

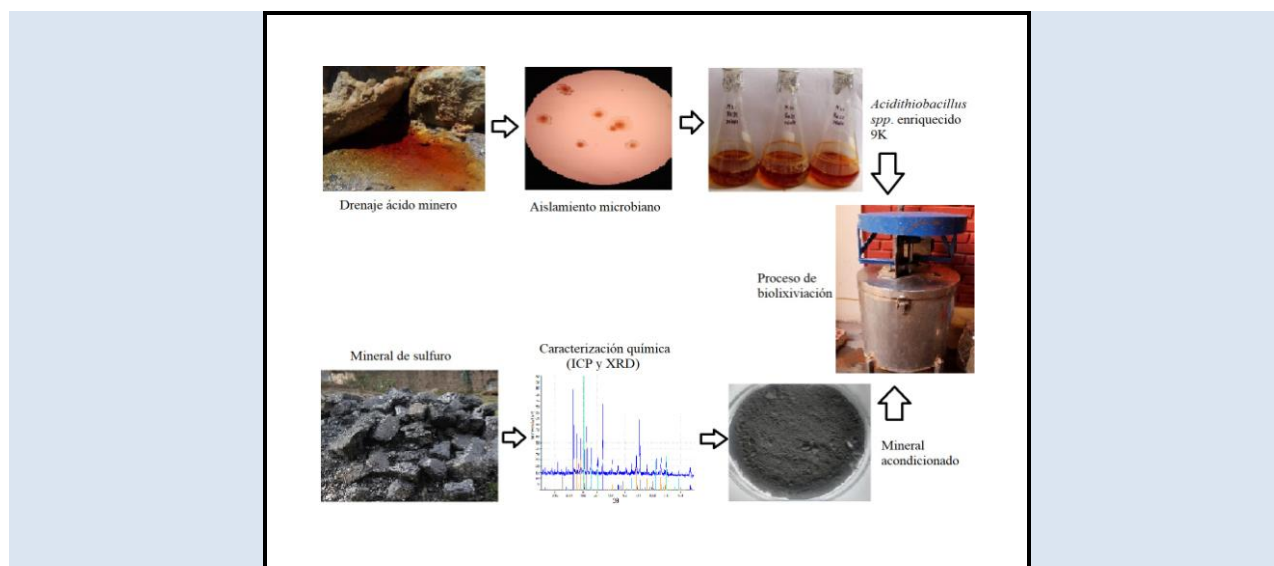
**BIOLIXIVIACIÓN DE UN MINERAL DE SULFURO-CU, ZN POR *Acidithiobacillus sp.*, AISLADO DE DRENAJES ÁCIDOS MINEROS, LA LIBERTAD (PERÚ)**Claudio Quiñones<sup>1\*</sup>, Rocío Bejarano<sup>1</sup>, Juan Vega<sup>3</sup>, Juan Rodríguez<sup>2</sup>, Heber Robles<sup>1</sup>

1: Laboratorio de Biotecnología, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Av. Juan Pablo II, Trujillo 13011, Perú

2: Laboratorio de Citometría, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Av. Juan Pablo II, Trujillo 13011, Perú

3: Laboratorio de Procesamiento de minerales, Facultad de Ingeniería, Universidad Nacional de Trujillo, Av. Juan Pablo II, Trujillo 13011, Perú

\* e-mail: claudioqc24@gmail.com

**RESUMEN**

Los drenajes ácidos mineros (DAM) son una fuente potencial para el aislamiento de microorganismos con capacidades de lixiviar menas sulfuradas; por ello, su aprovechamiento de estos efluentes permite optar tecnologías sostenibles y mejorar la recuperación de metales de valor comercial. La presente investigación tuvo como objetivo biolixiviar una mena sulfurada por *Acidithiobacillus sp.*, aislado de un DAM de La Libertad (Perú). Se enriqueció muestras de DAM en 100 ml de medio 9K a pH 2.5 a  $23 \pm 2$  °C por 14 días y se aisló un cultivo puro microbiano en medio 9K-agarosa. Se caracterizó por tinción de Gram y su fisiología empleando medios inorgánicos (azufre elemental, ion ferroso y tiosulfato de sodio), obteniendo características típicas de *Acidithiobacillus sp.* Se determinó su tasa de oxidación del ion ferroso a diferentes pH (1.5, 2.5 y 3.5) y su capacidad de biolixiviación de una mena sulfurada, obtenida del distrito de Sayapullo - Perú, durante 25 días a 400 rpm con pH 2.5. Los resultados mostraron una mayor tasa de oxidación de ion ferroso del  $50.13 \pm 5.4$  mg/L.h a pH 2.5 y presentó una mayor recuperación de cobre (Cu), zinc (Zn) y oro (Au) con el 52, 54 y 30 %, respectivamente, con una disolución de hierro del 31%. Por lo tanto, se demuestra que *Acidithiobacillus sp.* obtenida de DAM de La Libertad (Perú), puede ser usado como alternativa de recuperación de metales de valor comercial mediante biolixiviación de menas sulfuradas.

**Palabras-chave:** Biotecnología, Biolixiviación, Biominería, Biohidrometalurgia

**BIOLEACHING OF A SULFIDE-Cu, Zn MINERAL BY *Acidithiobacillus sp.*, ISOLATED FROM ACID MINING DRAINAGE, LA LIBERTAD (PERU)****ABSTRACT**

Acid mine drainage (AMD) is a potential source for the isolation of microorganisms with the ability to leach sulfur ore; for this reason, its use of these effluents allows the choice of sustainable technologies and improves the recovery of metals of commercial value. The objective of this research was to bioleach a sulfur ore by *Acidithiobacillus sp.*, isolated from an AMD of La Libertad (Peru). AMD samples were enriched in 100 ml of 9K medium at pH 2.5 at  $23 \pm 2$  °C for 14 days and a pure microbial culture was isolated in 9K-agarose medium. It was characterized by Gram stain and its physiology using inorganic media (elemental sulfur, ferrous ion and sodium thiosulfate), obtaining typical characteristics of *Acidithiobacillus sp.* Its ferrous ion oxidation rate was determined at different pHs (1.5, 2.5 and 3.5) and its bioleaching capacity of a sulfur ore, obtained from the Sayapullo district - Peru, for 25 days at 400 rpm with pH 2.5. The results showed a higher ferrous ion oxidation rate of  $50.13 \pm 5.4$  mg/L.h at pH 2.5 and presented a higher recovery of copper (Cu), zinc (Zn) and gold (Au) with 52, 54 and 30%, respectively, with a solution iron 31%. Therefore, it is shown that *Acidithiobacillus sp.* obtained from AMD of La Libertad (Peru), it can be used as an alternative to recover metals of commercial value by bioleaching sulfur ore.

**Keywords:** *Biotechnology, Bioleaching, Biomining, Biohydrometallurgy*

## 1. INTRODUCTION

La biolixiviación es un método simple y sostenible con el medio ambiente para la recuperación de metales a partir de minerales, desechos metálicos o suelos contaminados mediante la actividad de los microorganismos, permitiendo el ahorro de energía no renovable consumida, bajo costo y apropiado para los minerales complejos y de baja ley [1]. La biolixiviación se produce por microorganismos mediante la oxidación del ion ferroso ( $\text{Fe}^{2+}$ ) a férrico ( $\text{Fe}^{3+}$ ) y reducción del azufre ( $\text{S}_8$ ,  $\text{S}_2\text{O}_3^{2-}$  y  $\text{H}_2\text{S}$  o polisulfuros) a ácido sulfúrico ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ); el férrico y los protones resultantes del ácido sulfúrico solubilizan los metales de las menas, minerales o desechos sólidos [1].

Se han encontrado diferentes bacterias acidófilas oxidantes de hierro y azufre por su potencial biolixiviación, como *Acidithiobacillus ferrooxidans*, *Acidithiobacillus caldus* y *Acidithiobacillus thiooxidans*; sin embargo, el bioproceso basado en *Acidithiobacillus ferrooxidans* es el más empleado y se ha desarrollado en diversos entornos experimentales, como lixiviación en tanque agitado, lixiviación en pilas y depósitos de residuos, debido a su capacidad metabólica para utilizar varios iones como fuente de energía [3]. *Acidithiobacillus ferrooxidans* es una bacteria quimiolitotrófica que obtiene su energía de la oxidación de iones ferrosos y compuestos de azufre reducido; y como fuente de carbono el dióxido de carbono ( $\text{CO}_2$ ); se distribuye ampliamente en entornos naturales, que incluye el suelo, agua de mar, agua dulce, cenizas volcánicas y principalmente en drenajes ácidos mineros (DAM) [2].

Los DAM son el resultado de la oxidación química y biológica de minerales sulfurados de estanques de relaves y botaderos de roca estéril, comúnmente producto de las actividades mineras, y se caracteriza por un pH bajo y alta concentración de sulfato y metales disueltos [3]. En el Perú, existe una expansión de la extracción de minerales por las minerías y se estima que cada año liberan 13 mil millones de  $\text{m}^3$  de drenajes ácidos al medio ambiente; sin embargo, esto trae consigo conflictos

ambientales [4]. Por ello, el aprovechamiento de estos DAM ricos en bacterias acidófilas, impulsa su importancia para su uso en los procesos de biolixiviación de minerales, como alternativa para reemplazar la lixiviación tradicional por mercurio y cianuración [5]. Existen investigaciones previas en el norte del Perú, como Farfán et al. [6] que investigaron la extracción de cobre a partir de minerales de bornita y calcopirita de relaves mediante biolixiviación por un consorcio bacteriano obtenidos de DAM; así mismo, Pairazamán-Quiroz et al. [7] aislaron *Sulfobacillus sp.* y *Acidithiobacillus ferrooxidans* a partir de DAM, con resistencia extrema al cobre y con posibles aplicaciones de biolixiviación.

Así mismo, en La Libertad (Perú) se caracteriza por su amplia actividad minera y se ha encontrado minerales con alto grado de refractariedad debido a su elevado contenido de arsenopirita y pirita, que limitan la extracción de metales mediante procesos convencionales [8]. Por lo tanto, la investigación de nuevos microorganismos con potencial capacidad de biolixiviación, a partir de una diversidad cultivable, es una ruta alternativa para el avance de la biotecnología en la minería de nuestra región [9]. En el presente trabajo se recolectó muestras de DAM de la región de La Libertad ubicada en el norte del Perú, para aislar y caracterizar cultivos microbianos de *Acidithiobacillus sp.*, posteriormente se trató por biolixiviación una mena sulfurada obtenida de fuentes mineras de Sayapullo - La Libertad (Perú), para la recuperación de metales de valor comercial y aportar una alternativa de procesar estas menas sulfuradas de Cu-Zn.

## 2. PARTE EXPERIMENTAL

### 2.1 Recolección de drenaje ácido minero

Se recolectaron muestras de DAM de un solo lugar ubicada en el distrito de Lucma, La Libertad, Perú ( $7^{\circ}36'25,6''\text{S}$   $78^{\circ}40'28,6''\text{W}$ ) (ver Figura 1). Se llenó un frasco de vidrio estéril de 1 litro con muestras de DAM, se registró in situ la temperatura y pH con un equipo multiparámetro C5010 y se mantuvo a  $4^{\circ}\text{C}$  hasta su procesamiento [10].



**Figura 1.** Localización del sitio de muestreo del drenaje ácido minero en el distrito de Lucma, La Libertad-Perú.

## 2.2 Aislamiento bacteriano

Se inoculó 25 ml de DAM en 100 ml de medio de 9K:  $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$  (3.0 g/l),  $\text{K}_2\text{HPO}_4$  (0.5 g/l),  $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$  (0.5 g/l), KCl (0.1 g/l),  $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$  (0.01 g/l) y  $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$  (44.22 g/l), esterilizado por filtración (0.22  $\mu\text{m}$  de tamaño de poro) y se ajustó el pH con ácido sulfúrico a 2.5. Se incubó a  $23 \pm 2$  °C con agitación rotatoria a 120 rpm por 14 días. Posteriormente, se sembró por dilución en serie  $10^{-2}$  en placas de petri con medio sólido de 9K más 1.5 % de agarosa, se incubó a 25 °C durante 14 días. Las colonias características se purificaron en 5 ml de medio 9K y se preservó a temperatura ambiente [11].

## 2.3 Caracterización morfológica y fisiológica de *Acidithiobacillus sp*

Se realizó una tinción de Gram mediante el método de Hooker y su morfología se estudió con un microscopio óptico (Olympus, CX-31) [10]. A partir del cultivo puro aislado, se caracterizó su fisiología empleando diferentes medios estrictamente inorgánicos, como única fuente de energía 44.2 g/L de  $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ , 10 g/L de azufre elemental en

polvo ( $\text{S}^0$ ), 10 g/L de tiosulfato de sodio ( $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ ) y 10 g/L de tiosulfato de sodio suplementado con 0.1% de glucosa, en un medio sal mineral estéril de 9K [12].

## 2.4 Cinética de biooxidación de hierro

Se determinó la tasa de oxidación de  $\text{Fe}^{2+}$  de *Acidithiobacillus sp.* en diferentes niveles de pH (1.5, 2.5 y 3.5); se inoculó el 10% del cultivo microbiano de 7 días de crecimiento en un medio de cultivo de 300 ml de sal mineral 9K con  $8.14 \pm 0.25$  de  $\text{Fe}^{2+}$  g/L. Se incubó a  $23 \pm 1$  °C a 130 rpm durante 168 h. Se monitoreó el pH y la concentración  $\text{Fe}^{2+}$  cada 24 h [13].

## 2.5 Recolección y acondicionamiento del mineral

Se recolectaron 70 kg de mineral de una zona minera del distrito de Sayapullo, La Libertad – Perú ( $7^\circ 35' 41.1''\text{S}$   $78^\circ 28' 09.4''\text{W}$ ) (ver Figura 2). El mineral se sometió un proceso de chancado, se molió y tamizó a una malla de 200 hasta un tamaño de partícula de 74  $\mu\text{m}$  [14].



**Figura 2.** Sitio de muestreo del mineral en el distrito de Sayapullo, Perú

## 2.6 Caracterización del mineral por difractómetro de rayos X (DRX)

El difractograma se obtuvo mediante análisis de difracción de rayos X del mineral que fueron sometidos a un difractor Rigaku Miniflex 600 (EE. UU.) con radiación de cobre a voltaje de 30 KV a una corriente de 20 mA y una longitud de onda ( $\lambda$ ) de 0.15 nm [15].

## 2.7 Biolixiviación de la mena sulfurada

Se inocularon 10 litros del cultivo de *Acidithiobacillus sp.* de 14 días de crecimiento a pH 1.5 con una densidad de pulpa de 1.5% de mineral en un biorreactor de acero de 30 litros. Se incubó a  $23 \pm 2$  °C por 25 días en condiciones de agitación a 400 rpm. El grupo de control en condiciones similares sin inóculo bacteriano se procesó en paralelo [16]. Las soluciones y residuos sólidos fueron analizados mediante ICP-OES para Cu, Zn, Fe, As y Pb.

## 2.8 Ensayo de cianuración

Se realizó el ensayo BRT (Bottle Roll Testing) para evaluar la recuperación de oro mediante cianuración [8]. Se procesó 250 g del mineral biolixiviado en una botella de 3.8 litros con 0.5 litros de agua y 5.0 g/l NaCN, a un pH controlado entre 10.5-11.0 mediante la adición de CaO, sobre en un equipo de rodillos a 40 rpm por 48 h a temperatura ambiente ( $20 \pm 2$  °C). Al finalizar, se separaron los residuos sólidos cianurados por filtración y se secaron para el análisis de oro.

## 2.9 Métodos analíticos

Se determinó la concentración de oro (Au) a través del método fire assay por gravimetría descrito por Echeverry-Vargas [17]. A su vez, el análisis multielemental Cu, Pb, Zn, Fe y As se realizó mediante espectrometría de emisión óptica con plasma de acoplamiento inductivo (ICP-OES, Prodigy, USA) (18). El pH se determinó mediante un equipo multiparámetro (Consort, C5010). Se determinó la concentración de  $\text{Fe}^{2+}$  mediante el método modificado por titulación con permanganato de potasio ( $\text{KMnO}_4$ ) [19], a través de la siguiente ecuación (1):

$$\text{Fe}^{2+} \text{ (g/L)} = ((V_{\text{KMnO}_4} \times N_{\text{KMnO}_4}) / V_{\text{muestra}}) \times 55.84 \quad (1)$$

; donde  $V_{\text{KMnO}_4}$  es el volumen de titulación;  $N_{\text{KMnO}_4}$ , normalidad de  $\text{KMnO}_4$  y 55.84 g de  $\text{Fe}^{2+}$ /mol de  $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ .

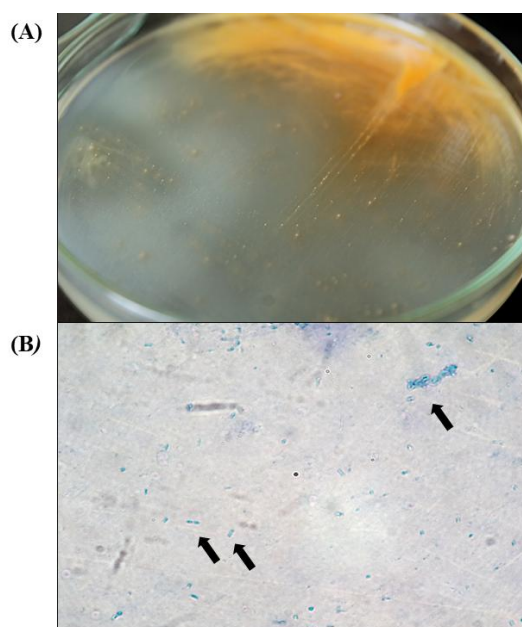
## 2.10 Análisis estadístico

El análisis estadístico se realizó utilizando el software Minitab 18 para determinar la varianza de los datos para un intervalo de confianza del 95% [20].

## 3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los DAM obtenidos presentaron un pH de 2.5 debido a la presencia de sulfatos como ion predominante asociado a depósitos de azufre, pirita o de otros elementos metálicos; del mismo modo, se observó una coloración rojiza que constituye la oxidación del hierro en su estado férrico [21]. Estos ambientes generalmente están asociados con

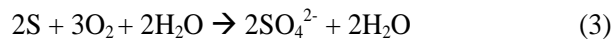
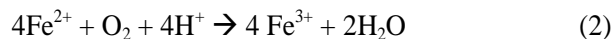
bacterias implicadas en los procesos de biolixiviación [22]. La cepa aislada (ver Figura 3), se estudiaron sus principales características morfológicas y fisiológicas como la oxidación del azufre elemental y tiosulfato, evidenciándose por la caída de pH hasta 1 (Datos no mostrados); esta acidez es debido a la oxidación disimilatoria de los compuestos de azufre reducidos que se convierten en ácido sulfúrico en condiciones acuosas [23]. Además, la oxidación de tiosulfato en presencia de glucosa (0.1%) resultó positiva por la disminución del pH y crecimiento celular (Datos no mostrados), esto muestra la capacidad de algunas especies de *Acidithiobacillus* en resistir compuestos orgánicos, siempre y cuando la glucosa se encuentra por debajo a la concentración del sustrato de iones de azufre en el medio de cultivo [24].



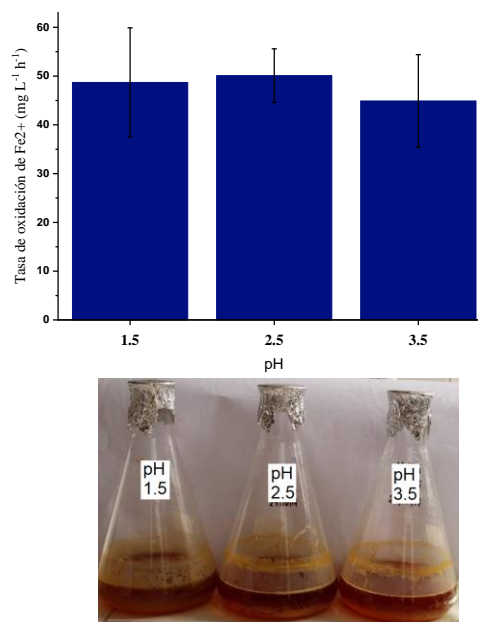
**Figura 3.** Características morfológicas del *Acidithiobacillus sp.* (A) Fotografía de las colonias en placa con medio 9K-agarosa después de 14 días de incubación; (B) Micrografía (1000 X) de la cepa aislada cultivada aeróbicamente en medio líquido 9K a observación en fresco con azul de metileno 0.1%.

A su vez, se observa la oxidación del ion  $\text{Fe}^{2+}$  a  $\text{Fe}^{3+}$  en condiciones aeróbicas y ácidas, el crecimiento bacteriano se evidencia en la disminución de la concentración del ion ferroso y el cambio a color ladrillo del medio de cultivo [25]. Por consiguiente, los productos observados mediante las reacciones de oxidación del ion ferroso y los compuestos de azufre reducidos, son típicos del género de

*Acidithiobacillus* obtenida en este estudio (ver Ecuación 2-4) [26]:



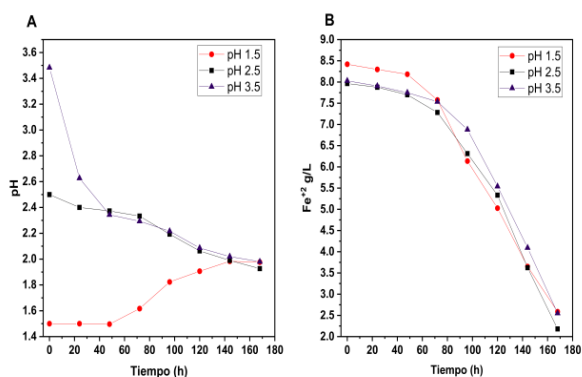
En la Figura 4, se muestra la tasa de oxidación del  $\text{Fe}^{2+}$  en medio 9K, con 49, 50 y 45  $\text{mg/L}\cdot\text{h}$  para un pH 1.5, 2.5 y 3.5, respectivamente; no obstante, no se presentaron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ) entre los pH. Estos resultados se asemejan a los encontrados por Zabihollahpoor & Hejazi [27] que obtuvieron tasas de oxidación de  $\text{Fe}^{2+}$  entre 20 – 180  $\text{mg/L}\cdot\text{h}$  por *Acidithiobacillus ferrooxidans* PTCC 1646 entre pH 1.2-2, además demuestran que los cambios de cinética de oxidación también es debido a las variaciones de la concentración de hierro inicial, velocidad de agitación y la relación de volumen líquido del matraz. Así mismo, se observó una precipitación significativa de jarosita en los medios con pH inicial de 2.5 y 3.5 con un cambio de color ladrillo después de 168 h en todos los experimentos; mientras que, el control (sin inóculo) no presentó cambio de color ni variación de la concentración del ion ferroso.



**Figura 4.** Efecto del pH (1.5, 2.5 y 3.5) sobre la tasa de oxidación del  $\text{Fe}^{2+}$  ( $\text{g/L}\cdot\text{h}$ ) por *Acidithiobacillus sp.*

En la Figura 5, se muestra una fase de latencia hasta las 50 h con ligera oxidación del  $\text{Fe}^{2+}$  en

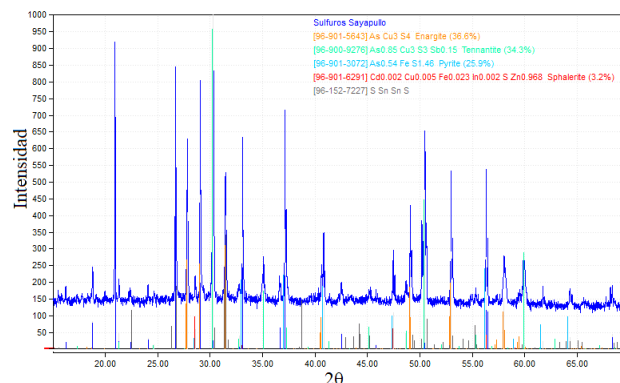
condiciones de pH a 1.5, 2.5 y 3.5, debido a una variación gradual del pH experimental a un pH metabólicamente estable por *Acidithiobacillus sp.* Se establece que el pH juega un papel importante en la oxidación del  $\text{Fe}^{2+}$ , según Dominique [28] indica que un pH superior a 2 conduce a la precipitación de hidróxido de hierro (jarosita) en exceso, interfiriendo con la interacción de la superficie celular con el medio, aumentando la viscosidad de la suspensión y haciendo que la transferencia de oxígeno sea menor; del mismo modo, un pH cercano a 1.0 perjudica el metabolismo de los microorganismos. Posteriormente, a partir de las 50 h se observa una tasa constante de oxidación del ion ferroso y finalizando todos los tratamientos a pH final de  $1.90 \pm 0.03$  durante las 168 h con una oxidación máxima del 72.62% a pH inicial de 2.5.



**Figura 5.** Oxidación de  $\text{Fe}^{2+}$  a diferentes pH (1.5, 2.5 y 3.5) por *Acidithiobacillus sp.* a 168 h en condiciones ambientales ( $25 \pm 2^\circ\text{C}$ ).

El mineral presentó alto contenido de azufre y hierro del 53 y 28%, respectivamente, que generalmente está asociado por compuestos de pirita ( $\text{FeS}$ ) y arsenopirita ( $\text{FeAsS}$ ), este último se encontró en pequeñas cantidades de arsénico (1.2%). A su vez, se encontró otros metales de interés como cobre (5%), zinc (2.5%) y plomo (5%) que pueden estar asociado a compuestos como esfalerita ( $\text{Fe, ZnS}$ ), calcopirita ( $\text{CuFeS}_2$ ) y sulfuro de plomo ( $\text{PbS}$ ), que generalmente se encuentran en menores proporciones [29]. Según el difractograma de rayos X (ver Figura 6), se corroboró la presencia de pirita alrededor de  $29^\circ$ ,  $56^\circ$  y  $58.9^\circ$ , además de enargita alrededor de  $28^\circ$ ,  $31^\circ$ ,  $49^\circ$  y  $52.9^\circ$  y tennantita en  $30^\circ$ ,  $35^\circ$  y  $50^\circ$  [30]; estos dos últimos se considera importantes por ocluir elementos de cobre y arsénico [31]. A su vez, se evidenció la presencia de

esfalerita alrededor de  $28^\circ$ ,  $34^\circ$ ,  $47^\circ$  y  $56^\circ$ , característico por componer Zinc. Todos esos minerales son considerados en el grupo de minerales de sulfuros. Mientras que, la ley de oro del mineral fue 2.8 g/t, que comúnmente se encuentra en forma de oro envolvente u oro intergranular en los sulfuros metálicos [32].



**Figura 6.** Difractograma de la mena sulfurada obtenida de la zona minera del distrito de Sayapullo, La Libertad – Perú.

En su proceso de biolixiviación del mineral por *Acidithiobacillus sp.* (ver Tabla 1), se obtuvo una recuperación de 52 y 54% de Cu y Zn, respectivamente; estos resultados superan a otros valores obtenidos por Rouchalova et al. [33] que alcanzaron el 37% de Zn y 26.34% de Cu durante 26 días, así mismo Wang et al. [34] alcanzaron un 45% de cobre después de 75 días. A su vez, se obtuvo una disolución de hierro del 31%, que generalmente se le atribuye a la oxidación del mineral, no obstante, se debe prestar atención a que existe un valor óptimo de hierro en la solución dado que su aumento podría tener un impacto negativo e inhibir el crecimiento y actividad microbiana [35]. Mientras que, la recuperación de oro fue el 30% por cianuración después del tratamiento de biolixiviación del mineral, mejorando el proceso de lixiviación y disminuyendo los altos ciclos de cianuración que normalmente se obtienen bajos rendimientos de 15 – 25% [36]. Del mismo modo, nuestros hallazgos se complementan con las investigaciones de Li et al. [37] que obtuvieron una recuperación del 36-78% de oro después de 80 días de biooxidación en pilas a partir de una mena de oro. Así mismo, el proceso de recuperación puede mejorarse complementándose con sucesivas etapas

de tratamiento, como Wang et al. [38] que obtuvieron una recuperación de 83.6-90.3% de oro a partir de una mena de oro concentrado mediante tratamientos sucesivos de *Sulfobacillus thermosulfidooxidans*, *Acidithiobacillus caldus* y *Ferroplasma thermophilum* a 45 °C.

**Tabla 1.** Porcentaje de disolución de elementos metálicos recuperados durante la biolixiviación del mineral de sulfuro por *Acidithiobacillus sp.*

Elemento	% de disolución	Desviación estándar
Cobre	52.1	21.6
Hierro	31.3	1.8
Zinc	53.2	25.2
Arsénico	0.35	0.2
plomo	6.05	2.6
Oro <sup>a</sup>	30.38	0.3

a: Recuperación mediante cianuración luego del tratamiento por biolixiviación.

#### 4. CONCLUSIONES

Se logró recuperar significativamente el 52, 54 y 30% de cobre, zinc y oro, respectivamente, mediante tratamiento de biolixiviación por un cultivo microbiano *Acidithiobacillus sp.*, aislado de DAM de La Libertad (Perú), así mismo, posee un metabolismo quimiolitotróficamente establecido y una capacidad de oxidación de Fe<sup>2+</sup> del 50.13 ± 5.4 mg/L.h a pH 2.5. Por lo tanto, *Acidithiobacillus sp.* aislado de DAM, es prometedor para la recuperación de metales de menas sulfuradas de Cu-Zn.

#### 5. AGRADECIMIENTOS

Se agradece a la dirección de la Universidad Nacional de Trujillo por facilitar la gestión y ejecución del proyecto, financiado con recursos de CANON minero PIC8-2013, cod. 180313208 (RCU N° 402-2013-/UNT). Proyecto Consorcios microbianos nativos para la biooxidación de minerales auríferos y tratamiento de efluentes cianurados, La Libertad.

#### 6. REFERENCIAS

- [1]. Srichandan H, Mohapatra RK, Parhi PK, Mishra S. Hydrometallurgy. 2019; 189:105122.
- [2]. Zhan Y, Yang M, Zhang S, Zhao D, Duan J, Wang W. World J Microbiol Biotechnol. 2019; 35(4): 60-72.
- [3]. Mahmoud KK, Leduc LG, Ferroni GD. J Microbiol Methods. 2005; 61(1):33-45.
- [4]. Bebbington A, Williams M. Mt Res Dev. 2008; 28(3-4):190-5.
- [5]. Alfonso P, Anticoi H, Yubero T, Bascompta M, Henao L, Garcia-Valles, Palacions S, Yañez J. Minerals. 2019; 9(6): 345-366.
- [6]. Farfán G, Reyes I, Castillo A., Rodriguez J, Vega J. LACCEI International Multicoference on Entrepreneurship, Innovation and Regional Development-LEIRD. 2021; 9-10(10):1-9.
- [7]. Pairazamán-Quiroz O, Neciosup-Quesñay J, Valdez-Anco Y, Veliz-De La Vega F, Barrios-Cuevas P, Araya-Rozas C, Robles-Castillo H, Esparza-Mantilla M. Rebiol. 2019; 39(1):18-30.
- [8]. Vega J, Angelats L, Rodríguez L, Zavaleta N. LACCEI International Multicoference on Entrepreneurship, Innovation and Regional Development-LEIRD. 2021; 19-23(7):1-10.
- [9]. Sernaque-Aguilar YA, Cornejo-La Torre M, Regard JP, Mialhe EL. Revista Peruana de Biología. 2019; 26(2):275-282.
- [10]. Auld RR, Myre M, Mykytczuk NCS, Leduc LG, Merritt TS. J Microbiol Methods. 2013; 93(2): 108-15.
- [11]. Lashgarian HE, Karkhane M, Marzban A. J Microbiol Biotechnol Food Sci. 2019; 9(3): 585-9.
- [12]. Yang X, Wang S, Liu Y, Zhang Y. Can J Microbiol. 2015; 61 (1): 65-71.
- [13]. Saavedra A, Aguirre P, Gentina JC. Front Microbiol. 2020; 11: 1-9.
- [14]. Furqan MA, Farooq U, Liaquat R, Alghamdi HA, Ahmad B, Qureshi Z, Jamal A, Tauseef I, . Polish J, Kashif S, Ullah I, Ishtiaq M. Environ Stud. 2020; 29(2): 1593-1600.

- [15]. Senthil Kumar R, Rajkumar P. *Infrared Phys Technol.* 2014; 67(2014): 30–41.
- [16]. Sajjad W, Zheng G, Zhang G, Ma X, Xu W, Khan S. *Extremophiles.* 2018; 22(6): 851–63.
- [17]. Rojas-Reyes NR, Echeverry-Vargas L. *Journal DYNA.* 2021; 88(217): 68–74.
- [18]. Martins AS, Junior JBP, de Araújo Gomes A, Carvalho FI, Filho H, Graças F. *Biol Trace Elem Res.* 2020; 194(1): 284–94.
- [19]. Song C, Jo CM, Ri HG. *Iran J Biotechnol.* 2020; 18(3): 55–61.
- [20]. Pina PS, Oliveira VA, Cruz FL, Leão VA. *Biochem Eng J.* 2010; 51(3): 194–7.
- [21]. Eyzaguirre P, Castillo DM. *Rev Investig Altoandinas - J High Andean Res.* 2019; 21(1): 49–56.
- [22]. Vardanyan N, Badalyan H, Markosyan L, Vardanyan A, Zhang R, Sand W. *Front Microbiol.* 2020; 1 :1–11.
- [23]. Quatrini R, Johnson DB. *Trends Microbiol.* 2019; 27(3): 282–3.
- [24]. Fang D, Zhou LX. *Water Air Soil Pollut.* 2006; 171(1–4): 81–94.
- [25]. Zhan Y, Yang M, Zhang S, Zhao D, Duan J, Wang W, Wang W, Yan L. *World J Microbiol Biotechnol.* 2019; 35(4): 60-72.
- [26]. Fowler TA, Crundwell FK. *Appl Environ Microbiol.* 1999; 65(12): 5285–92.
- [27]. Zabihollahpoor A, Hejazi P. *Iran J Chem Eng.* 2018; 15(1): 17–34.
- [28]. Dominique R. Bioleaching of sulfide minerals in continuous stirred tanks. In: *Microbial processing of metal sulfides.* 2007. p. 133–50.
- [29]. Suratman S. *Indones Min J.* 2017; 19(3): 153–65.
- [30]. Chen YH, Wang G, Wang MK, Chiang KY, Chen YM, Liu CH, Tsao T. *Geoderma.* 2012; 170: 96–102.
- [31]. Senior GD, Guy PJ, Bruckard WJ. *Int J Miner Process.* 2006; 81(1): 15–26.
- [32]. Wang X, Qin W, Jiao F, Yang C, Cui Y, Li W, Zhang Z, Song H. *Minerals.* 2019; 9(7): 406-422.
- [33]. Rouchalova D, Rouchalova K, Janakova I, Cablik V, Janstova S. *Miner.* 2020;10(11): 1013- 1029.
- [34]. Wang J, Zhu S, Zhang YS, Zhao HB, Hu MH, Yang CR, Qin W, Qiu GZ. *Journal Cent South Univ.* 2014; 21(2): 728–34.
- [35]. Foroutan A, Bazpors Ghaziani S, Abbas Zadeh Haji Abadi M, Shirazian S, Ghadiri M. *Trans Indian Inst Met.* 2021; 74(1): 1-8.
- [36]. Deschênes G. “Advances in the Cyanidation of Gold”. In: *Gold Ore Processing.* Elsevier; 2016. p. 429–45.
- [37]. Li J, Tong L, Xia Y, Yang H, Sand W, Xie H, Lan B, Zhong S, Auwalu A. *Extremophiles.* 2020; 24: 355-364.
- [38]. Wang G, Liu X, Wu Y, Zeng T, Li S, Liu J, Liu Y, Xie S. *Hydrometallurgy.* 2020; 197(11): 105421.

## 7. MINIBIOGRAFÍA DE AUTORES



**CLAUDIO QUIÑONES** recibió su MsC. en Biotecnología Ambiental y Agroindustrial por la Universidad Nacional de Trujillo en 2020. Él está cursando su Doctorado en Ciencias Ambientales en la Universidad Nacional de Trujillo (Perú). Actualmente, trabaja como docente de la Universidad Privada Antenor Orrego y su línea de investigación enfocado en la obtención de biopolímeros microbianos y biorremediación de compuestos tóxicos.

(ORCID: 0000-0002-9703-974X)



**ROCÍO BEJARANO** es Biólogo Microbiólogo de la Universidad Nacional de Trujillo en 2018. Actualmente, trabaja en la empresa Agrícola CHAPI SA de Ica (Perú). Especialista en la producción de controladores biológicos enfocado en la aplicación de *Trichoderma* y abonos orgánicos.

(ORCID: 0000-0002-3664-337X)



**JUAN VEGA** es Doctor en Ciencias e Ingeniería de la Universidad Nacional de Trujillo. Docente en la cátedra de Metalurgia de los metales preciosos, concentración de minerales y Tecnología del carbón en la Universidad Nacional de Trujillo. Jefe de Laboratorio de Procesamiento de Minerales y desarrolla investigación en caracterización de minerales - procesamiento de minerales y tratamiento de residuos.

(ORCID: 0000-0001-8413-8792)



**JUAN RODRIGUEZ** es Doctor en Ciencias Biológicas, Maestro en Salud Pública y título de Biólogo. Se desempeña como docente en cátedra de Recursos Fitogenéticos y Biología Celular y Molecular en la Universidad Nacional de Trujillo. Es jefe del Laboratorio de Citometría y ha desarrollado diversas investigaciones en Biotecnología Ambiental en la síntesis verde de nanopartículas de plata.

(ORCID: 0000-0002-8166-8859)



**HEBER ROBLES** es Maestro en Ciencias, mención en Microbiología Industrial y Biotecnología. Título de Biólogo Microbiólogo. Docente Universitario de la Universidad Nacional de Trujillo, Profesor de Postgrado de universidades del Perú. Área de investigación: biotecnología ambiental, biorremediación de desechos domésticos e industriales. Aislamiento y selección de microorganismos para la recuperación de ambientes contaminados y producción de metabolitos microbianos para tecnologías limpias. Miembro del Cuerpo de Bomberos Voluntarios del Perú, especializado en materiales peligrosos, bioseguridad, protección y lucha contra incendios.

(ORCID: 0000-0003-2967-7595)