



XIV Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería



SELECCIÓN DE CEPAS PRODUCTORAS DE XILANASAS SOBRE PLACAS DE AGAR Y POR FERMENTACION EN MEDIO SÓLIDO.

¹Ma. Ascención Ramírez Coronel, ²Cessna Moss-Acosta, ²Alfredo Martínez Jiménez, ¹Ernesto Favela Torres, Universidad Autónoma Metropolitana Iztapalapa, Departamento de Biotecnología, México D.F. Av. San Rafael Atlixco no. 186, C.P. 09340. Universidad Nacional Autónoma de México, IBT Morelos, marc@xanum.uam.mx.

Palabras clave: xilanasas, bioensayo, hidrólisis.

Introducción. La selección de cepas con alto nivel de producción de enzimas sacarificantes es muy importante para el desarrollo de bioprocesos destinados al aprovechamiento de la biomasa vegetal. Celulasas y hemicelulasas constituyen un grupo de enzimas despolimerizantes de celulosa y hemicelulosa; componentes de la pared celular de plantas. En particular, las xilanasas participan en la hidrólisis de hemicelulosa generando pentosanos y mezclas de monosacáridos ricos en pentosas (1,2).

El objetivo de este trabajo fue evaluar 52 cepas de hongos filamentosos de diferentes colecciones microbianas. La selección se hizo en base a bioensayos en caja de Petri seguidos de cultivos en fermentación en medio sólido.

Metodología. Se utilizaron 52 cepas de hongos filamentosos de diferentes colecciones microbianas. En una primera etapa se propagaron las cepas sobre placas de agar suplementada con xilano de abedul (XA) como inductor de xilanasas. Las velocidades de formación de halo de hidrólisis (Hh) y de crecimiento radial (Vr) fueron determinadas midiendo halos de hidrólisis de XA (revelados con yodo) y diámetro de colonia en diferentes tiempos (3). En una segunda etapa, las cepas con mayor índice de potencia ($IP=Hh/Vr$) fueron utilizadas para la producción de xilanasas por fermentación en medio sólido utilizando agrolita como soporte y un medio de cultivo definido en g/L: $(NH_4)_2SO_4$, 18.36; Urea, 4.59; K_2HPO_4 , 4.56; KCl, 1.56; $MgSO_4 \cdot 7H_2O$, 1.56; extracto de levadura, 1.5; Glucosa, 72; Xilano de abedul, 18; y 1ml de solución de elementos traza (g/L): $NaB_4O_7 \cdot 10H_2O$, 0.1; $MnCl_2 \cdot 4H_2O$, 0.05; $NaMoO_4 \cdot 2H_2O$, 0.05; $CuSO_4 \cdot 5H_2O$, 0.25; $FeCl_3$, 0.085; $ZnSO_4$, 0.1. La actividad xilanasas de los extractos extracelulares fue determinada por la liberación de azúcares reductores (4).

Resultados. Se evaluó la formación de halo de hidrólisis de 24 cepas mesófilas y 28 cepas termófilas sobre placas de agar entre las cuales se encontraban cepas de los géneros *Penicillium*, *Aspergillus*, *Trichoderma* y *Thermomyces*. La mayoría de las cepas reportaron valores de IP (Índice de potencia) cercanos a 1.0; sin embargo, las cepas con mayor Vr mostraron valores de IP entre 1.5 y 2.6. Las cepas con mejores IP fueron utilizadas para la producción de xilanasas por fermentación en medio sólido. Obteniéndose cinco cepas con mayor producción de actividad xilanasas (Fig. 1).

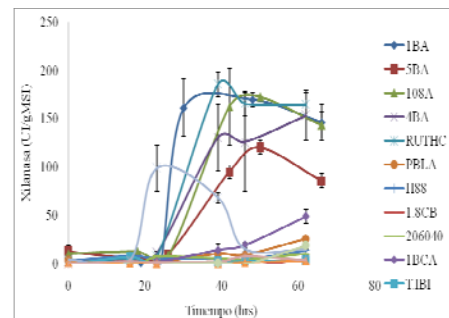


Fig. 1. Cinéticas de producción de actividad xilanasas por fermentación en medio sólido.

Un estudio de correlación entre el halo de hidrólisis y la actividad xilanasas medida en los extractos producidos por fermentación en medio sólido, demostró que las cepas con mayor halo de hidrólisis reportaron mayor producción de la enzima obteniéndose un coeficiente de regresión del $r^2 = 0.83$ entre ambos métodos (Fig. 2).

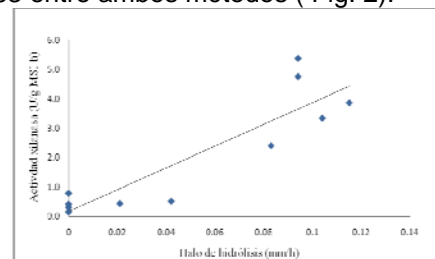


Fig.2. Correlación entre la producción de la enzima y el halo de hidrólisis de diferentes cepas evaluadas

Conclusiones. Se seleccionaron cinco cepas de hongos filamentosos con mayores niveles de producción de actividad xilanasas. La existencia de una buena correlación entre el halo de hidrólisis obtenido en bioensayo en caja de Petri y la producción de enzima en FMS demuestran la importancia de los bioensayos para estudios de selección de cepas destinadas a proceso de FMS.

Agradecimiento. Este trabajo fue financiado por el FONCYCYT no. 93144.

Bibliografía.

1. Sánchez C. (2009). *Biotechnol. Adv.* 27:185-194.
2. Beg Q.K, Kapoor M, Mahajan L, Hoondal G.S. (2001). *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 56: 326-338.
3. Kasana R.C, Salwan R, Dhar H., Dutt H, Gulati A. (2008). *Curr. Microbiol.* 57: 503-507.
4. Loera O, Cordova J. (2003). *Braz. Arch. Biol. Technol.* 46: 177-181.