



Vitae

ISSN: 0121-4004

vitae@udea.edu.co

Universidad de Antioquia

Colombia

JIMÉNEZ T., Gloria A.; PENNINCX, Michel J.
NUEVO PROCESO DE BIODEGRADACIÓN DE COLORANTES, UTILIZANDO HONGOS DE LA
PODREDUMBRE BLANCA DE LA MADERA

Vitae, vol. 10, núm. 2, 2003, pp. 52-59

Universidad de Antioquia
Medellín, Colombia

Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=169817981006>

- ▶ Cómo citar el artículo
- ▶ Número completo
- ▶ Más información del artículo
- ▶ Página de la revista en redalyc.org

redalyc.org

Sistema de Información Científica

Red de Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal
Proyecto académico sin fines de lucro, desarrollado bajo la iniciativa de acceso abierto

NUEVO PROCESO DE BIODEGRADACIÓN DE COLORANTES, UTILIZANDO HONGOS DE LA PODREDUMBRE BLANCA DE LA MADERA

NEW TECHNOLOGY TO DYES BIODEGRADATION BY
WHITE ROT FUNGI STRAINS

Gloria A. JIMÉNEZ T.^{1*} y Michel J. PENNINCX¹

RESUMEN

Los colorantes sintéticos son extensamente utilizados en la elaboración de productos farmacéuticos, cosméticos, alimentos, y en muchos otros sectores manufactureros. Durante los procesos de producción y de coloración, de 10 a 15% de los colorantes utilizados, son vertidos en los afluentes como desechos contaminantes, los cuales tienen gran persistencia, son tóxicos y por tanto deben ser degradados o al menos totalmente neutralizados antes de ir al ambiente. Los hongos que causan podredumbre blanca de la madera han demostrado su capacidad para degradar colorantes. En éste trabajo se estudian 57 cepas de hongos de la colección que existe en la Universidad Católica de Lovaina y el Instituto de Higiene de Varsovia (Polonia) -mediante el ensayo de decoloración en microplacas-. Se seleccionan 17 hongos que muestran decoloración o cambio de color de dos colorantes, uno azoico y otro antraquinónico. Con ellos se hacen estudios de las condiciones fisiológicas: fuentes de carbono y nitrógeno, temperatura, agitación, formas de crecimiento libre o inmovilizadas y condiciones que favorecen la expresión de las enzimas manganeso peroxidasa -MnP- y la lacasa, que han sido identificadas como responsables de la degradación de los colorantes. En este trabajo se presentan además los resultados de 5 cepas seleccionadas sobre aguas con residuos del colorante azul índigo, obteniéndose una disminución del color del 95.3% al quinto día, en todas las muestras evaluadas.

Palabras clave: *Hongos de la podredumbre blanca de la madera, degradación de colorantes, enzimas, lacasa, manganeso peroxidasa.*

ABSTRACT

Dyes are used extensively in the fabrication of pharmaceutical, food and cosmetics industries, among the others. During the production and coloration process, the dyes used are wasted in 10 to 15%. Dyes present in these effluents are persistent; many are toxic and therefore, must be fully degraded or at least neutralized before release in the environment. In this work we studied 57 fungus strains from the collection of Catholic Lovaine University and Varsovia Hygiene Institution (Polonia). Using microplacas assay decolourisation we have identified 17 strains that were evaluated performing physiological studies; source of carbon, nitrogen, temperature, agitation, growth free or immobilized, favorable for manganesoperoxidase and lacase enzymes expression, that had been identified responsible of dyes degradation. In this work we present the result of 5 selection strains on indigo dye water waste obtain 95.3% the decolourisation at 5 day in all samples evaluated. We conclude that higher rates of pollutants degradation can be achieved by carefully selecting various white rot fungi strains and culture conditions.

Keywords : *White rot fungi, dyes degradation, enzyme, laccase, manganese- peroxidase.*

1 Université Libre de Bruxelles, Laboratoire de Physiologie et Ecologie Microbienne, Bruxelles, Belgique.

* Autor a quien se debe dirigir la correspondencia: gjimenez@ulb.ac.be

INTRODUCCIÓN

Los colorantes sintéticos tienen vasta aplicación en muchos sectores industriales especialmente en las industrias farmacéutica, cosmética y de alimentos, así como en otros sectores manufactureros (textil, papel, cuero, plásticos, etc.). De un 10 a un 15% de los colorantes empleados en estos procesos, son desechados en los afluentes¹ causando graves problemas de contaminación ambiental ya que no se degradan bajo condiciones normales. Además:

- La contaminación por colorantes es muy visible, antiestética y molesta para la opinión pública. Contamina aguas abajo, quebradas y ríos.
- La contaminación por colorantes no se limita solamente al color. Esos colorantes son tóxicos para la flora y la fauna. Las empresas que producen colorantes generan también residuos de metales pesados (100 g de residuo por tonelada de colorante). También se debe considerar que los colorantes son sintetizados a partir de moléculas cancerígenas².

Los colorantes y pigmentos residuales de la fabricación de colorantes y de algunas industrias, son desechados al medio ambiente en forma dispersa o en disolución. Esos colorantes son solubles en agua y no son degradables por los métodos aerobios clásicos que se utilizan en las estaciones de tratamiento de aguas³. Numerosos procesos han sido empleados en las industrias para disminuir la carga colorante. Estos procesos son : adsorción con carbón activado, ultrafiltración, electrólisis, electrofloculación, ozonización, utilización del reactivo de Fenton, floculación con hierro-cal, precipitación con boro-hidruro de sodio⁴. Estos diferentes procesos requieren un aporte constante de reactivos químicos que si bien son poco costosos, representan volúmenes considerables. Tales técnicas tienen el problema que transfieren la contaminación del medio líquido al medio sólido con producción de lodos. Los desechos sólidos son considerados como peligrosos y no se pueden descartar en los vertederos ordinarios. Además, estas técnicas no destruyen completamente las moléculas, ni decoloran totalmente los afluentes. La ozonización es el proceso mejor adaptado a la degradación de colorantes, pero es un proceso muy costoso con relación a los otros procesos fisicoquímicos.

Las enzimas ligninolíticas producidas por los hongos de la podredumbre blanca de la madera tales como la lignina peroxidasa (LiP), la manganeso peroxidasa (MnP) y la lacasa, tienen una amplia especificidad y son capaces de catalizar la degradación de sustratos fenólicos y no fenólicos como los hidrocarburos aromáticos policíclicos^{5,6}; los compuestos aromáticos clorados⁷; los insecticidas clorados; productos nitrados; colorantes azoicos y antraquinónicos⁸ y las cloroligninas provenientes de la utilización del cloro para el blanqueado del papel^{9,10}.

Varias cepas de hongos han sido seleccionados por su capacidad de degradación de contaminantes¹¹ y han sido evaluadas para favorecer la degradación de muchos de los contaminantes citados^{12,13}. En este trabajo se estudiaron diferentes condiciones fisiológicas con el fin de determinar las formas de crecimiento que favorecen la degradación de los colorantes.

MATERIALES Y MÉTODOS

Organismos y condiciones de cultivo.

Las 57 cepas estudiadas provienen de la BCCM/ MUCL (Belgian Coordinated Collections of Microorganisms / Mycothèque de l'Université Catholique de Louvain y de la colección del Instituto de Higiene de Varsovia Polonia). Todos los hongos son replicados periódicamente en medio a base de extracto de malta (2%)

Ensayo de decoloración de colorantes en microplacas.

Los ensayos son realizados en microplacas "Cellstar" que contienen 24 pozos de 2 ml. La concentración del colorante usada para estos ensayos es de 0,175 mg/ml. Para evaluar el efecto de la agitación, se hacen ensayos con cultivos agitados, que se mantienen a 150 rpm y ensayos con cultivos no agitados. Los cultivos son colocados en una incubadora a 30° C. Despues de tres días se hacen las medidas de decoloración.

Medidas de crecimiento y de decoloración de diferentes cepas fúngicas en medio sólido.

El crecimiento se evalúa en presencia de diferentes colorantes a diferentes concentraciones. En

cada caso se evalúa el crecimiento radial y la decoloración o cambio de coloración presentada. Las experiencias se repitieron 3 veces. Los resultados promedio son representados y discutidos. La desviación estándar observada es inferior a 10%

Determinación de enzimas

La lignino peroxidasa (LiP) y la manganeso peroxidasa (MnP) se determinan utilizando como substrato el alcohol veratrílico y la vainillin acetona respectivamente¹⁴. La lacasa se mide por su reacción con el substrato 2,2'-Azino-Bis (3ethylbenzoThizoline)-6-Sulphonate (ABTS) después de la eliminación de H_2O_2 metabólico por la catalasa¹⁵.

Medidas de decoloración

Se utilizan diferentes medios de cultivo. Se emplea un medio completo para el crecimiento de hongos (extracto de malta), así como otros medios que favorecen la producción de las enzimas LiP¹⁶, MnP¹⁷ y lacasa¹⁸. Se realizan una serie de experiencias en medio sólido con la adición de agar (2% concentración final). Los cultivos en medio líquido se llevan a cabo en frascos cilindro-cónicos de 125 ml a 30°C y se agitan orbitalmente a 80 rpm y 150 rpm. Las diferentes cepas se adicionan en un precultivo. El colorante se agrega en una concentración de 0.35 mg/ml. La coloración a tiempo $t=0$ llamada también color inicial, se representa por la suma de absorbancias de 3 longitudes de onda: $A = A_{620} + A_{525} + A_{436}$ ¹⁹. Para evaluar el color final, se mide el color en el sobrenadante y el color de la biomasa, esta última extraída con metanol.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los primeros estudios se realizaron con colorantes puros procedentes de una fábrica de producción de colorantes. En este artículo reproducimos los resultados obtenidos sobre dos colorantes, uno azoico y otro antraquinónico. Hay microorganismos que producen exoenzimas capaces de degradar uno solo de esos colorantes; otros que son capaces de degradar dos y otros cuyas enzimas no actúan sobre ninguno de ellos. Nuestro objetivo con el presente estudio es seleccionar las cepas que degraden simultáneamente la mayoría de colorantes, dada la presencia de varios tipos en los afluentes industriales. Inicial-

mente se realizaron ensayos de decoloración rápida en placas¹¹, con un colorante sintético (poly R-478) para seleccionar de una colección de 57 cepas las que mostraban una reacción sobre el color: decoloración o cambio de color. De esta manera se seleccionaron 17 cepas y se pasó a estudios más detallados sobre el crecimiento, fuentes de carbono y nitrógeno, temperatura, agitación, formas de crecimiento libre o inmovilizadas y las condiciones fisiológicas que favorecen la degradación de color y la expresión de enzimas como la MnP y la lacasa que han sido identificadas como responsables de la degradación.

Los resultados muestran algunos de los estudios realizados

Ensayos en microplacas

Con este ensayo se evaluó el efecto de diferentes medios de cultivo sobre la capacidad de decoloración de las exoenzimas producidas por los hongos, con el fin de orientar la elección del medio de cultivo para estudios posteriores^{20,21}. Los resultados representados en la tabla 1 corresponden a la decoloración obtenida en presencia de un colorante azoico. Esta selección fue repetida con diferentes tipos de colorantes.

Como lo muestran los resultados de la tabla 1, el medio a base de extracto de malta, que es un medio tradicionalmente utilizado para el crecimiento de hongos, es el medio que se muestra, en las condiciones evaluadas, como el más favorable para la decoloración del colorante azoico estudiado tanto en cultivos agitados como inmóviles.

Con los otros medios de cultivo (específicos para cada enzima), la cepa *Gen 5*, en los cultivos agitados, muestran una decoloración más importante que los cultivos no agitados, contrario a lo observado con la cepa *Dae 0*, donde los resultados de decoloración muestran que son superiores en los cultivos no agitados, a excepción del medio extracto de malta que decolora el 78% y del medio MnP que decolora 64% en los cultivos agitados.

Crecimiento de diferentes cepas en medio sólido en presencia de un colorante antraquinónico.

En medio sólido a base de extracto de malta y en presencia del colorante, se midió el crecimiento y la decoloración de las diferentes cepas. Los resultados son mostrados en las figuras 1 y 2. En

la figura 1 se muestran los resultados sobre el crecimiento. Cada día se midió el crecimiento radial y la decoloración (figura 2). Estos resultados nos

permitieron hacer una preselección de cepas interesantes, que son capaces tanto de crecer en presencia del contaminante como de degradarlo.

Tabla 1: Porcentaje de decoloración de un colorante azoico en microplacas. Cultivos agitados y no agitados. Agitación 150 rpm. T= 30°C. El crecimiento radial y la decoloración son medidos en % del radio de la caja de petri después de 8 días. 100% corresponde a 2.7 cm de radio.

Agitados				No agitados				
Cepas	Medio Extracto de Malta	Medio para lacasa	Medio para LiP	Medio para MnP	Medio Extracto de Malta	Medio para lacasa	Medio para LiP	Medio para MnP
Gen 5	71	48	41	42	71	21	18	27
Per 3	54	29	39	44	62	55	35	32
Cor 3	49	42	20	31	61	32	20	30
Tra 1	68	70	41	46	54	31	50	53
Per 33	71	-	38	-	63	29	25	41
Dae 0	78	13	27	64	68	73	41	33
Pic 0	72	-	59	52	69	54	47	32

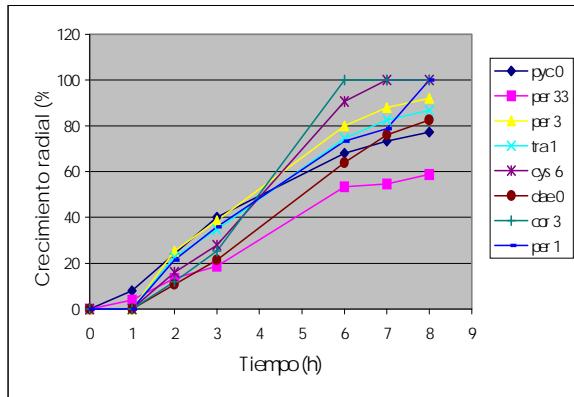


Figura 1.

Crecimiento radial (cm) en medio sólido con colorante antraquinónico

Las cepas *Cor 3* y *Cys 6* crecen el 100% en 7 días. En 8 días, la cepa *Per 1* llega también al 100%; en cambio las cepas *Pic 0*, *Per 3*, *Dae 0* y *Tra1*, no crecen sino el 80%. La degradación del color es del 100% con las cepas *Per 3*, *Cor 3* y *Per 1* en 7 días. Las cepas *Tra1* y *Per 33* degradan el 82% del color en el mismo período. *Cys 6* degradó el 62% y *Pic 0* alrededor del 30%. La cepa *Dae 0* no ha atacado el colorante en ese medio.

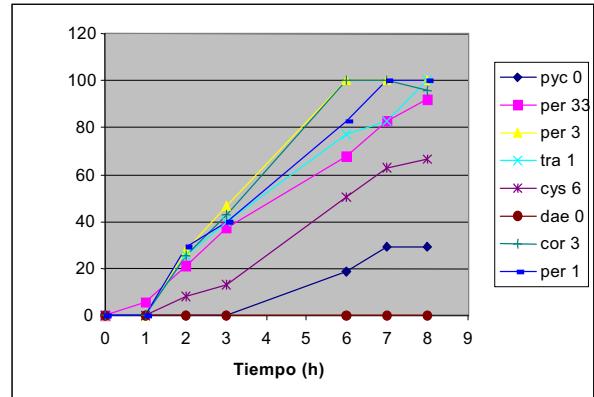


Figura 2.

% decoloración radial (cm) en medio sólido con colorante antraquinónico

3. Efecto de la fuente de carbono y del tampón sobre el crecimiento y decoloración.

La tabla 2 ilustra el efecto de la fuente de carbono y del tampón utilizado en el medio de cultivo, sobre la decoloración de un colorante antraquinónico. Como fuentes de carbono hemos utilizado glucosa y glicerol. Los tampones ensayados son tampón tartrato y tampón succinato a pH 4.5. Los controles fueron realizados en las

mismas condiciones a excepción de que no fueron inoculados con los microorganismos estudiados. En los controles no se observó ningún cambio del color.

En general en presencia de tampón tartrato, los hongos crecen más rápidamente que en presencia de tampón succinato (ver tabla 2). La cepa *Pic 0* en presencia de tampón tartrato decolora el 100%, cuando se utiliza glucosa o glicerol como fuentes de carbono. Si cambiamos a tampón succinato la degradación es del 76%. La cepa *Per 33* decolora completamente el color cuando el medio contiene glucosa y tampón tartrato. En

presencia de glucosa y tampón succinato la decoloración es de solamente el 17%. La cepa *Cor 3* decolora el 100% en el medio que contiene glicerol como fuente de carbono y tampón tartrato; cuando se cambia por tampón succinato la decoloración obtenida es del 37%. Muchas cepas presentan un halo de decoloración mucho más grande que el crecimiento; esto se explica debido a que las enzimas son segregadas al medio. Hay también cepas como *la Dae 0* que crece cuando el tampón utilizado es tartrato pero no decolora. Cuando el tampón es succinato ni crece ni decolora.

Tabla 2: Comparación del efecto de la fuente de carbono (glucosa y glicerol) y de los tampones (tartrato y succinato) sobre el crecimiento de los hongos de la podredumbre blanca y la decoloración de un colorante antraquinónico en medio sólido. El crecimiento radial y la decoloración son medidos en % del radio de la caja de petri después de 8 días. 100% corresponde a 2.7cm de radio.

Medio	Glucosa - Tartrato		Glucosa - Succinato		Glicerol - Tartrato		Glicerol – Succinato	
	Crecimiento		Crecimiento		Crecimiento		Crecimiento	
	Decoloración	Decoloración	Decoloración	Decoloración	Decoloración	Decoloración	Decoloración	Decoloración
<i>Pic 0</i>	40	100	21	76	66	100	22	76
<i>Per 33</i>	12	100	9	17	0	33	0	35
<i>Per 3</i>	4	45	0	52	64	100	0	25
<i>Tra 1</i>	0	68	0	0	10	70	0	0
<i>Cys 6</i>	17	17	0	0	33	33	0	0
<i>Dae 0</i>	36	0	0	0	44	0	0	0
<i>Cor 3</i>	29	86	0	40	28	100	8	37
<i>Per 1</i>	52	85	0	0	68	93	4	0

Evaluación de diferentes soportes de immobilización sobre la capacidad de decoloración de un colorante antraquinónico.

En estudios anteriores hemos observado el efecto importante que tiene el crecimiento de los champiñones en forma inmovilizada en la expresión de enzimas ligninolíticas^{12,18}. Se evaluaron diferentes soportes de immobilización con el fin de buscar el soporte más adecuado para el crecimiento y para la degradación de colorantes, y que además permitiera la utilización industrial en los biorreactores de gran volumen. Se evaluó un soporte en acero inoxidable y un soporte en espuma de poliuretano (mous).

Los resultados se muestran en la tabla 3 y la figura 3. Para las cepas estudiadas a excepción de *Dae 0*, que es una cepa que ataca difícilmente el

colorante antraquinónico, no hay diferencia significativa entre los dos soportes utilizados. Con el 82% de decoloración, la cepa más activa es la *Per 3*.

En la figura 3 podemos observar la decoloración total. La primera columna muestra el color total inicial; la segunda columna muestra el color residual en el líquido y la tercera columna muestra el color absorbido en la biomasa. Estas coloraciones corresponden a la suma de la absorbancia a 3 λ (620; 525; 436). Es importante observar que a excepción de *Dae 0*, el color que aparece en el líquido y en la biomasa es muy bajo. La suma de estos dos parámetros es lo que reportamos como color residual. Este color se resta del color inicial y obtenemos el porcentaje de color que fue degradado.

Tabla 3: Efecto de la inmovilización de la biomasa (fijada en esponjas de acero inoxidable (inox) o en espuma de poliuretano (mous) en medio de cultivo líquido, sobre los resultados de decoloración.

Cepas y condiciones de inmovilización	% decoloración después de 10 días de incubación
<i>Cor 3</i> inox	68 +/-1.0
<i>Cor 3</i> mous	69 +/-1.5
<i>Tra 1</i> inox	74 +/-1.5
<i>Tra 1</i> mous	71 +/-1.2
<i>Per 3</i> inox	82 +/-0.5
<i>Per 3</i> mous	81 +/-1.0
<i>Dae 0</i> inox	13 +/-2.5
<i>Dae 0</i> mous	5 +/-3

La producción de lacasa y MnP en los cultivos fijados sobre inox se muestran en la figura 4 (a) y (b) respectivamente, excepto la cepa *Dae 0*, que no produce enzimas que degradan este colorante (tabla 3). Después de 4 días de crecimiento, las cepas producen entre 600 y 1200 unidades de lacasa por litro de medio de cultivo. Estas cepas producen igualmente entre 130 y 280 unidades de MnP. No hemos detectado producción de LiP en este estudio. Actualmente estamos estudiando el rol exacto de estas enzimas en la degradación de colorantes.

5. Decoloración de un afluente contaminado con colorante azul índigo.

Este afluente corresponde a las aguas de destañido de una industria de jeans. Para tener el efecto de destañido, los jeans sufren al final una etapa de decoloración o lavado. Los afluentes fueron

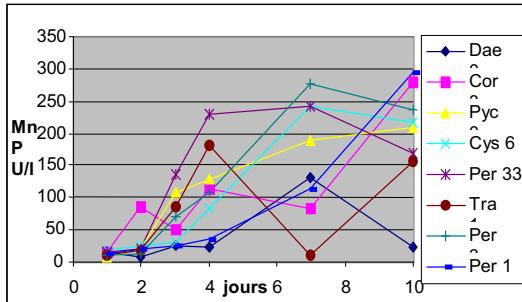


Figura 4. (a) Producción de MnP

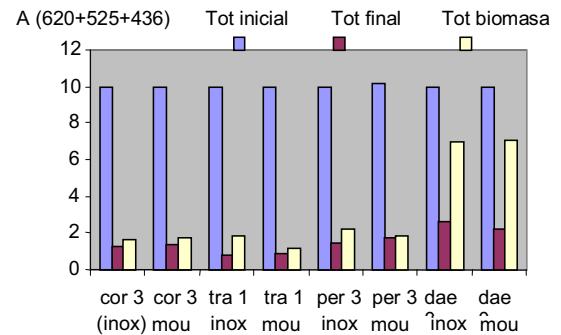


Figura 3 .

Efecto de la inmovilización sobre los resultados de decoloración. La biomasa ha sido fijada en esponjas de inoxidable (inox) o en espuma de poliuretano (mous) en medio de cultivo líquido. Total inicial es el color inicial . Total final corresponde al color que queda en el sobrenadante. Total biomasa es el color que queda adsorbido en la biomasa. El color es determinado por la suma de la absorción a 3 λ : 620, 525 y 436 nm

sometidos a las cepas seleccionadas en este estudio. Los resultados se muestran en la figura 5 a y b. En la figura 5 a, podemos observar una decoloración muy importante en el primer día (85%). La decoloración corresponde a la suma de las absorbancias a las longitudes de onda 620, 525 y 432 nm . En los días siguientes la decoloración continúa más lentamente hasta obtener 95.3% en el día 5. La figura 5 b nos muestra la disminución del color en cada longitud de onda. La primera columna en gris corresponde a la coloración inicial a $\lambda=620$ nm que corresponde al color azul, la columna blanca corresponde al color azul residual después de 5 días, las otras columnas muestran la decoloración del color rojo y amarillo. Podemos observar que hay una disminución importante del color en todas las muestras evaluadas en el espectro visible.

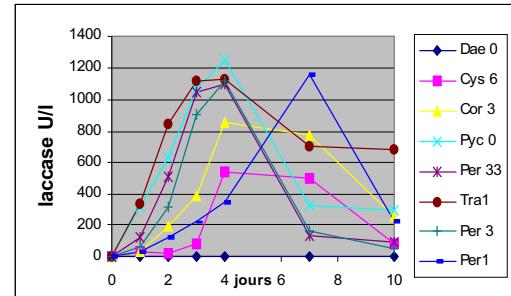
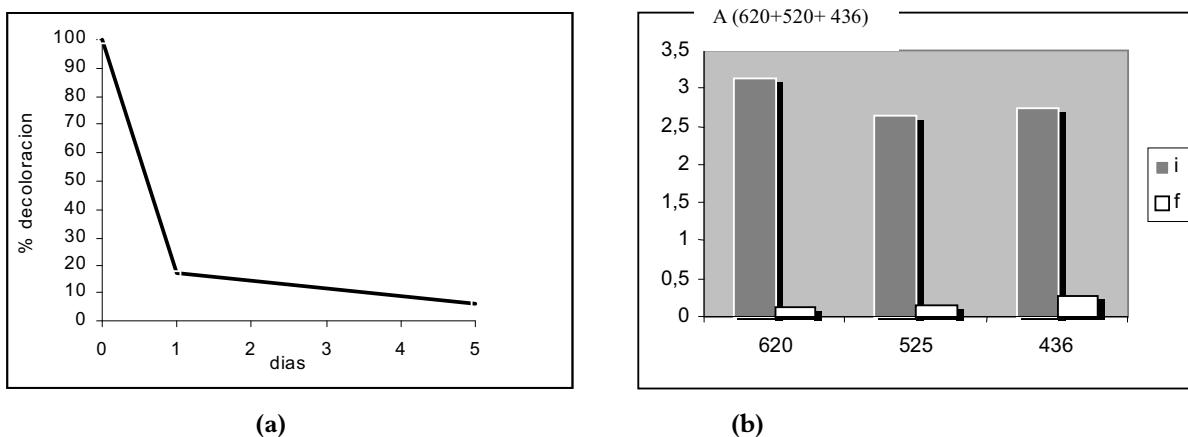


Figura 4. (b) Producción de la casa



(a) Decoloración de un afluente de lavado de jeans a una concentración de 50% con una de las cepas seleccionadas
 (b) Decoloración de un afluente en tres longitudes de onda 620, 520, 436 nm que corresponden a los colores azul rojo y amarillo respectivamente.
 i = color inicial F = color final

CONCLUSIONES

Este trabajo muestra la enorme potencialidad de los hongos de la podredumbre blanca de la madera en la degradación de colorantes recalcitrantes presentes en los afluentes industriales y permitió la selección de 5 cepas muy interesantes. Las cepas están siendo estudiadas cuidadosamente con el fin de comprender los mecanismos de degradación de colorantes y poderlas utilizar de una manera óptima en el tratamiento de los afluentes. Actualmente hemos realizado ensayos con afluentes de diferentes industrias textiles y de fabricación de tapetes con resultados muy positivos.

Los resultados obtenidos con cultivos inmovilizados permiten vislumbrar una transposición a un proceso industrial. Una etapa de evaluación a nivel piloto está en este momento en perspectiva.

AGRADECIMIENTOS

Estos trabajos fueron patrocinados por la región Wallone de Bélgica.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Glenn, J.K. and M.H. Gold. (1983). Decoloration of several polymeric dyes by lignin-degrading basidiomycete, *Phanerochaete chrysosporium* "Applied and Environmental Microbiology. 45, 1741-1747.
- Schliephake, K., Mainwaring, D.E., Lonergan, G.T., Jones, I.K., Baker, W.L. (2000). Transformation et degradation of the azo dye Chicago sky blue by a purified laccase from *Pycnoporus cinnabarinus*. Enzyme and Microbial Technology. 27, 100-107.
- Cripps, C., Bumpus, J. et Steven D.A. (1990). Biodegradation of Azo and Heterocyclic Dyes by *Phanerochaete chrysosporium*. Applied and Environmental Microbiology. 56, 1114-1118.
- Lin, S.H. and Peng, C.F. (1995). Treatment of textiles wastewater by Fenton's reagent. J. Environ. Sci. Health A. 30, 89-98.
- Atlas, Ronald M. (1981). Microbial degradation of petroleum hydrocarbons : an environmental perspective .Microbiological Review. 45,180-209.
- Baldrian, P. In der Wiesche, C., Gabriel, J., Nerud, F., Zadrazil, F. (2000). Influence of cadmium and mercury on activities of ligninolytic enzymes and degradation of polycyclic aromatic hydrocarbons by *Pleurotus ostreatus* in soil. Applied and Environmental Microbiology. 66, 2471-2478.
- Rasul Chaudhry G. and Chapalamadugu S. (1991). Biodegradation of halogenated organic compounds . Microbiological Review. 55, 59-79.
- Collen, C., Bumpus, J.A., and S.D. Aust. (1990). Biodegradation of azo and heterocyclic dyes by *Phanerochaete chrysosporium*. Applied and Environmental Microbiology. 56, 1114- 1118.
- Blanchette, R. A., T. A. Burnes, M. M. Eermans, and M. Akhtar. (1992). Evaluating isolates of *Phanerochaete chrysosporium* and *Ceriporiopsis subvernispore* for use in biological pulping processes. Holzforschung. 46, 109-115.
- Jaspers C., Jiménez, G.A., Penninckx, M. (1994). Evidence for a role of Manganese Peroxidase in the decolorization of Kraft pulp bleach plant effluent by *Phanerochaete chrysosporium*: Effects of initial culture conditions on enzyme production. Journal of Biotechnology. 37, 229-234.

11. Chahal, D.S., Kluepfel, R., Morosoli, F., Shareck, S., Laplante,S., Rouleau, D. (1995). Use de Dyes in solid medium for screening lignolytic activity of selective actinomycetes. *Applied Biochemistry and Biotechnology*. 51, 137-144.
12. Jiménez-Tobon, G.A., Penninckx, M. J. et Lejeune R. (1997). The Relationship between pellet size and production of Mn (II) peroxidase by *Phanerochaete chrysosporium* in submerged culture. *Enzyme Microb. Technol.* 21, 537-542.
13. Kapdan,,I.K., Kargi,F.,McMullan,G., Marchant, R. (2000). Effect of environmental conditions on biological decoloration of textile dyestuff by *C. versicolor* Enzyme and Microbial Technology. 26, 381-387.
14. Paszczynski, A., Huynh, V.B. et Crawford, R. (1986). Comparison of ligninase-I and peroxidase-M2 from the white rot fungus *Phanerochaete chrysosporium*. *Arch. Biochem. Biophys.* 244, 750-65.
15. Lonergan, G. et Baker, W.L. (1995). Comparative study of substrates of fungi laccase. *Lett. Appl. Microbiol.* 21, 31-33.
16. Kirk, Schultz T., Connors W., Lorenz L., Zeikus J. (1978). Influence of culture parameters on lignin metabolism by *P. chrysosporium*. *Arch. Microbiol.* 117, 277-285.
17. Bonnarme, P. and W. Jeffries. (1990). Mn(II) Regulation of lignin peroxidases and manganese-dependent peroxidases from lignin-degrading White Rot Fungi. *Applied and Environmental Microbiology*. 56, 210 - 217.
18. Jiménez G.A, Mejia A.I, López B.L. (1999). Actividad de las enzimas ligninolíticas del *Phanerochaete chrysosporium* y su variación con la adición de Mn²⁺. *Rev. Acad. Colomb. Cienc.* 23 (89), 587-594.
19. Ziegenhagen, D. et Hofrichter, M. (2000). A simple and rapid method to gain high amounts of manganese peroxidase with immobilized mycelium of the agaric white-rot fungus *Clitocybula dusenii*. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 53, 553.
20. Alexander M. (1994). Biodegradation and bioremediation. Academic Press, San Diego. 302 pp.
21. Jiménez-Tobón Gloria et Michel Penninckx. (2000). Biodégradation des colorants organiques par les fungi de la pourriture blanche du bois (WRF) ; de la genomique au génie métabolique abstracts sept, Inst Pasteur Paris.
22. Jiménez-Tobón,G., Jaouani A. Tabka M., Sayadi S., Penninckx M. (2002). Biodégradation des colorants organiques et polyphénols par les fungi de la pourriture blanche du bois : une nouvelle technologie pour la dépollution des effluents industriels Watmed Monastir Tunesie.

Fecha de Recibo: Mayo 18 de 2003

Fecha de Aceptación: Agosto 30 de 2003

Perspectivas en **Nutrición Humana**



Órgano de divulgación académica de la
Escuela de Nutrición y Dietética
de la Universidad de Antioquia

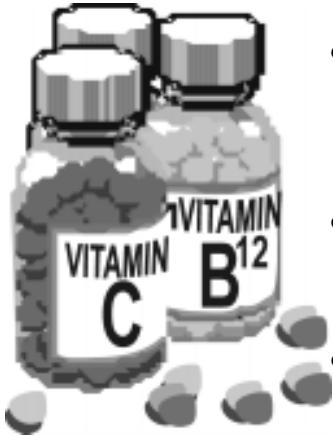
Ciudadela Robledo. Cra. 75 N° 65-87 Bloque 44, of.105, Medellín
FAX (094/054/074) 230 50 07

Tels. (094/054/074) 425 92 22 – 425 92 35 – 425 92 00
E-mail: revinut@quimbaya.udea.edu.co



Centro de Información y Documentación de Medicamentos, Alimentos y Productos Naturales de la Universidad de Antioquia

CIDUA



- Si usted tiene alguna duda sobre aspectos relacionados con los medicamentos, alimentos y los productos naturales, consulte al teléfono: 210 54 55 o solicite personalmente su consulta en la Universidad de Antioquia Facultad de Química Farmacéutica bloque 02- 123, de lunes a viernes en el horario de 8 a.m a 6 p.m.
- El CIDUA cuenta con textos y revistas especializadas en el área de los medicamentos, alimentos y productos naturales, con bases de datos sobre medicamentos MICROMEDEX, IDIS y acceso a base de datos sobre productos naturales NAPRALERT.
- Entre la población beneficiada se encuentran estudiantes de pre y posgrado del área de la salud, instituciones de salud, empresas fabricantes y distribuidoras de medicamentos, alimentos y productos naturales, empresas prestadoras de servicios y la comunidad en general.

Teléfono: 2 10 54 55 Telefax: 2 10 54 56

Dirección electrónica: cidua@muiscas.udea.edu.co

DEPARTAMENTO DE ALIMENTOS

Programas Adscritos

Sede central

Ingeniería de Alimentos
Ciencia y Tecnología de Alimentos

Sede bajo Cauca (Caucasia)

Facultad de Química farmacéutica - Universidad de Antioquia