

BIOADSORCIÓN DE ARSÉNICO (III) EN SOLUCIÓN ACUOSA POR LA BIOMASA MODIFICADA DE *Aspergillus niger*

BIOSORPTION OF ARSENIC (III) IN AQUEOUS SOLUTION BY MODIFIED *Aspergillus niger* BIOMASS

**Erik E. Santos¹, Juan F. Cárdenas¹, María E. Torre¹, Víctor M. Martínez²,
Adriana Rodríguez¹, Ismael Acosta¹**

(1) Universidad Autónoma de San Luis Potosí, Facultad de Ciencias Químicas, Laboratorio de Micología Experimental, Av. Dr. Manuel Nava No. 6, Zona Universitaria, 78320 San Luis Potosí, S.L.P. - México

(2) Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Instituto de Ciencias Agropecuarias, Área Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Av. Universidad Km 1, Rancho Universitario, ex hacienda de Aquetzalpan, C.P. 43600 Tulancingo de Bravo, Hidalgo - México
(e-mail: iacosta@uaslp.mx)

Recibido: 30/11/2016 - Evaluado: 23/01/2017 - Aceptado: 10/02/2017

RESUMEN

Se analizó la capacidad de remoción de As (III) en solución acuosa por la biomasa modificada de *Aspergillus niger*, mediante Espectrometría de Absorción Atómica. La mayor bioadsorción (66% con 1 mg/L del metaloide) fue a las 24 horas, a pH de 6.0, 28°C y 1 g de biomasa modificada. Con respecto a la temperatura, la más alta remoción fue a los 28°C, con un 66% de remoción a las 24 horas. A las concentraciones de As (III) analizadas, la biomasa mostró una buena capacidad de remoción. Al aumentar la concentración del bioadsorbente, la remoción es más eficiente (91.2% con 5 g de biomasa), además de remover eficientemente el metaloide (67% de remoción en agua natural contaminada con 1 mg/100 mL de As (III) a las 24 horas con 5 g de biomasa), por lo que puede ser utilizado para eliminar aguas residuales industriales.

ABSTRACT

The removal capacity of As (III) in aqueous solution by the modified biomass of *Aspergillus niger*, by Atomic Absorption Spectrometry, was analyzed. The highest bioadsorption (66% with 1 mg/L of the metalloid) was at 24 hours at pH 6.0, 28°C and 1 g of modified biomass. With respect to temperature, the highest removal was at 28°C, with a 66% removal at 24 hours. At the concentrations of As (III) analyzed, the biomass showed good removal capacity. As the concentration of the bioadsorbent increases, the removal is more efficient (91.2% with 5 g of biomass), besides efficiently removing the metalloid in situ (67% removal in natural water contaminated with 1 mg / 100 mL of As (III) at 24 hours with 5 g of biomass), so it can be used to remove industrial wastewater.

Palabras clave: metaloide, bioadsorbentes biológicos, aguas residuales, remoción
Keywords: metalloid, biological biosorbents, wastewater, removal

INTRODUCCIÓN

Debido a su alto grado de toxicidad y su presencia en el agua de consumo humano, el estudio de la contaminación por arsénico tiene una gran importancia (Sahmoune, 2016). El arsénico se introduce en el medio ambiente a través de diferentes procesos como: reacciones de meteorización, actividad biológica, emisiones volcánicas, minería del oro, fundición de metales no ferrosos, refinación de petróleo, combustión de combustibles fósiles en plantas de energía y el uso de pesticidas y herbicidas arsenicales (Smedley & Kinniburgh, 2002). Las formas predominantes en tierra y agua son arsenito (As (III)) y arsenato (As (V)) (Yamani *et al.*, 2012). El arsénico trivalente incluye las especies $\text{As}(\text{OH})_3$, $\text{As}(\text{OH})_4^-$, $\text{AsO}_2\text{OH}_2^-$ y AsO_3^- , mientras que el arsénico pentavalente incluye AsO_4^{3-} , HAsO_4^{2-} y H_2AsO_4^+ . Además, el As (III) es mucho más tóxico y móvil que el As (V) (Sahmoune, 2016), y usualmente se encuentra en aguas subterráneas y en aguas hidrotermales, mientras que el As (V) es común en aguas superficiales y aguas subterráneas oxidadas (son aquellas que contienen compuestos que oxidan el As (III) a As (V), como materia orgánica de origen biológico). Entre los factores que controlan los estados de oxidación del metaloide se encuentran: la concentración, el pH, las condiciones químicas (redox) y el ambiente microbiológico (Henke & Hutchison, 2009).

Los efectos tóxicos del arsénico afectan a personas de todas las edades, principalmente a aquellas que viven en la pobreza y con desnutrición: niños, mujeres embarazadas y en lactancia, e individuos con enfermedades crónicas. Además, se ha relacionado su exposición crónica por el agua de consumo humano a cáncer de piel, vejiga, riñón y próstata (Basu *et al.*, 2014), es tóxico para el desarrollo embrionario del pez cebra (Olivares *et al.*, 2016). La Organización Mundial de la Salud recomienda una concentración máxima de arsénico de 10 $\mu\text{g}/\text{L}$ como un valor de referencia para el agua potable (NOM-021-SEMARNAT-2000), y se estima que en América Latina por lo menos cuatro millones de personas beben en forma permanente agua con niveles de arsénico que ponen en riesgo su salud, debido a que las concentraciones de arsénico, sobre todo en el agua subterránea, presentan niveles que llegan en algunos casos hasta 1 ppm (Conapris, 2006).

En México, la exposición crónica al arsénico del agua subterránea, se describió inicialmente en 1958 como un problema endémico en la Comarca Lagunera (gran parte de los estados de Durango y Coahuila, México). En 1962, se reportaron 40 casos severos y una muerte, en el área urbana de Torreón (estado de Coahuila). Posteriormente, se encontró que la presencia del metaloide en agua potable proveniente de fuentes de agua subterránea era un problema en muchos otros estados de la República Mexicana, como Baja California, Durango, Coahuila, Zacatecas, Morelos, Aguascalientes, Chihuahua, Puebla, Nuevo León, Guanajuato, Jalisco, Oaxaca y San Luis Potosí; donde se encontraron concentraciones de arsénico que excedían los valores nacionales regulatorios en el agua potable (10 ppb), con una estimación de la población expuesta de alrededor de 450,000 individuos (Litter, 2006), y si se considera el límite actual, este número puede ser significativamente más alto.

En San Luis Potosí, el agua subterránea es la principal fuente de abastecimiento en la zona centro y altiplano del estado, los acuíferos se encuentran a profundidades cada vez mayores, con el subsecuente aumento de contaminantes inorgánicos y metales pesados. Desde el año 2003, de forma periódica, los servicios de salud del estado realizan la evaluación de la calidad del agua en fuentes de abastecimiento para evidenciar la presencia de algunos parámetros que rebasen la normatividad correspondiente (NOM-127-SSA1-1994). Se ha encontrado arsénico en algunas localidades de los municipios de Ahualulco, Villa de Ramos, Salinas, Guadalupe, Mexquitic de Carmona y la capital del estado. En el municipio de Villa de Ramos se han reportado concentraciones de arsénico de hasta 0.179 mg/L (valores más altos en el estado). Dentro del mismo, se encuentran tres localidades con concentraciones por arriba del valor de la Norma Oficial Mexicana. En el municipio de Salinas, la localidad La Reforma, presenta concentraciones de 0.056 ppm y en el municipio de Santo Domingo, la localidad de San Juan del Salado presenta un valor de 0.0355 ppm, las cuales rebasan la concentración de arsénico establecida por la Norma de 0.0025 mg/L, en la modificación a la NOM-127-SSA1-1994 (Coronado *et al.*, 2012). Por otro lado, en el distrito minero de San Luis de la Paz, en Villa de la Paz a 8 km de la ciudad de Matehuala, S.L.P., se han reportado 158 mg/L de arsénico disuelto (Martínez-Villegas *et al.*, 2013), y en el sistema hidráulico de Matehuala-Cerrito

Blanco, S.L.P., las aguas, en contacto con los sedimentos, presentan concentraciones de arsénico de hasta 200,000 $\mu\text{m/L}$, y los sedimentos analizados presentan concentraciones totales de arsénico de 143.00 a 2054.60 mg/Kg (Torres Reyes & Martínez Villegas, 2010).

Por otro lado, se ha tratado de eliminar el arsénico de nichos contaminados, con algunos métodos tradicionales como: coagulación-floculación, precipitación, adsorción, intercambio iónico y filtración en membrana, pero la mayoría son muy caros, no hay una remoción total, tienen baja selectividad y presentan dificultades para la eliminación de lodos tóxicos (Sahmoune, 2016). También, se ha estudiado la nanoremediación y la arena cubierta con óxido de hierro, con resultados positivos (Gil-Díaz *et al.*, 2016; Thirunavukkarasu *et al.*, 2003), y se ha observado un aumento en la remoción de arsenato por la biomasa químicamente modificada en comparación con la biomasa no modificada de *Penicillium chrysogenum* (Loukidou *et al.*, 2003), la remoción de As (III) en solución acuosa por la biomasa modificada de *Paecilomyces* sp. (Acosta Rodríguez *et al.*, 2013), y durante la oxidación simultánea de As (III) y Fe (II) (Han *et al.*, 2016), así como otras biomásas biológicas (Srivastava & Dwivedi, 2015). El presente trabajo reporta la remoción de As (III) en solución acuosa por la biomasa modificada de *Aspergillus niger*.

MATERIALES Y MÉTODOS

Bioadsorbente utilizado

Se trabajó con una cepa de *A. niger* que crece en 200 ppm de As (III), y que fue aislada a partir del aire contaminado de una zona aledaña a la Facultad de Ciencias Químicas de la UASLP, San Luis Potosí, S.L.P., México; y se identificó en base a sus características morfológicas, tanto macro como microscópicas (López Martínez *et al.*, 2004). La cepa fúngica se mantuvo de manera rutinaria en agar papa dextrosa. Para la obtención de la biomasa, se sembraron 1×10^6 esporas/mL del hongo, en matraces Erlenmeyer de 1 L, conteniendo 500 mL de caldo Sabouraud dextrosa, incubando durante 5 días a 28°C y 100 rpm. Posteriormente, se obtuvo la biomasa por filtración, se lavó con 200 mL de agua tridesionizada y se colocó en cajas de Petri incubando a 70°C en un horno hasta sequedad, después se pulverizó en un mortero, y se guardó en un frasco ámbar estéril hasta su uso.

Preparación de la biomasa cubierta con óxido de hierro

Se tomaron 20 g de la biomasa fúngica, y se le añadieron 80 mL de $\text{Fe}(\text{NO}_3)_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$ 2 M y 1 mL de NaOH 10 M, se homogenizó la solución en una olla de porcelana, por agitación a 100 rpm por 15 minutos, y se incubó durante 3 h a 80°C, y posteriormente a 120°C durante 24 h. Se enfrió 1 hora a temperatura ambiente, y la biomasa tratada se homogenizó en un mortero (Pokhrel & Viraraghavan, 2006).

Soluciones de Arsenito, As (III)

Se trabajó con 100 mL de una solución de 1 mg/L de As (III) obtenida por dilución de una solución patrón de 100 mg/L a partir de NaAsO_2 en agua tridesionizada. Se ajustó el pH de la solución a analizar con HNO_3 1 M y/o NaOH 1 M, antes de adicionarla a la biomasa modificada. Posteriormente, se hicieron diluciones a concentraciones de 1 a 5 mg/L.

Estudios de remoción

A matraces Erlenmeyer de 250 mL que contenían 1.0 g de la biomasa modificada de *A. niger*, (previamente esterilizada a 120°C/20 minutos), se les adicionaron 100 mL de una solución de 1 mg/L de As (III), y se incubaron a 28°C y 100 rpm, tomando alícuotas de 5 mL a diferentes tiempos, las cuales se centrifugaron a 3000 rpm (5 min), y al sobrenadante respectivo se le determinó la concentración de iones arsénico en solución, por Espectrometría de Absorción Atómica por generación de Hidruros (Espectrómetro de Absorción Atómica Varian,

modelo Spectra AA- 20), de acuerdo al procedimiento señalado por la Norma Oficial Mexicana (SSA, 1994). Todos los experimentos se realizaron un mínimo de 3 veces y por triplicado.

Ensayos de biorremediación

Se realizó un estudio de biorremediación en 100 mL agua natural contaminada con 1 mg/L de Arsénico (ajustado), colectada en Cerrito Blanco, Matehuala, San Luis Potosí, México, se ajustó el pH a 6.0, y se agregaron 5 g de biomasa fúngica modificada, incubando a 28°C con agitación constante durante 24 h, tomando muestra a las 0 y 24 h, y se determinó la concentración de iones Arsénico en solución.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la Figura 1, se observa el efecto de la biomasa no modificada y modificada de *A. niger*, y del pH sobre la remoción de As (III) en solución, encontrando que la remoción con la biomasa no modificada es muy baja (7%). Estos resultados son similares a los reportados para la biomasa no modificada de *Paecilomyces* sp (8.4%) (Acosta Rodríguez *et al.*, 2013), y más eficientes con respecto a los reportados para *Aspergillus clavatus*, *A. niger*, *T. viride* y *Penicillium glabrum* (Urik *et al.*, 2007), los cuales son capaces de remover entre 4% y 26% de As (III), y para *Penicillium purpurogenum* (7.7%) (Say *et al.*, 2003), pero son menores a los reportados para el polvo del tallo de *Acacia nilotica* (95%) (Baig *et al.*, 2010), y *Aspergillus fumigatus* (84.35%) (Maheswari & Murusegan, 2009). Se ha reportado que las propiedades estructurales del bioadsorbente, como el soporte celular y otros factores, afectan la capacidad de remoción del As (III) (Sahmoune, 2016). Con respecto a la biomasa tratada con óxido de hierro, la remoción fue muy eficiente (66%, pH 6.0, 24 h de incubación) (Figura 1). El metaloide, es removido más eficientemente a un pH de 6.0, debido a que a este pH es parcialmente ionizado a la forma $H_2AsO_3^-$ y forma complejos con la biomasa tratada, mientras que a pH's mayores, se incrementan en la solución los iones OH^- , y compiten con los iones de As (III) en la solución, y por lo tanto la remoción es menos eficiente (Yamani *et al.*, 2012). Estos resultados son similares a otros reportes como: *Paecilomyces* sp., tratado de manera similar (Acosta Rodríguez *et al.*, 2013), complejo Fe (III)-poli (ácido hidroxámico) (Haron *et al.*, 1999), para la arena tratada con óxido de hierro (Thirunavukkarasu *et al.*, 2003), la biomasa fúngica químicamente modificada (Loukidou *et al.*, 2003), la biomasa de *A. niger* cubierta con óxido de hierro (Pokhrel & Viraraghavan, 2006), partículas de quitosana impregnadas con óxidos metálicos (Yamani *et al.*, 2012) y carbon activado modificado con hierro (Chen *et al.*, 2007).

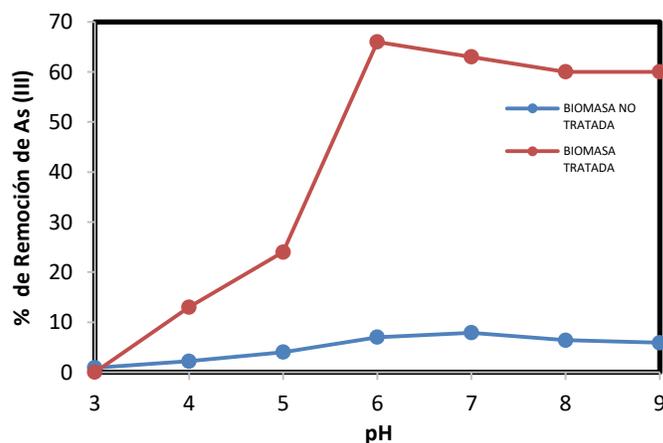


Fig. 1: Remoción de 1 mg/L de As (III) por la biomasa no modificada y modificada de *A. niger*. (1 g de biomasa, 28°C, 24 h de incubación, 100 rpm).

En la Figura 2, se observa la remoción de As (III) por la biomasa fúngica modificada a diferentes tiempos de incubación y pH de 6.0, encontrando que a mayor tiempo de incubación es mayor la remoción (66% a las 24 h), lo cual indica mayor disponibilidad de los sitios de unión del bioadsorbente (Raje & Swain, 2002). Después de este tiempo, no hay un aumento significativo en el porcentaje de remoción del metaloide. Estos resultados son similares a los reportados para carbon activado modificado con hierro, con una remoción del 80% a las 24 h (Chen *et al.*, 2007), para la biomasa de *A. niger* cubierta con óxido de hierro (75%, a las 12 h) (Pokhrel & Viraraghavan, 2006), para el polvo del tallo de *A. nilotica* (95%, 60 min., y 4 g de biomasa) (Baig *et al.*, 2010) y a los reportados para la biomasa modificada con óxido férrico de *Paecilomyces sp.*, (64.5%, 24 h) (Acosta Rodríguez *et al.*, 2013).

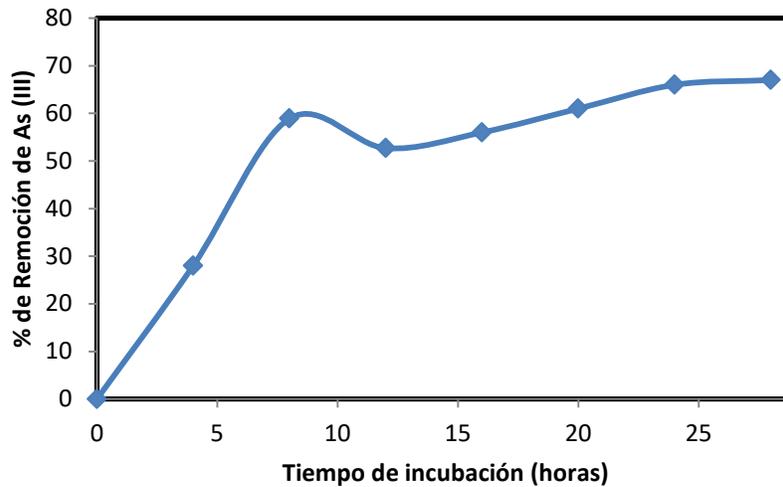


Fig. 2: Efecto del tiempo de incubación sobre la remoción de 1 mg/L de As (III) por la Biomasa modificada de *A. niger*. (1 g de biomasa, 28°C, pH 6.0, 100 rpm).

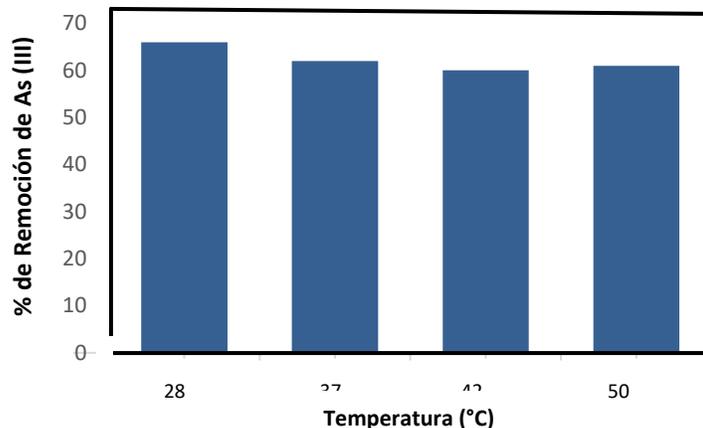


Fig. 3: Efecto de la temperatura de incubación sobre la remoción de 1 mg/L de As (III) por la biomasa modificada de *A. niger*. (1 g de biomasa, pH 6.0, 24 h, 100 rpm).

Por otra parte, la capacidad de remoción fue similar en todas las temperaturas analizadas (60-66%) (Figura 3), y es similar a lo reportado para la biomasa de *A. niger* cubierta con óxido de hierro (75%) (Pokhrel & Viraraghavan, 2006) y la biomasa modificada con óxido férrico de *Paecilomyces sp.* (64.5%) (Acosta Rodríguez

et al., 2013), y menores para el polvo del tallo de *A. nilotica* (95% con 200 µg/L) (Baig *et al.*, 2010), La temperatura puede ser importante para los mecanismos dependientes de energía en la bioadsorción de metales por microorganismos, aunque la bioadsorción de As (III) por el hongo *A. niger*, parece ser independiente de la temperatura analizada.

Con respecto al efecto de diferentes concentraciones de As (III) en solución (1-5 mg/L), sobre la remoción del mismo, se encontró que a mayor concentración, disminuye su remoción pues con 1 mg/L de As (III) se remueve el 66%, mientras que con 5 mg/L se elimina un 43% a las 24 h (Figura 4), lo cual probablemente se debe a que el número de iones adsorbido de la solución a bajas concentraciones, es mayor que los adsorbidos a partir de soluciones con altas concentraciones del metaloide. Resultados similares se han reportado para la biomasa modificada con óxido férrico de *Paecilomyces* sp. (Acosta Rodríguez *et al.*, 2013). Aunque es difícil realizar una comparación directa entre la biomasa analizada en este trabajo, con aquellas de la literatura, debido a las diferentes condiciones experimentales utilizadas, la biomasa de *A. niger* tratada con óxido de hierro, mostró una menor eficiencia de remoción con respecto a otros adsorbentes como: montmorillonita modificada con Al/Fe, la biomasa de *Inonotus hispidus*, el alga verde *Ulothrix cylindricum* y la biomasa de *Staphylococcus Xylosus*, tratada con Fe(III), las cuales mostraron una buena capacidad de remoción de As (III) (97%, 96%, 89% y 79%, respectivamente (Ramesh *et al.*, 2007; Tuzen *et al.*, 2009; Sari & Tuzen, 2009; Mamisahebei *et al.*, 2007). Mientras que otros bioadsorbentes como: *Acidithiobacillus ferrooxidans* BY-3, cepa DJ-1 de *Bacillus* sp., biomasa modificada de *A. niger*, y arena cubierta con óxido de hierro, también presentan una buena capacidad de remoción: 69.47%, 80%, 75% y 95%, respectivamente (Thirunavukkarasu *et. al.*, 2003; Pokhrel & Viraraghavan, 2006; Yan *et al.*, 2010; Joshi *et al.*, 2009), aunque los residuos agrícolas tiene una menor capacidad de remoción (24%) (Ranjan *et al.*, 2009).

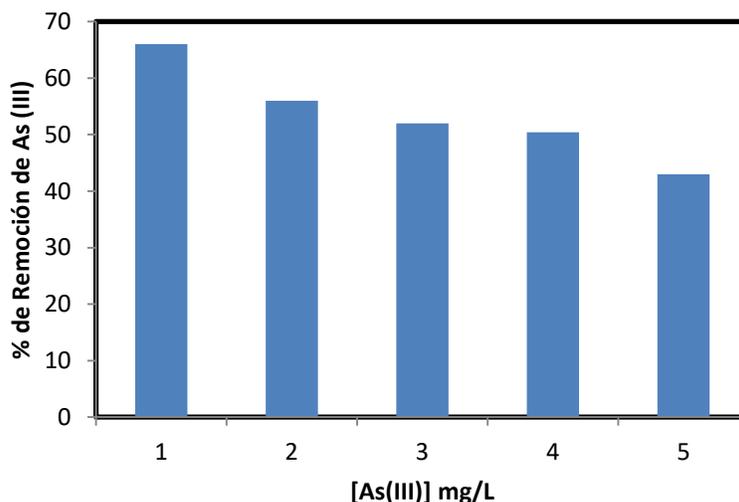


Fig. 4: Efecto de la concentración de As (III) sobre la remoción del mismo (1 g de biomasa modificada, pH 6.0, 24 h, 100 rpm).

Por otro lado, a mayor concentración de la biomasa modificada, hay mayor remoción del metaloide en solución (91.2% de remoción con 5 g, a las 24 h) (Figura 5), pues hay más sitios de bioadsorción del metal, pues la cantidad de bioadsorbente añadido determina el número de sitios de unión disponibles para la bioadsorción del metal (Tuzen *et al.*, 2009). Resultados similares se han reportado para el polvo del tallo de *A. nilotica* (Baig *et al.*, 2010), la biomasa modificada con óxido férrico de *Paecilomyces* sp. (Acosta Rodríguez *et al.*, 2013) y carbon activado modificado con hierro (Chen *et al.*, 2007).

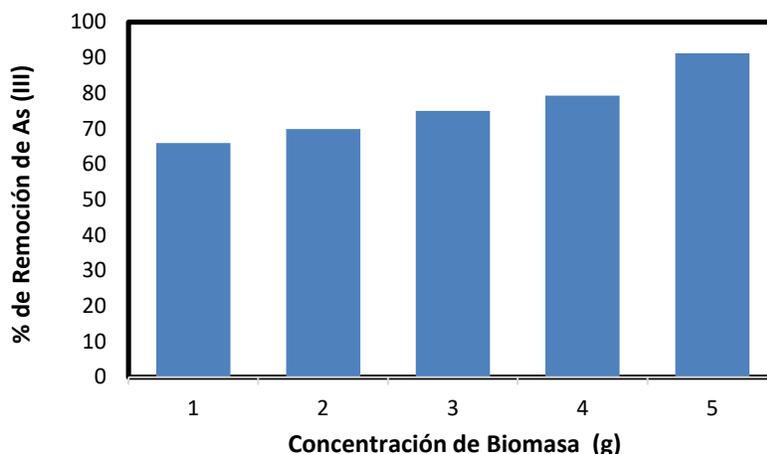


Fig. 5: Efecto de diferentes cantidades de biomasa modificada sobre la remoción de 1 mg/L de As (III) (28°C, pH 6.0, 100 rpm, 24 h).

Finalmente, en este estudio se demuestra el potencial de la biomasa fúngica tratada con óxido de hierro para la remoción de As (III) en diferentes condiciones, con la ventaja de que se puede obtener fácilmente en grandes cantidades con pocos recursos económicos. Este material se utilizó para la remoción de As (III) de muestras de agua contaminadas con 1 mg/L, procedentes de Zimapan, estado de Hidalgo, México, sitio en el cual, el agua subterránea está altamente contaminada de manera natural con As (0.6 mg/L) (Armienta *et al.*, 1997; Flores *et al.*, 2009), lo cual indica que esta concentración es mayor al límite máximo permitido para el agua de beber (0.5 mg/L) de acuerdo a la NOM-127-SSA1-1994, y de 0.25 mg/L de acuerdo a la NOM-127-SSA1-1994-2000 (1994). Los resultados obtenidos se muestran en la Tabla 1, donde se observa que después de 24 h de incubación, la concentración de As (III) se reduce a un valor de 0.330 mg/L (67% de remoción), lo que indica la eficiencia del material bioadsorbente para la remoción del metaloide de las muestras de agua. Estos resultados son parecidos para la remoción de As (III) con el polvo del tallo de *A. nilotica* (Baig *et al.*, 2010), la biomasa modificada con óxido férrico de *Paecilomyces* sp. (Acosta Rodríguez *et al.*, 2013), resinas de intercambio iónico (Prieto-García *et al.*, 2012) y Maracuya (Liná *et al.*, 2009).

Tabla 1: Remoción de As (III) de agua natural contaminada con 1.0 mg/L. 5 g de biomasa modificada, 100 rpm, 28°C, pH 6.0 (ajustado), 24 h de incubación.

Tiempo de Incubación (Horas)	% de Remoción
0	0
24	67

CONCLUSIONES

La biomasa modificada de *A. niger*, remueve un 66% de As (III) en solución (1 mg/L), a las 24 h de incubación, 28°C, 100 rpm y 1 g de biomasa; y elimina eficientemente el metal *in situ* (67% en agua contaminada con el metaloide). Estos resultados sugieren la potencial aplicabilidad de esta biomasa para la remediación de nichos acuáticos contaminados con As (III).

REFERENCIAS

1. Acosta Rodríguez, I., Martínez-Juárez, V.M., Cárdenas-González, J.F. & Moctezuma-Zárate, M.G. (2013). Biosorption of Arsenic (III) from Aqueous Solutions by Modified Fungal Biomass of *Paecilomyces* sp. *Bioinorganic Chemistry and Applications*, Vol. 2013, Article ID 376780, 5 pages <http://dx.doi.org/10.1155/2013/376780>.
2. Armienta, M.A., Rodríguez, R. & Cruz, O. (1997). Arsenic content in hair of people exposed to natural arsenic polluted groundwater at Zimapan, Mexico. *Bull. Environ. Cont. Toxicol.*, 59 (4), 583-589.
3. Baig, J.A., Kazi, T.G., Shah, A.Q., Kandhro, G.A., Afridi, H.I., Khan, S. *et al.* (2010). Biosorption studies on powder of stem of *Acacia nilotica*: removal of arsenic from surface Water. *J. Hazard. Mater.*, 178 (1-3), 941-948.
4. Basu, A., Saha, D., Saha, R., Ghosh, T. & Saha, B. (2014). A Review on Sources, Toxicity and Remediation Technologies Removing Arsenic from Drinking Water. *Res. Chem. Intern.*, 40, 447-485.
5. Chen, W., Parette, R., Zou, J., Cannon, F.S. & Dempsey, B.A. (2007). Arsenic removal by iron-modified activated carbón. *Water Research*, 41 (9), 1851-1858.
6. Conapris (2006). *Epidemiología del Hidroarsenicismo crónico regional endémico HACRE en la República Argentina, estudio colaborativo multicéntrico*. Ministerio de Salud de la Nación, 11-12, 18-19.
7. Coronado-Salas, C., Díaz-Barriga, F., Moreno-Sánchez, A.R., Carrizales-Yáñez, L., Torres-Nerio, R., Rentería-Guzmán, Y.J., *et al.* (2012). La comunicación de riesgos como una herramienta para disminuir la exposición infantil a plomo y arsénico en la zona contaminada de Villa de la Paz-Matehuala, San Luís Potosí, México. *Rev. Inter. Cont. Amb.*, 28 (2), 167-181.
8. Flores, E., Armienta, A., Micete, S. & Valladares, M.R. (2009). Tratamiento de agua para consumo humano con alto contenido de arsénico: estudio de un caso en Zimapan, Hidalgo-México. *Inf. Tecnol.*, 20 (4), 85-93.
9. Gil-Díaz, M., Díez-Pascual, S., González, A., Alonso, J., Rodríguez-Valdés, E., Gallego, J.R., *et al.* (2016). A nanoremediation strategy for the recovery of an As-polluted soil. *Chemosphere*, 149, 137-145.
10. Han, X., Song, J., Li, Y.L., Jia, S.Y., Wang, W.H. Huang, F.G. *et al.* (2016). As(III) removal and speciation of Fe (Oxyhydr)oxides during simultaneous oxidation of As(III) and Fe(II). *Chemosphere*, 147, 337-344.
11. Haron, M.J., Wan Yunus, W.M.Z., Yong, N.L. & Tokunaga, S. (1999). Sorption of arsenate and arsenite anions by iron(III)-poly(hydroxamic acid) complex. *Chemosphere*, 39 (14), 2459-2466.
12. Henke, K.R. & Hutchison, A.R. (2009). *Arsenic Chemistry, Arsenic: Environmental Chemistry, Health Threats, and Waste Treatment* (pp. 9-69). Chichester, UK: Wiley.
13. Joshi, D.N., Flora, S.J.S. & Kalia, K. (2009). *Bacillus* sp. strain DJ-1, potent arsenic hypertolerant bacterium isolated from the industrial effluent of India. *J. Hazard. Mater.*, 166 (2-3), 1500-1505.
14. Liná, A., Martínez-Hernández, J.L., Segura-Ceniceros, E.P., Villarreal-Sánchez, J.A. & Gregorio-Jáuregui, K.M. (2009). Biosorción de Arsénico en materiales derivados de Maracuyá. *Rev. Int. Cont. Amb.*, 25 (4), 201-216.
15. Litter, M.I. (2006). *Taller de distribución de arsénico en Iberoamérica*. Editorial Programa Iberoamericano de Ciencia y Tecnología para el Desarrollo, Buenos Aires. Argentina.

16. López Martínez, R., Méndez Tovar, L.J., Hernández Hernández, F. & Castañón Olivares, R. (2004). *Micología Médica. Procedimientos para el Diagnóstico de Laboratorio*. Ed. Trillas. México. 2^a. Ed.
17. Loukidou, M.X., Matis, Zouboulis, A.I. & Liakopoulou-Kyriakidou, M. (2003). Removal of As(V) from wastewaters by chemically modified fungal biomass. *Water Research*, 37(18), 4544–4552.
18. Maheswari, S. & Murusegan, A.G. (2009). Remediation of arsenic in soil by *Aspergillus nidulans* isolated from an arsenic-contaminated site. *Environ Technol.*, 30(9), 921-926.
19. Mamisahebei, S., Jahed Khaniki, G.R., Torabian, A., Nasser, S. & Naddafi, K. (2007). Removal of arsenic from an aqueous solution by pretreated waste tea fungal biomass. Iran. *J. Environ. Health Science Engineer.*, 4(2), 85-92.
20. Martínez-Villegas, N., Briones-Gallardo, R., Ramos-Leal, J.A., Avalos-Borja, M., Castañón-Sandoval, A.D., Razo-Flores, E., *et al.* (2013). Arsenic mobility controlled by solid calcium arsenates: A case study in Mexico showcasing a potentially widespread environmental problema. *Environ. Poll.*, 176, 114-122.
21. Norma Oficial Mexicana: NOM-127-SSA1-1994. Salud ambiental, agua para uso y consumo humano-límites permisibles de calidad y tratamientos a que debe someterse el agua para su potabilización.
22. Norma Oficial Mexicana: NOM 014-SSA1-1994. Sobre parámetros a determinar y la forma correcta de llevar el muestreo, conservación y manejo de las muestras hasta su ingreso al laboratorio, México D.F. 1993.
23. Olivares, C.I., Field, J.A., Simonich, M., Tanguay, R.L. & Sierra-Álvarez, R. (2016). Arsenic (III, V), indium (III), and gallium (III) toxicity to zebrafish embryos using a high-through put multi-endpoint in vivo developmental and behavioral assay. *Chemosphere*, 148, 361-368.
24. Pokhrel, D. & Viraraghavan, T. (2006). Arsenic removal from an aqueous solution by a modified fungal biomass. *Water Research*, 40, 549-552.
25. Prieto-García, F., Pérez Moreno, F. & Marmolejo, Y. (2012). Study of arsenic removal with ionic exchange resins in drinking water from Zimapan, Hidalgo State, Mexico. *Int. J. Applied Scien. Technol.*, 2(6), 14-16.
26. Raje, N. & Swain, K.K. (2002). Purification of arsenic contaminated ground water using hydrated manganese dioxide. *J. Radioanal. and Nuclear Chem.*, 253(1), 77–80.
27. Ramesh, A., Hasegawa, H., Maki, T. & Ueda, K. (2007). Adsorption of inorganic and organic arsenic from aqueous solutions by polymeric Al/Fe modified montmorillonite. *Sep. Pur. Technol.*, 56(1), 90-100.
28. Ranjan, D., Talat, M. & Hasan, S.H. (2009). Biosorption of arsenic from aqueous solution using agricultural residue rice polish. *J. Hazard. Mater.*, 166(2-3), 1050–1059.
29. Sahmoune, M.N. (2016). The role of biosorbents in the removal of arsenic from water. *Chem. Engineer. Technol.*, 39(9), 1617-1628.
30. Sari, A. & Tuzen, M. (2009). Biosorption of As(III) and As(V) from aqueous solution by macrofungus (*Inonotus hispidus*) biomass: equilibrium and kinetic studies. *J. Hazard. Mater.*, 164(2-3), 1372-1378.
31. Say, R., Yilmaz, N. & Denizli, A. (2003). Biosorption of cadmium, lead, mercury, and arsenic ions by the fungus *Penicillium purpurogenum*. *Sep. Science Technol.*, 38(9), 2039–2053.

32. SEMARNAT (2000). Norma Oficial Mexicana NOM-021-SEMARNAT-2000. "Establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de los suelos, estudio, muestreo y análisis". Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales. Diario Oficial de la Federación, México.
33. Smedley, P.L. & Kinniburgh, D.G. (2002). A review of the source, behaviour and distribution of arsenic in natural waters. *Appl. Geochem.*, 17(5), 517-568.
34. Srivastava, S. & Dwivedi, A. (2015). Biological Wastes the Tool for Biosorption of Arsenic. *J. Bioremed. Biodeg.*, 7(1), 1-3. <http://dx.doi.org/10.4172/2155-6199.100032>.
35. Thirunavukkarasu, O.S., Viraraghavan, T., Yand K.S. & Subramanian, K.S. (2003). Arsenic removal from drinking water using iron oxide coated sand. *Wat. Air, and Soil Poll.*, 142(1-4), 1-4, 95-111.
36. Torres Reyes, A. & Martínez Villegas, N.V. (2010). *Determinación de arsénico en sedimentos en el acuífero somero de Matehuala-Cerrito Blanco*. Doceavo Verano de la Ciencia. UASLP. Editorial Universitaria Potosina. UASLP. 1-9.
37. Tuzen, M., Sari, A., Mendil, D.O., Uluozlu, O.D., Soylak, M. & Dogan, M. (2009). Characterization of biosorption process of As(III) on green algae *Ulothrix cylindricum*. *J. Hazard. Mater.*, 165(1-3): 566-572.
38. Urik, M., Cernansky, S., Sevc, J., Simonovicova, A. & Littera, P. (2007). Biovolatilization of arsenic by different fungal strains. *Water, Air, and Soil Pollution*, 186(1-4), 337-342.
39. Yamani, J.S., Miller, S.M., Spaulding, M.L. & Zimmerman, J.B. (2012). Enhanced arsenic removal using mixed metal oxide impregnated chitosan beads. *Water Research*, 46(14), 4427-4434.
40. Yan, L., Yin, H., Zhang, S., Leng, F., Nan, W. & Li, H. (2010). Biosorption of inorganic and organic arsenic from aqueous solution by *Acidithiobacillus ferrooxidans* BY-3. *J. Hazard. Mater.*, 178(1-3), 209-217.