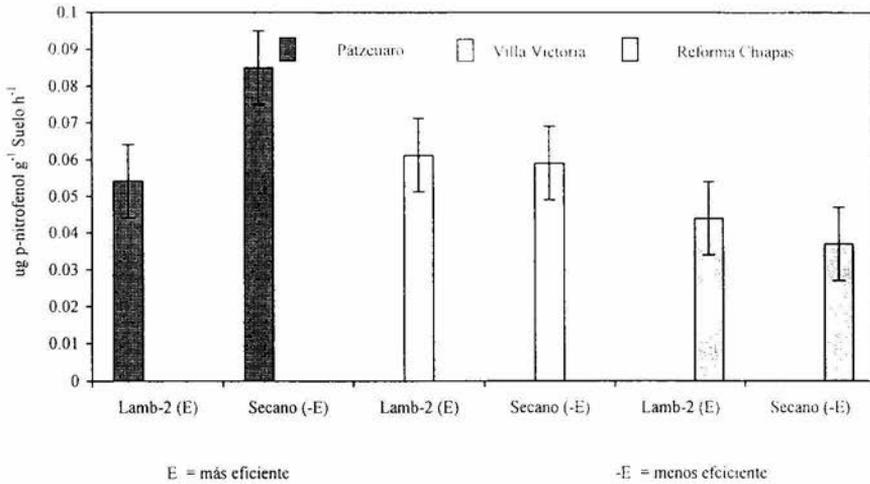


Figura 9.- Actividad fosfatasa ácida en tres suelos como respuesta a la condición de eficiencia nutrimental de Triticale. Cada barra representa la suma de la actividad de la enzima a los 30 (ACFAs1) y 90 (ACFAs2) días. Cada valor es el promedio 24 unidades experimentales. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

La exudación o liberación de enzimas por raíces en la rizosfera, pueden convertirse en precursores para activar moléculas biológicas e incrementar los rendimientos (biomasa) de cultivos. Varios autores han encontrado una estrecha relación entre los estados fenológicos de las plantas y la actividad enzimática (Pancholy y Rice, 1973; Rice y Mailik, 1977), el tipo de vegetación, la materia orgánica (Kulinska y colaboradores 1982, citado por Blaine, 1992).

5.3 CONTRIBUCION DEL EFECTO DE FERTILIZACIÓN SOBRE LA ACTIVIDAD FOSFATASA ACIDA DEL SUELO

5.3.1 Tipos de suelo

5.3.1.1 Nitrógeno - Fósforo

Existen evidencias de que la fertilización en los cultivos, influye sobre la actividad enzimática en el suelo. En los suelos Villa Victoria y Reforma Chiapas se observa una actividad enzimática mayor cuando no se aplican los fertilizantes (Nitrógeno y fósforo), esta actividad se encuentra en un rango de 0.078 a 0.039 $\mu\text{g p-NP g}^{-1}$ suelo h^{-1} respectivamente (figura 10). En el suelo Pátzcuaro cuando no se suministra los macronutrientes esenciales (nitrógeno y fósforo) la actividad de la enzima fosfatasa ácida es de 0.048 y aumenta a 0.069 $\mu\text{g p-NP g}^{-1}$ suelo h^{-1} cuando están presentes los fertilizantes (figura 10)

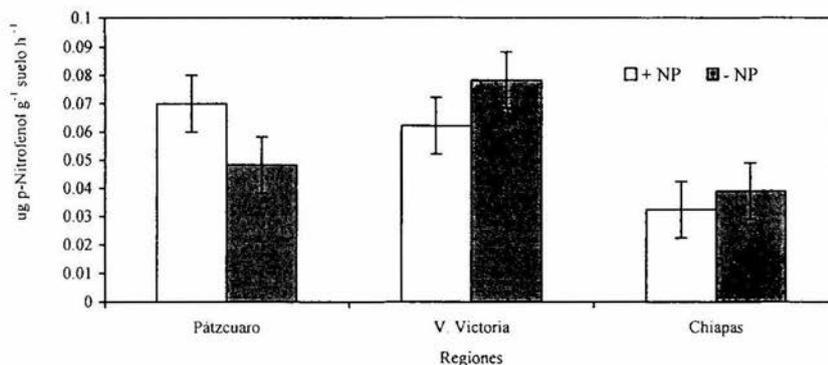


Figura 10.- Actividad de la fosfatasa ácida por efecto de nitrógeno y fósforo por cada región Cada barra representa la suma de la actividad de la enzima a los 30 (ACFAs1) y 90 (ACFAs2) días. Cada valor es el promedio de 36 unidades experimentales. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

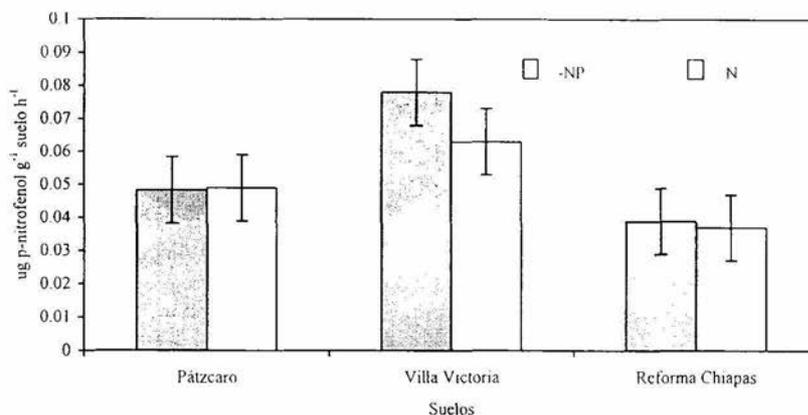


Figura 11. Efecto de Nitrógeno en la actividad fosfatasa ácida en tres suelos. Cada barra representa la suma de la actividad de la enzima a los 30 (ACFAs1) y 90 (ACFAs2) días. Cada valor es el promedio de 36 unidades experimentales. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

5.3.1.2 Fertilizante Nitrogenado (Urea)

Para observar el efecto de la fertilización nitrogenada sobre la actividad fosfatasa en el suelo se aplicó urea con una dosis de 400 ppm de nitrógeno.

En el caso de urea el efecto de la actividad fosfatasa ácida es la más baja ($0.037 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$) para el suelo Reforma Chiapas con respecto a los otros dos suelos restantes. Para el suelo Pátzcuaro se encontró un incremento de $0.007 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$ por arriba del de Chiapas, sin embargo Villa Victoria es quien presenta la más alta actividad fosfatasa ácida de $0.063 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$ (figura 11). En la figura 11 se observa una ACFAs semejante cuando esta presente o ausente el fertilizante para los suelos Pátzcuaro y Reforma Chiapas. Por otra parte el suelo Villa Victoria su ACFAs es mayor ($0.078 \mu\text{g p-NP g}^{-1}$) en carencia del fertilizante y menor ($0.063 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$) al estar presente. La presencia de nitrógeno permite que exista una absorción de excelencia de fósforo por lo que lo tanto la enzima no es muy requerido. Dick *et al* 1988, encontraron que las enzimas

involucradas en el ciclo de nitrógeno son inhibidas cuando se aplica fertilización nitrogenada como es el caso de la amidasa y ureasa porque el amonio actúa como represor; sin embargo Ajwa *et al.*, 1999 hallaron que la actividad de la enzima fosfatasa ácida incrementa cuando no se fertiliza hasta en un 45% que cuando se fertiliza. Llegaron a la conclusión de que las enzimas son muy sensitivas, a las perturbaciones del suelo y podrían ser usadas para evaluarlo y utilizar prácticas agrícolas para un suelo sustentable.

5.3.1.3 Fertilizante fosfatado (Superfosfato triple)

El superfosfato triple a dosis de 200 ppm de fósforo en combinación con la fertilización del suelo tuvo un efecto en la ACFAs de la siguiente manera: el suelo Pátzcuaro con una actividad de $0.045 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$, Villa Victoria de $0.59 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$ y Reforma Chiapas $0.052 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$ (figura 12), estos resultados muestran diferencias mínimas entre cada uno de los suelos y estadísticamente no son significativos (Apéndice 1), el valor más alto lo obtuvo el suelo Villa Victoria ($0.59 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$). En las unidades experimentales con fertilizante fosfatado y sin él, se muestra un incremento en la ACFAs en ausencias del fertilizante, por lo que, la enzima actúa bajo condiciones de estrés del nutrimento (fósforo).

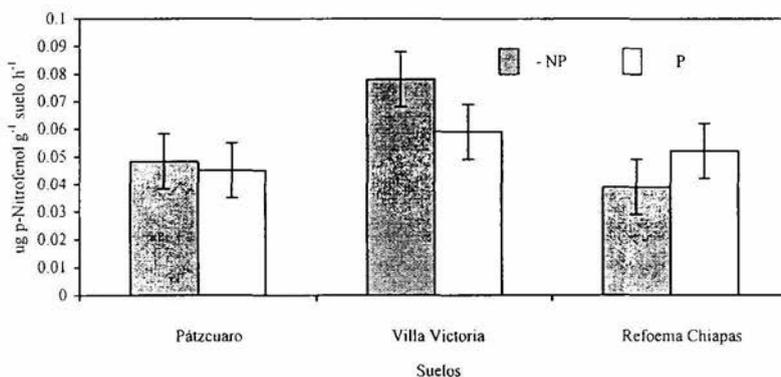


Figura 12 efecto de fósforo en la actividad fosfatasa ácida en tres suelos. Cada barra representa la suma de la actividad de la enzima a los 30 (ACFAs1) y 90 (ACFAs2) días. Cada valor es el promedio de 36 unidades experimentales. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

Zavala, (1997) encontró que a altas dosis de fósforo la actividad de la enzima disminuye, estos resultados también concuerdan con los que Córdoba, (1998) para maíz y triticale. Algunos autores como Malthur y Rayment (1977) señalan que la actividad de las enzimas probablemente este en función del tipo de suelo donde la cantidad de materia orgánica en el suelo incrementa la actividad fosfatasa ácida.

5.3.2 Tipo de cultivo

5.3.2.1 Nitrógeno - Fósforo

En la figura 13 la ACFAs es mayor cuando se aplican fertilizantes nitrógeno y fósforo con cultivos maíz y trigo. En el caso de los tratamientos con triticale la ACFAs es mayor cuando no se aplica ninguno de los 2 fertilizante ($0.062 \mu\text{g p-NP g}^{-1}\text{suelo h}^{-1}$).

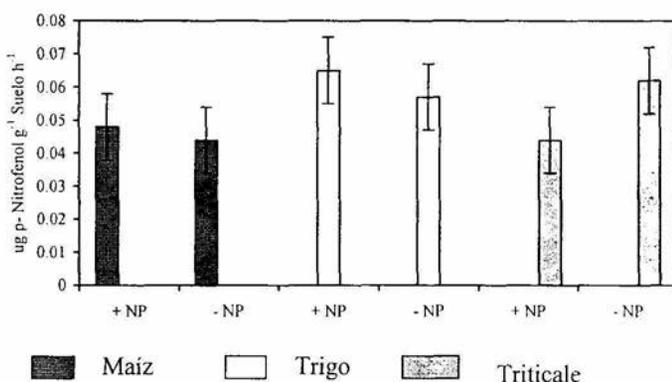


Figura 13.- Efecto de fertilización nitrógeno fósforo y cultivo en la actividad fosfatasa en suelos ácidos. Cada barra representa la suma de la actividad de la enzima a los 30 (ACFAs1) y 90 (ACFAs2) días. Cada valor es el promedio de 36 unidades experimentales. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

5.3.2.2 Fertilizante fosfatado (Superfosfato triple)

El suministro de fósforo con cereales maíz, trigo, triticale presenta un efecto sobre la ACFAs, en el caso de maíz la actividad es mayor ($0.154 \mu\text{g p-N P g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$), que en los otros dos cereales. Por otra parte los suelos donde se sembró triticale y trigo presentan una actividad de 0.049 y $0.052 \mu\text{g p-N P g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$ respectivamente (figura 14).

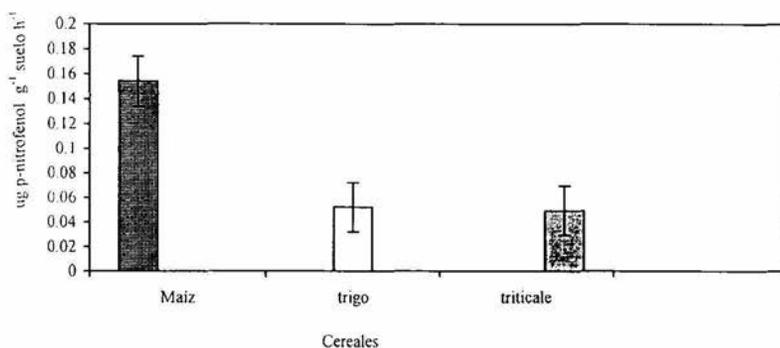


Figura 14.- Efecto de fósforo y cultivo en la actividad fosfatasa ácida en suelo. Cada barra representa la suma de la actividad de la enzima a los 30 (ACFAs1) y 90 (ACFAs2) días. Cada valor es el promedio de 36 unidades experimentales. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

5.3.2.3 Fertilizante nitrogenado (Urea)

Para las distintas especies de cereales utilizadas en este estudio se manifiesta que suelos que contienen maíz con nitrógeno como fertilizante presenta una actividad fosfatasa menor con respecto a las otras dos especies. En los suelos donde se cultivó el triticale se indujo una actividad enzimática de $0.049 \mu\text{g p-N P g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$. Los suelos en los que se cultivó trigo tiene un efecto sobre la actividad enzimática ($0.054 \mu\text{g p-N P g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$) superior al efecto maíz y triticale (figura 15).

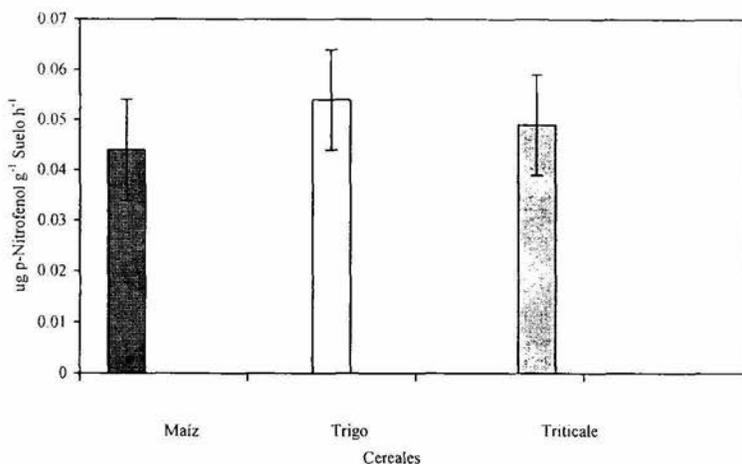


Figura 15.- Efecto de nitrógeno y cultivo en la actividad fosfatasa ácida en suelo. Cada barra representa la suma de la actividad de la enzima a los 30 (ACFAs1) y 90 (ACFAs2) días. Cada valor es el promedio de 36 unidades experimentales. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

Maíz y triticale presenta una alta ACFAs (Figura 15). Cada organismo se comporta como un ente individual, por lo que genéticamente reacciona diferente con aplicación de ciertos fertilizantes (Zavala, 1997).

5.4 ACTIVIDAD FOSFATASA POR EDADES

5.4.1 Tipos de suelo.

Al realizar el estudio de la ACFAs en tres edades se observó que hay una tendencia a incrementar la actividad de la enzima en los tres tipos de suelo conforme transcurre la edad de las plantas cultivadas, por lo que presentan la mayor actividad a los 90 días, donde la enzima presentó su mayor actividad. Para el caso del suelo de Villa Victoria se observó una actividad de $0.0939 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$ mayor que en los otros dos suelos restantes y la ACFAs más baja a está edad la presentó Reforma Chiapas con $0.056 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$ (figura 16). Al inicio del experimento, el suelo Pátzcuaro presentó los valores de ACFAs más altos ($0.0027 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$) y el valor más bajos los presentó el suelo de Villa Victoria ($0.0020 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$) (Figura 16).

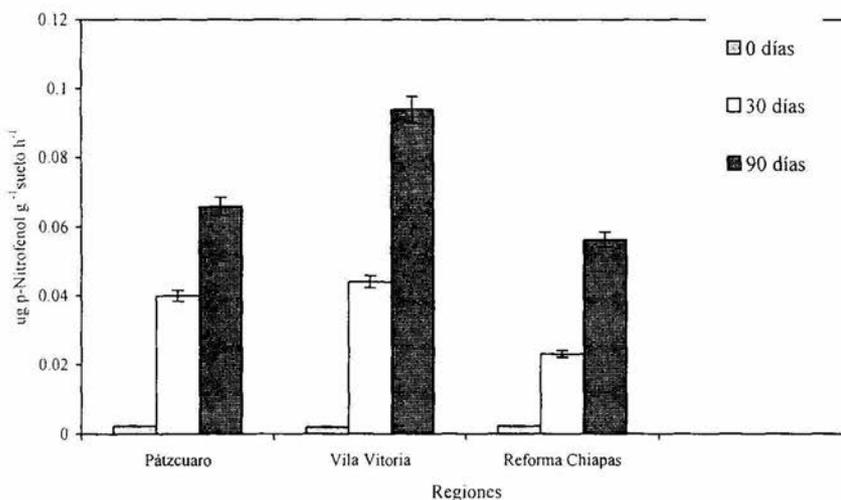


Figura 16. Contribución de la edad del cultivo en la actividad fosfatasa ácida en cada tipo de suelo. Cada barra representa la actividad de la enzima a una edad. Cada valor es el promedio de 72 unidades experimentales, excepto el testigo que solo tenía dos unidades experimentales. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

A los 30 días, el suelo de Villa Victoria tuvo una ACFAs de $0.044 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$ en esta etapa fue la actividad más elevada y la más baja la obtuvo el suelo de Reforma Chiapas con $0.023 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$ (figura 16).

5.4.2 Efecto de cultivo (Maíz, Trigo, Triticale)

En el análisis de tipo de cultivo y su edad sobre la ACFAs, los cereales maíz, trigo y triticale influyeron de manera similar a los 30 y 90 días de edad en la ACFAs que fue incrementada a los 90 días en un 100% ($0.068 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$) con respecto a los 30 días en que se hizo la primera medición (figura 17). El cultivo de trigo tuvo un efecto mayor sobre la ACFAs a los 30 días ($0.047 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$) con respecto a los otros cereales (maíz, triticale); a los 90 días los cultivos de maíz y trigo tuvieron la misma influencia ($0.068 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$) sobre la ACFAs. La contribución del cultivo de triticale en esta edad fue menor en $0.002 \mu\text{g p-NP g}^{-1} \text{suelo h}^{-1}$.

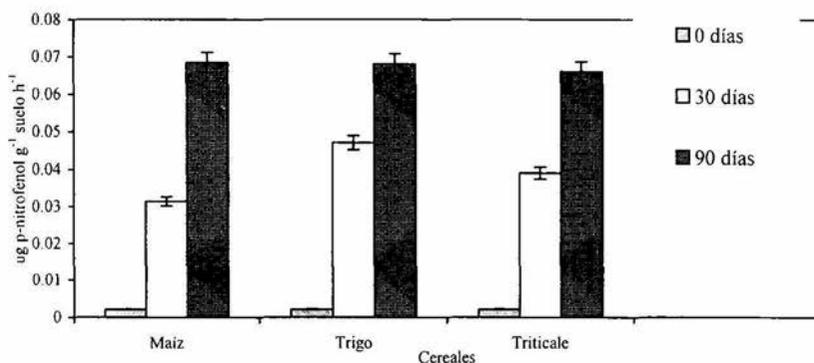


Figura 17. Efecto de cultivo en la Actividad fosfatasa ácida en suelo por edades. Cada barra representa la actividad de la enzima a una edad. Cada valor es el promedio de 72 unidades experimentales, excepto el testigo que solo tenía dos unidades experimentales. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

5.4.3 Efecto de fertilización

A los 30 días el tratamiento sin fertilización (-NP) presenta una ACFAs de $0.040 \mu\text{g p - NP g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$ mayor que los otros tratamientos. El bloque con fósforo tuvo una ACFA menor ($0.030 \mu\text{g p - NP g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$) (Figura 18) pero el efecto de fertilización puede ser muy marcada a los 90 días cuando el fertilizante ha sido aprovechado por los cultivos o por la reacciones de ellos en el suelo. Su uso por la microflora, por lo a los 90 días la fertilización con fósforo afecta la ACFAs de manera significativa y se incrementó a un $0.074 \mu\text{g p - NP g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$, el efecto menor lo tiene la fertilización con nitrógeno y fósforo(+NP) es de $0.060 \mu\text{g p - NP g}^{-1} \text{ suelo h}^{-1}$ en ella el estrés por nitrógeno o fósforo no se presentó y con ello se redujo la ACFAs

Esto nos indica la influencia de la planta sobre la actividad de la enzima, ya que a más edad la planta requiere ciertos nutrimentos que son secretados.

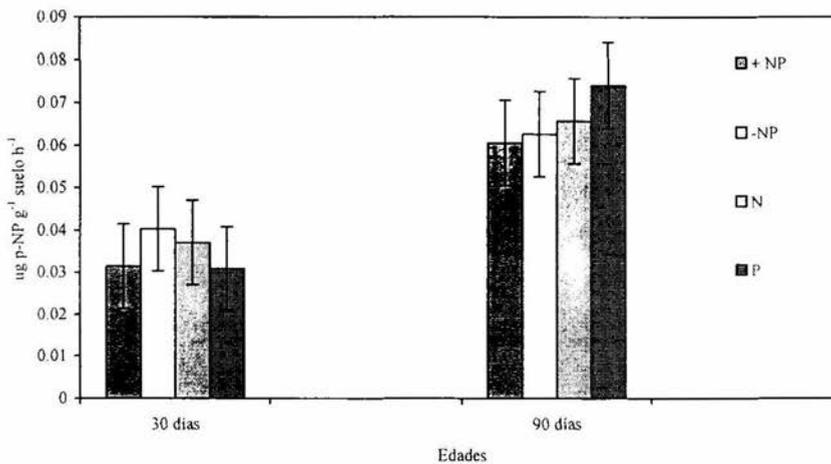


Figura 18. Actividad fosfatasa ácida en suelo por edades y efecto de fertilización. Cada barra representa la actividad de la enzima a una edad. Cada valor es el promedio de 54 unidades experimentales por tratamiento. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

Resultados encontrados por Bergstrom (1998) coinciden con lo que reportan Pancholy y Rice (1973 a, b), respecto a que la actividad enzimática difiere entre los estados sucesionales o fenológicos que caracterizan cada tipo de planta. En las figuras 16 y 17, se muestra que conforme con el tiempo transcurre el tiempo la actividad enzimática es mayor de 0 a 30 días y de 30 a 90 días quizá por sucesiva acumulación de la enzima a lo largo de ese periodo.

La actividad fosfatasa de suelo adyacente a la raíz se ve afectado por el estado de la planta (Doumas *et al.*, 1986 Helal y Sauerbeck, 1988; Silberbush *et al.*, 1981 citados por Farouq *et al.*, 1995) mencionan que existe una fracción del suelo específica en donde se encuentra la enzima y esta se mueve hacia el sustrato (Asmar 1992 citado por Farouq *et al.*, 1995).

5.5 . EFECTO DE pH DEL SUELO EN LA ACTIVIDAD FOSFATASA ÁCIDA

La actividad de las raíces de trigo, triticale y maíz propicio una tendencia a la neutralidad en los valores de pH en suelo adyacente a la rizosfera, pues en los tres suelos el pH cambio de valores ácidos a ligeramente ácidos (Figura 19).

El pH del suelo adyacente a la rizosfera como la ACFAs aumento con el tiempo hasta llegar a pH cercano a la neutralidad (Figura 19).

Las variaciones de pH y la ACFAs como consecuencia de la actividad radical se correlaciono positivamente conforme incrementa la ACFAs, incrementa el pH con una tendencia a la neutralidad. La posible causa por la que se presenta este fenómeno es que la planta tiende a adaptarse utilizando mecanismos para obtener los nutrimentos esenciales del suelo.

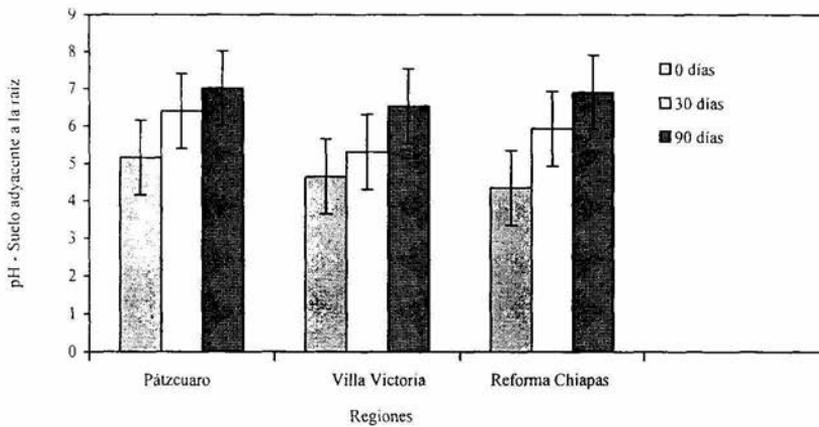


Figura 19 Variación de pH en suelo adyacente a la rizosfera de trigo, triticale y maíz cultivados en suelos ácido. . Cada barra representa el pH de una edad. Cada valor es el promedio de 48 unidades experimentales. El intervalo marcado sobre la línea de los promedios representa el error estándar. ($P \leq 0.05$).

Hojeong y Chris (1999) reportaron que la concentración de iones hidrógeno en los sitios en donde se presentó la mayor ACFAs fue dominante; el pH tiene una correlación con la actividad enzimática, la concentración de iones hidrógeno afecta la ionización de los grupos de enzimas y causa una inactivación irreversible de ellas (Lehninger. 1982). El pH puede cambiar las interacciones entre las enzimas y las matrices que la estabilizan (arcillas y humus) y esto modifica la actividad en el sistema del suelo. Sus resultados confirman que al incrementar el pH de los suelos húmedos acelera la mineralización del fósforo orgánico y consecuentemente incrementan el abastecimiento de este nutrimento a las plantas y microorganismos.

5.6 ANÁLISIS MORFOLÓGICO

5.6.1 Maíz

La biomasa seca y fresca de la raíz y parte aérea de maíz eficiente con tratamiento de fósforo (200 ppm) es mayor en el suelo Pátzcuaro como se muestra en el cuadro 6 (fresca 10.45, 9.04g y seca 1.08g, 1.34 respectivamente), en este mismo tratamiento le sigue Reforma Chiapas (Cuadro 8) y Villa Victoria (Cuadro 7). Con respecto a la altura de la planta (maíz ineficiente) en el cuadro 1 el suelo Pátzcuaro presenta las más altas con dosis de fósforo (87.5 cm) y en Villa Victoria las más altas se presenta con la especie menos eficiente con fertilización de nitrógeno, fósforo (200, 400 ppm) con un tamaño promedio de 85 cm mostradas en el cuadro 7 y entre las de menor tamaño se encuentran las del suelo Reforma Chiapas (cuadro 8) con una altura de 22 cm.

Cuadro 6.- Datos morfológicos de maíz en el suelo Pátzcuaro Michoacán

Tratamiento	Altura de planta		Peso fresco por planta		Peso seco por planta	
	Mínima	Máxima	Raíz	P aérea	Raíz	P aérea
	cm		g			
+NPE	57.66	76.66	7.21	6.56	0.70	1.10
+NPI	58.33	81.66	4.31	7.73	0.42	1.18
-NPE	51.66	69.66	6.14	8.99	0.43	0.88
-NPI	43.33	71.33	4.90	5.77	0.52	0.85
+NE	40	67.66	2.34	3.3	0.23	0.70
+NI	60	68.66	4.278	7.03	0.40	1.13
+PE	43.33	71.66	10.45	9.04	1.08	1.34
+PI	47.5	87.5	8.22	10.59	0.80	1.50
X MAIZ	50.347	73.78	6.01	8.02	0.57	1.09

+NPE = Nitrógeno. Fósforo en genotipo más eficiente (V-23). +NPI= Nitrógeno. Fósforo en genotipo menos eficiente (Pinto). -NPE = Sin fertilización en genotipo más eficiente (V-23). -NPI = Sin fertilización en genotipo menos eficiente (Pinto). +NE = Nitrógeno en genotipo más eficiente (V-23). +NI = Nitrógeno en genotipo menos eficiente (Pinto). +PE =Fósforo en genotipo más eficiente(V-23). +PI =Fósforo en genotipo menos eficiente (Pinto). X = Media

Cuadro 7.- Datos morfológicos de maíz en el suelo Villa Victoria, Estado de México.

Tratamiento	Altura de planta		Peso fresco por planta		Peso seco por planta	
	Mínima	Máxima	Raíz	P aérea	Raíz	P aérea
	cm		g			
+NPE	45	75	2.60	5.3	0.34	1.01
+NPI	51	85	6.57	7.32	0.63	1.61
-NPE	37	55	2.98	2.04	0.32	0.37
-NPI	37	54	2.44	2.34	0.28	0.40
+EN	34	50	1.95	0.97	0.21	0.40
+NI	28	40	0.41	0.95	0.06	0.27
+PE	30	54	3.70	2.90	0.40	0.47
+PI	32	61	2.78	2.65	0.32	0.48
X MAIZ	36.75	59.25	3.22	2.65	0.32	0.61

+NPE = Nitrógeno. Fósforo en genotipo más eficiente (V-23), +NPI= Nitrógeno. Fósforo en genotipo menos eficiente (Pinto), -NPE = Sin fertilización en genotipo más eficiente (V-23), -NPI = Sin fertilización en genotipo menos eficiente (Pinto), +NE = Nitrógeno en genotipo más eficiente (V-23), +NI = Nitrógeno en genotipo menos eficiente (Pinto), +PE =Fósforo en genotipo más eficiente(V-23), +PI =Fósforo en genotipo menos eficiente (Pinto), X = Media

Cuadro 8.- Datos morfológicos de maíz, en el suelo Reforma Chiapas

Tratamiento	Altura de planta		Peso fresco por planta		Peso seco por planta	
	Mínima	Máxima	Raíz	P aérea	Raíz	P aérea
	cm		g			
+NPE	50	60	1.51	3.45	0.15	0.93
+NPI	45	65	1.79	3.94	0.16	0.97
-NPE	37.5	60	2.70	2.78	0.32	0.56
-NPI	41.66	58.33	3.77	1.66	0.30	0.46
+NE	22.5	27.5	0.90	0.69	0.08	0.27
+NI	35.5	40.5	5.68	0.24	0.54	0.40
+PE	55	67.66	3.34	8.70	0.35	1.28
+PI	70	80	2.29	10.93	0.15	1.70
X MAIZ	44.61	57.37	2.95	4.69	0.27	0.87

+NPE = Nitrógeno. Fósforo en genotipo más eficiente (V-23), +NPI= Nitrógeno. Fósforo en genotipo menos eficiente (Pinto), -NPE = Sin fertilización en genotipo más eficiente (V-23), -NPI = Sin fertilización en genotipo menos eficiente (Pinto), +NE = Nitrógeno en genotipo más eficiente (V-23), +NI = Nitrógeno en genotipo menos eficiente (Pinto), +PE =Fósforo en genotipo más eficiente(V-23), +PI =Fósforo en genotipo menos eficiente (Pinto), X = Media

5.6.2 Trigo.

Para el caso de trigo eficiente la variable altura de la planta en el suelo Pátzcuaro fue de 66.66 cm la más alta con el tratamiento +NP (cuadro 9) y la más Pequeña de 17.25 cm en Reforma Chiapas tratada con nitrógeno a una dosis de 400 ppm como se observa en el cuadro 6. Con respecto a la variable biomasa fresca de la raíz y parte aérea de trigo eficiente, Villa Victoria (Cuadro 10) presenta el valor más alto 6.67 g de raíz y 5.14g de parte aérea sin fertilizar y los valores más bajos de 0.02g de raíz y 0.15g de parte aérea lo presenta el trigo ineficiente (San Cayetano) en Reforma Chiapas con nitrógeno como fertilizante que se muestran en el cuadro 11. Los valores más altos y más bajos de biomasa seca de la raíz y parte aérea se presentan en los mismos suelos con los mismos tratamientos presentados en la variable biomasa fresca.

Cuadro 9.- Datos morfológicos de Trigo, en el suelo Pátzcuaro Michoacán

Tratamiento	Altura de planta		Peso fresco por planta		Peso seco por planta	
	Mínima	Máxima	Raíz	P aérea	Raíz	P aérea
	cm		g			
+NPE	45	66.66	1.82	4.12	0.21	1.06
+NPI	37	59	0.43	2.22	0.08	0.90
-NPE	40.33	56.66	1.57	2.99	0.20	0.55
-NPI	30	46	0.32	1.2	0.06	0.38
+NE	42.33	45	0.76	1.53	0.12	0.31
+NI	29	36.33	0.26	0.66	0.06	0.64
+PE	42.33	54.66	3.37	4.08	0.32	0.63
+PI	36.33	54.66	0.82	1.78	0.09	0.66
X TRIGO	37.791	52.375	1.06	2.18	0.13	0.66

+NPE = Nitrógeno. Fósforo en genotipo más eficiente (San cayetano), +NPI= Nitrógeno. Fósforo en genotipo menos eficiente (Berros), -NPE = Sin fertilización en genotipo más eficiente (San cayetano), -NPI = Sin fertilización en genotipo menos eficiente (Berros), +NE = Nitrógeno en genotipo más eficiente (San cayetano), +NI = Nitrógeno en genotipo menos eficiente (Berros), +PE =Fósforo en genotipo más eficiente(San cayetano), +PI =Fósforo en genotipo menos eficiente (Berros), X =Media

Cuadro 10.- Datos morfológicos de Trigo, en el suelo Villa Victoria, Edo de México.

Tratamiento	Altura de planta		Peso fresco por planta		Peso seco por planta	
	Mínima	Máxima	Raíz	P aérea	Raíz	P aérea
	cm		g			
+NPE	28	58.00	2.47	2.64	0.21	0.48
+NPI	35	66.00	0.91	2.91	0.12	0.93
-NPE	33	45.00	6.67	5.14	0.66	0.86
-NPI	25	39.50	0.43	0.71	0.05	0.26
+NE	20.6	32.75	1.00	0.90	0.11	0.21
+NI	8.25	47.50	0.35	0.42	0.04	0.14
+PE	35	53.00	2.88	2.37	0.32	0.47
+PI	37.5	56.60	0.95	1.62	0.12	0.50
X TRIGO	27.80	49.80	1.95	2.08	0.20	0.48

+NPE = Nitrógeno. Fósforo en genotipo más eficiente (San cayetano), +NPI= Nitrógeno. Fósforo en genotipo menos eficiente (Berros), -NPE = Sin fertilización en genotipo más eficiente (San cayetano), -NPI = Sin fertilización en genotipo menos eficiente (Berros), +NE = Nitrógeno en genotipo más eficiente (San cayetano), +NI = Nitrógeno en genotipo menos eficiente (Berros), +PE =Fósforo en genotipo más eficiente(San cayetano), +PI =Fósforo en genotipo menos eficiente (Berros), X =Media.

Cuadro 11.- Datos morfológicos de Trigo(Biomasa seca), en el suelo Reforma Chiapas

Tratamiento	Altura de planta		Peso fresco por planta		Peso seco por planta	
	Mínima	Máxima	Raíz	P aérea	Raíz	P aérea
	cm		g			
+NPE	29	37.33	0.27	0.93	0.03	0.25
+NPI	21.33	26.66	0.20	0.42	0.02	0.25
-NPE	27	40	0.51	0.51	0.06	0.13
-NPI	21	29	0.38	1.29	0.05	0.12
+NE	17.25	20.75	0.23	0.16	0.04	0.04
+NI	17.5	17.5	0.02	0.15	0	0.06
+PE	48.5	55.5	1.70	3.61	0.20	0.61
+PI	38.5	47	0.47	2.17	0.12	0.80
X TRIGO	27.51	34.21	0.53	1.32	0.08	0.32

+NPE = Nitrógeno. Fósforo en genotipo más eficiente (San cayetano), +NPI= Nitrógeno. Fósforo en genotipo menos eficiente (Berros), -NPE = Sin fertilización en genotipo más eficiente (San cayetano), -NPI = Sin fertilización en genotipo menos eficiente (Berros), +NE = Nitrógeno en genotipo más eficiente (San cayetano), +NI = Nitrógeno en genotipo menos eficiente (Berros), +PE =Fósforo en genotipo más eficiente(San cayetano), +PI =Fósforo en genotipo menos eficiente (Berros), X =Media.

5.6.3 Triticale

En los suelos cultivados con triticale se observan los siguientes resultados: Villa Victoria presenta plantas eficientes altas con 72 cm bajo tratamiento de +NP y también las más bajas con 20 cm. de altura como es el triticale ineficientes tratados con nitrógeno (Cuadro 13) En el caso de la variable biomasa fresca de la raíz y parte aérea ,el valor más elevado lo tiene Villa Victoria con 1.47g de raíz y 3.60g de parte aérea en el genotipo ineficiente con fertilización nitrógeno fósforo, y este mismo suelo presenta las menos elevadas 0.18g de raíz y 0.041 de parte aérea que se muestran en el cuadro 13. Los valores más altos y más bajos de biomasa seca de la raíz y parte aérea se presentan en los mismos suelos con los mismos tratamientos presentados en la variable biomasa fresca.

Cuadro 12.- Datos morfológicos de Triticale en el suelo Pátzcuaro, Michoacán

Tratamiento	Altura de planta		Peso fresco por planta		Peso seco por planta	
	Mínima	Máxima	Raíz	P aérea	Raíz	P aérea
	cm		g			
+NPE	39.66	57.66	0.91	2.67	0.16	0.53
+NPI	31.66	72.66	0.78	2.73	0.13	0.90
-NPE	46	55	0.73	1.61	0.11	0.43
-NPI	29	48.66	0.31	1.06	0.06	0.30
+NE	39.33	45.33	0.67	0.98	0.1	0.3
+NI	27.33	39.33	0.42	0.20	0.06	0.30
+PE	46.66	61	0.94	2.61	0.12	0.80
+PI	50.66	71.66	0.71	2.43	0.14	0.73
X TRITICALE	38.791	56.41	0.62	1.72	0.09	0.50

+NPE = Nitrógeno. Fósforo en genotipo más eficiente (Lamb-2), +NPI= Nitrógeno. Fósforo en genotipo menos eficiente (Secano), -NPE = Sin fertilización en genotipo más eficiente (Lamb-2), -NPI = Sin fertilización en genotipo menos eficiente (Secano), +NE = Nitrógeno en genotipo más eficiente (Lamb-2), +NI = Nitrógeno en genotipo menos eficiente (Secano), +PE =Fósforo en genotipo más eficiente(Lamb-2), +PI =Fósforo en genotipo menos eficiente (Secano), X =Media.

Cuadro 13.- Datos morfológicos de Triticale Altura , en el suelo Villa Victoria. Edo de México

Tratamiento	Altura de planta		Peso fresco por planta		Peso seco por planta	
	Mínima	Máxima	Raíz	P aérea	Raíz	P aérea
	cm		g			
+NPE	72	30.6	0.85	4.31	0.13	1.36
+NPI	70	32.5	1.47	3.60	0.14	1.1
-NPE	51.6	40.33	0.69	1.10	0.08	0.31
-NPI	45.33	27.33	1.04	0.82	0.41	0.21
+NE	41.33	30	0.46	0.6	0.07	0.20
+NI	29.33	20	0.18	0.41	0.04	0.15
+PE	61.32	53.66	1.66	2.90	0.20	0.95
+PI	54.33	33	0.49	1.40	0.07	0.50
X TRITICALE	49.41	33.42	0.84	1.77	0.14	0.56

+NPE = Nitrógeno. Fósforo en genotipo más eficiente (Lamb-2), +NPI= Nitrógeno. Fósforo en genotipo menos eficiente (Secano), -NPE = Sin fertilización en genotipo más eficiente (Lamb-2), -NPI = Sin fertilización en genotipo menos eficiente (Secano), +NE = Nitrógeno en genotipo más eficiente (Lamb-2), +NI = Nitrógeno en genotipo menos eficiente (Secano), +PE =Fósforo en genotipo más eficiente(Lamb-2), +PI =Fósforo en genotipo menos eficiente (Secano), X =Media.

Cuadro 14- Datos morfológicos de Triticale Altura , en el suelo Reforma Chiapas.

Tratamiento	Altura de planta		Peso fresco por planta		Peso seco por planta	
	Mínima	Máxima	Raíz	P aérea	Raíz	P aérea
	cm		g			
+NPE	27.33	34	0.40	0.80	0.04	0.25
+NPI	34.5	49	0.23	0.94	0.03	0.34
-NPE	31	41.66	0.64	0.68	0.08	0.22
-NPI	27.66	34.66	0.55	0.59	0.07	0.20
+NE	11.35	17.66	0.40	0.25	0.03	0.03
+NI	21	22	0.23	10.37	0.03	0.07
+PE	33.33	52.66	0.71	3.35	0.12	0.90
+PI	41.66	57.66	0.93	5.15	0.12	1.05
X TRITICALE	28.44	38.66	0.47	2.30	0.07	0.38

+NPE = Nitrógeno. Fósforo en genotipo más eficiente (Lamb-2), +NPI= Nitrógeno. Fósforo en genotipo menos eficiente (Secano), -NPE = Sin fertilización en genotipo más eficiente (Lamb-2), -NPI = Sin fertilización en genotipo menos eficiente (Secano), +NE = Nitrógeno en genotipo más eficiente (Lamb-2), +NI = Nitrógeno en genotipo menos eficiente (Secano), +PE =Fósforo en genotipo más eficiente(Lamb-2), +PI =Fósforo en genotipo menos eficiente (Secano), X =Media.

De acuerdo a los resultados obtenidos se observa que sí existe una estrecha relación entre los rendimientos de la planta (Biomasa) y la actividad enzimática, podemos observar que cuando se aplican los dos fertilizantes, la biomasa (Seca y Fresca) es menor con respecto al tratamiento sin fertilizante y en los resultados de ACFAs se observa el mismo efecto con estos tratamientos esto se puede observar en la figura 10 y en los cuadros de los datos morfológicos de los tres cereales. Esto no concuerda con las primeras investigaciones en donde no existe una estrecha relación entre los rendimientos de los cultivos y la actividad enzimática (Verstraete y Voets, 1977 citado por Pankhurst, 1997) muestran que la actividad de ciertas enzimas selectas (fosfatasas, invertasa, β - glucosidasa y ureasa) presentaron una correlación positiva con los rendimientos de cultivos, algunos autores mencionan que la actividad enzimática tiene una mejor relación con la rendimientos de cultivos cuando esta en condiciones nativas (Kiss et al., 1993 citado por Pankhurst, 1997).

La morfología de la planta se ve afectada por varios fenómenos biológicos, entre los que se encuentra la actividad enzimática para este caso fosfatasa ácida que al reducir su actividad provoca que la planta no se desarrolle adecuadamente por la falta de abastecimiento de nutrimentos hacia la planta (A.A. wa, C.J.,Deli, cw, Rice 1999).

También se observa que el suelo Villa Victoria presenta los valores morfológicos (Altura de planta) más altos

La variación estacional en la actividad fosfatasa también esta asociada con las diferentes etapas de crecimiento de los cultivos. Esta actividad enzimática es, con frecuencia, reducida por las arcillas, en suelos pobres puede ser sensible a metales pesados. La aplicación de fertilizantes de nitrógeno con o sin fósforo y potasio combinados estimulan la actividad fosfatasa, no obstante, el nitrógeno puede disminuir la actividad enzimática. La adición de compostas, abonos y residuos vegetales verdes al parecer la incrementan así como la aplicación de nitrógeno, fósforo potasio mezclados con cal.

La actividad de las enzimas es afectada por el tipo de enzima, arcilla mineral, tipo de amortiguadores. La naturaleza de las interacciones enzima - arcilla es de interés porque las arcillas influyen en la actividad y el destino de las enzimas. Las enzimas fijadas, en general llegan a ser más resistentes a la degradación microbiana, pero pueden inactivarse por cambios de temperatura y sequía (Dick y Tabatabai, 1987).

VI. CONCLUSIÓN

Con base en los objetivos planteados en esta investigación se obtuvieron las siguientes conclusiones:

La actividad fosfatasa ácida en suelo aumenta cuando éste se cultiva, porque la planta secreta la enzima para satisfacer los requerimientos necesarios para su desarrollo.

El cultivo de Maíz y Triticale tiene efecto similar sobre la actividad enzimática (fosfatasa ácida) de suelo, pero el cultivo de trigo tiene un efecto mayor sobre esta actividad.

Los cultivos (cereales) reportados por Vivanco (1998) como menos eficientes contribuyen a incrementar la actividad fosfatasa ácido de suelo.

La actividad fosfatasa ácida suelo es mayor cuando no hay fertilización. Esta variable se presenta en dos suelos (Chiapas y Villa Victoria). El suelo Villa Victoria presenta la más alta actividad, seguido de Pátzcuaro y después reforma Chiapas.

Con suministro de fertilización fosfatada disminuye la actividad enzimática.

Recomendaciones

Retomar la investigación y realizar diseños experimentales con un solo suelo, una especie y aumentar el número de repeticiones.

Esterilizar el suelo, para conocer la actividad fosfatasa ácida del suelo secretada por la planta.

VII. BIBLIOGRAFIA

Abbes C, Parent L, E, Karam. A y Isfan. D. 1994. Effect of NH_4^+ . NO_3 ratios on growth and nitrogen uptake by anions. *Plant and Soil*, 171: 289-296.

Ajwa. H.A. 1999, Changes in enzyme activities and microbial biomass of tallgrass prairie soil as related to burning and nitrogen fertilization, *Soil Biology and Biochemistry* , Vol 31, Pp 769 - 777.

Alexander M, 1980, Introducción a la microbiología del suelo, segunda edición, Editorial AGT, México.

Asmar F, Singh T y Gahoonia y Nielsen. N. E, 1995, Barley genotype differ in activity of soluble extracellular phosphatase and depletion of organic phosphorus in the rizosphere Soil, .*Plant and Soil* 172: 117-122.

Baligar V.C, Pitta G. V.E, Gama E.. E.,G, Schaffert R. E, Filho A.F. de C. B, y Clark R.B, 1997, Soil acidity effects on nutrient use efficiency in exotic maize genotypes, *Plant and Soil* 192: 9-13.

Bandick A. K., Dick, R. P., 1999, Fiel management effects on soil enzyme activities, *Soil Biology and Biochemistry*, Vol 31. Pp 1471-1479.

Bergstrom D.W. and Monreal. C. M, 1998, Increased soil enzyme activities under two row crops., *Soil Sci. Soc. Am. J.* Vol 62. Pp 1292-1301.

Bollag. J., Mar, Stotzky, 1990, *Soil Biochemistry*, Edit Marcel Bekker inc. New York and Basel pp 327 - 331.

Boletín FAO, 1984, Fertilizantes y Nutrición Vegetal. Uso óptimo de los fertilizantes para los cereales. FAO, Fiant, Paris.

Box, J. E. y Hammond. 1990. Rhizosphera dynamics. In: J.E. Box y L.C. Hammond (eds). AAAS. Selected Symposium 113. Westview Press Boulder. Colorado, Estados Unidos de América.

Bremner J. M. ,1965, Total nitrogen, pp 1149- 1178. In C. A. Black (ed), Methods of soil analysis. Part 2. Agronomy 9, American Society of agronomy, ,Madison, Wisconsin.

Burns R.G., y Slater J:H, 1982, Experimental Microbial ecology, pp 168, 159.

Calderon L.L. m. Y C. J. M. , Gabriel, 1994, Evaluación de la influencia de fósforo sobre la actividad de la enzima fosfatasa ácida de distintos genotipos de trigo (*Triticum aestivum*) y triticale (*X Triticosecale Wittmack*), tesis profesional. Facultad de Estudios Profesionales "Zaragoza", UNAM, México.

Campell R., y Greaves M P, 1990, Anatomy and community structure of the rhizosphere, In: J. M. Lynch (ed) The rhizosphere. John Wiley and Sons, Nueva York, Estados Unidos de América, pp 11-34.

Carlyle , J. C., Sadanandan E.K. y Bligh M.W., 1998, The use of laboratory measurements to predict nitrogen mineralization and nitrification in pinus radiata plantations after harvesting. Can J. For. Res., 28: 1213 - 1221.

Carpenter-Boggs L., Pikul Jr J. L., Vigil M. F., y Riedell. W. E, 2000, Nitrogen Mineralization influenced by crop rotation and nitrogen fertilitation. Soil Sci. Soc. Am, J. Vol 64. Pp 2038- 2045.

Chhonkar. P.K. y J.C. Tarafdar, 1981. Characteristics and location of phosphatases in soil-plant system. J. Indian Soc. Soil Sci. 29: 215 -219.

Clarhom. M., Rosengren-Brinck, U., 1995. Phosphorus and nitrogen fertilization of a Noorway spruce forest: effects on needle concentration and acid phosphatase activity in the humus layer. *Plant and Soil* 175. 239 -249.

Clapp C.E, Molina A. E y Dowy, 1990, Soil organic matter, tillage and the rhizosphere dynamics, In: J.E. Box y L.C. Hammond (eds), AAAS, Selected Symposium 113, Westview Press Boulder, Colorado, Estados Unidos de América, pp 55-75.

Coleman. D. C. , y D.A. Crossley, Jr. 1996. Fundamentals of soil ecology. Academic Press, San Diego, C.A.

Cordoba C. M. J, 1998, Efecto de P y N sobre la actividad de la enzima fosfatasa ácida radical en trigo, triticale y maíz en dos suelos ácidos. Tesis de licenciatura, FES Zaragoza.

Cosgrove P. J, 1967, Metabolism of organic phosphates in soil, in McLaren A. D y Peterson G. H, (Eds) Soil Biochemistry, M Dekker, New York.

Cruz F. G, 1994, Evaluación de la absorción de fósforo por los diferentes genotipos de Triticale (*X Triticosecale Wittmack*) y Trigo (*Triticum aestivum*) en suelos de diferente capacidad de fósforo, Tesis de Maestría en Ciencias, Instituto de enseñanza e investigación en Ciencias agrícolas centro de Edafología, Montecillo, Estado de México.

Cruz F. G, 1997, Relación Suelo Nitrógeno- Planta. Seminario.

Cruz, F. G, Aviles. M. S., Cortes. C. J C, 1998, Estudio de adaptabilidad del triticale a diferentes dosis del calcio y fósforo en Andisoles. *Terra*. Vol 16, No 1. Pp 63-69.

Cruz H. L. y Etchevers B. J. D., 1988, Determinación de las formas de Nitrógeno en suelo Derivados de Cenizas Volcánicas de la Sierra Tarasca, Michoacán, México. *Turrialbo* Vol 38, No 2.

Curtin, D. Y G. Wen, 1999, Organic matter fractions contributing to soil nitrogen mineralization potenciañ *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 63: 410-415.

Dick. R.P., Rasmussen P.E. y Kerle E.A. 1988, Influence of long-term residue management on soil enzyme activity in relation to soil chemical properties of a wheat-fallow system. *Biology and Fertility of Soil* 6. 159-164.

Dick R.P. Soil ,1994,Enzyme Activities as indicators of soil Quality in Defining soil Quality for a sustainable Environment. J.W. Doran, D.C. Coleman, D.F. Benedicek. And . B.A Stewart. (Edf) SSSA Special Publication Number 35. Pp 107 - 123, Madison Wisconsin USA.

Dominguez V.A., 1989, Tratado de fertilización, Ediciones Mundi Prensa, México D.F.

Donahue R. L. 1981, Introducción a los suelos y al crecimiento de las plantas, Editorial Prentice/Hall Internacional, Colombia.

Drobnik. J. 1957. Biological transformations of organic substances in the soil. *Pochovovedeniye* 12, 62-71.

FAO, 1999, Base referencial mundial del recurso suelo. SICS-AISS_IBG, ISRIC, México, pp 12, 25,26,27.

Ferrera - Cerrato R, 1989, Rizosfera In: Ferrera - Cerrato R. (ed), Ecología de la raíz , Sociedad Mexicana de Fitopatología, Montecillo, México. Pp 1-21.

Freeman, C., Liska, G., Ostle, N.J., Jones, S.E., M.A. , 1995. The use of fluorogenic substrates for measuring enzyme activity in peatlands, *Plant nd Soil* 175, 147 -152.

- Freeman, C, Liska, G, Ostle N. J, Lock M. A, Reynolds B, y Hudson J**, 1996, Microbial Activity and enzymic decomposition processes following peatland watertable drawdown. *Plant and Soil* 180: 121-127.
- Fitzpatrick, E.A.** 1985, Suelos su formación, clasificación y distribución, México. D. F. Pp 295, 296.
- Forbes, J. C. y Watson, R. D**, 1992, *Plants in Agriculture*, Editorial Cambridge, Gran Bretaña.
- Garcia, C., Hernández. T.** 1996, Effect of Bromacil and sewage sludge addition on soil enzymatic. *Soil Sci. Plant Nutr*, 42 (1), pp 191 - 195
- Galstyan. A. Sh.** 1960. Enzyme activities in solonchasks. *Doklady Akademii Nauk Armyanskoi SSR* 30, 61-64
- Garcia, H.A. y G. C. Hernández**, 1994, Levantamiento nutricional del cultivo de maíz en ndosol del municipio Villa de Allende, Estado de México, Tesis Profesional, UNAM. FES-Zaragoza, México, D.F.
- Haban. L.** 1967 Effect of ploughing depth and cultivated crops on the soil microflora and enzyme activity of the soil. *V d. Pr. Vysk. Úst. Rastl. Výrobý Pie tanoch* 5, 159-169
- Hagerman, A. E. ,** 1989, Chemistry of Tannin-protein complexation. In *Chemistry and significance of condensed tannins*. R. W. Hemingway and J. J. Krchesy, eds. Plenum Press. London. Pp. 323 -333.
- Harrison A. F**, 1987, Soil organic phosphorus a review of world literature, C. A. B. International.

- Heisey P W. y Nwangi W**, 1996, Fertilizer use and maize production in Sub-Saharan Africa. CIMMYT Economics Working paper 96 -01. México, D. F.
- Herbien S.A., y Neal J. L.**, 1990, Soil pH and phosphatase activity, in Soil Sci. Plant Anal., 21(586), 439-459.
- Hernández C. G y García. G. A.** 1994. Levantamiento nutricional del cultivo de maíz en Andosol en el Municipio del Valle de Allende (Estado de México). Tesis de Licenciatura en Biología. FES Zaragoza.
- Hernández. C. G**, 2000, Balance nutrimental del cultivo de maíz en la subprovincia fisiográfica de Mil Cumbres correspondiente al Estado de México, Tesis de Maestría, Facultad de Ciencias UNAM. Pp 23-28.
- Hernández R. A, Parra M. Ma.**, 1990. Influencia de la fertilización fosfatada y de gallinaza sobre un cultivo de *Triticale Hexaploide* Tarasca - 87 En suelo hidromorficos de Chapa de Mota, Estado de México. Tesis de Licenciatura de la ENEP Zaragoza, UNAM.
- Hopkings W. C**, 1995, Introduction to plant physiology. Edit Wiley. New Yorks. Pág 83.
- Hunt P. G**, 1990, Microbial responses in the rhizosphere of agricultural plants in rhizosphere dynamics. J. E. Box y L.C. Hammond (eds), AAAS, Selected Symposium 113, Westview Press Boulder. Colorado, Estados Unidos de América, pp 116 - 135.
- Huang J. W, Grunes D. L. y Kochian L.V**, 1995, "Aluminium and calcium transport interactions in intact roots and root plasmalema vesicles from aluminium - sensitive and tolerant wheat cultivars. Plant and Soil 171: 131 - 135.
- IhoróT, Burke C. I. y Hook P B.**, 1995, Nitrogen mineralization in native cultivated and abandoned fields in shortgrass steppe. Plant and Soil 171: 203-208.

Jan Dirk Van Elsas, Jack T. Trevors, Elizabeth M. H. Welligton, 1997, modern Soil Microbiology, Editorial MARCEL DEKKER, United states of América, pp 250, 251. Mineralización de Fósforo.

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

Jauregui M. A. y Reisenauer H M, 1982, Dissolution of oxides of manganese and iron by root exudate components, soil Sci. Soc. Am. J. 46, 314 -317.

Jones D. L, 1998, Organic acids in the rizosphere - A critical review,. Plant and soil 205: 25 - 44.

Kang. H., Freeman Ch, 1999, phosphatase and arylsulphatase activities in wetland soil: annual variation and controlling factors, Soil Biology and Biochemistry, Pp 449-454.

Koepf. H. 1954. Investigations on the biological activity in soil. I. Respiration curves of the soil and enzyme activity under the influence of fertilizing and plant growth. Zeitschrift für acker-und Pflanzrnbau 98, 289-312.

Ladd, J. N. 1985, Soil enzymes, In Soil organic matter and biological ctivity. D. Vaughan and R. E. Malcom, eds. Nijhott, Dodrecht, pp. 175 - 122.

Ländesmäki P. y Piispanen R., 1992, Soil enzymology role of protective colloid sistems in the preservation of exoenzyme activities in soil, Soil Biology and Biochemistry, 24, 1173 - 1177.

Larter E. N, 1994, A review on the historical development of Triticale, En Triticale, first, Man - made cereal. Editado por C. C. Tsen, Publicado por American Association of Cereal Chemist Inc. St, Paul, Minn.

Lehninger, A.L., 1982. Principles of Biochemistry. Worth Publisher. New York. Pp 207-248.

Lynch J. M., 1990, Introduction: Some consequences of microbial rhizosphere competence for plant and soil, In: J. M Lynch (ed). The rhizosphere, John Wiley and Sons, Nueva York, Estados Unidos de América. Pp 1-10.

Manzardori C, Ciavatta C, Montecchio D, Gresse C., 1996, effects of lead pollution on different soil enzyme activities. Biol Fertil Soil 22 :53-58.

Mathur, S. P. y Rayment, A. F., 1977, Influence of trace element fertilization on the decomposition rate and phosphatase activity of a mesic fibrisol. Canadian journal of Soil Science 57, pp 397 -408.

Marschner H., 1995, Mineral nutrition of higher plants, Academic Press, London.

McCarty. G.W. Shogren, D.R. Bremner. J.M. 1992. Regulation of urease production in soil by microbial assimilation of nitrogen. Biology and fertility of Soils 12, 261-264.

McLaren, A. D. Estermann, E.F., 1957. Influence of pH on the activity of chymotrypsin at a solid-liquid interface. Archives of Biochemistry and Biophysics 68, 157-160.

Meixner, E. R. Y M. J. Singer, 1985, Phosphorus fractions from & Chronosequence of alluvial soil San Joaquin Valley, California. Soil Science. Vol 1 : 37-46.

Melsted S.W, Motto H. L y Peck T.R., 1969, Critical plant nutrient composition values useful in interpreting plant analysis data agronomy Journal., Vol 61: 17 -20.

Miller. M y Dick R. P., 1995, Thermal Stability and activities of soil enzymes as influenced by crop rotations. Soil Biol. Biochem Vol. 27. No 9. pp 1161 -1166.

Mengel, K., 1996. Turnover of organic nitrogen in soil and its availability to crops. *Plant and Soil*, 181: 83-93.

Mosaad M. G, Ortiz-Ferrara G, Mahalakshmi V, y Hamblin J, 1995, Leaf development and phenology of triticum aestivum and phenology of triticum aestivum and T. Durum under different moisture regimes. *Plant and Soil* 170: 377 - 381.

Motgomery D.C. 1991, Diseño y Análisis de experimentos, Grupo Editorial Iberoamérica, México, D: F: pp 299-302.

Naseby. D. C, Moëgne-Loccoz Y. Powell J, 1998, Soil enzyme activities in the rhizosphere of field-grown sugar beet inoculated with the biocontrol agent *Pseudomonas fluorescens* F 113, *Biol Fertil Soils* 27: 39 -43.

Núñez. E.R., 1985, Efectos del suelo sobre la producción de cultivos y su corrección mediante el encalado. Folleto. Centro de Edafología, Colegio Postgraduados.

Nzighueda G, Palm Ch. A, Buresh R J. y Smithson P. C, 1998. Soil phosphorus fractions and adsorption as affected by organic and inorganic sources. *Plant and Soil* 198: 159- 168.

Olsen S. R., and L.A. Dean, 1965, Phosphorus, pp 1035 - 1045, In C.A. Black (ed) *Methods of soil analysis, Part 2, Agronomy 9*, American Society of agronomy, Madison, Wisconsin.

Ozawa. K., Osaki, H. Matsui, M. Honma, y T. Tadano. 1995 Purificación and properties of acid phosphatase secreted from lupin roots under phosphorus-deficiency conditions. *Soil sci. Plant Nutr.* 41: 461-469.

Pankhurst C.E., Doube. B.M., Gupta V.V. S.R., 1997, biological Indicators of soil health, CAB Internacional Pp 121 - 156.

Portilla C. I, Molina. G. E., Cruz. F. G. , Ortiz. M. I y Manske, G.G. B, 1998, Colonización micorrizica arbuscular, actividad fosfatásica y longitud radical como respuesta a estres de fósforo en trigo y triticales cultivados en un Andisol. Terra. Vol 16. No 1, Pp 59-61.

Poss R, Smith C. J, Dunin F. X y Angus J. F, 1995, Rate of soil acidificatio under wheat in a semi- arid-environment, Plant and Soil., 177: 85-100.

Rao. M. A, Giantreda. L, Palmiero F, y Violante. A, 1996, Interactions af acid phosphatase with clays, organic molecules and organo-mineral complex. Soil Science Vol 161, No 11. Pp 751 -760.

Raven. K.P. y Hossner. R. L, 1993, Phosphorus Desorption Quantity-Intensity Relationships in soil. Soil Sci. Soc Am J. 57: 1501-1508.

Reddy G. B, Reinert R. A. y Eason G, 1991, Enzymatic Changes in the biosphere of loblolly pine exposed to ozone and acid rain. Soil Biology & Biochemistry 23, pp 1115 - 1119.

Reddy G. B, Reinert R. A. y Eason G, 1995., Loblolly Pine Nedle Nutrient and Soil enzyme activity as influenced by ozone and acid rain Chemistry. Soil biol. Bichem, Vol 27 1059- 1064.

Rending, V. V. y Taylor, H. M. 1989, Principle of Soil - Plant interrelationships, Editorial Mc Graw - Hill, Inc. USA.

Richards L. A. A. (ed), 1990, Diagnóstico r rehabilitación de suelos salinos y sodicos, 6^a de, Departamento de agricultura de Estados Unidos de América, Limusa, México, D. F.

Robert M y Berthilin J, 1986, Role of biological aand biochemical factors in soil mineral weathering, in Interactions of soil Mineral with Natural Organics and Microbes, Eds. PM

Huang and M Schnitzer, pp 453 - 496. Soil Science society of America, Madison, Wisconsin, USA.

Rojas G., 1993, Fisiología vegetal aplicada, cuarta edición, editorial Interamericana, Mc Graw-Hill, México D.F.

Royo. M.J., S.G. Carcedo y M.P. Mateos. 1990. Distribution y characterization of phosphatase and organic phosphorous in soil fraction. Soil Biol. Biochem. 22: 169 -174.

Sandoval C.E. , Tirado. T. J. L, Alcalde Blanco Salvador, 1990 Efecto de la dosis y oportunidades de aplicación de nitrógeno sobre la producción y el contenido de nitrógeno en plantas de trigo, bajo condiciones de temporal en el Valle de Nochixtlan, Oaxaca. Agrociencia Serie de Agua- Clima Vol 1 Núm 2 Abril a Junio 133- 150.

Sanyal, S. R. Y S. K. De Datta, 1991, Chemistry of phosphorus transformation in soil. Advances in soil science. Vol. 16, 1-20.

SAS Institute Inc. 1985. SAS/STAT. Guide for personal computers. Version 6 edition. Cary, NC: SAS Institute Inc.

Sasson. A, 1993, La alimentación del hombre del mañana, Editorial REVERTE, S. A, Pp 484 a 486, 492-501 y 507,508.

Seeling B. y Jungk A., 1996, "Utilization of organic phosphorus in calcium Chloride extracts of soil by barley plants and hidrolisis by acid and alkaline phosphatases. Plant and Soil 178: 179-184.

Spier. T.W. y D. J. Ross. 1978. Soil phosphatases and sulphatases. In Soil enzymes. R. G. Burns. De, Academic Press, New York. Pp 197 - 249.

Staddon W. J, Duchesne L.C y Trevors J. T, 1998 Acid Phosphatase, alkaline phosphatase and arysulfatase activities in soil from a jack pine (*Pinus banksiana* Lamb). ecosystem after clear-cutting, prescribed burning, and sacrifice. *Biol Fert Soils* 27 :1-4.

Stevenson F. J, 1986, Cycles of soil carbon, nitrogen, phosphorus, sulfur, micronutrients, (Eds) John Wiley and Sons, New York, pp 258 -280.

Suárez F. D. 1997, Antecedentes Técnicos y Económicos para el Manejo de Suelos Acidos del País: elección de Fertilizantes y Uso de Enmiendas, Agricultura y Tecnología. P Universidad Católica de Chile.

Subbao - Rao N. S, 1977. Soil Microorganisms and plant growth, Oxford & IBH publishing Co, Nueva Delhi, India.

Tan K. H., 1986, Degradation of soil mineral by organic acids, in Interactions of Soil Mineral with Natural Organics and Microbes, Eds, P M Huang and M Shnitzer, pp 1-28, Soil Sci. Soc. Am. Spec. Publ. 17.

Tabatabai. M. A. , 1982, Soil enzyme, In: Page. A. L., Miller. R.H., Keeney. D. R. (Eds) Methods of Soil Analysis S. American Society of Agronomy. Madison, pp 775 -883.

Tarafdar J.C. y A. Jungk. 1987. Phosphatase activity in the rhizosphere and its relation to the depletion of soil organic phosphorus. *Biol. Fertil. Soils* 3: 199-204.

Tisdale. S. L., Nelson W.L., 1988, Fertilidad de los suelos y fertilizantes, Editorial Limusa S:A: de C: V:, México, D.F. pp 223- 226.

Thomson, 1982, El Suelo y su fertilidad, Editorial Reverté, España.



Uvalle B. J. X y Osorio A. R., 1998, Fertilización fenológica balanceada con enfoque de diagnóstico diferencial , En 1^{er} Simposio Nacional sobre Nutrición de Cultivos 20 - 23 de septiembre, Estado de México, pág 15

IZT.

Varughese T. B., y **Saari E.**, 1986, Triticale, CIMMYT. México D.F.

Verstraete. W. y **Voets. J.P.** 1977, Soil microbial and biochemical characteristics in relation to soil management and fertility. Soil Biology and biochemistry 9, 253-258

Vitusek P M. y **Reiners W A.**, 1975, Ecosystem succession and nutrient Retention: A Hypotesis Bio science Vol 25 No 6.

Vivanco. E. R.A., 2000, Flujos de nitrógeno en suelos cultivados con forrajes y regados con aguas residuales, tesis de Maestría, Montecillo. Texcoco. EDO. DE. MEX. Pp 7-9.

Wang X. y **Zabowsky D.** 1998, Nutrient composition of douglas-fir rizosphere and bulk soil solution. Plant and Soil 200: 13-20.

Weber J. H., 1988, Binding and Transport of metals by humic materials, In Humic Substances and Thei Role in the Enviroment, eds. F. H. Frimmel and R. F. Christman, pp 165 - 178, wiley, New Yorks.

Wong M.T.F., **Akyeampong. E.**, **Nortcliff. S.**, **Rao M. R.**, y **Swift R:S.** 1995, Initial responses of maize and Beans to decreased concentration of monomeric inorganic aluminium with aplication of manure or tree pruning to an Oxisol in Burundi,. Plant and Soil. 171: 275-282.

Wang X y Zabowski D. 1998, Nutrien composition of Duglas-fir rhizosphere and bulk soil solutions, Plant and soil 200: .pp 13-20.



Yanai J, Linehan D. J, Robinson D, Young L. M, Hackett. C. A., Kyuma. K, y Kosaki. T, 1998, "Effects of inorganic nitrogen application on the dynamics of the soil solution composition in the root zone of maize. *Plant and Soil* 180: 1-9.

Zavala M. B, Tirado, J. L., Sánchez, P., Echegaray, A., Santizo, J. A. . 1996, Actividad fosfática ácida en Trigo Triticale como adaptación al estrés por deficiencia de fósforo, XXVII Congreso Nacional de la Ciencia del suelo. Ciudad Obregón, Sonora. México, Pág. 85.

Zavala M. B, 1997, actividad fosfática ácida en trigo y triticale como mecanismo de adaptación al estrés por deficiencia de fósforo y el efecto de microorganismo rizosferico. Tesis de Maestría, Colegio de Potsgraduados. Pp.

1997. Wheat Grain Yeild Response in acid soil to phosphorus applications experiment 802, Haskell,Oklahoma" OSU Soil Fertility Research, Pag 31-33.

VIII. APENDICE**METODO ORIGINAL DE P-NITROFENIL FOSFATO**

- 1.- Pesar 0.5 gr de suelo y colocarlo en un mortero
- 2.- Agregar 0.2 ml Tolueno, 2 ml de buffer universal modificado (MUB) pH 5.5 (para la determinación de fosfatasa ácida), se macera y homogeniza el suelo con los reactivos agregados
- 3.- Tomar una alícuota de 0.3 ml y colocarla en frascos de incubación
- 4.- Agregar 4 ml de buffer universal modificado (MUB) y un mililitro de p- nitrofenil fosfato (3mM).
- 5.- Tapar el frasco y colocarlo a incubar por una hora a 37 °C
- 6.- Concluida la incubación sacar del baño María y agregar rápidamente 1 ml de cloruro de calcio (CaCl_2) 0.5 M y 4 ml de hidróxido de sodio (NaOH) 0.5M.
- 7.- Agitar y filtrar la suspensión con papel filtro Whatman

- 8.- Medir la intensidad del color amarillo filtrado con un Espectrofotómetro a 400 nm (klett - Semmerson).
- 9.- Calcular el contenido de p-nitrofenol del filtrado con referencia a la gráfica de calibración, obtenida con estándares contenidos 0, 10, 20, 30, 40, y 50 μg de p- nitrofenol.

CURVA DE CALIBRACIÓN

- 1.- Se tomaran alícuotas de 0, 1, 2, 3, 4, y 5 ml de solución estándar de p-nitrofenol se ajusta los volúmenes de cada una hasta 5 ml, agregando agua destilada y se procesaron como las muestras problema desde el paso 5 en adelante.

Cuadro 15.- Resumen estadístico de Anova para las variables de estudio

Parámetro	G L	S C	C M	F	Pr > T
ACF1	28	0.13	0.0047	0.91	N.S
ACF2	28	0.476	0.017	0.96	N.S
WFRESR	28	12505	446	24.84	**
WFRESV	28	4018316	143511	1.01	N.S
WSECOR	28	112.7451	4.02	14.73	**
WSECOV	28	474.37	16.94	20.65	**
FOSFRAI	28	3779.75	134.99	3.48	**
FOSFVAS	28	2971.31	106.11	21.11	**
pH 1	28	54.47	1.94	6.25	**
pH 2	28	15.65	0.55	2.64	0.0002
pH 3	28	23.36	0.834	4.52	**
NITRORAI	28	0.197	0.0070	1.88	N.S
NITROVAS	28	0.890	0.0318	7.21	**
ACUMRAIZ	28	0.00003	0.0000013	1.76	N.S
ACUMVAS	28	3.0111	0.1075	0.95	N.S

G.L = grados de libertad, S.C= Suma de cuadrados, CM = Cuadrado medio, F = F de tablas, Pr > T = Probabilidad, ACF1 = Actividad fosfatasa a los 30 días, ACF2 = Actividad fosfatasa a los 90 días, WFRESR = Biomasa fresca de raíz, WFRESV = Biomasa fresca de parte aérea, WSECOR = Biomasa seca de raíz, WSECOV = Biomasa seca de parte aérea, FOSFRAI = Fósforo de raíz, FOSFVAS = Fósforo de vástago, pH1= pH a la primera edad (inicio), pH2= pH a la segunda edad (30 días), pH3= pH a la tercera edad (90 días), NITRORAI = nitrógeno de raíz, NITROVAS = nitrógeno de parte aérea, ACUMRAIZ = acumulación de raíz, ACUMVAS = acumulación de parte aérea