

Efecto del herbicida atrazina sobre el metabolismo del suelo y su relación con propiedades químicas (edáficas y de tejido radical) en un suelo del municipio de Saldaña Tolima

Jesús Alberto Lagos Caballero* / Ricardo Campos S.** / Cilia L. Fuentes***

RESUMEN

Se evaluó el efecto de la atrazina en la dinámica de las poblaciones de microorganismos de un suelo de Saldaña, Tolima. Los grupos de microorganismos estudiados fueron: algas, hongos en general, hongos formadores de Micorriza Arbuscular (MA), actinomicetos, bacterias en general, bacterias solubilizadoras de fósforo, bacterias desnitrificantes, bacterias amonificantes, nitrobacter y nitrosomonas (el conjunto de los anteriores organismos fue analizado y catalogado como población microbial total). Se utilizó un diseño completamente al azar con cinco tratamientos y cuatro repeticiones.

Los resultados indicaron específicamente que el herbicida atrazina causó efecto detrimental a través del tiempo sobre poblaciones de bacterias amonificantes, bacterias nitrosomonas, bacterias desnitrificantes, bacterias nitrobacter y algas. Sin embargo, el sustrato (bagazo de maíz) al ser adicionado con atrazina atenuó el efecto causado por el herbicida, aumentando el número de unidades formadoras de colonia por gramo de suelo (U.F.C./

g de suelo). No obstante el mencionado incremento fue menor al suelo no tratado (tratamiento T1) o suelo original exceptuando la población de bacterias amonificantes y desnitrificantes las cuales sí superaron este tratamiento. De la misma manera, en el suelo cercano a la rizosfera se presentó igual efecto de aumento de U.F.C./g de suelo al adicionar sustrato con atrazina, a excepción de la población de algas. De igual forma, el incremento fue menor al del tratamiento de suelo no tratado (T1). Se obtuvo además que el sustrato, al ser adicionado, solo aumentó en mayor número las U.F.C./g de suelo que al adicionarlo con la atrazina; excepto la población de bacterias amonificantes y desnitrificantes, las cuales reportaron valores de U.F.C./g de suelo inferiores a las obtenidas al aplicar sustrato con atrazina.

Palabras clave: atrazina, metabolismo edáfico, radical, algas, hongos, micorriza, actinomiceto, bacterias, bacterias solubilizadoras de fósforo, bacterias desnitrificantes, bacterias amonificantes, nitrobacter, nitrosomonas.

* Ingeniero Agrónomo, MSc. Universidad Nacional de Colombia. Profesor Área Suelos y Química, Facultad Ingeniería Ambiental, Universidad de La Salle. Correo electrónico: jlagos@lasalle.edu.co

** Ing. Agrónomo, MSc. Profesor Asociado Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de Colombia.

*** Ing. Agrónomo, MSc.; PH. D. Profesor Asociado Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de Colombia.

Fecha de recepción: septiembre 28 de 2005.

Fecha de aprobación: octubre 19 de 2005.

EFFECTS OF ATRAZINE HERBICIDE ON THE SOIL AND ITS RELATION TO CHEMICAL PROPERTIES (EDAPHIC AND RADICAL TISSUE) ON A SOIL IN SALDAÑA, TOLIMA

ABSTRACT

We evaluated the effect of atrazine in the dynamics of microorganism populations of a soil in Saldaña, Tolima. The groups of microorganisms studied were: Algae, Fungi in general, fungi arbuscular mycorrhiza formers, actinomycetes, Bacteria in general, bacteria that solubilizes phosphate, Denitrifying Bacteria, Amonifying Bacteria, Nitrobacter and Nitrosomonas (The group of the before organism's was analyzed and named as microbial total population). We used a random design with five treatments and four repetitions.

The results specifically showed that the atrazine herbicide caused a detrimental effect through the time on populations Amonifying Bacteria, nitrosomone Bacteria, Denitrifying Bacteria and nitrobacter Bacteria and Algae. However, the substrate (Corn bagasse) when added with atrazine attenuated the effect caused by the herbicide,

increased the number of units colonies formers per gram of soil (U.F.C. /g. of soil). Although the mentioned increase was lesser than in the soil without treatment (Treatment T1) or original soil, except the Amonifying Bacteria and Denitrifying Bacteria population, which in deed overcame this treatment. In the same way the soil close to the rhizosphere showed the similar increase effect of U.F.C. /g. of soil when adding substrate with atrazine, except the algae population. Likewise, the increase was lesser compared to the soil without treatment (T1). Besides, we obtained that the substrate, when added, only increased the number of U.F.C./g of soil than when added with the atrazine, except the Amonifying Bacteria and Denitrifying Bacteria populations which reported values of U.F.C. /g. of soil lower than the obtained when substrate with atrazine was applied.

Key words: atrazine, edaphic metabolism, radical, algae, fungi, mycorrhiza, actinomycetes, bacteria in general, bacteria that solubilizes phosphate, Denitrifying Bacteria, Amonifying Bacteria, Nitrobacter and Nitrosomonas.

INTRODUCCIÓN FENÓMENOS BIOLÓGICOS EN EL SUELO

Entre los fenómenos biológicos que son de importancia en los ecosistemas, se encuentran el ciclo de carbono, azufre, nitrógeno, hierro y fósforo, entre otros; en los cuales intervienen microorganismos del suelo para regular las diferentes etapas de transformación de estos elementos, permitiendo la nutrición mineral de las plantas (Alexander, 1981). En los anteriores, se enfocó la presente investigación; en microorganismos que interviene en partes de los ciclos del nitrógeno y fósforo los cuales constituyen el objetivo del presente estudio.

AMONIFICACIÓN

Las dos formas absorbibles de N por las plantas son amonio (NH_4^+) y nitrato (NO_3^-), las cuales les permiten formar numerosos compuestos nitrogenados, sobre todo proteínas. La conversión de nitrógeno orgánico en NH_4^+ por bacterias y hongos del suelo

se conoce como amonificación. Este proceso puede ocurrir con muchos tipos de microorganismos, a temperaturas y a valores diversos de pH (Salisbury y Ross, 1994).

Tortora *et al.* (1993) señalan que casi todo el nitrógeno del suelo está en moléculas orgánicas, principalmente en proteínas. Cuando un organismo muere el proceso de descomposición, consiste en la hidrólisis de proteínas en aminoácidos. Los grupos amino de los aminoácidos son liberados por desaminación y convertidos en amoniaco (NH_3). El crecimiento microbiano libera enzimas proteolíticas extracelulares que descomponen las proteínas. Los aminoácidos resultantes son transportados a las células microbianas, donde tiene lugar la amonificación. El destino del amoniaco producido, depende de las condiciones del suelo. Como el amoniaco es un gas, puede desaparecer rápidamente del suelo seco, pero en el suelo húmedo se solubiliza en el agua y se forman iones de amonio (NH_4^+).

El proceso es el siguiente (Tortora *et al.*, 1993):

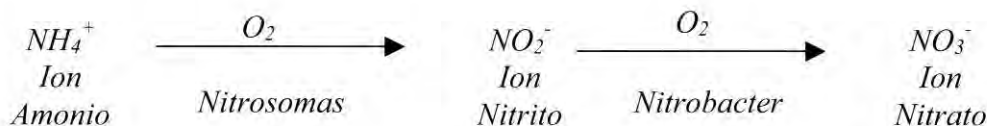


NITRIFICACIÓN

El NH_4^+ es oxidado aún más por bacterias a nitrito (NO_2^-) y nitrato (NO_3^-). Esta oxidación, conocida como nitrificación, proporciona energía para la supervivencia y proliferación de los microorganismos. Las bacterias del género *Nitrosomas* son más im-

portantes en la oxidación de amonio a nitrito, mientras que las bacterias del género *Nitrobacter* por lo común reducen la mayor parte del nitrito a nitrato (Salisbury y Ross, 1994).

El proceso es resumido por De Arango y Vega (1981).



DESNITRIFICACIÓN

Es un proceso de pérdida de nitrógeno, donde se produce una conversión de nitratos en nitrógeno molecular (Tortora *et al.*, 1993).

Para Salisbury y Ross (1994) el proceso es efectuado por bacterias anaeróbicas que forman nitrógeno



Estos mismos autores afirman que el proceso es efectuado por bacterias aerobias y señalan específicamente a *Pseudomonas* por ser el grupo más importante. Otros géneros, incluyendo *Paracoccus*, *Thiobacillus* y *Bacillus* son también capaces de realizar reacciones de desnitrificación. Existen condiciones anaerobias donde bacterias aerobias pueden usar el nitrato en vez del oxígeno como aceptor final de electrones.

FIJACIÓN

Se entiende como la reducción del nitrógeno atmosférico a amoníaco, realizado por bacterias, las cuales han evolucionado sistemas enzimáticos complejos para efectuar dicha reducción. Estos microorganismos del suelo incluyen dos variedades: los fijadores de nitrógeno de vida libre que generan amoníaco para su propio uso; y los fijadores de nitrógeno simbiótico que fijan nitrógeno asociado con plantas y proveen a la planta de nitrógeno a cambio de carbono y de un hábitat de sostenimiento. En esta última variedad se incluyen bacterias gram negativas: *Rhizobium*, *Bradyrhizobium*, *Azorhizobium*, que se asocian con algunas plantas leguminosas; la bacteria gram positiva *Frankia*, que se asocia este último con ciertos árboles de creci-

gaseoso (N_2), NO, Oxido nitroso (N_2O), Ion nitrito (NO_2^-). Estas bacterias utilizan NO_3^- en vez de O_2 como aceptor de electrones durante la respiración, con lo que obtienen energía para sobrevivir.

El proceso es presentado por Tortora *et al.* (1993):

miento rápido y *Cyanobacterias*, que se asocian con helechos acuáticos (Alexander, 1981).

La enzima nitrogenasa es la responsable de la fijación del nitrógeno, es anaeróbica y probablemente apareció antes que la atmósfera contuviera oxígeno y que hubieran compuestos nitrogenados utilizables procedentes de la descomposición de la materia orgánica. Se sabe que organismos aeróbicos como *Azotobacter* (vida libre) protegen la enzima nitrogenasa del oxígeno por tener entre otras cosas, una tasa muy alta de utilización de oxígeno (Tortora *et al.*, 1993).

SOLUBILIZACIÓN DE FÓSFORO

Los sólidos minerales están sujetos a procesos denominados de solubilización. Dicho proceso tiene como objetivo básico la liberación de formas iónicas simples disponibles desde la fase sólida del suelo hacia la fase cambiante y solución. Sin embargo, esta reacción de liberación nutricional es reversible, haciendo que los iones nutritivos de la solución del suelo se transformen a formas sólidas complejas no aprovechables, debido a un proceso de naturaleza físicoquímica denominado fijación (Guerro, 1980).

ATRAZINA GENERALIDADES

Alexander (1981), señala que los organismos que actúan en la solubilización de fosfatos insolubles son muy abundantes en la superficie radical, siendo las especies más comunes en bacterias: *Pseudomonas*, *Mycobacterium*, *Micrococcus*, *Bacillus* y *Flavobacterium* y en hongos: *Penicillium*, *Sclerotium*, *Fusarium* y *Aspergillus*. Para Kim *et al.* (1997) existen una acción de sinergismo entre *Enterobacter agglomerans* y *Glomus etunicatum* para solubilizar fósforo. Además señalan como *Escherichia coli* al ser genéticamente manipulada esta en capacidad de solubilizar fósforo.

Es importante diferenciar las formas de fósforo aprovechables por las plantas, las cuales son dadas por Tisdale (1993); estas son: Ion ortofosfato monovalente $H_2PO_4^-$ y el divalente HPO_4^{2-} , resaltando que las plantas se nutren más a partir de las formas monovalentes. Mientras que formas insolubles puede ser tanto orgánicas; como inorgánicas: cuando el fósforo forma compuestos minerales con hierro y aluminio en suelos ácidos, o con el calcio en suelos calcáreos.

HERBICIDAS GENERALIDADES

La palabra herbicida se compone de dos vocablos *herbi*: hierba y *cida*: matar, muerte. En general, un herbicida es un compuesto químico que inhibe parcial o totalmente el crecimiento de las plantas (Fernandez-Quintanilla y Saavedra, 1991).

Ahrens (1994) define a la atrazina como un herbicida selectivo y sistémico, se puede absorber por el follaje, pero principalmente es por la raíz. Se trasloca principalmente vía xilema en forma acropétala, acumulándose en hojas y meristemos.

Se utiliza para el control de malezas de hoja ancha y gramíneas en cultivos de caña de azúcar, maíz, sorgo y piña (HC, 1994). También se emplea en cultivos como espárrago, banano, uva, cítricos, rosa y palma africana. Se considera fitotóxico en cultivos de arroz, trigo, papa y leguminosas, entre otros (Ahrens, 1994). Nelson y Jones (1994) afirman que dependiendo del tipo de suelo, de la planta cultivada, y del objetivo, la dosis de atrazina es de 1 hasta 6 kilogramos (Kg) de ingrediente activo (ia) por hectarea (Ha).

NOMENCLATURA QUÍMICA, PROPIEDADES DE LA ATRAZINA Y SU RELACIÓN CON NUTRIENTES DEL SUELO

El nombre químico de la atrazina es: 2-Cloro-4-(etilamino)-6-(isopropilamino)-5-triazina. (Shipitalo *et al.*, 1997). Sus propiedades están resumidas en la Tabla 1.

Arhens (1994), refiere estudios toxicológicos de atrazina en animales como ratas, donde la dosis letal media (DL_{50}), por ingestión es de 1869-3080 miligramos por Kilogramo (mg/Kg). En conejos es

de 750 mg/Kg. Por absorción dérmica en ratas la DL₅₀ fue de 3000 mg/Kg y en conejos de 7500 mg/Kg.

TABLA 1. PROPIEDADES QUÍMICAS Y FÍSICAS DE LA ATRAZINA.

PROPIEDADES	UNIDADES
Peso molecular	215.69
Formula molecular	C8H14ClN5
Forma de Estado	Cristalino
Color	Blanco
Densidad	0.36g/ml (20°C)
Solubilidad en agua	33mg/l (20°C y pH 7)
Solubilidad en metanol	1.8g./100ml (20°C)
Solubilidad en acetona	3.1g/100ml (20°C)
Estabilidad	Estable hidrolíticamente a pH 7.5 a 9.0. Se descompone por acción de luz ultravioleta

Fuente: Ahrens, 1994.

En cuanto a individuos más pequeños, este autor reporta DL₅₀ (vía oral) para una abeja de 97 microgramos (µg) y de 100 µg por contacto. Para gusanos de tierra se presenta una dosis letal crónica (LC₅₀) (14 días) de 78 mg/Kg de suelo.

Challa (1989), al realizar estudios analíticos de nutrición en un cultivar de mango, encontró que la atrazina afecta la captación de calcio (Ca), fósforo (P) y hierro (Fe), como también aumenta los contenidos de nitrógeno (N) y potasio (K). Gonzales-Ponce y Salas (1995) al aplicar atrazina en mezcla con metolachlor en maíz hallaron una mejor traslocación de N, P y K hacia el grano. Igualmente, Morgan y Knight (1991) encontraron un incremento en el rango de producción, porcentaje de N en tejido mayor

y alta tolerancia a la sequedad en plantas de *Bouteloua gracilis* a las cuales se les aplicó atrazina.

INTERACCIÓN CON PROPIEDADES FÍSICAS DEL SUELO TEXTURA

Los suelos con alto contenido de arcilla requieren mayor cantidad de herbicida, para obtener un control satisfactorio de las malezas, debido a que parte de la sustancia es adsorbida y no se hace disponible (Pabon, 1990).

Freed (1985) afirma que la adsorción depende de tres procesos fisicoquímicos: calor latente de solución, solubilidad del agua y constantes de ionización. Se dice que entre más baja sea la solubilidad del agua del producto químico, mayor será la cantidad adsorbida. La intensidad de adherencia se calcula con el calor de solución y además la susceptibilidad de la sustancia química a la lixiviación y su persistencia.

Romero (1990) aclara que el herbicida simazina, el cual es de la familia de las triazinas, necesita dosis menores en suelos arenosos y una mayor en suelos arcillosos, ratificando lo expuesto por Pabón. Este mismo autor señala que suelos arenosos con grava son propensos a sobredosis, si no se tiene en cuenta lo anteriormente expuesto.

Weber *et al.* (1993) sostienen que existe una relación muy directa entre la adsorción de atrazina y el tipo de textura. Este herbicida es más adsorbido en suelos de texturas arcillosas que en arenosas.

TEMPERATURA

Al aumentar la temperatura, se incrementa la inestabilidad de las moléculas, disminuyendo la

adsorción (Pabón, 1990). La atrazina encapsulada se volatiliza cuando la temperatura del suelo llega a 15°C, con un rango de pérdida menor al uno por ciento (<1%), aumenta a un 14% cuando la temperatura llega a 35°C (Wienhold *et al.*, 1992). Moyer y Blackhaw (1993) encontraron que al bajar la temperatura del suelo se incrementa la persistencia de la atrazina. Qiao *et al.* (1996) corroboran lo anterior, al encontrar que la atrazina disminuyó más rápido en el suelo a 25°C que a 10°C. Para Willems *et al.* (1996) existe una relación muy directa entre la degradación y la temperatura del suelo. A temperaturas bajas la degradación de la atrazina disminuye.

HUMEDAD DEL SUELO

La humedad o contenido de agua en el suelo, puede no permitir la adsorción de los herbicidas (Pabón, 1990).

Stoeckel *et al.* (1997) al estudiar herbicidas denominados persistentes o difíciles de ser degradados, entre ellos atrazina, encontraron que se degradaban rápidamente al mantener el suelo húmedo. Lo anterior es concluido también por Willems *et al.* (1996). En cuanto al movimiento de la atrazina a través de los macroporos del suelo, Shipitalo y Edwards (1996) encontraron que se transportaba de una manera más grande cuando el suelo estaba seco.

Igualmente Acevedo (1999)¹ concluye que la adsorción de atrazina por los coloides del suelo se ve favorecida por las condiciones de tiempo seco, mientras que las lluvias ocurridas después de la aplicación del herbicida pueden generar el lavado

del compuesto, debido al poco tiempo disponible para la adsorción y por las condiciones óptimas para la solubilización de la atrazina.

FOTODESCOMPOSICIÓN

La luz ultravioleta ejerce una acción de descomposición en las moléculas de varios herbicidas. Dicho proceso se origina al recibir la molécula energía, produciendo excitación de electrones con rotura o formación de enlaces químicos menos estables. Otra manera es que un compuesto intermedio absorbe la energía y la transfiere al herbicida por colisión (García y Fernández-Quintanilla, 1991).

Curran *et al.* (1992), estudiaron el efecto de la luz ultravioleta sobre varios herbicidas, incluida la atrazina. La degradación de atrazina en solución acuosa fue de un 8% después de 48 horas, pero no se presentó fotodescomposición en el suelo.

INTERACCIÓN CON PROPIEDADES QUÍMICAS DEL SUELO MATERIA ORGÁNICA

Las arcillas tienen una menor superficie de contacto que la materia orgánica, por lo cual la capacidad adsorptiva de los coloides orgánicos es mayor (Che *et al.*, 1992). Freed (1985) corrobora lo anterior al afirmar que la materia orgánica adsorbe muchas más sustancias químicas por unidad de peso que los demás constituyentes del suelo. Celis *et al.* (1997), al estudiar la adsorción y desorción de atrazina y simazina, encontraron que estos herbicidas se adsorbían en mayor cantidad en ácidos húmicos que en arcilla como la montmorillonita.

1 Trabajo de Tesis perteneciente al proyecto «Impacto ambiental de la aplicación de herbicidas en suelos de Colombia», financiado por la agencia internacional de Energía atómica (proyecto COL 05/16), el cual hace parte la presente investigación y cuyas realizaciones se ejecutaron con el mismo suelo.

Baskaran *et al.* (1998), al estudiar la concentración de cuatro herbicidas, incluido la atrazina, y utilizando Cromatografía Líquida de Gas (CLG), cromatografía líquida (HPLC) y radiotrazadores, encontró que la presencia de materia orgánica en solución del suelo interfería con la medida de los herbicidas, al generar alta adsorción. Cabe resaltar que los herbicidas del grupo de las triazinas son movilizados y adsorbidos por la materia orgánica, evitando posibles riesgos de contaminación de aguas (Businelli, 1997). Sin embargo, en suelos livianos, un alto contenido de arenas y baja materia orgánica, el riesgo de lixiviación de la atrazina es alta, como sucede en varias localidades de Europa y USA (Fuentes, 2000).

TIPO DE ARCILLA Y CAPACIDAD DE INTERCAMBIO CATIONICO (CIC)

La capacidad de adsorción de herbicidas sigue la relación de intercambio catiónico así: Caolinita 15 meq, Illita 30 meq, Montmorillonita 100 meq, y Vermiculita 150 meq (Pabón, 1990).

Los herbicidas pueden cargarse eléctricamente; unos positivamente siendo fuertemente adsorbidos a los sitios negativos de las partículas de arcilla; otros, negativamente, los cuales no son fuertemente retenidos por las partículas del suelo y pueden lixivarse (Romero, 1990).

Baskaran *et al.* (1998) al analizar la molécula de atrazina determinó que es iónica y se carga positivamente. Aunque en estudios anteriores se determinó que a pH de 5 o mayor del suelo, la molécula no posee carga (García y Fernández-Quintanilla, 1991).

La adsorción es diferente en cada arcilla dependiendo de la cantidad de cargas negativas (Celis *et*

al., 1997). Las arcillas esmectitas tienen alta capacidad de adsorber atrazina, dependiendo de la densidad de carga de su superficie, la naturaleza del catión adsorbido y del pH (Laird, 1996).

Este mismo autor, en una investigación anterior, señala que en condiciones de pH del suelo neutras, la molécula de atrazina es inicialmente adsorbida por esta arcilla (Laird *et al.*, 1992).

Arcillas como caolinita y la presencia de hierro (Fe) y aluminio (Al) inhiben la adsorción y transporte de la atrazina. Mientras que coloides con pH mas alto al de caolinita, al igual que CIC mayor, como área de superficie más grande, presentan mayor afinidad de adsorción por atrazina (Seta y Karathanasis, 1997).

Moreau-Kervevan y Mouvet (1998) estudiaron la conducta de atrazina, de etilatrastina e hidroxiatrazina en contacto con óxidos férricos, arcillas y ácidos húmicos, encontraron que la adsorción aumentó en el orden de: óxidos férricos las arcillas al ácido húmico.

Senesi (1992) investigó las relaciones de las sustancias húmicas con hierro (Fe), cobre (Cu), y manganeso (Mn). Encontró que los herbicidas interactuaban a manera de intercambio con dichos elementos, utilizando sustancias húmicas como coloides.

García y Fernández-Quintanilla (1991) afirman que las moléculas de herbicidas sin cargas, tales como triazinas a pH iguales o mayores que 5, se adsorben a los coloides al parecer por enlaces débiles del tipo de las fuerzas de «Wan der Waals», enlaces de hidrógeno, complejos coordinados con cationes polivalentes y complejos asociados con moléculas de agua.

pH

Celis *et al.* (1997) observaron que la adsorción de atrazina y simazina aumentaba cuando se incrementaba la acidez en montmorillonita; encontraron también, que la materia orgánica ácida adsorbía mucha más atrazina.

Sin embargo, Clay *et al.* (1994) y posteriormente Lui *et al.* (1995) al analizar el impacto de fertilizantes amoniacales, como anhídrido de amonio, agua amoniacal y urea; observaron como se disminuía el pH del suelo entre 2,5 y 3,5 unidades. A la vez, se redujo la adsorción de atrazina. Más tarde se verificó que los fertilizantes amoniacales incrementaron la atrazina en la solución del suelo, aumentando su lixiviación (Clay *et al.*, 1996).

En general, las triazinas y otros herbicidas básicos están en su mayoría cargados positivamente a pH bajos, y ligados a los coloides bajo estas condiciones (García y Fernández-Quintanilla, 1991).

MATERIALES Y MÉTODOS LOCALIZACIÓN

La muestra de suelo para establecer el ensayo fue obtenida de una parcela que no había sido nunca tratada con atrazina anexa a la sede de Usuarios del Distrito de Riego del río Saldaña (USOSALDAÑA), ubicado en el municipio de Saldaña, Tolima, a una altura de 310 m.s.n.m. con temperatura promedio de 27°C, y humedad relativa del 70%².

SUELO

El suelo se tomó en distintos sitios ubicados equidistantemente dentro de la parcela; a una profundidad de 0-20 cm. Las muestras se empacaron

en costales de polietileno y llevadas al invernadero de vidrio anexo a la Facultad de Agronomía. Posteriormente se uniformizó el suelo, tamisándolo en una malla de 2 milímetros (mm) de diámetro. Luego se mezcló y se tomó una muestra para su análisis químico, el cual es indicado en la Tabla 2.

Taxonómicamente el suelo del cual se extrajo la muestra, fue clasificado como Ustropet Fluvaquent.

TABLA 2. ANÁLISIS DE SUELO.

PARÁMETRO	UNIDADES
pH	5.6
A	31.28 %
Ar	20.36 %
L	48.36 %
Textura	Franco
C.E.	0.80 ds/m
C.O.	0.99 %
C.I.C.	18.6 meq/100
Ca	10.5 meq/100
Mg	4.5 meq/100
K	0.75 meq/100
Na	0.95 meq/100
BT	14.7 meq/100
SB	88.80 %
Al	0.0 meq/100
Mn	32 ppm
Fe	200 ppm
Zn	3 ppm
B	0.3 ppm
Cu	6 ppm
P	86 ppm
N-NO ₃	43.08
N-NH ₄	3.37

² Datos climatológicos tomados de promedios acumulados de 10 años, IDEAM.

PLANTA

Se utilizó maíz, variedad Caribe, siendo una de las más comunes para las zonas productoras del Tolima y Costa Atlántica.

La semilla Caribe V-108, indica según características de las cifras numéricas: 1, para clima caliente, de 0 a 600 m.s.n.m.; 08, color del grano amarillo (Quevedo, 1992).

DISEÑO EXPERIMENTAL Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se estableció un experimento bajo un diseño completamente aleatorizado para evaluar el efecto de cinco tratamientos en cuatro repeticiones. Los resultados se sometieron al análisis de varianza.

Se partió de la hipótesis nula según la cual, la diferencia de promedios entre grupos en comparación, se puede explicar por variaciones muestrales, en dos poblaciones con una media común. La hipótesis alterna es que existe diferencia entre las medias poblacionales. Como criterio de decisión, se utilizó la prueba F al 5% de significancia. Adicionalmente, se aplicó la prueba de Tukey al mismo nivel de significancia para la separación de medias de tratamientos.

Para el caso de la población microbiana del suelo, se hicieron tres evaluaciones en el tiempo sobre los mismos materos bajo el diseño completamente aleatorizado. Por lo tanto, el análisis se hizo simplificadamente como parcelas divididas en el tiempo.

UNIDAD EXPERIMENTAL

La unidad experimental estuvo constituida por un matero, con su correspondiente planta de maíz sembrada en el centro del mismo. Igualmente, cada

unidad experimental o matero constó de dos frascos de vidrio con volumen de 210 cc y peso de 290,4 g, que llevan en su interior cada uno, un frasco de vidrio con capacidad volumétrica de 10 cc y peso 17 g. Los anteriores frascos se utilizaron para la cuantificación del metabolismo del suelo.

TRATAMIENTOS

El estudio se incluyó en cinco (5) tratamientos que son los siguientes:

- T1: Suelo no esterilizado, sin atrazina y sustrato (testigo uno).
- T2: Suelo esterilizado, sin atrazina y sustrato (testigo dos).
- T3: Suelo con sustrato, sin atrazina y no esterilizado.
- T4: Suelo con atrazina, sin sustrato y no esterilizado.
- T5: Suelo con atrazina y sustrato, sin esterilizar.

El sustrato que se utilizó fue bagazo de maíz, en cantidades de 50 g por matero. Se decidió colocar esta cantidad, ya que al hacer un muestreo en campo de 20 sitios escogidos al azar donde se incorpora al suelo el mencionado bagazo, el promedio se acercaba a este valor. Teniendo en cuenta lo anterior, se molió y fue mezclado con el suelo. Se aclara que los sitios del muestreo fueron muy similares al volumen de cada matero.

La atrazina se aplicó sobre la superficie del suelo de los materos en cantidades equivalentes a 1.5 Kg de ingrediente activo (ia) por hectárea (Ha), la cual está en el rango de la dosis comercial utilizada corrientemente.

METODOLOGÍA

Se realizó un análisis fisicoquímico preliminar del suelo (Tabla 2).

Posteriormente, se hicieron para cada uno de los tratamientos, análisis del metabolismo del suelo a los 10, 22, 30, 45 y 60 días. Un último análisis de suelo, para cada tratamiento se efectuó terminada la investigación.

Igualmente se hizo un registro diario de condiciones climáticas de temperatura y humedad relativa dentro del invernadero, así como seguimiento diario de temperatura de suelo para cada matero o unidad experimental.

Todo lo anterior será explicado con mayor profundidad en los parámetros de medición.

SITIOS DE EVALUACIÓN

Las unidades experimentales o frascos, fueron marcados de acuerdo con las características de cada tratamiento y repetición.

PARÁMETROS DE MEDICIÓN Y DETERMINACIONES INVERNADERO

Se hicieron dos clases de medición: temperatura y humedad relativa. La humedad relativa fue medida con instrumentación analítica electrónica, (marca Termo-Higro &), el cual fue colocado en el centro de las unidades experimentales. El anterior no solo generaba datos instantáneos de humedad relativa, sino también da valores de temperatura. Ambos parámetros son registrados con sus correspondientes valores numéricos de máxima y mínima instantánea.

Igualmente se tomaron registros diarios de temperatura acumulada, con sus respectivos valores de máxima y mínima. La instrumentación que se uso,

fue un termómetro de mercurio el cual tiene la ventaja de almacenar los mencionados registros desde que se hace la última lectura hasta la siguiente.

Se tomó la decisión de hacer las anteriores mediciones, ya que aunque el invernadero presenta condiciones controladas semejantes a las de Saldaña (25°C y humedad relativa del 0%), es importante tener registros paralelos para una mayor precisión y control de las condiciones climáticas que interactuaron en la investigación.

Otra medición que se efectuó fue el registro de temperaturas edáficas para cada matero o unidad experimental. El objetivo de lo anterior era el de determinar si hubo diferencias entre tratamientos. Se utilizó termómetro con bulbo para suelo, el cual se introducía en cada matero, por espacio de 2 minutos, tiempo en el cual la medición se estabiliza. Igual que las lecturas de temperatura ambiente, las mediciones de temperatura edáfica se tomaron en iguales periodos de tiempo de dos horas y en el mismo horario.

LABORATORIO

Se desarrollaron varias clases de mediciones. Una a nivel microbiológico, realizadas en el laboratorio de malherbología y microbiología. La obtención del metabolismo del suelo y variables fisiológicas, en los laboratorios de física de suelos y fisiología vegetal respectivamente. Todo lo anterior se ejecutó en la Facultad de Agronomía, de la Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá D.C.

Los análisis fisicoquímicos de suelo, así como químicos de tejido radical, se realizaron en el laboratorio de suelos, del Instituto Geográfico Agustín Codazzi (IGAC), ubicado en la misma ciudad.

MICROBIOLÓGICOS MEDIOS SÓLIDOS Y ORGANISMOS A EVALUAR

Se utilizaron cuatro tipos de medios sólidos (Tabla 3):

TABLA 3. MEDIOS SÓLIDOS.

ORGANISMO	MEDIO
Hongos	Agar saboraud
Actinomicetos	Zapek
Bacterias	Agar nutritivo
Bacterias solubilizadoras de Fósforo	Agar pikokskaya

La forma de evaluación se efectuó mediante conteo de placa. Las bacterias fueron identificadas por medio de tinción de Gram y sus colonias. Se presenta la manera de identificación de los distintos hongos encontrados.

MEDIOS LÍQUIDOS Y ORGANISMOS A EVALUAR

Se emplearon cinco clases de medios líquidos (Tabla 4):

TABLA 4: MEDIOS LÍQUIDOS Y ORGANISMOS A EVALUAR.

ORGANISMOS	MEDIO	INDICADOR
Bacterias nitrificantes (Nitrosomas-Nitrobacter)	Medio específico	Griess Ilosvay
Bacterias amonificantes	Medio específico	Nessler
Bacterias desnitrificantes	Medio específico	
Algas	Bristol	

La metodología de evaluación fue la del número más probable tanto para los medios sólidos como líquidos, se hizo uso de incubadora específica para material microbiológico. La evaluación de hongos micorrizicos, se desarrolló a los 60 días, finalizado el estudio.

PROCESAMIENTO DE LA MUESTRA DE SUELO

En los distintos muestreos de suelo que se efectuaron (Inicio, 30, 45 y 60 días), se tomaron muestras aproximadamente a 8 cm de distancia del tallo de la planta, en cantidades de 10 g de suelo por matero o unidad experimental. Se utilizó una espátula, ésta

se introducía hasta 5 y 10 cm de profundidad. Una vez tomada la muestra, la espátula era desinfectada con hipoclorito, luego lavada con agua deionizada, y posteriormente secada con toalla desechable. El objetivo de lo anterior, era el de no mezclar el suelo entre tratamientos.

ESTUDIO DEL SUELO CERCANO A LA RIZOSFERA

Al cabo de 60 días, se procedió a retirar las raíces de cada matero, y se separó cuidadosamente el suelo que estaba cercano a estas. Dicha proximidad comprendía entre 0,5 y 1 centímetro (cm). De

cada raíz se logró extraer de entre 10 a 15 g de suelo. Se aclara que el suelo extraído en su gran mayoría es cercano a la rizosfera y no propiamente de la rizosfera en sí ya que esta se define como: «el suelo influido de forma inmediata por las raíces de las plantas», según concepto aplicado por Burges y Raw (1971). Se tomó la anterior decisión para poder extraer una cantidad de suelo por raíz suficiente para lograr hacer diluciones por cada grupo de microorganismos.

Los únicos organismos que no fueron evaluados en laboratorio fueron las algas, estas se analizaron en el mismo invernadero. Lo anterior se debió a que en este lugar existe un mayor espacio, y mejores condiciones de luz, las cuales facilitaron esta parte de la investigación.

METABOLISMO DEL SUELO

Como se explicó anteriormente en la mineralización y actividad microbial, la evolución del CO_2 en el sistema suelo se utiliza para determinar indirectamente el índice de actividad microbial.

La metodología que se llevó a cabo, en la presente investigación, es una modificación de la descrita por Campos (1997).

Su diferencia radica en que la medición del metabolismo aeróbico del suelo se hizo directamente sobre las unidades experimentales o materos y no comúnmente se realiza en la que se toma suelo y se lleva a laboratorio para determinar el mencionado metabolismo.

Cada matero contenía desde el inicio del estudio dos frascos de vidrio con volumen de 210 cc, los cuales estaban colocados «boca-abajo» y en donde cada uno contenía en su interior un frasco de vidrio con capacidad volumétrica de 10 cc.

Los frascos de vidrio con capacidad volumétrica conocida de 10 cc, se les añadían 10 ml de solución 1 normal (1 N) de hidróxido de sodio (NaOH), junto con una tira de papel filtro.

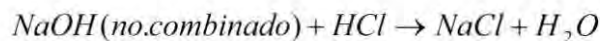
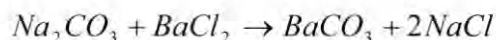
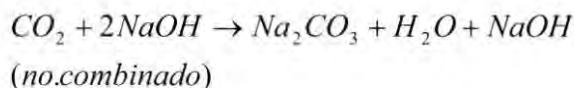
Para incubar los frascos de vidrio dentro de las unidades experimentales se cubrían con los de volumen de 210 cc, teniendo la precaución de enterrar estos últimos «2 cm» con el fin de prevenir la no salida y entrada de CO_2 , lo cual afectaría el resultado final.

La determinación de CO_2 se ejecutó a los 10, 22, 30, 45 y 60 días, después de haberse iniciado la investigación. Una vez concluido cada uno de los anteriores tiempos, se vaciaron los contenidos de los frascos de 10 cc (NaOH) en un matraz erlenmeyers de 125 ml agregando el papel de filtro. Luego se tituló con solución de HCl 0,1 N colocado en una bureta, utilizando tres gotas de fenolftaleína como indicador.

Antes de la titulación se añaden 2 ml de cloruro de bario ($BaCl_2$) para precipitar el carbonato. Posteriormente se colocó otra alícuota de 10 ml de solución de NaOH 1N en el frasco de 10 cc para continuar incubando las muestras.

El CO_2 formado en cada unidad experimental es absorbido por el NaOH con formación de $NaCO_3$. El NaOH no combinado se titula con la solución de HCl 0,1N.

Las reacciones químicas que suceden son:



Se aclara además que para la investigación, se hizo titulaciones testigo de los 10 ml de frascos sin suelo para cada tratamiento, los cuales dieron el valor de referencia para el cálculo de CO₂ al cual se le restaran los mililitros gastados de NaOH en las otras muestras. Los anteriores valores fueron promediados para obtener un solo valor de titulación testigo, para aplicarlos a todos los tratamientos.

Para el cálculo se tomó el volumen gastado de HCl en la titulación de NaOH 1N (testigo) menos el volumen gastado de HCl para titular el NaOH residual, lo cual da un volumen de NaOH convertido Na₂CO₃.

El anterior volumen de NaOH convertido a Na₂CO₃ se multiplica por la normalidad del ácido y por 22, para obtener los miligramos de CO₂ miligramos (mg).

ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICO DEL SUELO Y ANÁLISIS DE TEJIDO RADICAL

Los métodos utilizados en el laboratorio de suelos, de la Facultad de Agronomía y del IGAC, los cuales se aplicaron a las muestras de suelo iniciales y para cada tratamiento al final del experimento son presentados en las Tablas 5 y 6. Se efectuó análisis de tejido radical de cada uno de los tratamientos para determinar posibles relaciones con niveles de U.F.C./g de suelo obtenidos cerca al suelo rizosférico como a los niveles de CO₂ encontrados.

TABLA 5. MÉTODOS PARA DETERMINACIONES FÍSICOQUÍMICAS EN EL SUELO.

PARÁMETRO	MÉTODO
Textura	Bouyoucos
Conductividad eléctrica	Extracto de Saturación
Carbón Orgánico	Walkley black
Fósforo disponible	Bray II
CIC y Bases	Acetato de Amonio normal y neutro
Elementos menores	Extracción con DTPA
Boro disponible	Agua caliente
Azufre extractable	Ca(HPO ₄) ₂ 0.008 Molar (M)
Nitrógeno total	Kjeldahl
NO ₃ y NH ₄	CIK 2 Normal (N)

FERTILIZACIÓN

El análisis fisicoquímico, muestra el porcentaje de carbón orgánico (% CO); al hacer la conversión a nitrógeno total (NT) y materia orgánica (MO) en porcentaje, da un valor de NT: 0,085 % y de MO: 1,706 %. Los mencionados valores presentan niveles deficientes (IGAC, 1995 y Chapman, 1980). Siguiendo la recomendación dada en la Tabla 2, se aplicó 70 Kg de nitrógeno por hectárea, en forma de nitrato de amonio en cantidades de 1,05 g por matero. La aplicación se realizó ocho días antes de

TABLA 6. MÉTODOS PARA ANÁLISIS QUÍMICO DE TEJIDO VEGETAL.

PARÁMETRO	MÉTODO
Nitrógeno Total	Biodigestión destilado y titulación
Fósforo	Vanadato de Amonio
Boro	Azomectina
Zn, Fe, Cu, Mn, K, Ca y Mg	Espectrofotometría de absorción atómica

la siembra y se escogió al nitrato de amonio por tener alta solubilidad y facilidad de aplicación.

Se adicionó por matero trazas de cloruro de calcio, durante el riego de las dos primeras semanas, con el objetivo de evitar la compactación del suelo (Montenegro y Malagón, 1990) y agregarlo (Primavesi, 1983), ya que presentó problemas en su estructura. Debido a lo anterior, el fósforo se fijó con el calcio, precipitándose y formando estados no disponibles para la planta (Tisdale, 1993). El síntoma observable a los 20 días, fue el de coloración morada en el follaje, típico de deficiencia de fósforo. Se tomó entonces la decisión de aplicar ácido fosfórico en dosis de 20,42 cc por hectárea,

fraccionada durante dos semanas siguientes, para controlar la mencionada deficiencia.

DISCUSIÓN DE RESULTADOS VARIABLES BIOLÓGICAS

Población microbial total: en la Tabla 7 se reportan los resultados totales de unidades formadoras de colonia por gramo de suelo (U.F.C./g de suelo), estudiadas al inicio de la presente investigación (algas, bacterias en general, bacterias nitrosomas, bacterias nitrobacter, bacterias solubilizadoras de fósforo, bacterias desnitrificantes, bacterias amonificantes, hongos y actinomicetos).

TABLA 7. TOTAL DE UNIDADES FORMADORAS DE COLONIA POR GRAMO DE SUELO (U.F.C./g) INICIALES.³

TIEMPO	INICIO				
Repetición	R1	R2	R3	R4	Promedio
Suelo inicial	7,39E+05	7,50E+05	4,98E+05	6,53E+05	6,60E+05

Se observa que el número de unidades formadoras de colonia por gramo de suelo promedio de cuatro repeticiones fue de 659968,75.

En el Gráfico 1 aparecen los resultados del total de U.F.C./g de suelo estudiadas y mencionadas anteriormente a los 30, 45 y 60 días por tratamiento, en muestras tomadas a cm de distancia del tallo. Igual que en el cuadro 9 se obtuvo un resultado final, el cual es el promedio de las cuatro repeticiones planeadas en el diseño de la investigación.

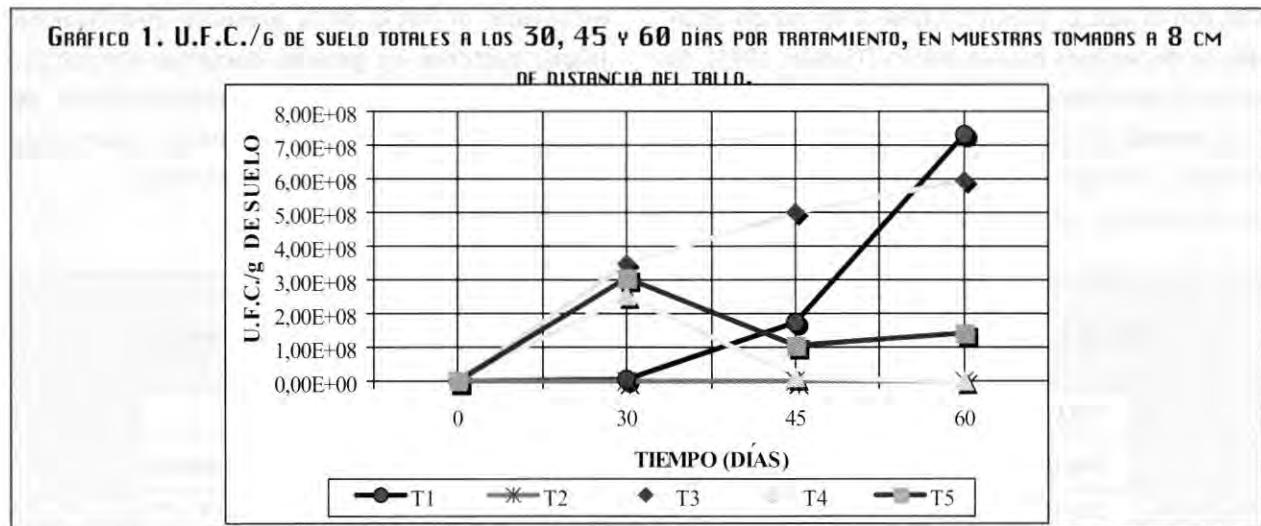
En el Gráfico 1 se observa como los tratamientos T3 (suelo con sustrato, sin atrazina y no esteriliza-

do), T4 (suelo con atrazina, sin sustrato y no esterilizado) y T5 (suelo con atrazina y sustrato, sin esterilizar) a los 30 días presentan un crecimiento alto de U.F.C./g de suelo comparado con el inicial presentado en la Tabla 7. Lo anterior se explica por Ingraham (1998) al afirmar que la celulosa (componente mayoritario de la pared célula vegetal) es el compuesto orgánico al cual los microorganismos lo utilizan como sustrato para su crecimiento; entendiéndose, no al incremento en tamaño de una célula individual, sino por el contrario, al crecimiento de una población (para la presente investigación, se recuerda que el sustrato utilizado fue bagazo de maíz). Igualmente, en el tratamiento con atrazina

³ Los valores mostrados en los cuadros de datos están expresados en exponencial en base 10, es decir si 5,66E+06 es igual a nombrar 5,66 x 10.

(T4) pudo ocurrir el fenómeno descrito por García y Fernández-Quintanilla (1991), denominado adaptativo, donde la población de microorganismos aumenta al degradar la molécula del herbicida ocurriendo una «fase inicial» desde el tiempo que transcurre entre la inducción enzimática y la proliferación de la población microbiana (enriquecimiento del suelo). Pero según estos mismos autores las moléculas del herbicida atrazina no constituyen una

fuente importante de alimento para los microorganismos. Sin embargo, hay que tener en cuenta que en investigaciones posteriores como las de Yanze-Kontchou y Gschwind (1995); Radosevich *et al.* (1995); Gan *et al.* (1996) entre otros, señalan a una notable variedad de bacterias y hongos como degradadores de atrazina.



Al analizar los tratamientos T3, T4 y T5; se observa a los 45 días y 60 días, que el tratamiento T4 disminuye drásticamente sus U.F.C./g de suelo e igualmente T5 pero no en la misma proporción coincidiendo con la vida media de la atrazina que para el suelo del estudio se calculó en 55 días. En cambio, el tratamiento T3 siguió aumentando el número de U.F.C./g de suelo.

En cuanto al tratamiento T1 (suelo no esterilizado, sin atrazina y sustrato) a los 30 días su número de U.F.C./g de suelo no es tan alto como en los tratamientos T3, T4 y T5. Sin embargo, alcanza valores crecientes y superiores a los 45 y 60 días. Además, este tratamiento se caracteriza por presentar el nivel más superior entre los tratamientos de U.F.C./g de suelo (60 días).

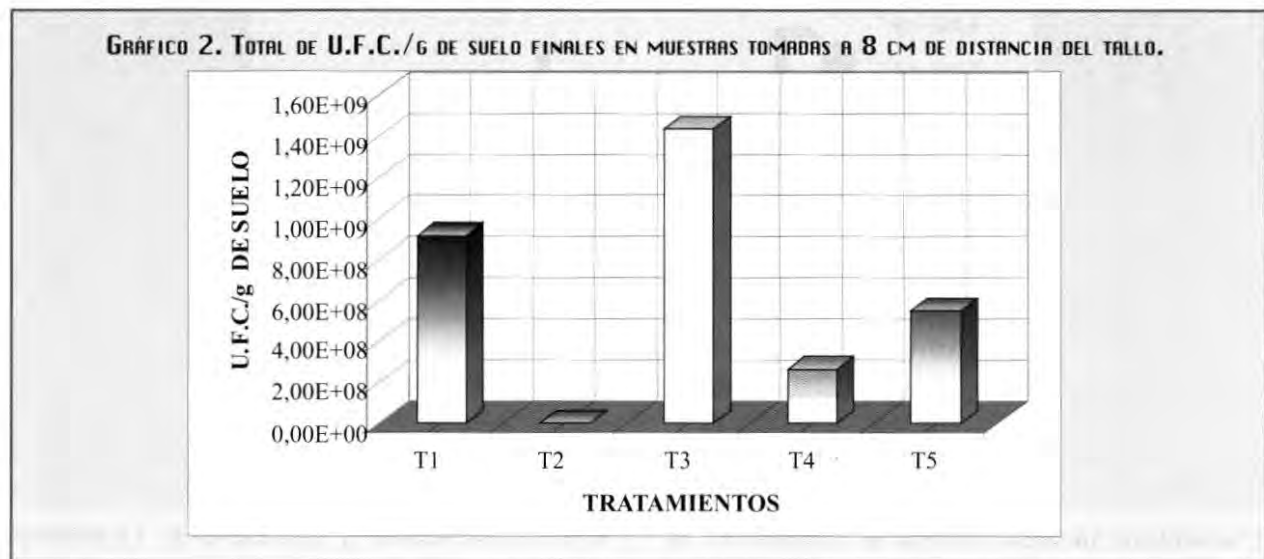
Lo anterior se explica en que T4 y T5 poseen en su constitución atrazina (T4) y atrazina más sustrato (T5) las cuales afectan las cantidades de U.F.C./g de suelo de las algas. Al limitar el crecimiento de este grupo de microorganismos, directamente está influyendo en la sumatoria de U.F.C./g de suelo totales, indicadas en el Gráfico 1. Igualmente se encontró un efecto similar de la atrazina en bacterias nitrosomonas, nitrobacter, amonificantes, desnitrificantes y algas, los cuales se tratarán con más detalle en el desarrollo del presente artículo.

La razón por la cual a los 30 días el tratamiento T1 no haya tenido niveles tan altos como los tratamientos T3, T4 y T5, es que estos contenían, además del suelo, sustrato y atrazina que actuaron como estímulo a la población de microorganismos a producir enzimas para su descomposición. En general, se produce una inducción enzimática y aumento de la población (modelo adaptativo según García y Fernández-Quintanilla, 1991).

El tratamiento T2 (suelo esterilizado, sin atrazina y sustrato) presenta en el Gráfico 1, niveles de U.F.C./g de suelo inferiores a los presentados en la Tabla 7 o iniciales. Se observa además, como aumentan a través del tiempo las mencionadas U.F.C./g de suelo. Lo anterior puede ser explicado al quedar después de la esterilización microorganismos o estructuras con viabilidad para crecer y desarrollarse.

El Gráfico 2 indica los resultados del total de U.F.C./g de suelo que aparecieron durante el transcurso de la investigación. Los valores se obtienen de sumar el número de esporas a los 30, 45 y 60 días.

Comparando el Gráfico 2 con el análisis estadístico, se observa como los tratamientos T1 (suelo no esterilizado, sin atrazina y sustrato), T4 (suelo con atrazina, sin sustrato y no esterilizado) y T5 (suelo con atrazina y sustrato, sin esterilizar) al aplicar la prueba de Tukey no son significativamente diferentes en cuanto al número de U.F.C./g de suelo encontradas teniendo en cuenta el total de las mismas. Igualmente se presentan diferencias significativas en los tratamientos T3 (suelo con sustrato, sin atrazina y no esterilizado) y T2 (suelo esterilizado, sin atrazina y sustrato) con respecto a los demás tratamientos.



Lo anterior indica que el sustrato se asocia con un mayor número de U.F.C./g de suelo, mientras que los tratamientos T4, T5 y T1 son muy similares en cuanto a ese número de U.F.C./g de suelo. Dicha similitud, excepto T1, es dada por la acción de la atrazina la cual disminuye el número de U.F.C./g de suelo. Esta disminución se atenúa con la aplicación de atrazina con sustrato (T5).

Lo anterior está verificado al encontrarse efectos altamente significativos (1%) en los tratamientos, la atrazina, el sustrato, la esterilización versus demás tratamientos y el efecto de la evaluación por tratamiento.

Se resalta el hecho de no hallarse efectos significativos que corroboren la interacción atrazina por sustrato y la evaluación.

POBLACIÓN MICROBIAL TOTAL EN SUELO CERCANO A LA RIZOSFERA

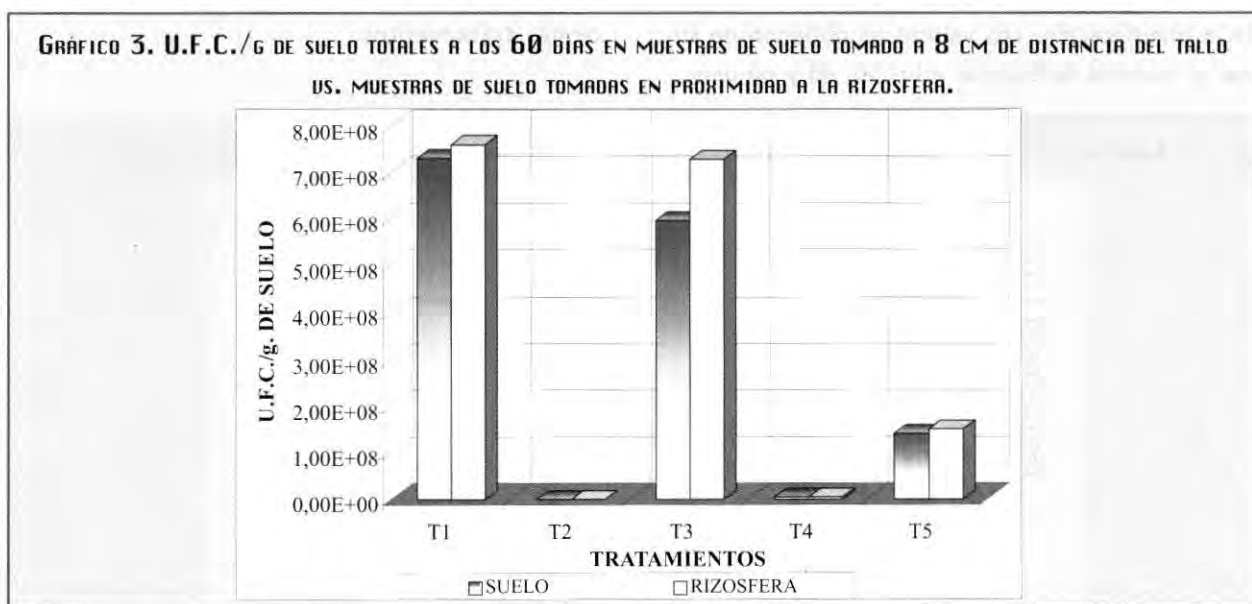
El Gráfico 3 presenta los resultados de los totales de U.F.C./g de suelo a los 60 días en muestras tomadas a 8 cm de distancia del tallo comparados con los que se obtuvieron en suelo muy cercano a la rizosfera. En estos se observa claramente como en la mayoría de los tratamientos, excepto T2 (suelo esterilizado, sin atrazina y sustrato) el número de

U.F.C./g de suelo totales fue mayor en el suelo cercano a la rizosfera. Cabe recordar que estas muestras fueron tomadas entre 0,5 centímetros (cm) y 1 cm de distancia a la raíz, caracterizándose además por ser el suelo adherido a ella, mientras que el otro suelo se tomó a 8 cm de distancia del tallo (ver: procesamiento de la muestra de suelo y estudio del suelo cercano a la rizosfera).

En términos generales, existe una mayor cantidad de microorganismos en la rizosfera, lo anterior es

ratificado por Zablutowicz *et al.* (1994), Crowley *et al.* (1997) y otros.

El tratamiento T2 presentó valores entre tratamientos de U.F.C./g de suelo totales menores en el suelo cercano a la rizosfera que el suelo circundante a la planta, lo anterior pudo ser debido a lo explicado por Burges y Raw (1971) donde la raíz exuda sustancias que pueden inhibir la población microbial como también incentivarla.



El análisis de varianza y prueba de comparación de Tukey, donde existen diferencias significativas que permiten explicar el por que los tratamientos T1 (suelo no esterilizado, sin atrazina y sustrato) no son significativamente diferente a T3 (suelo con sustrato, sin atrazina y no esterilizado); igualmente T5 (suelo con atrazina y sustrato, sin esterilizar) tampoco es significativamente diferente a T4 (suelo con atrazina, sin sustrato y no esterilizado). De la misma manera se explica estadísticamente como el tratamiento T2 (suelo esterilizado, sin atrazina y sustrato) si es significativamente diferente a todos los demás.

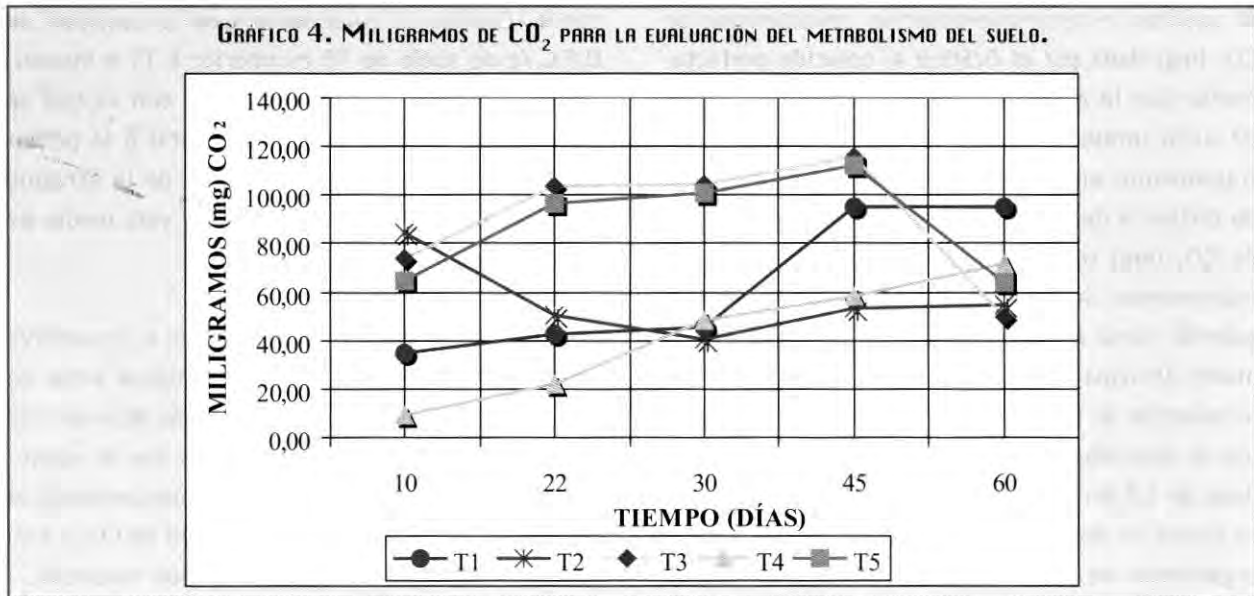
El análisis estadístico señala además de no hallarse efectos significativos que expliquen la interacción

atrazina por sustrato y sustrato en sí. Lo anterior es observable aunque no corroborable estadísticamente.

Existen efectos altamente significativos (1%) como el de los tratamientos, la atrazina y la esterilización vs. demás tratamientos, lo cual sí convalida los resultados ya comentados.

METABOLISMO DEL SUELO

El Gráfico 4 señala las cantidades de CO₂ mg, para las evaluaciones hechas a los 10, 22, 30, 45 y 60 días.



Al observar los datos en el Gráfico 4, se aprecia como a los 10 días de hecha la primera evaluación de obtención CO₂ en mg, el mayor valor se da en el tratamiento T2 (suelo estéril, sin atrazina y sustrato) seguido muy de cerca de T3 (suelo con sustrato, sin atrazina y no esterilizado), en tercer lugar T5 (suelo con atrazina y sustrato, sin esterilizar), luego T1 (suelo no esterilizado, sin atrazina y sustrato), y en último lugar T4 (suelo con atrazina, sin sustrato y no esterilizado).

Al ser T4 el último valor de CO₂ (mg), se entendería como un efecto detrimental de la atrazina sobre las poblaciones de microorganismos. No obstante, el tratamiento que contiene sustrato (T3), tiene un efecto benéfico para los microorganismos y en sí, al metabolismo del suelo; al igual que la mezcla de atrazina con sustrato dada en el tratamiento T5.

A los 22 días, se hizo una segunda evaluación donde todos los tratamientos aumentan sus valores de CO₂ (mg), a excepción de T2 que lo ha reducido. En esta segunda evaluación, los más altos valores lo encabezan en su orden T3 y T5, tratamientos que contienen sustrato y sustrato más atrazina respec-

tivamente. Se resalta el hecho que de nuevo se ve el efecto benéfico de mezclar atrazina con sustrato dado en el tratamiento T5. Lo anterior es lógico ya que según lo afirmado por Campos (1997), los organismos heterótrofos al intervenir en secuencias degradativas del sustrato, generan procesos bioquímicos que llevan hacia la mineralización. De esta manera estos organismos asimilan los diferentes compuestos intermedios a través de sus capacidades fisiológicas a su citoplasma, dando como resultado procesos de inmovilización que están ligados a su metabolismo energético, donde el dióxido de carbono (CO₂) es uno de sus productos finales. De esta forma, los tratamientos T3 y T5 generan los más altos valores de CO₂ (mg).

En tercer orden el tratamiento T2 Gráfico como el valor más alto de CO₂ (mg), pero con la observación ya comentada de que este tratamiento empieza a reducir su contenido de CO₂ (mg). Luego sigue en orden T1 y T4 en último lugar ratificando daño detrimental de la atrazina sobre poblaciones de microorganismos, como ya se ha discutido en variables biológicas.

Al analizar la tercera evaluación de obtención de CO_2 (mg) dada por el Gráfico 4, coincide perfectamente con lo observado en el Gráfico 1 (U.F.C./g de suelo totales a los 30, 45, 60 días y totales por tratamiento, en muestras de suelo tomadas a 8 cm de distancia del tallo). Donde los más altos valores de CO_2 (mg) se dan en los tratamientos T3 y T5 nuevamente, seguido de T4, T1 y T2. Se observa además como el tratamiento que contiene únicamente atrazina, T4 aparece en tercer orden de valor superior de CO_2 (mg), lo cual indicaría que hacia los 30 días después de ser aplicada la atrazina en dosis de 1,5 K de i.a./Ha ejerce una acción en cierta forma no detrimental y benéfica ya que ciertos organismos de la población total asimilan a este compuesto, corroborando lo sustentado por Yan Ze-Kontchou y Gschwind *et al.* (1995), donde la atrazina es degradada por microorganismos como *Pseudomonas sp.*

No sobra comentar nuevamente el efecto benéfico mostrado por el sustrato y la mezcla sustrato más atrazina dados en los tratamientos T3 y T5 al aumentar sus niveles de CO_2 (mg).

La cuarta evaluación se hizo hacia los 45 días, donde los valores más altos de CO_2 (mg) se siguieron dando en T3 y T5. Al comparar el Gráfico 4 con el Gráfico 1 casi coinciden, diferenciándose en que el mayor valor de U.F.C./g de suelo se da en el orden de T3, T1, T5, T4 y T2. Se observa además como el tratamiento T1 aumenta su producción de CO_2 (mg) superando a T4.

Hacia los 60 días se hizo la quinta evaluación, resaltándose el hecho que se siguen manteniendo los más altos valores de CO_2 (mg) en los tratamientos que poseen sustrato T3 y sustrato más atrazina T5 corroborando lo ya discutido del efecto mismo del sustrato que aumenta el metabolismo del suelo con un valor superior o mayor de CO_2 (mg). Sin embargo, al comparar a los 60 días el Gráfico 1,

con el Gráfico 4, se observa que la cantidad de U.F.C./g de suelo de T5 es inferior a T1 e incluso, T3 es inferior a este tratamiento, con lo que se deduce que existe efecto detrimental a la población de microorganismos por parte de la atrazina hacia los 60 días y muy cerca de la vida media de este herbicida (55 días).

Al analizar el Gráfico 2 con el Gráfico 4, se observa como el tratamiento T3 posee el mayor valor de CO_2 producido coincidiendo con el más alto valor de U.F.C./g de suelo. Lo anterior indica que al mantener en el suelo sustrato, los microorganismos al degradarlo producirán mayor cantidad de CO_2 y a su vez, un más alto número de población microbial.

También se aprecia al comparar el Gráfico 2 con el 4, cómo al mezclar atrazina con sustrato (T5) se inhibe el efecto detrimental de la atrazina. Obsérvese como el tratamiento con solo atrazina (T4) ocupa casi el último lugar en U.F.C./g de suelo total y a su vez el menor valor de CO_2 producido.

El análisis de varianza y prueba de Tukey donde los tratamientos T3 y T5 no son significativamente diferentes entre sí, pero sí a los tratamientos T1, T2 y T4. Lo anterior corrobora el por qué los tratamientos con solo sustrato T3 y sustrato más atrazina (T5) se comportaron similarmente. Además, se ratifica el efecto favorable del sustrato en el crecimiento de las poblaciones microbiales como la atenuación de la acción detrimental causada por la atrazina cuando ésta se mezcla con el sustrato.

Se indican efectos altamente significativos (1%) al analizar los tratamientos, el sustrato, las evaluaciones, y la interacción evaluación por tratamiento corroborando estadísticamente estos factores. Igualmente se observa efecto significativo (5%) al analizar la interacción esterilidad versus los demás tratamientos. Sin embargo, no hay efectos significativos al analizar la atrazina y la interacción

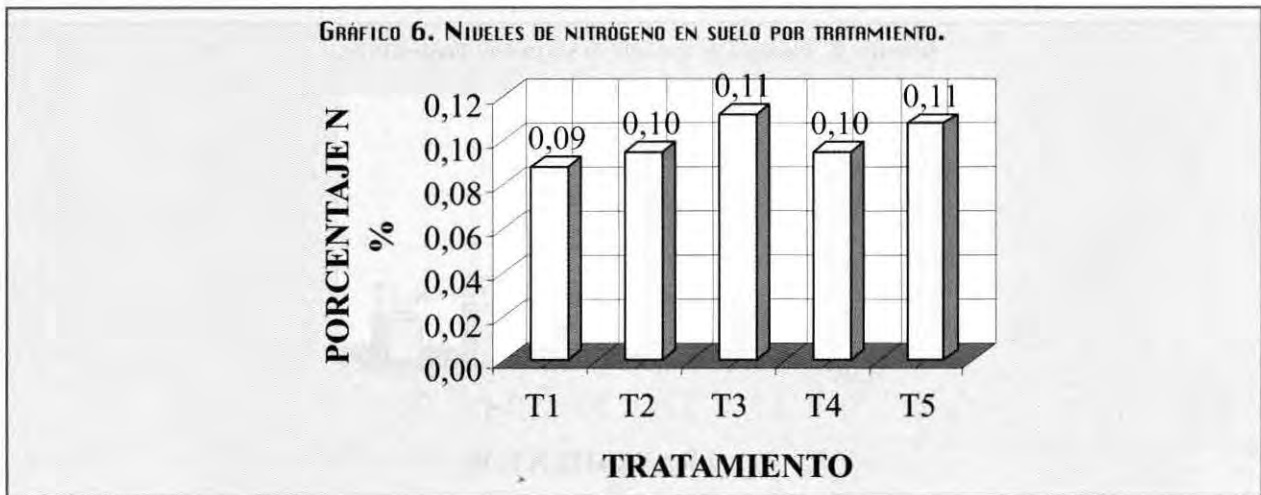
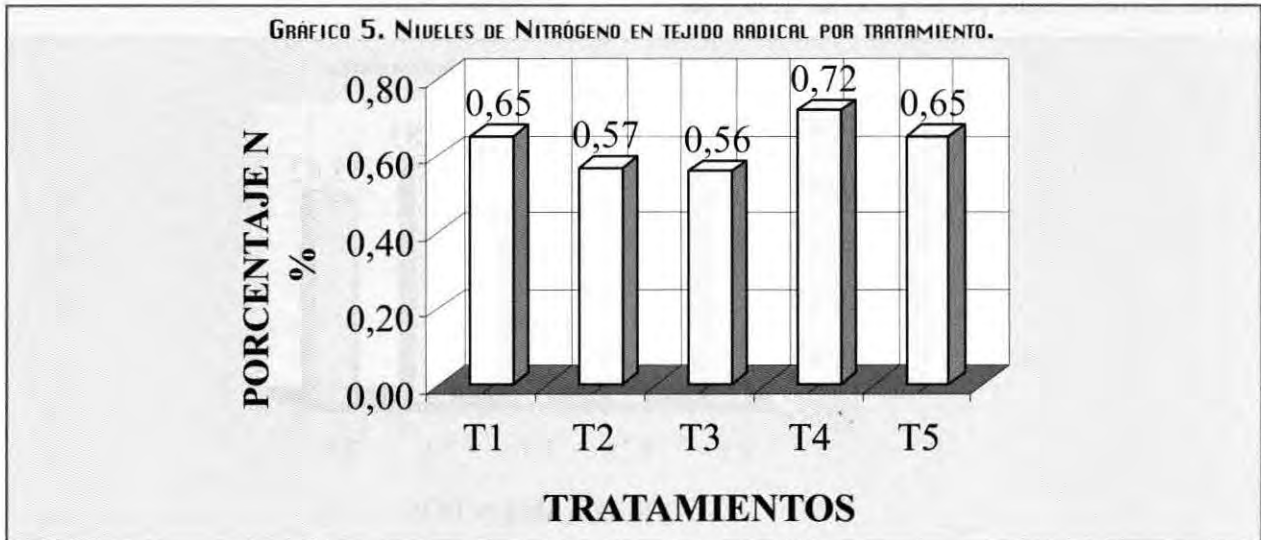
atrazina por sustrato, con lo cual no son corroborables estadísticamente los mencionados factores.

VARIABLES QUÍMICAS NITRÓGENO (N)

El Gráfico 5 muestra que el nivel más alto de nitrógeno, se da en el tratamiento T4 (suelo con atrazina, sin sustrato y no esterilizado); con lo cual se corrobora lo afirmado por Gonzales-Ponce y Salas (1995) donde la atrazina en maíz transloca mejor el N y lo sustentado por Morgan y Knight (1991) donde la atrazina aumenta los porcentajes del N en el tejido vegetal.

Según lo afirmado por Guerrero (1997) se produce una escasez de N momentánea debido a que la atrazina inhibe la actividad microbial de los microorganismos involucrados en el ciclo de este elemento.

Al comparar los valores iniciales de N iniciales en el suelo con los obtenidos a los 60 días, los cuales son mostrados en el Gráfico 6, se observa como el tratamiento T4, al igual que los demás, aumentaron su porcentaje de nitrógeno total. Se resalta como los tratamientos T5 (suelo con sustrato y atrazina sin esterilizar) y T3 (suelo con sustrato, sin atrazina y no esterilizado) presentan niveles medios mientras que los demás tratamientos niveles bajos (IGAC, 1995).

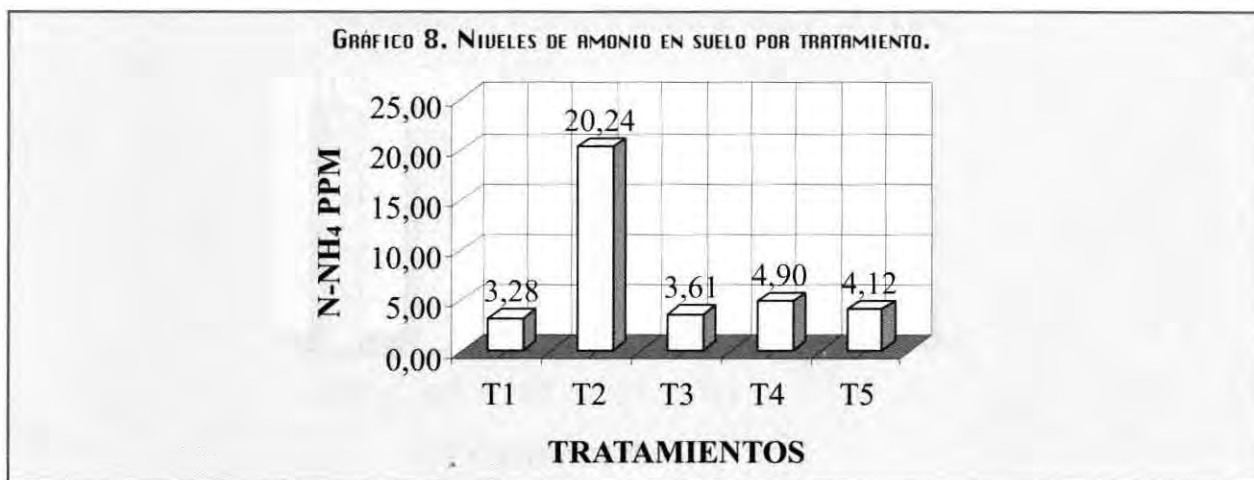
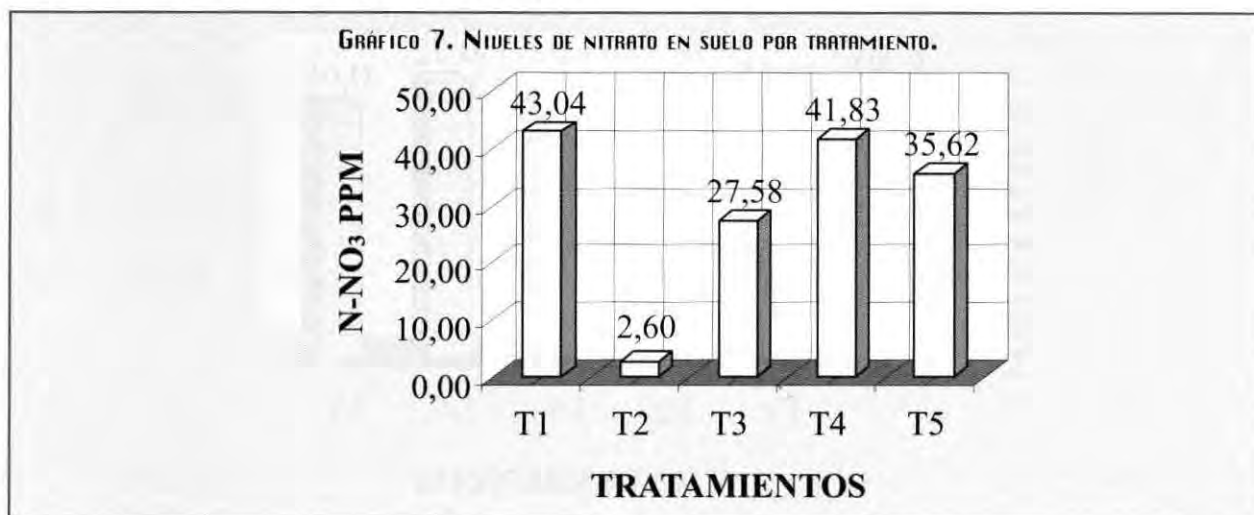


Los niveles medios presentados por T5 y T3 son dados por la adición de sustrato aplicado en estos tratamientos, además se observa como los porcentajes de carbono orgánico en estos dos tratamientos son los más altos. Con lo anterior se ratifica lo ya comentado por Gonzales-Ponce y Salas (1995) al afirmar que la atrazina aumenta los porcentajes de N en el tejido vegetal aún teniendo valores de porcentaje de N total en el suelo bajos con respecto a otros tratamientos con niveles medios.

NITRATO (NO_3^-) Y AMONIO (NH_4^+)

Los Gráficos 7 y 8 comparan los niveles iniciales de nitrato y amonio con los obtenidos a los 60 días en los distintos tratamientos. Lo observado no concuerda con lo afirmado por Knight *et al.* (1993) don-

de, al estudiar la atrazina en *Bouteloua gracilis*, encontraron elevación temporal de nitrato (NO_3^-) y reducción de amonio (NH_4^+) en el suelo, ya que se observa una disminución en todos los tratamientos de NO_3^- y específicamente en T4 (suelo con atrazina, sin sustrato y no esterilizado) y T5 (suelo con atrazina y sustrato, no esterilizado). De igual forma, el NH_4^+ aumentó en T4 y T5; donde según Knight *et al.* (1993) debió disminuir por acción de la atrazina. Es válido analizar el tratamiento T2 (suelo esterilizado, sin atrazina y sustrato) el cual según lo sustentado por Anderson y Menges (1997): la acción de altas temperaturas disminuyen el nivel de nitrógeno del suelo, corroborado al observar los valores de NO_3^- los cuales disminuyeron, más no los rangos de NH_4^+ los cuales aumentaron.



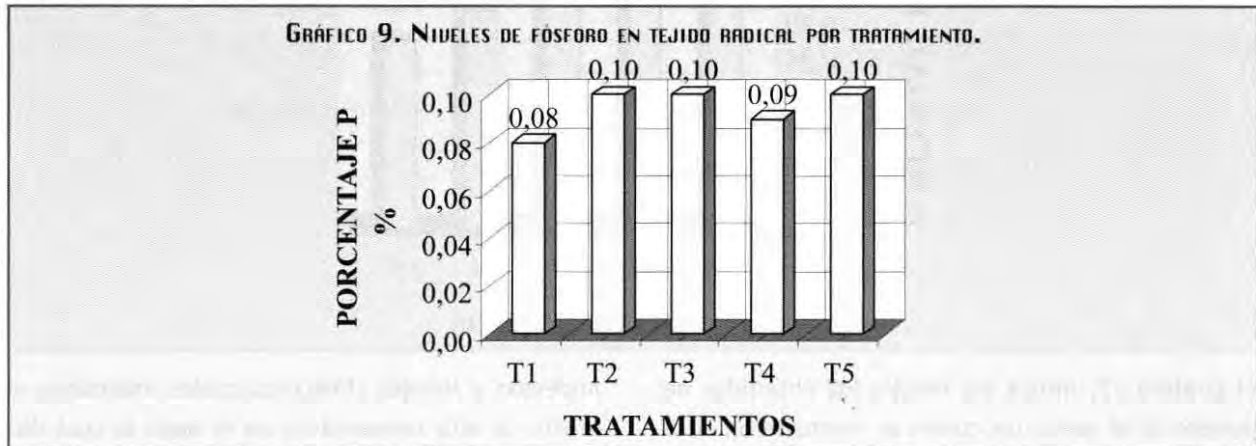
FÓSFORO (P)

El Gráfico 9 muestra los niveles de fósforo donde se observa que los mayores valores se dan en los tratamientos T5 (suelo con atrazina y sustrato, sin esterilizar), T3 (suelo con sustrato, sin atrazina y no esterilizado) y T2 (suelo esterilizado, sin atrazina y sustrato). Lo anterior no concuerda para T5 con lo investigado por Challa (1989) el cual, al investigar en mango: la atrazina afectó la captación de fósforo. Es muy probable que en maíz la captación de P aumente con la atrazina concordando con lo afirmado por Gonzales-Ponce y Salas (1995).

Al analizar los valores obtenidos para T2 existe similitud con lo afirmado por Anderson y Menges

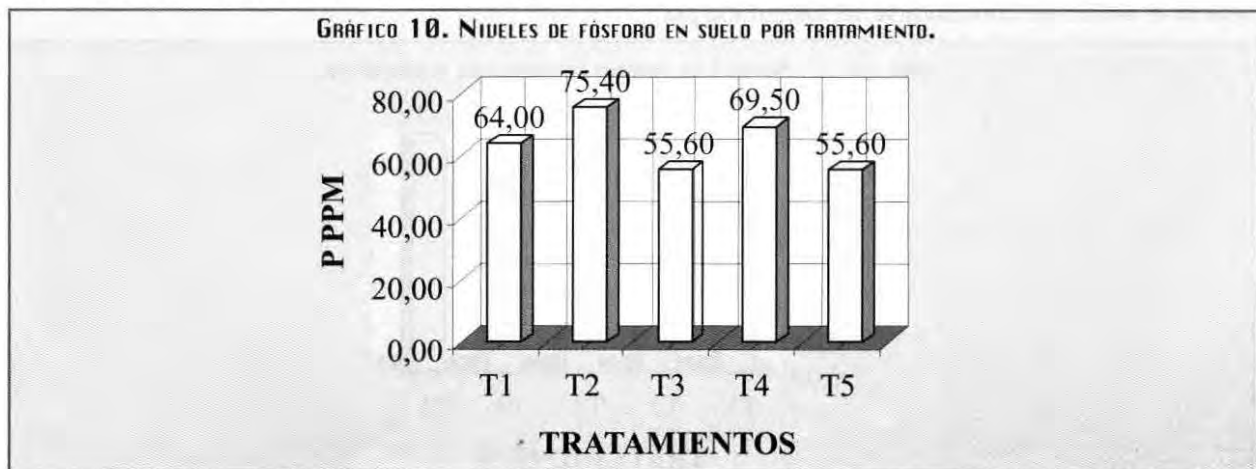
(1997) donde en plantas como *Aristida stricta* y *Liatris tenuifolia var laevigata* al crecer después de someter al suelo a altas temperaturas (efecto del fuego) sus tejidos reportan los niveles altos de fósforo. En segundo y tercer lugar orden de mayor cantidad de fósforo se presenta el tratamiento T4 (suelo con atrazina, sin sustrato y no esterilizado) y T1 (suelo no esterilizado, sin atrazina y sustrato).

Se observa además que los valores entre tratamientos de fósforo son muy similares entre sí con lo cual no permite desarrollar aseveraciones consistentes.



El Gráfico 10, indica los niveles de fósforo en el suelo por tratamiento. Se observa como todos los tratamientos disminuyeron sus cantidades de fós-

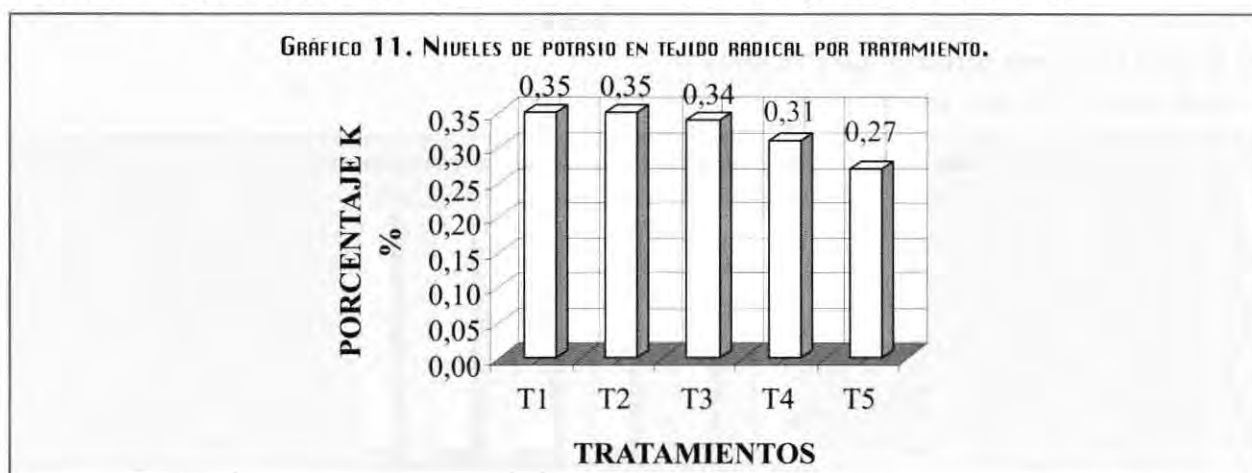
foro, pero aun así se mantuvieron en niveles altos (IGAC, 1995).



POTASIO (K)

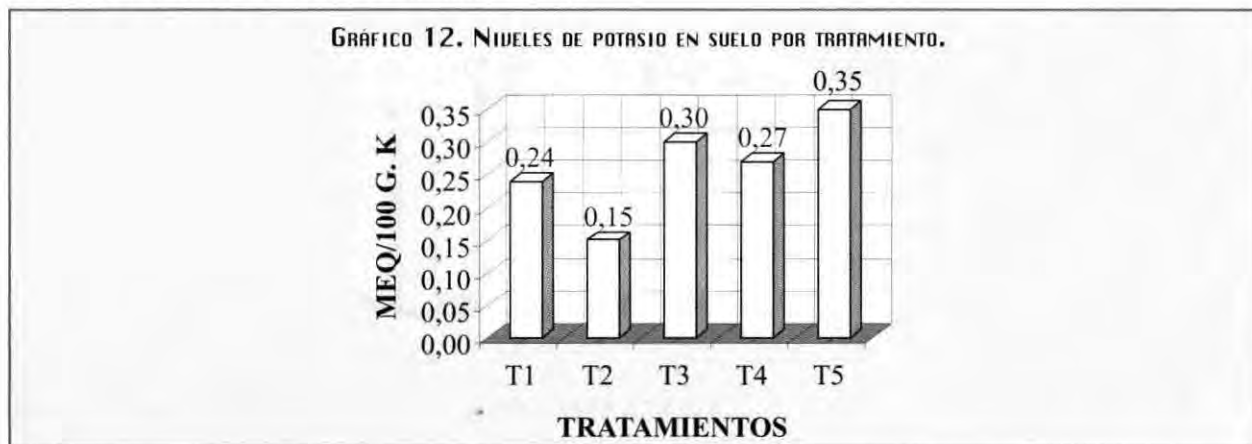
El Gráfico 11 presenta los niveles encontrados de potasio por tratamiento. En estos se observa como los tratamientos T1 (suelo no esterilizado sin atrazina y sustrato) al igual que T2 (suelo esterilizado sin atrazina y sustrato) poseen el más alto valor de potasio. Lo anterior no correlaciona para T2 con lo sustentado por Anderson y Menges (1997) donde el potasio después de que un suelo ha sido expuesto a altas temperaturas (efecto del fuego) su nivel disminuye. En tercer orden de cantidad de

potasio en sus tejidos se reporta al tratamiento T3 (suelo con sustrato, sin atrazina y no esterilizado) y en último lugar los tratamientos T4 (suelo con atrazina, no esterilizado y sin sustrato) y T5 (suelo con sustrato y atrazina, sin esterilizar). Lo anterior no concuerda con lo expresado por Challa (1989) donde encontró en un cultivar de mango, que el potasio se capta mejor al usar atrazina. Es muy factible que la atrazina en maíz, afecta la captación de potasio dado los valores bajos de este elemento en los tejidos radicales en los tratamientos donde fue aplicado este herbicida.



El Gráfico 12, indica los resultados obtenidos de potasio en el suelo, los cuales se mantuvieron altos durante el transcurso de la investigación. Sin embargo, todas disminuyeron e inclusive el tratamiento T5 bajo a niveles medios según IGAC (1995). Se resalta el hecho de corroborarse lo sustentado por

Anderson y Menges (1997) los cuales analizaron el efecto de alta temperatura en el suelo la cual disminuye los contenidos de potasio. Efecto visto en el tratamiento T2 (suelo estéril) el cual obtuvo el más bajo valor de potasio.

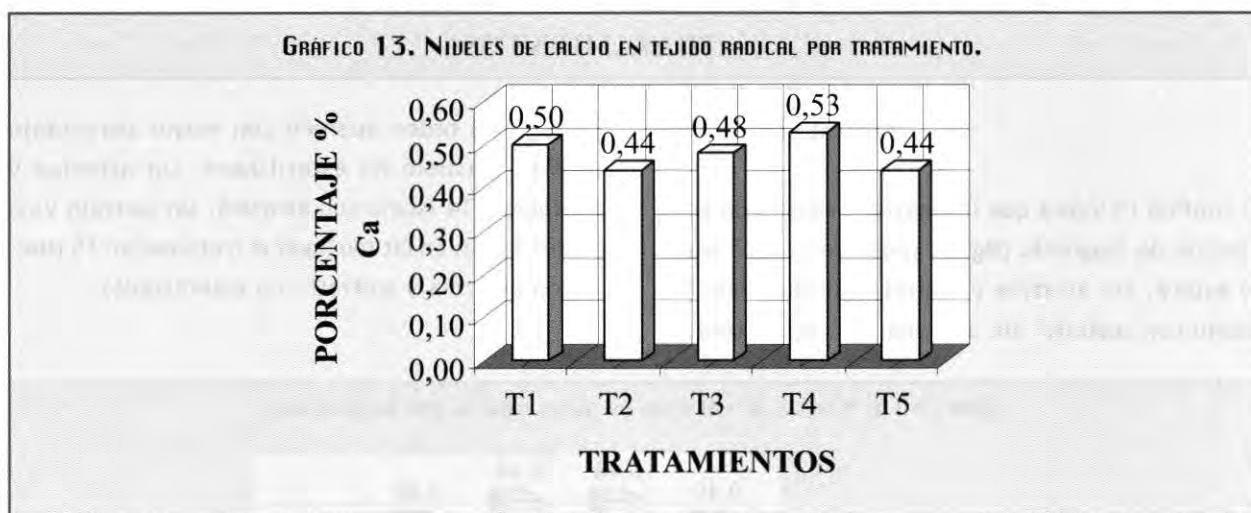


CALCIO (Ca)

El Gráfico 13 indica los niveles obtenidos de calcio en tejido radical para cada uno de los tratamientos. Se aprecia como el mayor valor de Ca obtenido, sucede en el tratamiento T4 (suelo con atrazina sin sustrato y no esterilizado). Lo anterior no correlaciona lo afirmado por Challa (1989), donde la atrazina afecta la captación de calcio. Sin em-

bargo, se aclara que la mencionada investigación de Challa se efectuó en mango.

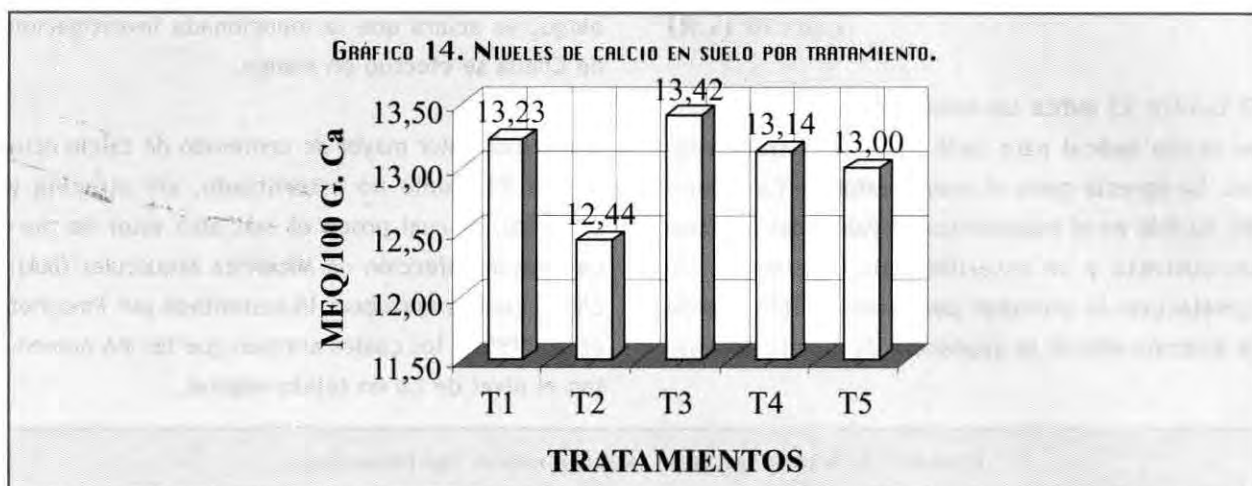
El segundo valor mayor de contenido de calcio ocurre en T1 (suelo no esterilizado, sin atrazina y sustrato), el cual posee el más alto valor de porcentaje de infección de Micorriza Arbuscular (MA), con lo cual se corrobora lo sustentado por Pinochet *et al.* (1997): los cuales afirman que las MA aumentan el nivel de Ca en tejido vegetal.



Sin embargo, se aclara nuevamente que las investigaciones de Pinochet se ejecutaron en banano. En tercer orden, el mayor porcentaje de Ca aparece T3 (suelo con sustrato, sin atrazina y no esterilizado). En último lugar T2 (suelo esterilizado, sin atrazina y sustrato) y T5 (suelo con atrazina y sustrato, sin esterilizar). De que aparezca T2 en último lugar correlaciona con lo afirmado por Anderson y Menges (1997) donde al presentarse condiciones de alta temperatura (como tratamiento T2) en el suelo los niveles de Ca disminuyen. El análisis de suelo observado en el Gráfico 14 indica que el calcio en el tratamiento T2 obtuvo el menor valor. No obstante, se recuerda que en la investigación se adicionaron trazas de cloruro de calcio (ver fertilización). Por lo anterior, todos los tratamientos comparados con el suelo inicial, presentan mayores valores de calcio.

Existe además una correlación entre los niveles de micorriza arbuscular (MA); los cuales son los más bajos en porcentaje de infección corroborando lo afirmado por Anderson y Menges (1997) donde los niveles de MA disminuyen al aumentar la temperatura del suelo (efecto fuego) como es el caso del tratamiento T2.

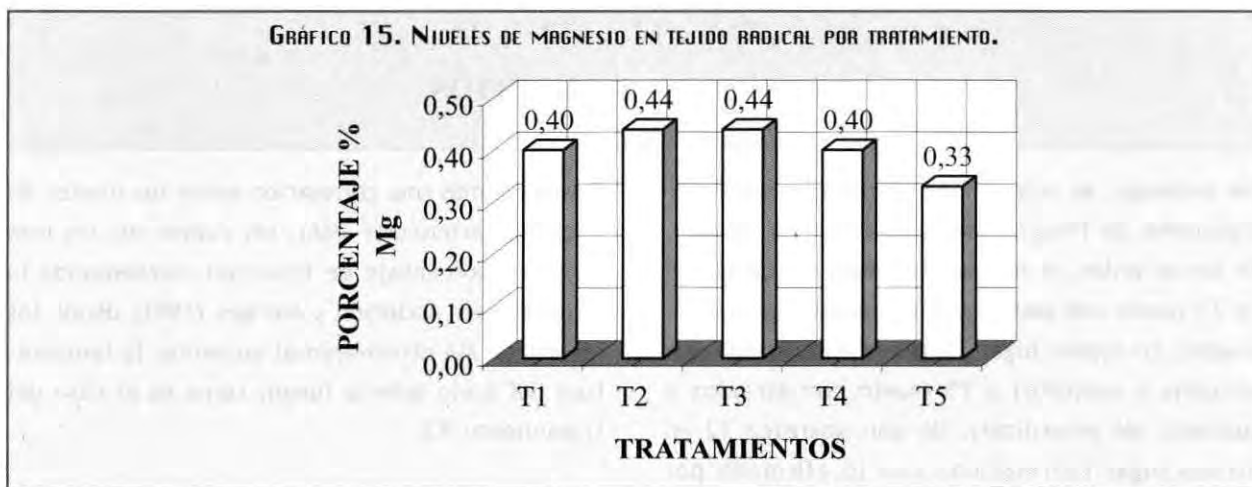
Es muy probable un efecto detrimental de la atrazina al ser mezclada con el sustrato, ya que como se dijo anteriormente, el tratamiento T5 al igual que T2 ocupó un porcentaje inferior de Ca, comparado con los demás tratamientos. De esta manera se estaría confirmando lo afirmado por Challa (1989) donde la atrazina si afecta la captación de Ca.



MAGNESIO (Mg)

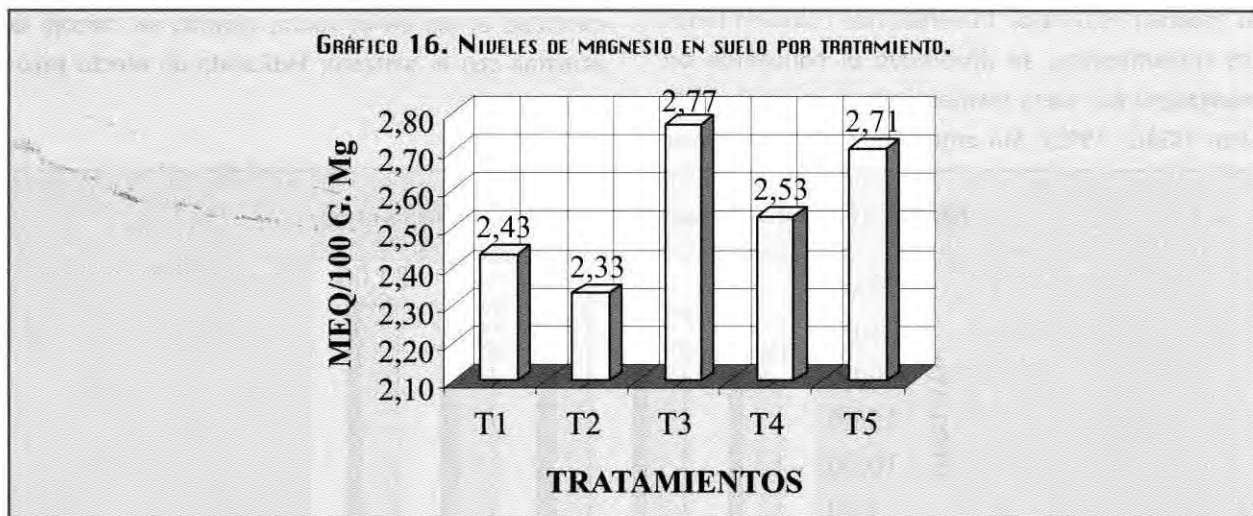
El Gráfico 15 indica que los mayores valores de porcentaje de magnesio (Mg) se presentan en T2 (suelo esterilizado, sin atrazina y sustrato) al igual que T3 (suelo con sustrato, sin atrazina y no esterilizado).

En segundo orden aparece con mayor porcentaje de Mg T1 (suelo no esterilizado, sin atrazina y sustrato) y T4 (suelo con atrazina, sin sustrato y no esterilizado). En último lugar el tratamiento T5 (suelo con atrazina y sustrato, no esterilizado).



Se presenta una relación muy directa con lo afirmado por Anderson y Menges (1997), donde después de una elevada temperatura del suelo como en el caso de T2, los niveles de Mg, tienden a disminuir en el suelo. Lo anterior se observa en el Gráfico 16 donde los menores valores de magnesio

son en este tratamiento. Es interesante además como al haber bajos contenidos de magnesio en el suelo del tratamiento T2 (suelo esterilizado), existen los más altos valores de magnesio en el tejido radical de este mismo tratamiento.

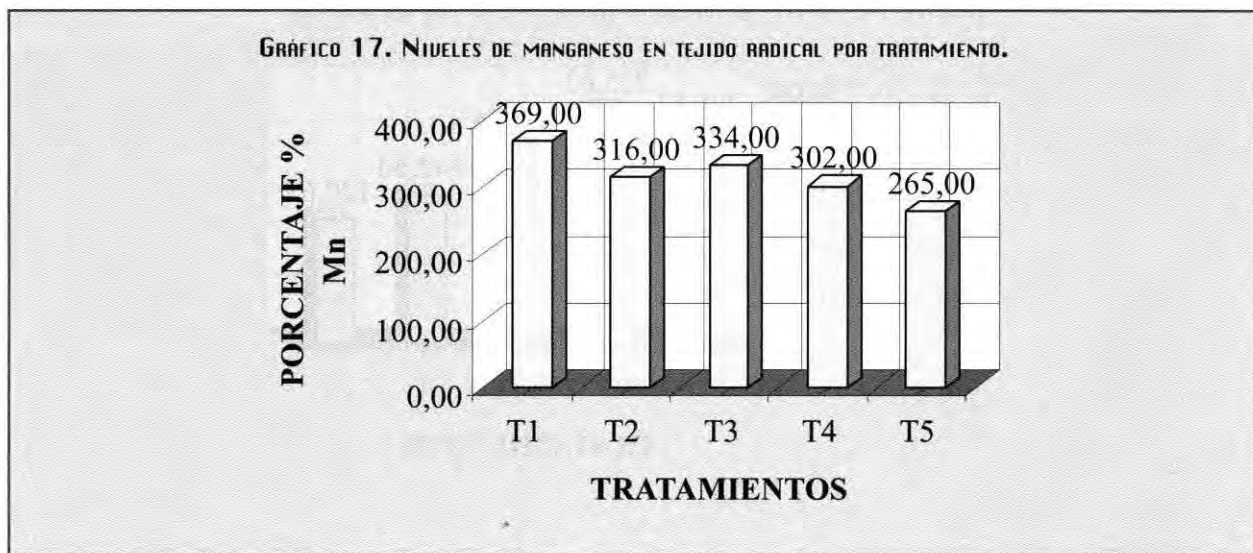


En relación al efecto de la atrazina es muy probable que esta afecte la captación de Mg dado los menores valores de este elemento en los tejidos radicales de los tratamientos T4 y T5.

MANGANESO (Mn)

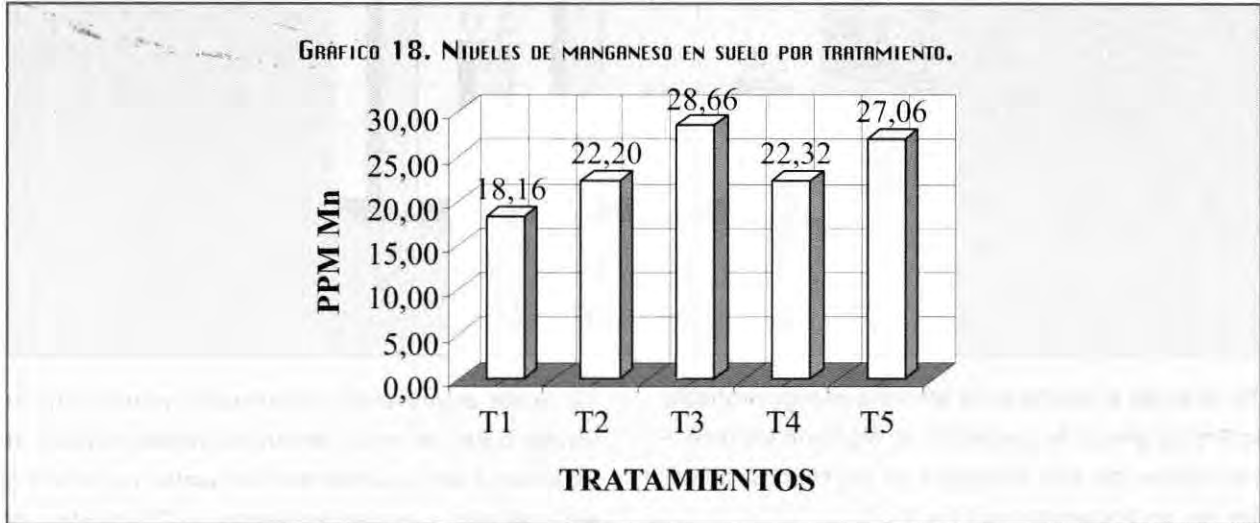
El Gráfico 17 presenta los resultados del análisis al tejido radical, en el cual se aprecia que el mayor nivel de manganeso se da en el tratamiento T1 (suelo no esterilizado, sin atrazina y sustrato) seguido de T3 (suelo con sustrato, sin atrazina y no esterilizado). En tercer orden, se reporta el tratamiento

T2 (suelo esterilizado, sin atrazina y sustrato). En último lugar de nivel de Mn en tejido radical, se localizan a los tratamientos T4 (suelo con atrazina, sin sustrato y no esterilizado) y T5 (suelo con atrazina y sustrato sin esterilizar). Analizando los datos anteriores se observa como al utilizar sustrato y atrazina en combinación (T5), los contenidos de manganeso en el tajiso radical son menos que al utilizar solo atrazina (T4). Lo anterior indica que la atrazina no favorece la absorción de este elemento. En términos generales para todos los tratamientos, el Mn no presentó valores críticos (IGAC, 1995).



Al observar el Gráfico 18 vemos que como en todos los tratamientos, se disminuyó el contenido de manganeso del suelo manteniéndose en niveles críticos (IGAC, 1995). Sin embargo, existe en mayor

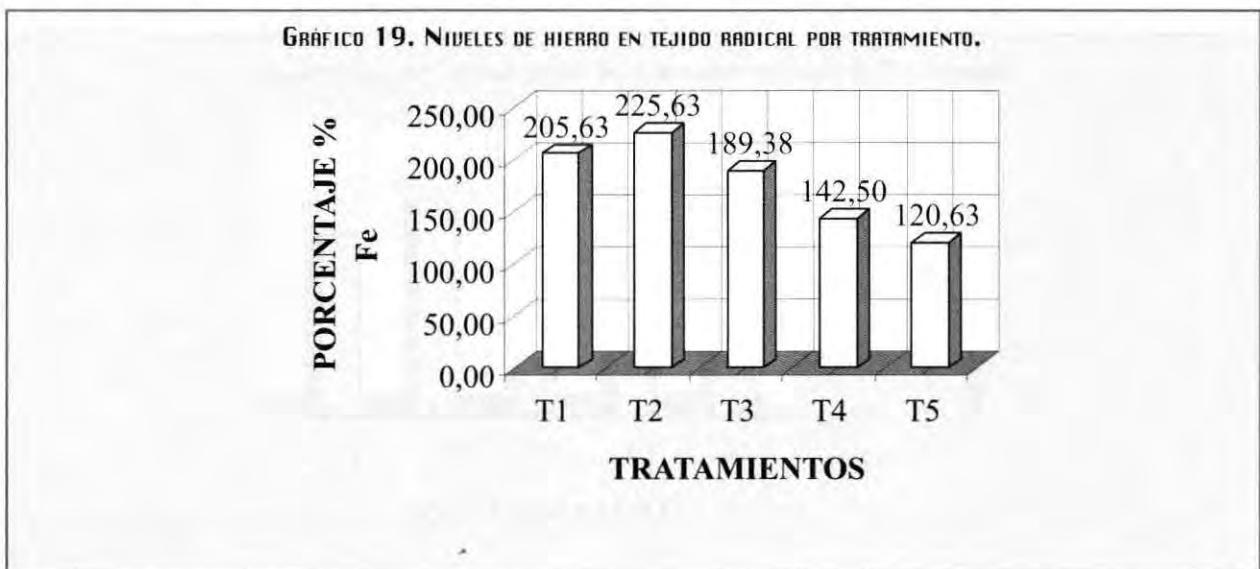
cantidad el Mn en el suelo, cuando se mezcló la atrazina con el sustrato; indicando un efecto favorable.

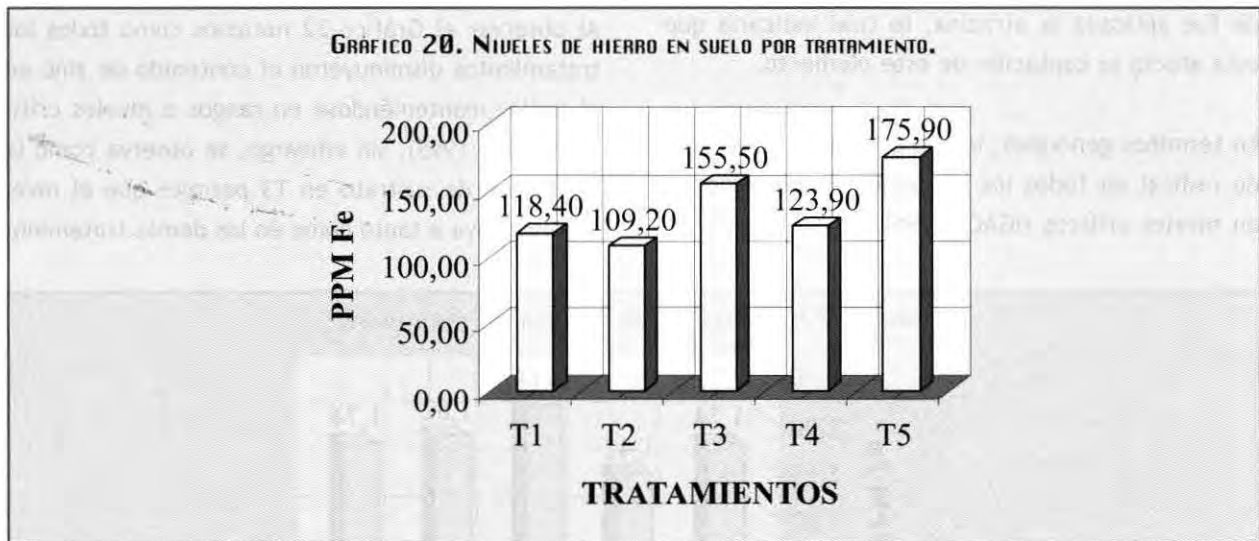


HIERRO (Fe)

El Gráfico 19 indica que los mayores valores de hierro que se observan se dan en el tratamiento T2 (suelo estéril, sin atrazina y sustrato) luego T1 (suelo no esterilizado sin atrazina y sustrato), en tercer lugar el tratamiento T3 (suelo con sustrato sin atrazina y no esterilizado) y en último lugar los tratamientos T4 (suelo con atrazina, sin sustrato y no

esterilizado) y T5 (suelo con atrazina y sustrato sin esterilizar). Con lo anterior se aprecia que donde se aplicó atrazina se reportan los valores de Fe más bajos, con lo cual se corrobora lo mencionado por Challa (1989) donde en un cultivo de mango, al cual le fue aplicada atrazina, se afectó la captación de hierro. En forma general, para todos los tratamientos, los niveles de hierro en el tejido radical es crítico (IGAC, 1995).

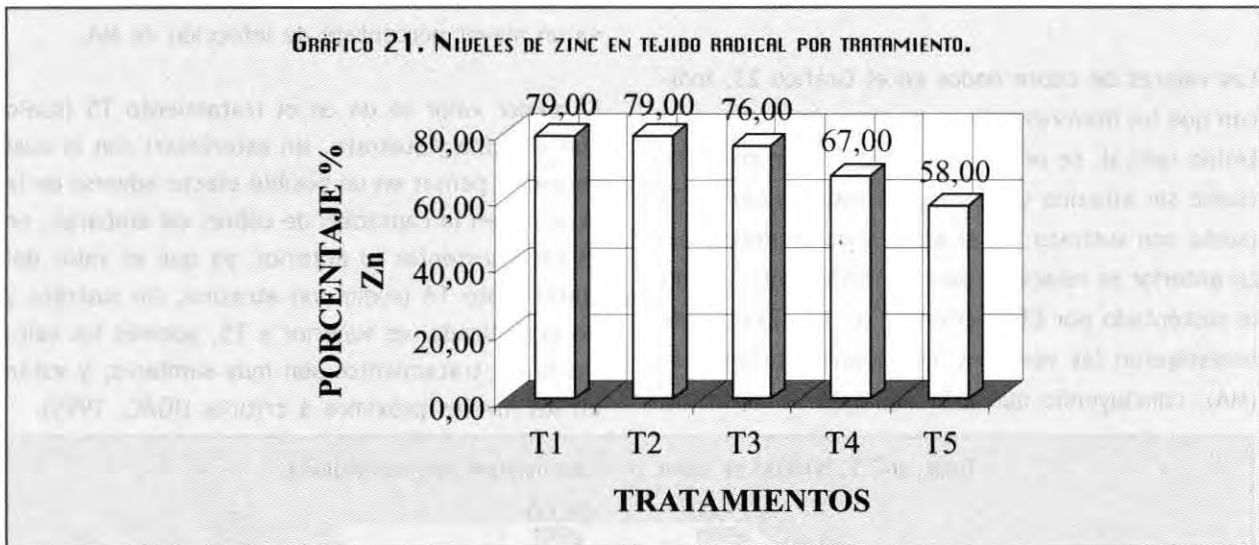




ZINC (ZN)

Los valores de zinc dados en el Gráfico 21, se muestran los más altos valores de Zn en los tratamien-

tos T1 (suelo no esterilizado sin atrazina y sustrato) al igual que T2 (suelo estéril, sin atrazina y sustrato).



Lo anterior no se relaciona con lo afirmado por Tarkalsun *et al.* (1998), donde en un cultivo de maíz al cual le aplicó micorrizas arbusculares (MA), aumentó la captación de zinc. Como se sabe, el tratamiento T2 obtuvo los más bajos porcentajes de infección micorrizica. No obstante, si se relaciona muy bien con el tratamiento T1 ya que este obtuvo los más altos porcentajes de infección micorrizica.

En orden consecutivo de contenido de Zn radical aparece luego T3 (suelo con sustrato sin atrazina y no esterilizado), T4 (suelo con atrazina, sin sustrato y no esterilizado) y T5 (suelo con atrazina y sustrato sin esterilizar). Como se observa, los menores valores de zinc se presentan en los tratamientos don-

de fue aplicada la atrazina, lo cual indicaría que esta afecta la captación de este elemento.

En términos generales, los rangos de Zn en el tejido radical en todos los tratamientos permanecen en niveles críticos (IGAC, 1995).

Al observar el Gráfico 22 notamos como todos los tratamientos disminuyeron el contenido de zinc en el suelo, manteniéndose en rangos o niveles críticos (IGAC, 1995); sin embargo, se observa como la aplicación de sustrato en T3 permite que el nivel no disminuya a tanto como en los demás tratamientos.

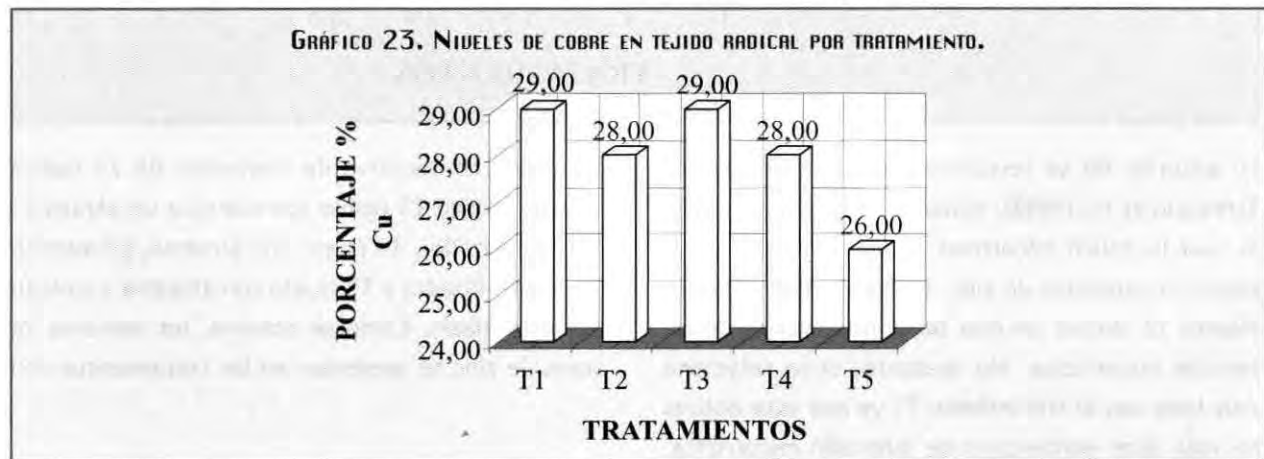


COBRE (Cu)

Los valores de cobre dados en el Gráfico 23, indican que los mayores valores de este elemento en el tejido radical, se presentan en los tratamientos T1 (suelo sin atrazina y sustrato no esterilizado) y T3 (suelo con sustrato sin atrazina y no esterilizado). Lo anterior se relaciona para el tratamiento T1 con lo sustentado por Clapperton *et al.* (1997) quienes investigaron las ventajas de micorriza arbuscular (MA), concluyendo que ésta aumenta la captación

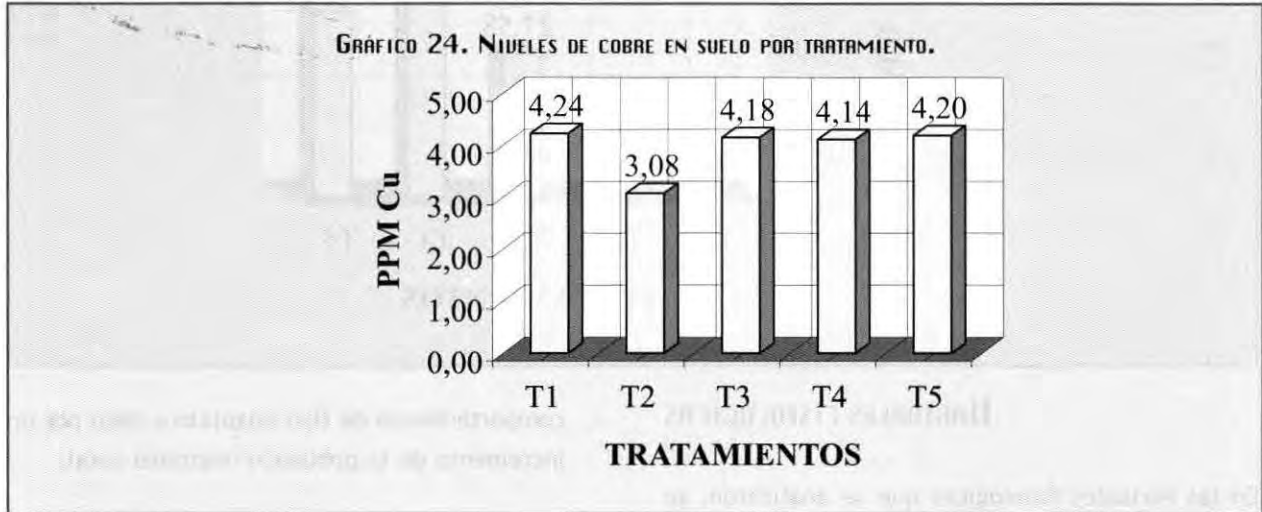
de Cu. Es en este tratamiento (T1) donde se observa un mayor porcentaje de infección de MA.

El menor valor se da en el tratamiento T5 (suelo con atrazina y sustrato, sin esterilizar) con lo cual se podría pensar en un posible efecto adverso de la atrazina en la captación de cobre; sin embargo, no es fácil sustentar lo anterior, ya que el valor del tratamiento T4 (suelo con atrazina, sin sustrato y no esterilizado) es superior a T5, además los valores entre tratamientos son muy similares, y están en los niveles próximos a críticos (IGAC, 1995).



El Gráfico 24, muestra como todos los tratamientos se aproximan a niveles críticos (IGAC, 1995). No obstante, el tratamiento T2 (suelo esterilizado, sin atrazina y sustrato) se ubica en nivel crítico

indicando un posible efecto adverso del aumento de la temperatura, dado por la esterilización en la concentración de este elemento en el suelo.

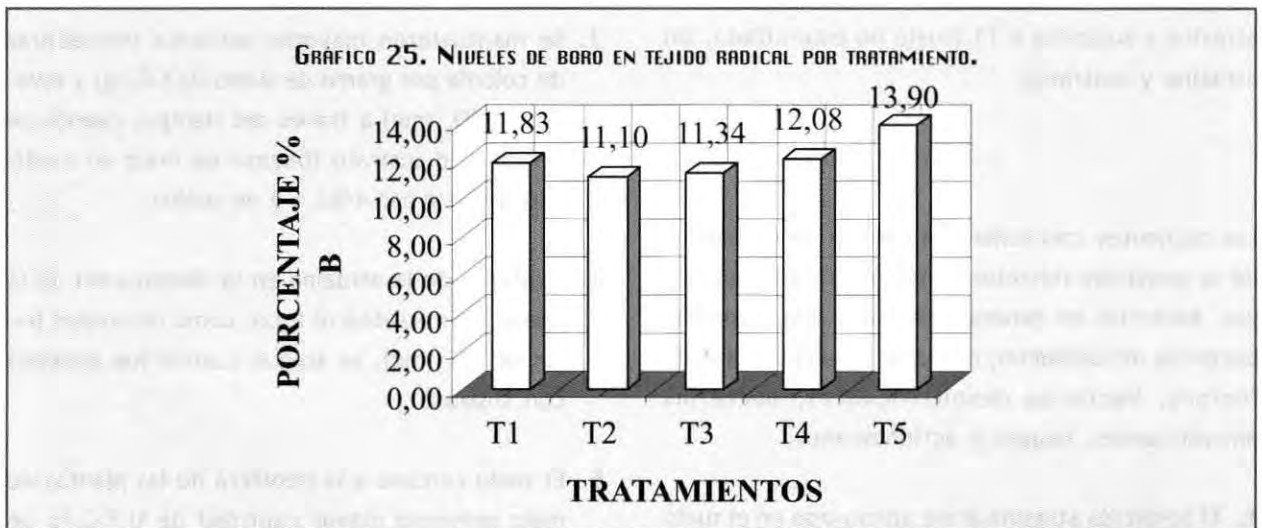


BORO (B)

Al observar el Gráfico 25, los mayores valores de boro en tejido radical se observan en T5 (suelo con atrazina y sustrato, sin esterilizar) y T4 (suelo con atrazina, sin sustrato y no esterilizado). Lo ante-

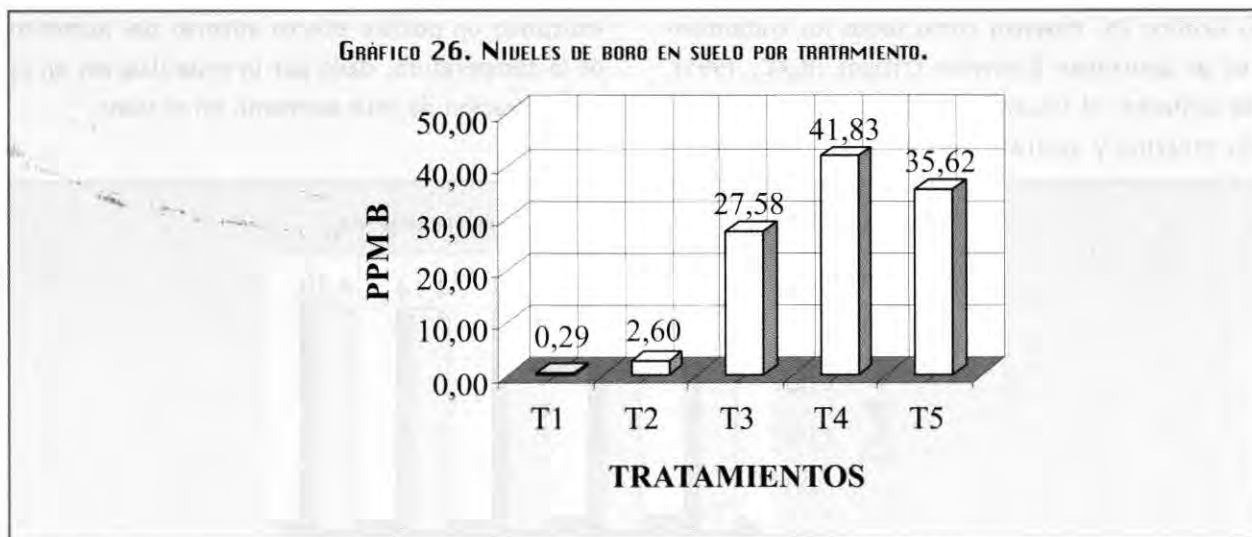
rior indicaría que la atrazina ayuda en la captación de este elemento.

El menor valor de boro se reporta en el tratamiento T2 (suelo esterilizado, sin atrazina y sustrato), lo cual da indicios de que altas temperaturas al suelo bajan los niveles de B.



En cuanto al contenido de boro mostrado en el Gráfico 26, se observa valores muy uniformes entre

tratamientos que no permiten inferir sobre diferencias significativas.



VARIABLES FISIOLÓGICAS

En las variables fisiológicas que se analizaron, se observan resultados muy diversos, los cuales estadísticamente no fueron significativos; por esta razón no se encontraron diferencias por efecto de los tratamientos. Sin embargo, los mayores valores obtenidos de área foliar, longitud de la planta y peso seco fue mayor en el tratamiento T3 (suelo con sustrato, sin atrazina y no esterilizado), mientras que en número de hojas y peso de planta, predominaron los tratamientos T2 (suelo estéril, sin atrazina y sustrato) y T1 (suelo no esterilizado, sin atrazina y sustrato).

CONCLUSIONES

Las siguientes conclusiones se basan en el análisis de la población microbial total constituida por: algas, bacterias en general, bacterias nitrosomonas, bacterias nitrosobacter, bacterias solubilizadoras de fósforo, bacterias desnitrificantes, bacterias amonificantes, hongos y actinomicetos.

1. El herbicida atrazina al ser adicionado en el suelo en dosis de 1,5 kilogramos de ingrediente activo (ia) por hectárea (Ha) presentó a los 30 días

comportamiento de tipo adaptativo dado por un incremento de la población microbial total.

2. La disminución de la población microbial total logra un efecto detrimental ocasionado por la atrazina. Se observó a partir del día 45 y nuevamente el día 60, después de ser aplicado, coincidiendo con el periodo de vida media del herbicida el cual es de 55 días y con niveles muy bajos de metabolismo del suelo dado en valores de CO₂ en miligramos (mg).
3. Se mantuvieron mayores unidades formadoras de colonia por gramo de suelo (U.F.C./g) y niveles de CO₂ (mg) a través del tiempo, cuando se utilizó solo sustrato (bagazo de maíz en cantidad de 50 g por 4462,1 g de suelo).
4. El efecto de la atrazina en la disminución de la población microbial al total, como de niveles bajos de CO₂ (mg), se atenuó cuando fue aplicada con sustrato.
5. El suelo cercano a la rizosfera de las plantas de maíz presentó mayor cantidad de U.F.C./g de suelo de población microbial total que el tomado a 8 cm de distancia del tallo.

6. Los grupos que se establecieron en mayor número en cercanía a la rizosfera fueron: actinomicetos, bacterias nitrosomonas, bacterias nitrosobacter, bacterias desnitrificantes, bacterias amonificantes y algas. Mientras que bacterias solubilizadoras de fósforo, bacterias (analizadas en forma general) y hongos se localizaron en mayor cantidad en la muestra de suelo tomada a 8 cm de distancia del tallo.
 7. Se presentó efecto detrimental de la atrazina al reducir U.F.C./g de suelo de la población microbial total en el suelo cercano a la rizosfera. El mencionado efecto fue atenuado cuando se aplicó el herbicida con sustrato.
 8. El efecto de la esterilización del suelo basado en el sometimiento de este a temperaturas de 100 grados Celsius (100 °C) hasta 122 °C, con presiones desde 2,5 K por 2,54 centímetros cuadrados (2,54 cm²) hasta 10 K/2,54 cm² por espacio de 45 minutos y replicación de igual tiempo produjo una disminución significativa, más no la extinción de la población microbial total, la cual fue recuperó a través del tiempo.
 9. Existe un efecto de la esterilización del suelo que hace que los microorganismos de la población microbial total se desarrollen menos en el suelo cercano a la rizosfera de las plantas de maíz, que en el suelo tomado a 8 cm de distancia del tallo.
- microbial, en este suelo o en otro. Además, se tendrá que tener muy en cuenta la dosis a aplicar ya que esta puede influir en la mencionada determinación.
 2. Es importante el sustrato (bagazo de maíz) en el crecimiento y aumento de la población microbial total. En futuras investigaciones se recomienda variar la cantidad y tipo de sustrato y analizar su efecto en la dinámica poblacional.
 3. Se recomienda el uso de atrazina aplicada junto con el sustrato en el suelo, ya que atenúa el efecto detrimental de la atrazina sobre la población microbial.
 4. Estudiar diferentes clases de esterilización que varíen en temperatura y presión para analizar su efecto sobre la población microbial.
 5. Identificar en futuras investigaciones el por qué algunos grupos de la población microbial, se establecieron mejor cerca al suelo de la rizosfera, mientras que otros en el suelo tomado a 8 cm del tallo.
 6. Analizar con mayor profundidad y claridad la causa del efecto de la esterilización del suelo al hacer que los microorganismos se desarrollen menos en el suelo cercano a la rizosfera de las plantas de maíz que el tomado a 8 cm de distancia del tallo.
 7. La dosis de 1,5 K de i.a./Ha es recomendable aplicar en este suelo para no causar efectos detrimentales a la población bacterial. A su vez, se beneficia el crecimiento bacterial cuando el herbicida en esta dosis se aplica con sustrato.
 8. Investigar con más claridad el posible efecto de la atrazina al disminuir en el suelo nitrato (NO₃)

RECOMENDACIONES

Se basan en el análisis de la población microbial total.

1. Se debe desarrollar más investigación para identificar con exactitud el tiempo en el cual la atrazina incrementa y disminuye la población

y aumentar amonio (NH_4). También lo observado en el tejido radical, donde se reportaron bajos niveles de potasio (K), zinc (Zn), hierro (Fe), manganeso (Mn) como aumentos de calcio (Ca) y boro (B), con factibles efectos dados por la atrazina en la captación de estos elementos.

9. Identificar causas del porqué al mezclar sustrato con atrazina, probablemente se aumentan los niveles de Mn y Fe en el suelo, pero disminuye la captación de Cu en el tejido radical.

10. De igual forma, analizar el posible efecto de la esterilización al aumentar en el suelo fósforo (P) amonio (NH_4) y disminuir nitrato (NO_3), calcio (Ca), potasio (K), magnesio (Mg) y cobre (Cu). A la vez, estudiar posibles aumentos de potasio (K), magnesio (Mg), zinc (Zn) y fósforo (P), como la disminución de boro (B) en el tejido radical.

11. Investigar el por qué, donde existió alto porcentaje de infección de MA, se presentó aumento del nivel de Ca, Cu, Zn en tejido radical.

BIBLIOGRAFÍA

Ahrens, W. *Herbicide Handbook. Weed Science Society of America. 7^a edition.* Champaign, Illinois, 1994.

Alexander, M. *Introduction to soil microbiology.* John Wiley y Sons: Nueva York, 1981.

Alves, S.; Pereira, R.; Stimac, J. y Vieira, S. «Delayed germination of *Beauveria bassiana* conidia after prolonged storage at low, above-freezing temperatures». *Carfax Publishing* 4. (1996): 575-581.

Anderson, R. y Menges, E. «Effects of fire on Snadhill herbs: nutrients, mucorrhizae, and biomass allocation». *Botanical Society of America* 7, (1997): 938-948.

Asthan, F. y Crafts, A. «Triazinas». *Mode of action of herbicides.* Wiley Interscience, Nueva York, (1981): 327-360.

Baskaran, S. y Bolan, N. Anevaluation of methods for measurement of pesticides in sorption experiments. *Commun. Soil. Sci. plant. Anal.* Monticello, N. V. Marcel Dekker Inc. 29. (1998): 369-380.

Burges, A. y Raw, F. *Biología del suelo, aspecto microbiológico, botánico y zoológico.* Barcelona: Omega, 1971.

Businelli, D. «Pig slurry amendment and herbicide coapplication effects on S-triazine mobility in soil: an adsorption-desorption study». *American Society of Agronomy* 26, (1997): 102-108.

Campos, R. *Cuantificación del metabolismo del suelo.* Guías para el curso de microbiología del suelo. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia. Escuela de postgrado. Facultad de Agronomía, 1997.

Celis, R.; Cox, L.; Hermosin, M. y Cornejo, J. «Sorption of thiazafuron by iron and humic acid-coated montmorillonite». *American Society of Agronomy* 26. (1997): 472-479.

Challa, P. «Effect of pre-emergent herbicides on nutrient status of mango leaves». *International Society for Horticultural Science.* (1989): 321-324.

- Chapman, H. *Diagnostic criteria for plant and soils*. California: Universidad de California, 1980.
- Che, M.; Loux, M.; Traina, S. y Logan, T. «Effect of pH on Sorption and desorption of imazaquin and imazethapyr on clays and humic acid». *American Society of Agronomy* 21, (1992.): 698-703.
- Clapperton, M.; Janzen, H. y Johnston, A. «Suppression of VAM fungi and micronutrient uptake by low-level P fertilization in long-term wheat at rotations.» *Henry A. Wallace Institute for Alternative Agriculture*. 12, (1997): 59-63.
- Clay, S.; Clay, D.; Liu, Z. y Harper, S. «The effect of ammonia on atrazine sorption and transport». *American Chemical Society*. (1996): 11-124.
- Clay, S.; Scholes, K. y Clay, D. «Fertilizer shank placement impact on atrazine movement in ridge tillage system». *Weed Society of America* 42, (1994): 86- 91.
- Crowley, D.; Alvey, S. y Gilbert, E. «Rhizosphere ecology of xenobiotic-degrading microorganisms». *American Chemical Society*, (1997): 20-36.
- Curran, W.; Loux, M.; Liebl, R. y Simmons, F. «Photolysis of imidazolinone herbicides in aqueous solution and on soil». *Weed Science Society of America* 40, (1992): 143-148.
- De Arango, R.; Vega, E. *Limnología y microbiología sanitaria*. Medellín: Centro de Publicaciones. Universidad Nacional, 1981.
- Fernández-Quintanilla, C. y Saavedra, M. «Malas hierbas: conceptos generales.» *Fundamentos sobre malas hierbas y herbicidas*. Madrid, España. (1991): 16-48.
- Freed, V. *Dinámica química: transporte y comportamiento de sustancias químicas en el ambiente; un problema en salud ambiental*. Oregon: Oregon State University, Corvallis, 1985.
- Fuentes, C. *Definición del concepto de Maleza e introducción a la ciencia de las malezas. Guías para el curso de malezas*. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Agronomía. Bogotá, D.C., 1990.
- García, T. y Fernández-Quintanilla, C. «Comportamiento de los herbicidas en el suelo». *Fundamentos sobre malas hierbas y herbicidas*. Madrid. (1991): 160-178.
- Ghani, A.; Wardle, D.; Rahman, A. y Lauren, D. «Interactions between ¹⁴C-labelled atrazine and the soil microbial biomass in relation to herbicide degradation». *Springer International* 21. (1996): 17-22.
- Gonzales-Ponce, R. y Salas, M. «Improvement of the growth, grain yield, and nitrogen, phosphorus, and potassium nutrition of grain corn through weed control». *Marcel Dekker* 18 (1995): 2313-2324.
- Guerrero, R. «Hacia la formulación de un modelo suelo-planta». *Fertilidad del suelo-diagnóstico y control*. F. Silva. SCCS, Imprimei Bogotá, D.C., Colombia, (1980): 1-10.
- - -. *Curso de fertilización y fertilizante*. Universidad Nacional de Colombia. Escuela de postgrado. Facultad de Agronomía. Bogotá, D.C., Colombia, 1997.
- HC. *Diccionario Agropecuario* (9ª ed.) Bogotá: Ediciones HC, 1994.
- IGAC. *Métodos Analíticos del laboratorio de suelos*. Subdirección Agrológica, Bogotá, D.C., 1990.

- - -. «Caracterización de la génesis y la evolución de los suelos». *Suelos de Colombia. Instituto Geográfico Agustín Codazzi, Bogotá, D.C. Canal Ramírez, (1995): 423.*
- - -. «Caracterización de la génesis y la evolución de los suelos». *Suelos de Colombia. Instituto Geográfico Agustín Codazzi, com. Bogotá, D.C. Canal Ramírez, (1995): 244.*
- - -. «Sistema taxonómico de los Estados Unidos de Norteamérica». *Suelos de Colombia. Canal Ramírez Antares, Bogotá. D.C. (1995): 487-508*
- Kim, K.; Jordan, D. y McDonald, G. «Solubilization of hydroxyapatite by *enterobacter agglomerans* and cloned *Escherichia coli* in culture medium». *Springer Verlag 24, (1997): 347-352.*
- Knight, W.; Morgan, J.; Guenzi, W. y Shoop, M. «Soil - applied atrazina alters blue grama physiology and indirectly influences soil nitrogen». *American Society of Agronomy 85. (1993): 1029-1035.*
- Laird, D. «Herbicide metabolites in Surface water and groundwater». *American Chemical Society C. (1996): 86-100.*
- Laird, D.; Barriuso, E.; Dowdy, R. y Koskinen, W. «Adsorption of Atrazine on smectites». *Soil. Sci. Soc. Am. J. Madison, Wis. The Society 56. (1992): 62-67.*
- Liu, Z.; Clay, S.; Clay, D.; Harper, S. «Ammonia impacts on atrazine leaching through undisturbed soil columns». *American Society of Agronomy 24. (1995): 1170-1173.*
- - -. «Ammonia fertilizer influences atrazine adsorption-desorption characteristics». *American Chemical Society 43, (1995): 815-819.*
- McCarty, L.; Porter, D.; Colvin, D.; Shilling, D. y Hall, D. «St. Augustine grass rooting following preemergence herbicide application». *Alexandria, Va. 120. (1995): 374-378.*
- Montenegro, H. y Malagón, D. *Propiedades físicas de los suelos. Bogotá: Subdirección Agrológica, Instituto Geográfico Agustín Codazzi, 1990.*
- Moreau-Kerveyan, C. y Mouvet, C. «Adsorption and desorption of atrazine, deethylatrazine, and hydroxyatrazine by soil components». *American Society of Agronomy 27. (1998): 46-53.*
- Morgan, J. y Knight, W.; «Growth and physiological responses of greenhouse grown blue grama to atrazine». *American Society of Agronomy 83. (1991): 677-683.*
- Moyer, J. y Blackhaw, R. «Effect of soil moisture on Atrazine and Cyanazine persistence and injury to subsequent cereal crops in Southern Alberta». *Weed Technology 7. (1993): 988-994.*
- Nimbal, C.; Yerkes, C.; Weston, L. y Weller, S. «Herbicidal activity and site of action of the natural product sorgolcone». *Academic Press 54. (1996): 73-83.*
- Omokawa, H. y Takahashi, M. «Reverse chiral discrimination relationships between the inhibitory activity of 1,3,5-triazines on photosystem II and light-independent root growth». *Academic Press 50. (1994): 129-137.*
- Pabón, H. *Principios básicos sobre herbicidas. Bogotá: Hoechst Colombiana, 1990.*
- Pinochet, J.; Fernandez, C.; Jaizme, M.; De C. y Tenoury, P. «Micropropagated banana infected with *Meloidogyne javanica* responds to *Glomus intraradices* and phosphorus». *The American Society for Horticultural Science 32. (1997): 101-103.*

- Primavesi, A. *Manejo ecológico del suelo*. Buenos Aires: El Ateneo, 1983.
- Quevedo, C. *Manual de Técnicas Agropecuarias*. Bogotá, D.C.: Canal Ramírez Antares, 1992.
- Quiáo, X.; Ma, L. y Hummel, H., «Persistence of atrazine and occurrence of its three soils». *American Chemical Society* 44. (1996): 2846-2848.
- Radosevich, M.; Traina, S.; Hao, Y. y Touvinen, O. «Degradation and mineralization of atrazine by a soil bacterial isolate». *American Society for Microbiology* 61. (1995): 297-302.
- Romero, C. *Diagnosis del daño causado por herbicidas a cultivos. Guías para uso interno del curso de malezas*. Bogotá, D.C.: Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Agronomía, 1990.
- Salisbury, F. y Ross, C. *Fisiología Vegetal* (4ª ed.). México: Grupo Editorial Iberoamericana, 1994.
- Schmidt, S. y Stewart, G. «Water logging and fine impacts on nitrogen availability and utilization in a subtropical wet weathland (wallum)». *Blackwell Science* 10. (1997): 1231-1241.
- Senesi, N. «Application of electron spin resonance and fluorescence spectroscopies to the study of soil humic substances». *El sevier Scientific publishing Company*. (1992): 11-26.
- Seta, A. y Karathanasis, A. «Atrazine adsorption by soil colloids and co-transport through subsurface environments». *Soil Science Society of America* 61. (1997): 612-617.
- Shipitalo, M. y Edwards, W. «Effects of initial water content on macropore/matrix flow and transport of surface-applied chemicals». *American Society of Agronomy* 25. (1996): 662-670.
- . -. Owens, L. «Herbicide Losses in runoff from conservation-tilled watersheds in a corn-soybean rotation». *Soil Science Society of America* 61. (1997): 267-272.
- Stoeckel, D.; Mudd, E. y Entry, J. «Degradation of persistent herbicides in riparian wetlands». *American chemical Society* 22. (1997): 162-166.
- Tarkalson, D.; Jolley, V.; Robbins, C. y Terry, R. «Mycorrhizal colonization and nutrition of wheat and sweet and sweet corn grown in manure-treated and untreated topsoil and subsoil». *Marcel Dekker* 21. (1998.): 1985-1999.
- Tisdale, S. *Soil Fertility and Fertilizers* (5ª ed.). Nueva York: Macmillan, 1993.
- Tortora, G.; Funke, B. y Case Ch. *Introducción a la Microbiología*. Zaragoza: Acribia, 1993.
- Vergara, J. «Los herbicidas: grupos químicos, modo de actuar selectividad y usos con énfasis en Colombia». *Revista Comalfi XVI*. (1989): 35-47.
- Weberg, J.; Strek, H. y Sartori, J. «Mobility of fomesafen and atrazine in soil columns under saturated-and unsaturated-flow conditions». *John Wiley and Sons Limited* 39. (1993): 39-46.
- Wienhold, B.; Sadeghi, A. y Gish, T. «Effect of Starch encapsulation and temperature on volatilization of atrazine and alachlor». *American Society of Agronomy* 22. (1992): 162-166.
- Willems, H.; Lewis, K.; Dyson, J. y Lewis, F. «Mineralization of 2,4 D y atrazine in the unsaturated zone of a sandy loam soil». *Elsevier Science* 28. (1996): 989-996.
- Yanze-Kontchou, C. y Gshwind, N. «Mineralization of the herbicide atrazine in Soil inoculated with a *Pseudomonas* strain». *American Chemical Society* 43. (1995): 2291-2294.
- Zablotowicz, R.; Hoagland, R. y Locke, M. «Glutathione S-transferase activity in rhizosphere bacteria and the potential for herbicide detoxification». *American Chemical Society*. (1994): 184-198.