

PRODUCCION DE QUITINASAS POR LA BACTERIA HALOFILA MODERADA COL-II-50 (GBRM30C09) DE ORIGEN MARINO

Wilberth Alfredo Poot-Poot, Peggy Marquez-Díaz, Israel Bagundo-Tec, Alicia Cardós-Vidal, y Gerardo Rivera-Muñoz

Km. 5 carretera Mérida-Progreso s/n, 9448409, grivera@labna.itmerida.mx.

Palabras clave: *Quitina, Quitinasas, halófila moderada*

Introducción. Después de la celulosa, la quitina un polímero de N-acetilglucosamina unidos por enlaces B1-4 es el polisacárido más abundante en la naturaleza, encontrándose distribuida en la pared celular de hongos, en el integumento de los insectos y en el exo esqueleto de los crustáceos, siendo este último la fuente más importante para su obtención. A partir de la quitina es posible obtener derivados de gran importancia para diversos sectores de la industria farmacéutica y alimentaria, entre estos derivados se encuentran el quitosán que es un polímero formado por unidades de glucosamina el cual se utiliza en el tratamiento de aguas residuales por su capacidad de atrapar metales, los oligosacáridos con capacidad antigélica y la N-acetilglucosamina cuyo uso radica en el tratamiento de la artritis. Sin embargo para la obtención de estos productos se emplea tratamientos drásticos y altamente contaminantes, generando productos indeseables. Por ello una alternativa interesante es el uso de microorganismos que posean la capacidad de producir enzimas que puedan ser usadas en la producción de derivados de la quitina (1).

Por lo tanto el objetivo de este trabajo fue evaluar la capacidad para producir quitinasas a partir usando la bacteria halófila moderada COL-II-50 de origen marino aislada por nuestro grupo.

Metodología. Los inóculos de la cepa COL-II-50 fueron preparados sembrándola en el medio de cultivo de Tom y Carroad (2) mismo que contiene Quitina coloidal al 1% en base seca, NaCl al 8.7%, extracto de levadura al 0.5% y agar al 2%, e incubándolas a 30°C durante 5 días, luego se preparó una suspensión celular con una D.O. de 0.5 leída a 360 nm, a continuación se inocularon con 4ml de la suspensión matraces de 500ml con 200 ml del medio de cultivo líquido de Tom y Carroad, estos matraces fueron incubados a 30°C con una agitación de 200 rpm por 230 horas. El muestreo se realizó tomando alícuotas de 5.0 ml a las que se les determinó el pH, D.O. a 360nm y actividad quitinolítica (3), la proteolítica (4) y la proteína extracelular (5).

Resultados y discusiones. En la figura 1 se muestra la cinética de crecimiento y producción de actividad quitinolítica de la cepa COL-II-50. Como se puede apreciar esta cepa tiene la capacidad de usar la quitina coloidal como sustrato de crecimiento y sin embargo la actividad quitinolítica presenta fluctuaciones, a pesar de que se tienen niveles de N-acetil-glucosamina (Naglu) acumulada apreciables mismos que son indicadores de que la enzima se

esta produciendo, el hecho de que la actividad enzimática se comporte de esta manera se puede explicar a través de una posible inhibición por el producto, o que la enzima está siendo degradada por la actividad proteolítica presente en el medio de cultivo.

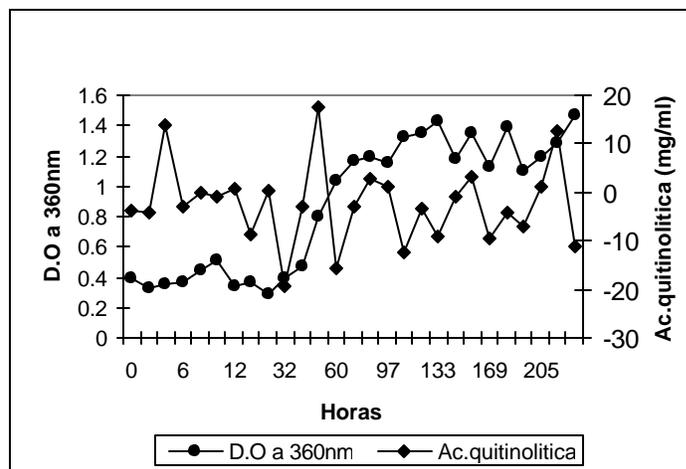


Fig 1. Cinética de crecimiento y de producción de actividad quitinolítica de COL-II-50 en buffer de fosfato 0.05M, pH 7.6 y NaCl al 8.7%.

Conclusiones. Aparentemente la cepa de COL-II-50 tiene la capacidad de producir quitinasas en el medio de cultivo evaluado pero es necesario hacer estudios en los que se determine si la enzima está siendo inhibida o reprimida por la Naglu liberada o que la enzima se está quedando adsorbida a la matriz de quitina residual.

Agradecimientos. Se agradece el apoyo del Grupo PECIS a través de proporcionarnos desechos sólidos de camarón.

Bibliografía.

1. San-Lang W, Jau. Ren H. (2001), Microbial reclamation of shellfish wastes for the production of chitinase. *Enzyme and microbial Technology*. Vol. 28: 376-382.
2. Carroad, et al. (1978). Bioconversion of shellfish chitin wastes: process conception and selection of microorganisms. *Journal of food science*. 43.p1158-1161.
3. Monreal, J.; Reese, E. T. (1969). The chitinase of *Serratia marcescens*. *Canadian Journal of Microbiology*. Vol. 15. Pp 689-696.
4. Kunitz, M. (1947) Crystalline soybean trypsin inhibitor. II. General properties. *J Gen Physiol* Vol. 30. Pp 291-310.
5. Lowry, H. O; Rosenbrough, N. J; (1951). Protein measurement with the Folin phenol reagent. *Biol. Chem*. Vol. 193.Pp 265-275.