

## CONTROL BIOLÓGICO DE PLAGAS DEL CAFETO: PRODUCCIÓN Y SECADO DE BIOPESTICIDAS EN FERMENTACIÓN EN MEDIO SÓLIDO

S. Roussos<sup>1</sup>, C. Bagnis<sup>1</sup>, W. Rodríguez<sup>2</sup>, M-A. Aquiahuatl<sup>2</sup>, O. Besnard<sup>3</sup>, R. Duponnois<sup>4</sup>

<sup>1</sup>Laboratoire de Microbiologie IRD, Université de Provence, CESB/ESIL, Case 925, 163 Avenue de Luminy, 13288 Marseille cedex 9, France ; Email: roussos@esil.univ-mrs.fr

<sup>2</sup> Depto Biotecnología ; UAM-Iztapalapa; AP 55-535; CP 09340 Mexico DF ; Mexico

<sup>3</sup> Société Mycos; Parc Scientifique Agropolis II; 34397 Montpellier Cedex 5; France

<sup>4</sup> Laboratoire de Biopedologie IRD ; BP 1386 ; Dakar ; Senegal Biological control of coffee pests : large scale production of fungal biopesticide in solid state fermentation

### ABSTRACT

Over 400 species of fungi can control specific nematodes or insect pests. The concept of using fungal pathogens to control insects is by no means new; the first reports of mass production appeared in the nineteenth century. During the last 20 years, research has been stimulated by the increasing resistance of insects to chemical pesticides and by a greater public awareness of environmental impacts of chemicals. Recent success in using nematophagous and entomophagous fungi as biopesticides demonstrate a high potential for coffee production and possible commercial applications. The study of the sporulation physiology, allowed to define optimum media and environmental conditions to produce large quantities of conidiospores of *Aspergillus niger*, *Beauveria bassiana*, *Poecilomyces fumosoroseus*, and *Trichoderma harzianum* in bulk. Pilot plant scale production of conidiospores was conducted in solid state fermentation using two methods: disk fermentor and natural solid support (sugarcane bagasse) . In disk fermentor, optimal production of conidiospores was obtained after 6 days of incubation for *T.harzianum*, with an exceptionally high yield of  $3.5 \times 10^{10}$  conidiospores per gram of substrate. In a column type reactor, *T.harzianum* yielded up to  $1.1 \times 10^{10}$  spores per gram of sugarcane bagasse. Conidiospore conservation was tested by refrigeration (4°C), freezing (-4°C) and drying (20 and 40°C). Best results were obtained by refrigeration and drying at 20°C. The kinetics of viability of refrigerated and dried conidiospores of *T.harzianum* showed the possibility of a reliable utilization of these strains with a 98% of viability, even after two months. We discuss the applicability of these methods to the major groups of fungi with actual or expected potential as biopesticide to control insects and nematodes causing economic damage in coffee production. Information about their physiology, spore production at a commercial scale, equipments and formulations is compiled.

### RESUMEN

El estudio de la fisiología de esporulación, relacionado con la producción cuantitativa de conidiosporas, permitió definir las condiciones medio ambientales y optimizar la composición de los medios de cultivo para la producción masiva de conidiosporas de hongos filamentosos utilizados en lucha biológica (*Beauveria bassiana*, *Trichoderma harzianum*). *B.bassiana* es un hongo entomopatógeno que se utiliza contra los insectos como la broca del grano de café (*Hypothenemus hampei*). *T.harzianum* se utiliza como biopesticida en el control biológico de hongos fitopatógenos (*Botrytis cinerea*, *Rhizoctonia solani*, *Fusarium solani*). Se estudió la producción de esporas a nivel laboratorio, a un nivel semi piloto en un esporulador de discos y a un nivel planta piloto en un fermentador estático tipo zymotis. Los rendimientos de esporulación de *T.harzianum* en Zymotis fueron de  $5 \times 10^{13}$  esporas, cantidad que nos permite tratar al menos una hectarea de cultivo. La conservación de las esporas se realizó por secado directo del producto fermentado en el bioreactor. Los mejores resultados se obtuvieron, introduciendo un flujo de aire seco de 3 litros por minuto durante 24 horas a una temperatura de 20°C. En estas condiciones se obtuvo un biopesticida con  $5 \times 10^9$  esporas por gramo de peso seco, que conservan una viabilidad de 98% después de varias semanas. La misma técnica de producción y de secado de esporas en Fermentación en Medio Sólido (FMS) podría ser utilizada para otros hongos filamentosos entomopatógenos.

## INTRODUCCION

Los cultivos de plantas tropicales son atacados por numerosas plagas debidas a insectos, nematodos, y microorganismos como las bacterias, virus y hongos fitopatógenos (Tabla 1).

Para el cafeto las principales enfermedades son debidas a hongos, insectos y nematodos (Müller et al. 1999). Estas plagas causan daños importantes y si no se controlan por tratamientos químicos o biológicos, la cosecha puede perderse.

El uso exclusivo de métodos convencionales para el control de enfermedades en plantas, ha originado problemas tales como desarrollo de resistencia a los productos químicos por parte de los patógenos, presencia de residuos de plaguicidas en los vegetales y acumulación de tóxicos en el ambiente (Lopez-Llorca, 1992).

**Tabla 1:** Número de plagas para algunos cultivos de plantas tropicales.

Plantas	Virus	Bacteria	Mohos	Insectos	Nematodos
Piña	2	3	3	4	3
Banana	4	2	5	1	1
Cacao	1	-	4	1	-
Café	-	-	2	3	2
Caña de azúcar	2	3	4	3	1
Algodón	2	1	4	3	1
Maíz	2	1	3	12	-

El uso exclusivo de métodos convencionales para el control de enfermedades en plantas, ha originado problemas tales como desarrollo de resistencia a los productos químicos por parte de los patógenos, presencia de residuos de plaguicidas en los vegetales y acumulación de tóxicos en el ambiente (Lopez-Llorca, 1992).

Esta situación, ha despertado el interés por el uso de métodos alternativos, basados en los antagonismos concurrentes en la naturaleza como parte de la cadena trófica. Así, se ha identificado a los hongos filamentosos como el grupo de microorganismos más importante en su actividad patógena hacia poblaciones de insectos, que destruyen cultivos de interés económico y como método de control biológico de nematodos patógenos de animales de granja o de plantas (Larsen, 1999, Leij, 1992, Duponnois et al. 1996). A procesos como este se les ha denominado lucha biológica y a los agentes microbiológicos involucrados se les conoce como biopesticidas. En general un biopesticida es un material biológicamente activo, con actividad altamente específica contra insectos, nematodos u otros microorganismos patógenos; biodegradable y no tóxico para insectos polinizadores. Los

beneficios y los riesgos del uso de biopesticidas se han discutido durante una conferencia internacional que se llevó a cabo en Filandia en Marzo de 1992, entre las conclusiones de dicha reunión de expertos, su remarco que hay que dar más énfasis a los beneficios, sin dejar de lado los potenciales riesgos de esta tecnología (Hokkanen & Lynch, 1995).

**Hongos entomopatógenos** Para el control biológico

El conocimiento del ciclo vital del huésped tanto como el del hospedero, ha permitido seleccionar el estadio apropiado de ambos, para obtener los mejores resultados en la lucha biológica (Dufour et al. 1999). En el caso de los micoparásitos entomopatógenos, el proceso de infección inicia por la invasión del insecto a través de la cutícula. Esta acción como mecanismo exterior, está influida por las condiciones ambientales y para poder asegurar la efectividad del biopesticida ahora se sabe que las esporas son la etapa reproductiva fungal de uso apropiada (Feng et al. 1994; Jenkins & Goettel, 1997). Los hongos superan a cualquier invertebrado en el control biológico, debido entre otras razones a que tienen un ciclo de vida corto que se traduce en un potencial alto de reproducción (multiplican su efecto por infecciones sucesivas) y en algunos casos son endoparásitos obligados de un huésped específico. Otra ventaja del uso de hongos en la lucha biológica es que estos pueden vivir como saprófitos en ausencia de sus huéspedes (Scholler and Rubner, 1994) y en condiciones adversas producen esporas de resistencia, aumentando con esto su permanencia y efecto en el nicho que se les requiere; además, no son patógenos para otros organismos diferentes de sus huéspedes.

**Tabla 2:** Algunos antagonistas de insectos que se utilizan como entomopatógenos en Control biológico.

Orden	Insectos	Hongos Entomopatógenos
	Género y Especie	Antagonistas
<b>Ortoptera</b>	<i>Schistocerca gregaria</i>	<i>Metarhizium anisopliae</i>
<b>Dermaptera</b>	<i>Forficula spp.</i>	<i>Entomophthora formicula</i>
<b>Eteroptera</b>	<i>Scotinophora</i>	<i>Beauveria bassiana</i>
<b>Omoptera</b>	<i>Trialeurodes</i>	<i>Aschersonia aleuridis</i>
<b>Tisanoptera</b>	<i>Thrips tabaci</i>	<i>Verticillium lecanii</i>
<b>Coleoptera</b>	<i>Hypothenemus hampei</i> : (la broca)	<i>Beauveria bassiana</i>

El uso de hongos patógenos para controlar insectos, es un concepto cuyos primeros reportes de producción masiva aparecieron en el siglo XIX.

Unos ejemplos de hongos entomopatógenos antagonistas de insectos se reportan en la **Tabla 2**. Los reportes de los últimos veinte años sobre el uso de hongos entomopatógenos y nematófagos como biopesticidas ofrece alternativas interesantes de uso de estos microorganismos en la agroindustria cafetalera, así como de su explotación comercial (Bustillos, 1999; Dufour et al. 1999).

**Fisiología de esporulación de los hongos filamentosos**

Los hongos filamentosos se reproducen por multiplicación vegetativa (conidiogénesis) produciendo conidiosporas que se llaman comúnmente esporas. Los índices de esporulación (Ie) para un hongo, indican la cantidad de esporas producidas por gramo de sustrato inicialmente presente en el medio de cultivo (Roussos 1985). Estos índices pueden cambiar según la fuente de carbono y la relación Carbono-Nitrógeno (C/N) de los medios de cultivo. El estudio de la fisiología de esporulación, en relación con la producción cuantitativa de conidiosporas de 5 cepas de hongos filamentosos (**Tabla 3**) permitió definir las condiciones medio ambientales y optimizar la composición de los medios de cultivo (Roussos y al. 1989). Se anota que los índices de esporulación son muy altos cuando la harina de yuca está utilizada como fuente de carbono y alcanzan valores de  $7.2 \times 10^9$  para *Beauveria bassiana* y  $1.4 \times 10^{10}$  para *Trichoderma harzianum*. *T. harzianum* es un hongo filamentosos antagonístico que se utiliza como agente de biocontrol contra *Pythium ultimum* y otras enfermedades de plantas causadas por hongos fitopatógenos (Jensen & Wolfhechel, 1995). *B. bassiana* es un hongo entomopatógeno que se utiliza contra la broca de café (Bustillos, 1999; Dufour et al. 1999).

**Tabla 3** : Esporulación de 5 cepas de hongos filamentosos cultivadas en matraces conteniendo un medio de cultivo con Papa Dextrosa Agar a 25°C.

Hongos filamentosos	Índice de esporulación	Fuente de carbono	C/N
<i>Trichoderma harzianum</i>	$14.1 \times 10^9$	Harina de yuca	14
<i>Aspergillus niger</i>	$5.2 \times 10^9$	Harina de yuca	24
<i>Beauveria bassiana</i>	$7.2 \times 10^9$	Harina de yuca	24
<i>Aspergillus terreus</i>	$9.9 \times 10^9$	Melaza	14
<i>Penicillium roquefortii</i>	$7.2 \times 10^9$	Melaza	24

La producción de esporas para uso de laboratorio se hacen en condiciones estériles utilizando matraces.

Para una producción de esporas en mayores cantidades se utilizan otros tipos de reactores y estrategias de producción de inóculos ya se han desarrollado (Feng et al. 1994; Jenkins & Goettel 1997; Montero et al. 1989; Roussos et al. 1992).

**producción de ESPORAS de hongos en medio Sólido**

El cultivo tradicional de los hongos en medio sólido se practica de manera industrial para la producción de hongos comestibles (*Agaricus bisporus*, *Pleurotus ostreatus*) y para la elaboración de alimentos fermentados como los quesos tipo roquefort o el Tempe, alimento obtenido por fermentación de granos cocidos de soya. La Fermentación en Medio Sólido (FMS) es un nuevo proceso de cultivo de microorganismos sobre sustratos naturales (salvado de trigo, bagazo de caña, pulpa de café, harina de yuca, granos de arroz) o sobre soportes sólidos previamente humidificados con una solución nutritiva (Raimbault et al. 1989; Viniegra-Gonzalez, 1997).

La FMS presenta una multitud de ventajas para la producción de enzimas, esporas y metabolitos de microorganismos (Roussos et al. 1997). En el último decenio, no ha habido a nivel mundial un desarrollo de explotación comercial tan evidente de la FMS como el que se ha dado en la investigación básica del mismo proceso. Una de las mayores razones para esta situación, es la falta de técnicas eficientes para la obtención de inóculos esporales activos, los cuales son requeridos en gran cantidad en los procesos de FMS. La forma, edad y proporción del inóculo son también de importancia crítica en los sistemas de FMS (Lonsane et al. 1992), los cuales requieren una cantidad grande de inóculo ( $2 \times 10^{10}$  esporas/Kg de sustrato seco). En los sistemas de FMS, comúnmente se prefiere como inóculo las esporas al micelio vegetativo, por la facilidad de mezclado de estas, con los sustratos sólidos humedecidos (Raimbault & Alazard, 1981).

**Tabla 4** : Productividad de esporas de *Trichoderma harzianum* en diferentes bioreactores.

Bioreactor	Producción de conidiosporas	
	por gramo de harina de yuca	por cm <sup>2</sup> de la superficie de cultivo
Matraces Erlenmeyer	1.1 x 10 <sup>10</sup>	1.7 x 10 <sup>8</sup>
Fermentador de discos DI	9.3 x 10 <sup>9</sup>	2.2 x 10 <sup>8</sup>
Columna. 18 g materia húmeda	5.0 x 10 <sup>10</sup>	*8.8 x 10 <sup>8</sup>
Zymotis : Carga util de 21 Kg	5.0 x 10 <sup>10</sup>	*7.7 x 10 <sup>8</sup>

\* El resultado es por cm<sup>2</sup> de la superficie de cultivo

Se conocen diferentes técnicas de FMS para la producción de conidiosporas a nivel de planta piloto o industrial. Las mas antiguas se refieren al uso de botellas de Roux o de charolas (Vezina & Sing, 1975). En los últimos 20 años, se han reportado varios procesos nuevos de fermentación para la producción de propágulos de hongos filamentosos tanto en medio liquido como en medio sólido (Rombach et al. 1988; Feng et al. 1994; Jenkins & Goettel, 1997) y en fermentadores de discos (Raimbault & Roussos, 1985). En la **Tabla 4** se presenta la productividad de esporas de *T.harzianum* en diferentes bioreactores (Roussos et al. 1991). La producción de esporas de hongos filamentosos en bioreactores en FMS se lleva a cabo bajo condiciones controladas de esterilidad y seguridad de manejo y ofrece una multitud de ventajas: (1) uso de sustratos agrícolas de bajo costo, (2) los bioreactores son de tamaño reducido, (3) el volumen de la aireación requerida de los medios de cultivo es muy baja (4) los sustratos sólidos desarrollan una gran superficie libre de esporulación (5) la transferencia de oxígeno es muy eficiente, (6) la esporulación es muy rápida, eficiente y (7) las esporas producidas son de mejor calidad.

#### Conservación y secado de esporas de hongos filamentosos

La conservación de conidiosporas de hongos filamentosos para cepas de colección a nivel laboratorio se llevan a cabo mediante congelación (-18°C o -196°C en nitrógeno líquido) y secado en suelo estéril o liofilización. Estas técnicas de conservación son muy eficientes y se utilizan con éxito para mantener pequeñas cantidades de conidiosporas, pero el funcionamiento práctico en unos casos y el elevado costo del equipo en los otros, las hacen de uso limitado para escalas mayores. En la naturaleza las esporas de hongos

filamentosos se conservan secas y la dispersión en el medio ambiente se hace por los vientos. Hay que mencionar que las esporas son formas de reproducción asexual de los hongos y se caracterizan por su resistencia a la sequía pero son lábiles a la temperatura y a la luz ultravioleta. Las esporas de *Trichoderma harzianum* se destruyen por un tratamiento térmico a 50°C por 30 min. (Roussos et al. 1989).

#### NUEVA TECNICA para la Produccion y secado de esporas de hongos en FMS

A continuación se presenta un ejemplo de producción y secado de esporas de *T.harzianum* por FMS para la obtención directa de un biopesticida. Una mezcla de bagazo de caña y de cascara de remolacha (80/20) se utilizó como sustrato sólido. Este sustrato (1 Kg) fué humidificado con 1 Litro de agua potable; se homogeneizó por mezclado y se esterilizó en un autoclave a 110°C por una hora. Al sustrato estéril, se añadieron 2 litros de una suspensión de esporas de *T.harzianum* conteniendo 2x10<sup>10</sup> esporas. La inoculación homogénea del sustrato sólido se obtuvo por mezclado.

**Tabla 5** : Cinéticas de producción de esporas de *T. harzianum* cultivado sobre una mezcla de cascara de remolacha y de bagazo de caña (75/25). Viabilidad de las esporas antes y después del secado con aire seco a 20°C.

Incubación a 29°C (días)	Humedad del sustrato (%)		Producción de esporas (x 10 <sup>8</sup> / g SPS)		Viabilidad de esporas (x 10 <sup>8</sup> / g SPS)	
	Fresco	Secado	Antes	Después Secado	Antes	Después Secado
4	80.1	3.4	38.7	35.0	5.0	13.1
5	86.6	3.9	45.8	48.9	21.5	40.2
6	81.4	3.3	54.0	36.4	41.2	40.2
7	85.9	2.4	47.9	35.5	50.0	45.4

El sustrato inoculado se ha repartido en 20 columnas de FMS (De Araujo et al. 1997) y estos bioreactores se incubaron a una temperatura de 29°C durante 8 días. Para favorecer la germinación del inóculo, en las primeras 10 horas de incubación no hubo aireación de las columnas. Para favorecer el crecimiento del microorganismo, los cultivos recibieron una aireación de 3 litros por hora y por columna con aire húmedo a partir de la décima hora. Para secar el producto fermentado, después de algunos días de incubación (**Tabla 5**), las columnas FMS se

retiraron de la incubadora y recibieron un flujo de 3 litros por minuto de aire seco a 20°C durante 24 horas. La humedad de producto final fué menor al 4%.

Durante todo el tiempo de la incubación de los cultivos en 29°C bajo aireación con aire húmedo, la humedad del producto fermentado se mantuvo arriba del 80%. Estas condiciones favorecen la esporulación de *T.harzianum*. Después de 5 días de incubación el hongo esporuló y la aparición de un color verde significa una esporulación abundante y homogénea. Por conteo al microscópio, se anotó que la esporulación fué importante y el índice de esporulación alcanzó  $4.6 \times 10^9$  esporas por gramo de substrato peso seco. Después de 5 días de incubación se cambió el flujo, de aire húmedo por el aire seco obteniéndose un producto estabilizado para conservarlo por un largo plazo (2 meses) sin pérdida significativa de viabilidad. Esta misma técnica se aplicó con diferentes hongos filamentosos (*Penicillium*, *Aspergillus*) y con diferentes mezclas de substrato (bagazo de caña, pulpa de café, salvado de trigo) con resultados muy semejantes.

#### CONCLUSIONES:

Para los hongos filamentosos, las esporas son las formas de reproducción, de dispersión y de sobrevivencia sobre todo en condiciones de baja actividad de agua. Los hongos filamentosos pueden crecer sobre substratos sólidos y producir cantidades elevadas de esporas ( $10^9$  esporas por gramo de substrato seco). Aprovechando estas características de los hongos una técnica de producción y de secado de esporas en FMS se ha desarrollado para la producción de biopesticidas utilizando diferentes antagonistas. Varios microorganismos crecen y esporulan con altos rendimientos sobre un substrato sólido (bagazo de caña + cascara de remolacha) en condiciones de FMS. Para obtener una esporulación importante de un hongo antagonista, se debe optimizar tanto un medio nutritivo como un soporte sólido que permita tanto el crecimiento y la esporulación como el secado del producto final. Esta situación facilita grandemente la conservación, la viabilidad y el transporte de los biopesticidas. De tal manera que se puede centralizar la producción de biopesticidas en un lugar lejano de la aplicación de los mismos, mejorando notablemente el control de la calidad, y la competitividad del producto.

#### REFERENCIAS

- Bustillos A. 1999. El papel del control biológico en un programa de manejo integrado de la broca del café, *Hypothenemus hampei*, en Colombia. Proceedings of III SIBAC, Londrina 24-28 May 1999, Brazil
- De Araujo, A. A., Lepilleur, C., Delcourt, S., Colavitti, P. and Roussos S. 1997. Laboratory scale bioreactors for study fungal physiology and metabolism in solid state fermentation system. In Roussos, S., Lonsane, B.K., Raimbault, M. and Viniegraz-Gonzalez, G. (Eds.), *Advances in solid state fermentation*, Kluwer Acad. Publ., Dordrecht, p.93-111.
- Dufour B., Barrera J.F., Decazy B. 1999. La Broca de los frutos del cafeto: La lucha biológica como solución. In Bertrand B & Rapidel B. (Eds) *Desafíos de la caficultura en Centroamérica*. IICA.PROMECAFE: CIRAD: IRD: CCCR.FRANCIA, San José, Costa Rica ch.9: 293-325
- Duponnois R., Mateille T., Sene V./, Sawadogo A., Fargette M. 1996. Effect of different West African species and strains of *Arthrobotrys* nematophagus fungi on meloidogyne species. *Entomophaga* 41: 475-483.
- Feng M.G., Poprawski T.J., Khachatourians G.G. 1994. Production, formulation and application of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* for insect control: current status. *Biocontrol Science and Technology* 4: 3-34.
- Hokkanen H.M.T., Lynch J.M. 1995. *Biological control: Benefits and Risks*. Plant and Microbial Biotechnology Research Series 4, University Press, Cambridge, 304 p.
- Jenkins N.E., Goettel M.S. 1997. Methods for mass-production of microbial control agents of grasshoppers and locusts. *Memoirs of the Entomological Society of Canada* 171: 37-48.
- Jensen D.F., Wolfhechel H. 1995. The use of fungi, particularly *Trichoderma* spp. and *Gliocladium* spp., to control root rot and damping-off diseases. In Hokkanen H.M.T., Lynch J.M. (Eds), *Biological control: Benefits and Risks*. Plant and Microbial Biotechnology Research Series 4, University Press, Cambridge, p.177-189.
- Larsen, M. 1999. Biological control of helminths. *Int. J. Parasitol.* 29(1): 139-146.
- Leij F.D. 1992. The significance of ecology in the development of *Verticillium chlamydosporium* as a biological control agent against root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) PhD Thesis, Univ.Wageningen, 140 p.

- Lonsane, B.K., Saucedo-Castañeda, G., Raimbault, M., Roussos, S., Viniegra-Gonzalez, G., Gildyal, N.P., Ramakrishna, M. and Krishnaiah, M.M. 1992. Scale-up strategies for solid state fermentation systems. *Process Biochem.* 27: 259-273.
- Lopez-Llorca L.V. 1992. Los hongos parásitos de invertebrados y su potencial como agentes de control biológico. *Revista Iberoamericana de Micología* 9: 17-22.
- Montero, F.A., Roussos S., Olmos A. 1989. Producción de biopesticidas a nivel planta piloto para el uso en cultivo de café. In Roussos, S., Licona, F.R. and Gutierrez, R.M. (Eds.), *I Seminario Internacional de Biotecnología en la Industria Cafetalera.*, Memorias I SIBAC, Xalapa, Veracruz, p. 199-202.
- Müller R., Berry D., Bieysse D. 1999. La anthracnosis de los frutos : un grave peligro para la caficultura Centroamericana. In Bertrand B & Rapidel B. (Eds) *Desafios de la caficultura en Centroamérica.* IICA.PROMECAFE: CIRAD: IRD: CCCR.FRANCIA, San José, Costa Rica ch.8: 261-291.
- Raimbault, M. and Alazard, D. 1980. Culture method to study fungal growth in solid fermentation. *Eur. J. Appl. Microbiol. Biotechnol.* 9: 199-209.
- Raimbault, M. and Roussos, S. 1985. Procédé de production de spores de champignons filamenteux. *Brevet Français* N° 85.08555.
- Raimbault, M., Roussos, S., Oriol, E., Viniegra, G., Gutierrez, M., Barrios-Gonzalez, J. 1989. Procédé de culture de microorganismes sur milieu solide constitué d'un support solide, absorbant, compressible et non fermentable. *Brevet Français* N° 89. 06558.
- Rivillas Osorio C.A., Leguizamon Caycedo J.E., Gil Vallejo L.F. 1999. Recomendaciones para el manejo de la roya del cafeto en Colombia. *Cenicafé Boletín Técnico* 19: 7-36.
- Rombach M.C., Aguda R.M., Roberts D.W. 1988. Production of *Beauveria bassiana* in different liquid media and subsequent conidiation of dry mycelium. *Entomophaga* 33: 315-324.
- Roussos, S. 1985. Croissance de *Trichoderma harzianum* par fermentation en milieu solide: Physiologie, sporulation et production de cellulases. *Thèse d'Etat*, Université de Provence, Marseille, 193 p.
- Roussos, S., Aquiahuatl, M.A., Brizuela, M.A., Olmos, A., Rodriguez, W. and Viniegra, G. 1989. Production, conservation and viability of filamentous fungi inoculum for solid substrate fermentation. *Micol. Neotrop. Apl.* 2: 3-17.
- Roussos, S., Olmos, A., Raimbault, M., Saucedo-Castañeda, G. and Lonsane, B.K. 1991. Strategies for large scale inoculum development for solid state fermentation system : Conidiospores of *Trichoderma harzianum*. *Biotechnol. Tech.* 5: 415-420
- Roussos, S., Raimbault, M., Prebois, J-P. and Lonsane, B.K. 1993. Zymotis, A large scale solid state fermenter : Design and evaluation. *Applied Biochem. Biotechnol.* 42: 37-52.
- Roussos, S., Lonsane, B.K., Raimbault, M. and Viniegra-Gonzalez, G. (Eds.). *Advances in solid state fermentation*, Kluwer Acad. Publ., Dordrecht, 631 p.
- Schoeller, M., Rubner, A. 1994. Predacious activity of the nematode-destroying fungus *Arthrobotrys oligospora* in dependence of the medium composition. *Microbiol. Res.* 149: 145-149
- Vezina, C. and K. Sing, 1975. Transformation of organic compounds by fungi spores. In: Smith, J.E. and D.R. Berry (Eds.). *The filamentous fungi*, I. Industrial Mycology. Edward Arnold, Londres.
- Viniegra-Gonzalez G. 1997. Solid state fermentation: Definition, characteristics, limitations and monitoring. In Roussos, S., Lonsane, B.K., Raimbault, M. and Viniegra-Gonzalez, G. (Eds.), *Advances in solid state fermentation*, Kluwer Acad. Publ., Dordrecht, Ch.2: 5-22.

Roussos Sevastianos, Bagnis C., Rodriguez W.,  
Aquihuatl M.A., Besnard O., Duponnois Robin. (2000).

Control biologico de plagas del cafeto : produccion y  
secado de biopesticidas en fermentacion en medio  
solido.

In : Riede C.R. (ed.), Sera T. (ed.), Soccol C.R. (ed.).  
Anais do 3 Seminario internacional sobre biotecnologia  
na agroindustria cafeeira = Proceedings of the 3rd  
international seminar on biotechnology in the coffee  
agroindustry.

Londrina, PR (BRA) ; Paris : IAPAR ; IRD, p. 269-274.

SIBAC : International Seminar, 3., Londrina, PR (BRA),  
1999/05/24-28.