

Evaluación de medios de cultivo y sustratos para la producción de inóculo de hongos comestibles

¹ Fátima Rojas; ² Mayra Claros; ¹ Noel Ortuño

¹ Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias - Universidad Mayor de San Simón
² Consultora independiente

E mail: fatima_rojas@hotmail.com

Resumen. La importancia económica de los hongos comestibles y las nuevas demandas culinarias en la sociedad, exigen desarrollar y establecer procesos de producción adaptados a nuestro medio. En esta línea, se evaluaron medios de cultivo y sustratos para la producción de inóculo. En una primera fase, se estudiaron diferentes medios de cultivo sólido *in vitro*, para el crecimiento micelial, donde se determinó que el mejor medio para el hongo *Agaricus blazei* es MSA; para *Grifola frondosa* y *Lentinula edodes* son MSA, T y A; por último, para *Pleurotus ostreatus* los mejores medios son MSA, T, P y A. En una segunda fase se usaron diferentes semillas de cereal, como sustrato, contenidos en dos diferentes envases: bolsa plástica y frasco de vidrio, encontrándose respuestas diferentes al sustrato utilizado. En ambas fases se observaron cambios de coloración durante la maduración del micelio en cada una de las especies, aspecto característico de las especies de hongos comestibles.

Palabras clave: Alimentos alternativos; Crecimiento micelial; Procesos productivos.

Summary: Evaluation of culture media and substrates for the inoculum production of edible fungi. The economic importance of edible mushrooms and the new culinary demands in the society, demand the development and establishment of production processes adapted to our environment. In this line, culture media and substrates for the production of inoculum were evaluated. In a first phase, different solid culture media were studied *in vitro*, for mycelial growth, determining that the best culture medium for the fungus *Agaricus blazei* is MSA; for *Grifola frondosa* and *Lentinula edodes* are MSA, T and A; finally, for *Pleurotus ostreatus* the best culture media are MSA, T, P and A. In a second phase, different cereal seeds were used as a substrate, in two different containers: plastic bag and glass jar, finding different responses to the substrate used. In both phases, coloration changes were observed during the maturation of the mycelium in each of the species, a characteristic feature of the edible mushroom species.

Keywords: Alternative foods; Mycelial growth; Productive processes.

Introducción

Entre la variedad de hongos que existe en la naturaleza, la mayoría tienen aplicaciones en la agroindustria, la medicina y poseen propiedades alimentarias, alucinógenas, toxicológicas, entre otras (Mizuno 1995, Mamede 2001 y OEI 2003).

Estos incluyen especies venenosas y especies fitoparásitas, que causan pérdidas económicas en los cultivos agrícolas (Martínez - Carrera 1998 y Stamets, 2005).

También incluyen especies importantes por su comestibilidad y relación simbiótica con las plantas; otros por su valor

nutritivo y características organolépticas (Eaton y Salmón 2000, Ardón 2007, López 2007).

El cultivo de hongos comestibles es considerado de interés a nivel mundial, tanto por las características mencionadas, como por ser una alternativa de aprovechamiento de residuos agroindustriales (Ferreira 1997 y Ardón 2007), es por ello que su producción y estudio se ampliaron en los últimos años, enfocándose principalmente en las especies de mayor demanda mundial como *Agaricus bisporus* cultivado ampliamente por sus características organolépticas, *Lentinula edodes*, *Pleurotus* sp. de amplio consumo por sus características medicinales como también organolépticas, incluyendo en los últimos años a las especies *Agaricus blazei* y *Grifola frondosa*, por sus características medicinales (Tormo 1996, Trabanino 2004, France y Cortez 2005, Suarez 2010).

Esta alternativa de producción ha sido explotada con éxito desde hace mucho tiempo en otros países, principalmente de Asia, donde se ha desarrollado tecnología para la producción y conservación de los hongos comestibles como champiñón, hongo ostra y shiitake (Stamets 2005, Suarez 2010).

En Bolivia existe muy poco conocimiento de las especies de hongos comestibles, su cultivo y el potencial que representan, por ello y por los bajos niveles de producción existentes, se hace necesaria la implementación de técnicas y tecnología adecuada a nuestro medio.

Según Quimio (2002), Stamets (2005) y Suarez (2010), el cultivo de hongos comprende dos etapas, una primera que tiene la finalidad de obtener semilla, término con el cual es conocido el material de

multiplicación o inóculo obtenido del micelio del hongo, la segunda etapa es ya propiamente de producción, destinada a la obtención de carpóforos o frutos, cultivados en troncos de árboles, paja de cereales, compost y residuos industriales.

En el presente trabajo, se estudió el crecimiento y maduración del micelio, en respuesta a diferentes medios de cultivo *in vitro*, diferentes sustratos y envases, para la obtención de inóculo de cuatro especies de hongos comestibles.

Materiales y métodos

Se utilizó micelio de *Agaricus blazei*, *Lentinula edodes*, *Grifola frondosa* y *Pleurotus ostreatus*, estas especies se eligieron en función a su importancia comercial a nivel mundial.

Los medios de cultivo *in vitro*, empleados para este trabajo, se seleccionaron en función a los elementos nutritivos que proporcionan un medio adecuado para el crecimiento micelial de los hongos.

Como sustrato se evaluó granos de avena, cebada, maíz, sorgo y trigo, estos cereales fueron seleccionados por la disponibilidad en el mercado y por su costo.

Para el proceso *in vitro*, se preparó medio de cultivo sólido comercial PDA (papa dextrosa agar), este se esterilizó a una temperatura de 121°C con 15 libras/pulg² de presión, durante 20 minutos. El mismo se dispensó en placas Petri dentro de una cámara de flujo laminar.

En condiciones de asepsia se sembró cada especie debidamente codificada. Posteriormente fueron llevadas a incubadora a 25°C, hasta que el micelio completó su crecimiento en toda la placa.

Fase I: Selección de medios de cultivo

La preparación de los medios de cultivo, se realizó mediante las instrucciones del fabricante, ajustando el pH de cada medio a 6.0, para luego esterilizarlos en autoclave, durante 20 minutos, a una temperatura de 121°C con 15 libras/pulg² de presión. En condiciones de asepsia, se dispensó en placas Petri dejando reposar por 24 horas.

Dentro de la cámara de flujo laminar, se transfirió el micelio activo de cada especie en estudio, a un círculo de 5 mm de diámetro, en la parte central de cada placa Petri, la cual provenía de otra placa previamente activada. Posteriormente se llevaron las placas Petri inoculadas a una incubadora a 25°C.

Los tratamientos estuvieron constituidos a partir de los siguientes factores:

Factor 1: Especie de hongo:

ABM: *Agaricus blazei*
 GF: *Grifola frondosa*
 LE: *Lentinula edodes*
 PO: *Pleurotus ostreatus*

Factor 2: Medio de cultivo:

PDA = papa, dextrosa, agar
 P = papa, dextrosa, levadura, agar
 A = avena, levadura, malta, agar
 T = trigo, dextrosa, malta, agar
 MSA = malta, sorgo, levadura y agar

En base a los dos factores, se formaron 20 tratamientos, distribuidos en un diseño completamente aleatorio, cada uno con cuatro repeticiones. Cada unidad experimental estuvo constituida por una placa Petri. Las variables que se consideraron durante esta fase fueron: crecimiento micelial y maduración del micelio.

Los datos fueron analizados estadísticamente y las medias se compararon con la prueba de Rango Múltiple de Tukey ($p = 0.05$).

El crecimiento micelial, se evaluó cada 48 horas después de la siembra en placa, midiendo en forma radial con la ayuda de una regla graduada, hasta que el micelio cubrió por completo la placa Petri.

Fase II: Selección de sustratos:

Inicialmente se realizó la limpieza de los cereales, eliminando impurezas (piedras, paja, otras semillas). La preparación del sustrato se realizó siguiendo la metodología propuesta por Ferreira (1997).

Los tratamientos estuvieron constituidos por la combinación de los siguientes factores:

Factor 1. Especie de hongo:

ABM = *Agaricus blazei*
 GL = *Grifola frondosa*
 LE = *Lentinula edodes*
 PO = *Pleurotus ostreatus*

Factor 2. Sustrato:

A = Avena
 C = Cebada
 M = Maíz
 S = Sorgo
 T = Trigo

Factor 3: Envase:

F = Frasco
 B = Bolsa

Como variable de respuesta se consideró al crecimiento micelial, el que fue evaluado mediante mediciones en porcentaje de la distancia recorrida por el micelio, sobre el sustrato en cada unidad experimental. Las mediciones se realizaron

cada 48 horas, hasta que el micelio cubrió por completo el sustrato.

Los tratamientos fueron evaluados en un diseño completamente aleatorio con 40 tratamientos, cada uno con cuatro repeticiones. Cada unidad experimental estuvo constituida por un frasco de vidrio y una bolsa (paralelamente).

Los datos fueron analizados con estadística inferencial y las medias se compararon con la prueba de Rango Múltiple de Tukey ($p = 0.05$).

Resultados y discusión

Fase I: Selección de medios de cultivo

Crecimiento micelial en medios de cultivo *in vitro*. El crecimiento micelial de cada especie, mostró diferente comportamiento en cada uno de los medios de cultivo. De acuerdo al ANVA se encontró diferencias significativas ($p < 0.001$), para la interacción entre hongo, medio y día, por lo que cada hongo tuvo un desarrollo diferenciado en cada medio de cultivo en relación al tiempo.

Crecimiento micelial de *Agaricus blazei* en los medios de cultivo *in vitro*. En base a la comparación de medias, el crecimiento micelial de *A. blazei* en los diferentes medios de cultivo *in vitro* (A, MSA, P, PDA y T) a través del tiempo, presentó diferentes comportamientos; como se muestra en la Figura 1.

El crecimiento micelial de *A. blazei*, duró 30 días, siendo superior estadísticamente ($p = 0.001$) en el medio de cultivo MSA respecto a los medios de cultivo A, T, P y PDA, que duraron 46 días, bajo las mismas condiciones ambientales (Figura 1).

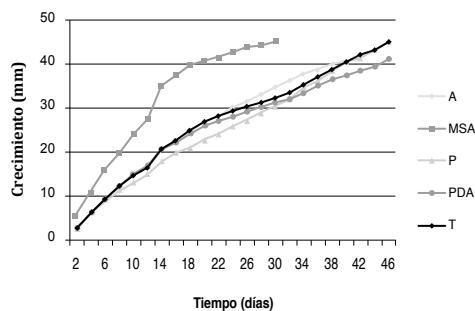


Figura 1. Crecimiento micelial de *Agaricus blazei* en los diferentes medios de cultivo *in vitro* a través del tiempo

Se observó que en el medio de cultivo MSA, el crecimiento micelial de *Agaricus blazei* fue superior, en comparación con los medios de cultivo PDA, T, A y P.

Crecimiento micelial de *Grifola frondosa* en los medios de cultivo *in vitro*. La Figura 2 muestra el crecimiento micelial de *G. frondosa* en los diferentes medios de cultivo *in vitro*, presentando diferente comportamiento a través del tiempo.

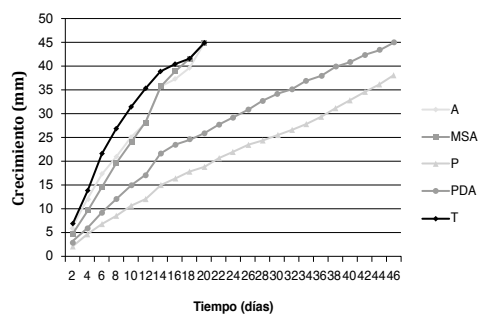


Figura 2. Crecimiento micelial de *Grifola frondosa* en los diferentes medios de cultivo *in vitro* a través del tiempo

En el crecimiento micelial del hongo *G. frondosa*, se observa que en los medios de cultivo A, MSA y T completaron el crecimiento en placa en 20 días y superiores estadísticamente ($p = 0.001$) a los medios PDA y P; en cambio, el crecimiento micelial en los medios de cultivo

P y PDA, mostró un ritmo lento, completando la placa Petri a los 46 días (Figura 2). También se observó que en los medios de cultivo T, A y MSA, el crecimiento micelial de *G. frondosa* completó la placa Petri, antes que en el caso de los medios de cultivo PDA y P.

Crecimiento micelial de *Lentinula edodes* en los medios de cultivo *in vitro*. En base a la comparación de medias, el crecimiento micelial de *L. edodes* en los diferentes medios de cultivo, presentó diferentes comportamientos a través del tiempo, como se muestra en la Figura 3.

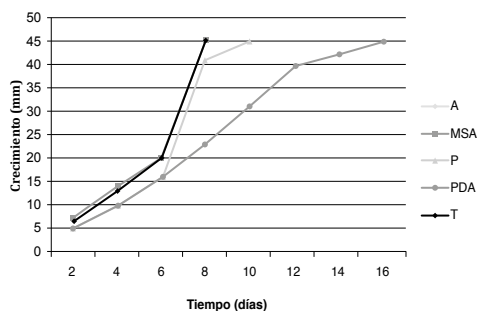


Figura 3. Crecimiento micelial de *Lentinula edodes* en diferentes medios de cultivo *in vitro* a través del tiempo

Se observó que el micelio del hongo *L. edodes*, en los medios de cultivo A, MSA y T, presentó un crecimiento similar y superior estadísticamente ($p = 0.001$), comparando con los medios PDA y P, llegando a completar la placa Petri en 8 días. En cambio, en el medio de cultivo P, completó su crecimiento a los 10 días. Por otro lado en el medio PDA completó la placa Petri en 16 días, siendo este el medio de cultivo que presenta un período de crecimiento más largo en relación a los otros. El crecimiento del micelio de *L. edodes* es similar en los medios de cultivo MSA, A, T y P, en cambio en el medio de cultivo PDA, presentó un crecimiento más lento.

Crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* en los medios de cultivo *in vitro*.

El crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* en los diferentes medios de cultivo, presentó diferentes comportamientos a través del tiempo.

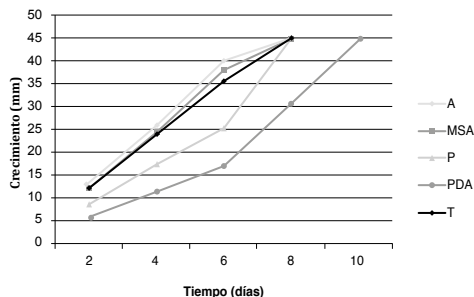


Figura 4. Crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* en diferentes medios de cultivo *in vitro* a través del tiempo

La Figura 4 muestra que los medios de cultivo A, MSA, P y T, para el crecimiento del micelio del hongo *P. ostreatus*, fueron superiores estadísticamente ($p = 0.001$), al medio PDA, ya que completaron la placa Petri en 8 días. El crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* en el medio de cultivo PDA, completó su ciclo en la placa en 10 días, siendo este el crecimiento más lento. El crecimiento del micelio de *P. ostreatus* completó la placa Petri en menor tiempo en los medios de cultivo MSA, T, P y A. También se debe mencionar que el micelio de cada especie tiene un comportamiento diferente en cada medio de cultivo y depende del tipo de medio de cultivo utilizado y del pH.

Estas especies pudieron completar su ciclo *in vitro* a los 30 días, lo cual está cercano a lo reportado por Suárez (2010), que indica que el micelio de los hongos comestibles, coloniza el medio de cultivo a los 21 o 28 días después de la inoculación, en medio de cultivo PDA.

Ardón (2007), menciona que los medios de cultivo que contienen extracto de levadura y extracto de malta, son utilizados frecuentemente para el crecimiento micelial y propagación de hongos comestibles. Suárez (2010), menciona que el crecimiento del micelio del hongo *L. edodes*, es mejor en el medio PDA.

Suárez (2010), menciona que los medios de cultivo en el que el micelio de *Pleurotus ostreatus* crece con mayor velocidad, son PDA y P, completando la placa Petri hasta los 10 días.

Mediante el presente trabajo se proporcionan otros medios de cultivo alternativos para el crecimiento micelial de este hongo.

Fase II: Selección de sustratos

Para este análisis se utilizó el micelio que se identificó en la etapa 1 de la primera fase del estudio, evaluándose el crecimiento micelial en diferentes sustratos y envases, donde se encontró que la interacción entre hongo, envase, sustrato y día, presentó diferencias significativas ($P < 0.0001$).

Crecimiento micelial de *Agaricus blazei* en los diferentes sustratos en bolsa. El crecimiento micelial de *A. blazei* presenta diferentes comportamientos en cada uno de los sustratos utilizados en este estudio, como se muestra en la Figura 5.

El crecimiento micelial en bolsa de *A. blazei* (Figura 5), mostró que los sustratos T y S fueron estadísticamente superiores ($P = 0.001$) respecto a los sustratos A, C y M, hasta el día 30, en cambio los sustratos C y M completaron el crecimiento a los 32 días, y en A completó a los 34 días, siendo este el crecimiento más lento.

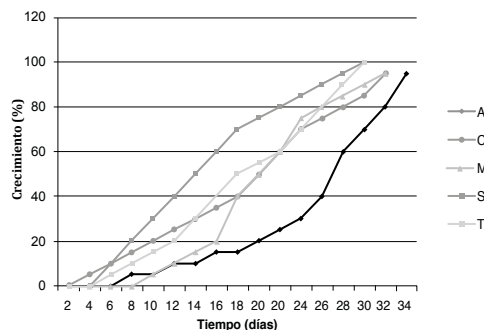


Figura 5. Efecto de los sustratos en bolsa sobre el crecimiento de *Agaricus blazei* hasta los 34 días después de la inoculación

A más del tiempo, se observó que el micelio de este hongo creció más compacto y vigoroso en los sustratos T y S, en comparación con los sustratos A, C y M.

Crecimiento micelial de *Agaricus blazei* en los diferentes sustratos en frasco. El crecimiento del micelio de *Agaricus blazei* en frasco (Figura 6), fue superior estadísticamente ($P = 0.001$) en los sustratos S y M con relación a los otros, teniendo en cuenta que en todos los sustratos, la colonización del micelio se completó en 34 días. También se observó que en los sustratos S y M el micelio fue vigoroso y compacto, lo cual permitirá un mejor desarrollo del inóculo.

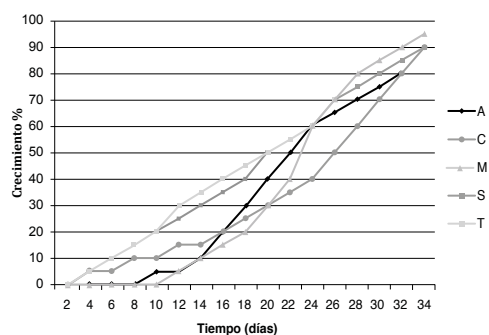


Figura 6. Efecto de los sustratos en frascos sobre el crecimiento micelial de *Agaricus blazei* hasta los 34 días después de la inoculación

Crecimiento micelial de *Grifola frondosa* en los diferentes sustratos en bolsa.

El crecimiento micelial de *G. frondosa* presenta diferentes comportamientos en cada uno de los sustratos utilizados en este estudio (Figura 7).

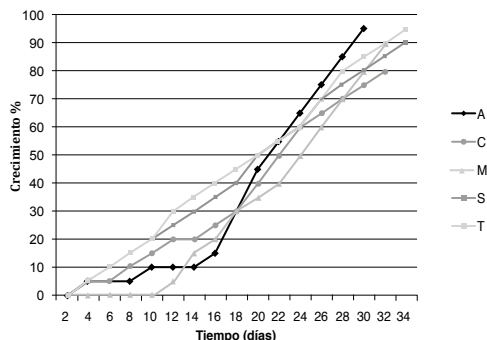


Figura 7. Efecto de los sustratos en bolsa sobre el crecimiento micelial de *Grifola frondosa* hasta los 34 días después de la inoculación

El crecimiento del micelio, en bolsa de *G. frondosa* en el sustrato A, fue superior ($P = 0.001$) estadísticamente hasta el día 30, respecto a los otros sustratos.

Los sustratos M y C, completaron el crecimiento micelial hasta el día 32, en cambio los sustratos S y T, recién al día 34, tal como se muestra en la Figura 7, presentando un crecimiento más lento que en el sustrato A.

También se observó que el micelio más compacto y vigoroso, se presentó en los sustratos S y A, señal que muestra que es posible obtener un inóculo de mayor calidad, siendo el mejor sustrato para el crecimiento micelial del hongo, el sustrato A, por el tiempo de crecimiento y la vigorosidad del inóculo (Figura 7).

Crecimiento micelial de *Grifola frondosa* en los diferentes sustratos en frasco.

El crecimiento de micelio de *G. frondosa* en frasco, fue superior en el sustrato T (Figura 8), pero similar con todos los demás sustratos.

El micelio del hongo completó su crecimiento hasta el día 32, en todos los sustratos estudiados. Se observó que en los sustratos S y T, el micelio creció vigoroso y compacto, lo cual otorga buenas características para obtener un inóculo de mayor calidad.

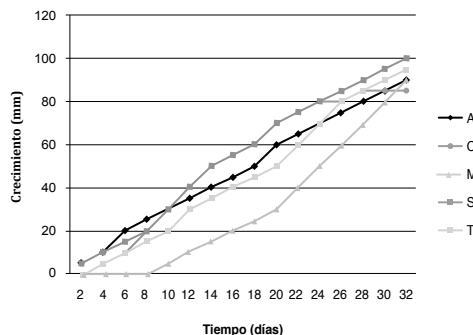


Figura 8. Efecto de los sustratos en frasco sobre el crecimiento micelial de *Grifola frondosa* hasta los 32 días después de la inoculación

Crecimiento micelial de *Lentinula edodes* en los diferentes sustratos en bolsa.

El crecimiento micelial de *L. edodes* presenta diferente comportamiento en cada uno de los sustratos utilizados (Figura 9).

El crecimiento de micelio de *L. edodes* en bolsa, mostró que los sustratos S y T fueron superiores estadísticamente ($P = 0.001$), completando su crecimiento el día 28; los sustratos A y M completaron el crecimiento micelial a 32 días pos inoculación.

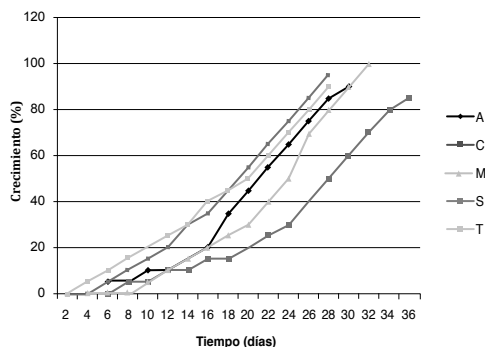


Figura 9. Efecto de los sustratos en bolsa sobre el crecimiento micelial de *Lentinula edodes* hasta los 36 días después de la inoculación

En el sustrato C se completó a los 36 días, siendo el crecimiento más lento en relación a los sustratos S, T, A y M. Además, el micelio en los sustratos S y T, fue más compacto y vigoroso respecto a los otros sustratos, generando a futuro un inóculo de mejor calidad (Figura 9).

Crecimiento micelial de *Lentinula edodes* en diferentes sustratos en frasco. El crecimiento de micelio de *L. edodes* en frasco, fue similar en los sustratos A, S, y T y superior ($P = 0.001$) estadísticamente a los otros sustratos, completando su crecimiento hasta el día 20.

Se observó que en los sustratos C y M, el micelio detuvo su crecimiento a los 24 días.

En los sustratos S y T el micelio de *L. edodes* fue más compacto y vigoroso, lo que permitió obtener inóculo de mejores condiciones para la producción masiva (Figura 10).

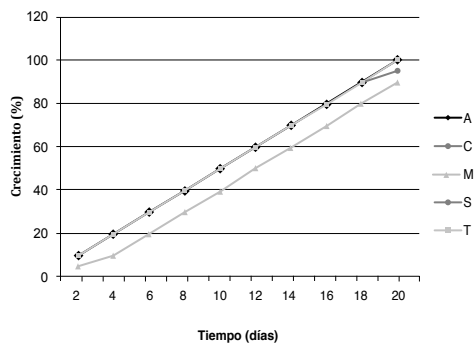


Figura 10. Efecto de los sustratos en frasco sobre el crecimiento micelial de *Lentinula edodes* hasta los 20 días después de la inoculación

Crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* en diferentes sustratos en bolsa y frasco. Se observó que *P. ostreatus*, tanto en bolsa como en frasco, tuvo comportamiento similar en los sustratos S, T, M y C, completando el crecimiento micelial el día 8, en cambio en el sustrato A completó a los 10 días. En los sustratos S y T el micelio fue más vigoroso y compacto en comparación con los sustratos A, M y C, tanto en bolsas como en frascos (Figura 11). El micelio de cada una de estas cuatro especies producido *in vitro*, en general creció mejor en sustrato de S y T, pero en algunas especies además en A, C y M, lo cual coincide con OEI (2003), quién indica que el micelio de los hongos comestibles requiere de un gran contenido de lignina (como es el caso del sorgo) para un buen crecimiento.

Alave (2008), menciona que el micelio de *Agaricus blazei* presenta una mayor velocidad de crecimiento en sustrato C que en los sustratos S, T y M, llegando a completar su crecimiento en 15 días y no así como se observa en este estudio, donde los sustratos con mayor velocidad de crecimiento colonizaron el sustrato hasta los 30 días.

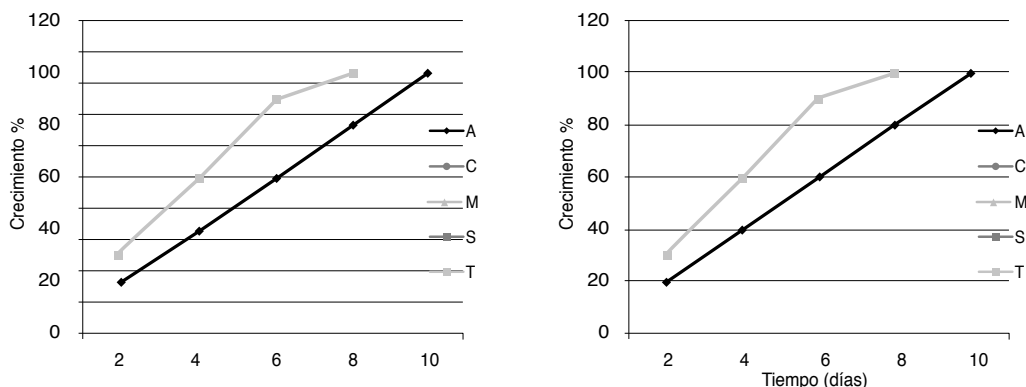


Figura 11. Efecto de los sustratos en bolsa (izq.) y frasco (der.) sobre el crecimiento micelial de *Pleurotus ostreatus* hasta los 10 días después de la inoculación

López (2007), indica que comúnmente se utilizan los granos de cereales de trigo, sorgo y maíz para la producción de inóculo de *Grifola frondosa*.

Alave (2008), menciona que el micelio de *Lentinula edodes* avanza con mayor velocidad en sustrato S, completando su crecimiento en ocho días, por lo que es conveniente el empleo de este sustrato para este hongo. También OEI (2003), indica que el micelio de *L. edodes* requiere un gran contenido de lignina (como es el caso del sorgo S) para un crecimiento vigoroso.

Suárez (2010), indica que el mejor sustrato para el crecimiento del micelio de *Pleurotus ostreatus* es T. Por su parte, Alave (2008), menciona que el mejor sustrato para el crecimiento micelial de *P. ostreatus* es S y llega a completar su crecimiento en 10 días.

Conclusiones

- En general, el medio de cultivo para el crecimiento micelial de *Agaricus blazei* fue MSA, para *Grifola frondosa* y *Lentinula edodes* fueron MSA, A y T,

en cambio para *Pleurotus ostreatus* fueron MSA, A, T y P.

- A. blazei* presentó un crecimiento micelial superior en bolsa, con sustratos de trigo y sorgo; en frasco tuvo mejor crecimiento con sustrato de maíz y cebada. Para *G. frondosa*, el mejor sustrato en bolsa, fue avena y en frasco trigo.
- Los mejores sustratos para *Lentinula edodes* en bolsa, fueron trigo y sorgo, y en frasco fueron avena, sorgo y trigo. Para *P. ostreatus* los mejores sustratos fueron avena, sorgo, cebada y trigo, tanto en bolsa como en frasco.

Referencias citadas

- Alave P. 2008. Evaluación del crecimiento micelial de hongos comestibles en tres cereales como sustrato.
- Ardón C. 2007. La producción de los hongos comestibles. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Humanidades, Departamento de Postgrado.

- Eaton G., Salmón P. 2000. Hongos venenosos del estado de Baja California, del orden Agaricales. Universidad Autónoma de Baja California. México. *En línea*. Disponible en: <http://alpha.rec.uabc.mx/matdidac/micologa/hongostoxicos/hongotox.htm>. Consultado el 20 de julio de 2016.
- Ferreira J. 1997. Manual teórico práctico del cultivo de hongos comestibles. UNESP. Sao Paulo. 125 p.
- France A., Cortez A. 2005. El hongo Shiitake. Revista Tattersall, edición 171. Santiago de Chile. 5 p. *En línea*. Disponible en: <http://www.tattersall.cl/revista/REV171.htm>. Consultado el 20 de julio de 2016.
- López R. 2007. Cómo elaborar micelio activado para cultivo doméstico y semi industrial de hongos comestibles. Instituto de Genética Forestal Universidad Veracruzana.
- Mamede R. 2001. Efecto de linajes y sustratos en el crecimiento micelial y productividad en el cultivo del hongo shiitake (*Lentinula edodes*) BERK PLEGER. Facultad de Ciencias Agronómicas UNESP. Botucatu - SP. Brasil. 73 p.
- Martinez-Carrera. 1998. La producción de *Pleurotus* en México. *In*: Memorias del Primer Simposio de Hongos Comestibles. Pachuca, HGO. SEP. INIFAP-JAEH. pp. 33-38.
- Mizuno T. 1995 Kawariharatake, *Agaricus blazei* murill: medicinal and dietary effects. Food reviews international.
- OEI. 2003. Mushroom cultivation: technique, species and opportunities for commercial application in developing countries. Third Edition. TOOL Publication. Amsterdam, The Netherlands.
- Quimio T. 2002. La biología y el cultivo de *Pleurotus* spp. Preparación de la semilla. Sánchez J. (comp.) Colegio de la Frontera del Sur (ECOSUR). Limusa. Chiapas, México DF. pp. 125-137.
- Stamets P. 2005. Mycelium running. How mushrooms can help save the world.
- Suárez C. 2010. Obtención *in vitro* de hongos comestibles, Shiitake (*Lentinula edodes*) y Orellanas (*Pleurotus ostreatus* y *Pleurotus pulmonaris*), a partir de aislamiento de cuerpos fructíferos.
- Tormo R. 1996. Los hongos: generalidades. Lecciones hipertextuales de botánica. España. *En línea*. Disponible en: <http://www.unex.es/polen/LHB/hongos/hongos0.htm> Consultado 15 de agosto de 2016.
- Trabanino F. 2004. Sociedad Micológica de Madrid. Conferencia sobre *Pleurotus eryngii*. Madrid, España. *En línea*. Disponible en: www.socmicolmadrid.org Consultado en mayo de 2017

Trabajo recibido el 25 de julio de 2017 - Trabajo aceptado el 8 de septiembre de 2017