

Optimization of Xylanase Production by *Bacillus sp. K1* Using Lignocellulosic Residues

Optimización de la Producción de Xilanasa Bacteriana a Partir de *Bacillus sp. K1* con el Uso de Residuos Lignocelulósicos

T. M. Solis¹ C. G. Calderón¹ Y. Liu²

¹ Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Riobamba, Ecuador
E-mail: terry.solis@esepoch.edu.ec; cristinacalderont@esepoch.edu.ec

² Escuela de Ciencias de la Vida, Huzhou University, Huzhou, China
E-mail: liuyang@hutc.zj.cn

Abstract

The xylanases are enzymes that hydrolyze xylan, producing fermentable sugars such as xylose and xylobiose. These enzymes have several industrial applications, among which its use in biobleaching and second-generation bioethanol stands out. The main objective in the present study is the optimization of the bacterial xylanase production by the strain *Bacillus sp. K1*, which has been previously isolated from rotting wood samples collected at Lakehead University's premises for its Biology Department. The variables investigated for optimization were physical such as pH, temperature and inoculum volume; and composition of the fermentation medium such as carbon source, organic and inorganic nitrogen source and percentage ratio between these components. Additionally, the effect of metal ions (sodium, potassium, magnesium, calcium, ferrous, nickelous, cupric, cobaltous and manganous) and surfactants (Tween-20, dodecyl sodium sulfate and Triton X-100) in the xylanase enzyme activity was determined. The highest production of xylanase was obtained after 36h fermentation and the optimal physical conditions associated with the xylanase production were pH 6, temperature 35 °C and inoculum volume 1%. The optimum composition of the fermentation medium consists of: wheat bran 4%, glucose 0,5%, NH₄NO₃ 0,5%, K₂HPO₄ 0,1%, KCl 0,1%, MgSO₄ 0,05%, peptone 0,5%, SDS 0,1%. The enzyme activity generated is 264,96±7,89 IU/L, with a 248,79% increase from the initial conditions. The most important inhibitors were cupric and manganous ions with 32,00% and 49,16% inhibition compared to the control experiment.

Index terms— Submerged fermentation, Enzyme production, Wheat bran, Second-generation bioethanol.

Resumen

Las xilanasas son enzimas que hidrolizan el xilano, produciendo azúcares fermentables tales como xilosa y xilobiosa con aplicaciones industriales muy diversas entre las que destaca el biobleaching y la producción de bioetanol de segunda generación. El objetivo principal del presente estudio se enfoca en la optimización de la producción de xilanasa bacteriana por parte de la bacteria *Bacillus sp. K1*. La misma ha sido previamente aislada de muestras de madera en putrefacción recolectadas en las premisas de la Universidad de Lakehead para su Departamento de Biología. Las variables investigadas para la optimización fueron físicas tales como pH, temperatura y volumen de inóculo; y de composición del medio de fermentación tales como fuente de carbono, fuente de nitrógeno orgánico e inorgánico y relación porcentual entre dichos componentes. Adicionalmente, se determinó el efecto de iones metálicos (sodio, potasio, magnesio, calcio, ferroso, níqueloso, cúprico, cobaltoso y manganoso) y surfactantes (Polisorbato-20, dodecil sulfato de sodio y Triton X-100) en la actividad enzimática de la xilanasa producida. La mayor producción de xilanasa fue tras 36h de fermentación y las condiciones físicas óptimas asociadas a la producción de xilanasa fueron pH 6, temperatura 35 °C y volumen de inóculo 1%. La composición óptima del medio de fermentación determinada está constituida por: Afrecho de trigo 4%, Glucosa 0,5%, NH₄NO₃ 0,5%, K₂HPO₄ 0,1%, KCl 0,1%, MgSO₄ 0,05%, peptona 0,5%, SDS 0,1%. La actividad enzimática generada es de 264,96±7,89 IU/L, con un 248,79% de incremento con respecto al inicial. Los inhibidores más importantes fueron los iones cúprico y manganoso con 32,00% y 49,16% de inhibición comparado con el experimento de control.

Palabras claves— Fermentación sumergida, Producción de enzimas, Afrecho de trigo, Bioetanol

Recibido: 10-12-2019, Aprobado tras revisión: 20-01-2020

Forma sugerida de citación: Solis, T.; Calderón, C.; Liu, Y. (2020). "Optimización de la producción de xilanasa bacteriana a partir de *Bacillus sp. K1* con el uso de residuos lignocelulósicos". Revista Técnica "energía". No. 16, Issue II, Pp. 126-134

ISSN On-line: 2602-8492 - ISSN Impreso: 1390-5074

© 2020 Operador Nacional de Electricidad, CENACE



de segunda generación.

1. INTRODUCCIÓN

La lignocelulosa es el principal y más abundante componente de la biomasa renovable producida por la fotosíntesis. Los tres principales componentes que la constituyen son celulosa, hemicelulosa y lignina. Entre ellas, las hemicelulosas están compuestas de complejas mezclas de xilano, xiloglucano, glucomanano, arabinogalactano y otros heteropolímeros [1], [2].

El xilano es el segundo polisacárido más abundante en la naturaleza, representando aproximadamente un tercio del carbono orgánico renovable de la Tierra. La hidrólisis de sus enlaces β -1,4, se lleva a cabo con la enzima xilanasa (endo-1,4- β -D-xilanohidrolasa; EC 3.2.1.8), conduciendo a productos tales como xilosa y xilobiosa [3], [4].

En la actualidad el uso de las xilanasas a escala industrial tiene un campo muy amplio de aplicación. Entre estos se encuentra el blanqueo de la pulpa en la industria papelera, clarificación de jugos, bioconversión de residuos lignocelulósicos y desechos agrícolas en productos fermentables, mejoramiento de la consistencia de la cerveza y digestibilidad de alimentos balanceados [5].

Entre las aplicaciones citadas se destaca el uso de xilanasas como sustituto de compuestos clorados para el blanqueo de pulpa Kraft en la producción de papel, en un proceso llamado biobleaching. El proceso tradicional ha generado grandes cantidades de aguas residuales cargadas de compuestos organoclorados, de características tóxicas, mutagénicas y resistentes a la biodegradación, además de ser una de las mayores fuentes de contaminación ambiental a nivel industrial [6].

Además, existen investigaciones enfocadas en la producción de biocombustibles de segunda generación, los cuales son los principales productos de la bioconversión de materiales lignocelulósicos. Entre ellos “el etanol es el combustible renovable más importante en términos de volumen y valor de mercado” [7].

El uso de xilanasas en la producción de etanol de segunda generación puede incrementar su efectividad, al aprovechar la hemicelulosa, convirtiéndola en xilosa, la cual es un azúcar fermentable. Además, la producción de xilanasa con xilano purificado como sustrato no es viable desde el punto de vista económico por su elevado costo.

En este contexto el presente estudio se enfoca en la optimización de la producción de xilanasa a partir de una cepa bacteriana aislada por el personal del laboratorio para enzimas, bioproductos y biorremediación de la universidad de Lakehead. Seguido de la evaluación de la efectividad de diversos subproductos agroindustriales lignocelulósicos de bajo costo ricos en hemicelulosa, como sustratos para el cultivo de la cepa *Bacillus* sp. K1 y la consecuente

producción de xilanasa bacteriana, basado en la tesis de grado [8].

2. METODOLOGIA

2.1. Cepa bacteriana y su activación

De acuerdo con Prasad & Qin [9] la bacteria *Bacillus* sp. K1 fue aislada en las premisas de la Universidad de Lakehead; a partir de una muestra de madera en estado de putrefacción, se identificó como productora de celulasa por Prasad & Qin y se preservó en refrigeración a -83 °C. La cepa se encuentra registrada en el base de datos del banco de genes NCBI (N° de acceso KP987117).

Una muestra de la cepa congelada fue cultivada en una caja Petri con medio de cultivo Luria-Bertani y colocada en una incubadora a 37 °C por 24 h. Para la activación de la bacteria a utilizarse en el estudio, se empleó 50 mL de medio de cultivo Luria-Bertani en un matraz, para luego ser incubado por 15 h a 37 °C y 200 rpm de velocidad de agitación.

2.2. Cultivo de la cepa bacteriana

La bacteria activada se cultivó al 1% de inóculo en 20mL de medio MSM para verificar la producción de xilanasa y crecimiento bacteriano en función del tiempo. El medio utilizado consistió en: xilano purificado 1%, nitrato de sodio 0,1 g, NaNO_3 0,1%, K_2HPO_4 0,1%, KCl 0,1%, MgSO_4 0,05%, extracto de levadura 0,05%. Las condiciones de fermentación fueron pH 7, 37 °C y 200 rpm de agitación por 144 h. Las muestras fueron tomadas cada 12 h y preservadas a -4 °C.

2.3. Densidad óptica y medición de la actividad enzimática

2.3.1. Medición de la densidad óptica

El uso de la espectrofotometría para medir la densidad óptica a 600 nm (OD600) de un cultivo bacteriano con la finalidad monitorear el crecimiento ha sido una técnica usual en microbiología [10]. Las muestras tomadas cada 12 h se descongelaron lentamente en hielo y se midió su densidad óptica en un espectrofotómetro. La densidad óptica de varias muestras se midió en un espectrofotómetro de microplacas Epoch™ fabricado por BioTek Instruments [11]. Con el uso del promedio de estas mediciones se trazó la curva de crecimiento bacteriano.

2.3.2. Extracción de la enzima cruda

Las muestras se centrifugaron a 12000 rpm durante 3 min. El sobrenadante claro (extracto crudo) se utilizó para el ensayo enzimático.

2.3.3. Ensayo de actividad enzimática para xilanasa

La producción de xilanasa se verificó con la

medición de su actividad enzimática. Este método se fundamenta en cuantificar la liberación de xilosa, con el uso del reactivo, ácido 3,5-dinitrosalicílico (DNS) [12]. El reactivo usado es de marca Sigma Aldrich N° producto D0550).

Este método requiere la construcción previa de una curva de calibración con xilosa, reactivo de marca Sigma Aldrich (N° producto X-0200000). La longitud de onda utilizada fue de 540 nm. La curva de calibración se desarrolló con diferentes soluciones de xilosa con una concentración en el rango de 0 a 800 µg/mL. Los experimentos se realizaron por triplicado y la curva se construyó mediante la técnica de regresión lineal.

La mezcla de reacción contenía 20 µL de solución de xilano purificado de espelta y avena, marca Sigma Aldrich (N° producto X-0627) al 1% (preparada en tampón citrato 0,05 M de pH 5,3) como sustrato, se incubaron 10 µL de extracto enzimático diluido y tampón citrato (0,05 M, pH 5,3) a 50 °C durante 30 min y luego la reacción se terminó mediante la adición de 60 µL de reactivo DNS.

Se ejecutó un control simultáneo que contenía todos los reactivos, y la reacción se terminó antes de la adición del extracto de enzima. Las muestras se colocaron un baño de agua hirviendo por 10 min, se enfriaron a temperatura ambiente y se diluyeron a 300 µL con agua destilada. La absorbancia de las muestras se determinó en un espectrofotómetro a 540 nm [13].

La unidad de actividad de xilanasa se definió como la cantidad de enzima que cataliza la liberación de 1 µmol de azúcar reductor equivalente a xilosa por litro minuto en las condiciones de ensayo especificadas [12].

Los promedios de absorbancia obtenidos en cada ensayo fueron convertidos en concentración de xilosa (µg/mL) con el uso de la curva de calibración previamente realizada. La concentración de xilosa será transformada en unidad de actividad enzimática mediante la siguiente ecuación:

$$Ac_x = \frac{X \cdot V_r \cdot 1000}{t_{inc} \cdot M \cdot V_e} \quad (1)$$

Donde V_r , V_e , t_{inc} y M son constantes. V_r es el volumen total de reacción (0,03 mL), V_e es el volumen del extracto enzimático (0,01 mL), t_{inc} es el tiempo de incubación (30 min) y M es el peso molecular de xilosa (150 µg/ µmol). Ac_x es la actividad de xilanasa (µmol xilosa/ Lmin) y X es la Concentración de xilosa (µg/mL reacción).

2.4. Optimización de las condiciones de fermentación

2.4.1. Optimización del pH

Se compararon diferentes pH en un rango de 3 a 9 en las condiciones de cultivo en un matraz para verificar la actividad enzimática óptima. Cada muestra se analizó a las 36 h, cuando la actividad de xilanasa era más alta, en base a los ensayos anteriores.

2.4.2. Optimización del volumen de inóculo

Se compararon diferentes volúmenes de inóculo de 0,5% a 10% en las condiciones de cultivo para verificar la actividad óptima de la xilanasa. Cada muestra se analizó a las 36 h, cuando la actividad de xilanasa era más alta, en base a los ensayos anteriores.

2.4.3. Optimización de la temperatura de fermentación

Se compararon diferentes temperaturas de 25 °C a 45 °C en las condiciones de cultivo para verificar la actividad óptima de la xilanasa. Cada muestra se analizó a las 36 h, cuando la actividad de xilanasa era más alta, en base a los ensayos anteriores.

2.5. Optimización del medio de fermentación

2.5.1. Optimización de la fuente de carbono

Se estudió el reemplazo del xilano purificado con diferentes residuos: afrecho de trigo, paja de trigo, aserrín, bagazo de maíz y hojas de olmo de roca (*Ulmus thomasi* Sarg.) como fuente de carbono principal; y azúcares purificadas como: lactosa, sacarosa, D-sorbitol, D- Fructosa, D- Glucosa como fuente suplementaria, en una concentración de 1%. Finalmente, se probó con diferentes concentraciones del residuo lignocelulósico optimizado en un rango de 0,5% a 5%, suplementando el medio de cultivo con 0,5% del azúcar purificado que demostró incrementar la actividad enzimática en mayor proporción.

2.5.2. Optimización de la fuente de nitrógeno

Las fuentes orgánicas de nitrógeno comparadas fueron: extracto de levadura, peptona, úrea, extracto de malta y triptona. A su vez las fuentes inorgánicas fueron: sulfato de amonio, nitrato de potasio, cloruro de amonio, nitrato de sodio y nitrato de amonio. Este experimento mantuvo las condiciones de cultivo previamente optimizadas con 1% de fuente de nitrógeno. Finalmente, se probó con diferentes concentraciones de la fuente inorgánica de nitrógeno optimizada en un rango de 0,5% a 4%.

2.5.3. Relación entre la concentración fuente de nitrógeno/ carbono.

Se utilizó la relación ya optimizada entre la fuente de carbono y nitrógeno inorgánica para ensayar diferentes relaciones de concentración con la fuente orgánica de nitrógeno (8:1:1, 8:1:2, 8:1:4, 8:1:5, 8:1:6 y

8:1:8) en la preparación del medio de cultivo para optimizar la actividad enzimática.

2.6. Efecto de iones metálicos y surfactantes

Se ensayaron diferentes iones metálicos (sodio, potasio, magnesio, calcio, ferroso y níqueloso) con una concentración 1 mM y surfactantes (Polisorbato-20, dodecil sulfato de sodio y Triton X-100) con concentración 0,1% en el medio de cultivo y se determinó su efecto en la actividad de la enzima xilanasa se comparó manteniendo las condiciones previamente optimizadas.

2.7. Análisis estadístico

Todos los experimentos de absorbancia se realizaron por triplicado. Los resultados finales se mostraron con una estimación de error equivalente a \pm Desviación estándar con un nivel de confianza del 95% para una distribución triangular.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados (Fig.1) verifican la producción de xilanasa bacteriana. Tras 36 h de fermentación se produjo el pico más alto de densidad óptica y actividad enzimática equivalente a $106,05 \pm 8,05 \mu\text{mol xilosa/Lmin}$, es decir que tanto el crecimiento bacteriano como la producción de enzimas, utilizando como sustrato xilano purificado, fueron optimizados.

El volumen de inóculo y temperatura se optimizaron (Fig. 3 y 4) en 1% v/v y 35 °C respectivamente; cabe mencionar que dichos parámetros no fueron óptimos para el crecimiento bacteriano. Sin embargo, se seleccionaron por el propósito de la investigación de maximizar la producción de enzima. La temperatura coincide con la especie *Bacillus subtilis* detallada en una investigación [14].

El reemplazo del xilano puro con un residuo lignocelulósico, disminuye la actividad enzimática producida por fermentación sumergida (Tabla 1). La mayor actividad se obtiene con afrecho de trigo. Los residuos restantes demostraron inhibir en gran medida la producción de la enzima. Por tal razón se decidió suplementar el uso de afrecho de trigo con el azúcar purificado que demostró incrementar en mayor medida la actividad enzimática, es decir, glucosa (Tabla 1). El uso de afrecho se corroboró con varias especies de hongos y bacterias en bibliografía [15]; [16]; [17]; [18]; [19].

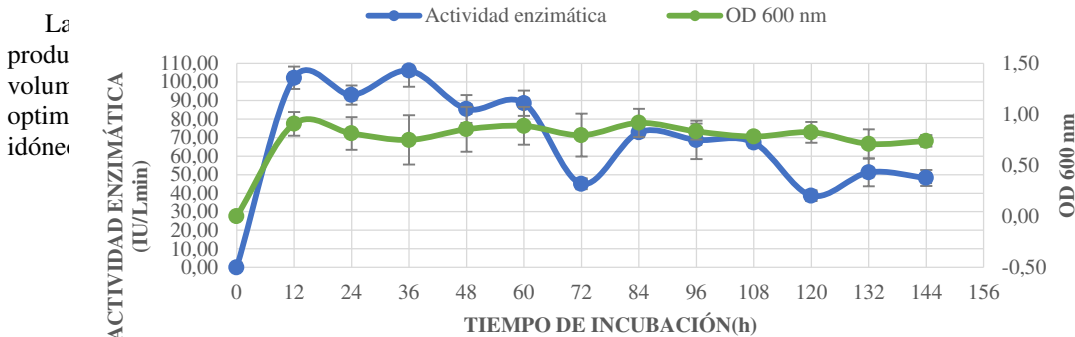


Figura 1: Producción periódica de xilanasa y densidad óptica en función del tiempo de incubación cada 12 h por 6 días (144h)

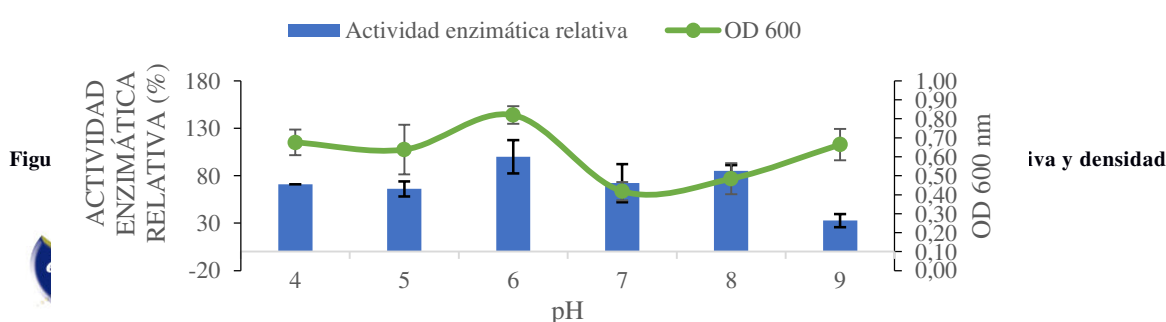


Figura 2: Actividad enzimática y densidad

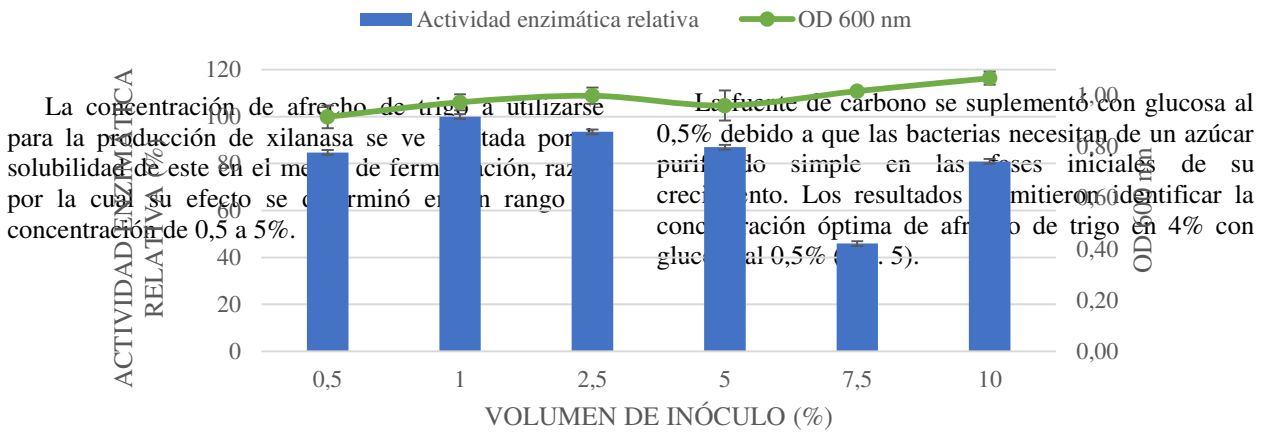


Figura 3: Optimización del volumen de inóculo mediante la comparación de la actividad enzimática relativa y densidad óptica.

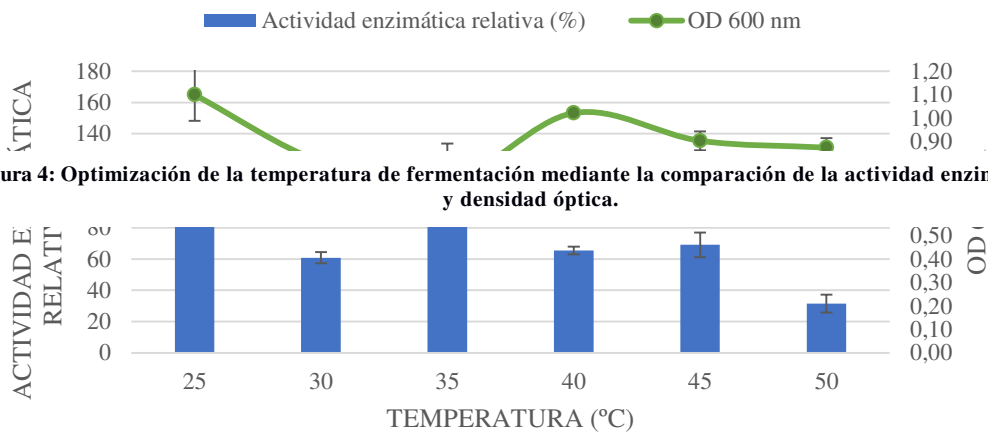


Figura 4: Optimización de la temperatura de fermentación mediante la comparación de la actividad enzimática relativa y densidad óptica.

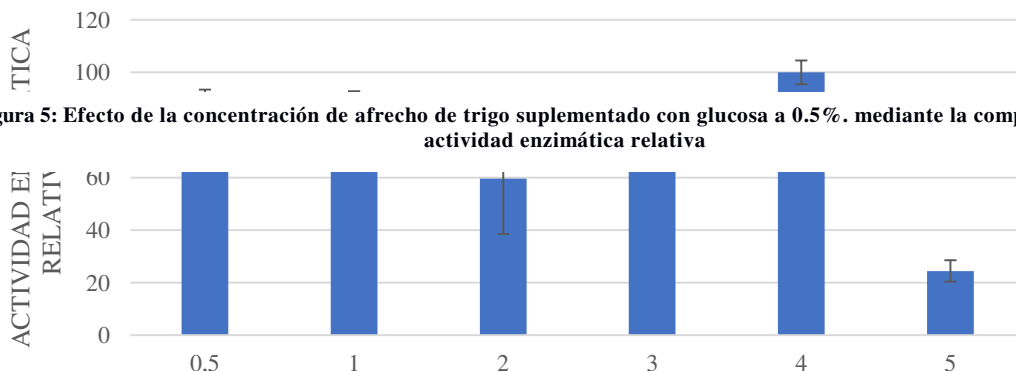


Figura 5: Efecto de la concentración de afrecho de trigo suplementado con glucosa a 0,5%. mediante la comparación de su actividad enzimática relativa

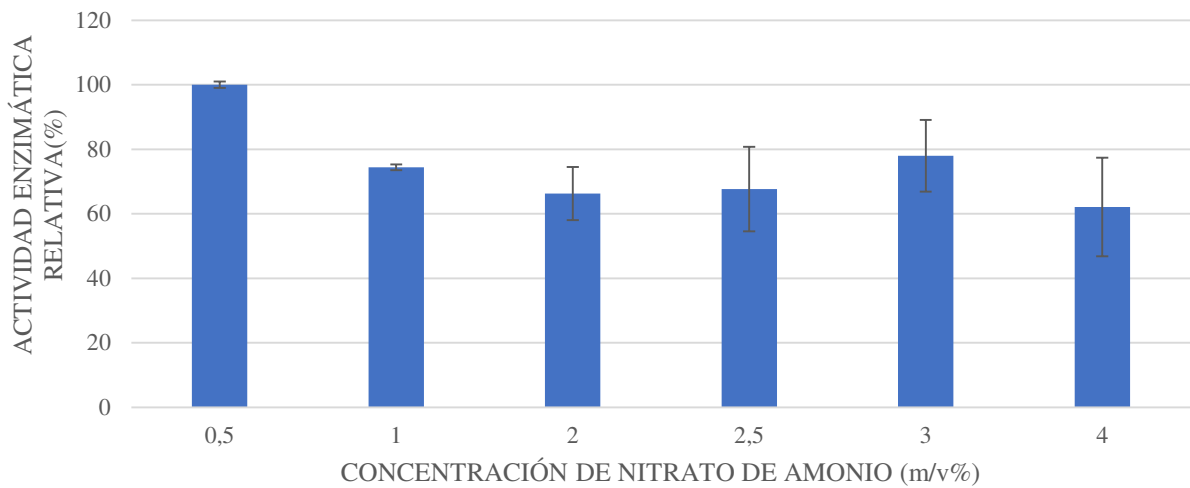


Figura 7: Efecto de la relación entre la concentración de las fuentes de nitrógeno y carbono mediante la comparación de la actividad enzimática relativa.

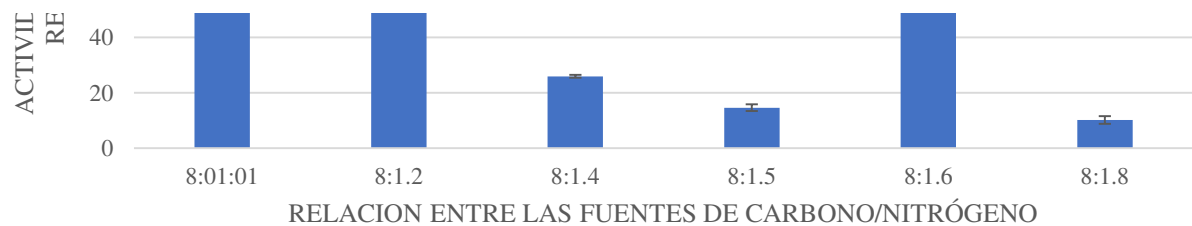


Tabla 1: Efecto de diferentes fuentes carbono al 1% de concentración en la actividad enzimática

Fuente de carbono	Actividad enzimática (IU/L)
Xilano (Control)	105,17± 8,59
Bagazo de maíz	6,28 ± 0,58
Paja de trigo	0,00
Afrecho de trigo	85,86 ± 4,91
Hojas de olmo de roca	0,00
Aserrín	0,00
Sacarosa	73,64 ± 7,86
Sorbitol	20,95 ± 9,35
Fructosa	27,04 ± 6,97
Lactosa	23,50 ± 1,39
Glucosa	97,30 ± 7,51

La fuente de nitrógeno inorgánico se determinó con la adición de 5 sustancias en concentración 1% al medio de fermentación. En la tabla 2 se puede observar que las actividades enzimáticas relativas del sobrenadante con nitrato de potasio, nitrato de sodio, sulfato de amonio y nitrato de amonio tienen valores similares.

La elección del nitrato de amonio se debe a que demostró tener la mayor actividad enzimática y al realizar la cotización con el proveedor Sigma Aldrich en internet tuvo menor precio que las demás sustancias.

La concentración óptima de nitrato de amonio se determinó en un rango de 0,5-5%. Siendo la dosis de nitrato de amonio en 0,5% adecuada para maximizar la producción de xilanas bacteriana. Por lo tanto, la relación entre la concentración porcentual de afrecho de trigo y nitrato de amonio es 8 a 1 (Fig. 6).

Tabla 2: Efecto de diferentes fuentes inorgánicas de nitrógeno al 1% de concentración en la actividad enzimática

Fuente inorgánica de nitrógeno (1%)	Actividad enzimática (IU/L)
KNO ₃	149,61 ± 11,83
NaNO ₃	147,71 ± 6,34
NH ₄ NO ₃	159,61 ± 9,04
NH ₄ Cl	120,31 ± 12,37
(NH ₄) ₂ SO ₄	146,90 ± 0,88

La fuente de nitrógeno orgánico fue determinada con la adición de 5 sustancias en concentración 1% al medio de fermentación. En la tabla 3 se puede observar que las actividades enzimáticas relativas del sobrenadante con la aplicación de peptona, extracto de levadura y extracto de malta tienen valores similares.

La peptona fue escogida debido a que demostró tener la mayor actividad enzimática y al realizar la cotización con el proveedor Sigma Aldrich en internet tuvo menor precio que las demás sustancias.

Tabla 3: Efecto de diferentes fuentes orgánicas de nitrógeno al 1% de concentración en la actividad enzimática

Fuente orgánica de nitrógeno (1%)	Actividad enzimática (IU/L)
Peptona	162,94 ± 2,16
Extracto de malta	147,76 ± 11,41
Triptona	114,24 ± 8,82
Úrea	93,59 ± 13,25
Extracto de levadura	155,10 ± 3,44

La relación entre la concentración porcentual de las fuentes de carbono y nitrógeno se determinó con la

finalidad de maximizar la actividad enzimática de xilanas. La relación del porcentaje de afrecho de trigo y nitrato de amonio se encontró en experimentos previos de 8 a 1. El porcentaje de peptona se halló equivalente a 8:1:1 (Fig. 7).

El efecto de la adición de diferentes aditivos, entre ellos iones metálicos (Tabla 4) al medio de fermentación en concentración 1mM se realizó con experimentos independientes y se determinó el efecto que ejerce cada uno de ellos en la actividad enzimática comparado con un experimento de control sin la incorporación de aditivos.

En general, la adición de los iones metálicos inhibió la actividad enzimática según la tabla 4. Sin embargo, cabe recalcar que los iones cúprico y manganoso influyeron en el decremento más significativo de la actividad de xilanas, lo cual se puede deber al bloqueo de la secreción de proteína en el medio de fermentación, según [15].

El efecto de la adición de los surfactantes polisorbato-20 (Tween-20), dodecil sulfato de sodio y Triton X-100 en concentración 0,1% se realizó con experimentos independientes con la finalidad de comparar su actividad enzimática con un experimento de control sin la incorporación de aditivos.

Tabla 4: Efecto de diferentes aditivos en la actividad enzimática de la xilanas obtenida

Aditivos añadidos	Actividad enzimática (IU/L)
Control	171,69 ± 19,33
Na ⁺	114,19 ± 12,77
K ⁺	111,88 ± 7,89
Mg ⁺⁺	142,02 ± 6,99
Ca ⁺⁺	138,50 ± 6,54
Fe ⁺⁺	152,34 ± 8,67
Ni ⁺⁺	121,83 ± 3,92
Cu ⁺⁺	54,94 ± 4,07
Co ⁺⁺	133,13 ± 14,50
Mn ⁺⁺	84,40 ± 15,21
TWEEN-20	140,10 ± 26,52
SDS	264,96 ± 2,27
TRITON X-100	152,25 ± 12,19

La incorporación de Polisorbato-20 y Tritón X-100 mostró un decremento de la actividad enzimática relativa al experimento de control. Sin embargo, la adición de dodecil sulfato de sodio incrementó significativamente dicho parámetro. Este comportamiento puede ser explicado porque la adición de surfactantes al medio de cultivo ejerce diferentes efectos en la secreción de enzimas, dependiendo del grado en el que afecta la permeabilidad de las membranas celulares según [2].

La comparación de las actividades enzimáticas producidas con las variables previas y posteriores asociadas a la fermentación en la tabla 4 permitió determinar un valor final de $264,96 \pm 7,89 \mu\text{mol xilosa/Lmin}$, el cual se calculó que es 248,79% mayor a la actividad enzimática encontrada al inicio de la presente investigación.

4. CONCLUSIÓN

La bacteria *Bacillus* sp. K1, previamente aislada y determinada como productora de celulosa, demostró ser productora de xilanasa bacteriana con un tiempo de fermentación óptimo de 36h. Las condiciones físicas óptimas asociadas a la producción de xilanasa bacteriana fueron pH de 6, temperatura de 35°C y volumen de inóculo 1%. La adición del surfactante SDS en 1% fue el parámetro que indujo de una manera significativa la actividad de la enzima.

Las condiciones físicas de fermentación y la producción verificada tanto de celulosa como de xilanasa por parte de la bacteria *Bacillus* sp. K1 favorecen su aplicación futura en la industria del bioetanol de segunda generación.

AGRADECIMIENTO

El agradecimiento va dirigido a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo por su papel fundamental en la coordinación del proceso de selección para la beca Emerging Leaders in the Americas Program (ELAP) ofertada por el gobierno canadiense. Esta oportunidad permitió el desarrollo del presente trabajo en el Departamento de Biología de la Universidad de Lakehead.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- [1] A. Ragauskas, C. Williams, B. Davison, G. Britovsek, J. Cairney, C. Eckert, W. J. Frederick, J. Hallett, D. Leak, C. Liotta, J. Mielenz, R. Murphy, R. Templer and T. Tschaplinski, "The path forward for biofuels and biomaterials," *Science*, 311, pp. 484-489, 2006.
- [2] D. Verma y T. Satyanarayana, «Molecular approaches for ameliorating microbial xylanases,» *Bioresource Technology*, pp. 360-367, 2012.
- [3] T. Collins, C. Gerday and G. Feller, "Xylanases, xylanase families and extremophilic xylanases," *FEMS Microbiology Reviews*, pp. 3-23, 2015.
- [4] R. Bernier, M. Desrochers, L. Jurasek and M. Paice, "Isolation and characterization of a xylanase from *Bacillus subtilis*," *Applied and Environmental Microbiology*, pp. 511-514, 1983.
- [5] K. Wong, L. Tan and J. Saddler, "Multiplicity of β -1,4-xylanase in microorganisms: functions and applications," *Microbiological Reviews*, pp. 305-317, 1988.
- [6] S. Subramaniyan y P. Prema, «Biotechnology of microbial xylanases: enzymology, molecular biology, and application,» *Critical Reviews in Biotechnology*, pp. 33-64, 2002.
- [7] M. Taherzadeh and K. Karimi, "Pretreatment of Lignocellulosic Wastes to Improve Ethanol and Biogas Production: A Review," *International Journal of Molecular Sciences*, pp. 707-738, 2008.
- [8] T. Solis, «Optimización de la producción de xilanasa bacteriana a partir de *Bacillus* sp. K1 con el uso de residuos lignocelulósicos en el Departamento de Biología de la Universidad de Lakehead, Canadá,» Mayo 2018. [En línea]. Available: <http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/8647/1/96T00449.pdf>. [Último acceso: 10 Julio 2019].
- [9] Y. Prasad y W. Qin, «Characterization of Novel Cellulase-producing Bacteria,» *Applied Biochemistry and Biotechnology*, nº 177, pp. 1186-1198, 2015.
- [10] B. Matlock, R. Beringer, D. Ash, M. Allen y A. Page, «Analyzing Differences in Bacterial Optical Density Measurements,» *Thermo Scientific*, pp. 1-2, 2007.
- [11] Biotek Instruments, «Biotek,» 16 11 2017. [En línea]. Available: <https://www.biotek.es/es/products/literature-request.html>.
- [12] G. Miller, «Use of dinitrosalicylic acid reagent for determination,» *Analytical Chemistry*, pp. 426-428, 1959.
- [13] H. Guo, H. Chen, L. Fan, B. Zheng, D. Jian and W. Qin, "Enzymes produced by biomass-degrading bacteria can efficiently," *Renewable Energy*, pp. 195-201, 2017.
- [14] M. Irfan, U. Asghar, M. Nadeem, R. Nelofer y Q. Syed, «Optimization of process parameters for xylanase production by *Bacillus* sp. in submerged fermentation,» *Journal of Radiation Research and Applied Sciences*, pp. 139-147, 2016.
- [15] A. Sharma, S. Adhikari y T. Satyanarayana, «Alkali-thermostable and cellulase-free xylanase production by an extreme thermophile *Geobacillus thermoleovorans*,» *World J Microbiol Biotechnol*, pp. 483-490, 2007.
- [16] B. Battan, J. Sharma, S. Dhiman y R. Chander, «Enhanced production of cellulase-free thermo-

stable xylanase by *Bacillus pumilus* ASH and its potential application in paper industry,» *Enzyme and Microbial Technology*, pp. 733-739, 2007.

- [17] G. Coman y G. Bahrim, «Optimization of xylanase production by *Streptomyces* sp P12-137 using response surface methodology and central composite design,» *Annals of Microbiology*, pp. 773-779, 2011.
- [18] R. Chander, M. Manchanda y A. Singh, «Optimization of xylanase production by a hyperxylanolytic mutant strain of *Fusarium oxysporum*,» *Process Biochemistry*, pp. 641-647, 1998.
- [19] R. Mutheszilan, R. Ashok y S. Jayalakshmi, «Production and optimization of thermostable alkaline xylanase by *Penicillium oxalicum* in solid state fermentation,» *African Journal of Microbiology Research*, pp. 20-28, 2007.

investigadora ocasional en la ESPOCH, siendo miembro del grupo de investigación GIDAC en la línea de bioelectricidad a partir de microorganismos.



Yang Liu . - Obtuvo su maestría en la Universidad Xinan en China en 2004, con especialización en Biología Molecular y Bioquímica y obtuvo su doctorado en la Universidad de Jiangnan en China, especialización en

Ingeniería de Fermentación en 2009. Desde abril de 2017 hasta marzo de 2018, fue visitante académico en la Universidad de Lakehead en Thurday Bay, Canadá. Desde el 2009 se ha desempeñado como Profesor asociado y supervisor de maestría en Ciencias de la Pesca en la Facultad de Ciencias de la Vida de la Universidad de Huzhou. Sus principales campos de interés son: purificación de aguas residuales por microorganismos, producción de aditivos para organismos acuáticos, enzimas microbianas y biotransformación.



Terry Solis Carranza. - Nacido en Chone, Ecuador en el año 1995. En el 2017 se hizo acreedor a la beca Emerging Leaders in the Americas Program ofertada por el gobierno canadiense.

A través de la beca realiza la investigación de su tesis de pregrado en la Universidad de Lakehead. En el año 2018 se gradúa como Ingeniero Químico en la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Además tiene un Posgrado de Proyectos Internacionales de Biomasa por la Universidad Rey Juan Carlos de España. Durante el primer semestre del 2019 se ha venido desempeñando como profesor de la Unidad de Nivelación de la Universidad de Bolívar. Sus campos de interés son biocombustibles, eficiencia energética y optimización de procesos.



Cristina Calderón Tapia. - Nacida en Riobamba el 18 de febrero de 1990, Ingeniera en Biotecnología graduada en la Universidad de las Fuerzas Armadas-ESPE, Máster en Genética Molecular y Biotecnología graduada en la

Universidad de Sevilla, con experiencia laboral desde Septiembre del 2010 en el laboratorio Ambiental UMWELT-Quito, laboratorio de ciencias biológicas de la ESPOCH, laboratorio de microscopía de la ESPE, y en el departamento de Biotecnología del INIAP, y como técnica de Biotecnología en el ICITS-UNACH. Desde el 2015 inicia su experiencia de docente en la Facultad de Salud en la UNACH, y desde octubre del 2016 trabaja como Docente-