

06

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO



FACULTAD DE CIENCIAS

EFFECTO DEL PERIFITON INCORPORADO AL SUELO COMO
FERTILIZANTE ORGANICO, SOBRE EL CRECIMIENTO DE
ALGUNOS CULTIVOS Y LA COLONIZACION
MICORRIZICA ARBUSCULAR

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:

ELEAZAR GONZALEZ VELAZQUEZ



DIVISION DE ESTUDIOS PROFESIONALES
DIRECTOR DE TESIS:
DRA ANA ROSA ANAYA LANG
FACULTAD DE CIENCIAS
SECCION ESCOLAR

296106



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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



REPUBLICA NACIONAL
ESTADOS UNIDOS MEXICANOS

EN C. ELENA DE OTEYZA DE OTEYZA
Directora de la División de Estudios Profesionales de la
Facultad de Ciencias
Presente

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo de Tesis: "Efecto del perfiton
incorporado al suelo como fertilizante orgánico, sobre el crecimiento
de algunos cultivos y la colonización micorrizica arbuscular.

Elaborado por Eleazar Gonzalez Velazquez

número de cuenta 8623751-8, pasante de la carrera de Biología.

Este trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis
Propietario

Dra Ana Luisa Anaya Lang.

Propietario

M. en C. Sergio Palacios Mayorga.

Propietario

Dr. Eberto Novelo Maldonado.

Propietario

Dra. Rosa Luz Tavera Sierra.

Propietario

M. en C. Eduardo Gonzalez Quintero.

Consejo Departamental de Biología

Dra. Patricia Ramos Morales.

FACULTAD DE CIENCIAS
U N A M.



DEPARTAMENTO

A la memoria de mis padres:

A mi padre, por haber sido un ejemplo de lucha constante hasta el final, gracias papá por que sin tu gran ejemplo y apoyo que siempre me brindaste no me hubiera realizado como lo empiezo a ser, ***a mi madre*** que siempre estuvo conmigo, apoyándome y consintiéndome tanto, gracias por todo lo que me dieron y que aún me siguen dando.

† Eleazar González Loera

† Carmen Velázquez de González

A mi esposa Betty:

Gracias pequeña, por alentarme a terminar esta fase de mi vida tan importante, por tu apoyo, cariño y comprensión, este trabajo también te pertenece y espero que sigamos compartiendo tanta felicidad como hasta hoy. Te amo.

-A mi abue, ***mio***, que ha estado siempre en los momentos felices de mi vida, gracias por ser como eres, te quiero mucho.

-A mis hermanos, Alberto y Guadalupe que siempre han sido un ejemplo de lucha, espero que como hasta hoy, sigamos compartiendo ese gran cariño que mis padres nos fomentaron.

-A mi cuñada Adriana, a mis sobrinos, Tony, Gina, Gaby y Beto, que complementan el cariño familiar.

-A toda la familia Velázquez, por tantos recuerdos felices de mi vida, espero que sigamos tan unidos como hasta hoy.

-A mi suegra Marilé y a toda la familia Ruiz por brindarme su apoyo y cariño, en especial a mi segunda abuelita y a mi tía Judith, que han sido tan lindas conmigo.

-A mis amigos de siempre, Tamara, Francisco, Miguel, Jorge, los primos, Jaime, Giar por su gran amistad.

AGRADECIMIENTOS

-A la Dra. Ana Luisa Anaya Lang por los apoyos brindados para la realización de este trabajo, gracias por confiar en mí.

-Al M. en C. Sergio Palacios Mayorga por ser coasesor de esta tesis, siendo parte fundamental en la realización de este trabajo.

-A los Doctores Eberto Novelo y Rosaluz Tavera así como al M. en C. Eduardo González por sus valiosos comentarios y sugerencias.

-Al M. en C. Enrique Solís del Laboratorio de Análisis Químicos del Instituto de Ecología de la UNAM por el análisis del perifiton.

-A la Q. Blanca Hernández y la Dra. Rocío Cruz, por su gran apoyo y paciencia en la estancia en el laboratorio.

-A los compañeros del laboratorio, Andrea, Tere, Tony, Aurora, Abigail, Sra. Lupita y a los caballeros del laboratorio (que ya son menos), por su agradable compañía.

-A la Reserva Ecológica El Edén, Q. Roo, por la información, las facilidades y el apoyo otorgado para la colecta y procesado del perifiton.

-Al Proyecto **MX-AES-6** "Searching for New Biocides in the Tropical Forests in the El Eden Ecological Reserve, Quintana Roo, Mexico". U.S. Department of Agriculture, y al Proyecto UC MEXUS-CONACYT. 1998. "Effect of the Periphyton of the Savanna at El Eden Ecological Reserve (Quintana Roo, México) as a biological fertilizer" por los apoyos económicos.

-A Fundación U.N.A.M. por la beca otorgada para la realización de esta tesis.

INDICE

I.- INTRODUCCION	1
I.1. La importancia de los abonos orgánicos en la agricultura contemporánea.....	1
I.2. Principales nutrimentos que requieren las plantas para un óptimo crecimiento.....	2
I.3. La simbiosis y su importancia para las plantas.....	7
I.4. Efecto de los fertilizantes químicos nitrogenados sobre los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en suelos tropicales.....	12
I.5. Efecto de los fertilizantes orgánicos (compostas) sobre los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en suelos tropicales.....	13
I.6. Manejo de algunos microorganismos del suelo para aumentar la productividad.....	14
I.7. Algunos aspectos sobre el manejo agrícola en las zonas tropicales, en particular en la cultura maya	16
I.8. El perifiton.....	17
I.8.1 El Perifiton de la Reserva Ecológica El Edén.....	20
I.9. Los suelos calcimagnésicos	23
HIPÓTESIS GENERAL	25
Objetivo General	25
Objetivos particulares.....	26
II.- MATERIALES Y METODOS.....	27
II.1. La reserva ecológica el edén, Quintana Roo.....	27
II.1.1 Colecta del perifiton.....	28
II.2. Suelo utilizado en el experimento del invernadero.....	28
II.3. Análisis microbiológico del Perifiton	29
II.4. Diseño experimental	30
II.4.1 Determinación del Volumen Radical:.....	34
II.4.2 Determinación de Peso Seco del follaje:	34

GRÁFICAS Y FIGURAS

Figura I.1 Perifiton de la reserva del Edén.	23
Figura II.1 Localización de la reserva "El Edén".	27
Gráfica III.1 Peso seco del amaranto con los dos tratamientos a tres dosis.	37
Gráfica III.2 Peso seco del jitomate con los dos tratamientos a tres dosis.	38
Gráfica III.3 Peso seco de la lechuga con los dos tratamientos a tres dosis.	39
Gráfica III.4 Peso seco del maíz con los dos tratamientos a tres dosis.	40
Gráfica III.5 Peso seco del tomate con los dos tratamientos a tres dosis.	41
Gráfica III.6 Volumen radical del amaranto con los dos tratamientos a tres dosis.	42
Gráfica III.7 Volumen radical del jitomate con los dos tratamientos a tres dosis.	43
Gráfica III.8 Volumen radical de la lechuga con los dos tratamientos a tres dosis.	44
Gráfica III.9 Volumen radical del maíz con los dos tratamientos a tres dosis.	45
Gráfica III.10 Volumen radical del tomate con los dos tratamientos a tres dosis.	46
Gráfica III.11 Colonización micorrízica nativa en jitomate con los dos tratamientos a tres Dosis.	47
Gráfica III.12 Colonización micorrízica nativa en lechuga con los dos tratamientos a tres Dosis.	48
Gráfica III.13 Colonización micorrízica nativa en maíz con los dos tratamientos a tres dosis.	49
Gráfica III.14 Colonización micorrízica nativa en tomate con los dos tratamientos a tres dosis.	50
Gráfica III.15 Peso seco (g) en Amaranto.	51
Gráfica III.16 Peso Seco (g) en Jitomate.	52
Gráfica III.17 Peso Seco (g) en Lechuga.	52
Gráfica III.18 Peso Seco (g) en Maíz.	53
Gráfica III.19 Peso Seco (g) en Tomate.	53
Gráfica III.20 Volumen Radical (ml) en Amaranto.	54
Gráfica III.21 Volumen Radical (ml) en Jitomate.	55

Gráfica III.22 Volumen Radical (ml) en Lechuga.....	55
Gráfica III.23 Volumen Radical (ml) en maíz.....	56
Gráfica III.24 Volumen Radical (ml) en Tomate.....	56

TABLAS

Tabla I.1 Concentraciones típicas de macronutrientes en los tipos de semillas.....	4
Tabla I.2 Las compostas más comerciales utilizadas en la agricultura:	6
Tabla I.3 Abonos orgánicos más utilizados.....	7
Tabla II.2 Diseño experimental	33
Tabla III.1 Algunas características físicas y químicas del perifiton de la sabana de El Edén.	36
Tabla III.2 Estimación de la microflora del Perifiton.	57
Tabla VII.1 Dosificaciones para los tratamientos en almácigos de 20 g (Amaranto, Jitomate, Lechuga y Tomate).....	67
Tabla VII.2 Dosificaciones para los tratamientos en almácigos de 35 g (Maíz).....	67
Tabla VII.3 Resultados de peso seco (g) en amaranto.	68
Tabla VII.4 Resultados de volumen radical (ml) en amaranto.	68
Tabla VII.5 Resultados de peso seco (g) en jitomate.....	69
Tabla VII.6 Resultados de volumen radical (ml) en jitomate.....	69
Tabla VII.7 Colonización micorrízica nativa (arcsen%) en jitomate.	69
Tabla VII.8 Resultados de peso seco (g) en lechuga.....	70
Tabla VII.9 Resultados de volumen radical (ml) en lechuga.....	70
Tabla VII.10 Colonización micorrízica nativa (arcsen%) en lechuga.	70
Tabla VII.11 Resultados de peso seco (g) en maíz.....	71
Tabla VII.12 Resultados de volumen radical (ml) en maíz.	71
Tabla VII.13 Colonización micorrízica nativa (arcsen%) en maíz.	71
Tabla VII.14 Resultados de peso seco (g) en tomate verde.	72
Tabla VII.15 Resultados de volumen radical (ml) en tomate verde.	72
Tabla VII.16 Colonización micorrízica nativa (arcsen%) en tomate verde.	72

I.- INTRODUCCION

I.1. La importancia de los abonos orgánicos en la agricultura contemporánea.

El uso de los abonos orgánicos en terrenos cultivados se remonta casi al nacimiento mismo de la agricultura. El incremento en el consumo de los fertilizantes químicos y en la producción dentro de una agricultura intensiva, causó un decremento en el uso de los abonos orgánicos entre 1940 y 1970, no obstante, en la actualidad los experimentos y estudios con abonos orgánicos, han vuelto a cobrar importancia por las siguientes razones:

1. La creciente escasez y el alto costo de los energéticos en el mundo restringirán la producción de los abonos químicos nitrogenados y la producción de fertilizantes fosfatados dependiente de un recurso natural no renovable (la roca fosfórica) que hacen necesaria la búsqueda de otras fuentes alternativas.
2. Aún en épocas de máxima producción de abonos químicos, el consumo mundial de nitrógeno y fósforo contenido en los abonos orgánicos, ha superado al consumo de abonos químicos (Monroy y Viniegra, 1993).

Los abonos orgánicos muestran sobre los químicos, las siguientes ventajas:

1. Forman complejos orgánicos con los nutrimentos, manteniendo a éstos en forma aprovechable para las plantas.

2. Reducen la erosión de los suelos, al aumentar la resistencia de los agregados a la dispersión por el impacto de las gotas de lluvia y al reducir el escurrimiento superficial.
3. Elevan la capacidad de intercambio catiónico del suelo, protegiendo los nutrimentos de la lixiviación.
4. Liberan CO₂ que propicia la solubilización de nutrimentos.
5. Abastecen de carbono orgánico, como fuente de energía, a la flora microbiana heterótrofa de suelo (Monroy y Viniegra, 1993).

1.2. Principales nutrimentos que requieren las plantas para un óptimo crecimiento.

El crecimiento de las plantas depende de la disponibilidad de elementos tanto del suelo como de la atmósfera. La planta obtiene estos elementos de la forma siguiente:

- 1.-El carbono y el oxígeno se obtienen del bióxido de carbono de la atmósfera y son asimilados durante la fotosíntesis en las hojas.
- 2.-El hidrógeno y el oxígeno se obtienen del agua a través de las raíces.
- 3.-El potasio, calcio y magnesio son tomados por las raíces de la solución del suelo en forma de cationes K⁺, Ca²⁺ y Mg²⁺.

4.-El nitrógeno, fósforo y azufre son tomados por las raíces, de la solución del suelo, en forma de aniones NO_3^- , H_2PO_4^- y $\text{SO}_2/4^-$. El nitrógeno también es absorbido como NH_4^+ , y además puede ser obtenido indirectamente de la atmósfera del suelo, a través de la fijación de nitrógeno que realizan algunos microorganismos.

5.-Otros elementos se adquieren en pequeñas cantidades (micronutrientes) de la solución del suelo (Monroy y Viniegra, 1993).

Según la cantidad de nutrientes requerida por la planta, que adquiere del suelo, éstos se denominan macronutrientes (nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio y azufre) y micronutrientes. Los nutrientes tienen funciones específicas y esenciales en el metabolismo de las plantas. Las principales funciones de los nutrientes como el nitrógeno, azufre y fósforo, que son constituyentes de las proteínas y ácidos nucleicos, son muy conocidas y se han descrito ampliamente. Otros nutrientes como el calcio, magnesio y los micronutrientes (excepto el cloro) pueden funcionar como constituyentes de estructuras orgánicas, predominantemente de enzimas, las cuales están directa o indirectamente relacionadas con las funciones catalíticas de las mismas. El potasio y, presumiblemente, el cloro, son los únicos nutrientes que no son constituyentes de estructuras orgánicas, pero funcionan principalmente en la osmorregulación (por ejemplo dentro de las vacuolas), el mantenimiento del equilibrio electroquímico en las células y sus compartimentos, y en la regulación de las actividades enzimáticas. Naturalmente, debido a su pequeña concentración, los micronutrientes no desempeñan un papel directo tanto en la osmorregulación como en el equilibrio electroquímico (Marschner y Dell, 1994)

Con base en la composición de semillas secas de cereales y semillas secas de flor de nabo (colza), la Tabla I.1 muestra las concentraciones más comunes ($\text{g Kg}^{-1} = \text{Kg t}^{-1}$) de macronutrientes en ellas.

Tabla I.1
Concentraciones típicas de macronutrientes en los tipos de semillas

Cultivo	N	P	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	S
Semillas de cereales	20	4	6	0.6	1.5	1.5
Semillas de Flor de Nabo	36	7	10	4	2.5	10

Tomado de Rowell (1994)

En general, el nitrógeno es requerido en grandes cantidades, seguido del potasio, los demás nutrientes se necesitan en cantidades pequeñas y variables según la planta. Por ello en los fertilizantes, son añadidos generalmente tres de éstos elementos: (Geoff, 1992; Stevenson, 1986)

Nitrógeno.- Es esencial para la vida, parte fundamental de los aminoácidos, componentes estructurales para la síntesis de los péptidos y las proteínas de las células; forma parte del material genético de las células, los ácidos nucleicos y de la clorofila. El nitrógeno de los suelos se deriva principalmente del nitrógeno gaseoso de la atmósfera, N_2 . Los microorganismos del suelo, tanto de vida libre como asociados en simbiosis con las plantas, fijan el N_2 para producir nitrógeno orgánico en forma de grupos amino, $-\text{NH}_2$, en las proteínas, formando parte de la materia orgánica del suelo. La deficiencia de nitrógeno es muy frecuente ya que es el elemento más dinámico en el suelo y está expuesto a grandes pérdidas en el sistema suelo-planta. Aún en las mejores condiciones, sólo una tercera parte del nitrógeno que se aplica como fertilizante puede ser recuperado en la cosecha o almacenado en el suelo después de la misma.

La deficiencia de nitrógeno provoca clorosis en las hojas de las plantas y, si es muy pronunciada, puede causarles la muerte

Fósforo.-Después del nitrógeno, es el elemento más abundante en la materia orgánica del suelo. Su función como parte de estructuras macromoleculares es más importante en los ácidos nucleicos; en ambos, ADN y ARN, el fosfato forma un puente entre las unidades ribonucleicas para formar macromoléculas. El fósforo es responsable de la naturaleza fuertemente ácida de los ácidos nucleicos y, por ello, de la concentración tan alta de cationes en las estructuras del ADN y ARN. En estado natural, todo el fósforo consumido por las plantas es regresado al suelo en los residuos vegetales y animales. En los campos agrícolas, algo del fósforo es sacado en la cosecha y sólo una parte retorna al suelo. Las pérdidas de fósforo en el suelo se producen a través de la lixiviación y la erosión. Las plantas requieren menores cantidades de fósforo que de nitrógeno (más o menos en proporción 1:10). El fósforo o fosfato es el elemento responsable del buen crecimiento de la raíz, su ausencia puede ser causa de un escaso desarrollo de la planta; afecta el tamaño y la calidad de flores y frutos, y es esencial para la síntesis de proteínas y carbohidratos.

Su deficiencia ocasiona un retraso en el crecimiento y en la maduración de las plantas; es necesario para la formación de las semillas, el desarrollo de las raíces y el fortalecimiento de los tallos en los cereales (Geoff, 1992; Stevenson, 1986)

Potasio. Es el catión más abundante en el citoplasma de las células. La absorción de potasio es altamente selectiva y está estrechamente relacionada a la actividad metabólica. Su movilidad en las plantas es muy alta, entre célula y célula, entre tejidos y a grandes distancias a través del xilema y del floema.

El potasio desempeña un papel muy importante en las relaciones hídricas de las plantas. La cantidad de potasio en los fertilizantes comerciales es semejante a la del nitrógeno. En muchos suelos arcillosos, las formas no intercambiables liberan cantidades significativas de K^+ cada año, por lo tanto se requiere poca cantidad de este elemento en la fertilización. En contraste, sólo pequeñas cantidades de K^+ no intercambiable son liberadas en suelos más arenosos donde la fertilización puede ser indispensable (Rowell, 1994; Marschner y Dell, 1994).

Las diversas compostas y tipos de abonos orgánicos que se utilizan para fertilizar el suelo se incluyen en las Tablas I.2 y I.3 junto con su contenido de nutrimentos mayores (Monroy y Viniegra, 1993).

Tabla I.2
Las compostas más comerciales utilizadas en la agricultura:

Contenido de nutrimentos	COMPOSTAS			
	Hongos descompuestos (%)	Desperdicios orgánicos descompuestos (frutas, verduras, etc.) (%)	Algas marinas (%)	Lana de borrego (pacotilla) (%)
Nitrógeno	0.71	0.5	0.3	3-15
Fósforo	0.3	1-2	0.1	0.5
Potasio	0.26	0.5	1.0	0.1-12

Según Geoff, 1992

Tabla I.3
Abonos orgánicos más utilizados.

Subproductos	% de nutrimentos		
	Nitrógeno	Fósforo	Potasio
Estiércol de bovino	0.50	0.36	0.73
Estiércol de equino	0.46	0.28	0.67
Estiércol de porcino	0.70	0.71	0.61
Estiércol de caprino	0.67	0.21	0.63
Estiércol de aves	0.87	1.84	0.81
Estiércol de ovino	0.56	0.32	0.86
Bagazo de caña de azúcar	0.46	0.14	0.18
Cañaza	0.88	1.11	0.18
Pulpa de café	0.40	0.19	0.15
Fracción orgánica de basuras urbanas.	0.50	0.25	0.22
Aguas negras	0.001	0.0005	0.001

Tomado de Monroy y Viniegra, 1993.

1.3. La simbiosis y su importancia para las plantas.

Debido a que las raíces constituyen una fuente de carbono orgánico, la densidad de poblaciones de microorganismos, especialmente bacterias, es considerablemente mayor en la rizósfera que en otras partes del suelo. Entre el 75 y más del 85% de la provisión total de carbono orgánico para la actividad microbiana en la rizósfera esta representado por las células y tejidos muertos que se desprenden de la raíz (Marschner y Dell, 1994).

No solo el número total de microorganismos en la rizósfera es importante para el crecimiento y fisiología de las raíces y la dinámica de

nutrimentos, sino más aún los tipos (especies y cepas) de microorganismos y sus características fisiológicas.

Por ejemplo, simbioses, productores de fitohormonas, fijadores de nitrógeno, patógenos menores y antagonistas. Especies diferentes de plantas sustentan una microflora diversa en la rizósfera, tanto en número como en características fisiológicas. Esto se aplica también en diferentes zonas de la raíz de una planta, por ejemplo, zonas desnudas, en comparación con zonas cubiertas (Paul y Clark, 1996).

En el ámbito general de las interacciones que ocurren entre los componentes vivos en cualquier ecosistema destacan, tanto por su incidencia cuantitativa como por su importancia cualitativa, las denominadas simbiosis (Cooke, 1977). En muchos casos, las simbiosis tienen lugar entre organismos autótrofos y heterótrofos y los dos tipos de organismos implicados se benefician mutuamente, (Harley, 1969).

La capacidad de fijación biológica del nitrógeno atmosférico está restringida a los organismos con estructura celular procariótica (bacterias y cianofíceas-Cyanobacteria) tanto de vida libre como simbióticas. La fijación más significativa de nitrógeno en los sistemas agrícolas es llevada a cabo por Eubacterias, muchas de las cuales son autótrofas o dependen de fuentes externas de carbono reducido (heterótrofas) (*Azospirillum*); otras son capaces de reducir el CO₂ (*Anabaena*). Un buen número de especies del género *Frankia* (Thallobacteria), *Nostoc* y *Anabaena* (Cyanobacteria), y los rizobios (Protobacteria), son de gran importancia, por que establecen interacciones simbióticas con las raíces de las plantas. (Atlas y Bartha, 1987)

La asociación simbiótica de las bacterias fijadoras de nitrógeno con las raíces de las plantas, generalmente se lleva a cabo en estructuras multicelulares llamadas nódulos.

El intercambio de señales moleculares entre el microbio y el hospedero, puede ser ejemplificada por medio de las relaciones simbióticas, como las de las bacterias fijadoras de nitrógeno gram-negativas del género *Rhizobium* y las plantas de la familia Leguminosae. Debido a su importancia, esta interacción ha sido objeto de numerosos estudios durante casi un siglo.

Las asociaciones simbióticas toman muchas formas, aquellas que involucran a los hongos incluyen además de los líquenes, a las asociaciones micorrízicas entre los hongos y las raíces de numerosas plantas. Esta asociación puede darse entre sólo dos organismos (la planta y el hongo micorrízico), o bien, entre tres organismos, como en el caso de las plantas que están asociadas simbióticamente con microorganismos que son capaces de fijar N_2 de la atmósfera.

La asociación micorrízica involucra la integración de las raíces de la planta y el micelio del hongo, para constituir unidades morfológicamente integradas (Atlas y Bartha, 1987)

Los hongos micorrízicos se asocian prácticamente con todas las plantas, lo que habla de la importancia de ésta asociación, sin embargo, algunas de las especies de las familias, Cyperceae, Juncaceae, Urticaceae, Chenopodiaceae, Caryophyllaceae, Amaranthaceae y Brassicaceae (Cruciferae) son infectadas en mucho menor grado que las otras familias. Algunas de las arvenses perjudiciales en los cultivos, no son micorrizables,

y para desarrollarse rápidamente en las áreas donde los nutrimentos son adecuados, dependen de sus hábitos de rápido crecimiento y de finos pelos radicales no infectados por las micorrizas.

Aquellas plantas capaces de formar micorrizas, tienen en general un atributo común: pueden controlar la patogenicidad potencial de su hongo simbiótico. El hongo *Rhizoctonia*, un agresivo patógeno del maíz, forma micorrizas estables con las orquídeas. Todos los hongos micorrízicos, excepto los que se asocian con las orquídeas, dependen de los hospederos, para proveerse de fuentes de carbono; este beneficio les evita tener que competir intensamente con otros organismos del suelo por los sustratos orgánicos. Muchos hongos micorrízicos solo forman cuerpos fructíferos cuando están asociados con las raíces de las plantas, de otro modo, solo pueden crecer vegetativamente, y en muchos casos, son incapaces de sobrevivir sin estar asociados. A cambio de los beneficios que reciben de la planta los hongos absorben nutrimentos del suelo (particularmente nitrógeno y fósforo) que le ceden a la planta, lo cual le aporta a ésta grandes beneficios nutricionales. (Palacios, et al, 1986 y 1987)

Los hongos micorrízicos tienen una gran importancia en el cierre del ciclo de los nutrimentos por su eficiencia en la absorción de éstos, a partir de la solución del suelo (Janos, 1988; Marschner y Dell, 1994).

La asociación micorrízica es diversa, tanto en términos de estructura como de función. Hasta hace pocos años, se reconocían dos tipos principales de micorrizas:

- Las ectomicorrizas
- Las endomicorrizas.

En las ectomicorrizas, el hongo (ascomiceto o basidiomiceto) forma una cubierta externa pseudoparenquimatosa de más de 40 μm de grosor y

constituye más del 40% del peso seco de la estructura combinada raíz-hongo. Las hifas del hongo, penetran los espacios intercelulares de la epidermis y la región cortical de la raíz, pero no penetran a las células vivas. La morfología de la raíz se modifica en este tipo de micorrizas, formándose racimos cortos ramificados dicotómicamente, con una región meristemática reducida. (Suden y Friedrichsen en Sieverding, 1991)

Las ectomicorrizas forman una barrera física muy efectiva que impide la penetración de patógenos a la raíz. Muchos basidiomicetos que forman ectomicorrizas, son capaces también de producir antibióticos y ácidos orgánicos volátiles que tienen efectos microbicidas, y de este modo, le ofrecen una protección extra a la planta. Ciertas plantas colonizadas con ectomicorrizas pueden producir metabolitos secundarios inhibidores que el hongo secuestra y utiliza como defensa contra algunos patógenos. En contraste, las endomicorrizas invaden las células vivas de la raíz, las cuales son llenadas por agregados del micelio. En un modelo general de endomicorriza, la apariencia microscópica de los racimos de hifas intracelulares dio origen al término vesículo-arbuscular, con el que se conocen este tipo de micorrizas (MVA). Este tipo de micorrizas reporta a las plantas tanto o más beneficios que las ectomicorrizas. En las zonas tropicales, las MVA representan el medio a través del cual las plantas son capaces de sobrevivir en los suelos pobres en nutrimentos o con ciclos muy rápidos de éstos. A diferencia de las ectomicorrizas, las endomicorrizas desarrollan sólo una pequeña masa de material fúngico que difícilmente excede el 10% del peso de la raíz. Además de nitrógeno y fósforo, el hongo absorbe y transfiere a la planta elementos como el cobre y el zinc. Existe una mayor actividad de fosfatasa en las raíces micorrizables que en las no micorrizables, por lo tanto, los hongos micorrízicos pueden transferir fosfatos de las fuentes externas a sus

plantas hospederas. Algunos cálculos han mostrado que las raíces micorrizadas pueden contener 4 veces más fósforo que las que no están colonizadas. La micorriza arbuscular (MA) se ha encontrado presente en más del 70% de las plantas comestibles, forrajeras y forestales que crecen tanto en el trópico como en el subtrópico (Suden y Friedrichsen en Sieverding, 1991).

Esta clasificación original de las micorrizas en dos grupos, ha sido ampliada a 7 tipos, a medida que se obtiene mayor información de las diferentes asociaciones micorrízicas que hongos y plantas son capaces de establecer. El tipo de las ectomicorrizas persiste hasta la actualidad, en cambio las endomicorrizas ya han sido divididas en diversos grupos, entre ellos, los de las orquidáceas, monotropoides y ericoides, representan asociaciones con tipos de hospederos específicos.

Los resultados de muchas investigaciones, sugieren claramente que el aprovechamiento del agua por las plantas micorrizadas es un efecto benéfico directo en la nutrición de las plantas, especialmente por la mayor absorción de fósforo y potasio (Sieverding y Tano, 1988a). Barrow y Roncadori (1977) encontraron que la MA estimula el enraizamiento, da protección a las plántulas y estacas durante el trasplante, y estimula el crecimiento general de las plantas.

1.4. Efecto de los fertilizantes químicos nitrogenados sobre los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en suelos tropicales.

El nitrógeno es uno de los elementos más escasos en los suelos tropicales por lo que constantemente se aplican fertilizantes nitrogenados en los cultivos, para compensar su escasez. Existen evidencias de que cuando se incrementan las aplicaciones, éstas pueden afectar

industrial, hortícola y frutícola, en plantas de vivero e inclusive, en especies forestales (Sieverding, 1991; Killham, 1994).

Sin embargo, los hongos micorrízicos arbusculares son parte de la microflora nativa en todos los suelos, por lo que es posible que estén adaptados a cada una de las situaciones ecológicas que determinan los diferentes niveles críticos limitantes del crecimiento y desarrollo de las plantas. La efectiva capacidad colonizadora de los hongos, en respuesta a los diferentes sistemas de cultivo, permite encontrar el equilibrio ecofisiológico en la relación suelo-hongo-hospedero, con lo que se propicia una minimización en el uso de agroquímicos y una ampliación en el uso de biofertilizantes. Se ha encontrado que la MA puede incrementar notablemente el crecimiento de la planta, especialmente cuando el fósforo del suelo constituye un factor limitante (Palacios et al., 1987).

Hay evidencias crecientes de que los hongos micorrízicos contribuyen a aumentar la productividad agrícola y también son importantes en la forma como las plantas cultivadas responden a la aplicación de la fertilización. Por lo tanto, es muy importante considerar a las asociaciones micorrízicas como componentes integrales de los edafosistemas complejos y, por lo mismo, manejar este sistema de manera que se maximicen los beneficios que las micorrizas aportan a los procesos del suelo y al crecimiento de las plantas (Smith y Read, 1997).

1.7. Algunos aspectos sobre el manejo agrícola en las zonas tropicales, en particular en la cultura maya

La agricultura en los trópicos se ha basado, tradicionalmente, en el sistema de roza-tumba-quema o agricultura nómada. La destrucción de las selvas y el uso del fuego son, probablemente, los dos factores más importantes de este sistema que producen una profunda perturbación ecológica. Cuando la selva es cortada y quemada, los cationes y el fósforo de la vegetación se acumulan en una delgada capa de ceniza sobre la superficie del suelo, lo que resulta en un aumento temporal de su fertilidad y del pH. El aumento en el pH ayuda a neutralizar los efectos tóxicos del aluminio en el suelo, acelera la descomposición de la materia orgánica y además, altera significativamente otros procesos microbiológicos en el suelo, como la fijación de nitrógeno, nitrificación, desnitrificación y desarrollo de micorrizas. Con excepción del nitrógeno y el azufre, la quema, aparentemente, no produce pérdidas directas de nutrimentos del ecosistema. Sin embargo, muchos de ellos se vuelven inmediatamente disponibles para las plantas en la superficie del suelo, pero pueden perderse rápidamente por la fuerte lixiviación provocada por la lluvia y por la erosión. La temperatura de la superficie del suelo aumenta al grado de rebasar los límites de tolerancia de muchos microorganismos y reduce la humedad superficial, por lo mismo, la actividad de estos microorganismos se suspende. Todos estos problemas se han tratado de resolver por medio de diversas técnicas que el agricultor crea y adapta por medio de pruebas de ensayo y error, a través de siglos de experiencia; esto ha originado las diversas variables de agricultura tradicional en los trópicos del mundo y en particular en la península de Yucatán.

Los campesinos saben muy bien cuando deben abandonar el campo; el factor que más influye para que tome la decisión es la disminución de la

productividad, que se debe especialmente a la pérdida de la fertilidad de los suelos, ya que los cultivos agotan muchos de los nutrimentos indispensables para el desarrollo vegetal. Por este motivo, la fertilización debió haber sido una de las prácticas fundamentales de los antiguos mayas para mantener una productividad agrícola alta. Los mayas en la actualidad utilizan todo tipo de materiales para fertilizar el suelo: hojarasca, combinación de los cultivos con leguminosas, suelos orgánicos de la selva, estiércoles, rastrojos de los cultivos y lodo del fondo de las sartenejas. Estos fertilizantes naturales los transportan constantemente y todos, con excepción de los estiércoles de los animales domésticos introducidos durante la conquista, estaban a disposición de los antiguos mayas. (Jiménez-Osornio, 1989)

La pregunta sobre cómo resolvieron el problema de la fertilización los antiguos mayas, continúa en el aire, aunque sabemos que la agricultura se basó en diversos sistemas combinados unos con otros y, dentro de ellos, diferentes cultivares fueron sembrados y rotados en el tiempo y el espacio. La rápida pérdida de la fertilidad de los suelos durante su manejo agrícola, fue una de las razones que forzaron a los mayas a encontrar variadas formas de fertilización que se adecuaron a sus necesidades y circunstancias (Fedick, L. S. 1995a).

1.8. El perifiton

El término "perifiton" proviene del vocablo griego *fiton* que quiere decir planta, con el prefijo *-peri* (encima o sobre de), y se refiere al tipo de comunidad biótica constituida por organismos microscópicos que viven adheridos a un sustrato sólido y continuo sumergido (Font Quer, 1973). Roll (1939), define al perifiton como el conjunto de organismos sésiles que se encuentran en un tipo de sustrato, en el cual se pueden reconocer dos

subgrupos: el epifiton (*Aufwuchs*) organismos sésiles fijados a un sustrato, que no están asociados con ningún otro, y el *laison* (*Bewuchs*), estado de desarrollo del perifiton que se encuentra sucesionalmente asociado con algún otro sustrato desde el punto de vista fito-sociológico.

El término perifiton adquirió gradualmente un significado muy amplio; Roeder (1977) lo define como un tipo de ensamblaje de organismos libres viviendo sobre la superficie de objetos sumergidos en el agua y cubiertos por un vello viscoso. Estos organismos forman una capa resbalosa que puede ser parda o verde y que, usualmente, se encuentra adherida a la superficie de las plantas acuáticas, madera, rocas u otros objetos inmersos en el agua; gradualmente, ésta capa se va transformando en pequeñas "plantas gelatinosas" que culminan en un tipo de vello lanudo.

Esta definición, en general, incluye a todo tipo de crecimiento de organismos que se encuentran adheridos a sustratos naturales y artificiales. El perifiton incluye en su amplia definición, a todo crecimiento de organismos acuáticos (microflora) sobre sustratos sumergidos (Vollenweider, 1969)

Slodecková (1962) denomina al perifiton como verdadero, cuando los organismos son inmóviles y están adheridos a un sustrato por rizoides, pedúnculos gelatinosos, o por algunos otros tipos de mecanismos, y como pseudoperifiton, al que está constituido por formas de vida libre móviles que se encuentran en el verdadero perifiton. El pseudoperifiton es sinónimo del metafiton y el euperifiton que equivale al verdadero perifiton. Wilbert (1969).

En la actualidad existe una gran discusión y controversia sobre el uso de las palabras bentos y perifiton. De hecho, el perifiton es usualmente

subdividido en las mismas categorías que el bentos, epifiton, epiliton, epipelon y epizoon, y los términos para perifiton o para bentos pueden ser intercambiados (Potrasov, 1982). Algunos autores causan mayor confusión en el uso del término perifiton al utilizarlo como un nombre o un sustantivo, en contraste con béntico como un adjetivo (Wetzel, 1983).

Según Vymazal (1995), epifiton significa crecimiento de una comunidad en la superficie de las plantas; epipelon, crecimiento de una comunidad en sedimentos o lodos; epiliton, crecimiento de una comunidad en la superficie de rocas o madera; epizoon, crecimiento de una comunidad en la superficie de animales; y epipsamon, crecimiento de una comunidad en partículas de arena. Estas definiciones son muy descriptivas, y pueden ser referidas, según sea el caso, para perifiton o bentos.

En trabajos recientemente publicados se habla de un contenido tanto microbiológico (hongos, bacterias, actinomicetos) como florístico (algas), y se menciona que cada uno de los tipos de perifiton que se han encontrado, aún circunvecinos, muestra diferencias en su contenido (Lane, 1991); cada perifiton presenta un determinado tipo de contenido microbiológico y florístico y, por consiguiente, un determinado contenido energético (Makarevich y Zhukova, 1992). El perifiton está compuesto por un mosaico de organismos microscópicos y macroscópicos muy pequeños que viven adheridos a una gran diversidad de sustratos sumergidos, son envueltos por las especies vecinas o se comen unos a otros (Biggs, 1995). Los tipos de perifiton más estudiados hasta ahora, proceden de Nueva Zelanda, Rusia, Japón y Estados Unidos entre otros, todos ellos son de aguas templadas, a excepción del correspondiente a los manglares de Florida, Estados Unidos, que es de ambiente tropical y por lo tanto el que podría

ser comparable al que se encuentra en la península de Yucatán (Giorgi, 1995).

1.8.1 El Perifiton de la Reserva Ecológica El Edén

Durante los estudios de biodiversidad e historia ecológica de la reserva ecológica El Edén en Quintana Roo, se hizo el descubrimiento del perifiton, como un componente de los ecosistemas de tierras húmedas (humedales) de la Península de Yucatán, aun no descrito, que pudo haber sido un fertilizante potencial de los antiguos mayas (Gómez-Pompa, 1998).

Existen algunos indicios arqueológicos que apoyan esta hipótesis, una red de muros bajos, fabricado con rocas, en la sabana de El Edén, la cual subdivide a ésta en compartimentos. Estos muros sugieren que en esta zona pudo haberse llevado a cabo una especie de acuacultura; tal vez los mayas con la ayuda de estos compartimentos pudieron prolongar la inundación en ciertas zonas para el cultivo del perifiton y su aprovechamiento como fertilizante.

En algunas zonas altas, con restos de asentamientos humanos, se han encontrado vestigios de parcelas agrícolas donde se han observado organismos propios de las zonas bajas inundables: gasterópodos (caracoles y almejas), y ostrácodos y carofitas (algas verde-azules propias del perifiton), que sugieren un antiguo transporte del perifiton desde las zonas bajas hacia estos asentamientos humanos, posiblemente con el fin de fertilizar las parcelas agrícolas (Fedick, 1995b).

Los humedales de El Edén están ocupados por una serie de tipos de vegetación que están distribuidos a lo largo de un gradiente topográfico

que va desde sitios permanentemente inundados hasta aquellos periódicamente u ocasionalmente inundados (Gomez-Pompa, 1998). La extensión de la inundación y su periodicidad ha determinado la presencia de las diferentes comunidades vegetales y la zonación ecológica de los humedales, desde la selva inundable, los palmares, hasta la sabana, los tulares, pastizales inundables y las lagunas.

Durante la época de lluvias los humedales estacionales empiezan a inundarse y una serie de tapetes de algas (perifiton) empieza a crecer rápidamente cubriendo todo el sustrato sumergido. El perifiton es un componente biótico de gran importancia en los ecosistemas de humedales, desempeña el papel de productor en la cadena trófica de estos ecosistemas y también es un concentrador y productor de nutrimentos. Los estudios iniciales del perifiton de El Edén mostraron que éste era semejante al de los Everglades (Browder et al, 1994), sin embargo aun no se ha realizado un estudio comparativo a profundidad.

Alrededor del 60 % del total de las especies que forman parte del perifiton, pertenece a las Cianoprocariotas y Clorofitas, pero son las Cianoprocariotas, las que constituyen la estructura principal de todos los tipos de perifiton [Novelo y Tavera, (en prensa)]

Existe una clara distinción cuando se comparan las algas típicamente acuáticas en los cuerpos permanentes de agua (charcos, cenotes), con respecto a algunas algas que se presentan en sitios donde la inundación es sólo temporal y en los cuales la flora presenta una alta capacidad de resistencia a la desecación. En el periodo de secas, el perifiton está formado únicamente por alrededor de 30 especies, las cuales resisten las condiciones de falta de agua; en cambio, durante el periodo de inundación

o en los cuerpos de agua permanentes, el perifiton contiene más de 70 especies de algas.

Hasta ahora se han reconocido 5 tipos de perifiton, de acuerdo a su composición de especies: 1) Texturas compactas principalmente subáreas 2) Texturas epifíticas libres principalmente acuáticas. 3) Texturas edáficas compactas formando costras. 4) Hojuelas subáreas principalmente edáficas, cubiertas por costras. 5) Otras formas con distribución limitada [Novelo y Tavera, (en prensa)].

Novelo y Tavera (en prensa) observaron que cuando el perifiton se deshidrata, pierde nitrógeno (principalmente amonio), al mismo tiempo que la concentración de fósforo se incrementa claramente en el suelo; este proceso se lleva a cabo, probablemente, por la adición de material que proporcionan las algas (principalmente carofitas), directamente al suelo, en el periodo de secas. De este modo, se puede observar un ciclo de nutrimentos donde el nitrógeno fluye del perifiton al suelo y el fósforo del suelo al perifiton. Es muy probable que el perifiton pierda y recupere sus elementos en cada ciclo hidrológico (periodo de secas y periodo de lluvias), y por esta razón, si se le extrae constantemente para utilizarlo como un biofertilizante, ya que es rico en nutrimentos, se podría desequilibrar el ciclo de los mismos, empobreciendo el suelo, lo que tendría consecuencias muy perjudiciales para el resto del ecosistema; por estas razones, el perifiton no puede ser explotado indiscriminadamente.

Swift (1981) realiza un análisis químico del perifiton de la zona de los pantanos en Florida, y encuentra que contiene hasta un 4% de nitrógeno total y un 0.33% de fósforo. Anaya (1995) también reporta un alto contenido de N₂ y P en el perifiton de la sabana de El Edén, Q. Roo. La riqueza de nutrimentos en el perifiton, que como se mencionó, lo convierte

en un biofertilizante potencial, hizo pensar en la posibilidad de que éste pudo haber sido uno de los fertilizantes utilizados por los antiguos mayas.

Figura I.1
Perifiton de la reserva del Edén.



1.9. Los suelos calcimagnésicos

Cuando un suelo se origina de una caliza, la gran cantidad de carbonato de calcio que contiene se libera en forma "activa" y le imprime un carácter muy particular al suelo, al mismo tiempo que ejerce una acción sobre su evolución, obstaculizando en general la acción climática sobre el mismo. La caliza activa actúa como un freno frente a los procesos de alteración, liberándose, por ejemplo, poco hierro. Asimismo, como la materia orgánica fresca puede estar finamente dividida e incorporada a cierta profundidad en este tipo de suelos, la actividad biológica, principalmente animal, es muy elevada. Sin embargo, la humificación puede ser parcialmente inhibida por la acción del carbonato de calcio que "estabiliza" los compuestos húmicos en forma poco evolucionada y los protege contra la biodegradación (Bunns y Davis, 1986).

Aunque una caliza como roca madre parece ser una condición necesaria para la formación de los suelos calcimagnésicos, sin embargo, no es una condición suficiente para otros suelos como las rendzinas, especialmente en clima húmedo, en donde se produce la descarbonatación del perfil más o menos rápida. A consecuencia de ello, se origina una acumulación relativa de los elementos silicatados; el contenido en materia orgánica disminuye y aparece un color pardo debido a la liberación de hierro (perfil empardecido).

La naturaleza y la composición del material calizo, junto con la topografía, constituye, evidentemente, el factor ecológico fundamental que condiciona la formación y la evolución de los suelos calcimagnésicos. Según las condiciones locales, este factor garantiza, con una eficacia muy variable, el mantenimiento en el perfil, de una cantidad suficiente de caliza activa en íntimo contacto con la materia orgánica. Por consiguiente, la formación o, en el caso de que se produzca, la transformación de los suelos calcimagnésicos, depende de las condiciones climáticas locales, el material parental y la topografía (Bunns y Davis, 1986).

Hipótesis general

Si el perifiton de la sabana de El Edén, Quintana Roo, contiene altas cantidades de nitrógeno y fósforo, entonces es probable que esta cualidad lo convierta en un biofertilizante potencial, el cual puede aportar efectos benéficos al desarrollo de plantas cultivadas y micorrizas al enriquecer el suelo con estos nutrimentos. Asimismo, su efecto puede compararse con el de un fertilizante inorgánico.

Objetivo General

Evaluar por medio de un experimento en el invernadero, el efecto del perifiton, usado como un biofertilizante, sobre las primeras etapas del crecimiento de algunas plantas cultivadas, y compararlo con el efecto de un fertilizante inorgánico comercial (sulfato de amonio) sobre estas mismas plantas. Asimismo, analizar el efecto del perifiton sobre la colonización y desarrollo de la micorriza vesículo-arbuscular (MVA) en las raíces de los cultivos en ambos tratamientos.

Objetivos particulares

Evaluar el efecto del perifiton sobre el crecimiento de las plantas de cultivo experimentales: amaranto, jitomate, lechuga, maíz y tomate verde, utilizando los siguientes parámetros: crecimiento en peso seco de follaje y volumen radical, en comparación con un fertilizante inorgánico (sulfato de amonio).

Analizar el papel que desempeñan los microorganismos del suelo durante la descomposición del perifiton, utilizando un suelo con y sin microflora nativa {bacterias, actinomicetos (heterótrofos) y hongos filamentosos} en un experimento en el invernadero.

Evaluar el comportamiento de las MVA nativas en ambos tratamientos (perifiton y fertilizante químico).

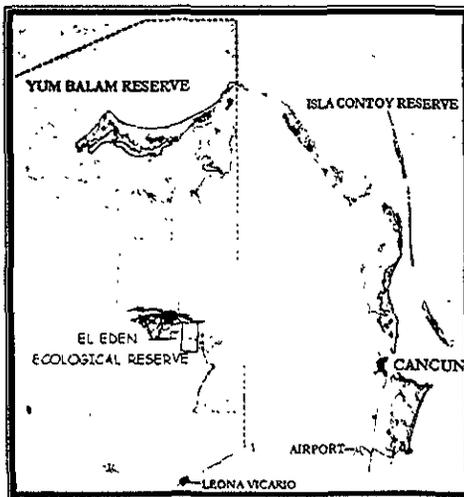
Evaluar, por medio de un análisis microbiológico, la densidad de bacterias, actinomicetos (heterótrofos) y hongos filamentosos existentes en el perifiton, en dos condiciones: seco e incubado en agua durante 24 h.

II.- MATERIALES Y METODOS

II.1. La reserva ecológica el edén, Quintana Roo.

Establecida en 1990, El Edén es la primera área protegida privada que está dedicada a la investigación y conservación biológica en México. Se encuentra situada en la porción noreste de la Península de Yucatán a 2 horas de Cancún (50 Km al noroeste) en el estado de Quintana Roo. El Edén forma parte de la importante región de Yalahau (que en maya significa 'donde el agua nace'), en la punta noreste de la península de Yucatán. Además de El Edén, la región de Yalahau incluye a las áreas protegidas de Ría Lagartos, Isla Contoy y Yum Balam. Su localización se muestra en la Figura II.1.

Figura II.1
Localización de la reserva "El Edén".



II.1.1 Colecta del perifiton.

El perifiton utilizado para este estudio, se colectó en la sabana de El Edén en un área aproximada de 100 m², en junio de 1995, cuando se encontraba en forma de costra seca sobre el suelo y las rocas. El material colectado se homogenizó y se molió en un molino de cuchillas modelo T.Wiley 4. El material se envió al Laboratorio de Análisis Físicos y Químicos del Instituto de Ecología de la UNAM para analizar las características físicas y químicas del mismo. Los análisis fueron realizados por el químico Enrique Solís. El nitrógeno y el fósforo fueron analizados por medio de un método automatizado con el Autoanalizador II de Bayer. El calcio, potasio y magnesio, fueron extraídos con acetato de amonio 1N a pH 7, y se determinaron por medio de un aparato de absorción atómica.

II.2. Suelo utilizado en el experimento del invernadero.

El suelo utilizado en el experimento en el invernadero se colectó en la localidad de Alpuyeca, Morelos, en mayo de 1995, y es un suelo de tipo calcimagnésico, cuyas características se mencionaron en la sección I.9 de la introducción. El suelo de Alpuyeca es un suelo calizo, con tepetate, que además de ser pobre en nitrógeno y muy pobre en fósforo, posee la cualidad de tener un potencial micorrízico bueno (80 propágulos/g.) (Tabla II.1) (Jaime, 1997). Estas características son ideales para los fines de este estudio, y por esa razón se optó por este tipo de suelo.

Tabla II.1. Análisis físicos y químicos del suelo de Alpuyecá, Morelos.

Características	Valores
Densidad (g/cm ²)	1.03
Textura	Migajón arcilloso
pH 1: 2.5 Agua.	7.7
C.E. (mmhos/cm)	0.76
C.I.C.T. (meq/100g)	33
Materia orgánica (%)	1.16
Nitrógeno total (%)	0.13
Fósforo asimilable (%)	0.002
Calcio (%)	1.1
Magnesio (%)	0.4
Potasio (%)	0.01

Tomado de Jaime, M. A., 1997.

Como se puede observar en la Tabla II 1, este suelo tiene una densidad de 1.03 g/cm². El pH resultó ligeramente alcalino, acorde con la conductividad eléctrica, la cual indica que no hay exceso de sales. La capacidad de intercambio catiónico total es de valor medio, congruente con el contenido y tipo de arcilla. Los contenidos de materia orgánica y nitrógeno total son pobres. La capacidad de retención de fósforo que, teóricamente, debería de ser muy alta en los suelos de ésta naturaleza, resultó baja, por ello, la cantidad de fósforo disponible para las plantas es muy baja, por lo este suelo se clasifica como extremadamente pobre (Jaime,1997).

II.3. Análisis microbiológico del Perifiton

Para este análisis, se utilizó el método de las diluciones del suelo en placa; para cuantificar bacterias y actinomicetos, el de Bunt y Rovina (1955); y para hongos filamentosos, el de Martín (1950). El análisis se

realizó con el perifiton en dos condiciones: 1) seco, tal como se colectó de la reserva, e 2) "incubado": perifiton al cual se le añadió agua destilada hasta saturarlo y se incubó durante 24 h en la oscuridad a 30° C.

II.4. Diseño experimental

Se seleccionaron cinco especies de plantas cultivadas de importancia económica para probar sobre ellas el efecto del perifiton:

1. Amaraño. (*Amaranthus hypochondriacus* L, Amaranthaceae)
2. Jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill, Solanaceae)
3. Lechuga (*Lactuca sativa* L, Asteraceae)
4. Maíz (*Zea mays* L, Poaceae)
5. Tomate verde (*Physalis ixocarpa* Brot. ex Hornem, Solanaceae)

Las especies 1 a 4 fueron cultivadas en almácigos semilleros de plástico, cuyos conos tenían una capacidad de 20 g de suelo cada uno. En el caso del maíz se utilizaron semilleros con conos de 35 g de capacidad de suelo.

El experimento se realizó con el suelo en dos condiciones:

- a) Suelo no esterilizado (con microflora)
- b) Suelo esterilizado (sin microflora)

Las dosis aplicadas en un experimento pueden basarse en recomendaciones derivadas de la experiencia en el campo, en la

producción de cultivo esperada o de acuerdo a la cantidad de nitrógeno (N_2) que el fertilizante contenga; la aplicación del fertilizante se calcula con base en el área de superficie del suelo de la maceta o en la masa del suelo de la misma (Rowell, 1994). Con base en lo anterior, se calcularon (ver apéndice) tres dosificaciones para los cultivos:

- a) Dosis 1 '**Baja**', **160** Kg. de N_2 por hectárea.
- b) Dosis 2 '**Media**', **200** Kg. de N_2 por hectárea.
- c) Dosis 3 '**Alta**', **240** Kg. de N_2 por hectárea.

Suelo no esterilizado

Los tratamientos aplicados a las 4 especies experimentales en el suelo no esterilizado fueron los siguientes:

Control = 20 g de suelo

Perifiton:

- **Dosis 1**= 0.026 g de perifiton en 20 g de suelo
- **Dosis 2**= 0.033 g de perifiton en 20 g de suelo
- **Dosis 3**= 0.046 g de perifiton en 20 g de suelo

Sulfato de amonio:

- **Dosis 1**= 0.0052 g de sulfato de amonio en 20 g de suelo
- **Dosis 2**= 0.0065 g de sulfato de amonio en 20 g de suelo
- **Dosis 3**= 0.0091 g de sulfato de amonio en 20 g de suelo

Para el experimento con maíz, se utilizaron los almácigos de 35 g de suelo, quedando las dosificaciones de la siguiente manera (ver apéndice):

Control = 35 g de suelo

Perifiton:

- **Dosis 1**= 0.045 g de perifiton en 35 g de suelo
- **Dosis 2**= 0.057 g de perifiton en 35 g de suelo
- **Dosis 3**= 0.080 g de perifiton en 35 g de suelo

Sulfato de amonio:

- **Dosis 1**= 0.009 g de sulfato de amonio en 35 g de suelo
- **Dosis 2**= 0.011 g de sulfato de amonio en 35 g de suelo
- **Dosis 3**= 0.015 g de sulfato de amonio en 35 g de suelo

Suelo esterilizado

En el suelo esterilizado, únicamente se utilizó una dosis (Dosis 3), tanto de perifiton como de sulfato de amonio, quedando de la siguiente manera:

- a) Control
- b) Dosis 3 de perifiton
- c) Dosis 3 de sulfato de amonio

El experimento en el invernadero se llevó a cabo bajo un diseño de bloques completos al azar (Tabla II.3) con 6 repeticiones por tratamiento (a excepción del maíz donde sólo se hicieron 5 repeticiones, por la capacidad de los conos).

Tabla II.2
Diseño experimental

SUELO NO ESTERILIZADO					
	<i>Amaranto</i>	<i>Jitomate</i>	<i>Lechuga</i>	<i>Maíz</i>	<i>Tomate</i>
SULFATO DE AMONIO	<i>Control</i>	<i>Control</i>	<i>Control</i>	<i>Control</i>	<i>Control</i>
	<i>Dosis 1</i>	<i>Dosis 1</i>	<i>Dosis 1</i>	<i>Dosis 1</i>	<i>Dosis 1</i>
	<i>Dosis 2</i>	<i>Dosis 2</i>	<i>Dosis 2</i>	<i>Dosis 2</i>	<i>Dosis 2</i>
	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>
PERIFITON	<i>Control</i>	<i>Control</i>	<i>Control</i>	<i>Control</i>	<i>Control</i>
	<i>Dosis 1</i>	<i>Dosis 1</i>	<i>Dosis 1</i>	<i>Dosis 1</i>	<i>Dosis 1</i>
	<i>Dosis 2</i>	<i>Dosis 2</i>	<i>Dosis 2</i>	<i>Dosis 2</i>	<i>Dosis 2</i>
	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>
SUELO ESTERILIZADO					
SULFATO DE AMONIO	<i>Amaranto</i>	<i>Jitomate</i>	<i>Lechuga</i>	<i>Maíz</i>	<i>Tomate</i>
	<i>Control</i>	<i>Control</i>	<i>Control</i>	<i>Control</i>	<i>Control</i>
	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>
PERIFITON	<i>Control</i>	<i>Control</i>	<i>Control</i>	<i>Control</i>	<i>Control</i>
	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>	<i>Dosis 3</i>

El experimento se llevó a cabo en un invernadero cuya temperatura fluctuó entre los 25°C y 30°C, con un fotoperiodo de 12:12 con luz natural.

Los almácigos fueron regados diariamente (a una capacidad de campo aproximado de 60-70 %). La duración del experimento fue de tres semanas para el amaranto, jitomate, lechuga y tomate verde, y de 4 semanas para el maíz. Al término del experimento, las plantas se sacaron con cuidado de los almácigos para no dañar a las raíces.

Las variables de respuesta evaluadas fueron las siguientes:

- a) Volumen radical.
- b) Peso seco del follaje.
- c) Cuantificación de la colonización micorrízica.

II.4.1 Determinación del Volumen Radical:

Se obtuvo por el método de desplazamiento (volumen arquimidiano), utilizando una probeta con agua, colocando cada una de las raíces (con el mínimo de humedad) dentro de la misma, y observando el desplazamiento en mililitros (ml)

II.4.2 Determinación de Peso Seco del follaje:

Se colocó la parte aérea de la planta en una bolsa de papel y se secó en una estufa a 37° C durante 2 días hasta tener un peso constante.

II.4.3 Determinación de Cuantificación de Colonización Micorrízica:

Se realizó la aclaración y tinción de las raíces utilizando la técnica de Phillip y Hayman (1970), y la cuantificación del porcentaje de micorrizas se obtuvo bajo la técnica de Giovannetti y Mosse (1980).

II.4.4 Análisis estadísticos:

Se realizaron pruebas de tratamientos múltiples de Tukey para observar las diferencias entre los distintos tratamientos por cultivo.

En el caso de la colonización micorrízica los datos se transformaron a arcoseno porcentual ($\arcsen \%$) que consiste en que los porcentajes obtenidos del conteo de la colonización se transformen en arcoseno para aplicar las pruebas estadísticas correspondientes (Webster y Oliver, 1990)

Las pruebas de Tukey se realizaron bajo el programa STATISTICA para Windows Release 4.3, StatSoft, Inc. 1993.

III. RESULTADOS

III.1 Análisis químico del perifiton.

La composición biológica del perifiton es muy compleja. Sin embargo, las algas son su principal componente y constituyen el sustrato de la comunidad bacteriana y un nicho ecológico para protozoarios y microcrustáceos, entre otros organismos.

La costra seca del perifiton, una vez molida y homogeneizada mostró propiedades físicas y químicas muy particulares (Tabla III.1), entre las que destacan: (a) los elevados contenidos de materia orgánica, nitrógeno y fósforo totales (32, 3 y 0.8 %, respectivamente); b) una capacidad de intercambio catiónico alta (100 meq/100 mg) y c) concentraciones elevadas de K, Ca y Mg intercambiables (de 0.98, 4.4 y 0.37 % respectivamente).

Tabla III.1

Algunas características físicas y químicas del perifiton de la sabana de El Edén.

Características	Valores
pH (1:5) Agua	9.85
C.E. (micro ohm)	202
M.O. (%)	32.45
Nitrógeno total (%)	3.0
Fósforo total (%)	0.85
Potasio (%)	0.98
Calcio (%)	4.4
Magnesio (%)	0.37
CICT (meq/100g)	100.4

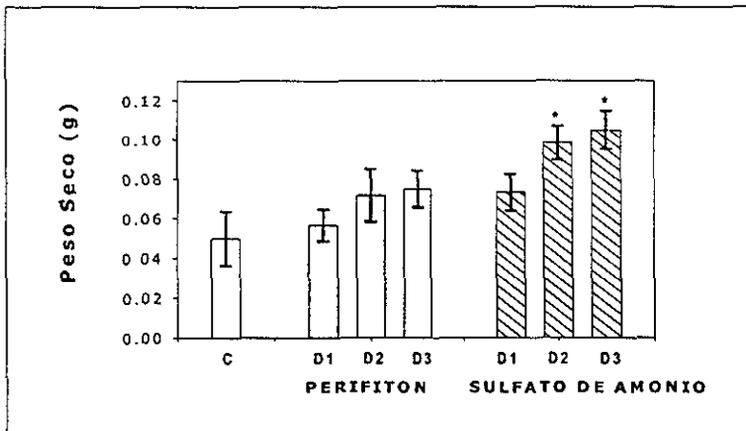
III.2. Suelo no esterilizado

III.2.1 Peso seco

En la Gráfica III.1 se observa que el amaranto mostró una tendencia de incremento en su biomasa, dependiente de la dosis, con ambos tratamientos, aunque el análisis de varianza no muestra diferencias significativas en el caso del perifiton; esto probablemente estuvo determinado por el error experimental. Con el sulfato de amonio el incremento fue mayor. Las diferencias significativas se obtuvieron entre el control y las dosis 2 y 3 de sulfato de amonio (Tabla VII.3).

Gráfica III.1

Peso seco del amaranto con los dos tratamientos a tres dosis.



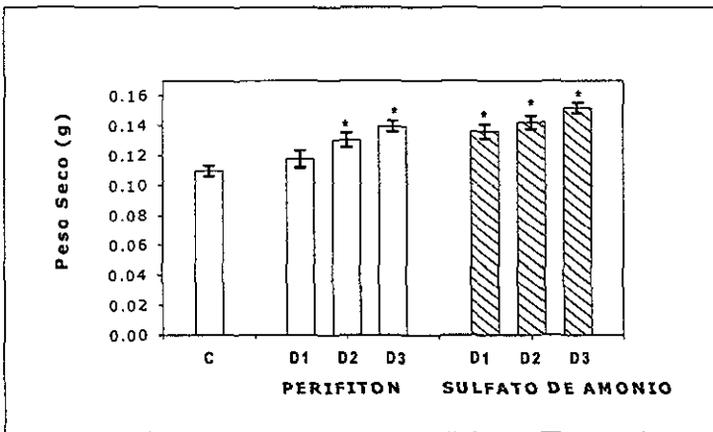
C=control, D1=Dosis 1, D2=Dosis 2, D3=Dosis 3.

*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

En la Gráfica III.2 se observa que el jitomate mostró el mismo comportamiento dependiente de la dosis, al igual que el amaranto. El incremento de la biomasa fue mayor con la dosis 3 de ambos tratamientos; las diferencias significativas con respecto al control se observan en las dosis 2 y 3 de perifiton, y en las tres dosis de sulfato de amonio (Tabla VII.5).

Gráfica III.2

Peso seco del jitomate con los dos tratamientos a tres dosis.



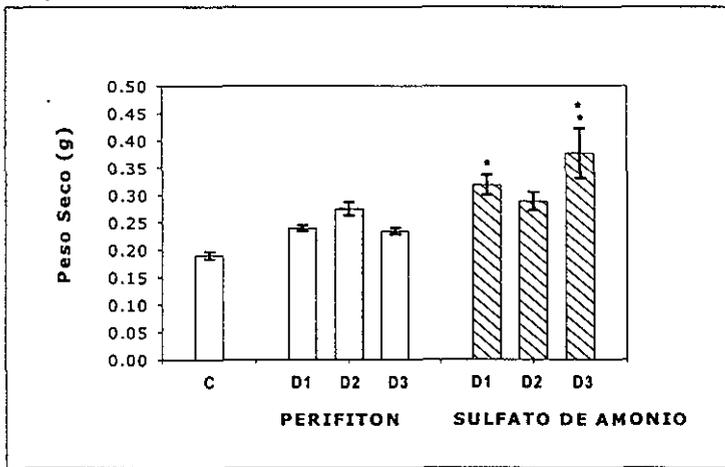
C=control, D1=Dosis 1, D2=Dosis 2, D3=Dosis 3.

*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

En la Gráfica III.3 se observa que la lechuga reaccionó de forma irregular con las tres dosis de ambos tratamientos. Las de perifiton no incrementaron significativamente su biomasa, en cambio las dosis 1 y 3 de sulfato de amonio la incrementaron significativamente; la dosis 3 mostró además, una diferencia significativa con su dosis homóloga de perifiton. (Tabla VII.8):

Gráfica III.3

Peso seco de la lechuga con los dos tratamientos a tres dosis.



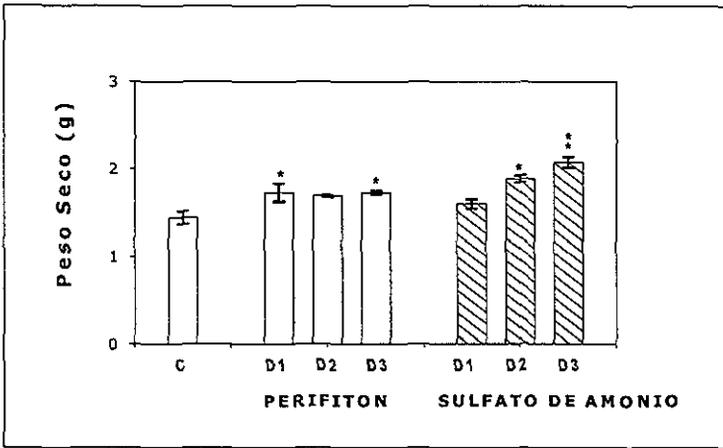
C=control, **D1**=Dosis 1, **D2**=Dosis 2, **D3**=Dosis 3.

*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

**=Diferencia significativa con respecto a la dosis homóloga del otro tratamiento; con $p \leq 0.05$

El peso seco del maíz, fue incrementado significativamente por las dosis 1 y 3 de perifiton, y las dosis 2 y 3 de sulfato de amonio (Gráfica III.4); además, esta última dosis difiere significativamente de su dosis homóloga de perifiton (Tabla VII.11).

Gráfica III.4
Peso seco del maíz con los dos tratamientos a tres dosis.



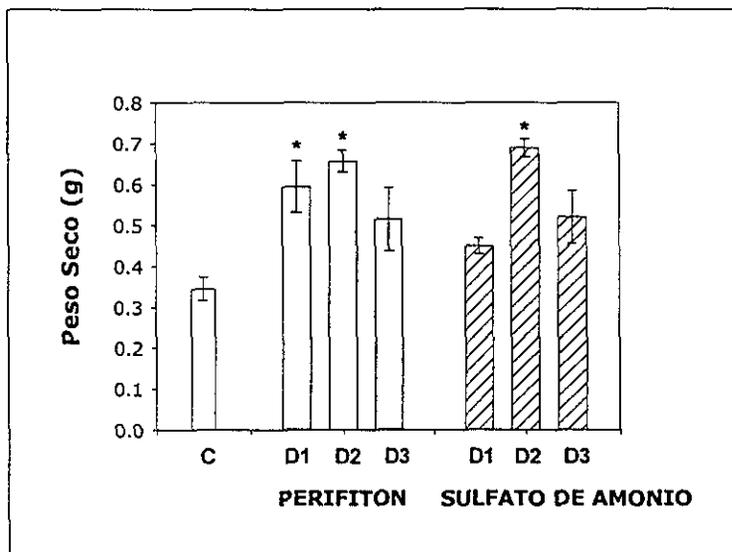
C=control, **D1**=Dosis 1, **D2**=Dosis 2, **D3**=Dosis 3.

*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

**=Diferencia significativa con respecto a la dosis homóloga del otro tratamiento; con $p \leq 0.05$

Los resultados con el tomate verde muestran diversas respuestas a los tratamientos (Gráfica III.5), aunque la respuesta general es de aumento en la biomasa dependiente de la dosis. El perifiton la incrementó significativamente con las dosis 1 y 2, pero la biomasa tiende a disminuir con la dosis 3. El sulfato de amonio incrementó significativamente la biomasa del tomate con la dosis 2, pero la biomasa tiende a disminuir con la dosis 3 (Tabla VII.14).

Gráfica III.5
Peso seco del tomate con los dos tratamientos a tres dosis.



C=Control, D1=Dosis 1, D2=Dosis 2, D3=Dosis 3.

*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

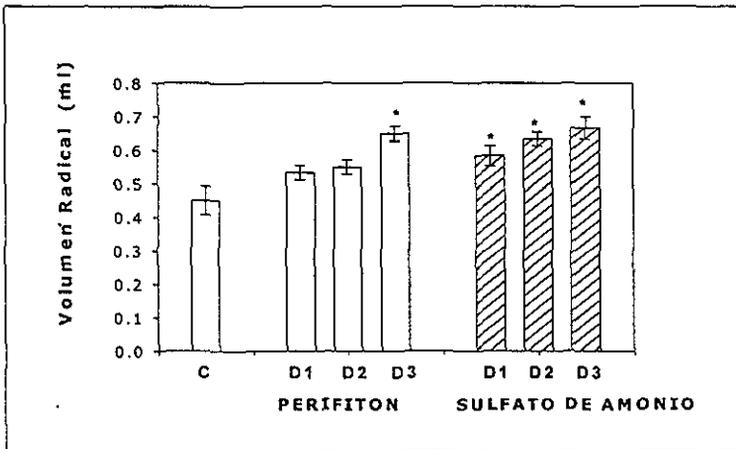
III.2.2 Volumen radical

Al igual que el peso seco de la parte aérea, el volumen radical de las especies de prueba tiende a incrementarse con la adición de perifiton y sulfato de amonio al suelo.

En la Gráfica III.6 se observa que la dosis 3 de perifiton y las tres dosis de sulfato de amonio, aumentaron significativamente el volumen radical del amaranto. La respuesta es dependiente de la dosis de ambos tratamientos (Tabla VII.4).

Gráfica III.6

Volumen radical del amaranto con los dos tratamientos a tres dosis.



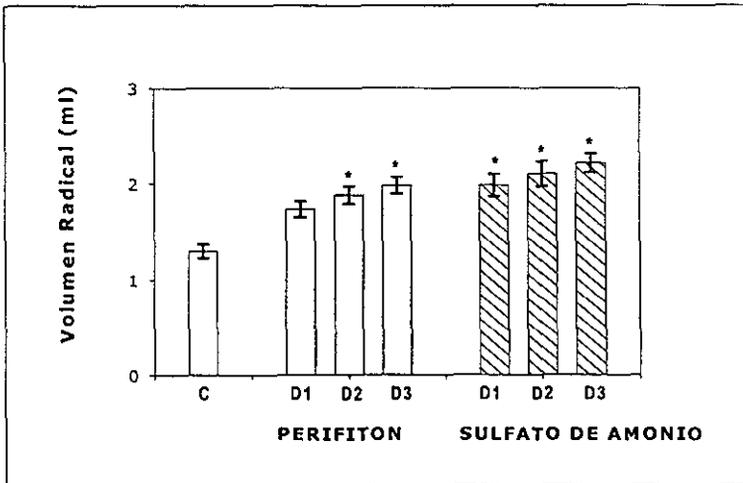
C=control, D1=Dosis 1 (baja), D2=Dosis 2 (media), D3=Dosis 3 (alta)

*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

La respuesta de incremento de volumen radical del jitomate frente a los tratamientos, también es dependiente de la dosis (Gráfica III.7). Su volumen radical se incrementó significativamente con las dosis 2 y 3 de perifiton y con las tres dosis de sulfato de amonio. El incremento tiende a ser mayor con el sulfato de amonio (Tabla VII.6).

Gráfica III.7

Volumen radical del jitomate con los dos tratamientos a tres dosis.



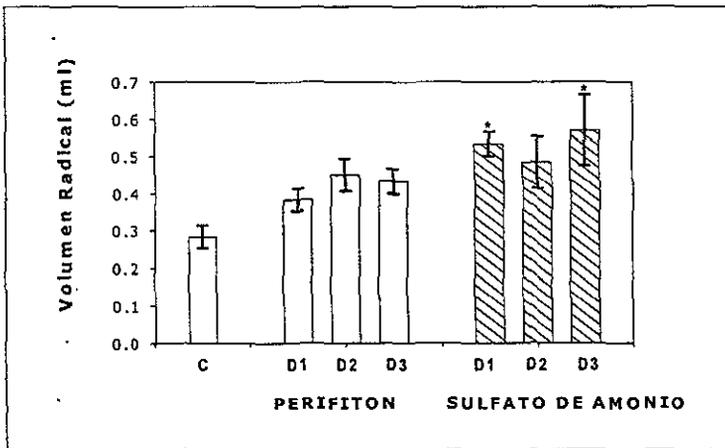
C=control, D1=Dosis 1 (baja), D2=Dosis 2 (media), D3=Dosis 3 (alta)

*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

En la Gráfica III.8 observamos que la lechuga también muestra una respuesta diversa a las distintas dosis de ambos tratamientos. Sin embargo, como en las demás especies, se puede ver con claridad que su volumen radical tiende a aumentar más con el sulfato de amonio; las dosis 1 y 3 de este último aumentaron significativamente el volumen radical (Tabla VII.9).

Gráfica III.8

Volumen radical de la lechuga con los dos tratamientos a tres dosis.

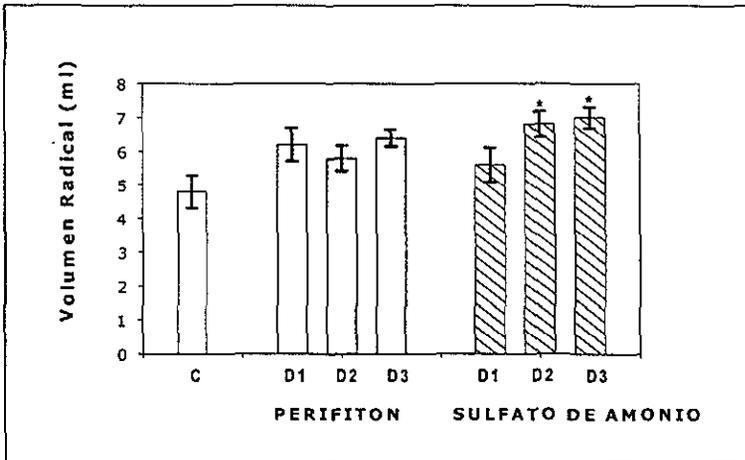


C=control, D1=Dosis 1 (baja), D2=Dosis 2 (media), D3=Dosis 3 (alta)

*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

En la Gráfica III.9 se observa que el volumen radical del maíz tiende a aumentar con las tres dosis del perifiton, pero el análisis estadístico indica que no existen diferencias significativas con este tratamiento. Con el sulfato de amonio, también se observa una tendencia de incremento en el volumen radical del maíz, a medida que la dosis se incrementa; las dosis 2 y 3 de este último tratamiento aumentaron significativamente el volumen radical con respecto al control (Tabla VII.12).

Gráfica III.9
Volumen radical del maíz con los dos tratamientos a tres dosis.



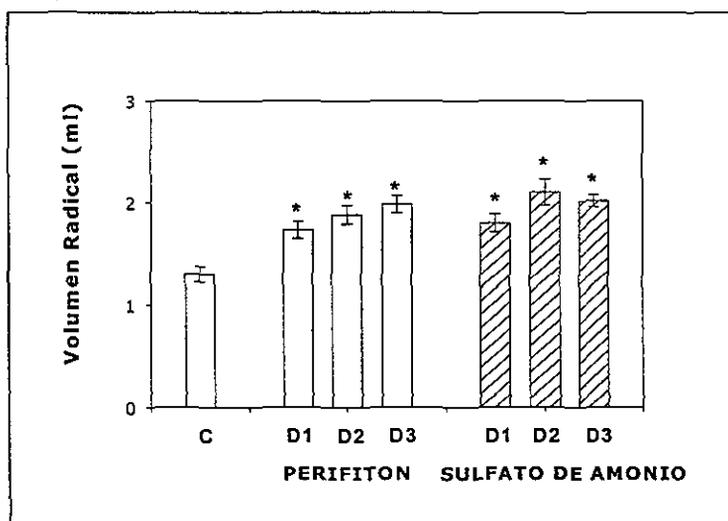
C=control, D1=Dosis 1 (baja), D2=Dosis 2 (media), D3=Dosis 3 (alta)

*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

En el caso del tomate verde, existe un aumento significativo del volumen radical, dependiente de la dosis, con las tres de perifiton (Gráfica III.10). Con el sulfato de amonio la respuesta varía un poco, aunque el incremento es significativo con las tres dosis. El mayor crecimiento se obtuvo con la dosis 2 de sulfato de amonio (Tabla VII.15).

Gráfica III.10

Volumen radical del tomate con los dos tratamientos a tres dosis.



C=control, D1=Dosis 1 (baja), D2=Dosis 2 (media), D3=Dosis 3 (alta)

*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

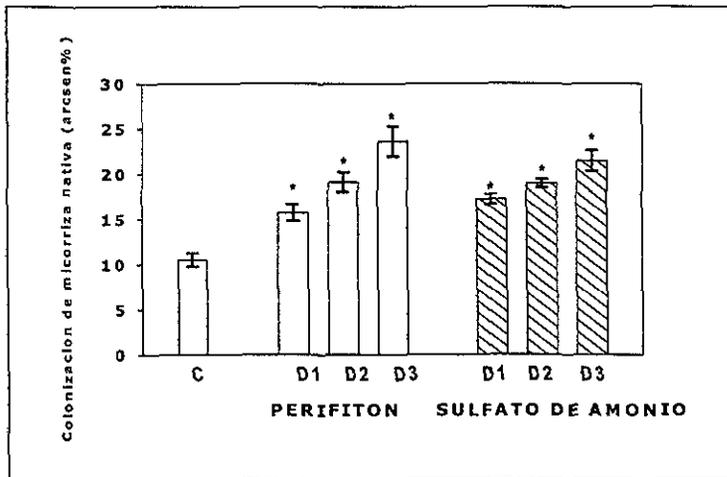
III.2.3 Colonización micorrízica

A diferencia de los resultados de peso seco y volumen radical, los de colonización micorrízica muestran que en todas las especies de prueba, el perifiton estimuló más la colonización que el sulfato de amonio.

En la Gráfica III.11 se observa que el jitomate mostró una cantidad significativamente mayor de colonización en sus raíces con las tres dosis de perifiton, especialmente con la 2 y 3. El sulfato de amonio también incrementa significativamente la colonización micorrízica con las tres dosis (Tabla VII.7).

Gráfica III.11

Colonización micorrízica nativa en jitomate con los dos tratamientos a tres Dosis.



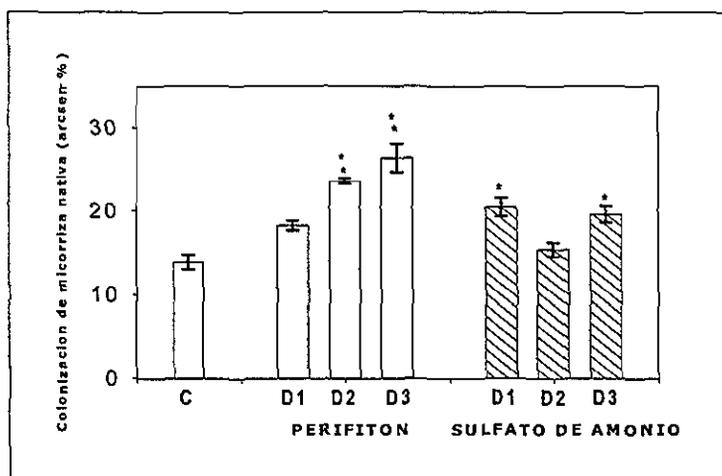
C=control, D1=Dosis 1 (baja), D2=Dosis 2 (media), D3=Dosis 3 (alta)

*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

La Gráfica III.12 muestra con mayor claridad el efecto benéfico del perifiton sobre la colonización micorrízica en las raíces de lechuga. Este efecto fue más notorio con las dosis 2 y 3 de perifiton, las cuales resultaron significativamente diferentes de sus dosis homólogas de sulfato de amonio. Con este último tratamiento, sólo las dosis 1 y 3 tuvieron efectos significativos en la colonización, aunque en menor grado (Tabla VII.10).

Gráfica III.12

Colonización micorrízica nativa en lechuga con los dos tratamientos a tres Dosis.



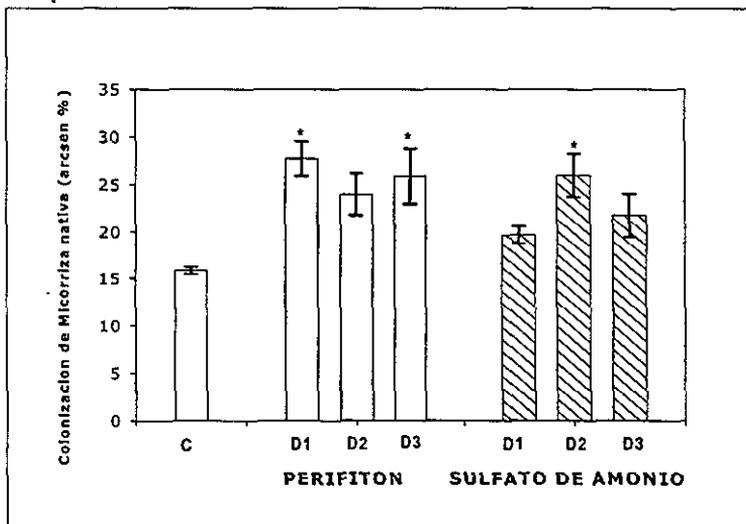
C=control, D1= Dosis 1 (baja), D2=Dosis 2 (media), D3=Dosis 3 (alta)

***= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$**

****=Diferencia significativa con respecto a la dosis homóloga del otro tratamiento; con $p \leq 0.05$**

En la Gráfica III.13 también podemos observar el dramático efecto del perifiton incrementando la colonización de las micorrizas en las raíces de maíz, aunque se observa mayor varianza entre los tratamientos. La colonización es significativamente mayor con las dosis 1 y 3 de perifiton, y sólo con la dosis 2 de sulfato de amonio (Tabla VII.13).

Gráfica III.13
Colonización micorrízica nativa en maíz con los dos tratamientos a tres dosis.



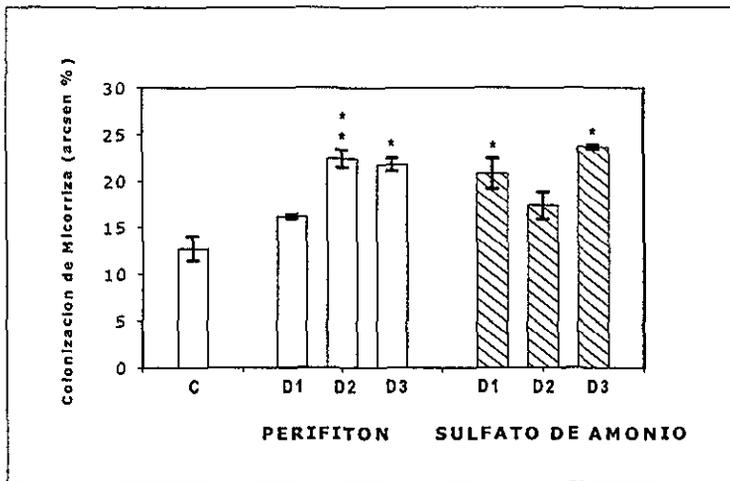
C=control, D1=Dosis 1 (baja), D2=Dosis 2 (media), D3=Dosis 3 (alta)

*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

La Gráfica III.14 muestra que la respuesta del tomate verde es menos clara frente al perifiton, aunque éste aumenta significativamente la colonización con las dosis 2 y 3, y además, la dosis 2 de perifiton resulta significativamente diferente a su homóloga de sulfato de amonio. Las dosis 1 y 3 de sulfato de amonio también aumentaron significativamente la colonización micorrízica en el tomate (Tabla VII.16).

Gráfica III.14

Colonización micorrízica nativa en tomate con los dos tratamientos a tres dosis.



C=control, D1=Dosis 1 (baja), D2=Dosis 2 (media), D3=Dosis 3 (alta)

*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

**=Diferencia significativa con respecto a la dosis homóloga del otro tratamiento; con $p \leq 0.05$

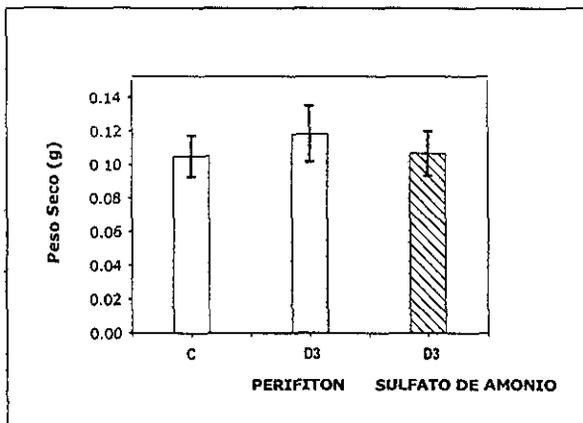
III.3. Suelo esterilizado.

III.3.1 Peso seco.

Los resultados del experimento realizado con el suelo esterilizado, muestran que el peso seco de la parte aérea en todas las especies de prueba, se incrementó en mayor grado y sin excepción, con el perifiton, aunque el sulfato de amonio, también incrementa la biomasa.

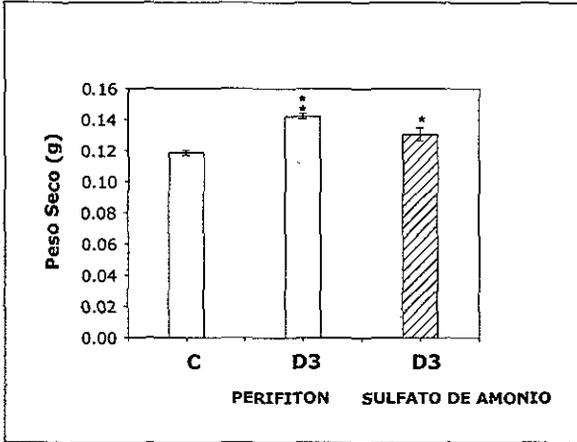
Las Gráficas III.15 a III.19 muestran lo anteriormente afirmado. Sin embargo, el efecto benéfico del perifiton se ve enmascarado en algunos casos (amaranto y lechuga) por la varianza. La biomasa del jitomate, maíz y tomate verde se incrementó significativamente con la dosis utilizada de perifiton. En los casos del jitomate y tomate verde, el incremento causado por el perifiton es significativamente diferente al causado por el sulfato de amonio (Tablas VII.17 a VII.21 del apéndice).

Gráfica III.15
Peso seco (g) en Amaranto



C=control, D3=Dosis 3.

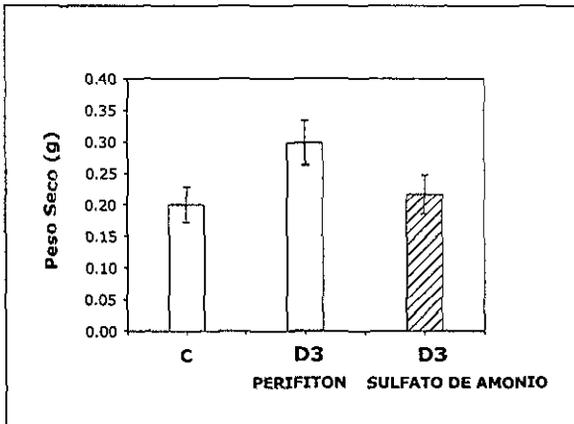
Gráfica III.16
Peso Seco (g) en Jitomate



C=control, D3=Dosis 3 (alta)

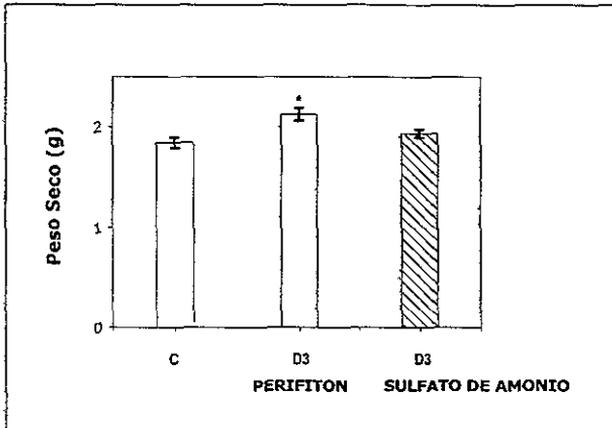
*=Indican diferencias significativas con $p \leq 0.05$ hacia el control

Gráfica III.17
Peso Seco (g) en Lechuga



C=control, D3=Dosis 3 (alta)

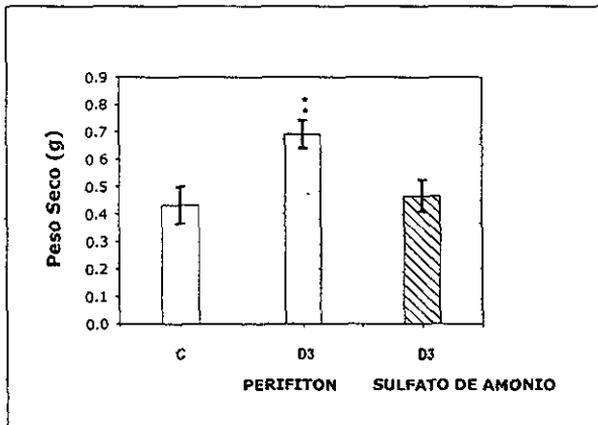
Gráfica III.18
Peso Seco (g) en Maíz.



C=control, D3=Dosis 3 (alta)

*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

Gráfica III.19
Peso Seco (g) en Tomate



C=control, D3=Dosis 3 (alta)

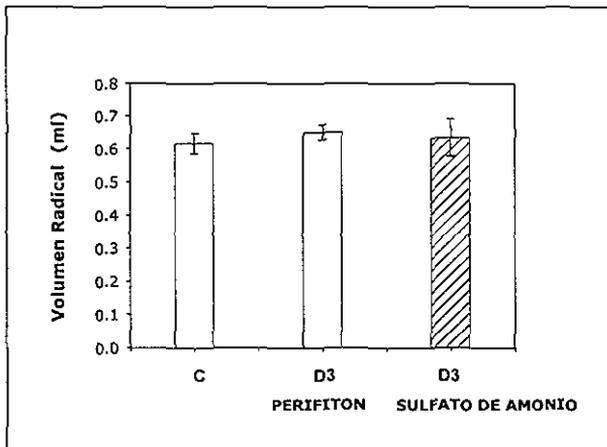
*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

**=Diferencia significativa con respecto a la dosis homóloga del otro tratamiento; con $p \leq 0.05$

III.3.2 Volumen radical

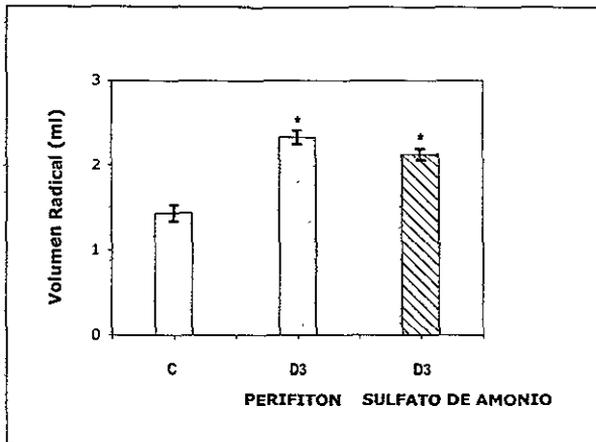
Los resultados del volumen radical (Gráficas III.20 a III.24) muestran la misma tendencia que en el caso de la biomasa: existe un mayor incremento con el perifiton. Sin embargo, en tres de las especies de prueba (amaranto, lechuga y maíz) las diferencias entre tratamientos no resultan significativas, sólo lo son en el caso del jitomate y tomate verde, tanto con el perifiton como con el sulfato de amonio (Tablas VII.17 a VII.21 del apéndice).

Gráfica III.20
Volumen Radical (ml) en Amaranto



C=control, D3=Dosis 3 (alta)

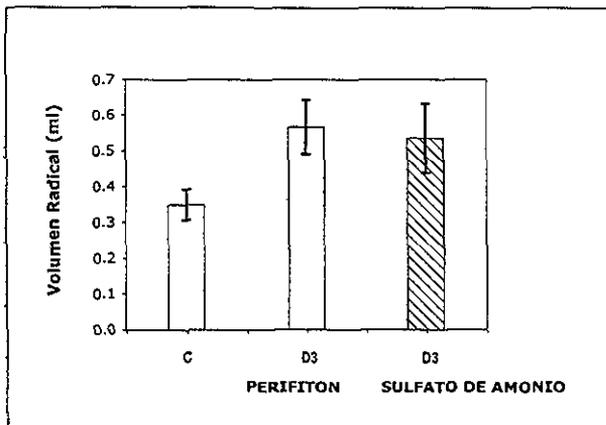
Gráfica III.21
Volumen Radical (ml) en Jitomate



C=control, D3=Dosis 3 (alta)

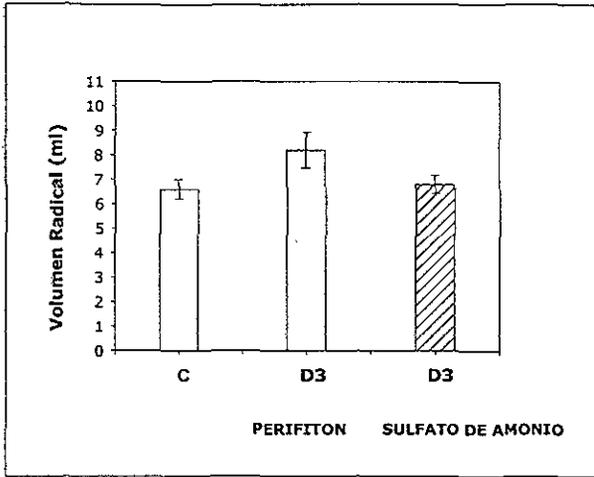
*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

Gráfica III.22
Volumen Radical (ml) en Lechuga



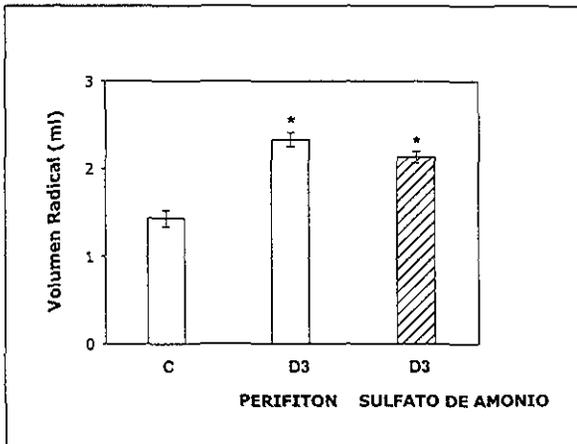
C=control, D3=Dosis 3 (alta)

Gráfica III.23
Volumen Radical (ml) en maíz.



C=control, D3=Dosis 3 (alta)

Gráfica III.24
Volumen Radical (ml) en Tomate



C=control, D3=Dosis 3 (alta)

*= Diferencia significativa con respecto al control; $p \leq 0.05$

III.4. Análisis microbiológico del perifiton

En la Tabla III.1 se observó que las bacterias son el grupo con mayor población, tanto en el perifiton incubado como en el perifiton seco presentándose una gran diferencia en la población microbiana, entre ambos tratamientos, en segundo lugar los actinomicetos y los hongos filamentosos en menor población.

Tabla III.2
Estimación de la microflora del Perifiton.

	Hongos filamentosos UFC	Actinomicetos UFC	Bacterias UFC
PERIFITON INCUBADO	42	859	14,460,093
PERIFITON SECO	14	596	5,892,473

Nota: UFC = Unidades formadoras de colonias/g de perifiton.

IV.- DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos, se observó que en todos los tratamientos con suelo no esterilizado, el sulfato de amonio, a las tres dosis probadas, incrementó más el peso seco y el volumen radical de las plantas cultivadas, en comparación con el perifiton. Esto, probablemente, se debió a que en el tratamiento de perifiton, se presentó en el suelo una competencia entre la microflora propia del suelo y la del perifiton, y consecuentemente disminuyó la disponibilidad de nutrimentos para las plantas. Sin embargo, el perifiton también incrementó significativamente el crecimiento de jitomate, maíz y tomate verde (Gráficas III.2, III.4 y III.5 respectivamente). En el caso de este suelo no esterilizado, otra de las cosas que se puso en evidencia fue que los microorganismos propios del perifiton, son capaces de mineralizar los materiales del mismo, en las condiciones del experimento (suelo húmedo y temperatura apropiada), liberando de este modo, los nutrimentos que las plantas requieren para su adecuado crecimiento, aunque la disponibilidad de los mismos fue más lenta, y por ello se observó un menor crecimiento de las plantas en este tratamiento.

Con el suelo esterilizado se observó lo contrario que en el suelo no esterilizado; algunas plantas cultivadas tuvieron un mayor incremento, en términos de peso seco y volumen radical, por efecto del perifiton: jitomate, maíz y tomate verde (Gráficas III.16, III.18 y III.19 respectivamente); y este incremento fue mayor que el producido por el sulfato de amonio.

Tanto en el caso del suelo esterilizado como no esterilizado, se demostró que el perifiton puede actuar como un biofertilizante.

Con respecto a la colonización micorrízica el tratamiento con amaranto no se realizó ya que es una planta no micorrizable. Para los demás cultivos, en general, el perifiton es el tratamiento que incrementó más la colonización micorrízica (%), y este efecto se observó mas claramente en la lechuga y el tomate verde; esto muestra que la presencia de perifiton es compatible con en el establecimiento de los HMA, lo que coincide con lo mencionado por Sieverdiig (1991) acerca de que los fertilizantes orgánicos en general, tienen efectos positivos en el establecimiento de las MVA. Asimismo, se podría pensar que en etapas posteriores a las evaluadas en este experimento, podría presentarse una suma de efectos benéficos del perifiton en el suelo (biofertilización y estimulación de micorrizas -biomejorador) que repercutiría positivamente sobre el crecimiento de las plantas.

La población bacteriana que se encuentra en los biofertilizantes, abono orgánicos o compostas, es muy importante, ya que sumada al suelo, desempeña un papel fundamental en la mineralización de nutrientes y, por lo tanto, en la disponibilidad de los mismos para las plantas. Respecto al análisis microbiológico del perifiton (Tabla III.2), se observó que el perifiton incubado en agua durante 24 h tiene, lógicamente, una población microbiana tres veces mayor que el perifiton seco; ambos son fuentes potenciales muy importantes de bacterias para el suelo. En cuanto a los actinomicetos y los hongos filamentosos, el análisis mostró que se encuentran en cantidades mucho menores, lo que parece que no repercutió significativamente en los efectos del perifiton.

El suelo experimental de Alpuyecá, Morelos, resultó muy adecuado para el experimento debido a sus propiedades de pH ligeramente alcalino, su pobreza en materia orgánica, nitrógeno total y fósforo disponible, así

como por presentar una alta capacidad de retención de fósforo disponible y un potencial micorrízico alto, características que lo hacen semejante a algunos suelos de Yucatán.

Los resultados del presente trabajo constituyen un apoyo científico importante para la hipótesis propuesta por Fedick (1995b) en relación a que el perifiton, probablemente, constituyó uno de los materiales naturales que los antiguos mayas de la región utilizaron como biofertilizante para enriquecer la productividad de sus "milpas", comúnmente establecidas en las partes más altas donde construían sus casas, lejos de las zonas inundables, y donde los suelos son generalmente muy delgados, pobres en materia orgánica, nitrógeno y fósforo.

Cabe mencionar que el perifiton no puede ser explotado indiscriminadamente como un biofertilizante en la agricultura intensiva actual (Novelo y Tavera, 2001), ya que su presencia es mayor en las sabanas de áreas naturales protegidas, como las de la gran Reserva de Yalahau y la de la reserva de El Edén. Su utilización tendría que realizarse como parte de un plan extremadamente cuidadoso del manejo del recurso; como probablemente lo hicieron los mayas, por medio de acuacultura y otros métodos; de otro modo, se ocasionarían daños irreversibles en las zonas donde se le sometiera a una explotación irracional.

VI.- BIBLIOGRAFIA

- Anaya, A.L. (1995) Richness of bioactive compounds in the tropics. Conference on Biochemical and Disease Diversity in the Mexican Tropical Forests. University of California, Irvine.
- Atlas, R.M. and R. Bartha. (1987) Microbial Ecology: Fundamentals and Applications. 2nd Edition. The Benjamin/Cummings Publishing Company, Inc. USA.
- Barrow, J.B. and Roncadori, R.W. (1977) Endomycorrhizal synthesis by *Gigaspora margarita* in poinsettia. Mycol. Res. 69: 1173-1184.
- Biggs Barry J. F. (1995) The contribution of flood disturbance, catchment geology and land use to the habitat template of periphyton in stream ecosystems. Freshwater Biol. 33:419-438.
- Browder, J. A., Gleason, P.J., and Swift, D. (1994) Periphyton in the Everglades: Spatial Variation, Environmental correlates, and Ecological Implications. Preliminary investigations of periphyton and water Quality, Chapter 16.
- Bunns, R. G. and Davis, J. A. (1986) The microbiology of soil structure. Biol. Agric. & Hortic. 3:95-113.
- Bunt, J. S., and Rovira, A. D. (1955) Microbiological studies of same subantartic soil: J. Soil. Sci. 6:119-128.
- Cooke, R. (1977) The biology of symbiotic fungi. Ed. Wiley, J. and Sons, New York, USA.
- Fedick, S. L. (1995a) Indigenous Agriculture in the Americas. J. Archaeol. Sci. 4:257-303.

- Fedick, S. L. (1995b) Ancient Maya use of wetlands in Northern Quintana Roo, Mexico. Eds. Hidden Dimensions: The cultural significance of wetland archaeology. UBC Press, Vancouver.
- Font, Q. P. (1973) Diccionario de Botánica. Editorial Labora, S.A. Barcelona. España.
- Geoff, H. (1992) Encyclopedia of gardening organic. III Series. Edit. The Readers Digest Association, Inc. Pleasantville, New York. USA.
- Giorgi, A. (1995) Response of Periphyton biomass to high Phosphorus concentrations in laboratory experiments. Bull. Environ. Toxicol. 55: 825-832.
- Giovannetti, M. and Mosse, B. (1980) An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhiza infection in roots. New Phytol. 84:489-500
- Gómez-Pompa, A. (1998) La vegetación en la zona Maya. En "Los Mayas". Eds. P. Schmidt, M. de la Garza, y E. Nalda. Consejo Nacional para la Cultura y las Artes / Instituto Nacional de Antropología e Historia / Landucci. Italy.
- Harley, J. L. (1969) The biology of mycorrhiza. 2nd Ed. Leonard Hill, London. England.
- Jaime, M. A. (1997) Efecto de la inoculación *Physalis ixocarpus*. Brot. (tomate de cascara) con hongos endomicorrizicos arbusculares en suelo calcinomagnésico del estado de Morelos, bajo condiciones de invernadero y campo. Tesis de Maestría en Ciencias. Edafología. Facultad de Ciencias, UNAM
- Jiménez-Osornio, J. J. (1989) Some reflections on intensive traditional agriculture. Eds. C. and K. Truman In Gladwin. Food and Farm: Current debates and policies. University Press of America.

- Janos, D.P. (1988) Mycorrhiza application in tropical forestry: are temperate-zone approaches appropriate In: Ng, F.S.P. Eds. Trees and Mycorrhiza. 133-188. Forest Research. Institute Malasya. Kuala Lampor.
- Killham, K. (1994) Soil Ecology. Cambridge University Press.
- Lane, J. M. (1991) The effect of variation in quality and quantity of periphyton on feeding rate and absorption efficiencies of the snail *Neritina*. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 150:117-129. Pensacola Junior Coll, Warrington Campus, Pensacola, Florida.
- Makarevich, T. A. and Zhukova, I. V. (1992) Chemical composition and energetic value of periphyton in mesotrophic lake. *Gidrobiologicheskii zhurnal*. 28:1-34.
- Marschner, H. and Dell, B. (1994) Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. *Plant and soil*. 159:89-102.
- Martín, J. P. (1950) Use of acid rose bengal and streptomycin in the plate method for estimating soil fungi: *Soil Sci*, 69:215-232
- Monroy, O. y Viniestra G.(1993) Biotecnología para el aprovechamiento de los desperdicios orgánicos. Edit. AGT editor. S.A. México.
- Novelo, E. and Tavera Rosaluz. (1997) Algae from El Eden. El Eden Ecological Reserve. Workshop. U C Riverside February 8-9.
- Novelo, E. and Tavera Rosaluz. The role of periphyton in the regulation and supply of nutrients in a wetland at El Edén, Quintana Roo. In lowland maya area: Three millenia of the human-wild-land interlace. Eds. Gómez-Pompa, A., Fedick, S. and Allen, M. Bingnampton, The Haworth Press (en prensa).
- Palacios, M. S., Chapa, S. C. y Shimada, M. K. (1986) Incremento en el crecimiento y en la absorción de fósforo en cebolla (*Allium cepa* L.) como respuesta a la micorriza VA en un suelo de origen volcánico. *Rev. Lat. Microbiol*. 29:303-311.

- Palacios, M. S., Shimada, M. K. y Chapa, S. C. (1987) Efecto de la inoculación de dos variedades de cebolla (*Allium cepa* L.) con cuatro hongos endomicorrízicos, en suelos muy deficientes en fósforo. *Rev. Lat. Microbiol.* 29:329-336.
- Paul, E. A. and Clark, F. E. (1996) *Soil Microbiology and Biochemistry*. 2nd Ed. Academic Press, Inc.
- Phillip, J.M., and Hayman, D.S. (1970) Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 55:158-161
- Potrasov, A. (1982) Periphyton: Terminology and the main definitions. *Gidrobiologicheskii.* 18:9-13
- Roeder, R. D. (1977) Relationships between phytoplankton and periphyton communities in a central Iowa stream. *Hydrobiologia*, 56:145-151, Iowa State University.
- Roll, H. (1939) Zur terminologie des Periphyton. *Arch. Hydrobiol.* 35, 59.
- Rowell, D.L. (1994) *Soil science: Methods and applications*. Ed. Longman Scientific & Technical. Singapore.
- Sieverding, E. and Tano, T. S. (1988) Influence of soil water regimes and VA mycorrhiza. V. Performance of different VAM. *J. Agron. Crop. Sci.* 161:322-332.
- Sieverding, E. (1991) Vesicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystems. Ed Technische Zusammenarbeit (GTZ) GmbH.
- Slodecková, A. (1962) Limnological investigation methods for the periphyton (Aufwuchs) community. *Bot. Rev.* 28, 241.
- Smith, S.E. and Read, D. J. (1997) *Mycorrhizal symbiosis*. 2nd Ed. Academic Press. San Diego.

- Stevenson, F. J. (1986) Cycles of soil: Carbon, nitrogen, phosphorus, sulfur, and micronutrients. Ed. John Wiley and Sons. New York.
- Swift, D.R. (1981) Periphyton and water quality relationships in the everglades water conservation areas. South Florida Water Management District, West Palm Beach, Florida.
- Vollenweider, R, A, (1969) Possibilities and limits of elementary models concerning the budget of substances in lakes, Arch. Hydrobiol. 66:71-74.
- Vymazal, J. (1995) Algae and element cycling in wetlands. Edit. LEWIS. USA. 36-38.
- Webster R. and Oliver M. A. (1990) Statistical Methods in soil and land resource survey. Edit. Oxford University Press, USA.
- Wetzel, R. G. (1983) Periphyton of freshwater Ecosystem, Dr. W. Unk Publishers, The Hague, The Netherlands.
- Wilbert, N, (1969) Okologische Untersuchung der Aufwuchs- und Planktonciliaten eines eutrophen Weihes Arch. Hydrobiology. Suppl. 35: 411.

VII.- APENDICE

VII.1. Materiales y métodos

VII.1.1 Dosificación del perifiton y del fertilizante químico. (sulfato de amonio)

Si una hectárea ($10,000 \text{ m}^2$) de suelo agrícola, de densidad 1 g/cm^2 , equivale a $1,000,000 \text{ Kg/Ha}$ de suelo a una profundidad de 10 cm . Entonces, nuestro suelo experimental, cuya densidad es de 1.03 g/cm^2 , tendría en una hectárea a una profundidad de 30 cm (profundidad de la capa de suelo arable) $3,090,000 \text{ Kg/Ha}$ de suelo.

Si el perifiton presenta un 4% de nitrógeno total, entonces podemos decir que:

Para la dosificación baja de **160 Kg** de nitrógeno por hectárea de perifiton:

$$\begin{array}{r} 4 \text{ Kg de Nitrógeno} \\ 160 \text{ Kg de Nitrógeno} \end{array} \qquad \begin{array}{r} 100 \text{ Kg de Perifiton} \\ X \end{array}$$

$$X = 4000 \text{ Kg de Perifiton}$$

Si se necesitan 4000 Kg de perifiton por hectárea, entonces en 20 g de suelo se requieren:

$$\begin{array}{r} 4000 \text{ Kg de perifiton} \\ X \end{array} \qquad \begin{array}{r} 3,090,000 \text{ Kg de Suelo} \\ 0.020 \text{ Kg de Suelo} \end{array}$$

$$X = 2.5899 \times 10^{-5} \text{ Kg de Perifiton}$$

$$2.5899 \times 10^{-5} \text{ Kg} = 2.5899 \times 10^{-5} / 1000 \text{ g} \cong 0.026 \text{ g de Perifiton}$$

Resultando:

Dosis 1 = 0.026 g de Perifiton.

Las dosificaciones subsiguientes de perifiton y sulfato de amonio se realizaron bajo el mismo razonamiento, con la diferencia de que el sulfato de amonio presenta un 20.5% de Nitrógeno. Las dosificaciones se muestran en los siguientes Tablas.

Tabla VII.1
Dosificaciones para los tratamientos en almácigos de 20 g
(Amaranto, Jitomate, Lechuga y Tomate)

Tratamientos	Dosificaciones (g)		
	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3
Perifiton	0.026	0.033	0.046
Sulfato de Amonio	0.0052	0.0065	0.0091

Tabla VII.2
Dosificaciones para los tratamientos en almácigos de 35 g
(Maíz)

Tratamientos	Dosificaciones (g)		
	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3
Perifiton	0.045	0.057	0.080
Sulfato de Amonio	0.0091	0.011	0.015

VII.2 Resultados

VII.2.1 Amaranto:

Tabla VII.3
Resultados de peso seco (g) en amaranto.

Repeticiones	SUELO NO ESTERILIZADO PESO SECO (g) AMARANTO							SUELO ESTERILIZADO PESO SECO (g) AMARANTO		
	Control	PERIFITON			SULFATO DE AMONIO			Control	PERIFITON	SULFATO DE AMONIO
		Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3		Dosis 3	Dosis 3
R1	0.07	0.05	0.11	0.09	0.11	0.12	0.13	0.1	0.16	0.11
R2	0.09	0.05	0.09	0.08	0.05	0.09	0.12	0.11	0.11	0.17
R3	0.01	0.04	0.09	0.11	0.08	0.11	0.11	0.05	0.14	0.08
R4	0.05	0.07	0.02	0.06	0.07	0.07	0.07	0.14	0.1	0.1
R5	0.07	0.09	0.05	0.06	0.08	0.12	0.12	0.11	0.15	0.09
R6	0.01	0.04	0.07	0.05	0.05	0.08	0.08	0.12	0.05	0.09
Promedio	0.05	0.056	0.071	0.075	0.073	0.098	0.105	0.105	0.118	0.106

Tabla VII.4
Resultados de volumen radical (ml) en amaranto.

Repeticiones	SUELO NO ESTERILIZADO VOLUMEN RADICAL (ml) AMARANTO							SUELO ESTERILIZADO VOLUMEN RADICAL (ml) AMARANTO		
	Control	PERIFITON			SULFATO DE AMONIO			Control	PERIFITON	SULFATO DE AMONIO
		Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3		Dosis 3	Dosis 3
R1	0.5	0.5	0.6	0.6	0.7	0.7	0.6	0.6	0.7	0.8
R2	0.5	0.5	0.6	0.6	0.5	0.7	0.6	0.6	0.6	0.8
R3	0.4	0.5	0.5	0.6	0.5	0.6	0.6	0.7	0.7	0.5
R4	0.4	0.6	0.5	0.7	0.6	0.6	0.8	0.6	0.6	0.5
R5	0.3	0.6	0.6	0.7	0.6	0.6	0.7	0.7	0.7	0.6
R6	0.6	0.5	0.5	0.7	0.6	0.6	0.7	0.5	0.6	0.6
Promedio	0.45	0.53	0.55	0.65	0.58	0.63	0.66	0.61	0.65	0.63

VII.2.2 Jitomate:

Tabla VII.5
Resultados de peso seco (g) en jitomate.

Repeticiones	SUELO NO ESTERILIZADO PESO SECO (g) JITOMATE							SUELO ESTERILIZADO PESO SECO (g) JITOMATE		
	Control	PERIFITON			SULFATO DE AMONIO			Control	PERIFITON	SULFATO DE AMONIO
		Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3			
R1	0.12	0.12	0.14	0.14	0.14	0.16	0.16	0.12	0.15	0.13
R2	0.12	0.13	0.13	0.15	0.13	0.15	0.16	0.12	0.14	0.13
R3	0.11	0.13	0.14	0.12	0.15	0.14	0.16	0.12	0.15	0.11
R4	0.11	0.13	0.11	0.14	0.14	0.13	0.14	0.12	0.14	0.14
R5	0.09	0.10	0.14	0.14	0.15	0.14	0.14	0.11	0.14	0.14
R6	0.11	0.11	0.13	0.14	0.12	0.14	0.15	0.12	0.14	0.13
Promedios	0.11	0.12	0.13	0.14	0.14	0.14	0.15	0.12	0.14	0.13

Tabla VII.6
Resultados de volumen radical (ml) en jitomate.

Repeticiones	SUELO NO ESTERILIZADO VOLUMEN RADICAL (ml) JITOMATE							SUELO ESTERILIZADO VOLUMEN RADICAL (ml) JITOMATE		
	Control	PERIFITON			SULFATO DE AMONIO			Control	PERIFITON	SULFATO DE AMONIO
		Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3			
R1	1.2	1.8	2.3	1.8	1.5	2.4	2.6	1.8	2.4	2.1
R2	1.3	1.7	1.9	2.3	1.9	1.6	2.4	1.6	2.6	2.3
R3	1.6	1.5	1.7	2.2	2.1	2.1	2.2	1.4	2	1.9
R4	1.4	1.7	1.7	1.9	1.9	2.5	2	1.4	2.3	2.3
R5	1.1	2.1	1.8	1.9	2.3	2	2	1.2	2.3	2.2
R6	1.2	1.6	1.9	1.8	2.2	2	2.1	1.2	2.4	2
Promedios	1.30	1.73	1.88	1.98	1.98	2.10	2.22	1.43	2.33	2.13

Tabla VII.7
Colonización micorrízica nativa (arcsen%) en jitomate.

Repeticiones	SUELO NO ESTERILIZADO MICORRIZA NATIVA (arcsen%) JITOMATE							
	Control	PERIFITON			SULFATO DE AMONIO			
		Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3	
R1	13.46	14.79	20.53	18.99	16.70	20.47	21.39	
R2	11.68	12.68	22.08	20.66	17.57	20.03	21.06	
R3	9.28	18.18	14.56	23.75	15.93	18.89	26.36	
R4	10.51	18.47	18.54	27.51	19.51	18.03	22.30	
R5	8.74	14.77	20.64	29.37	17.57	17.66	18.32	
R6	9.46	15.45	18.26	21.35	15.83	18.55	19.39	
Promedios	10.52	15.72	19.10	23.60	17.18	18.94	21.47	

VII.2.3 Lechuga:

Tabla VII.8
Resultados de peso seco (g) en lechuga.

Repeticiones	SUELO NO ESTERILIZADO PESO SECO (g) LECHUGA							SUELO ESTERILIZADO PESO SECO (g) LECHUGA		
	Control	PERIFITON			SULFATO DE AMONIO			Control	PERIFITON	SULFATO DE AMONIO
		Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3		Dosis 3	Dosis 3
R1	0.18	0.26	0.30	0.24	0.35	0.30	0.50	0.14	0.21	0.19
R2	0.19	0.23	0.26	0.21	0.33	0.32	0.48	0.24	0.38	0.35
R3	0.18	0.25	0.23	0.25	0.37	0.29	0.29	0.18	0.23	0.26
R4	0.17	0.23	0.27	0.23	0.32	0.29	0.21	0.21	0.31	0.15
R5	0.21	0.23	0.25	0.24	0.24	0.21	0.41	0.31	0.24	0.16
R6	0.21	0.24	0.31	0.24	0.30	0.32	0.37	0.12	0.42	0.19
Promedios	0.19	0.24	0.27	0.24	0.32	0.29	0.38	0.20	0.30	0.22

Tabla VII.9
Resultados de volumen radical (ml) en lechuga.

Repeticiones	SUELO NO ESTERILIZADO VOLUMEN RADICAL (ml) LECHUGA							SUELO ESTERILIZADO VOLUMEN RADICAL (ml) LECHUGA		
	Control	PERIFITON			SULFATO DE AMONIO			Control	PERIFITON	SULFATO DE AMONIO
		Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3		Dosis 3	Dosis 3
R1	0.4	0.4	0.5	0.5	0.4	0.4	0.8	0.4	0.4	0.7
R2	0.3	0.4	0.4	0.5	0.5	0.8	0.12	0.3	0.9	0.11
R3	0.2	0.3	0.6	0.4	0.5	0.5	0.6	0.3	0.4	0.7
R4	0.3	0.3	0.4	0.5	0.6	0.5	0.6	0.4	0.6	0.6
R5	0.2	0.4	0.5	0.3	0.6	0.4	0.7	0.5	0.5	0.4
R6	0.3	0.5	0.3	0.4	0.6	0.3	0.6	0.2	0.6	0.7
Promedios	0.28	0.38	0.45	0.43	0.53	0.48	0.57	0.35	0.57	0.54

Tabla VII.10
Colonización micorrízica nativa (arcsen%) en lechuga.

Repeticiones	SUELO NO ESTERILIZADO MICORRIZA NATIVA (arcsen%) LECHUGA								
	Control	PERIFITON			SULFATO DE AMONIO			Control	SULFATO DE AMONIO
		Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3		
R1	17.85	16.64	24.35	25.25	20.36	18.15	16.11	16.11	
R2	12.38	20.62	23.18	21.81	17.76	13.69	20.36	20.36	
R3	12.92	18.43	22.95	31.11	16.74	12.66	17.76	17.76	
R4	12.25	19.19	22.71	28.93	23.66	17.26	23.11	23.11	
R5	14.42	17.05	24.88	21.56	22.38	15.45	20.00	20.00	
R6	13.44	17.85	23.81	30.00	21.81	15.12	20.36	20.36	
Promedios	13.88	18.30	23.65	26.44	20.45	15.39	19.61	19.61	

VII.2.4 Maíz:

Tabla VII.11
Resultados de peso peco (g) en maíz.

Repeticiones	SUELO NO ESTERILIZADO PESO SECO (g) MAIZ							SUELO ESTERILIZADO PESO SECO (g) MAIZ		
	Control	PERIFITON			SULFATO DE AMONIO			Control	PERIFITON	SULFATO DE AMONIO
		Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3		Dosis 3	Dosis 3
R1	1.28	1.99	1.74	1.73	1.50	1.89	2.17	1.81	2.04	1.80
R2	1.52	1.56	1.68	1.70	1.45	1.86	2.23	1.72	2.22	1.94
R3	1.35	1.42	1.67	1.80	1.73	1.99	1.87	1.97	1.98	2.04
R4	1.70	1.87	1.70	1.69	1.64	1.76	2.08	1.76	2.32	1.98
R5	1.36	1.81	1.66	1.72	1.67	1.92	2.03	1.96	2.07	1.91
Promedios	1.44	1.73	1.69	1.73	1.60	1.88	2.08	1.84	2.13	1.93

Tabla VII.12
Resultados de volumen radical (ml) en maíz.

Repeticiones	SUELO NO ESTERILIZADO VOLUMEN RADICAL (ml) MAIZ							SUELO ESTERILIZADO VOLUMEN RADICAL (ml) MAIZ		
	Control	PERIFITON			SULFATO DE AMONIO			Control	PERIFITON	SULFATO DE AMONIO
		Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3		Dosis 3	Dosis 3
R1	6	7	5	6	6	7	7	5	7	6
R2	4	5	5	6	4	8	7	4	7	6
R3	6	7	6	7	7	6	6	10	11	7
R4	4	7	6	6	6	6	8	7	8	8
R5	4	5	7	7	5	7	7	7	8	7
Promedios	4.80	6.20	5.80	6.40	5.60	6.80	7.00	6.60	8.20	6.80

Tabla VII.13
Colonización micorrízica nativa (arcsen%) en maíz.

Repeticiones	SUELO NO ESTERILIZADO MICORRIZA NATIVA (arcsen%) MAIZ						
	Control	PERIFITON			SULFATO DE AMONIO		
		Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3
R1	15.89	27.06	17.76	24.95	18.34	22.22	14.77
R2	15.56	21.89	24.35	20.00	19.00	27.42	20.18
R3	16.43	27.97	27.56	19.46	19.37	20.36	20.36
R4	14.54	28.39	20.36	30.85	23.26	33.21	27.83
R5	16.74	33.34	29.73	34.14	18.34	26.57	25.55
Promedios	15.83	27.73	23.95	25.88	19.66	25.95	21.74

VII.2.5 Tomate:

Tabla VII.14
Resultados de peso seco (g) en tomate verde.

Repeticiones	SUELO NO ESTERILIZADO PESO SECO (g) TOMATE							SUELO ESTERILIZADO PESO SECO (g) TOMATE		
	Control	PERIFITON			SULFATO DE AMONIO			Control	PERIFITON	SULFATO DE AMONIO
		Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3		Dosis 3	Dosis 3
R1	0.36	0.48	0.69	0.48	0.38	0.71	0.65	0.27	0.75	0.67
R2	0.32	0.45	0.61	0.23	0.45	0.72	0.41	0.65	0.67	0.47
R3	0.24	0.83	0.62	0.59	0.49	0.67	0.40	0.62	0.86	0.35
R4	0.37	0.48	0.73	0.81	0.43	0.64	0.71	0.32	0.75	0.27
R5	0.46	0.65	0.72	0.55	0.52	0.77	0.33	0.40	0.62	0.49
R6	0.32	0.69	0.57	0.45	0.43	0.63	0.62	0.33	0.50	0.55
Promedios	0.03	0.06	0.07	0.05	0.04	0.07	0.05	0.04	0.07	0.05

Tabla VII.15
Resultados de volumen radical (ml) en tomate verde.

Repeticiones	SUELO NO ESTERILIZADO VOLUMEN RADICAL (ml) TOMATE							SUELO ESTERILIZADO VOLUMEN RADICAL (ml) TOMATE		
	Control	PERIFITON			SULFATO DE AMONIO			Control	PERIFITON	SULFATO DE AMONIO
		Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3		Dosis 3	Dosis 3
R1	1.2	1.8	2.3	1.8	1.5	2.4	2	1.8	2.4	2.1
R2	1.3	1.7	1.9	2.3	1.9	1.6	1.9	1.6	2.6	2.3
R3	1.6	1.5	1.7	2.2	2.1	2.1	2	1.4	2	1.9
R4	1.4	1.7	1.7	1.9	1.9	2.5	2	1.4	2.3	2.3
R5	1.1	2.1	1.8	1.9	1.8	2	2.3	1.2	2.3	2.2
R6	1.2	1.6	1.9	1.8	1.6	2	1.9	1.2	2.4	2
Promedios	1.30	1.73	1.88	1.98	1.80	2.10	2.02	1.43	2.33	2.13

Tabla VII.16
Colonización micorrízica nativa (arcsen%) en tomate verde.

Repeticiones	SUELO NO ESTERILIZADO MICORRIZA NATIVA (arcsen%) TOMATE						
	Control	PERIFITON			SULFATO DE AMONIO		
		Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3	Dosis 1	Dosis 2	Dosis 3
R1	14.89	16.32	18.43	19.46	12.92	16.54	23.81
R2	10.30	16.85	21.56	24.20	24.27	10.47	23.11
R3	7.49	16.54	24.50	21.39	21.72	21.22	23.34
R4	15.34	15.12	24.73	22.95	22.14	18.81	23.66
R5	13.81	15.89	22.63	20.70	21.47	18.24	24.65
R6	14.54	16.11	22.63	22.06	22.30	18.72	23.34
Promedios	12.73	16.14	22.41	21.79	20.80	17.33	23.65