

## Artículo original

# Biodegradación del xantano usado en recuperación terciaria de petróleo por microorganismos presentes en agua de formación

Maximiliano Eduardo Gutiérrez, Maite Soledad Baztan, Graciela Natalia Pucci\*

*Centro de Estudio e Investigación en Microbiología Aplicada, Facultad de Ciencias Naturales y Ciencias de la Salud, Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco, Argentina.*

Recibido 11 de marzo de 2018; aceptado 31 de julio de 2018

**Resumen:** La utilización de polímeros en la industria petrolera, es cada vez mayor en los yacimientos que están presentando declinaciones naturales. El objetivo de este trabajo fue investigar la presencia de bacterias con capacidad de cambiar la viscosidad del polímero xantano utilizado en un yacimiento de la cuenca del Golfo San Jorge. Se estudió agua de formación proveniente de la cuenca; se cultivó en medio mineral con xantano al 1%, realizando un seguimiento por densidad óptica y disminución de la viscosidad. Al final de la experiencia se analizó la muestra mediante espectroscopia infrarroja y extracción de los ácidos grasos presentes en la comunidad bacteriana de las muestras. Se observó disminución de la viscosidad en cuatro días, con el aumento respectivo de la densidad óptica, además, modificación en el espectro de infrarrojo con disminución de los picos  $3.400\text{ cm}^{-1}$ ,  $2.939\text{ cm}^{-1}$  y  $990\text{-}1.200\text{ cm}^{-1}$ . Las bacterias aisladas, en su mayoría gramnegativas; individualmente no presentaron desarrollo en los medios con xantano. La comunidad bacteriana que creció utilizando el xantano como única fuente de carbono, presentó los ácidos grasos tipo iso, anteiso y ciclo y fue capaz de generar pérdida de la estructura del gel formado por la goma xantano, lo que generaría un problema en la actividad petrolera.

**Palabras clave:** xantano; polímeros; bacterias; degradación.

## Biodegradation of xanthan used in tertiary oil recovery by microorganisms present in formation water

**Abstract:** The use of polymers in the oil industry is increasing in deposits that are showing natural declines. The objective of this work was to investigate the presence of bacteria with the ability to change the viscosity of the xanthan polymer used in a reservoir in the San Jorge Gulf basin. Formation water from the basin was studied; it was cultured in mineral medium with 1% xanthan, following the process by optical density and viscosity reduction measurements. At the end of the experiment, the sample was analyzed by infrared spectroscopy and extraction of the fatty acids from the bacterial community of the samples. Diminished viscosity was observed after four days, with the respective increase in optical density and also, changes in the infrared spectrum with decrease of peaks  $3,400\text{ cm}^{-1}$ ,  $2,939\text{ cm}^{-1}$  and  $990\text{-}1,200\text{ cm}^{-1}$ . The isolated bacteria, mostly gramnegative, individually they did not show development in the media with xanthan. The bacterial community that grew using xanthan as the only carbon source, presented iso, anteiso and ciclo fatty acids and were able to generate loss of the structure of the gel formed by xanthan gum, which would generate a problem in the oil industry.

**Keywords:** xanthan; polymers; bacteria; degradation.

\* Correspondencia:  
E-mail: puccigraciela@gmail.com

### Introducción

La cuenca petrolífera del Golfo San Jorge, está ubicada en la región central de la Patagonia argentina (entre los paralelos  $45^\circ$  y  $47^\circ$  sur y los meridianos  $65^\circ$  y  $71^\circ$  oeste). En esta cuenca, hay una declinación natural de los grandes yacimientos, que atraviesan un estado de madurez, y es por ello que en los últimos años han perdido rendimiento.

Por ello se está empezando a realizar la recuperación terciaria o asistida del hidrocarburo, también denominada recuperación mejorada de petróleo. En ésta se utilizan diferentes polímeros en solución, teniendo como condición que la misma no varíe sus propiedades físico-químicas por un largo período en las condiciones del yacimiento. Los polímeros son sensibles a degradación térmica, química, mecánica y microbiana. Como una consecuencia, la

temperatura y la salinidad son las principales limitantes de los parámetros del proceso [1].

La goma xantano, entre otros polímeros como poliacrilamida, carboximetilcelulosa de sodio y almidón modificado, se aplica en la recuperación terciaria y mejorada del petróleo. Al tener fuerte resistencia a la temperatura, esta característica, la convierte en un agente confiable de desplazamiento y buen agente móvil de control; en solución la goma xantano es soluble en agua, posee estabilidad química y tiene una fuerte capacidad de resistencia a la degradación mecánica; por estas características y su precio la utilizan en la industria hidrocarbúrfica [2].

En la naturaleza es producida por el microorganismo *Xanthomonas campestris*; su composición química es la de un heteropolisacárido cuya estructura primaria consiste en pentasacáridos repetidos, formados por dos unidades de glucosa, dos unidades de manosa y una unidad de ácido glucurónico [3]. Es una estructura compleja que puede ser atacada por enzimas bacterianas. La cadena principal celulósica está sustituida en C-3, en los residuos de beta-1,4-D-glucopiranosilo alternativos, con las cadenas laterales de trisacárido de beta-D-ramnopiranosilo, beta-1,4-D-gluco-curiranosilo y alfa-1,2-D-manopiranosilo, con diversas cantidades de sustituyentes acetilo y piruvato [4-6]. La columna vertebral del polímero es similar a la de la celulosa.

Un inconveniente, al utilizar la goma de xantano en un yacimiento petrolero de la cuenca del Golfo San Jorge, llevó al planteamiento del objetivo de este trabajo que fue la investigación del crecimiento de bacterias en el agua de formación que utilicen la goma xantano como única fuente de carbono y energía, capaces de provocar la pérdida de la viscosidad y por ende la función de este polímero.

## Materiales y métodos

*Desarrollo de la experiencia:* Se trabajó con una muestra de agua de formación proveniente de una empresa que opera en la cuenca del Golfo San Jorge, la cual fue remitida al laboratorio de la universidad por el personal de la empresa. Se realizaron tres experiencias: una que se denominó "Directa" porque la muestra cruda se cultivó en medio mineral líquido con el agregado de xantano al 1% (NaCl 5 g/L, K<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> 1 g/L, KPO<sub>4</sub>H<sub>2</sub> 1 g/L, (NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 1 g/L, MgSO<sub>4</sub> 0,2 g/L, KNO<sub>3</sub> 3 g/L y extracto de levadura 0,02 g/L y de 1% de goma xantano); la segunda tuvo un preenriquecimiento selectivo de 6 meses con xantano al 1% en el medio líquido mineral mencionado anteriormente y se denominó "Enriquecimiento"; la última fue una muestra compuesta por todas las bacterias cultivables en un medio sólido con xantano al 1% (NaCl 5 g/L, K<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> 1 g/L, KPO<sub>4</sub>H<sub>2</sub> 1 g/L, (NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 1 g/L, MgSO<sub>4</sub> 0,2 g/L, KNO<sub>3</sub> 3 g/L y extracto de levadura 0,02 g/L, agar agar 14 g/L, y 1% de goma xantano), provenientes de la muestra denominada "Enriquecimiento" la cual se denominó "Comunidad Cultivable", y de ella se aislaron 25 cepas que se identificaron por los ácidos grasos de sus membranas [8-10].

Los cultivos de las tres comunidades bacterianas: Directa, Enriquecimiento y Comunidad Cultivable, se mantuvieron en el medio base mineral con 1% de xantano a una temperatura de 28 °C y se monitorearon con la medición de su absorbancia, viscosidad y el espectro infrarrojo al inicio y al final de las experiencias [7].

*Densidad óptica:* El desarrollo bacteriano en los cultivos líquidos, fue seguido por densidad óptica a 600 nm (OD 600) durante 13 días.

*Disminución de la viscosidad:* La viscosidad del medio de cultivo, según la norma ASTM D1439, fue medida por el viscosímetro Brookfield DV-E Viscometer, a 25 ± 1 °C con 1 min de rotación a diferentes velocidades utilizando punta S00, a una concentración del medio de 1 g/L, utilizando la comunidad degradadora de xantano.

*Espectroscopia de infrarrojo por transformada de Fourier FT-IR:* El análisis espectroscópico infrarrojo se realizó al medio de cultivo con xantano, al inicio y al final de la experiencia, utilizando el equipo Varian 1000FT-IR, operado en la ventana espectral de 400 a 4.000 cm<sup>-1</sup> con 32 escaneos/muestra, a una resolución de 4 cm<sup>-1</sup> y detector de velocidad de exploración DTGS igual a 10 kHz.

*Análisis de ácidos grasos de la comunidad bacteriana (FAMs):* Para la extracción de ácidos grasos de la comunidad bacteriana presente, que creció a expensas del xantano, se centrifugaron 30 mL de medio mineral con xantano con cinco días de desarrollo. El primer paso fue la saponificación con alcohol metílico-hidróxido de sodio-agua (150 mL: 45 g: 150 mL), seguida de una metilación con ácido clorhídrico 6N y alcohol metílico (325 mL: 275 mL) y una extracción con n-hexano-metil terbutil éter (1:1) y lavado con hidróxido de sodio-agua (10,8 g - 900 mL), de acuerdo con el procedimiento del sistema de identificación MIDI (Newark Del., Sherlock Microbial Identification System, USA) [9,11].

*Aislamiento e identificación de las cepas por ácidos grasos de membrana (FAMEs):* Se realizó sobre 40 mg de bacterias crecidas en medio TSA (agar soya triticasa con 2,5 g/L de glucosa), mediante una saponificación con alcohol metílico-hidróxido de sodio-agua (150 mL: 45 g: 150 mL), seguida de una metilación con ácido clorhídrico 6N y alcohol metílico (325 mL: 275 mL), y una extracción con n-hexano-metil terbutil éter (1:1) y lavado con hidróxido de sodio-agua (10,8 g - 900 mL), de acuerdo con el procedimiento del sistema de identificación MIDI (Newark Del., Sherlock Microbial Identification System, USA) [8-11].

*Análisis de ácidos grasos por cromatografía de gas (GC):* Los ácidos grasos fueron determinados como metil ésteres por GC, usando una columna capilar Ultra 2 de 25 cm de longitud y 0,2 mm de diámetro. El análisis se llevó a cabo con un cromatógrafo de gas Hewlett Packard 6890 serie

II (inyección splitless; presión inicial 10 psi; programa de temperatura: 170-288 °C a 28 °C/min; 288-310 °C a 60 °C/min; 1,5 min de permanencia a 310 °C, detector por ionización de llama). La integración de los picos se efectuó mediante HP 10.01 Chemstation y los ácidos grasos fueron identificados utilizando el software Sherlock (versión 6.0) con el estándar de calibración provisto por el fabricante (Agilent Calibration Standards Kit for the Microbial Identification System). La composición en ácidos grasos fue calculada como porcentaje del área de pico [8,11].

**Análisis de los resultados:** Los valores de recuentos de bacterias como las variaciones de turbidez (expuestas en función de la densidad óptica) se analizaron usando el análisis de la varianza (ANOVA) mediante el programa BIOM (Applied Biostatistics INC 3, Heritage Setauket, NY 11711 USA).

## Resultados

En las tres experiencias se observó una disminución de la viscosidad del xantano, correlacionado con un aumento en los valores de absorbancia. Al final se realizaron recuentos en medio mineral con xantano como única fuente de carbono y energía, obteniéndose en todos valores similares (Directo  $2,4 \times 10^9$  UFC/mL; Enriquecido  $5,5 \times 10^8$  UFC/mL, y Comunidad Cultivable  $8,6 \times 10^8$  UFC/mL); las diferencias entre las tres experiencias no fueron significativas ( $p > 0,05$ ), dado que el método de recuento tuvo un error de un

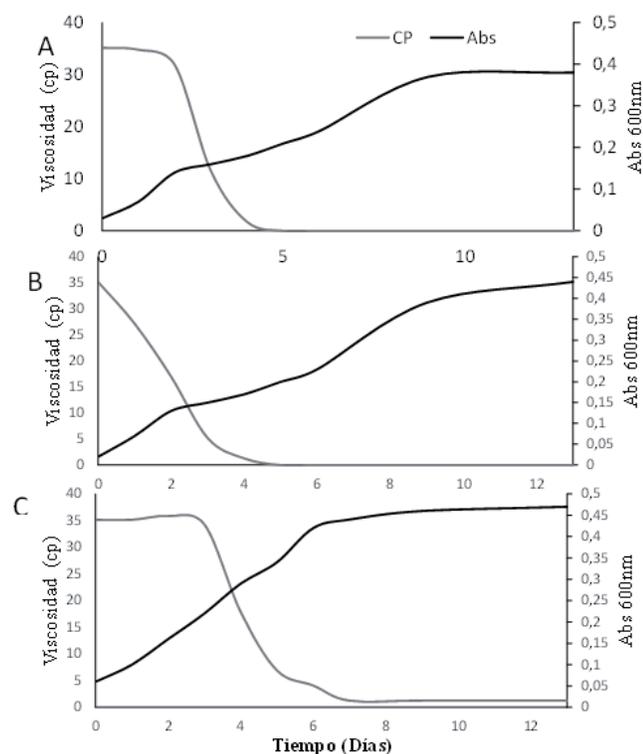


Figura 1. Curvas de densidad óptica y disminución de la viscosidad de las experiencias de cultivo. A) Directo, B) Enriquecido, C) Comunidad Cultivable.

Tabla 1. Identificación por ácidos grasos de membrana (FAMES) de las 25 bacterias aisladas provenientes de las muestras de “Enriquecimiento” y que formaron parte de la muestra de “Comunidad Cultivable”.

Identificación	ID	OD 600nm	Viscosidad
<i>Duganella zoogloeoides</i>	0,47	SM	SM
<i>Microbacterium liquefaciens</i>	0,85	SM	SM
No identificada		SM	SM
<i>Ochrobactrum anthropi</i>	0,74	SM	SM
<i>Ochrobactrum anthropi</i>	0,74	SM	SM
<i>Ochrobactrum anthropi</i>	0,82	SM	SM
<i>Ochrobactrum anthropi</i>	0,52	SM	SM
<i>Ochrobactrum anthropi</i>	0,77	SM	SM
<i>Ochrobactrum anthropi</i>	0,66	SM	SM
<i>Ochrobactrum anthropi</i>	0,80	SM	SM
<i>Ochrobactrum anthropi</i>	0,89	SM	SM
<i>Ochrobactrum anthropi</i>	0,61	SM	SM
<i>Ochrobactrum anthropi</i>	0,80	SM	SM
<i>Ochrobactrum anthropi</i>	0,63	SM	SM
<i>Photobacterium angustum</i>	0,46	SM	SM
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	0,87	SM	SM
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	0,94	SM	SM
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	0,92	SM	SM
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	0,75	SM	SM
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	0,91	SM	SM
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	0,77	SM	SM
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	0,87	SM	SM
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	0,88	SM	SM
<i>Sphingomonas paucimobilis</i>	0,47	SM	SM
<i>Stenotrophomonas acidaminiphila</i>	0,63	SM	SM

ID = índice de identificación del sistema de identificación MIDI, OD 600 nm = densidad óptica del espectro a 600 nm, Viscosidad = medición de la viscosidad, SM = sin modificación del valor inicial de la experiencia hasta los 13 días.

logaritmo.

Los valores de viscosidad (Figura 1) se modificaron de forma diferente en las tres experiencias en el tiempo estudiado. La que perdió la viscosidad con mayor rapidez fue la de Enriquecimiento, que al primer día presentó una disminución del 25%, al segundo día de cultivo el 52%, y al tercer día había perdido el 99% con respecto a la viscosidad inicial. En la experiencia de la muestra Directo, al tercer día se observó una disminución de la viscosidad del 70% y al cuarto del 99%. La Comunidad Cultivable al cuarto día perdió el 50% de viscosidad y al quinto día el 97%. Las 25 bacterias aisladas de este último sistema, no mostraron

capacidad de disminuir la viscosidad de la goma xantano, ni tampoco aumentaron la densidad óptica del medio de cultivo.

De las 25 cepas aisladas, casi en su totalidad correspondieron a bacterias gramnegativas (Tabla 1), con excepción de *Microbacterium liquefaciens*. Hubo un predominio de *Ochrobactrum anthropi* seguido de *Pseudomonas aeruginosa*. Si bien estas cepas fueron extraídas de la comunidad que presentaba modificación de la viscosidad del medio y aumento en la densidad óptica, individualmente no lograron los mismos resultados.

Los espectros de infrarrojo (Figura 2), presentaron una disminución en la intensidad de los picos de las bandas alrededor de  $3.400\text{ cm}^{-1}$ ,  $2.939\text{ cm}^{-1}$  y  $990\text{-}1.200\text{ cm}^{-1}$ , que son comunes a todos los polisacáridos; representan enlaces O-H, enlaces C-H de grupos  $\text{CH}_2$  y sacáridos, respectivamente. Estos picos, disminuyen considerablemente su intensidad cuando se están consumiendo los azúcares presentes en la goma xantano.

La extracción de ácidos grasos de la Comunidad Cultivable (Tabla 2), que creció a expensas del xantano en el sistema de cultivo Directo como única fuente de carbono y energía, mostró la presencia de ácidos grasos tipo iso, lo que indicaría la presencia de bacterias grampositivas. Además, se observaron indicadores de bacterias gramnegativas como son los ácidos hidroxilados y la presencia de hongos, como es el caso de los ácidos grasos 20:4 en la muestra inicial. Por otro lado, en la Comunidad Cultivable se encontraron marcadores de bacterias gramnegativas y también de algunas bacterias grampositivas.

## Discusión

La estabilidad de la goma xantano se ha discutido en varios estudios, los cuales indican que el biopolímero es completamente degradado por solo unos pocos microorganismos, como *Bacillus* spp., *Microbacterium* spp. y *Paenibacillus* spp., que se recuperan de muestras de suelo [12-19]. Los resultados encontrados en este trabajo para las cepas aisladas, que en su mayoría fueron gramnegativas, no mostraron actividad individual sobre la disminución de la viscosidad de la goma xantano, y fue la combinación de todas en el sistema denominado Comunidad Cultivable la que presentó actividad. El cambio o disminución de la

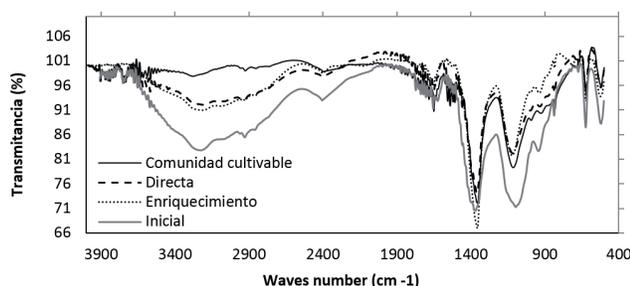


Figura 2. Espectro infrarrojo de Transformada de Fourier (FT-IR), de las muestras al final de las experiencias.

Tabla 2. Ácidos grasos de la comunidad bacteriana presente en el medio de cultivo líquido mineral con xantano con un tiempo de 5 días de desarrollo.

Ácidos grasos	Directa	Enriquecimiento	Comunidad Cultivable
11:0 anteiso	0,76	-	-
10:0 3OH	0	0,34	1,01
12:0 iso	1,02	-	-
12:0 anteiso	0,79	-	-
12:0	-	0,45	1,07
13:0 anteiso	1,61	-	-
12:0 3OH	1,33	0,89	1,6
14:0 iso	3,7	6,87	6,41
14:0 anteiso	2,53	-	-
14:0	0,72	-	-
15:0 iso	-	0,98	1,23
15:0 anteiso	15,03	24,64	21,26
14:0 iso 3OH	2	1,98	2,17
16:1 iso I	2,28	1,62	1,48
16:0 N alcohol	0,7	-	-
16:0 iso	3,09	6,07	10,34
16:0 anteiso	5,93	-	-
16:1 w7c	2,75	2,11	1,91
16:0	13,42	22,35	18,17
15:0 2OH	0,6	-	-
17:1 iso I	0,55	-	-
17:0 iso	2,35	-	-
17:0 anteiso	8,96	3,21	3,42
17:0 ciclo	3,11	2,79	2,86
17:0	1,48	2,4	2,82
16:0 3OH	-	-	0,9
18:2 w6,9c	9,28	-	-
18:1 w5c	0,69	-	-
18:0	1,94	2,76	2,8
18:1 w7c 11metil	-	2,65	2,26
17:0 iso 3OH	0,95	-	-
19:0 iso	1,66	-	-
19:0 ciclo w10c	6,12	12,91	12,91
19:0 ciclo w8c	1,73	4,98	5,38
20:4 w6,9,12,15c	2,08	-	-

viscosidad se da por lisis de la cadena de ácidos grasos [20]. El sucesivo aislamiento de las cepas, para obtenerlas en

cultivo puro para su identificación, y el trabajo individual en el medio con xantano, pudo ser el causal de la falta de cambio en la viscosidad, como lo comunican Cadmus *et al.* [14], que trabajó con *Bacillus* spp. y después de tres meses de cultivo observó degradación del xantano.

El crecimiento sin degradación de la goma xantano, probablemente, estuvo respaldado por restos celulares y residuos de glucosa de la producción de xantano, utilizados como fuente de carbono por especies que no pueden degradar el polímero. Las mediciones de viscosidad confirmaron que no se había producido degradación de la goma y la incubación prolongada durante otros seis días no generó cambio. En la muestra original, se evaluó la biodegradación de xantano por reducción de la viscosidad, aumento en el número de células y cambios en las comunidades bacterianas.

La medición en el espectro infrarrojo de Transformada de Fourier (FT-IR) permitió evidenciar los cambios en la estructura de la molécula de xantano. Las modificaciones en las bandas alrededor de 3.400  $\text{cm}^{-1}$ , 2.939  $\text{cm}^{-1}$  y 990-1.200  $\text{cm}^{-1}$ , comunes a todos los polisacáridos, representan enlaces O-H, enlaces C-H de Grupos  $\text{CH}_2$  y sacáridos, respectivamente. Estos cambios estructurales modificaron la viscosidad [21]

Los estudios muestran que la degradación del xantano ocurrió rápidamente, extendiéndose un par de días, coincidiendo con otros autores [5,22,23]. De tal manera que, para que los microorganismos metabolicen biopolímeros, la macromolécula debe descomponerse en fragmentos más pequeños fuera de la célula, antes de la absorción y la posterior degradación dentro de la misma [12,24]. Solo unos pocos sistemas enzimáticos que hidrolizan el xantano respaldan la suposición de que el xantano es relativamente resistente a la biodegradación [5,18]. La degradación del biopolímero se indujo cuando el xantano era la única fuente de carbono sobre las comunidades originales (Sistema Directo) y no de Comunidades Cultivables.

Diferentes autores [25,26] han comunicado inconvenientes en la utilización de la goma xantano en campos petrolíferos. Hou *et al.*, [27] investigaron los microorganismos que podrían haber sido responsables de la pérdida de viscosidad bajo las condiciones de operación de recuperación terciaria. Otros autores, como Hashimoto *et al.* y Ruijsseenaars *et al.*, [22,23] comunicaron que los cultivos que crecían en xantano generalmente producían una mezcla de enzimas degradantes del polímero, que se excretaban de un cultivo aerobio no inhibido por condiciones anóxicas, o diferentes productos químicos y biocidas, comúnmente utilizados en operaciones mejoradas de recuperación de petróleo.

El agua de formación utilizada en estas experiencias mostró que posee una comunidad bacteriana capaz de generar una pérdida de la estructura del gel formado por la goma xantano, lo que generaría un problema en la actividad petrolera si no se controla su presencia.

## Referencias

1. Aguilar L, Gastón C, Llopiz JC, Jérez A. Estudio de termoestabilidad de goma xantano por análisis térmico y viscosimetría. ICIDCA. Sobre los Derivados de la Caña de Azúcar. 2005; 39:52-7.
2. Xu L, Xu G, Liu T, Chen Y, Gong H. The comparison of rheological properties of aqueous welan gum and xanthan gum solutions. Carbohydr Polym. 2013; 92:516-22.
3. Savvides AL, Katsifas AE, Hatzinikolaou DG, Karagouni AD. Xanthan production by *Xanthomonas campestris* using whey permeate medium. World J Microbiol Biotechnol. 2012; 28:2759-64.
4. Chen X, Wang M, Yang F, Tang W, Li X. Isolation and characterization of xanthan-degrading *Enterobacter* sp. Nov. LB37 for reducing the viscosity of xanthan in petroleum industry. World J Microbiol Biotechnol. 2014; 30:1549-57.
5. Liu H, Huang C, Dong W, Du Y, Bai X, Li X. Biodegradation of xanthan by newly isolated *Cellulomonas* sp. LX, releasing elicitor-active xantho-oligosaccharides-induced phytoalexin synthesis in soybean cotyledons. Process Biochemistry. 2005; 40:3701-6. doi: 10.1016/j.procbio.2005.05.006.
6. Yang F, Yang L, Guo X, Wang X, Li L, Liu Z, Wang W, Li X. Production and purification of a novel xanthan lyase from a xanthan-degrading *Microbacterium* sp. strain XT11. Sci World J. 2014; 2014:368434. doi: 10.1155/2014/368434.
7. Faria S, de Oliveira Petkowicz CL, de Morais SAL, Terrones MGH, de Resende MM, de França FP, Cardoso VL. Characterization of xanthan gum produced from sugar cane broth. Carbohydr Polym. 2011; 86:469-76.
8. Baztan M, Pucci GN. Biodegradability of xanthan gum by bacteria from fracturing waters from the oil industry. Internat J Curr Res. 2018; 10:66882-5. Disponible en: <https://www.journalcra.com/sites/default/files/29390.pdf>. Acceso 20 febrero 2018.
9. Pucci GN, Acuña AJ, Tonin NL, Tiedemann MC, Pucci OH. Diversity of culturable marine bacteria on the coastline of the central area of San Jorge Gulf, Argentina. Rev Biol Mar Oceanogr. 2012; 47:367-71.
10. Gimenez J, Baztan M, Pucci GN. Biodegradación de xantano por *B. pumilus*. Rev Peru Biol. 2018; 25:43-6. doi: 10.15381/rpb.v25i1.13914
11. Wick L, Buchholz F, Fetzer I, Kleinstaub S, Härtig C, Shi L, Miltner A, Harms A, Pucci GN. Responses of soil microbial communities to weak electric fields. Sci Total Environ. 2010; 408:4886-93. doi: 10.1016/j.scitotenv.2010.06.048.
12. Li B, Guo J, Chen W, Chen X, Lui Z, Li X. Endoxanthanase, a novel  $\beta$ -D-glucanase hydrolyzing backbone linkage of intact xanthan from newly isolated *Microbacterium* sp. XT11. Appl Biochem Biotechnol. 2008; 159:24-32.
13. Qian F, An L, Wang M, Li C, Li X. Isolation and characterization of a xanthan-degrading *Microbacterium* sp. strain XT11 from garden soil. J Appl Microbiol. 2007; 102:1362-71.

14. Cadmus MC, Jackson LK, Burton KA. Biodegradation of xanthan gum by *Bacillus* sp. Appl Environ Microbiol. 1982; 44:5-11.
15. Nankai H, Hashimoto W, Miki H, Kawai S, Murata K. Microbial system for polysaccharide depolymerization: enzymatic route for xanthan depolymerization by *Bacillus* sp. strain GL1. Appl Environ Microbiol. 1999; 65:2520-6.
16. Hashimoto W, Nankai H, Mikami, B, Murata K. Crystal structure of *Bacillus* sp. GL1 xanthan lyase, which acts on the side chains of xanthan. J Biol Chem. 2003; 278:7663-73.
17. Jang HY, Zhang K, Chon BH, Choi HJ. Enhanced oil recovery performance and viscosity characteristics of polysaccharide xanthan gum solution. J Industrial Eng Chem. 2015; 21:741-45. doi: 10.1016/j.jiec.2014.04.005
18. Ruijssenaars HJ, Hartmans S, Verdoes JC. A novel gene encoding xanthan lyase of *Paenibacillus alginolyticus* strain XL-1. Appl Environ Microbiol. 2000; 66:3945-50.
19. García-Ochoa F, Santos VE, Casas JA, Gomez E. Xanthan gum: production, recovery, and properties. Biotechnol Adv. 2000; 18:549-79.
20. Wang L, Zhu F, Yang Q, Lu D. Rheological properties of modified xanthan and their influence on printing performances on cotton with reactive dyes in screen printing. Cellulose. 2013; 20:2125-35.
21. Barraza-Garza G, de la Rosa LA, Martínez-Martínez A, Castillo-Michel H, Cotte M, Álvarez-Parrilla, E. La microespectroscopia de infrarrojo con transformada de Fourier (FTIRM) en el estudio de sistemas biológicos. Rev Latinoam Quím. 2013; 41:125-48.
22. Hashimoto W, Miki H, Tsuchiya N, Nankai H, Murata K. Xanthan lyase of *Bacillus* sp. strain GL1 liberates pyruvylated mannose from xanthan side chains. Appl Environ Microbiol. 1998; 64:3765-8.
23. Ruijssenaars HJ, Bont J, Hartmans S. A pyruvated mannose-specific xanthan lyase involved in xanthan degradation by *Paenibacillus alginolyticus* XL. Appl Environ Microbiol. 1999; 65:2446-52.
24. Kreyenschulte D, Krull R, Margaritis A. Recent advances in microbial biopolymer production and purification. Crit Rev Biotechnol. 2014; 34:1-15. doi: 10.3109/07388551.2012.743501.
25. Bragg JR, Marcua SD, Gale WW, Gall LS, Wernau WC, Beck D *et al.* Control of xanthan-degrading organisms in the Loudon Pilot: Approach, methodology, results. Society of Petroleum Engineering. Paper SPE 11989, presented in the 58<sup>th</sup> annual technical conference and exhibition, San Francisco, CA, October 5-8. 1983. <https://doi.org/10.2118/11989-MS>
26. Mc Inerney MJ, Nagle DP, Knapp RM. Microbial enhanced oil recovery: past, present and future. In: Ollivier B, Margot M, editors. Petroleum microbiology: Washington DC: American Society for Microbiology; 2005. p. 215-37.
27. Hou CT, Barnabe N, Greaney K. Biodegradation of xanthan by salt-tolerant aerobic microorganisms. J Indus Microbiol. 1986; 1:31-7.