

# BIODEGRADACIÓN DE TANINOS POR HONGOS SAPRÓTROFOS

Lorena V. Cortizo<sup>(1)</sup>, Gabriela A. Corian<sup>(2)</sup>, Laura M.I. López<sup>(1)</sup>, Mario N. Saparrat<sup>(3)</sup>

gcorian@inti.gob.ar

<sup>(1)</sup> Laboratorio de Investigación y Desarrollo- CITEC

<sup>(2)</sup> Dto. Tecnología de la Producción del Cuero y Calzado-SOSS-GOSI-INTI

<sup>(3)</sup> INFIVE (CONICET-UNLP)

Palabras Clave: Taninos; Remoción; Biorremediación

## INTRODUCCIÓN

El potencial de las enzimas fúngicas, como las tanasas y las enzimas oxidativas, en el proceso de bioconversión de taninos ofrece ventajas superadoras sobre otras tecnologías biológicas y químicas en términos de seguridad, reutilización, y mejor control de los parámetros del proceso, siendo un método redituable y a la vez compatible con el cuidado del ambiente. Existen reportes que muestran que diferentes hongos pueden remover a los taninos disponibles en la fracción líquida del cultivo, transformándolos, y/o detoxificándolos, incluyendo en algunos casos su uso como única fuente de carbono. Estos hongos, involucrando diferentes enzimas, desencadenan reacciones que conducen a la eliminación de taninos hidrosolubles, que en muchos casos son causa de toxicidad de los efluentes de la industria del cuero

Las materias primas utilizadas para el curtido vegetal son los taninos naturales, disponibles de forma líquida o en polvo, que se obtienen de diversas partes de plantas como maderas, cortezas, frutas, vainas y hojas. Los taninos más utilizados en los procesos de curtido son quebracho (*Schinopsis* sp.), zarzo (*Mimosa* sp.), castaño (*Castanea* sp.) y tara (*Cæsalpinia* sp.). Después del proceso del curtido, se genera un efluente líquido que contiene compuestos fenólicos, proteínas, grasas y sales neutras. Se estima que el 15% del tanino utilizado en el curtido se desecha en el efluente [1]. Estos efluentes de curtido con taninos muestran una alta demanda química de oxígeno (DQO) que va acompañada de una alta demanda bioquímica de oxígeno (DBO) [2,3].

## OBJETIVO

El objetivo del trabajo es seleccionar hongos que resulten adecuados para tolerar y lograr la remoción de taninos y otros compuestos fenólicos presentes en efluentes derivados del curtido vegetal.

## DESARROLLO

Se emplearon 13 cepas de hongos, 5 de ellas pertenecientes al phylum Ascomycota (*Aspergillus niger* LPSc 526; *Aspergillus terreus* LPSc 707; *Ulocladium botrytis* LPSc 813; *Penicillium chrysogenum* LPSc 495; *Penicillium thomii* LPSc 743) y 8 al phylum Basidiomycota (*Corioloopsis rígida* LPSc 232, *Grammothele subargentea* LPSc 436, *Peniophora albobadia* LPSc 285, *Pycnoporus sanguineus* LPSc 163, *Phanerochaete chrysosporium* LPSc 211, *Gelatoporia subvermispora* FBCC 313; *Cyathus striatus*, *Trametes villosa* Cord 1901).

Para evaluar la respuesta de los hongos frente a la presencia de ácido tánico como única fuente de carbono se realizaron test en placa. Se inocularon los diferentes hongos sobre un medio agarizado control (Czapek) y otro suplementado con ácido tánico a fin de evaluar la habilidad para crecer sobre este medio y remover los compuestos fenólicos disponibles [4, 5, 6]. Los cultivos se realizaron por triplicado. Se registraron los diámetros de las colonias diferenciadas en los medios a lo largo de su incubación bajo condiciones controladas y se estimó su respuesta a la suplementación de los taninos. La biodegradación del ácido tánico fue monitoreada realizando una extracción del agar en buffer fosfatos 0,1M pH 6,0 en condiciones controladas y medidas del espectro UV-Visible. También se estimó el nivel residual de ácido tánico en los medios sobre los cuales crecieron los hongos versus el contenido obtenido a partir

de los mismos medios, pero libres de inóculo empleando la medida de absorbancia a 274nm y FTIR.

**RESULTADOS**

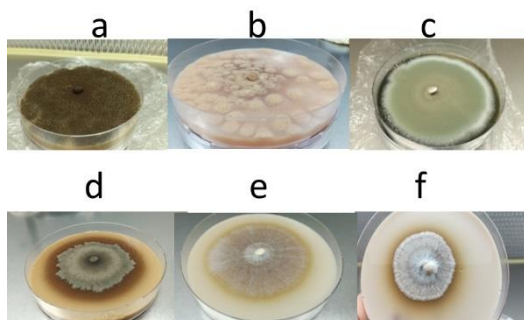


Figura 1: crecimiento en agar-ácido tánico a) *A. niger*; b) *A. terreus*; c) *P. chrysogenum*; d) *U. botrytis*; e) *G. subargentea*; f) *T. villosa*

Las cepas que lograron crecer en medio con ácido tánico fueron: *A. niger*; *P. chrysogenum*; *P. thomii*; *A. terreus*; *U. botrytis*; *G. subargentea*; *T. villosa* (Figura 1). Los mejores resultados a la degradación del ácido tánico se evidenciaron con las cepas del grupo ascomycetes, *P. chrysogenum*; *P. thomii*; *A. terreus* y *A. niger*, del grupo basidiomycetes, *C. rigida*; *G. subargentea*; *T. villosa*; *P. sanguineus*. Los resultados relacionados con la disminución/degradación de ácido tánico se muestran en la Figura 2.

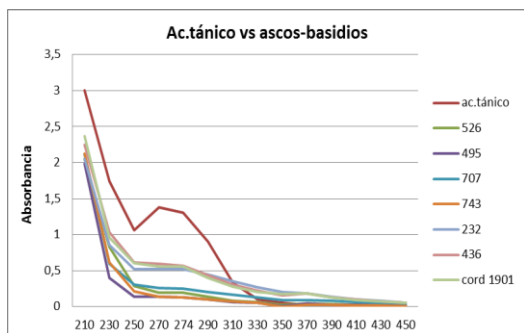


Figura 2: gráfico de los espectros de absorbancia del ácido tánico (control) y cepas fúngicas en ácido tánico.

**DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES**

Es necesario encontrar métodos para reducir o eliminar las descargas de taninos residuales de la industria del cuero. La sustentabilidad ambiental en el procesamiento del cuero es posible no sólo con el uso de biotecnología y tecnologías limpias en curtiembres a través de taninos orgánicos sino también, en el manejo adecuado de los efluentes líquidos generados, utilizando un método como la

biorremediación que permite superar los problemas de toxicidad de los taninos.

Los resultados obtenidos permiten seleccionar las cepas de hongos más promisorias para su empleo en la biorremediación de efluentes de curtiembre que contienen taninos.

**AGRADECIMIENTOS**

PICT CABBIO 2018 01616. L. Cortizo es Profesional de Apoyo a la Investigación (CIC-PBA). L.M.I. López y M.C.N. Saparrat son Investigadores CONICET.

**REFERENCIAS**

[1] Spier, F & Gutterres, M. "Biodegradation of Acacia and Chestnut Tannins by Native Isolates of the Genus *Penicillium* and *Aspergillus*". Brazilian Journal of Chemical Engineering Vol 36, No. 02, (2019) pp. 753 – 761

[2] Guanamani A., Sekaran, G., Badu, M. Removal of tannin from cross-linked and open chain polymeric tannin substrates using heme peroxidases of *Phanerochaete chrysosporium*. Bioprocess and Biosystems Engineering, 24, (2001) pp. 211-217.

[3] Song Z., Burns, R.G. Depolymerisation and biodegradation of a synthetic tanning agent by activated sludges, the bacteria *Arthrobacter globiformis* and *Comamonas testosteroni*, and the fungus *Cunninghamella polymorpha*. Biodegradation, 16 (2005) pp. 305-318.

[4] Bradoo Sapna, Gupta Rani, and Saxena Rajendra K. Screening of extracellular tannase producing fungi: Development of a rapid and simple plate assay. J. Gen. Appl. Microbiol., 42, (1996) pp. 325-329.

[5] Abou-Bakr H. A., El-Sahn M. A. and El-Banna A. A. Screening of Tannase-Producing Fungi Isolated from Tannin-Rich Sources. International Journal of Agricultural and Food Research Vol. 2 No. 3, (2013) pp. 1-12.

[6] Pinto Gustavo A. S., Leite Selma G. F., Terzi Selma C., Couri Sonia. Selection of tannase producing *Aspergillus niger* strains. Brazilian Journal of Microbiology 32 (2001) pp.24-26