

UNIVERSIDAD DE SONORA
DEPARTAMENTO DE AGRICULTURA Y GANADERIA

**EFFECTO DE BIOFERTILIZANTES EN CULTIVO DE MELON
ACOLCHADO CON POLIETILENO**

TESIS DE MAESTRIA EN CIENCIAS

ERIK IVAN PADILLA ZALDO

2001

Universidad de Sonora

Repositorio Institucional UNISON



"El saber de mis hijos
hará mi grandeza"



Excepto si se señala otra cosa, la licencia del ítem se describe como openAccess

UNIVERSIDAD DE SONORA

DEPARTAMENTO DE AGRICULTURA Y GANADERIA

EFFECTO DE BIOFERTILIZANTES EN CULTIVO DE MELON
ACOLCHADO CON POLIETILENO

TESIS DE MAESTRIA EN CIENCIAS

ERIK IVAN PADILLA ZALDO

2001



**EFFECTO DE BIOFERTILIZANTES EN CULTIVO DE MELON
ACOLCHADO CON POLIETILENO**

SOMETIDA A LA CONSIDERACION DEL
DEPARTAMENTO DE AGRICULTURA Y GANADERIA
DE LA
UNIVERSIDAD DE SONORA

POR

ERIK IVAN PADILLA ZALDO

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS EN
HORTICULTURA



Esta tesis se realizó bajo la dirección del Consejo
Particular y aceptada como requisito para
la obtención del grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN
HORTICULTURA

CONSEJO PARTICULAR

DIRECTOR:



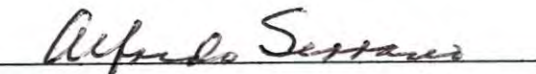
DR. MARTIN ESQUEDA VALLE

ASESOR:



Ph. D. JOSE COSME GUERRERO RUIZ

ASESOR:



M.S. ALFREDO SERRANO ESQUER

Hermosillo, Sonora, Septiembre de 2001

AGRADECIMIENTOS

Agradezco al Departamento de Agricultura y Ganadería de la Universidad de Sonora por haberme brindado la oportunidad de realizar los estudios de Maestría en Ciencias en Horticultura, una más de mis metas personales.

Al Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD) por facilitarme las instalaciones y por el incondicional apoyo económico, aspectos indispensables para la realización de este trabajo.

Agradezco, de forma muy especial a mi director de tesis Martín Esqueda Valle ya que gracias a su paciencia, profesionalismo y dedicación fue posible el desarrollo del presente trabajo.

A mis maestros asesores, José Cosme Guerrero Ruiz y Alfredo Serrano Esquer, por su dedicación desinteresada y por compartir sus conocimientos.

Quiero agradecer también a mis compañeros Alfonso Sánchez Villegas y Ana Dolores Armenta Calderón por el apoyo logístico durante la fase experimental y amistad brindada durante todo este tiempo.

A GIADELA S.P.R. DE R.L. a través del Ing. Danese e INFOTEC-CONACYT por el financiamiento de la presente investigación.

A la M. en C. Rosalba Troncoso por su colaboración en el análisis de calidad y vida de anaquel del melón.



DEDICATORIAS

A mis Padres:

Porfirio Padilla Quintero y Beatriz Zaldo de Padilla por darme el apoyo para que mis sueños sean realizados. Gracias por estar a mi lado en todo momento y darme el ímpetu para ser alguien en la vida.

A mis Hermanos:

Beatriz, Rocío y Gerardo por tantos momentos felices a su lado y a quienes dejo el camino marcado para que algún día sea superado.

CONTENIDO

INDICE DE CUADROS	ix
INDICE DE FIGURAS	x
RESUMEN	xi
ABSTRACT	xii
INTRODUCCION	1
OBJETIVOS	3
LITERATURA REVISADA	4
Generalidades del Cultivo de Melón.....	4
Requerimientos Medioambientales.....	6
Diversidad Genética.....	8
Bioproducción.....	8
Biofertilizantes	11
Plasticultura.....	12
Antecedentes	12
Acolchados Agrícolas	13
Características Favorables de los Acolchados	14
Color.....	14
Retención de calor.....	14
Reducción en la pérdida de fertilizantes	14

Intercambio de gases	15
Plástico anticondensable	15
Estabilizadores ultravioleta	15
Temperatura del Suelo	15
Precocidad	16
Humedad	17
Producción y Calidad de Hortalizas	18
Control de Malezas	19
Control de Enfermedades	19
Control de Insectos.....	20
Rizósfera	21
Efecto de la Rizósfera sobre los Microorganismos.....	22
La Rizósfera y los Patógenos	23
Los Microorganismos de la Rizósfera y su Potencial en el Control Biológico ..	26
Micorriza	27
Mecanismos Responsables de la Asimilación del Fósforo	30
Fisiología de la Simbiosis Micorrízica.....	30
Resistencia a las Enfermedades	33
Estatus planta-agua.....	35
Hongos Endomicorrízicos en la Producción Agrícola.....	36
MATERIALES Y METODOS	39
Análisis Químico del Suelo.....	40
Análisis de Hongos de la Rizósfera	41
Análisis de Hongos Micorrízicos	42
Análisis de Rendimientos.....	43
Calidad del Fruto.....	43
Firmeza.....	44
Pérdida de Peso	44
pH.....	44
Sólidos Solubles Totales	44

Acidez Titulable	45
RESULTADOS Y DISCUSION	46
Análisis Químico del Suelo.....	46
Hongos de la Rizósfera	49
Hongos Micorrízicos.....	50
Infección Micorrízica de Raíces.....	53
Rendimiento	56
Parámetros Físicos y Químicos Poscosecha	58
Sólidos solubles totales	58
Pérdida de peso	60
Firmeza.....	60
pH.....	63
Acidez titulable	63
CONCLUSIONES	66
LITERATURA CITADA.....	68

INDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
1. Principales Países Productores de Melón	5
2. Exportaciones de Melón Cantaloupe hacia el Mercado de los Estados Unidos durante los Ciclos Anuales de 1995 a 1999	7
3. Cultivares de las Variedades mas Importantes de Melón	9
4. Composición Química del Melón	10
5. Bacterias Fijadoras de Nitrógeno Asociadas a las Raíces de varias Plantas	24
6. Exudados Radicales que afectan a Diferentes tipos de Hongos Patógenos	25
7. Análisis Químico de Suelo Acolchado con Polietileno Negro y Tratado con Biofertilizantes .	48
8. Análisis de Hongos Filamentosos de la Rizósfera de Suelo Acolchado y Tratado con Biofertilizantes	51

INDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1.	Número de Esporas Aisladas en un Cultivo de Melón Reticulado Variedad "Ovación".....	52
2.	Evidencias de Infección Micorrízica por <i>Glomus</i> en Raíces de Melón Reticulado Variedad "Ovación".....	54
3.	Porcentaje de Infección Micorrízica en Melón Reticulado Variedad "Ovación"	55
4.	Número, Diámetro y Peso de Frutos de Melón Reticulado Variedad "Ovación"	57
5.	Comportamiento de Sólidos Solubles Totales (° Brix) en Melón Variedad "Ovación" Durante 8 Días a 20 ° C	59
6.	Porcentaje de Pérdida de Peso Acumulado de Melón Variedad "Ovación" Durante 8 Días a 20 ° C	61
7.	Comportamiento de Firmeza (Nw) en Melón Variedad "Ovación" Durante 8 Días a 20 ° C	62
8.	Comportamiento de pH en Melón Variedad "Ovación" Durante 8 Días a 20 ° C	64
9.	Porcentaje de Acidez Titulable de Melón Variedad "Ovación" Durante 8 Días a 20 ° C.....	65

RESUMEN

En el presente estudio se evaluó el efecto de biofertilizantes en un cultivo de melón (*Cucumis melo* L., var. *reticulatus*, cv. Ovación) acolchado con polietileno negro calibre 100 μm . El trabajo se realizó en la Costa de Hermosillo, Sonora durante el ciclo Primavera – Verano del año 2000. Se aplicaron cuatro tratamientos, tres biofertilizantes: Probiótico 1, Probiótico 2, Probiótico 3 y el testigo, con una distribución en bloques al azar con tres repeticiones. Se analizó el efecto de los biofertilizantes sobre los hongos filamentosos y micorrízicos asociados al cultivo, los factores químicos del suelo, rendimiento, calidad y vida de anaquel del producto. Los probióticos no modificaron significativamente ($p>0.05$) el contenido de nitratos, fosfatos, potasio, calcio, sodio, pH, conductividad eléctrica, porcentaje de sodio intercambiable y relación de absorción de sodio en el suelo. El análisis cuantitativo y cualitativo de los hongos filamentosos presentó cambios significativos ($p<0.05$) en las unidades formadoras de colonias (UFC), incrementándose la cantidad y diversidad de micromicetos al final del ciclo de cultivo.

Las UFC de hongos potencialmente patógenos para el cultivo como: *Alternaria*, *Fusarium* y *Rhizoctonia* y tendieron a disminuir mientras que las especies saprótroficas aumentaron. La cantidad de esporas micorrízicas incrementó significativamente en los tratamientos con probióticos ($p<0.05$), al igual que el porcentaje de raíces micorrizadas, el cual varió de un 26 a 48% contra un 12% de raíces con asociación simbiótica en el testigo. El peso, diámetro y número de frutos no mostró variaciones inherentes a la aplicación de los biofertilizantes. Los factores de calidad evaluados al momento de la cosecha y durante ocho días de vida postcosecha del fruto: firmeza, pérdida de peso, sólidos solubles totales, acidez titulable y pH, tuvieron un comportamiento similar al testigo ($p>0.05$). Los resultados obtenidos muestran que el acolchado con polietileno negro en combinación con la aplicación de biofertilizantes tienen potencial para estimular la presencia y asociación de micorrizas; así como para coadyuvar en el control de enfermedades radiculares causadas por hongos asociados al melón Cantaloupe.

ABSTRACT

The effect of biofertilizers on Cantaloupe crop (*Cucumis melo* L., var. *reticulatus*, cv. Ovación) mulched with black polyethylene of 100 µm thick was evaluated in the present study. The research was carried out in the Coast of Hermosillo, Sonora during the cycle Spring – Summer of year 2000. Four treatments were applied, three biofertilizers: Probiotic 1, Probiotic 2, Probiotic 3, and control. They were distributed in random blocks with three replicates. Biofertilizer effect was analyzed on fungi and mycorrhiza associated with the crop, the soil chemical factors, yield, quality and fruit shelflife. Content of nitrates, phosphates, potassium, calcium, sodium, pH, electric conductivity, percentage of sodium interchangeable and relation of sodium absorption in the soil were not significantly ($p>0.05$) modified by the biofertilizers. The qualitative and quantitative analysis of fungi showed significant changes ($p<0.05$) in forming colonies units (FCU), increasing the quantity and diversity of fungi at the end of crop cycle. The FCU of potentially pathogenic fungi, like *Alternaria*, *Fusarium*, and *Rhizoctonia* decreased while those of the saprophytic species increased. The quantity of mycorrhiza spores increased significantly with the treatments ($p<0.05$), as well as the percentage of roots associated to mycorrhiza, which changed from 26 to 48% versus 12% of control. Weight, diameter and number of fruits did not changed with the biofertilizers. The fruits quality factors evaluated at harvest and during the following eight days of storage: weight loss, total soluble solids, titulable acidity and pH were similar to those of control ($p> 0.05$). The results obtained show that black polyethylene mulch in combination with biofertilizers have potential to stimulate the presence and association of mycorrhiza; as well as to help in the control of radicular diseases caused by fungi in Cantaloupe.

INTRODUCCION

La producción hortofrutícola en México se ha mantenido como una industria competitiva a nivel mundial durante los últimos años. En parte se debe a la amplia diversidad de climas y las tecnologías empleadas. La superficie nacional dedicada a cultivos agrícolas asciende a un total de 20,031 millones de hectáreas, siendo el 3% destinado a hortalizas. El valor total de éstas alcanzó los \$156,000 millones de pesos durante 1998 (SAGAR, 2000b). Las frutas y hortalizas, las cuales ocupan en conjunto una superficie del 9%, aportan el 18 y 16% del valor total, respectivamente. Estos datos reflejan claramente la importancia que tienen las hortalizas en la economía nacional, alcanzando su comercialización los mercados internacionales. Su exportación ha tenido un crecimiento sostenido pasando de 300,000 ton en 1966 a 1,500,000 ton en 1990 y 2,525,528 ton en 1998. Los productos que componen el 75% de la oferta exportable son, a saber, tomate (30.2%), pepino (11.2)%, sandía (9.7%), chile Bell (5.8%), calabaza (8.4%) y melón (9.7%).

Durante los últimos años, la región de la costa de Hermosillo se ha venido transformando en una importante zona productora de melón, registrando dos tipos y más de diez variedades con rendimientos promedios de 1,500 a 2,000 cajas de exportación. Sin embargo, su rentabilidad ha ido disminuyendo ya que aunado a las condiciones ambientales extremas, escasez de agua y salinidad de los suelos, se ha presentado una alta incidencia de hongos fitopatógenos del suelo. Como alternativa para el manejo de estos problemas el uso de acolchado plástico en conjunto con biofertilizantes, ofrece una alternativa viable para la obtención de cosechas de calidad exportación.

El empleo de los plásticos en la producción de hortalizas ha permitido el incremento en la productividad de los cultivos. La finalidad de los plásticos es dar protección al cultivo tanto contra eventos ambientales como biológicos, señalando entre ellos los extremos de temperatura, la pérdida de agua por evaporación del suelo, la presencia de

malezas, la incidencia de plagas y enfermedades, entre otros (López y Alvarez, 1999). El uso de biofertilizantes presenta la ventaja de que originan procesos rápidos, consumen poca energía y no contaminan el medio ambiente. Esta biotecnología además de incrementar la fertilidad del suelo, favorece el antagonismo y control biológico de organismos fitopatógenos (Singh y Aneja, 1999).

El presente trabajo tiene la finalidad de evaluar el efecto de la biofertilización sobre el rendimiento, calidad, vida postcosecha, factores químicos del suelo y hongos asociados a un cultivo de melón acolchado con polietileno, en la Costa de Hermosillo, Sonora.

OBJETIVOS

Objetivo general

Evaluar el efecto de la biofertilización sobre el rendimiento, calidad, factores químicos del suelo y hongos asociados a un cultivo de melón (*Cucumis melo* L., var. *reticulatus*, cv. Ovación), acolchado con polietileno negro.

Objetivos específicos

Evaluar el rendimiento, calidad y vida postcosecha de un cultivo de melón acolchado con polietileno y tratado con biofertilizantes.

Determinar la influencia de la biofertilización y el acolchado plástico, sobre el aspecto cuantitativo y cualitativo de los hongos filamentosos y micorrízicos.

Analizar si los factores químicos del suelo se alteran por la biofertilización y acolchado plástico.

LITERATURA REVISADA

Generalidades del Cultivo de Melón

El melón (*Cucumis melo* L.) se considera originario de Africa con centros secundarios de diversificación en Asia. En Europa, penetró a través de la zona mediterránea desde donde los colonizadores españoles lo llevaron a América. A nivel mundial, durante los últimos tres años se han producido un promedio de 18 billones 47 mil ton, siendo China el principal productor, seguido de Turquía, Estados Unidos, Irán, España, Rumania, India y México (Cuadro 1). A nivel continental, América del Norte y Central tuvieron en 1999 una producción total de 2,311 billones 449 mil ton, siendo Estados Unidos el principal productor con un total de 1,320 billones 850 mil ton y México en segundo lugar con 500 mil ton (FAO, 2000).

En México, las principales variedades son las de tipo reticulado y Honey Dew. Para Marzo del 2001 se tenía registrado un total de producción nacional de melón de 288,934 Kg/ha, siendo los principales productores Sonora, Nuevo León y Sinaloa con 26,433, 26,000 y 25,393 Kg/ha, respectivamente. Para Septiembre del 2000, Sonora registraba un total de 3,739 ha distribuidas en 5 distritos, correspondiendo 64, 221, 343, 1,476 y 1,635 ha para Navojoa, Caborca, Cajeme, Guaymas y Hermosillo, respectivamente; obteniendo un valor de producción total de más de 14 billones de pesos (SAGAR, 2000a).

La exportación de este producto es factor imprescindible para la obtención de cosechas redituables. El consumo de melón en todas sus variedades en la Unión Americana fue de 13.61 kg /año per cápita. Esta cifra es 20% superior a la registrada a principios de la década de los 90's, la cual se estableció en alrededor de 10.8 kg/año.

Cuadro 1. Principales Países Productores de Melón.

País	Año		
	1998	1999	2000
China	5,023,463	5,806,384	6,406,384
Turquía	1,800,000	1,800,000	1,800,000
Estados Unidos de América	1,196,530	1,320,850	1,320,850
Irán	1,168,000	1,183,900	1,100,000
España	993,400	1,054,691	1,100,000
Rumania	689,620	853,200	900,000
India	640,000	640,000	640,000
México	500,000	500,000	500,000

Fuente: FAO (2000). Volumen en miles de toneladas.

Asimismo, el consumo realizado en 1999 significaría el mayor volumen registrado desde 1946 (CEA, USDA, 2000). Como efecto de este aumento, en Estados Unidos las importaciones de melón tipo Cantaloupe incrementaron de 278,109 ton en 1995 a 502,612 ton para 1999, lo que significó un crecimiento anual del 20%. Dentro de este gran mercado norteamericano, las exportaciones de México se han consolidado al proveer más del 40% de las importaciones durante 1999, participando con un volumen de casi 200,000 ton. El incremento en el consumo de esta hortaliza se debió en gran medida a los bajos precios registrados en el mercado estadounidense durante 1999, tanto para el melón Cantaloupe como Honey Dew. Ambos se mantuvieron por debajo del promedio durante todo el año, particularmente el melón Cantaloupe. En los últimos años, México ha sido el principal abastecedor externo de melón en el mercado estadounidense, aportando el 53% del total importado por los Estados Unidos durante 1999, pasando de 154,175 ton en 1998 a 196,968 en 1999 (Cuadro 2) (USDA, 2000).

Requerimientos Medioambientales

El melón requiere calor para su cultivo y una humedad no excesiva, pues de lo contrario su desarrollo no es normal, no madurando bien los frutos y perdiendo calidad en regiones húmedas y con poca insolación. El crecimiento vegetativo de la planta queda detenido cuando la temperatura del aire es inferior a 0°C, helándose a 1°C. En cuanto a temperaturas óptimas, las ideales son de 28-32°C para la germinación, de 20-23°C para la floración y 25-30°C para el desarrollo. En el primer estadio de la planta, la humedad relativa debe ser del 65-75%, en la floración del 60-70% y en la fructificación del 55-65%. La germinación de las semillas puede efectuarse en un suelo poco húmedo, lo que es más conveniente porque resulta más rápida. La humedad del suelo debe estar próxima a la capacidad de saturación. La germinación de las semillas y el crecimiento de las plantas se puede acelerar con temperaturas altas, pero en estas condiciones el ciclo de vida es más corto (Zapata *et al.*, 1989).

Cuadro 2. Exportaciones de Melón Cantaloupe hacia el Mercado de los Estados Unidos durante los Ciclos Anuales de 1995 a 1999.

País	Año				
	1995	1996	1997	1998	1999
México	102,027	146,146	152,223	154,175	196,968
Honduras	58,286	53,130	99,866	85,990	83,986
Guatemala	46,128	51,464	73,541	75,579	100,075
Costa Rica	45,772	59,247	60,356	77,563	83,544
República Dominicana	17,963	19,253	25,407	29,239	35,465
Nicaragua	6,638	6,012	6,151	3,067	2,355
Otros	1,291	761	491	116	219
Total	278,109	336,014	418,045	425,729	502,612

Fuente: USDA (2000). Volumen en miles de toneladas.

Diversidad Genética.

Las principales variedades de melón son, a saber, *Cantalupensis* Naud., la cual produce frutos globoides con la piel lisa o rugosa; *Reticulatus* Naud., produce frutos medianos con la piel reticulada; *Inodorus* Naud., denominada “melones de invierno”, la variedad está adaptada a la sequía y sus frutos tienen la piel lisa, maduran tarde y se conservan durante largo tiempo; *Saccharinus* Naud., da frutos de tamaño medio, de cáscara color verde y carne anaranjada muy dulce; *Flexuosus* Naud., presenta frutos alargados, que suelen consumirse en ensaladas.

Existen otras variedades menos importantes desde el punto de vista agronómico como la Chito Naud., que produce frutos ácidos de tamaño muy pequeño, empleados para conservas y encurtidos; *Dudaim* Naud., que se cultiva como ornamental; *Conomon Makino*, muy apreciada en Japón y *Agrestis* Naud., que agrupa una serie de melones silvestres (Cuadro 3). El melón tiene una composición química rica en hidratos de carbono, potasio y vitamina A, ubicándose como una importante fuente alimenticia (Cuadro 4).

Bioproducción

El deterioro ambiental y la optimización de los sistemas productivos agrícolas han hecho que numerosas organizaciones busquen aportar soluciones a problemas ecológicos y socioeconómicos. La bioproducción es una estrategia científico-tecnológica para el manejo de la producción orgánica. Esta tecnología involucra el manejo de microorganismos capaces de fijar el nitrógeno atmosférico, bacterias promotoras del crecimiento vegetal, hongos micorrízicos traslocadores de nutrimentos, agentes antagonicos en el control biológico de plagas y enfermedades de las plantas, producción de compostas y vermicompostas, así como otros subproductos microbianos.

Cuadro 3. Cultivares de las Variedades más importantes de Melón.

Variedad	Cultivares
Cantalupensis Naud.	Charentais, Dublon, Vedantrais, Cavaillon, Bellegarde, Jívaro, Alaska, Dixie-Jumbo, Galia, Early Sweet, Top Mark, Pharo, Cosmos, Athos, Vedor, Ogen, Hoagen
Reticulatus Naud.	Grande alargado, Villaconejos, Verde Oloroso, Reticulado, Musk melons
Inodorus Naud.	Oliva de invierno, Melón de invierno, Provenza, Golden Beauty, Honey-Dew, Valenciano amarillo, Ontinente
Saccharinus Naud.	Piel de sapo, Roget, Francasset, Tendral verde semitemprano, Amarillo oro, Ananas de América
Flexuosus Naud.	Aflicos, "Melón serpiente"

Fuente: Enciclopedia práctica de la agricultura y la ganadería (1996).

Cuadro 4. Composición Química del Melón.

Componente	Contenido *	Contenido **
Agua	91.2	
Proteínas	0.7	
Grasas	0.1	
Carbohidratos	7.5	
Cenizas	0.5	
Fibra Dietaria Total		0.3
Calcio		14
Fósforo		16
Hierro		0.4
Sodio		12
Potasio		251
Tiamina		0.04
Riboflavina		0.03
Niacina		0.6
Ácido ascórbico		33
Valor energético		340 calorías

Fuente: Enciclopedia práctica de la agricultura y la ganadería (1996).

* g/100 g; ** mg/100g

De esta manera, es posible la eliminación de agroquímicos, plaguicidas y obtener así "productos orgánicos". Por otra parte, la bioproducción contribuye a la sostenibilidad de los sistemas productivos y del entorno ecológico, además de hacer eficiente el aprovechamiento de los recursos disponibles del área en cuestión. Así mismo forma parte de la agricultura orgánica al aportar el material biológico para que ésta cumpla con sus objetivos. La mayor parte de los microorganismos se encuentran en el suelo rodeando a las raíces de las plantas en la zona denominada rizósfera. Uno de los fenómenos principales de esta zona es la producción de diversas sustancias orgánicas que, directa o indirectamente, ejercen influencia positiva o negativa sobre la microbiota que ahí se desarrolla. A su vez, los microorganismos son capaces de beneficiar a las plantas por medio de los procesos antes mencionados (Ferrera-Cerrato, 1995).

Biofertilizantes

El término biofertilizante puede definirse como preparados que contienen células vivas o latentes de cepas microbianas eficientes fijadoras de nitrógeno, solubilizadoras de fósforo, potencializadoras de diversos nutrimentos o productoras de sustancias activas. Se aplican a las semillas o al suelo con el objetivo de incrementar el número de estos microorganismos en el medio y acelerar los procesos microbianos de forma tal, que se aumente la cantidad de nutrimentos que pueden ser asimilados por las plantas o se hagan más rápidos los procesos fisiológicos que influyen sobre el desarrollo y el rendimiento de los cultivos. El uso de estos biopreparados presenta la ventaja de que origina procesos rápidos, como son en general los de origen microbiano, que consumen escasa energía no renovable y que son "limpios", es decir, no contaminan el medio ambiente rizosférico, en la inmediata vecindad de las raíces y las plantas se benefician en un plazo muy breve.

Existe una relación íntima entre el uso de compuestos orgánicos y la presencia de hongos endomicorrízicos en la rizósfera. Estos compuestos juegan un papel importante

reforzando el crecimiento de microorganismos benéficos. En huertos de manzano se ha mostrado una correlación positiva entre la cantidad de material orgánico en el suelo y la presencia de esporas de micorrizas. Esta biotecnología además de incrementar la fertilidad del suelo, favorece el antagonismo y control biológico de organismos fitopatógenos (Singh y Aneja, 1999).

Plasticultura

Antecedentes

El uso de los plásticos en la agricultura tiene sus raíces en la agricultura romana y empresas europeas. Desde aquellos inicios, una variedad de tipos de estructuras y sistemas se han empleado para modificar el ambiente creando un microinvernadero (Cornell, 1962). En Estados Unidos desde finales de los 50's, el Dr. Emmert de la Universidad de Kentucky, comenzó a experimentar con los acolchados de plástico, extendiéndose esta práctica por todo el mundo. Posteriormente se crea el microtúnel o cubierta flotante (Cannington *et al.*, 1975).

La aplicación de materiales plásticos en las actividades agrícolas a partir de los años 40's y 50's, inició una revolución que modificó profundamente el curso de la producción tecnificada de frutas, hortalizas y plantas ornamentales. En los años siguientes se lograron notables mejoras tecnológicas que ampliaron la durabilidad y rango de aplicación de los materiales plásticos. El desarrollo del polietileno como una película de plástico en 1938 y su subsecuente introducción como acolchado agrícola a principios de 1959, revolucionó la producción comercial de los cultivos selectos de vegetales. En los años siguientes, la investigación y la extensión de esta práctica ha documentado a la mayoría de los agricultores para usar los acolchados como componentes de un sistema intensivo de producción (Wells y Loy, 1993). En la actualidad se manejan con técnicas de agroplasticultura más de 300,000 ha de cultivos de alto retorno económico en todo el mundo (Wittwer, 1993).

Acolchados Agrícolas

La mayoría de los plásticos agrícolas son polímeros sintéticos, macromoleculares, con el agregado de un número de aditivos químicos. El polietileno de baja densidad se ha convertido en una elección predominante para el acolchado plástico. Tiene una excelente fuerza tensora, la cual se requiere para la aplicación mecánica del acolchado en suelo y es resistente al desgarre cuando está expuesto a fuertes vientos; también el grosor del polietileno de baja densidad ha sido reducido considerablemente. Esta reducción en el grosor significa que el agricultor usa menos plástico por peso (Brown y Osborn, 1989).

El empleo de los plásticos en la producción de hortalizas ha permitido el incremento en la productividad de los cultivos, cuyo uso ha tomado auge al ser las hortalizas una alternativa en la producción agrícola. La finalidad de los plásticos es dar protección al cultivo contra eventos tanto ambientales como biológicos, señalando entre ellos: los extremos de temperatura, la pérdida de agua por evaporación en el suelo, la presencia de malezas, la incidencia de plagas y enfermedades. Asimismo, su empleo influye sobre la germinación de la semilla, la actividad microbiana, la vigorosidad en la planta, la calidad del producto final, permite adelantar la cosecha, así como incrementar la producción (López y Alvarez, 1999).

En las regiones que, dado su clima frío, presentan problemas de heladas que afectan la producción agrícola en forma tradicional, se considera que el uso de los plásticos logra elevar los rendimientos (Raymond, 1985). La plasticultura ofrece en su modalidad de acolchados, la posibilidad para manejar más eficientemente los recursos naturales, especialmente el suelo y el agua (Dubois, 1980). Otros beneficios del acolchado plástico son la menor compactación del suelo, el control de malezas, el incremento de CO₂ alrededor de las plantas, la reducción de la lixiviación de fertilizantes y el incremento en la temperatura del suelo (Battikhi y Ghawi, 1987).

Características Favorables de los Acolchados

Color

El color determina el comportamiento de la radiación de la energía de los acolchados plásticos. El plástico negro, cargado con un relleno de negro carbón, absorbe parte de la energía solar que le cae encima poniéndose caliente. El plástico transparente sin ningún relleno, transmite la mayoría de la radiación solar, la cual es absorbida por el suelo. El plástico blanco opaco es producido por la incorporación de dióxido de titanio, el cual refleja la energía radiante y por lo tanto, el suelo permanece frío (Davis y Mizuki, 1987).

Retención de calor

El efecto de invernadero es producido por la diferencia en la permeabilidad hacia la radiación solar y termal. Para producir el máximo efecto de invernadero y para actuar eficazmente como una trampa de sol, el material ideal debería ser transparente hacia la radiación solar (180-1500 nm), pero completamente opaco hacia la termal (5000-35000 nm). El polietileno (PE) reduce la convección de calor y la evaporación de agua desde el suelo hacia la atmósfera. Como resultado de la formación de pequeñas gotas de agua sobre la superficie interior de la película de PE, su transmisión de la radiación de onda larga está altamente reducida, resultando en un mejor calentamiento del suelo (Black y Greb, 1961).

Reducción en la pérdida de fertilizantes

Los suelos cubiertos con un acolchado plástico retienen un nivel más elevado de minerales solubles, un aporte constante de humedad, una temperatura más elevada y mejor aireación del suelo. Todo ello favorece la presencia de poblaciones microbianas elevadas asegurando una nitrificación más completa. El acolchado plástico previene la lixiviación de nutrientes, reteniéndolos en la rizósfera y permitiendo su utilización más eficiente (Dweikat y Kostewicz, 1989).

Intercambio de gases

La aplicación de un plástico agrícola sobre el suelo, que sea casi impermeable al gas, modificaría el intercambio gaseoso entre el aire y el suelo. El CO₂ liberado por las raíces o por descomposición de la materia orgánica en el suelo se acumula debajo del acolchado plástico. Este es canalizado a través de perforaciones hechas en el momento de la siembra y queda concentrado alrededor de la planta. Este pequeño aumento en el CO₂ alrededor del follaje promueve el crecimiento (Splinstoesser, 1984).

Plástico anticondensable

Los acolchados agrícolas que permanecen claros a pesar de la condensación del agua, lo hacen así por la acción de los agentes mojables o propiedades anticondensables ocasionando que las gotas de agua se junten y corran hacia abajo de las paredes, en vez de gotear directamente sobre las plantas, lo cual podría propiciar las enfermedades. También ayudan a conservar el plástico transparente para la penetración máxima de luz solar (Cornell, 1962; Brown y Osborn, 1989).

Estabilizadores ultravioleta

El plástico transparente se degrada cuando se expone a la luz ultravioleta (UV). Sin embargo, esta degradación puede ser retardada por la introducción de estabilizadores. La protección en contra del ataque de los UV se mejoró con la incorporación de un complejo de níquel. Los plásticos de color negro reflejan casi todos los rayos UV, resultando en un efecto considerablemente menos degradable. El negro carbón, que da la opacidad a la película negra, juega un papel igualmente efectivo, como un estabilizador UV. El plástico negro generalmente dura más tiempo que los carentes de un estabilizador UV (Loy *et al.*, 1985).

Temperatura del Suelo

Generalmente la temperatura del suelo aumenta por varios grados bajo el plástico transparente durante el día. Este aumento puede variar entre 2 y 10°C de acuerdo con la estación, tipo de suelo, la cantidad de radiación y humedad del suelo. En la noche, la

diferencia en la temperatura entre el suelo cubierto y el desnudo es menor (2-4°C). Bajo un plástico negro, la temperatura puede estar 10-15°C más elevada que en el suelo sin acolchar. Bajo un plástico blanco, la temperatura es más baja que en el suelo no cubierto. Este tipo de plástico se usa en regiones con un elevado nivel de radiación solar donde se requiere una temperatura menor en el suelo. Esto resulta en un aumento de la cantidad de luz reflejada sobre la planta favoreciendo el proceso de fotosíntesis (Dubois, 1978).

Se ha observado que las temperaturas diurnas son más calientes en acolchados negros y menos en acolchados de color blanco. La temperatura diurna máxima en el suelo fue de 38, 30, 29.5 y 26.2°C para acolchados de color negro, rojo, amarillo y blanco respectivamente. La temperatura mínima en el suelo varió menos de 0.5° C según el color del plástico (Hemphill, 1986).

El rendimiento de la sandía en China ha aumentado notablemente con el uso conjunto de acolchados y microtúneles. Este método se ha hecho muy popular en el norte de China, para tomar ventaja de la soleada primavera y lograr una madurez temprana y protección contra el viento y las heladas en lugares más bajos. El desarrollo de las sandías con sistemas acolchados promueven un inicio precoz del fruto y maduración temprana así como un rendimiento enormemente elevado (Wells y Loy, 1993).

En el cultivo de melón se ha evaluado la influencia de combinaciones de acolchados. Se encontró mayor acumulación de grados días de desarrollo (GDD) del suelo usando acolchado transparente; además dio mejor protección contra heladas. No obstante la más alta acumulación de GDD del aire se observó en el acolchado negro, ya que mantuvo la temperatura arriba de 35°C por más tiempo. El menor porcentaje de mortandad por helada, la mayor precocidad y el mayor número de frutos comerciales se obtuvieron con acolchado transparente (Jenni *et al.*, 1990).

Precocidad

El uso de acolchados para adelantar el desarrollo y madurez de cultivos, conseguir cultivos no factibles bajo condiciones naturales en determinadas épocas del año y puedan ser introducidos al mercado antes que los cultivos convencionales, ha despertado gran interés. En el Valle del Mayo en el ciclo 84-85, en cultivo de sandía se obtuvo una

producción precoz del 100 al 332%, logrando un adelanto de más de 18 días y elevando la producción (García,1992). En cultivo de calabacita acolchado se inició la cosecha a los 42 vs 51 días en el suelo sin cubrir (Ibarra y Rodríguez, 1990a). En este mismo cultivo, Rodríguez (1991) evaluó el acolchado negro y transparente, iniciándose la cosecha a los 42 vs 47 días en el testigo. López (1990) señala que los túneles solos o combinados con acolchados adelantan el ciclo vegetativo de la calabacita comparado con el cultivo tradicional y por lo tanto, se puede establecer en la época invernal de la región, cubriéndolos hasta el inicio de la floración para obtener precocidad en la producción.

Humedad

El alto grado de impermeabilidad de los acolchados agrícolas hacia el vapor de agua previene la evaporación de la humedad del suelo. Todas las reservas de agua están disponibles para el uso de la planta y en consecuencia, el surtido de los nutrientes también es más constante. El uso de riego por goteo en conjunto con el acolchado plástico disminuye la pérdida de humedad del suelo y los requerimientos de riego. El movimiento de agua del suelo varía con la temperatura y el tipo de plástico. El acolchado transparente causa la evaporación de una gran cantidad de agua, la cual se condensa sobre la superficie del suelo debajo del plástico. La capa superior del suelo se seca a una profundidad muy superficial y lo más importante, la elevación capilar del agua es acelerada. El acolchado de color negro reduce esa variación en la temperatura y tiene un efecto mucho menor sobre el movimiento de agua en el suelo que el polietileno claro (Splinstoesser, 1984).

Experimentos realizados en la Universidad de California demostraron que los suelos con acolchados opacos retienen 54% más el agua que los suelos a cielo abierto y 10.7% más que los acolchados transparentes (Schalk *et al.*, 1979). En el acolchado con plástico negro y transparente en cultivo de calabacita se incrementó la eficiencia en el uso de agua en 2.79 y 3.02 kg de fruto por m³ de agua aplicada con un aumento en la producción de 14.5 y 17.5 % para los acolchados negro y transparente, respectivamente (Rodríguez,1991).

Producción y Calidad de Hortalizas

En algunos cultivos la combinación del acolchado y microtúnel determina la fenología y el rendimiento. El incremento en la producción puede oscilar desde un 20 hasta un 200% con respecto a los métodos convencionales de cultivo (Hopper, 1984). En un cultivo de tomate con acolchado triangular y microtúneles circulares, se logró aumentar en un 43-46% y un 29-44% el rendimiento con respecto al testigo sin acolchar y sin microtúneles, respectivamente. La diferencia entre el color del acolchado fue mínima. Sin embargo, el plástico negro produjo un poco más que el transparente (Ibarra y Rodríguez, 1990a).

En cultivos de sandía con acolchado se logró aumentar el rendimiento total de 106 a 328%, y en experimentos realizados con microtúnel y acolchado se obtuvieron 2.1 frutos/planta, mientras que las sin acolchar produjeron 1.2 en promedio, lográndose aumentar la producción en un 110% (Ibarra y Rodríguez, 1990b). En un experimento realizado con calabacita Zucchini y cuatro tipos de acolchados, el mayor rendimiento fue con plástico transparente (43 ton/ha), seguido por los acolchados verde, negro y blanco (Rascón, 1996).

Martínez y Jasso (1987) evaluaron cinco frecuencias de riego (5, 10, 15, 20 y 25 días entre riegos) en cultivo de melón acolchado con plástico negro y sin acolchar. En las primeras cuatro frecuencias de riego la producción se distribuyó en forma similar para cada nivel de calidad establecido (exportación, mercado nacional y rezaga): 55, 35 y 10% con acolchado y 45, 45 y 10% sin acolchado. La última frecuencia redujo a un 4% la rezaga beneficiando la calidad de exportación. Con riegos cada 20 días y acolchado plástico se obtuvieron 51 ton/ha, mientras que regando cada 5 días y sin acolchado el rendimiento fue de 26 ton/ha. No obstante estos valores extremos, el tratamiento que mostró mayor eficiencia en el uso del agua fue el de riego cada 25 días con acolchado plástico (12.71 ton /mm³); 48 ton/ha con solo 4 riegos de auxilio, con 30, 16 y 2 ton/ha de calidad de exportación, nacional y rezaga, respectivamente.

Control de Malezas

Una nueva familia de acolchados incluye los de tipo específicos para longitudes de onda larga, los cuales transmiten selectivamente la radiación de algunas regiones del espectro electromagnético. Estos absorben radiación fotosintéticamente activa en el rango de 400 a 700 nm y transmiten una radiación solar infrarroja de 700 a 3000 nm del espectro solar, proporcionando un efecto diferencial entre el acolchado negro y claro. Los acolchados que transmiten el infrarrojo, permiten el control de las hierbas en el acolchado negro, pero son intermedios en términos de aumentar la temperatura del suelo. Entre el acolchado negro y claro, el color puede ser azul-verde o café. Estos últimos calientan el suelo como el acolchado claro pero sin el problema acompañante de malezas (Bernhard, 1988; Gerber *et al.*, 1990).

Control de Enfermedades

Por lo general, se emplean funguicidas o algún otro tratamiento químico muy selectivo para controlar las enfermedades en cultivos agrícolas causadas por patógenos del suelo. Estas medidas no siempre son efectivas debido a que ciertos factores del suelo no permiten el íntimo contacto entre el químico y el patógeno. Entre estos factores se encuentran la alta variación de la humedad, temperaturas frías, materia orgánica, mala preparación de la cama de siembra y la disposición de los patógenos dentro de los residuos de cosecha y terrones (Muncke y Van Gundy, 1979). Por estas razones y por los altos costos del control químico, es una necesidad contar con alternativas para el combate de estas enfermedades que proporcionen resultados confiables a más bajo costo.

Los resultados de diversas investigaciones muestran que el acolchado controla enfermedades causadas por: *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum*, *Pythium* spp., *Verticillium dahliae*, *Rhizoctonia solani*, *Sclerotium rolfsii* y el nemátodo *Pratylenchus thornei*, junto con otros hongos, nemátodos e insectos (Gerson *et al.*, 1981; Pullman *et al.*, 1981; Katan *et al.*, 1983). El acolchado del suelo con polietileno se considera como una práctica a través de la cual se logra un control biológico de fitopatógenos (Cook y

Baker, 1989). Los mecanismos de control biológico que se pueden crear o estimular con el acolchado, incluyen efectos sobre la capacidad de inóculo existente o introducido en el suelo después del tratamiento (Katan, 1981).

Existen cuando menos tres formas en las que opera el control biológico por el acolchamiento: (a) La fungistasis, etapa en la que los propágulos fungales mantienen una resistencia pasiva, se nulifica parcialmente a los 45-50°C. De este modo, se los expone a la acción de microorganismos líticos y otros factores detrimentales que se encuentran en el suelo (Nash *et al.*, 1961). (b) Las temperaturas subletales pueden debilitar las estructuras latentes, volviéndolas más vulnerables a la micoflora antagonista. (c) La creación de cambios en la población microbiana en favor de saprófitos resistentes al calor (Baker, 1962; Broadbent *et al.*, 1971; Baker y Cook, 1974).

La gran mayoría de los procesos antes mencionados se llevan a cabo en la rizósfera y definen el desarrollo y producción de las plantas. Existe un flujo de compuestos producto de la fotosíntesis que son exudados por la raíz, en forma de carbohidratos, aminoácidos, vitaminas, enzimas, nucleótidos, etc. Por ello, este sitio es ideal para el crecimiento de una gran variedad de microorganismos que al establecerse, tienen diferentes funciones con las plantas a las cuales se asocian (Ferrera-Cerrato, 1995).

Control de Insectos

Los colores también pueden afectar el comportamiento de ciertas plagas. Las superficies de color amarillo y en un menor grado, anaranjado y verde, atraen a ciertas clases de áfidos. Los acolchados color aluminio o plateado repelen a ciertos áfidos y reducen la incidencia de enfermedades virales transmitidas por estos insectos (Cannington *et al.*, 1975; Loy *et al.*, 1985). Se han realizado experimentos en donde se compararon diferentes tipos de películas de plástico reflectivas. Los acolchados aluminizados redujeron parcialmente el daño provocado por áfidos que transmiten enfermedades virosas como el virus mosaico de la calabaza.

Los cultivos acolchados fueron calabaza y pepino. En el primero hubo mayor daño en hojas y frutos que en el pepino, causados por *Diaphania nitidalis*. En los acolchados con plástico aluminizado el daño fue menor comparado con el acolchado plástico negro. Los áfidos en estos dos cultivos fueron repelidos por los acolchados plásticos aluminizados y

la incidencia de la enfermedad se redujo (Schalk *et al.*, 1979). Angulo (1987) evaluó en el cultivo de calabacita (*Cucurbita pepo* L.) los efectos de los acolchados negro y plateado en una siembra tardía. El objetivo del trabajo fue confirmar el efecto del acolchado sobre el rendimiento, calidad del fruto y la incidencia de virus en las plantas.

Chalfant *et al.* (1997) realizaron un estudio sobre los efectos de los plásticos en la incidencia del complejo de virus del mosaico de la sandía (VMS) y el control de nemátodos y hongos. Los acolchados de aluminio, plástico transparente, azul y café redujeron significativamente la incidencia de VMS, tanto en la planta como en el fruto. También bajaron la infestación de minador de la hoja. La producción fue mayor al emplearse cubiertas con aluminio y plástico transparente. La producción total de calabacitas se incrementó en un 31.5% al utilizar el plástico plateado. La mayor cantidad de frutos afectados por virosis ocurrió en los tratamientos que no estaban acolchados y la menor, en los tratamientos acolchados con plástico plateado y negro.

Rizósfera

La rizósfera fue definida por Hütner en 1904, como la zona alrededor de las raíces de las leguminosas, donde se estimula el crecimiento de las bacterias (Box y Hammond, 1990). Esta definición se ha ido ampliando a través del tiempo, en la actualidad se reconocen las siguientes zonas: 1) ectorrizósfera, zona alrededor de la raíz; 2) rizoplana, zona de la superficie de la raíz y 3) endorrizósfera, que involucra la epidermis y las células corticales de la raíz (Ferrera-Cerrato, 1989; Campbell y Greaves, 1990; Hunt, 1990; Lynch, 1990). En estas zonas se encuentran compuestos exudados por la raíz, además de la rizodeposición. Estos exudados se liberan de la planta por los efectos físicos y ambientales como luminosidad, temperatura, pH, daños a la raíz y contenido de agua del suelo (Clapp *et al.*, 1990).

Uno de los fenómenos importantes que se produce en la rizósfera es la presencia de una gran variedad de sustancias orgánicas que, directa o indirectamente, tienen influencia positiva o negativa sobre los microorganismos que ahí habitan. Los tipos de exudados que frecuentemente se encuentran son: carbohidratos del tipo de los mono, di, tri u oligosacáridos. Como exudados importantes también se encuentran factores de crecimiento que son necesarios para el desarrollo tanto de hongos, bacterias, actinomicetos y algas, como para la microfauna (protozoos, nemátodos e insectos). Los cambios de pH en la rizósfera también afectan a los microorganismos y se clasifican como alcalófilos los que se adaptan a un pH mayor de 7 y acidófilos los que se adaptan y crecen a un pH menor de 7.

En algunas ocasiones basta con inducir cambios de pH en un suelo para favorecer algunos grupos microbianos. Se ha demostrado también que el pH alcalino favorece el desarrollo de los actinomicetos (Alexander, 1980). Existen una gama de compuestos que inducen cambios de pH en la raíz, dentro de ellos se encuentran ácidos orgánicos que forman parte del ciclo de Krebs, como son los ácidos acético, cítrico y málico; además de nucleótidos, flavononas, enzimas y hormonas, compuestos importantes para la actividad microbiana en la rizósfera.

Efecto de la Rizósfera sobre los Microorganismos

Los compuestos químicos que exudan las raíces modifican las poblaciones de bacterias, actinomicetos y hongos, y provocan pocos cambios en los protozoos y algas. Los estudios cualitativos revelan cierto efecto selectivo en el sistema radical, encontrándose una estimulación preferencial de los microorganismos gram negativos no esporulados. Los géneros frecuentemente encontrados son: *Pseudomonas*, *Arthrobacter*, *Agrobacterium*, *Azotobacter*, *Mycobacterium*, *Flavobacterium*, *Cellulomonas* y *Micrococcus*. Hay que considerar, desde el punto de vista agronómico, que la presencia de bacterias fijadoras de N₂, solubilizadoras del fósforo y otras con atributos como producir hormonas en la rizósfera de plantas, son muy importantes para el incremento de la producción agrícola. Entre las bacterias fijadoras de N₂ aisladas de la rizósfera se encuentran diferentes especies de *Azotobacter*, *Azomonas*, *Beijerinckia* y *Azospirillum*;

algunas anaerobias facultativas y anaerobias obligadas como *Klebsiella*, *Enterobacter*, *Erwinia*, *Clostridium* y *Desulfovibrio*. En las investigaciones sobre la rizósfera se han encontrado casos interesantes de relaciones casi específicas entre bacterias y plantas, tal es el caso de *Azotobacter paspali* y *Paspalum notatum* descubierta por Döbereiner (1966, 1968). Además existe una gran cantidad de bacterias fijadoras de nitrógeno que se asocian a las raíces (Cuadro 5).

La Rizósfera y los Patógenos

Como todo grupo microbiano, los patógenos tienen diferentes respuestas ante los exudados radicales, unos son estimulados y otros son inhibidos, además de existir compuestos atrayentes para algunos grupos en particular (Cuadro 6). Los principales efectos entre huéspedes, poblaciones microbianas del suelo y patógenos pueden ser: a) Huésped-microorganismos del suelo: exudados del huésped y células desprendidas que tienen influencia sobre la actividad de los saprófitos del suelo, incluyendo microorganismos que inhiben a los patógenos.

b) Microorganismos del suelo-huésped: microorganismos del suelo no patógenos; desfavorables, que afectan el crecimiento de las plantas y dan como resultado la predisposición de éstas a la enfermedad, o a efectos favorables para el huésped por aumentar la disponibilidad de nutrimentos y su absorción.

Cuadro 5. Bacterias fijadoras de Nitrógeno asociadas a las raíces de varias Plantas.

BACTERIA	PLANTA
<i>Azospirillum lipoferum</i>	Pastos y cereales
<i>Azospirillum brasilense</i>	Maíz, sorgo y trigo
<i>Pseudomonas sp.</i>	Arroz de riego
<i>Campylobacter nitrofigilis</i>	<i>Spartina alemiflora</i>
<i>Azospirillum amazonense</i>	Varias gramíneas de Amazonia y Río de Janeiro
<i>Bacillus azotofixans</i>	Pastos, trigos y cañas de azúcar
<i>Herbaspirillum seropediceae</i>	Pastos y cereales
<i>Azospirillum halopraeferans</i>	“Kalla” pasto
<i>Azotobacter nitrocaptans</i>	Caña de azúcar

Fuente: Bodey y Döbereiner (1988).

Cuadro 6. Exudados radicales que afectan a diferentes tipos de Hongos patógenos.

FACTOR	PLANTA	HONGO
Estimulador del crecimiento del micelio	Lechuga, rábano	<i>Pellicularia filamentosa</i>
Estimulador del crecimiento del micelio	Fresa	<i>Rhizoctonia sp.</i>
Inhibidor del crecimiento del micelio	Avena	<i>Byssochlamys nivea</i>
Inhibidor del crecimiento del micelio	Papa	<i>Spongospora subterranea</i>
Inhibidor del crecimiento del micelio	Tomate	<i>Colletotrichum atramentarium</i>
Inhibidor de la germinación de esporas	Plátano	<i>Fusarium oxysporum</i>
Estimulador de la patogenicidad	Chícharo	<i>Fusarium oxysporum f. Pisi</i>
Estimulador de microesclerocios	Tomate y trigo	<i>Verticillium albo-atrum</i>

Fuente: Allison (1982).

- c) Huésped-patógeno: efecto similar encontrado para los microorganismos del suelo. Los exudados radicales estimulan o inhiben los patógenos de las plantas directa o indirectamente.
- d) Patógeno-huésped: patogénesis ocurre con cualquiera de las posibilidades, con o sin el parasitismo.
- e) Patógeno-microorganismos del suelo: el patógeno puede inhibir a los microorganismos competitivos u ocurrir relaciones sinérgicas entre los patógenos primarios y parásitos facultativos durante el proceso de infección del hospedero.
- f) Microorganismos del suelo-patógenos: los saprófitos del suelo pueden imponer alguna forma de antagonismo sobre el patógeno, dando las bases naturales del control biológico. En algunas ocasiones el patógeno es estimulado por factores de crecimiento sintetizados por los saprófitos.

Los Microorganismos de la Rizósfera y su Potencial en el Control Biológico

Se entiende por control biológico a la reducción de la densidad de inóculo, o de la enfermedad producida por un patógeno o parásito en estado activo o de latencia, debido a organismos antagonistas, que puede realizarse en forma natural o a través del manejo del ambiente, huésped o los microorganismos antagonistas, así como la inoculación masiva de los mismos (Baker y Cook, 1974). El control biológico de los patógenos del suelo que atacan a las plantas tiene grandes ventajas sobre el control químico, ya que los plaguicidas se consideran en la actualidad como fuente importante en la contaminación de suelos y aguas.

Un ejemplo de control biológico clásico es *Trichoderma*, un hongo que se aísla del suelo y ha mostrado ser un micoparásito muy agresivo, con la capacidad de parasitar tanto hongos saprófitos como patógenos (Ferrera-Cerrato, 1976). Chet y Baker (1980) mostraron que *Trichoderma harzianum* y *T. hamatum* actúan como micoparásitos de *Rhizoctonia solani* y *Sclerotium rolfsii* y producen además, enzimas como β -(1-3) glucanasa y quitinasa causantes de la exólisis de las hifas del huésped.

Los hongos micorrízicos modifican los exudados radicales y con ello la microbiota de la rizósfera (Linderman, 1991). Estas interacciones afectan el desarrollo y la sanidad de

las plantas. La implementación de las tecnologías que utilizan el complejo microbiano rizosférico están en avance para ofrecer la alternativa biológica a la agricultura orgánica. El manejo de interacciones planta-microorganismos es el punto inicial de éxito en futuras investigaciones. Al comprender cada vez más este mundo biológico que se desarrolla en las raíces de las plantas, será posible una mejor utilización de los recursos disponibles para el sostenimiento de la agricultura, no solo orgánica sino además bioproductiva.

Micorriza

La relación micorrizógena es un tipo de simbiosis mutualista debido a que ambos participantes, hongo y planta, reciben beneficio recíproco para su supervivencia. El hongo forma una red de hifas alrededor de la raíz y facilita a la planta la captación de nutrimentos del suelo o sales minerales, principalmente de fósforo, cobre y zinc, así como de nitrógeno, calcio y azufre. A su vez, la planta le proporciona al hongo los compuestos orgánicos de la fotosíntesis, es decir, la energía química en forma de carbohidratos y grasas, además de un hábitat que lo protege de los fenómenos de antagonismo microbiano de la rizósfera (Azcón y Barea, 1980; Miller *et al.*, 1986).

Al principio, las micorrizas se clasificaron en ectotróficas y endotróficas, basándose en el tipo de estructuras que formaba el hongo con la raíz. Posteriormente, basados en estudios de histología vegetal, se agruparon en endomicorrizas y ectoendomicorrizas, dependiendo de la penetración de las hifas en las células de la raíz (Peyronel *et al.*, 1969). Harley y Smith (1983) describieron 7 tipos de micorrizas: vesículo-arbuscular, ectomicorriza, endomicorrizas, arbutoide, ericoide, monotropoide y orquidoide. Cada tipo de micorriza forma diferentes tipos de combinaciones de estructuras. Las endomicorrizas se denominan también vesículo-arbusculares (MVA), ya que las hifas del hongo se establecen en el interior de la raíz y adquieren formas globosas y ramificadas. La micorriza vesículo-arbuscular se presenta en Briofitas, Pteridofitas y

Gimnospermas, siendo de particular importancia las que se forman en todas las plantas de interés agrícola e industrial (Trappe, 1977).

La micorriza vesículo-arbuscular cambia poco la morfología de la raíz. La infección se origina por la propagación del micelio en la raíz o por la germinación de clamidosporas o esporas de resistencia que forman apresorios sobre la superficie de la raíz y posteriormente penetran en ella. Una vez en el interior, las hifas se ramifican entre las células de la corteza. Estas hifas no invaden la endodermis, los tejidos vasculares ni los meristemas. Los arbuscúlos que se forman a partir de las ramificaciones, tienen la función de absorber almidón de la célula vegetal y a su vez, éstos son finalmente aprovechados por ella. Las vesículas son estructuras ovoides con material lipídico que actúan como estructuras de reserva. Algunas hifas emergen de la raíz y se desarrollan formando el micelio externo, cuya función es absorber los nutrimentos. A partir de este micelio se forman nuevas clamidosporas (Miller *et al.*, 1986).

Los árboles de las selvas tropicales y ecuatoriales, los árboles frutales y casi la totalidad de las demás plantas verdes están asociadas con hongos inferiores que no producen carpóforos y por tanto, solo son visibles al microscopio. La mayoría de los hongos que forman la micorriza vesículo-arbuscular pertenecen a la familia Endogonaceae del orden de los Mucorales, principalmente los géneros: *Glomus*, *Sclerocystis*, *Gigaspora* y *Acaulospora* (Azcón y Barea, 1980).

Los primeros estudios sobre micorriza vesículo-arbuscular (MVA) en cultivos vegetales se relacionan con la inoculación, a fin de observar su efecto sobre el crecimiento y absorción de nutrimentos. La planta de cebolla es una de las más estudiadas debido a que es altamente dependiente de las MVA. Su respuesta a la MVA y a la captación de fosfatos es muy variable, sobre todo en suelos estériles o pobres en fósforo. En algunos casos su crecimiento fue inadecuado cuando se le suministró este mineral. También el crecimiento de la raíz fue muy grande en comparación con los testigos que no recibieron dosis alguna de fosfato. En general, el peso seco de las plantas de cebolla aumenta significativamente con la MVA. La absorción de nutrimentos se realiza en distancias hasta de 3 a 6 cm de la superficie de la raíz. El fósforo se transporta rápidamente hasta las hojas de la planta micorrizada, incluyendo los segmentos de raíz no micorrizada. Los estudios sobre la MVA se han generalizado a otros cultivos como

jitomate, maíz, garbanzo y lechuga. En todos los casos los resultados indican que el crecimiento de las plantas micorrizadas se debe a la mayor asimilación de fósforo. Muchos estudios sugieren que las plantas micorrizada son capaces de solubilizar y usar las formas de fosfato disponible en el suelo. También se ha visto la respuesta que tienen las plantas en cuanto a crecimiento y captación de fósforo en fuentes de baja disponibilidad (fósforo de roca). Se ha demostrado que al agregar fósforo asimilable a plantas con y sin micorriza su crecimiento es adecuado, lo que supone la capacidad de la micorriza para absorber fósforo insoluble por medio de enzimas fosfatasas o por la superficie de las raíces micorrizadas.

El fosfato de roca se solubiliza en suelos ácidos y las plántulas de cebolla y maíz logran incrementar la captación y uso del fósforo en suelos con pH ácidos, siempre y cuando estén micorrizadas. Por el contrario, algunas plantas micorrizadas o no, son incapaces de utilizar el fosfato de roca de suelos alcalinos neutros. Por tanto, el pH juega un papel central en el proceso. Las micorrizas pueden utilizar fósforo orgánico. Los resultados experimentales demostraron que las plantas sin micorrizas también lo asimilan, pero en menor proporción que las micorrizadas (Miller *et al.*, 1986). Los hongos endomicorrízicos vesículo-arbusculares, forman parte de la microflora natural del suelo en los ecosistemas y probablemente colonicen más tejidos vegetales que cualquier otro tipo de hongo. Su abundancia e influencia en la nutrición y crecimiento de las plantas hospederas, es de gran trascendencia fisiológica y ecológica para el buen funcionamiento y estabilidad de comunidades vegetales.

Este tipo de micorrizas es muy frecuente y se encuentra universalmente extendido. Se desarrolla en árboles de bosques templados, como el arce, el fresno, el cerezo silvestre y en algunas coníferas como la *Araucaria* y en la mayoría de los árboles de las zonas ecuatoriales. La mayoría de las plantas arbustivas y herbáceas poseen endomicorrizas vesículo-arbusculares, a excepción de la crucíferas (col y rábano), las Quenopodiáceas (espinacas y remolacha), Fumariaceae, y Poligonaceae (Azcón y Barea, 1980). Se han descrito micorrizas vesículo-arbusculares en todos los continentes, excepto en la Antártida.

Mecanismos Responsables de la Asimilación del Fósforo

Existe en general una relación entre la captación del fósforo y la distancia de éste con la superficie micorrizada. Las raíces de cebolla inoculadas con esporas de *Glomus mosseae* y *G. fasciculatus* logran mayor captación de fósforo a 27 mm de la raíz. Esto sugiere un mecanismo de transporte activo en los hongos, el cual se extiende fuera del área inmediata de la superficie de la raíz. Las hifas que crecen en la raíz tienen una función activa de captación de fosfato (Rhodes y Gerdemann, 1978a).

Las micorrizas pueden favorecer la captación del fosfato por su extensión hifal, la cual se aumenta por la cantidad de sitios de absorción y porque se incrementa la afinidad por el fósforo disponible del suelo. Es decir, la micorriza permite una eficiente absorción de fosfato a partir de una fuente muy baja de fósforo en el suelo. La absorción es más eficiente por las raíces micorrizadas, ya que estimula la disociación química del fosfato insoluble para reponer el soluble que captan las hifas de la micorriza, de tal manera que se mantiene en equilibrio el fosfato soluble del suelo. Se ha demostrado que el incremento en la captación de fosfatos por las hifas depende más de su posición, longitud y número que de alguna propiedad de la superficie que agilice la captación.

Fisiología de la Simbiosis Micorrízica

Inicialmente se estudiaron los mecanismos fisiológicos que participaban en la transferencia de fósforo de la hifa del hongo al interior de la raíz del hospedero y además la forma en que era transferido. Cox *et al.* (1980) encontraron vacuolas con cuerpos metacromáticos, al parecer gránulos de polifosfatos, en las raíces de cebollas colonizadas por *G. mosseae*. Determinaron hasta un 40% de polifosfatos en los hongos de la raíz de cebolla micorrizada, los cuales se acumulan primero en las hifas externas y después pasan al micelio interno de las raíces colonizadas. Esto sucede en plantas micorrizadas que crecen en suelos con deficiencia de fosfato. Se puede decir que los hongos micorrízicos acumulan fósforo en vacuolas en forma de polifosfatos. El movimiento del fósforo inorgánico en la hifa es 10 veces más rápido en las raíces de la

planta, lo que sugiere un mecanismo de transporte activo. Posiblemente, la rápida translocación de fosfatos se debe a la ciclosis, es decir, al movimiento del citoplasma celular (Parish *et al.*, 1977).

La actividad de los polifosfatos sólo se asocia con el micelio interno que forma las ramas finas del arbusculo. La descarga del polifosfato de las MVA se realiza en el interior de la planta hospedera. Esta podría ser un factor limitante en la nutrición del fósforo en las plantas micorrizadas, y su retención en las hifas contribuye a incrementar las concentraciones de fosfato de las raíces de la planta con MVA. En general, se puede decir que la zona de transferencia de fosfato del hongo a la planta, es a través de la zona del arbusculo intracelular (Capaccio y Callow, 1982). El fosfato almacenado por el hongo es activamente transportado a través del citoplasma o plasmalema del hospedero. La actividad de la ATPasa está relacionada con la membrana y se concentra alrededor de la hifa arbuscular (Cox y Tinker, 1976). Otras enzimas, particularmente la fosfatasa alcalina, intervienen en los mecanismos fisiológicos de fosfoinhibición en la colonización micorrízica. La concentración de la fosfatasa se eleva cuando el 50% de la raíz micorrizada presenta arbusculos bien desarrollados.

Algunas de las actividades de la micorriza que son fosfato específicas, pueden inhibirse con iones ortofosfato, principalmente cuando las concentraciones de fosfato se incrementan por el uso de fertilizantes. En las plantas que crecen en condiciones de baja concentración de fosfato, la permeabilidad de sus membranas celulares se incrementa, ya que disminuye el contenido de fosfolípidos dentro de la misma. Existe una relación entre la captación de azúcares y aminoácidos por las raíces, con el crecimiento del hongo y la colonización micorrízica. Esto se debe a que el incremento del fosfato durante la nutrición reduce la permeabilidad de la membrana y disminuye la producción de los exudados de la raíz.

La exudación de azúcares y aminoácidos de la raíces puede estimular el crecimiento de otras bacterias y hongos, no necesariamente las MVA (Ratnayake *et al.*, 1978). Este conjunto de eventos puede ser la base para un crecimiento y desarrollo más eficiente cuando existe la asociación MVA. En síntesis, cuando se aplica el fosfato soluble a las raíces, se duplica el efecto de colonización micorrízica e incluso se incrementa el crecimiento de las plantas. En algunos casos cuando se forma la micorriza, la longitud

de la raíz se ve afectada, apreciándose una decoloración en el tallo. Las MVA están relacionadas con la captación de otros elementos como el nitrógeno. Ames *et al.* (1983) encontraron que las plantas inoculadas con *G. mosseae* derivaron más N de fuentes orgánicas e inorgánicas que las plantas no micorrizadas. En plantas micorrizadas se encontró sólo el 25% de nitrógeno marcado después de 30 días de su aplicación. Sin embargo, en los controles se acumuló el 34% de nitrógeno en el mismo tiempo. Rhodes y Gerdemann (1978c) demostraron que las hifas de MVA están relacionadas con la transferencia de sulfuro radiactivo inyectado a 4.5 cm de la superficie de la raíz. Incluso probaron que la colonización micorrízica incrementa la captación de azufre y calcio del suelo. Otros elementos como el zinc y el cobre se encuentran en concentraciones elevadas en plantas micorrizadas (Rhodes y Gerdemann, 1978b), lo que sugiere que también existe mayor fijación de estos elementos por la MVA.

Por otro lado, la fisiología de carbohidratos no se ha estudiado profundamente, pero se conoce que la fuente principal de carbono para los requerimientos de la MVA provienen de la fotosíntesis de la planta. Se ha estudiado la distribución de carbono utilizando carbono radiactivo en plantas micorrizadas y no micorrizadas. Las plantas inoculadas con *G. mosseae* translocaron el 7% del carbono total fijado, con un 60 a 70% de colonización a lo largo de la raíz. Aunque algo de carbono se pierde por la respiración y pasa al suelo, la translocación de los productos de la fotosíntesis es rápida hacia el sistema radicular de las plantas micorrizadas. Por autorradiografía se ha demostrado cómo los fotosintatos pasan a la estructura fúngica intracelular y a las hifas externas de la raíz. Cooper y Losel (1978) encontraron que existe una mayor cantidad de lípidos en las raíces micorrizadas de la cebolla, que en aquellas que carecen de esta asociación y proponen que los fotosintatos del hospedero se incorporan continuamente a la fracción de lípidos de la raíz micorrizada. Lo que sugiere como necesaria una fuente de lípidos para el crecimiento del hongo.

Con relación al proceso de fijación de nitrógeno, es dependiente del ATP, de ahí la importancia del fósforo como un elemento esencial para este mecanismo. Los estudios sobre fijación de N_2 y su relación con las MVA están orientados a leguminosa forrajeras, granos de leguminosas y verduras (Spurr y Barnes, 1980). Daft y Giahmi (1978) lograron la colonización de frijol francés con un hongo micorrízico y *Rhizobium*. En los

resultados obtenidos se muestra el incremento tanto en el crecimiento, la nodulación, la tasa de fijación del N_2 y la leghemoglobina, como en el fósforo inorgánico y en el total de proteína, en comparación con los tratados sólo con *Rhizobium*.

Resistencia a las Enfermedades

Muchas investigaciones demuestran que la colonización de la MVA reduce la severidad de las enfermedades de la planta, particularmente las causadas por patógenos del suelo. Las raíces micorrizadas de la cebolla son menos susceptibles a la enfermedad rosa de la raíz provocada por *Pyrenochaeta terrestris*. Al parecer existe una relación entre la presencia de azúcares reductores en las plantas micorrizadas y la disminución de la infección en la raíz de la cebolla causada por *P. terrestris* (Safir, 1968). Schöenbeck y Schinzer (1979) encontraron que la colonización inicial de *Glomus mosseae* redujo el daño que ocasiona a las plantas de jitomate el hongo *Fusarium oxysporum*. Además, se redujo el número de hojas amarillas y la cantidad de electrolitos perdidos en hojas y tallo en las plantas micorrizadas. Sikora y Schöenbeck (1975) observaron que la raíz del jitomate micorrizada por *G. mosseae* redujo significativamente el número de larvas de nemátodos (*Meloidogyne incognita*).

De igual manera sucedió con la colonización de la raíz de la zanahoria con *G. mosseae*, en donde se redujo la población de nemátodos (*Meloidogyne hapla*) durante 18 semanas. Kellam y Schenck (1978) demostraron que las plantas de soya inoculadas con *G. macrocarpum* incrementan la producción de semilla y se reduce la población de *M. incognita*. Paget (1975) observó en fresa micorrizada con *Cylindrocarpon destructans* la reducción del patógeno de la fresa, y lo mismo se obtuvo utilizando *G. fasciculatus*. Schenck *et al.* (1977) registraron que los cítricos inoculados con *Gigaspora margarita* o *G. macrocarpum* reducían el daño causado por *Phytophthora parasitica*. Las plantas micorrizadas toleran más la infección de *Thielaviopsis basicola* que las plantas no micorrizadas. Baltruschat y Schöenbeck (1972) encontraron un efecto negativo de las clamidosporas de *T. basicola* sobre la colonización de las raíces de las plantas de tabaco y de alfalfa. Argumentan que existía un elevado nivel de aminoácidos libres en la raíz como la arginina y la citrulina. Experimentalmente agregaron arginina sintética a la raíz

no micorrizada, observando que se inhibía la producción de clamidosporas en medio de cultivo.

Por otro lado, existen estudios que afirman que la colonización inicial de *Citrus sinensis* (piña) con *Glomus fasciculatus* no protege a la raíz contra la infección provocada por *Phytophthora parasitica* (Menge *et al.*, 1977). Ross (1971) fue el primero en observar que *Glomus macrocarpum* var. *geoporus* incrementó la severidad de la enfermedad de una planta. El 90% de plantas de soya susceptibles a la MVA presentaban síntomas de decoloración en el tallo por la presencia de *Phytophthora* en la raíz. Davis *et al.* (1979) observaron marchitamiento en los verticilos del algodón micorrizado con *G. fasciculatus*, mientras que en las plantas no micorrizadas no se presentó.

Schöenbeck y Schinzer (1979) trabajaron con *G. mosseae* y el virus del mosaico del tabaco, en plantas de tabaco y con sus controles no micorrizados. Los resultados mostraron un mayor número de lesiones en las plantas micorrizadas. También se demostró que la tasa de multiplicación del virus del mosaico estaba relacionada con el porcentaje de colonización de la raíz de jitomate con *G. macrocarpum* var. *geosporus*.

La gran colonización del hongo endófito aceleró la multiplicación del virus. Las enfermedades virales están relacionadas con la simbiosis micorrízica. Tal vez les proporcionan nutrimentos que aumentan su virulencia y capacidad de replicación. El virus se concentra más en zonas de arbusculos, es decir, en zonas de más alto metabolismo del fosfato y de alta concentración de ácidos nucleicos y proteínas. Se conoce que las MVA alteran la fisiología de la planta hospedante. Las raíces micorrizadas son más lignificadas que las no micorrizadas; ésto restringe la entrada de endófitos a la corteza de la raíz o de parásitos que intentan penetrar.

La planta hospedante tiene enzimas quitinolíticas que degradan constantemente los arbusculos del endófito. Estas enzimas pueden ser efectivas contra los hongos patógenos. La fisiología de la planta hospedante puede ser alterada y producir también sustancias en elevadas concentraciones, como la arginina, que inhiban la esporulación y desarrollo de patógenos sobre las raíces micorrizadas. También, si se acumulan azúcares reductores en raíces micorrizadas, se inhibe la infección de la raíz provocada por *Pyrenochaeta terrestris*. La mejora en la nutrición de la planta micorrizada se asocia

generalmente con el desarrollo y vigor de las plantas. Por el contrario, las plantas micorrizadas en suelos con deficiencia de nutrimentos son más vulnerables. De hecho, se puede considerar que lo bueno para la planta, lo es también para el patógeno.

Las plantas con micorrizas más vigorosas pueden ser más susceptibles a los patógenos en sus retoños y hojas, que aquellas no saludables sin micorrizas. Es importante notar que la efectividad de la MVA para combatir a los patógenos del suelo depende también de la virulencia de éstos. La elevada virulencia del patógeno o el elevado nivel del inóculo del virus menos virulento, tienden a disminuir la influencia positiva de la simbiosis micorrízica. Para que se incremente la resistencia, se requiere de una serie de condiciones óptimas que favorezcan el desarrollo de la simbiosis micorrízica, antes de que sea atacada por el patógeno.

Las enfermedades causadas por hongos del suelo pueden ser influidas por la formación de micorrizas en el sistema radicular. En general las plantas micorrizadas sufren menor daño y la incidencia de la enfermedad decrece o el patógeno es inhibido. El retardo en el desarrollo del patógeno se encuentra restringido al sitio donde se establece la micorriza. Este puede deberse a que la MVA físicamente limita el número de sitios de colonización disponible en la raíz. Es difícil generalizar el efecto de los patógenos y su relación con las plantas micorrizadas, debido a que las interacciones entre las combinaciones simbiote-patógeno-hospedero son complejas y varían en cada combinación.

Estatus planta-agua

Pocos estudios se han hecho en relación con el agua y las plantas colonizadas con hongos MVA. Safir (1968) mostró que *Glomus mosseae* produce una disminución considerable de la resistencia natural al transporte de agua. Esta deficiencia se presentó principalmente en las raíces y algunas diferencias no significativas en el tallo y hojas de las plantas con y sin micorrizas. Al añadir nutrimentos a la planta no micorrizada en suelos con bajo nivel de éstos, baja su resistencia al transporte de agua, al mismo nivel que las plantas micorrizadas. Esto posiblemente se deba al aumento del nivel de nutrimentos que contiene el hongo. Olsen *et al.* (1961) determinaron que la captación de

fósforo se reducía considerablemente en plantas sujetas a sequía, debido a la baja difusión del fósforo en el suelo y porque se dañaba la capacidad de captación de la raíz, presentando un efecto directo sobre el crecimiento de la planta. La deficiencia de agua afecta el crecimiento, ya que es necesaria para la asimilación del fósforo. Nelsen y Safir (1982) observaron que las plantas de cebolla micorrizadas tenían elevados potenciales de agua no sólo en las hojas, sino también en su tasa de transpiración, así como en la conductividad hidráulica, en comparación con las plantas no micorrizadas que crecían en condiciones de bajo fósforo en el suelo.

Bolgiano *et al.* (1983) encontraron que la colonización de plantas de cebolla con *Glomus etunicatum*, disminuyó más cuando se incrementaba el nivel de fosfato en parcelas irrigadas con relación a las no irrigadas. La colonización fue más elevada en las cebollas no irrigadas, pero decreció exponencialmente con el incremento de las concentraciones de fosfato en las plantas de cebolla que fueron irrigadas. Estos resultados proponen que la dependencia micorrízica de las cebollas es mayor cuando existen condiciones de sequía, ya que se obtuvo el máximo del cultivo y más alta colonización en los lotes no irrigados y en los irrigados decreció la tasa de colonización. Se concluyó que la magnitud del efecto de los hongos micorrízicos sobre las relaciones agua -hospedante es más una función del aprovechamiento de fósforo que del estrés provocado por la falta de agua.

Hongos Endomicorrízicos en la Producción Agrícola

La morfología de las endomicorrizas no permite soportar las bajas temperaturas de la estación fría o el efecto de desecación cuando la temperatura aumenta. La endomicorriza fundamentalmente depende de la gran cantidad de nutrimentos contenidos en sus esporas, pero también son un alimento para los numerosos organismos del suelo. Algunas esporas no germinan o pueden germinar y consumir todas sus reservas de alimento antes de establecer la relación simbiótica con la raíz de alguna planta.

Muchas de las investigaciones sobre endomicorrizas tienen como objetivo propagar las esporas y suministrarlas en las áreas de cultivo. Los resultados que se han obtenido están en función de la mejora en la supervivencia y crecimiento de las plantas cultivadas. Pero es escasa la investigación y la práctica sobre la de producción de hongos MVA con fines de recuperación de áreas alteradas o fumigadas. La aplicación de la endomicorriza deberá usarse en áreas de alto potencial del inóculo, para garantizar el éxito de la producción agrícola.

Debido a que el inóculo de la MVA no se puede producir en medio de cultivo puro (requiere de la raíz para formar las esporas), ha sido objeto de infinidad de estudios la producción de inóculo a gran escala (Marx y Schenck, 1983), perdiéndose un poco el interés por conocer la capacidad infectiva de las diferentes especies de hongos MVA (Janos, 1983). Estos estudios son básicos para determinar qué hongos son capaces de sobrevivir en competencia con los hongos nativos, además de la adaptación que presentan a determinados factores de los sitios donde serán introducidos (Abbot y Robson, 1985).

En algunos trabajos se han aplicado endomicorrizas en suelos que no tenían hongos MVA, debido al uso excesivo de químicos para fumigar. Los resultados fueron exitosos en la producción de cítricos y aguacate. Otras investigaciones han logrado mejorar la producción (crecimiento y supervivencia) en fresa, tomate, tabaco y en plantas de vivero, todas ellas con inóculo producido comercialmente. El inóculo se produce por una técnica de "cultivo", utilizando plantas hospederas como intermediarias para la formación de esporas en invernadero. Se requiere un espacio amplio, limpieza extrema y tratamiento contra parásitos y otros microorganismos patógenos, además de tiempo para lograr la propagación de las esporas. Por estas razones el inóculo comercial tiene un costo elevado.

En otras contribuciones se ha utilizado inóculo producido *in situ* en suelos de viveros fumigados para la producción de árboles de alta calidad, como los logrados para la especie de *Liquidambar styraciflua* (Marx y Schenck, 1983). El inóculo consiste en extraer las raíces de los cultivos viejos, las cuales se colocan en el suelo del vivero. La inoculación de hongos endomicorrícicos cumple tres propósitos: i) introducir hongos endomicorrícicos en lugares donde se han perdido completamente; ii) introducir hongos

altamente efectivos, e iii) introducir una mezcla de hongos para reestructurar la comunidad de endomicorrícicos ya existente. Para cada uno de estos casos existen problemáticas particulares que tienen que preverse antes de iniciar la inoculación.

MATERIALES Y METODOS

El experimento se realizó en el campo “El Kakuyo” ubicado a 26° 02 45 N, 111° 35 27 W y una altura de 72 msnm. El clima del lugar corresponde al tipo seco, semicálido con temperatura media anual mayor de 22°C y temperatura media del mes más frío menor a 18°C, con régimen de lluvias en verano. Se trabajó con un cultivo de melón reticulado variedad “Ovación” (*Cucumis melo* L., var. *reticulatus*, cv. Ovación) acolchado con polietileno negro calibre 100µm, en el ciclo Primavera-Verano 2000, siendo la siembra el 5 de Enero y la cosecha el 15 de Mayo. Se realizó una siembra directa con una densidad de 17,000 plantas/ha; una separación interplantar de 30 cm y 2 m entre hilera. Se aplicó una fertilización de 220 kg/ha de nitrato de amonio y 180 kg/ha de nitrato de potasio. El riego suministrado fue de 8 l por metro de cinta diarios. Se realizaron deshierbes durante todo el ciclo del cultivo, acomodo de guías y la instalación de charolas en frutos.

Se presentaron las siguientes plagas: pulgón de melón (*Aphis gossypii*), mosquita blanca (*Bemisia tabaci*), falso medidor (*Trichoplusia ni*), diabrótica (*Diabrotica* spp.) y gusano bellotero (*Heliothis virescens*) contra los que se efectuaron aplicaciones de Thiodan 35 CE, Herald 375 y Dipel 2x, a razón de 2 l/ha, 0.5 IA/ha y 1kg/ha, respectivamente. Se manifestaron enfermedades como podredumbre gomosa del tallo (*Mycosphaerella citrullina*), tizón temprano (*Alternaria solani*) y cenicilla vellosa (*Pseudoperonospora cubensis*) contra los que se aplicó Mancozeb 80 P.H. a 3 kg/ha y Oxichel a 3.5 kg/ha.

Se evaluaron cuatro tratamientos con una distribución en bloques al azar con tres repeticiones. Los tratamientos evaluados fueron: a) suelo acolchado (testigo); b) suelo acolchado + probiótico 1; c) suelo acolchado + probiótico 2; y d) suelo acolchado + probiótico 3. La unidad experimental estuvo constituida por un área de 75 x 8 m, siendo la parcela útil los dos surcos centrales en un área de 65 x 4 m.

Análisis Químico del Suelo

El análisis químico del suelo se efectuó al principio y final del ciclo de cultivo, tomando 12 muestras de aproximadamente 1 kg, las cuales provenían de 36 submuestras tomadas al azar en los surcos de la parcela útil de cada una de las 12 unidades experimentales a una profundidad de 0-30 cm. Las determinaciones se hicieron por triplicado. Las pruebas que se realizaron son:

a) pH, por el método electrométrico usando una relación de suelo y agua destilada de 1:1 (Allison, 1982). Se utilizó un potenciómetro Corning 7 (GenTech Scientific Inc., Arcade, NY) calibrado con dos buffers pH 7 y 10.

b) Porcentaje de saturación, por el método de pasta saturada, pesando 250 g de suelo seco y tamizando a través de una malla de 20 mm. A la muestra se le agregó agua destilada hasta el punto de saturación y se calculó el porcentaje mediante la fórmula: % de saturación = volumen de agua / g de suelo x 100.

c) Salinidad, a través del puente de conductividad eléctrica de Wheatstone (modelo 31, Yellow Springs Instrumental Co., Ohio, ILL). Para obtener el extracto salino se filtró la muestra al vacío a través de un papel Whatman No.2. Se tomó la temperatura del extracto y se midieron las sales totales solubles (Allison, 1982).

d) Humus, se determinó por el método de Walkey-Black (Huerta-Rosas, 1985). Se utilizó un gramo de suelo seco y tamizado a través de una malla de 0.5 mm. Posteriormente, se provocó la oxidación de la materia orgánica y se tituló con sulfato ferroso, previo tratamiento con un indicador. El porcentaje se determinó mediante la fórmula: % de Materia orgánica = Meq dicromato de potasio - Meq FeSO_4 x 0.69 / g de suelo.

e) Nitrógeno nítrico, se determinó por el método del ácido fenoldisulfónico (Huerta-Rosas, 1985). Se pesaron 10 g de suelo seco y tamizado (malla 2 mm) y se leyó en un

espectrofotómetro digital modelo Milton-Roy 21 (Analytical Instrument Recycle Inc., Golden, CO), previamente calibrado a 0-100% con una longitud de onda de 420 nm.

f) Fosfatos, se determinaron mediante el método colorimétrico de Bray-P1 (Huerta-Rosas, 1985). Se pesaron 5 g de suelo seco y tamizado (malla 2 mm), al desarrollar el color se leyó el porcentaje de transmitancia en el espectrofotómetro digital Milton-Roy 21, previamente calibrado a 0-100% con una longitud de onda de 660 nm.

g) Capacidad de intercambio catiónico, por el método del Versenato (Allison, 1982), se pesaron 5 g de suelo seco y tamizado del cual se obtuvo un extracto, éste se aforó con agua destilada y los cationes de Ca y Mg se obtuvieron por titulación con EDTA y el K por el método electrométrico.

h) El sodio soluble se obtuvo directamente del extracto salino utilizando el método electrométrico (Allison, 1982), con un electrodo específico para Na y un medidor de iones específicos (Orión 720-A, Bainstead Thermolyne, Dubuque IW). Posteriormente, se interpolaron los datos obtenidos en la curva, graficando el porcentaje de transmitancia contra concentración en Meq/l. La relación de adsorción de sodio se obtuvo mediante la fórmula: $RAS = \text{Meq/l Na} / \text{Meq/l Ca} + \text{Mg} / 2$. Los resultados del análisis químico del suelo se sometieron a un análisis de varianza y a una prueba de comparación de medias de Tukey al 5% de significancia.

Análisis de Hongos de la Rizósfera

Para el análisis de los hongos de la rizósfera, se tomaron muestras del suelo a profundidades de 0-30 cm, con dos muestreos: al inicio y final del ciclo de cultivo. Se recolectaron al azar 10 muestras por unidad experimental y se homogenizaron para su análisis. En cada muestra compuesta se hicieron diluciones decimales colocando 25 g de suelo en una probeta graduada y agua hasta aforar a 250 ml. Esta suspensión se agitó durante 30 minutos y de allí se procedió a hacer las diluciones subsiguientes hasta 10^{-5} (Ulloa y Hanlin, 1978).

En la superficie de placas de papa dextrosa agar con rosa de bengala y ácido láctico se cultivaron las diluciones 10^{-3} a 10^{-5} , con tres repeticiones. Las muestras se incubaron a 28°C durante siete días; al término de este tiempo, se hizo el conteo, aislamiento e identificación de unidades formadoras de colonias con base en las obras de Gilman (1957), Domsch *et al.* (1980) y Watanabe (1994). Los resultados se sometieron a un análisis de varianza y para comparar promedios, se aplicó la prueba de Diferencia Mínima Significativa con un nivel de significancia de 5%.

Análisis de Hongos Micorrízicos

Las muestras del suelo para el análisis de micorrizas se tomaron a una profundidad de 0-30 cm. Estas se obtuvieron para cada una de las 12 unidades experimentales a partir de una muestra compuesta, al principio y final del ciclo de cultivo. Para la observación de esporas, se tomaron muestras de suelo de 1 Kg provenientes de la parcela útil, las cuales se cribaron y lavaron hasta la separación de esporas. Se siguió la técnica de tamizado húmedo y decantación de Gerdermann y Nicolson (1963).

Una muestra de 100 g de suelo homogenizado se cribó a través de una serie de tamices (malla de 2, 0.7 y 0.02 mm). El suelo vaciado sobre esta columna de mallas se expuso a una corriente de agua directamente de la llave. Posteriormente, se procedió a la extracción de esporas centrifugando la muestra en una suspensión de agua-azúcar al 10% durante 5 min a una velocidad de 1500 rpm. Después se extrajeron los residuos y se efectuó el segundo centrifugado a 1800 rpm por 60 seg. Se depositó la suspensión en una caja Petri y se procedió al conteo de esporas.

Para el análisis de infección micorrizógena, se observaron 50 secciones de raíces de aproximadamente 1 cm de longitud, de 10 plantas de melón provenientes de la parcela útil de cada unidad experimental. Estas se lavaron, clarificaron en KOH al 10%, se tiñeron en lactofenol con azul de algodón al 1% y se montaron en portaobjetos para su observación al microscopio (Phillips y Hayman, 1970; Giovanetti y Mosse, 1980).

Con la finalidad de establecer las diferencias entre los tratamientos, los resultados se sometieron a un análisis de varianza y posteriormente, a una prueba de Tukey.

Análisis de Rendimientos

El rendimiento se determinó con base en 20 plantas seleccionadas al azar en cada parcela útil. Se realizaron 8 recolecciones con 2 días de intervalo entre cada una, del 4 al 18 de Mayo. Los melones fueron seleccionados a su punto de corte considerando como índice de cosecha que la cicatriz en el pedúnculo cubriera tres cuartas partes del fruto. Para que la selección tuviera un criterio uniforme, el mismo individuo realizó la cosecha durante todos los muestreos. Los frutos fueron pesados con una balanza digital modelo RC3RS (OHAUS Corp., Switzerland) y medidos con una cinta métrica. Adicionalmente se efectuó un conteo de frutos por cada tratamiento. Los datos se extrapolaron a toneladas por hectárea. Posteriormente, los resultados fueron sometidos a un análisis de varianza y la prueba de comparación entre medias de Tukey.

Calidad del Fruto

Los análisis de calidad incluyeron evaluaciones físicas (firmeza y pérdida de peso) y químicas (pH, sólidos solubles totales y acidez titulable). Se seleccionaron 10 melones para cada análisis con base en características típicas de la variedad, uniformes en su tamaño, sin daños físicos, libres de hongos y con la red uniforme y completa. Se lavaron con agua clorinada a 250 ppm y se dejaron secar a temperatura ambiente para después marcarlos y realizar los análisis. Las observaciones se realizaron cada dos días bajo condiciones de mercado (20°C) durante 8 días.

Firmeza

Se evaluó mediante la utilización de un penetrómetro DF 650 Chatillon (Force Measurement, Greensboro, NC.) equipado con un punzón de 10 mm de diámetro. Se determinó la firmeza en dos secciones opuestas de la fruta, en la zona ecuatorial eliminando previamente el pericarpo (Bourne, 1980). Los resultados se expresaron en los Newtons necesarios para penetrar la fruta.

Pérdida de Peso

Se realizó un seguimiento durante 8 días tomando el peso cada 2 días en condiciones de almacenamiento a 20°C. Para el pesado se utilizó una balanza granitaria modelo RC3RS (OHAUS Corp., Switzerland). Los resultados se expresaron como porcentaje de pérdida de peso.

pH

Para la determinación de este parámetro, se pesaron 15 g de muestra, homogenizándose con 30 ml de agua destilada en una licuadora comercial. El homogenizado se filtró a través de una tela tipo nylon, tomando después una alícuota de 10 ml para llevar a cabo la determinación con un potenciómetro Corning modelo 140 (GenTech Scientific Inc., Arcade, NY) (AOAC, 1984).

Sólidos Solubles Totales

Se utilizó una gota de jugo, la cual se colocó en un refractómetro tipo ABBE modelo 10450 (American Optical Co., New York, NY), con control de temperatura a 20°C, previamente calibrado con agua. El resultado se expresó como porcentaje de SST presentes en el fruto (AOAC, 1984).

Acidez Titulable

Esta determinación se realizó mediante el método de titulación de hidróxido de sodio al 0.1 N según técnicas de la AOAC (1984). Se utilizaron 10 ml del filtrado obtenido para la determinación del pH y se titularon con una solución de NaOH, hasta llegar a un pH de 8.2, lo cual indica la neutralización ácido-base. El contenido de acidez fue expresado como porcentaje de ácido cítrico.

RESULTADOS Y DISCUSION

Análisis Químico del Suelo

Las características químicas del suelo del campo “El Kakuyo” se presentan en el Cuadro 7. En general, el contenido de los nutrimentos analizados se incrementó al final del ciclo de cultivo sin diferencias significativas entre tratamientos. Así, el porcentaje de saturación aumentó ligeramente en el muestreo final ($p>0.05$). Al inicio del ciclo, el porcentaje osciló de un 19.3 a 20.7%. Al final, los valores estuvieron en un rango de 22.0 a 23.3%, correspondiendo el valor mínimo al probiótico 3 y el máximo al testigo.

El pH fue ligeramente alcalino en todas las unidades experimentales con una variación de 8.0 a 8.2, presentándose el valor máximo al inicio del ciclo y el mínimo en el tratamiento con probiótico 1 al final del cultivo. Estos rangos indican un suelo donde existe CaCO_3 libre en el suelo y generalmente existe una buena infiltración y percolación. Estos niveles de pH son característicos de suelos minerales de regiones áridas (Ortiz-Villanueva y Ortiz-Solorio, 1984).

En cuanto a la conductividad eléctrica, todas las muestras presentaron valores inferiores a 1.96 mmhos/cm. Para considerar un suelo con problemas de salinidad debe presentar valores mayores a 4 mmhos/cm, por lo cual se establece que en ninguna de las unidades experimentales existe exceso de sales solubles. La máxima conductividad se encontró en el testigo al final del ciclo con 1.95 y la mínima en el muestreo inicial con 0.98, en las unidades asignadas a probiótico 2 y 3 (Cuadro 7).

Con excepción de las unidades tratadas con el probiótico 3, en todos los tratamientos se incrementó ligeramente el contenido de calcio al final del ciclo ($p>0.05$). En el muestreo inicial su concentración varió de 2.3 a 2.8 meq/100 g, mientras que al final fue

de 2.7 (probiótico 3) a 2.8 (probiótico 1, 2 y testigo). Todas las cantidades obtenidas se encontraron en un nivel bajo (INIFAP, 1996).

Los valores de Ca + Mg se mantuvieron en un nivel medio mostrando un ligero aumento al final del ciclo. En el análisis inicial, el contenido varió de 3.5 a 4.8. Al final aumentó a 5.3 y 6.7 como mínimo y máximo para probiótico 2 y 1, respectivamente. Los valores de Ca + Mg Meq/lt, Na Meq/lt y relación de absorción de sodio (RAS) son necesarios para establecer el porcentaje de sodio intercambiable (PSI). En el muestreo inicial el contenido de sodio varió de 4.6 a 6.5, mientras que al final del ciclo fue de 8.0 a 8.2 para probiótico 1 y 3, respectivamente. Con respecto a la RAS, inicialmente fue de 3.2 a 4.9, siendo al final de 5.3 a 7.4 para probiótico 2 y testigo, respectivamente. Para PSI, el muestreo inicial fue de 3.36 a 5.58 y al final del ciclo, 5.3 a 8.8, correspondiendo al probiótico 2 y testigo, respectivamente. Los cambios registrados en los análisis obedecen al manejo agronómico del cultivo, básicamente aplicaciones de fertilizantes químicos como nitrato de amonio y nitrato de potasio.

La variación en el contenido de nitratos fue de 3.12 a 3.75 mg/kg en el primer análisis, siendo no significativa la diferencia entre unidades experimentales ($p > 0.05$). Al final del ciclo, el rango aumentó de 2.13 a 7.06 mg/kg, correspondiendo al probiótico 3 y 1, respectivamente. Todos los valores obtenidos se encontraron en un nivel medio (INIFAP, 1996). Con respecto a fosfatos, el contenido varió de alto a muy alto. Inicialmente, la concentración fue de 36.16 a 50.58 mg/kg. Al final del ciclo, en todos los tratamientos los valores aumentaron, siendo el mínimo de 56.87 y el máximo 73.64 para el probiótico 3 y el testigo, respectivamente. Las aplicaciones de fertilizantes fosforados mediante fertirrigación durante el ciclo de cultivo, especialmente en etapas de desarrollo del fruto, aunado a la baja solubilidad, fácil retención y poca movilidad de este elemento, fueron factores que determinaron los altos niveles de fosfatos encontrados.

El nivel de potasio pasó de medio a alto, encontrándose valores iniciales de 3.0 a 3.3 Meq/100 gr de suelo. Al final del ciclo se incrementó el contenido de 4.6 a 5.9, correspondiendo al testigo y probiótico 1, respectivamente.

Cuadro 7. Análisis Químico de Suelo Acolchado con Polietileno Negro y Tratado con Biofertilizantes

Testigo	Probiótico 1		Probiótico 2		Probiótico 3			
	Antes	Después	Antes	Después	Antes	Después		
% M. O.	0.59 ± 0.06 ^a	0.43 ± 0.02 ^a	0.62 ± 0.11 ^a	0.48 ± 0.05 ^a	0.54 ± 0.03 ^a	0.45 ± 0.07 ^a	0.60 ± 0.05 ^a	0.43 ± 0.02 ^a
Ca ppm	2.50 ± 0.05 ^a	2.83 ± 0.29 ^a	2.33 ± 0.29 ^a	2.83 ± 0.28 ^a	2.33 ± 0.29 ^a	2.83 ± 0.76 ^a	2.76 ± 1.32 ^a	2.66 ± 0.25 ^a
NO ₃ ppm	3.12 ± 0.63 ^a	5.80 ± 4.16 ^a	3.75 ± 1.25 ^a	7.06 ± 5.9 ^a	3.75 ± 0.63 ^a	2.46 ± 2.17 ^a	3.12 ± 26.67 ^a	2.13 ± 0.94 ^a
PO ₄ ppm	50.58 ± 27.6 ^a	73.64 ± 22.79 ^a	35.20 ± 17.37 ^a	66.50 ± 23.54 ^a	36.16 ± 18.94 ^a	72.91 ± 27.31 ^a	38.75 ± 19.04 ^a	56.87 ± 3.50 ^a
K ⁺ Meq/100 gr	3.07 ± 0.12 ^a	4.60 ± 1.72 ^a	3.14 ± 0.27 ^a	5.93 ± 0.58 ^a	2.99 ± 0.13 ^a	5.60 ± 0.00 ^b	3.34 ± 0.27 ^a	5.60 ± 0.00 ^a
% De Saturación	20.66 ± 0.58 ^a	23.33 ± 2.31 ^a	19.33 ± 1.53 ^a	23.00 ± 1.73 ^a	19.33 ± 1.15 ^a	22.66 ± 1.15 ^a	20.00 ± 1.00 ^a	22.00 ± 0.00 ^a
CE mhos/cm	1.11 ± 0.12 ^a	1.95 ± 0.38 ^a	1.10 ± 0.14 ^a	1.86 ± 0.29 ^a	0.98 ± 0.06 ^a	1.40 ± 0.19 ^a	0.98 ± 0.06 ^a	1.70 ± 0.10 ^a
pH	8.16 ± 0.06 ^a	8.06 ± 0.06 ^a	8.11 ± 0.08 ^a	7.96 ± 0.06 ^a	8.18 ± 0.03 ^a	8.00 ± 0.00 ^a	8.21 ± 0.03 ^a	8.20 ± 0.10 ^a
Ca ⁺⁺ Mg ⁺⁺ Meq/lt	4.83 ± 0.76 ^a	6.33 ± 1.26 ^a	4.33 ± 0.58 ^{ab}	6.66 ± 0.00 ^a	4.16 ± 0.29 ^{ab}	5.33 ± 1.04 ^a	3.50 ± 0.87 ^b	5.50 ± 1.00 ^a
Na Meq/l	6.07 ± 0.82 ^a	8.06 ± 3.06 ^a	6.46 ± 0.67 ^a	7.96 ± 2.89 ^a	4.63 ± 1.70 ^a	8.00 ± 0.93 ^a	6.32 ± 0.65 ^a	8.20 ± 0.00 ^a
RAS mhos/cm	3.93 ± 0.59 ^a	7.41 ± 1.51 ^a	4.39 ± 0.23 ^{ab}	6.58 ± 1.61 ^a	3.23 ± 1.26 ^{ab}	5.36 ± 0.30 ^a	4.87 ± 0.97 ^b	7.01 ± 0.65 ^a
PSI	4.33 ± 0.80 ^a	8.79 ± 1.83 ^a	4.95 ± 0.31 ^a	7.57 ± 1.98 ^a	3.36 ± 1.74 ^a	5.33 ± 0.39 ^a	5.58 ± 1.29 ^a	8.33 ± 0.80 ^a

* Valores entre columnas con letras distintas son estadísticamente diferentes (p < 0.05)

Esto puede ser debido a que se aplicó nitrato de potasio mediante el sistema por goteo durante el desarrollo del cultivo, esencialmente en la fructificación y desarrollo del fruto. Con respecto a la materia orgánica en descomposición, los niveles observados se consideran muy pobres (Huerta-Rosas, 1985) tanto al inicio como al final del cultivo. El rango fue de 0.54 a 0.62, presentándose estos valores extremos al inicio del ciclo. El ligero decremento se atribuye a la absorción de la planta y la utilización por parte de los microorganismos para su actividad metabólica. Resultados similares encontró Gutiérrez (1994) quien observó un decremento después de haber inoculado diversas especies de *Glomus*. Dichos organismos utilizan parte del carbono orgánico para el crecimiento de su biomasa.

Hongos de la Rizósfera

Los cambios cuantitativos y cualitativos de los hongos filamentosos asociados al melón se presentan en el Cuadro 8. A través del tiempo aumentó el número de unidades formadoras de colonias (UFC) en todas las unidades experimentales. Se identificaron 13 especies de hongos reconociéndose tres de ellas como potencialmente patógenas para el cultivo de melón: *Fusarium*, *Rhizoctonia* y *Alternaria*. En promedio, aumentó un 3.6% el número de UFC de hongos patógenos en los tratamientos con probióticos, mientras que para los patógenos en el testigo el incremento fue de un 5.3 %.

Debido a que en todos los tratamientos se recuperaron UFC de *Fusarium*, *Rhizoctonia* y *Alternaria*, se considera que aunque los biofertilizantes no eliminan a estos organismos patógenos podrían coadyuvar en su control a través de efectos del acolchado con polietileno negro, como la fungistasis, etapa en la que los propágulos fungales mantiene una resistencia pasiva, la que se nulifica parcialmente a los 45-50°C. De este modo, se los expone a la acción de los microorganismos líticos y otros factores detrimentales que se encuentran en el suelo (Nash *et al.*, 1961). Así mismo, las temperaturas subletales pueden debilitar las estructuras latentes, volviéndolas más

vulnerables a la micoflora antagonista (Baker y Cook, 1974). O bien por la creación de cambios en la población microbiana a favor de saprófitos resistentes al calor (Broadbent *et al.*, 1971) al aumentar la temperatura del suelo por captación de radiación solar. La disminución de hongos patógenos por efecto del acolchado con polietileno negro fue observada por Esqueda y Zenteno (1991) al evaluar el efecto del acolchado sobre la micoflora asociada a un cultivo de frijol.

El aumento de hongos saprófitos y la tendencia a la disminución de patógenos puede deberse en parte a las condiciones de microclima creadas por el acolchado, que produce cambios favorables en los microorganismos antagonistas. Se ha reportado que por los efectos del acolchado se disminuyen las poblaciones de especies patógenas de *Fusarium* y se incrementan las saprobias (Merriman, 1976). El incremento de organismos antagonistas y decremento de fitopatógenos, al aplicar películas de polietileno sobre cultivos ha sido observado en otros trabajos (Elad y Katan, 1980). La tendencia a la supresión puede corresponder además a mecanismos de control biológico sobre hongos susceptibles, a través de acción tóxica o enzimática. Chet y Baker (1980) demostraron que *Trichoderma harzianum* y *T. hamatum* actúan como micoparásitos de *Rhizoctonia solani* y *Sclerotium rolfsii*, al producir β -(1-3)-glucanasa y quitinasa que causan la exólisis de la hifa hospedera.

Hongos Micorrízicos

El conteo de esporas micorrízicas se realizó al inicio de la siembra, previo a la aplicación de biofertilizantes y al final del ciclo del cultivo. Durante esta etapa, se encontró un aumento significativo en todos los tratamientos con biofertilizantes ($p < 0.05$) (Fig. 1). El número promedio de esporas al final fue de 43.3 ± 5.6 , 43.3 ± 11.0 , 43.6 ± 4.5 y $17.3 \pm 1.53/100$ g de suelo, para el probiótico 1, probiótico 3, probiótico 2 y testigo, respectivamente. Azcón *et al.* (1990) consideran que el aumento en la cantidad de esporas, obedece a las condiciones propicias para la infección inducidas por la aplicación de los biofertilizantes. Estos mismos autores al evaluar el efecto de bacterias y hongos saprofitos sobre *Glomus mosseae* y *G. fasciculatus* encontraron un aumento en el número de esporas aunque la colonización sólo se incrementó en *G. mosseae*. Brundrett (1991) determinó que los factores que pueden influir en la ocurrencia y

Cuadro 8. Análisis de Hongos Filamentosos de la Rizósfera de Suelo Acolchado y Tratado con Biofertilizantes.

Unidades formadoras de colonia 100/g suelo

	Testigo		Probiótico 1		Probiótico 2		Probiótico 3	
	Antes	Después	Antes	Después	Antes	Después	Antes	Después
<i>Penicillium</i>	81.6 ± 7.6 ^a	173.3 ± 20.0 ^a	62.3 ± 18.6 ^a	105.3 ± 31.0 ^a	61.3 ± 8.0 ^b	103.3 ± 15.2 ^a	67.3 ± 6.1 ^a	173.3 ± 20.8 ^a
<i>Aspergillus flavus</i>	37.0 ± 2.6 ^a	153.3 ± 6.1 ^a	81.6 ± 13.4 ^a	162.3 ± 4.9 ^a	72.0 ± 27.7 ^a	160.6 ± 10.0 ^a	48.3 ± 2.8 ^a	165.0 ± 5.0 ^a
<i>Aspergillus wentii</i>	76.6 ± 15.2 ^a	240.0 ± 20.0 ^a	82.6 ± 16.1 ^a	216.6 ± 37.8 ^a	53.3 ± 4.1 ^a	276.6 ± 25.1 ^a	72.0 ± 10.5 ^a	240.0 ± 45.8 ^a
<i>Aspergillus niger</i>	22.6 ± 6.4 ^a	49.3 ± 7.0 ^a	25.6 ± 63.1 ^a	107.3 ± 7.6 ^a	41.6 ± 8.1 ^a	82.0 ± 10.5 ^a	38.6 ± 4.1 ^a	68.0 ± 2.0 ^a
<i>Gliomastix</i>	8.0 ± 2.0 ^a	34.0 ± 4.0 ^{ab}	10.0 ± 2.0 ^a	37.6 ± 3.2 ^a	6.0 ± 3.4 ^a	28.0 ± 6.0 ^b	4.0 ± 2.0 ^a	33.3 ± 7.0 ^{ab}
<i>Micelio esteril</i>	2.0 ± 2.0 ^a	10.0 ± 2.0 ^a	3.0 ± 2.6 ^a	8.6 ± 2.5 ^a	7.0 ± 1.0 ^a	8.3 ± 1.5 ^a	2.3 ± 2.0 ^a	10.6 ± 1.5 ^a
<i>Rhizopus</i>	22.0 ± 4.0 ^{ab}	39.3 ± 7.0 ^a	25.6 ± 4.0 ^a	37.6 ± 2.5 ^a	16.0 ± 2.0 ^b	44.0 ± 5.2 ^a	20.6 ± 3.0 ^{ab}	46.6 ± 4.1 ^a
<i>Geotrichum</i>	10.0 ± 2.0 ^a	36.6 ± 4.1 ^a	11.0 ± 3.6 ^a	27.6 ± 9.2 ^a	4.3 ± 4.5 ^a	26.0 ± 5.2 ^a	8.6 ± 1.1 ^a	17.6 ± 3.7 ^a
<i>Helminthosporium</i>	3.0 ± 3.0 ^a	14.3 ± 4.0 ^a	2.0 ± 2.0 ^a	18.0 ± 2.00 ^a	0.66 ± 1.1 ^a	11.6 ± 4.5 ^a	3.3 ± 2.0 ^a	11.0 ± 1.0 ^a
<i>Cladiosporum</i>	2.0 ± 2.0 ^a	18.0 ± 2.0 ^a	1.3 ± 1.5 ^a	12.0 ± 2.00 ^a	3.3 ± 2.3 ^a	17.6 ± 2.5 ^a	3.3 ± 1.5 ^a	13.6 ± 2.0 ^a
<i>Fusarium</i>	0.66 ± 0.5 ^a	6.6 ± 1.5 ^a	1.0 ± 1.0 ^a	4.6 ± 3.0 ^a	1.3 ± 1.5 ^a	3.0 ± 1.0 ^a	1.0 ± 1.0 ^a	6.0 ± 2.0 ^a
<i>Rizhoctonia</i>	2.6 ± 1.1 ^a	7.0 ± 1.0 ^a	2.0 ± 1.0 ^a	5.6 ± 1.5 ^a	1.3 ± 1.5 ^a	4.3 ± 1.1 ^a	3.6 ± 1.5 ^a	6.0 ± 1.0 ^a
<i>Alternaria</i>	1.6 ± 1.5 ^a	7.3 ± 1.5 ^a	1.3 ± 0.5 ^a	6.6 ± 1.5 ^a	1.0 ± 1.0 ^a	6.6 ± 0.5 ^a	1.6 ± 2.0 ^a	5.0 ± 1.0 ^a

* Valores entre columnas con letras distintas son estadísticamente diferentes (p < 0.05).

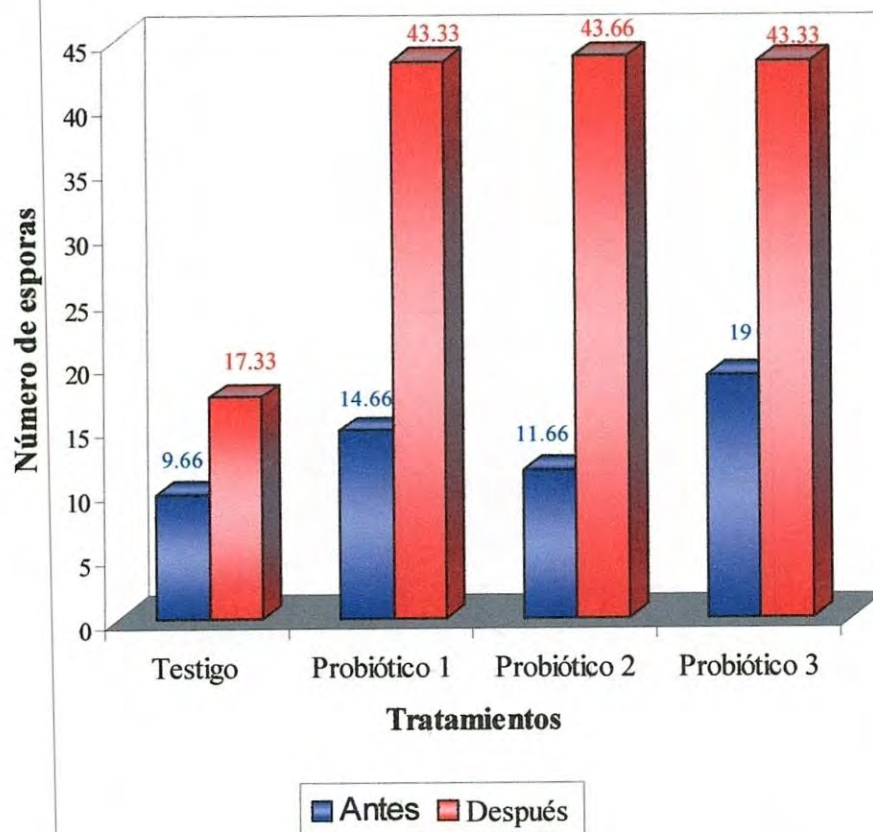


Fig. 1. Número de Esporas Aisladas en Cultivo de Melón Reticulado Variedad "Ovación"

efectividad de las asociaciones micorrízicas son las propiedades de la raíz, factores edáficos y climáticos, compatibilidad hospedero-hongo y organismos presentes en el suelo.

Fortin (1973) y Ferguson (1981) encontraron que las altas temperaturas favorecen la esporulación e infección micorrízica, lo cual pudo ocurrir a consecuencia del acolchado plástico negro. Contrariamente, Afek *et al.* (1991) observaron que la solarización no afectó a las poblaciones de hongos micorrízicos nativos. González *et al.* (1998) consideran que se necesitan entre 35 y 837 esporas/50 g⁻¹ de suelo seco para una eficiente micorrización. Estos autores al estudiar el cultivo de melón no observaron colonización micorrízica en sus raíces. En el presente trabajo se encontró que el acolchado con polietileno negro en combinación con cualquiera de los probióticos favorece la asociación micorrízica, observándose micelio y esporas en las raíces de melón (Fig. 2). Así mismo los biofertilizantes podrían aumentar la capacidad de micorrización. El análisis radicular se realizó, debido a que la presencia de esporas no indica necesariamente una colonización micorrízica.

Infección Micorrízica de Raíces

Como resultado del análisis de las secciones de raíces se encontraron infecciones micorrízicas con prolongaciones de micelios extramatriciales donde también se observaron esporas (Fig. 2D). Bonfante-Fasolo (1984) considera esta característica como propia de la micorriza arbuscular. Las infecciones localizadas formaron esporas dentro de las raíces, signo distintivo para especies del género *Glomus* (Fig. 2C).

El porcentaje de infección fue variable, en base a 50 secciones de raíz por unidad experimental analizadas, siendo: 30, 48, 26 y 12% para los tratamientos Probiótico 1, Probiótico 2, Probiótico 3 y testigo, respectivamente (Fig. 3). Aún cuando se observó crecimiento micelial a nivel de células de raíces, al parecer estimulado por los biofertilizantes, no se encontraron arbusculos ni vesículas. Malloch y Malloch (1981) consideran que al no formarse estas estructuras la interacción planta-hongo no es óptima. Se acepta como índice de planta micorrizada la presencia de arbusculos, pues indican el establecimiento de una simbiosis funcional.

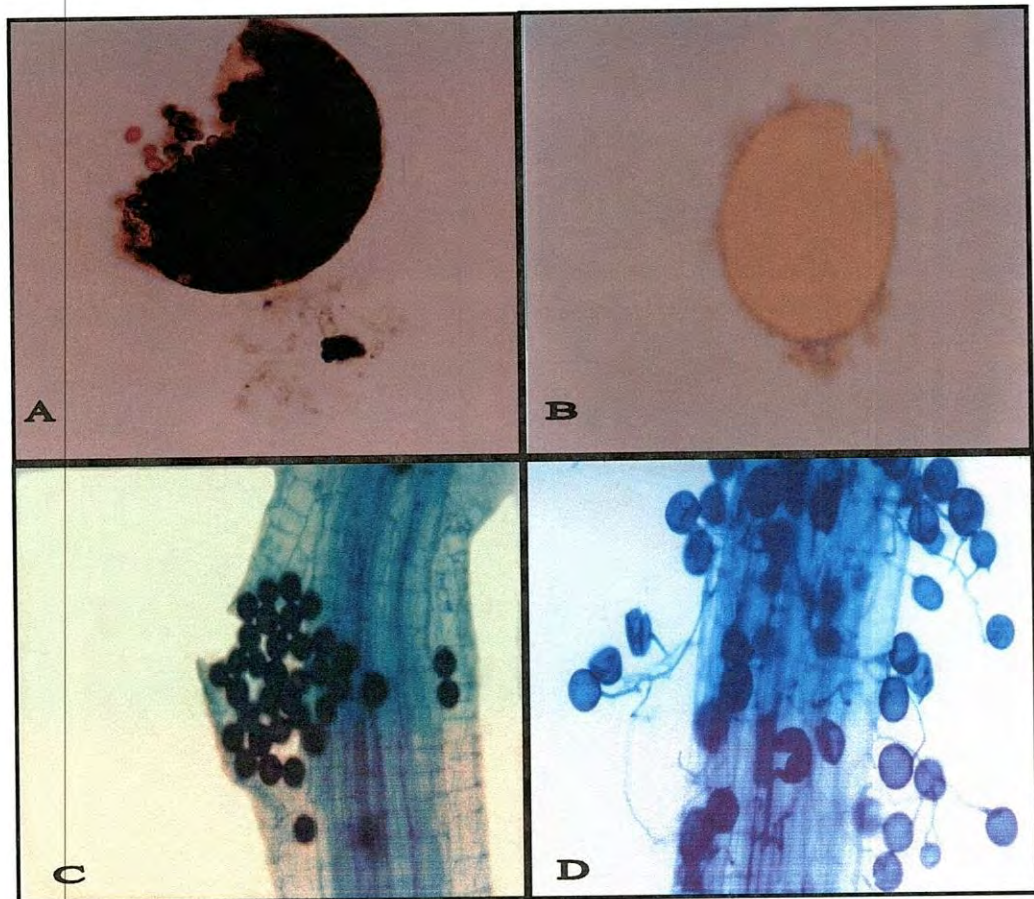


Fig. 2. Evidencias de Infección Micorrízica por *Glomus*. en Raíces de Melón Reticulado Variedad "Ovación". A-B: Esporocarpos. C-D: Infección en Raíces Corticales.

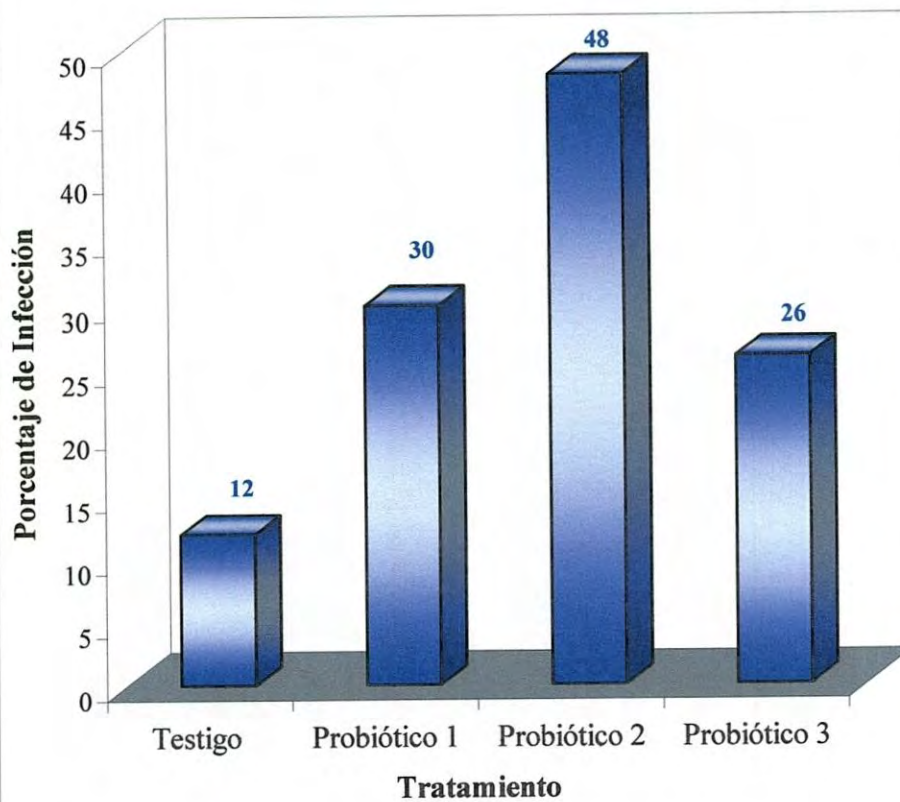


Fig. 3. Porcentaje de Infección Micorrízica en Melón Reticulado Variedad "Ovación".

Gianinazzi-Pearson y Gianinazzi (1983) mencionan que los arbusculos cumplen la función de intercambio de nutrimentos y las vesículas de almacenamiento. Este comportamiento podría deberse a la aplicación de fertilizantes químicos en el área experimental, lo cual parece ser determinante para que la relación micorrízica no se lleve a cabo. Gerdermann (1968), Safir (1980) y Maronek *et al.* (1981) encontraron que en terrenos con alto contenido de fósforo y nitrógeno, generalmente se retarda el establecimiento de la micorrización.

En un estudio realizado con maíz-frijol-haba en Tlaxcala, México, Matías y Ferrera-Cerrato (1993) al inocular con hongos micorrízicos e incorporar estiércol de bovino, observaron que la fertilización química disminuyó la colonización. Esto permitiría explicar el comportamiento no significativo de los biofertilizantes sobre el rendimiento, la composición química y vida de anaquel del melón.

Rendimiento

El peso promedio del fruto por tratamiento fue de 1.42 ± 0.08 , 1.34 ± 0.16 , 1.31 ± 0.05 y 1.23 ± 0.07 para Probiótico 1, Testigo, Probiótico 3 y Probiótico 2, respectivamente (Fig. 4), no encontrándose diferencias significativas entre tratamientos ($p > 0.05$). Ramos (1996) obtuvo pesos de melón en un rango de 1.15 y 1.36 kg al evaluar la producción forzada de melón mediante acolchado de polietileno negro.

La producción total promedió 1800 cajas/ha considerándose como buena. López *et al.* (1996) registraron rendimientos de 1772 y 1454 cajas/ha para acolchado blanco y cristalino, respectivamente, al evaluar el rendimiento de melón acolchado con polietileno, obteniendo una menor producción en el testigo (suelo desnudo) con 1215 cajas/ha. Con los resultados obtenidos en el presente trabajo se puede establecer que los biofertilizantes no tuvieron un efecto significativo en el rendimiento ($p > 0.05$).

En el diámetro promedio de los frutos se obtuvieron los siguientes resultados: 42.4 ± 1.4 , 42.2 ± 0.7 , 40.8 ± 2.9 y 33.1 ± 2.6 cm para Probiótico 1, Probiótico 3, testigo y Probiótico 2, respectivamente (Fig. 4). Ramos (1996) determinó un diámetro promedio de 42.30 bajo condiciones similares a las de este experimento. Los frutos tratados con

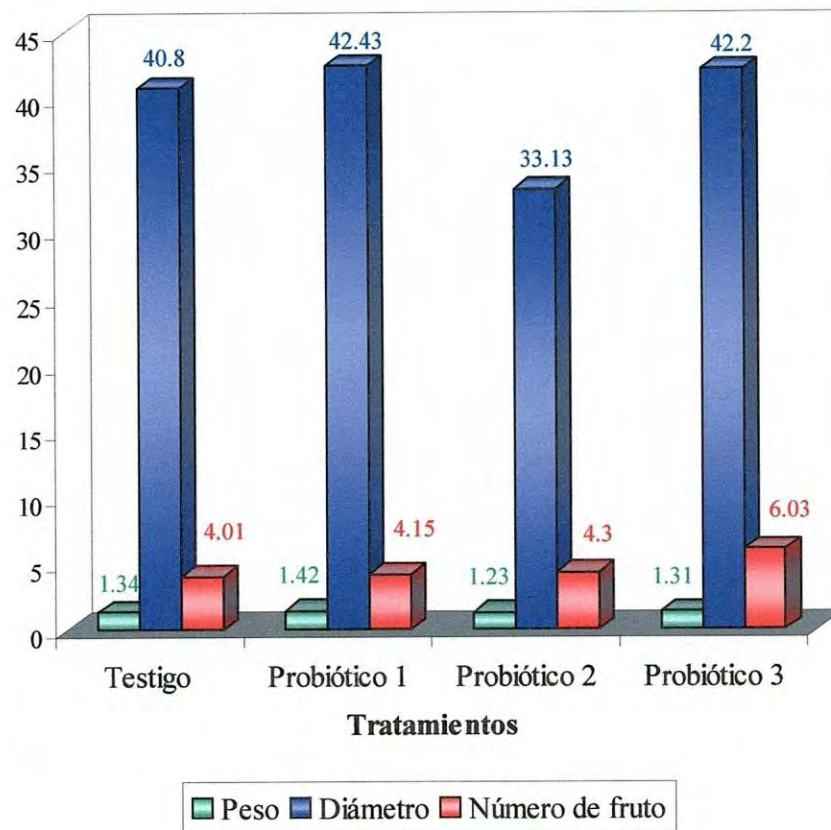


Fig. 4. Número, Diámetro y Peso de Frutos de Melón Reticulado Variedad "Ovación".

Probiótico 2 presentaron una diferencia significativamente menor ($p < 0.05$) al resto de los tratamientos.

En el número de frutos recolectados por tratamiento no se observaron diferencias significativas ($p > 0.05$). Así, los resultados obtenidos fueron: 6.0 ± 0.7 , 4.3 ± 0.6 , 4.1 ± 0.9 y 4.0 ± 0.6 para Probiótico 3, Probiótico 2, Probiótico 1 y testigo, respectivamente (Fig. 4). El número de frutos se encontró dentro del promedio registrado por Ramos (1996) bajo condiciones de acolchado. Con ello se establece que los biofertilizantes no afectaron significativamente al número de frutos.

Parámetros Físicos y Químicos Poscosecha

Sólidos solubles totales

El análisis de sólidos solubles totales (SST) nos da un indicio del grado de madurez de la fruta bajo ciertas condiciones. Los valores en el contenido de SST del melón bajo condiciones de mercado (20 °C) se presentan en la Figura 5. Durante los ocho días del análisis no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p > 0.05$). Los resultados en el tiempo 0 fueron: 10.15 ± 1.90 , 9.96 ± 0.83 , 9.66 ± 0.21 y 9.45 ± 0.90 para testigo, Probiótico 2, Probiótico 1 y Probiótico 3, respectivamente.

Conforme a lo observado para los diferentes tratamientos, a medida que transcurrió el tiempo de almacenamiento, el contenido de SST aumentó ligeramente por efecto de la maduración. López *et al.* (1996) encontraron un promedio de 10° Brix en melón reticulado var. Primo al evaluar diversos colores de acolchado, no encontrando diferencias significativas entre los plásticos evaluados. Troncoso *et al.* (1998) registró valores promedio de 9° Brix, al evaluar el efecto de Bio-C sobre melón reticulado Cantaloupe. Esto concuerda con estudios de Wills *et al.* (1984), quienes mencionan que la degradación de los componentes da como resultado un aumento en el contenido de SST como un proceso normal de maduración.

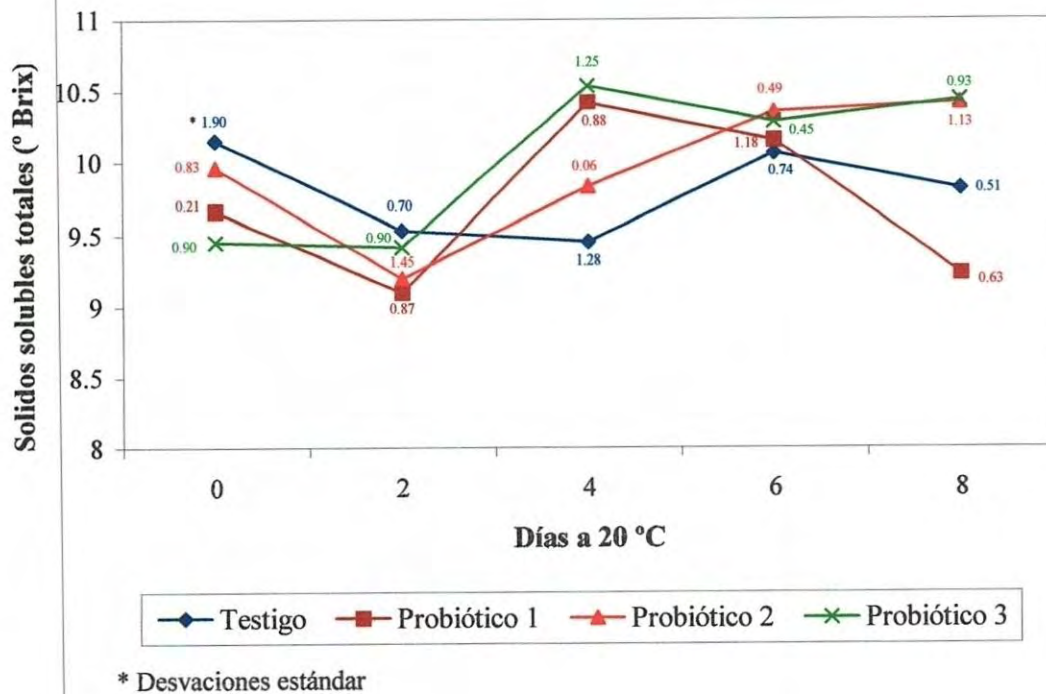


Fig. 5. Comportamiento de Sólidos Solubles Totales (° Brix) en Melón Variedad "Ovación" Durante 8 Días a 20 ° C

Pérdida de peso

La pérdida de peso del melón bajo condiciones de mercado (20°C) se muestra en la Figura 6, observándose que esta pérdida lógicamente tiende a incrementarse en forma gradual para todos los tratamientos. En el día cero se asignó una pérdida de peso nula para todos los tratamientos, mientras que en el día ocho la pérdida de peso fue de 4.95 ± 0.39 , 4.59 ± 0.53 , 4.47 ± 0.38 , y 4.24 ± 0.42 para los tratamientos Probiótico 1, testigo, Probiótico 3 y Probiótico 2, respectivamente. La menor pérdida en los frutos tratados se presentó con Probiótico 2 y el mayor en Probiótico 1; sin embargo, no hubo diferencias significativas entre el testigo y los biofertilizantes ($p > 0.05$). Los valores y el comportamiento observados son similares a los reportados por Troncoso *et al.* (1998) al evaluar el efecto de Bio-C sobre la vida postcosecha de melón Cantaloupe var. "Ovación".

El comportamiento de la pérdida de peso es debido a la transpiración de la fruta, disminuyendo su turgencia. Esta pérdida postcosecha va acompañada del abatimiento de la firmeza, ocasionada por la eliminación del agua a medida que se presenta la senescencia (Laurie *et al.*, 1986).

Firmeza

Los resultados de firmeza en melón se presentan en la Figura 7, observándose una marcada diferencia por efecto del tiempo, entre el primer y octavo día bajo condiciones de mercado (20°C). Entre los tratamientos se observó un comportamiento similar en la pérdida de firmeza ($p > 0.05$). En el primer día, el rango de firmeza fue de 21.55 ± 0.91 a 23.58 ± 2.39 Nw, sin existir diferencias significativas entre lotes experimentales. Al octavo día los valores disminuyeron para todos los tratamientos con un rango de 6.94 ± 1.50 a 10.65 ± 0.34 Nw, siendo el menor en frutos tratados con Probiótico 3 y el mayor en Probiótico 2. Esta diferencia puede deberse a diversos factores como la maduración propia del fruto, ablandamiento por golpes en su traslado y contaminación por hongos e insectos, entre otras. Este hecho concuerda con Ulrich (1978), Rojas (1983) y Hardenburg *et al.* (1986), quienes mencionan que la disminución de la firmeza es debida

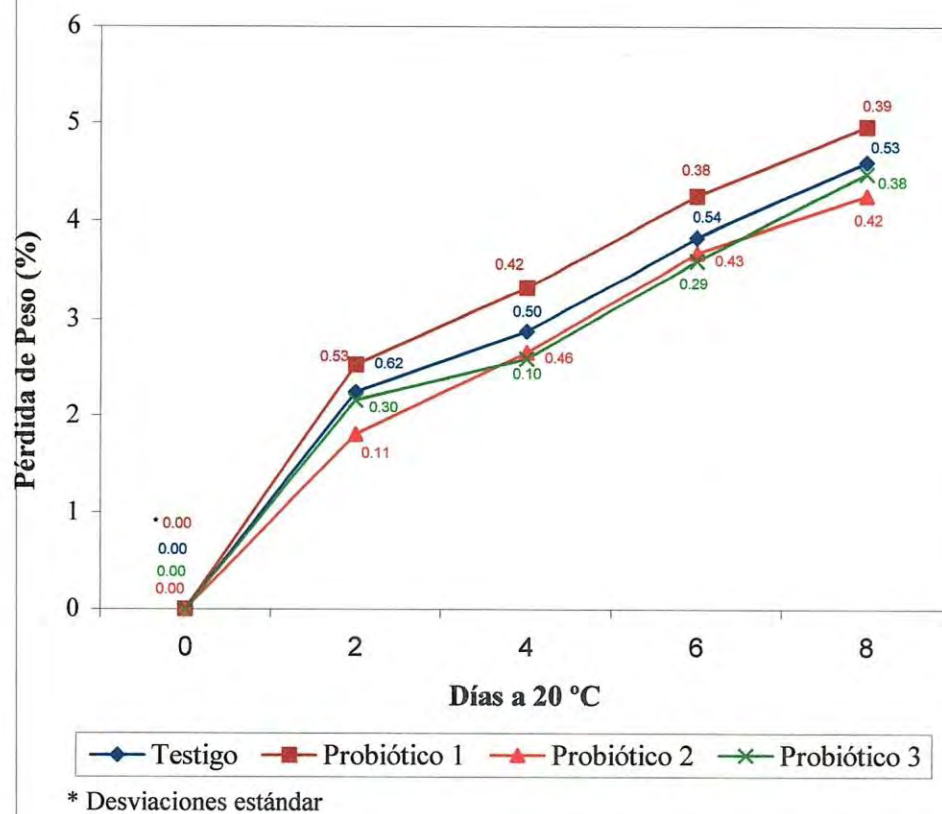


Fig. 6. Porcentaje de Pérdida de Peso Acumulado de Melón Variedad "Ovación" Durante 8 Días a 20 °C

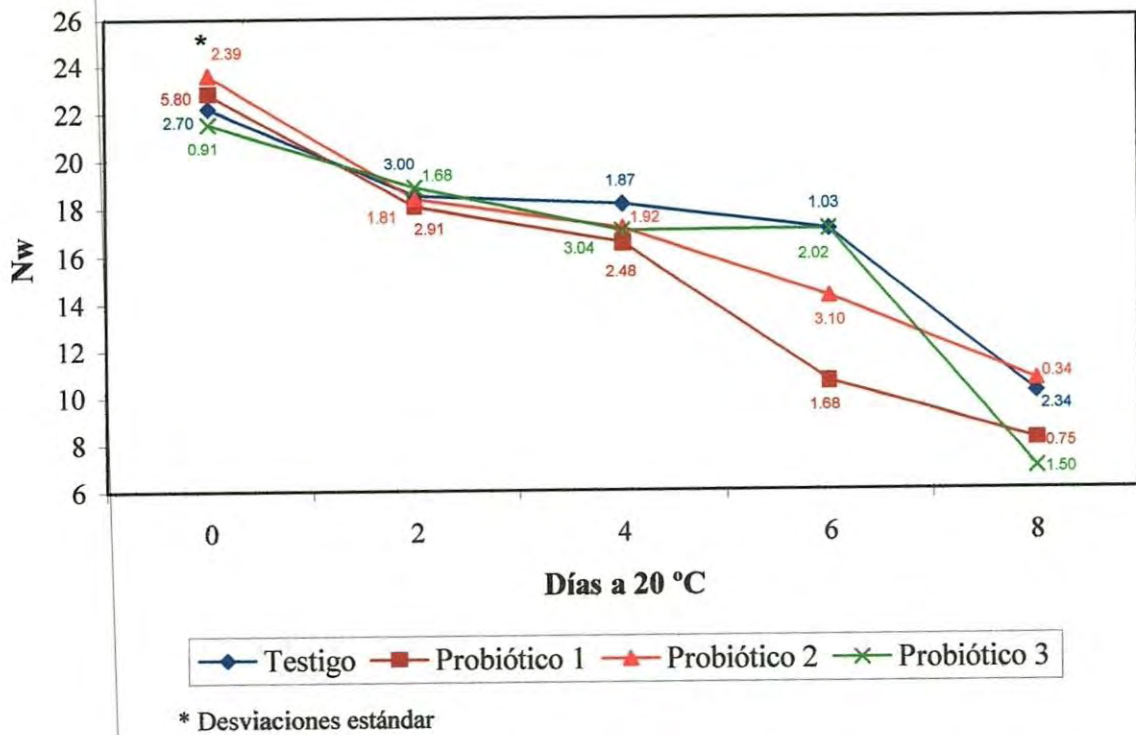


Fig. 7. Comportamiento de Firmeza (Nw) en Melón Variedad "Ovación" Durante 8 Días a 20 °C

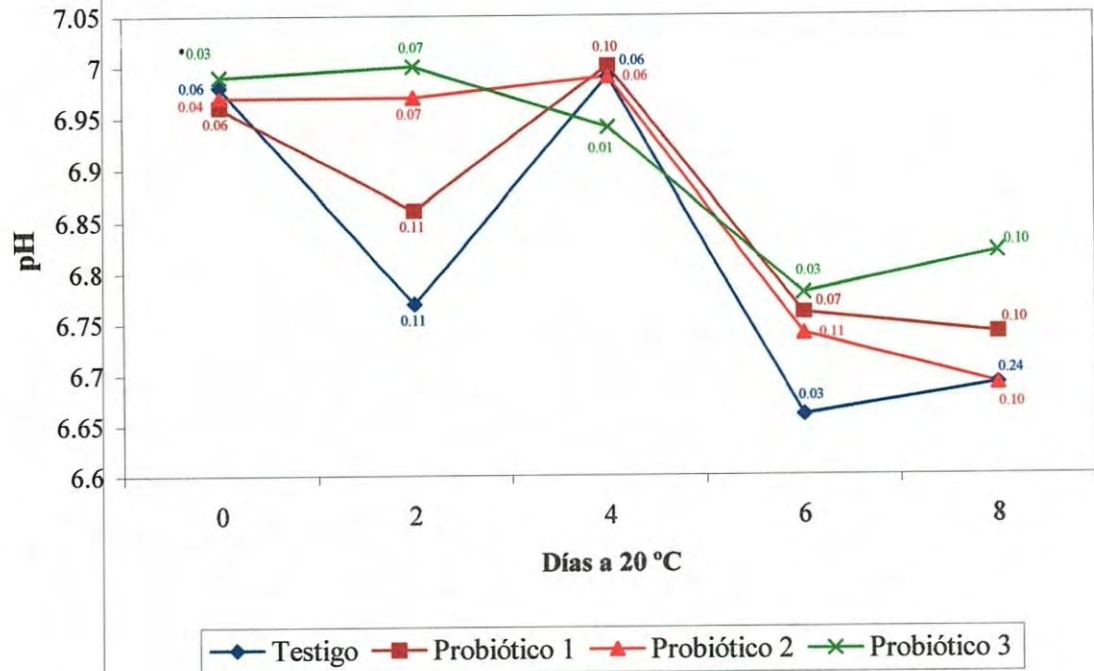
al proceso de maduración, el cual involucra cambios químicos, tales como la transformación de materiales pécticos que cementan las paredes celulares, así como procesos hidrolíticos. Troncoso *et al.* (1998) reporta un comportamiento similar en evaluaciones de calidad y vida postcosecha de melón Cantaloupe var. *reticulatus* al registrar valores iniciales de firmeza de 22.00 Nw y a los 8 días de 8.25 Nw.

pH

El pH de los frutos mostró un comportamiento similar entre el testigo y los biofertilizantes (Fig. 8) no presentándose diferencias significativas entre ellos ($p > 0.05$). En el segundo día se presentaron ligeras diferencias entre tratamientos. En general, durante los ocho días del análisis bajo condiciones de mercado (20°C), el pH fue de 6.6 ± 0.03 el valor mínimo, correspondiendo al testigo en el sexto día y el máximo, 7.82 ± 0.10 para Probiótico 1 al cuarto día. Valores de pH similares a los obtenidos fueron observados por Félix (1997) al evaluar el efecto químico de la sacarosa en melón. Troncoso *et al.* (1998) registraron valores promedios de pH de 7.30 para melón en condiciones similares.

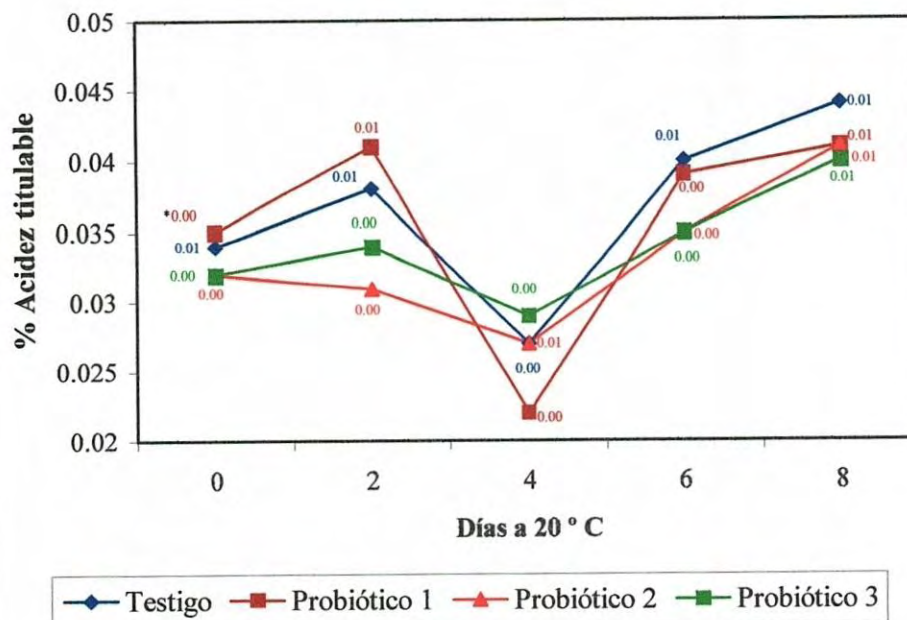
Acidez titulable

El comportamiento de la acidez titulable bajo condiciones de mercado (20°C) fue similar entre tratamientos (Fig. 9), no existiendo diferencias significativas entre ellos ($p > 0.05$). Los valores en el tiempo 0 fueron: 0.35 ± 0.00 , 0.34 ± 0.01 , 0.32 ± 0.00 y 0.32 ± 0.00 para Probiótico 1, testigo, Probiótico 2 y Probiótico 3, respectivamente. Se observó un ligero decremento durante el tercer día para todos los tratamientos, el cual se pudo deber al proceso de madurez del fruto. El comportamiento de la acidez titulable es similar a la registrada por Félix (1997) al evaluar melón bajo condiciones de vida de anaquel a 20°C obteniendo promedios de acidez titulable de 0.32%. Troncoso *et al.* (1998) registró promedios de acidez titulable de 0.34% al evaluar la vida y calidad de poscosecha en melón Cantaloupe.



* Desviaciones estándar

Fig. 8. Comportamiento de pH en Melón Variedad "Ovación"
Durante 8 Días a 20 ° C



* Desviaciones estándar

Fig. 9. Porcentaje de Acidez Titulable de Melón Variedad "Ovación" Durante 8 Días a 20 ° C

CONCLUSIONES

Con base en la evaluación del efecto de los biofertilizantes sobre los factores químicos del suelo, hongos filamentosos y micorrízicos, rendimiento, calidad y vida postcosecha de un cultivo de melón acolchado con polietileno negro, se presentan las siguientes conclusiones:

Los factores químicos del suelo, nitratos, fosfatos, potasio, calcio, sodio, conductividad eléctrica, pH, relación de absorción de sodio y porcentaje de sodio intercambiable no se modificaron significativamente por efecto de la aplicación de biofertilizantes.

Las unidades formadoras de colonias de hongos filamentosos cambiaron cuantitativa y cualitativamente por efecto de los biofertilizantes, teniendo una repercusión positiva sobre las especies saprótrofas y negativa para los hongos potencialmente patógenos al cultivo como *Alternaria*, *Fusarium* y *Rhizoctonia*.

Se observó el establecimiento de la asociación micorrízica en el melón Cantaloupe cultivar Ovación; así mismo, el número de esporas y raíces asociadas a una micorriza vesículo arbuscular aumentó significativamente en las unidades experimentales tratadas con biofertilizantes.

El rendimiento y la vida postcosecha del melón no se aumentaron por efecto de los biofertilizantes; al igual que la calidad, ya que la firmeza, sólidos solubles totales, acidez titulable y pH de los frutos, provenientes de plantas acolchadas y tratadas con probióticos, no variaron significativamente con respecto al testigo.

El uso del acolchado en conjunto con la aplicación de biofertilizantes, tienen potencial para coadyuvar en el control de enfermedades radiculares causadas por hongos en el melón Cantaloupe.

LITERATURA CITADA

- Abbot, L.K. y A.D. Robson. 1985. Selection of "efficient" VA mycorrhizal fungi. In: Proceedings of the 6th North American Conference on Mycorrhizae. Molina, R. (ed.), Forest Research Laboratory, Corvallis, Oregon. pp. 76-79.
- Afek, U., J.A. Menge y E.L.V. Johnson. 1991. Interaction among mycorrhizae, soil solarization, metalaxyl and plants in the field. *Plant Dis.* 75:665-671.
- Alexander, M. 1980. Introducción a la microbiología del suelo. AGT Editor, México, D.F.
- Allison, F.E. 1982. Soil organic matter and its role In: Crop production, Elsevier Scientific Publishing Company. Nueva York. p. 32.
- Ames, R.N., C.P.P. Reid, L.K. Porter y C. Cambardella. 1983. Hyphal uptake and transport of nitrogen from two ¹⁵N-labelled sources by *Glomus mosseae*, a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus. *New Phytol.* 95:381-396.
- Angulo, C.A. 1987. Calabacita (*Cucurbita pepo* L.) acolchada con plástico negro y plateado en una siembra tardía en el Valle de Culiacán. Resúmenes del II Congreso Nacional de Horticultura. Guanajuato. INIFAP, SARH, CONAFRUT, Universidad de Guanajuato, EAZ, Cinvestav-Irapuato, p.4.
- AOAC. 1984. Official Methods of Analysis. 14th ed. Association of official Analytical Chemist. Washington, D.C. p. 1141.
- Azcón. C. y J.M. Barea. 1980. Micorrizas. *Investigación y Ciencia.* (España) 47: 8-16.
- Azcón, R., R. Rubio, C. Morales y R. Tobar. 1990. Interactions between rhizosphere free-living microorganisms and VAM fungi. *Agric. Ecosyst. Env.* 29:11-15.
- Baker, K.F. 1962. Principles of heat treatment of soil and planting material. *J. Austral Inst. Agr. Sci.* 28:118-126.
- Baker, K.F. y R.J. Cook. 1974. Biological control of plant pathogens. W.H. Freeman, San Francisco, California.
- Baltruschat, H. y F. Schöenbeck. 1972. Influence of endotropic mycorrhiza on chlamydospore production of *Thielaviopsis basicola* in tobacco roots. *Phytopathol. Z.* 74:358-361.

- Battikhi, A.M. y I. Ghawi. 1987. Muskmelon production under mulch and trickle irrigation in the Jordan Valley. *Hort. Sci.* 19:410-411.
- Bernhard, E.A. 1988. Resistant varieties control Cucurbita diseases. *Am. Veg. Grower* 36: 16-18.
- Black, A.L. y B.W. Greb. 1961. Nitrate accumulation in soils covered with plastic mulch. *Agron. J.* 53: 366.
- Bodey, R.M. y J. Döbereiner. 1988. Nitrogen fixation associated with grasses and cereals: Recent result and perspective for future research. *Plant and soil.* 108:53-65.
- Bolgiano, N.C., G.R. Safir y D.D. Wancke. 1983. Mycorrhizal infection and growth of onion in the field in relation to phosphorus and water availability. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 108:819-825.
- Bonfante-Fasolo, P. 1984. Anatomy and Morphology of mycorrhizae. 45 p. In: C. Powell y D.J. Bagyaraj (Eds.) V-A mycorrhiza. CRC Press, Boca Ratón, Florida.
- Bourne, M. 1980. Texture evaluation of horticultural crops. *Hort. Sci.* 15:7.
- Box, J.E. y L.C. Hammond. 1990. Rhizosphere dynamics. In: Box, J.E. y L.C. Hammond (Eds.) Selected Symposium 113. Westview Press Boulder, Colorado. pp. 20-22.
- Broadbent, P., K.F. Baker y Y. Waterworth. 1971. Bacteria and actinomycetes antagonistic to fungal root pathogens in Australian soils. *Austral. J. Biol. Sci.* 24: 925-944.
- Brown, T.E. y M.C. Osborn. 1989. Optimizing planting methods for an intensive muskmelon production system. *HortScience* 24:149.
- Brundrett, M. 1991. Mycorrhizas in Natural Ecosystems. *Adv. Ecol. Res.* 21:171-313.
- Campbell, R. y M.P. Greaves. 1990. Anatomy and community structure of the rhizosphere. In: Lynch (ed.) *The rhizosphere.* John Wiley & Sons, New York. pp. 11-34.
- Cannington, F., R.B. Duggings y R.G. Roan. 1975. Florida vegetable production using plastics film mulch with drip irrigation. *Proc. Nat. Agr. Plastics Cong.* 12: 11 -15.
- Capaccio, L.C.M. y J.A. Callow. 1982. The enzymes of polyphosphate metabolism in vesicular-arbuscular mycorrhizas. *New Phytol.* 91:81-91.
- CEA, USDA. 2000. <http://www.sagar.gob.mx/>

- Chalfant, R.B., C.A. Jaworski, A.W. Johnson y D.R. Summer. 1997. Reflective film mulches, millet barriers, and pesticides: effects on watermelon mosaic virus, insects nematods, soil borne fungi and yield of yellow summer squash. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 102:11-15.
- Chet, I. y R. Baker. 1980. Induction of suppressiveness to *Rhizoctonia solani* in soil. *Phytopathology*. 70:994-998.
- Clapp, C.E., A.E. Molina y R.H. Dowy. 1990. Soil organic matter, tillage and the rhizosphere dynamics. In: Box J.E. y L.C. Hammond (eds.). AAA Selected symposium 113. Westview Press Boulder, Colorado. pp 57-75.
- Cook, R.J. y K.F. Baker. 1989. The nature and practice of biological control of plant pathogens. APS Press, Minnesota. p. 45.
- Cooper, K.M. y D.M. Losel. 1978. Lipid physiology of vesicular-arbuscular mycorrhiza: Composition of lipids in roots of onion, clover and ryegrass infected with *Glomus mosseae*. *New Phytol.* 80:143-151.
- Cornell, A.D. 1962. Plasticulture worldwide agroplast company. Sarnia, Ontario, Canada. p. 56-59.
- Cox, G. y P.B. Tinker. 1976. Translocation and transfer of nutrients in vesicular-arbuscular mycorrhizas. I. The arbuscule and phosphorus transfer: A quantitative ultrastructural study. *New Phytol.* 77:371-378.
- Cox, G., K.J. Moran, F.E. Sanders, C. Nockholds y P.B. Tinker. 1980. Translocation and transfer of nutrients in vesicular-arbuscular mycorrhizas. II. Polyphosphate granules and phosphorus translocation. *New Phytol.* 84:649-659.
- Daft, M.J. y A.A.E. Giahmi. 1978. Effects of arbuscular mycorrhiza on plant growth: VII. Influence of infection on the growth and nodulation in French bean (*Phaseolus vulgaris*). *New Phytol.* 73: 1139-1147.
- Davis, R.M. y M.X. Mizuki. 1987. Detection of Cucurbit viruses in New Jersey. *Plant Dis.* 71:40-44.
- Davis, R.M., J.A. Menge y D. Erwin. 1979. The influence of *Glomus fasciculatus* and soil phosphorus on *Verticillium wilt* of cotton. *Phytopathology* 69:453-456.
- Döbereiner, J. 1966. *Azotobacter paspali* sp. y una bacteria fijadora de nitrogeno na rizosfera de *Paspalum*. *Pesq. Agropec. Bras.* 1:357-365.
- Döbereiner, J. 1968. Non-symbiotic nitrogen fixation in tropical soil. *Pesq. Agropec. Bras.* 3: 1-6.

- Domsch, K.H., W. Gams y T.H. Anderson. 1980. Compendium of Soil Fungi. Academic Press, New York, U.S.A.
- Dubois, P. 1978. Plastic in agriculture. Applied Science Publ. Ltd., London. p. 48-55.
- Dubois, P. 1980. Los plásticos en la agricultura. Ed. Mundi-Prensa, Madrid. pp. 179-184.
- Dweikat, J.M. y S.R. Kostewicz. 1989. Row arrangement plant spacing and nitrogen rate effects on zucchini squash yield. Hort. Sci. 24:86-88.
- Elad, Y. y J. Katan. 1980. Physical, biological, and chemical control integrated for soilborn diseases in potatoes. Phytopathology 70:418-422.
- Enciclopedia práctica de la agricultura y la ganadería. 1996. Ed. Oceano Centrum. pp. 621-623.
- Esqueda-Valle, M. Y M. Zenteno-Zevada. 1991. Efecto del acolchado con polietileno sobre micoflora asociada a un cultivo de frijol. Anales Inst. Biol. Universidad Nac. Autón. México, Ser. Bot. 61(1): 11-20.
- FAO, 2000. <http://apps.fao.org/inicio.htm>.
- Félix, B.A. 1997. Efectos de tratamientos físicos y químicos en la actividad de la enzima sacarosa fosfato sintetasa y su relación con la calidad del melón reticulado (*Cucumis melo* L.). Tesis de Maestría en Ciencias, DAG, Universidad de Sonora. Hermosillo, Sonora.
- Ferguson, J.J. 1981. Inoculum production and field application of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. Ph. D. Dissertation. University of California, Riverside. p. 117
- Ferrera-Cerrato, R. 1976. Micorrizas. Tesis predoctoral. Instituto Politécnico Nacional. Dir. Est. Posgr., México. pp. 44-57.
- Ferrera-Cerrato, R. 1989. Rizósfera. In: R. Ferrera-Cerrato, (ed.). Ecología de la raíz. Sociedad Mexicana de Fitopatología. Montecillo, Estado de México. pp. 1-21.
- Ferrera-Cerrato, R. 1995. Efecto de rizósfera. In: R. Ferrera-Cerrato y J. Pérez-Moreno (eds.). Agromicrobiología, Elemento Util en la Agricultura Sustentable. Colegio de Postgraduados en Ciencias Agrícolas. Montecillo, Estado de México. pp: 36-53.
- Fortin, J.A. 1973. Formation of endomycorrhizae by *Endogone calospora* on *Allium cepa* under three different temperature regimes. Natural Can. 100:467-477.

- García, P.R. 1992. El uso de plásticos en cultivos hortícolas en el Valle del Mayo. Hermosillo, Sonora. Universidad de Sonora. Departamento de Agricultura y Ganadería. Disertación. p. 1.
- Gerber, J., Brown y W.E. Splittstoesser. 1990. Economic evaluation of plastic mulch and row tunnels for use in muskmelon production. Proc. Natl. Agr. Plastic Congr. 17: 46-49.
- Gerdermann, J. W. y T.H. Nicolson, 1963. Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. Trans. Brit. Mycol. Soc. 46: 235-244.
- Gerdermann, J.W. 1968. Vesicular-arbuscular mycorrhiza and plant growth. Ann. Rev. Phytopathology 6:397-418
- Gerson, V., S. Yathom y J. Katan. 1981. A demonstration of mite control by solar heating of the soil. Phytoparasitica 9: 153-155.
- Gianinazzi-Pearson, V. y S. Gianinazzi. 1983. The physiology of vesicular arbuscular mycorrhizal roots. Plant and soil 71: 197-209.
- Gilman, J. C. 1957. A Manual of Soil Fungi. The Iowa State College Press. Ames, Iowa, U.S.A.
- Giovanetti, M. y B. Mosse. 1980. An evolution of techniques to measure vesicular-arbuscular infection in roots. New Phytol. 84:489-500.
- González, C., R. Ferrera-Cerrato y J. Pérez-Moreno. 1998. Biotecnología de la micorriza arbuscular en fruticultura. Colegio de Postgraduados. Edo de México. p. 82.
- Hardenburg, R.E., A.E. Watada y C.Y. Wang. 1986. The commercial storage of fruits, vegetables, florist and nursery stocks. USDA. Agriculture Handbook # 66. pp. 23-25.
- Harley, J.L. y S.E. Smith. 1983. Mycorrhizal symbios. Academic Press, Nueva York. pp. 254-278.
- Hemphill, D.D. 1986. Response of muskmelon to three floating row covers. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 111: 41-45.
- Hopper, R. 1984. The influence of ground mulch and rowcovers in the production of vegetable and fruit crops, Proc. Natl. Agr. Plastic Cong. pp. 125-130.
- Huerta-Rosas, R. 1985. Propiedades Físicas y Químicas del Suelo. (Manual de laboratorio). Universidad de Guadalajara. Guadalajara, Jalisco.

- Hunt, P.G. 1990. Microbial responses in the rhizosphere of agricultural plants In: rhizosphere dynamics. J.E. Box y L.C. Hammond (Eds). Symposium 113. Westview Press, Boulder, Colorado. pp. 116-135.
- Ibarra, J.L. y P.A. Rodríguez. 1990a. Acolchado de suelos con películas plásticas. 2do. Curso de Plásticos en la Agricultura. pp. 9-12, 112, 114.
- Ibarra, J.L. y P.A. Rodríguez. 1990b. Semiforzado de cultivos mediante el uso de plásticos. 2do. Curso de Plásticos en la Agricultura. pp. 8-10, 114, 121, 130.
- INIFAP. 1996. Folleto Técnico No. 19. Campo experimental de la Costa de Hermosillo, Mex.
- Janos, D.P. 1983. Tropical mycorrhizas, nutrient cycles and plant growth. In: Tropical Rain Forest: Ecology and Management. S.L. Sutton, T.C. Whitmore y A.C. Chadwick. (Ed.) Tropical rain forest: Ecology and management. Blackwell Scientific Publications, Oxford. pp. 327-345.
- Jenni, S.J., F. Argall y K.A. Stewart. 1990. The influence of mulch-tunnel combinations on melon growth and development. American Society for Plasticulture. James E. Brown (Ed.). Auburn University. Auburn, Alabama. pp. 120-125.
- Katan, J., G. Fishler y A. Grinstein. 1983. Short and long-term effects of soil solarization and trop sequence on Fusarium wilt and yield of cotton in Israel. *Phytopathology* 73:1215-1219.
- Katan, J. 1981. Solar heating (solarization) of soil for control of soilborn pests. *Ann. Rev. Phytopatology*. 19: 211.236.
- Kellam, M.K. y N.C. Schenck. 1978. The effect of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus macrocarpus*, on the amount of galling produced by *Meloidogyne incognita* on soy bean. *Proc. Amer. Phytopathology. Soc.* 4:124. (Abstr.).
- Laurie, S., B. Shapiro y S. Ben-Yehoshua. 1986. Effects of water stress and degree of ripeness on rate of senescence of harvest bell pepper fruit. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.*
- Linderman, G.R. 1991. Mycorrhizal interactions in the rhizosphere. In: C. Keister y L. Cregan (eds.). The rhizosphere and plant growth. Kluwer Academic Publishers. competence for plant and soil. In: Wageningen, Holanda. pp. 340-348.
- López-Ellías, J. y A. Alvarez. 1999. Guía para el empleo de agroplásticos en la producción de hortalizas. Universidad de Sonora. Departamento de Agricultura y Ganadería. pp 1-11.
- López, R.A. 1990. Efecto de los acolchados y microtúneles en el cultivo de las hortalizas. Hermosillo, Sonora. Universidad de Sonora. Escuela de Agricultura y Ganadería. p. 11. Seminario.

- López-Elías, J., A. Alvarez y P. Valenzuela. 1996. Influencia del color del acolchado plástico en la producción de melón (*Cucumis melo* L.). Hort. Mex. 4 (3):136-140.
- Loy, B., J. Lindstrom, S. Gordon y O.S. Wells. 1985. Theory and development of wavelength selective mulches. Proc. Nat. Agr. Plastics Cong. 21: 193-197.
- Lynch, J.M. 1990. Introduction: Some consequences of microbial rhizosphere competence for plant and soil. pp. 1-10. In: J.M. Lynch (eds.). The rhizosphere, John Wiley and Sons, Nueva York.
- Malloch, D. y B. Malloch. 1981. The mycorrhizal status of boreal plants: Additional species from northeastern Ontario *Can. J. Bot.* 59:2167-2172.
- Maronek, M. D., W. Hendrix y J. Kiereman. 1981. Mycorrhizal fungi and their importance in horticultural crop production. In: Horticultural reviews. J. Janick (Ed.). AVI, Pub. Co. 3:172-213.
- Martínez, S.J. y R. Jasso. 1987. Comportamiento del melón (*Cucumis melo* L.) con arropado plástico bajo cinco frecuencias de riego. Rendimiento y Calidad. Congreso Nacional de Horticultura. Guanajuato. INIFAP, SARH, CONAFRUT, Univ. de Guanajuato, EAZ, Cinvestav, Irapuato. p. 5.
- Marx, D.H. y N.C. Schenck. 1983. Potential of mycorrhizal symbiosis in agricultural and forest productivity. In: Challenging Problems in Plant Health. Eds.T. Kommendahl y P.H. Williams. American Phytopathol. Society, St. Paul, Minnesota. pp. 334-347.
- Matías C.S. y R. Ferrera-Cerrato. 1993. Efecto de microorganismos y adición de materia orgánica en la colonización micorrízica en la recuperación de tepetates. In: J. M. Pérez y R. Ferrera-Cerrato (eds.). Avances de investigación. pp. 53-61
- Menge, J.C., S. Nemeč, R.M. Davis y V. Minassian. 1977. Mycorrhizal fungi associated with citrus and their possible interactions with pathogens. Proc. Intl. Soc. Citricult. 3:872-876.
- Merriman, P.R. 1976. Survival of *Sclerotinia sclerotium*. Soil Biol. Biochem. 8:385-389.
- Miller, J.C., S. Rajapakse y R.K. Garber. 1986. Vesicular-arbuscular mycorrhizae in vegetable crops. Hort. Sci. 21: 974.
- Muncke, D.E. y S.D. Van Gundy. 1979. Movement of fumigants in soil, dosage responses and differential effects, Ann. Rev. Phytopathology. 17:405-429.
- Nash, S.M., T. Christou y W.C. Snyder 1961. Existence of *Fusarium solani* f. *Phaseoli* as chlamydospores in soil. Phytopathology 51: 164-166.

- Nelsen, C.E. y G.R. Safir. 1982. The water relations of well-watered, mycorrhizal and non-mycorrhizal onion plants. *Amer. Soc. Hort. Sci.* 107:271-274.
- Olsen, S.R., F.S. Watanabe y R.E. Danielson. 1961. Phosphorus absorption by corn roots as affected by moisture and phosphorus concentration. *Soc. Proc.* 25:289-294.
- Ortiz-Villanueva, B. y C.A. Ortiz-Solorio. 1984. *Edafología*. Universidad Autónoma de Chapingo, México. p.374.
- Paget, D.K. 1975. The effect of *Cylindrocarpon* on plant growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhiza. In: *Endomycorrhizas*. Eds. F. E. Sanders, B. Mosse, y P.B. Tinker. Academic Press, Londres. pp. 593-606.
- Parish, G.R., F.E. Sanders y P.B. Tinker. 1977. Polyphosphate translocation In: *VA mycorrhizas*, Abstr. 3a N. American Conference on Mycorrhizae. Atenas, Grecia. p.84.
- Peyronel, B., B. Fassi, A. Fontana y J.M. Trappe. 1969. Terminology of mycorrhizae. *Mycología* 61: 410-411.
- Phillips, J.M. y D.S. Hayman. 1970. Improved procedures for clearing root and staining parasites and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assesment of infection. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 55:158-161.
- Pullman, G.S., J.E. Devay y R.H. Garber. 1981. Soil solarization: effects on *Verticillium wilt* of cotton and soilborne populations of *Verticillium dahliae*, *Pythium spp.*, *Rhizoctonia solani* and *Thielaviopsis basicola*. *Phytopathology* 71: 954-959.
- Ramos, B. 1996. Producción Forzada de melón (*Cucumis melo* L.) bajo condiciones de la costa de Hermosillo. Departamento de Agricultura y Ganadería. Universidad de Sonora. Tesis de Licenciatura.
- Rascón, P.H. 1996. Efecto de cuatro colores de acolchado sobre la calabacita (*Cucurbita pepo* L.) cultivar Gray Zucchini en la Costa de Hermosillo. Departamento de Agricultura y Ganadería. Universidad de Sonora. Tesis de Licenciatura.
- Ratnayake, M., R.T. Leonard y J.A. Menge. 1978. Root exudation in relation to supply of phosphorus and its possible relevance to mycorrhizal formation. *New Phytol.* 81: 543-552.
- Raymond, D. 1985. *Horticultura práctica* 2. Ed. Blume, España. pp. 130-150.

- Rhodes, L.H. y J.W. Gerdemann. 1978a. Translocation of calcium and phosphate by external hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizae. *Soil Sci.* 126:125-126.
- Rhodes, L.H. y J.W. Gerdemann. 1978b. Hyphal translocation and uptake of sulfur by vesicular-arbuscular mycorrhizae of onions. *Soil Biol. Biochem.* 10:361-364.
- Rhodes, L.H. y J.W. Gerdemann. 1978c. Influence of phosphorus nutrition of sulfur uptake by vesicular-arbuscular mycorrhizae of onions. *Soil Biol. Biochem.* 12:68-70.
- Rodríguez, P.A. 1991. Cultivo de calabacita (*Cucurbita pepo* L.) bajo acolchado en microtúneles. Semiforzado de cultivos mediante el uso de plásticos. México. Ed. Limusa. pp. 67-69.
- Rojas, G.M. 1983. *Fisiología Vegetal aplicada*. 2da. Ed., McGraw-Hill, México. pp. 165-166.
- Ross, J.P. 1971. Effect of phosphate fertilizer on yield of mycorrhizal and non-mycorrhizal soybean. *Phytopathology.* 61:1400-1403.
- Safir, G.R. 1980. Vesicular – arbuscular mycorrhizae and crop productivity. In: *The biology of crop productivity*. P. Carlson (Ed.). Academic Press, New York, U.S.A. pp. 231-249.
- Safir, G.R. 1968. The influence of vesicular-arbuscular mycorrhiza on the resistance of onion to *Pyrenochaeta terrestris*. Master Science Thesis, Univ. of Illinois. Urbana-Champaign.
- SAGAR, Sonora. 2000a. Secretaría de Agricultura Ganadería y Desarrollo Rural. Delegación Estatal en Sonora, Avance de Cosechas.
- SAGAR, 2000b. In: *Productores de Hortalizas*. Octubre, 2000. Análisis de la horticultura en México, p10.
- Schalk, J.M., C.S. Greighton, R.L. Fery, B.W. Davis, W.R. Bitteely, T.L. Mackoden y A. Day. 1979. Reflective and yield vegetables influences insect control and yield vegetables. *Amer. Soc. Sci.* 104:759-762.
- Schenck, N.C., W.H. Ridings y J.A. Cornell. 1977. Interaction of two vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi, and *Phytophthora parasitica* on two citrus roots stocks. Abstr. 3er N. Amer. Conf. Mycorrhizae. Atenas, Grecia. p. 35.
- Schönenbeck, F. y U. Schinzer. 1979. Investigations on the influence of endotrophic mycorrhiza on TMV lesion formation in *Nicotiana tabacum* L. var. Xanthiana. *Phytopathology. Z.* 73:78-80.

- Sikora, R.A. y F. Schöenbeck. 1975. Effect of vesicular-arbuscular mycorrhiza (*Endogone mosseae*) on the population dynamics of the root-knot nematodes (*Meloidogyne incognita* and *Meloidogyne hapla*). VII Congress International Plant Protection. 5:158-166.
- Singh, J. y K.R. Aneja, 1999. *From Ethnomycology to Fungal Biotechnology*. Kluwer Academic/Plenum Publishers, New York.
- Splinstoesser, W.E. 1984. Vegetable growing handbook. AVI. Pub. Co. p. 266-268.
- Spurr, S.H. y B.V. Barnes. 1980. *Ecología Forestal*. AGT Editor, México. pp. 222-224.
- Trappe, J.M. 1977. Selection of fungi for ectomycorrhizal inoculation in nurseries. *Ann. Rev. Phytopathology*. 15:203-222.
- Troncoso, R., A. Sánchez, E. Bringas, J. Ojeda, V. Mata y R. Báez. 1998. Efecto del Bio-C sobre los principales patógenos postcosecha en frutos de melón reticulado. Reporte técnico. CIAD. Hermosillo, Sonora.
- Ulloa, M. y R. Hanlin, 1978. *Atlas de Micología Básica*. Concepto, México.
- Ulrich, R. 1978. Organic Acid. In: *The Biochemistry of fruits and their products*. 3 ed. Edit. A.C. Hulme Academic Press, London, England. 1:97.
- USDA, 2000. National Agricultural Statistics Service for U.S. <http://www.usda.gov/nass>
- Watanabe, T. 1994. *Pictorial Atlas of Soil and Seed Fungi*. Lewis Pub., New York.
- Wells, O.S. y J.B. Loy. 1993. Rowcovers and high tunnels enhance crop production in the Northeastern Unites States. *Hort. Technol.* 3: 92-96.
- Wills, R.H.H., T.H. Lee, W.B. McGlasson, E.G. Hall y D. Graham. 1984. *Fisiología y manipulación de frutas y hortalizas postrecolección*. Edit. Acribia, Zaragoza. pp. 37-39.
- Wittwer, S. 1993. Worldwide use of plastics in horticultural production. *Hort. Technology* 3: 6-19.
- Zapata, M., P. Cabrera, S. Bañon y P. Roth. 1989. *El melón*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid. pp. 41-45.