

## EFFECTO DEL ACOLCHADO CON POLIETILENO SOBRE MICOFLORA ASOCIADA A UN CULTIVO DE FRIJOL\*

MARTÍN ESQUEDA-VALLE\*\*  
MARTHA ZENTENO-ZEVADA\*\*\*†

### RESUMEN

Se evaluó el efecto del acolchado con polietileno sobre micoflora asociada a un cultivo de frijol variedad Bayo alteño. El trabajo se realizó en Zapopan, Jalisco en el ciclo de temporal primavera-verano de 1987. Se aplicaron los tratamientos de acolchado con polietileno negro y transparente de 200 $\mu$ m de grosor, con una distribución en bloques al azar con seis repeticiones, al igual que el testigo. Se analizó la micoflora de rizosfera y rizoplana inoculando muestras en la superficie de placas de papa dextrosa agar, con rosa de bengala y ácido láctico. En la profundidad de 0-15 cm de ambos tratamientos no se registró cambio en el número promedio de colonias totales de hongos; en la profundidad de 15-30 cm se observó una reducción significativa en el número promedio de colonias totales, al igual que a nivel de rizoplana. Con los tratamientos se controlaron las poblaciones de *Rhizoctonia solani* en un 100% y de *Sclerotium rolfsii* en un 71-100%; a la vez que en el estrato donde se encontraban estos fitopatógenos, se incrementaron en un 100% las colonias de *Gliocladium* sp. con ambas películas plásticas y en un 22% y 39% las colonias de *Trichoderma* sp., con el polietileno negro y transparente, respectivamente; estos hongos han sido reportados como antagonistas de organismos fitopatógenos. Los resultados muestran que la técnica tiene potencial para controlar enfermedades radiculares de frijol en la región.

Palabras clave: acolchado, solarización, frijol, variedad Bayo alteño.

### ABSTRACT

The effect of polyethylene mulch on fungi in established bean cultivar Bayo alteño was evaluated in Zapopan, Jalisco, during the spring-summer cycle of 1987. The six surveyed plots included rows treated with black and transparent polyethylene of 200 $\mu$  thick and no-mulch control rows. The fungi population of soil and root was analyzed placing the samples on potato dextrose agar plates containing rose bengal and lactic acid. At 0-15 cm depth, both treatments showed no quantitative effect on the average of the total fungi colonies; at 15-30 cm depth there was a reduction in the average of total colonies, as much as that achieved on the roots of treated plants. Covering soil with polyethylene sheets resulted in 100% control of *Rhizoctonia solani* and 71-100% of *Sclerotium rolfsii*. At the same depth, where pathogens were located there were increases in the number of colonies of *Gliocladium* sp. in 100% with both plastic films and *Trichoderma* sp. in 22% and 39% with black and transparent polyethylene, respectively; these fungi have been reported as antagonistic to soilborne pathogens. The results show that when a mulch is present during the growing season, soilborne bean pests control can be expected.

Key words: mulch, solarization, beans, cultivar Bayo alteño.

\* Modificación del trabajo de tesis profesional presentado por el primer autor para obtener el título de biólogo.

\*\* Esc. Sup. de Ecología. Centro de Estudios Superiores del Estado de Sonora (CESUES). Apartado postal A-126. Hermosillo, Son. 83200.

\*\*\* Escuela de Biología, Universidad Autónoma de Guadalajara. Av. Patria 1201, Lomas del Valle 3a. Sec. Guadalajara, Jal. 44100.

## INTRODUCCIÓN

Por lo general, se emplean fungicidas 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 (Munnecke 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.

Un método con gran potencial es el acolchamiento del suelo con películas de polietileno (Katan *et al.*, 1976). Estas cubiertas plásticas sobre las camas de cultivo evitan la pérdida de calor por evaporación y convección y, además, captan radiaciones de alta longitud de onda creando un efecto de invernadero (Mahrer y Katan, 1981). En consecuencia, el tratamiento actúa principalmente elevando la temperatura del suelo. 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; Katan *et al.*, 1983; Pullman *et al.*, 1981).

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 detrimentes que se encuentran en el suelo (Nash *et al.*, 1961). (b) Las temperaturas subletales pueden debilitar las estructuras latentes, volviéndose más vulnerables a la micoflora antagonista (Baker y Cook, 1974). (c) La creación de cambios en la población microbiana en favor de saprófitos resistentes al calor (Baker, 1962; Baker y Cook, 1974; Broadbent *et al.*, 1971).

Considerando los resultados de las investigaciones anteriores, en el presente trabajo se investigó el efecto del acolchado sobre micoflora de rizosfera y rizoplana; además se valoró su posible uso en el control de enfermedades causadas por hongos patógenos del suelo.

## MATERIALES Y MÉTODOS

El trabajo se realizó en un campo experimental del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias (INIFAP) en Zapopan, Jalisco, durante el ciclo de temporal primavera-verano de 1987, con un cultivo de frijol variedad

Bayo alteño, el cual se seleccionó por su buena adaptación al ciclo de temporal en la región. Los tratamientos que se aplicaron son acolchado con polietileno negro y polietileno transparente de 200 $\mu$ m de grosor, en una distribución en bloques al azar con seis repeticiones, al igual que el testigo. La unidad experimental se constituyó de ocho surcos de 0.76 $\times$ 6 m, con una densidad de siembra de 960 plantas por parcela.

Para el análisis de la rizosfera, se tomaron muestras del suelo con una barrena a dos profundidades, 0-15 y 15-30 cm. El muestreo inicial se realizó dos días antes de colocar las películas plásticas sobre las camas de cultivo, con 100 muestras tomadas al azar para cada profundidad a través del área total. El muestreo final se hizo al término del ciclo de cultivo tomando cinco muestras de cada profundidad en los surcos 2, 4, 5 y 7 de cada unidad experimental y se juntaron todas las muestras de un mismo tratamiento y profundidad. Debido a la uniformidad del terreno, observada en el muestreo inicial, se manejó esta muestra total y a partir de ella se analizaron tres submuestras. No se inoculó ninguna especie de microorganismo en el terreno de cultivo.

En cada muestra analizada se hicieron diluciones decimales colocando 25g de suelo en una probeta graduada y agua hasta aforar a 250ml. Esta suspensión se agitó durante 30 minutos y de allí se procedió a hacer las diluciones subsiguientes hasta 10<sup>-5</sup> (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<sup>-3</sup> a 10<sup>-5</sup>, con tres repeticiones.

El análisis de la rizoplana se hizo al final del ciclo de cultivo. Se muestrearon 60 plantas por tratamiento, tomando cinco plantas al azar de los dos surcos centrales de cada unidad experimental. Las raíces, previamente lavadas y cortadas en longitudes de 1 cm, se colocaron en placas con el mismo medio de cultivo usado para el análisis de la rizosfera (Jackson y Raw, 1981). Se hicieron nueve repeticiones por tratamiento, cada repetición con siete fragmentos de raíz.

Las muestras analizadas se incubaron a 28°C durante siete días; al término de este tiempo, se hizo el conteo y aislamiento de colonias. Los resultados del análisis cuantitativo de la micoflora de rizosfera y rizoplana se sometieron a un análisis de varianza y para comparar los promedios, se aplicó la prueba de Diferencia Mínima Significativa con un margen de error del 1 al 5%.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el muestreo final de la rizosfera de las parcelas testigo, a la profundidad de 0-15 cm se observó una disminución altamente significativa ( $P>0.01$ ) en el número promedio de colonias totales de hongos con respecto al muestreo inicial. Este decremento pudo deberse al notable descenso del contenido de humedad del suelo y a la acción germicida de la luz solar (Alexander, 1980). Aun cuando las poblaciones predominantes en el muestreo inicial como *Aspergillus* spp., *Fusarium* spp. y *Trichoderma* sp. decrecieron, repercutiendo en la disminución del número promedio de colonias totales, las poblaciones de *Rhizoctonia solani* y *Sclerotium rolfsii*, fitopatógenos, se incrementaron en un 160% y 57% respectivamente (Cuadro 1), al parecer por la capacidad del frijol como hospedero.

CUADRO 1.  
EFFECTO DEL ACOLCHADO CON POLIETILENO SOBRE LA MICOFLORA DE  
RIZOSFERA DE 0-15 cm DE PROFUNDIDAD.

Hongo	Número de colonias ( $\times 10^3$ )g <sup>-1</sup> de suelo			
	Muestreo inicial	Testigo	Muestreo final	
			PE transparente	PE negro
<i>Acrospeira</i> sp.	0.09	0.10	0	0
<i>Alternaria</i> spp.	0.03	0.17	0.03	0.17
<i>Aspergillus</i> spp.	1.56	0.47	0.50	0.93
<i>Cladosporium</i> spp.	0.33	0.10	0.03	0.50
<i>Fusarium</i> spp.	1.16	0.37	0.13	0.30
<i>Gliocladium</i> sp.	0.60	0.27	1.20	1.20
<i>Neocosmospora</i> sp.	0.03	0.10	0.05	0
<i>Oidiodendron</i> sp.	0.09	0.27	0	0.20
<i>Penicillium</i> spp.	1.73	1.70	0.87	1.04
<i>Rhizoctonia solani</i>	0.09	0.23	0	0
<i>Rhizopus</i> spp.	0.63	0.18	0.08	0.53
<i>Sclerotium rolfsii</i>	0.09	0.14	0	0
<i>Trichoderma</i> sp.	7.64	0.87	10.62	9.33

En el muestreo final de las parcelas acolchadas con polietileno (PE) negro y transparente a la profundidad de 0-15 cm no se observó diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) en el número promedio de colonias totales con respecto al muestreo inicial. Esto debido a que en el suelo acolchado hay un mayor contenido de humedad, la cual es más uniforme y por lo tanto se conserva más fresco durante el verano que los suelos desnudos (Doss *et al.*, 1970; Ibarra y Rodríguez, 1983; Jones *et al.*, 1977; Waggoner *et al.*, 1960). Aunque el número promedio de colonias totales no varió significativamente, sí existieron cambios cuantitativos en las diferentes poblaciones de hongos. Las colonias de *R. solani* y *S. rolfsii* se controlaron en un 100% con ambos tratamientos (Tabla 1); esto concuerda con lo encontrado en otros trabajos (Grinstein *et al.*, 1979; Katan, 1981; Katan *et al.*, 1976; Porter y Merriman, 1983); a la vez que se incrementaron el número de colonias de *Gliocladium* sp. en un 100% con ambos tipos de películas plásticas y *Trichoderma* sp. en un 22% y 39% con el PE negro y transparente respectivamente; ambos han sido reportados como antagonistas de organismos fitopatógenos (Chet *et al.*, 1981; Liu y Baker, 1980; Tu, 1980; Tu y Vaartaja, 1981). Este incremento de organismos antagonistas y decremento de fitopatógenos, al aplicar películas de PE sobre las camas de cultivo, ha sido observado en otros trabajos (Elad *et al.*, 1980a; Chet *et al.*, 1982).

El acolchado opera en parte, debido al aumento de temperatura del suelo por la captación de radiación solar (Elad *et al.*, 1980a; Pullman *et al.*, 1981a); sin embargo, es eficaz no sólo por la temperatura que excede los puntos de tolerancia térmica de los patógenos sino también por los efectos subletales de la fluctuación del calor en el suelo (Grinstein *et al.*, 1979; Lifshitz *et al.*, 1983; Pullman *et al.*, 1981). Se cree que este último fenómeno está asociado con el debilitamiento de las paredes de las estructuras patógenas por las condiciones ambientales en variación continua (Smith, 1972), o por los cambios en la población microbiana en favor de antagonis-

tas (Katan *et al.*, 1976) o en favor de saprófitos resistentes al calor (Baker y Cook, 1974; Broadbent *et al.*, 1971). En este trabajo se corrobora que el microclima creado por el acolchado produce cambios en la población microbiana en favor de los antagonistas.

El mecanismo de control biológico de *Gliocladium* spp. actúa cuando sus hifas crecen alrededor del micelio y esporas del hongo susceptible, matándolos por acción tóxica o enzimática. *Trichoderma* spp. son más comunes en los suelos que *Gliocladium* spp., al igual que se observó en este estudio, pero no se consideran como productores de antibióticos, sino más bien como competidores y micoparásitos muy agresivos (Cook y Baker, 1989). Chet y Baker (1980) demostraron que *Trichoderma harzianum* y *T. hamatum* actúan como micoparásitos de *Rhizoctonia solani* y *Sclerotium rolfsii*, al producir  $\beta$ -(1-3)-glucanasa y quitinasa que causan la exolisis de la hifa hospedera; no se observó antibiosis. Elad *et al.*, (1980) utilizaron *T. harzianum* en suelos naturalmente infestados con *S. rolfsii* y *R. solani* reduciendo la enfermedad causada por los dos patógenos en un cultivo de frijol desde un 25 a 10% y en un 13 a 7.5%, respectivamente. *Trichoderma hamatum* también produce celulasa, lo cual podría explicar su habilidad para parasitar *Pythium* spp. (Chet y Baker, 1981).

En el estrato de 0-15 cm de ambos tratamientos se observó una reducción significativa de colonias de *Aspergillus* spp., *Fusarium* spp. y *Penicillium* spp. Se ha reportado que por los efectos de acolchado se disminuyen las poblaciones de especies patógenas de *Fusarium* y se incrementan las saprobias (Martyn y Hartz, 1986; Merriman, 1976); además se ha encontrado que algunas especies de *Fusarium* y *Penicillium* están asociadas en la colonización y degradación de esclerocios (Merriman, 1976). Por lo anterior, sería necesario hacer un análisis de las especies de cada género y establecer comparaciones con las parcelas testigo, más aún cuando en éstas también se observó disminución de colonias de *Aspergillus* spp. y *Fusarium* spp.

En general, los hongos predominantes en el muestreo inicial del estrato 0-15 cm mostraron una mayor reducción poblacional en los testigos; sin embargo, las colonias menos numerosas como *Oidiodendron* sp., *Neocosmospora* sp. y *Alternaria* spp. alcanzaron niveles más altos al final del ciclo de cultivo, al igual que los fitopatógenos *R. solani* y *S. rolfsii* con lo cual se observaron cambios tanto cualitativos como cuantitativos en la micoflora de estas parcelas testigo; estos cambios también son observados en las parcelas tratadas, pero están caracterizados, principalmente, por la sustitución de hongos patógenos por organismos no fitopatógenos. Con el acolchado se podría incrementar la sensibilidad térmica de las poblaciones fúngicas induciendo cambios en la micoflora; esto debido a que evita la pérdida de calor causada por la evaporación y la convección, capta radiaciones de longitud de onda larga y retiene la humedad en el suelo, con lo cual mejora la conducción del calor y provoca un efecto de invernadero (Mahrer y Katan, 1981). La respuesta ante este efecto de invernadero podría explicar por qué las diferentes poblaciones de hongos responden de forma muy variada aumentando, disminuyendo o manteniendo su nivel de inóculo en las parcelas tratadas.

En el muestreo final en la profundidad 15-30 cm, el número promedio de colonias totales se redujo significativamente ( $P > 0.01$ ) en comparación con el

muestreo inicial, tanto en el testigo como en ambos tratamientos sin diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) entre ellos. En las parcelas testigo se considera que esta reducción de colonias se debe a la sensibilidad de las poblaciones fungales ante los cambios de humedad y temperatura. En las parcelas acolchadas se ha observado que aun cuando la temperatura y humedad del suelo cambia poco o nada a esta profundidad (Katan, 1980), existe muerte de propágulos fungales. Cook y Baker (1989) consideran que esto puede deberse al reducido intercambio gaseoso que provoca un efecto de anaerobiosis; ya que el acolchado eleva la temperatura y respiración del suelo y funciona además como una barrera para la difusión de oxígeno hacia el suelo y del bióxido de carbono hacia la atmósfera. La presencia de materia orgánica fresca y un adecuado nivel de humedad en los suelos acolchados incrementa la anaerobiosis. Ashworth *et al.* (1982), al acolchar un cultivo de pistaches de cuatro años de edad en una región meridional de California, observaron una reducción de densidad de inóculo de *Verticillium dahliae* a cantidades traza hasta una profundidad de 60 cm después de seis semanas de tratamiento.

En la profundidad 15-30 cm de testigos y tratamientos se observó que casi todas las poblaciones de hongos sufrieron reducciones al final del ciclo de cultivo (Cuadro 2) que variaron según el tratamiento. *Acremonium* sp. es el único que aumentó su nivel de inóculo en las parcelas testigo y acolchadas, siendo más notorio en estas últimas. Se ha asociado a este organismo con la descomposición de residuos vegetales (Warcup, 1971).

El análisis cuantitativo de rizoplana mostró un promedio de colonias totales de 1.06 por fragmento de raíz en las parcelas testigo; en las acolchadas con PE transparente 0.65 y con PE negro 0.44. En la rizoplana de las plantas acolchadas se observó una disminución de colonias en todas las especies de hongos determinadas (Cuadro 3). El control de *R. solani* fue del 100% con ambas cubiertas plásticas; en el acolchado con PE negro se controló *S. rolfsii* en un 100% y en un 71% con el PE transparente. Estas reducciones poblacionales pueden deberse a las altas temperaturas que se alcanzaron con el plástico en la capa superior del suelo que es donde se desarrollan preferentemente las raíces de las plantas acolchadas (Ibarra y Rodríguez, 1983).

Las diferencias en el efecto del PE negro y transparente sobre la micoflora se debe a que con estas películas sobre las camas de cultivo, una parte de la energía solar se transmite al suelo mientras que la restante es absorbida por el plástico o reflejada a la atmósfera produciendo fluctuaciones de temperatura a nivel de la planta. Durante el día y con una película transparente se calcula una fluctuación de temperatura del 20% a nivel de la planta y del 80% a nivel del suelo; mientras que con una película negra se considera una fluctuación del 50% en ambos niveles (Ibarra y Rodríguez, 1983). Por lo anterior, cuando se utiliza el acolchado para el control de fitopatógenos (técnica conocida con el nombre de solarización), se recomienda el uso de películas transparentes (Katan, 1980; 1981; Porter y Merri-man, 1983), debido a que éstas permiten al suelo captar una mayor cantidad de energía solar. En este trabajo se observa que con el PE negro también se puede lograr un control de fitopatógenos a nivel de rizosfera y que puede resultar aún más eficaz en el control de fitopatógenos a nivel de rizoplana que las películas transparentes. Estas fluctuaciones de temperatura a nivel de planta y suelo podrían

CUADRO 2  
EFFECTO DEL ACOLCHADO CON POLIETILENO SOBRE LA MICOFLORA DE RIZOSFERA DE 15-30 cm DE PROFUNDIDAD

Hongo	Número de colonias ( $\times 10^3$ )g <sup>-1</sup> de suelo			
	Muestreo inicial	Muestreo final		
		Testigo	PE transparente	PE negro
<i>Acremonium</i> sp.	0.09	0.25	0.43	1.15
<i>Alternaria</i> spp.	0.04	0.03	0	0.03
<i>Aspergillus</i> spp.	0.59	0.37	0.50	0.49
<i>Cladosporium</i> spp.	0.23	0.03	0.02	0.03
<i>Fusarium</i> spp.	0.67	0.22	0	0.15
<i>Gliocladium</i> sp.	0.49	0.16	0.36	0.71
<i>Neocosmospora</i> sp.	0.03	0.03	0	0
<i>Penicillium</i> spp.	1.29	1.87	0.80	0.83
<i>Rhizopus</i> spp.	0.09	0.07	0.07	0.16
<i>Trichoderma</i> sp.	3.40	0.90	1.87	1.56

CUADRO 3  
EFFECTO DEL ACOLCHADO CON POLIETILENO SOBRE LA MICOFLORA DE RIZOPLANA

Hongo	Número promedio de colonias por fragmento de raíz		
	Testigo	Acolchado con PE transparente	Acolchado co PE negro
<i>Alternaria</i> spp.	0.05	0.01	0.03
<i>Aspergillus</i> spp.	0.38	0.21	0.13
<i>Fusarium</i> spp.	0.29	0.24	0.19
<i>Rhizoctonia solani</i>	0.05	0	0
<i>Sclerotinia</i> sp.	0.05	0.05	0.02
<i>Sclerotium rolfsii</i>	0.21	0.06	0
No determinados	0.03	0.08	0.07
Promedio total	1.06	0.65	0.44

explicar las diferencias observadas en rizoplana, así como las respuestas tan variables de los cultivos en la duración de sus etapas fenológicas y rendimientos, ante los diferentes colores y calibres de las películas plásticas.

En este estudio se observaron otros efectos benéficos por el acolchamiento con polietileno; entre éstos, en todas las parcelas acolchadas se observó el desarrollo de un extenso sistema radicular. Se cree que este factor, aunado al contenido de humedad más abundante y uniforme en el suelo, permitieron un incremento de la cantidad de minerales solubles como nitrógeno, fósforo y potasio, así como un mayor aprovechamiento de los nutrientes lo que dió como resultado un aumento del 31-40% del desarrollo vegetativo y de 101-118% del rendimiento. Doss *et al.* (1970) mencionaron un incremento en la cantidad de minerales solubles por efecto del acolchado con polietileno.

Aunque en este estudio no se da consideración alguna sobre el efecto del

acolchado en las enfermedades, los resultados anteriores indican que esta técnica tiene potencial para controlar enfermedades radiculares en la región, causadas por hongos patógenos del suelo.

Como resultado de numerosas investigaciones se considera que se puede lograr un control efectivo de organismos fitopatógenos por medio del acolchado, siempre y cuando las condiciones climáticas sean propicias y cumpliendo los siguientes pasos: (a) El acolchado debe instalarse durante la estación de altas temperaturas e intensa radiación solar. (b) El suelo debe mantenerse húmedo para incrementar su conductividad del calor y se lleve a cabo el efecto de invernadero. (c) Se recomienda utilizar películas del menor calibre posible (200-300 $\mu$ m) pues resultan más económicas y eficaces. (d) Ya que las capas superiores del terreno se calientan con mayor rapidez e intensidad que las inferiores, el período de acolchado debe durar lo suficiente, por lo general cuatro semanas o más; mientras más se prolongue dicho período más alto será el índice de exterminio y mayor su eficacia (Katan *et al.*, 1976; 1983; Pullman *et al.*, 1981a).

#### AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen a las autoridades de la Escuela de Biología de la Universidad Autónoma de Guadalajara su apoyo brindado para la realización de este trabajo, así como a las P. de Biól. Silvia Núñez e Isis Rice por su ayuda en el trabajo de laboratorio.

#### LITERATURA CITADA

- ALEXANDER, M. 1980. *Introducción a la microbiología del suelo*. AGT Editor, México.
- ASHWORTH, L. J. JR., D. P. MORGAN, S. A. GAONA y A. H. McCAIN. 1982. Polyethylene tarping controls *Verticillium* wilt in psitachios. *Calif. Agric.* 36: 17-18.
- BAKER, K. F. 1962. Principles of heat treatment of soil and planting material. *J. Austral. Inst. Agric. Sci.* 28: 118-126.
- BAKER, K. F. y R. J. COOK. 1974. *Biological control of plant pathogens*. W. H. Freeman, San Francisco.
- 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.
- COOK, R. J. y K. F. BAKER. 1989. *The nature and practice of biological control of plant pathogens*. APS Press, Minnesota.
- CHET, I. y R. BAKER. 1980. Induction of suppressiveness to *Rhizoctonia solani* in soil. *Phytopathology* 70: 994-998.
- CHET, I. y R. BAKER. 1981. Isolation and biocontrol potential of *Trichoderma hamatum* from soil naturally suppressive to *Rhizoctonia solani*. *Phytopathology*. 71: 286-290.
- CHET, I., G. E. HARMAN y R. BAKER. 1981. *Trichoderma hamatum*: its hyphal interactions with *Rhizoctonia solani* and *Pythium* spp. *Microb. Ecol.* 7: 29-38.
- CHET, I., Y. ELAD, A. KALFON, Y. HADAR y J. KATAN. 1982. Integrated control of soilborne and bulbborne pathogens in iris. *Phytoparasitica* 10: 229-236.
- DOSS, B. D., C. C. KING y R. M. PATTERSON. 1970. Yield components and water use by silage corn with irrigation, plastic mulch, nitrogen fertilization, and plant spacing. *Agron. J.* 62: 541-543.
- ELAD, Y., I. CHET y J. KATAN. 1980. *Trichoderma harzianum*. A biocontrol agent effective against *Sclerotium rolfsii* and *Rhizoctonia solani*. *Phytopathology* 70: 119-121.
- ELAD, Y., J. KATAN y I. CHET. 1980a. Physical, biological, and chemical control integrated for soilborne diseases in potatoes. *Phytopathology* 70: 418-422.
- GERSON, V., S. YATHOM y J. KATAN. 1981. A demonstration of bulb mite control by solar heating of the soil. *Phytoparasitica* 9: 153-155.

- GRINSTEIN, A., J. KATAN, A. ABDUL-RAZIK, O. ZEYDAN y Y. ELAD. 1979. Control of *Sclerotium rolfsii* and weeds in peanuts by solar heating of the soil. *Plant Dis. Rep.* 63: 1056-1059.
- IBARRA, L. y A. RODRIGUEZ. 1983. *Manual de Agropásticos 1*. Centro de Investigación en Química Aplicada, pp. 1-9.
- JACKSON, R. y F. RAW. 1981. *La vida en el suelo*. Omega, Barcelona.
- JONES, T. L., U. S. JONES y P. O. EZELL. 1977. Effect of nitrogen and plastic mulch on properties of troupe loamy sand and on yield of "water" tomatoes. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 3: 273-275.
- KATAN, J. 1980. Solar pasteurization of soils for disease control: status and prospect. *Plant. Dis.* 64: 450-454.
- KATAN, J. 1981. Solar heating (solarization) of soil for control of soilborne pests. *Annual Rev. Phytopathol.* 19: 211-236.
- KATAN, J., A. GREENBERGER, H. ALON y A. GRINSTEIN. 1976. Solar heating by polyethylene mulching for the control of disease caused by soil-borne pathogens. *Phytopathology* 66: 683-638.
- KATAN, J., G. FISHLER y A. GRINSTEIN. 1983. Short and long-term effects of soil solarization and crop sequence on *Fusarium* wilt and yield of cotton in Israel. *Phytopathology* 73: 1215-1219.
- LIFSHTZ, R., M. TABACHNIK, J. KATAN y I. CHET. 1983. The effect of sublethal heating on sclerotia of *Sclerotium rolfsii*. *Can. J. Microbiol.* 29:1607-1610.
- LUI, S. D. y R. BAKER. 1980. Mechanism of biological control in soil suppressive to *Rhizoctonia solani*. *Phytopathology* 70: 404-412.
- MAHRER, Y. y J. KATAN. 1981. Spatial soil temperature regime under transparent polyethylene mulch: numerical and experimental studies. *Soil Sci.* 131: 82-87.
- MARTYN, R. D. y T. K. HARTZ. 1986. Use of soil solarization to control *Fusarium* wilt of watermelon. *Plant Dis.* 70: 762-766.
- MERRIMAN, P. R. 1976. Survival of *Sclerotinia sclerotiorum*. *Soil Biol. Biochem.* 8: 385-389.
- MUNNECKE, D. E. y S. D. VAN GUNDEY. 1979. Movement of fumigants in soil, dosage responses and differential effects. *Annual Rev. Phytopathol.* 17: 405-429.
- NASH, S. M., T. CHRISTOU y W. C. SNYDER. 1961. Existence of *Fusarium solani* f. *phaseoli* as chlamydo-spores in soil. *Phytopathology* 51: 164-166.
- PORTER, I. J. y P. R. MERRIMAN. 1983. Effects of solarization of soil on nematode and fungal pathogens at two sites in Victoria. *Soil Biol. Biochem.* 15: 39-44.
- 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.
- PULLMAN, G. S., J. E. DEVAY y R. H. GARBER. 1981a. Soil solarization and thermal death: A logarithmic relationship between time and temperature for four soilborne plant pathogens. *Phytopathology* 71: 959-964.
- SMITH, A. M. 1972. Nutrient leakage promotes biological control of dried sclerotia of *Sclerotium rolfsii* Sacc. *Soil Biol. Chem.* 4: 125-129.
- TU, J. C. 1980. *Gliocladium virens*, a destructive mycoparasite of *Sclerotinia sclerotiorum*. *Phytopathology* 70: 670-674.
- TU, J. C. y O. VAARTAJA. 1981. The effect of the hyperparasite *Gliocladium virens* on *Rhizoctonia solani* and on *Rhizoctonia* root of white beans. *Can. Bot.* 59: 22-27.
- ULLOA, M. y R. HANLIN. 1978. *Atlas de micología básica*. Concepto, México.
- WAGGONER, P., P. M. MILLER y H. C. DE ROO. 1960. Plastic mulching, principles and benefits. *Connecticut Agric. Exp. Sta. Bull.* 623-644.
- WARCUP, J. H. 1971. Hongos en el suelo. En: Burges A. y F. Raw (eds.), *Biología del suelo*. Omega, Barcelona. 69-141.