



UNIVERSIDAD TÉCNICA FEDERICO SANTA MARÍA
CAMPUS SAN JOAQUÍN
DEPARTAMENTO DE METALURGIA Y MATERIALES

**EVALUACIÓN DE LA FLOCULACIÓN DE LA PIRITA CON
ACIDITHIOBACILLUS FERROOXIDANS COMO MECANISMO DE
DEPRESIÓN EN BIOFLOTACIÓN EN AGUA DE MAR Y AGUA DULCE**

TESIS PARA OPTAR AL GRADO DE MAGÍSTER EN CIENCIAS DE LA INGENIERÍA,
MENCIÓN METALURGIA

MEMORIA PARA OPTAR AL TÍTULO DE INGENIERO CIVIL DE MINAS

JAMIRO ENRIQUE LOYOLA RODRÍGUEZ

PROFESOR GUÍA:
FRANCISCA SAN MARTÍN ROBBIANO

SANTIAGO DE CHILE

2024

Agradecimientos

Quiero darle las gracias principalmente a mis padres Carolina y Carlos por apoyarme durante este largo proceso. También a mis abuelos y tíos que siempre me ayudaron cuando lo necesité.

Al grupazo "Humildes USM" Andrés, Zaira, Cristian, Allan, Jorge, Guillermo, Lucas, Felipe y Jaime por todas esas horas en las que estuvimos estudiando, sufriendo, calculando notas para aprobar, pero más importante por todos esos momentos divertidos que hicieron que este proceso no fuera tan difícil.

A mis amigos del INBA que a pesar de no vernos seguido, las juntas son como si nos hubiéramos visto todos los días igual que cuando estábamos en el colegio.

A mis compañeros de laboratorio por hacer que realizar los experimentos durante este último año fuera mucho más entretenido de lo que pensaba.

También a todos esos amigos online, que a pesar de no conocernos en persona disfruté compartiendo juegos y música.

A todas esas personas con las que compartí en algún momento durante estos 7 años en talleres o ayudantías.

A mi profesora guía Francisca por siempre apoyarme, guiarme y enseñarme durante este largo proceso.

También agradecer al proyecto fondecyt de iniciación N° 11200144 EVALUATION OF CHEMOLITHOAUTOTROPHIC MICROORGANISMS AS PYRITE DEPRESSANT IN FLOTATION OF COPPER SULFIDES WITH SEAWATER por permitir la financiación de este trabajo.

EVALUACIÓN DE LA FLOCULACIÓN DE LA PIRITA CON *ACIDITHIOBACILLUS FERROOXIDANS* COMO MECANISMO DE DEPRESIÓN EN BIOFLOTACIÓN EN AGUA DE MAR Y AGUA DULCE

Las bacterias del tipo *A. ferrooxidans* permiten la depresión de la pirita pura en el proceso de flotación cuando el mineral es previamente acondicionado con estos microorganismos, pero ¿se conoce por qué ocurre? En el presente estudio se evaluó uno de los posibles mecanismos que permiten la depresión de la pirita con bacterias en agua de mar y agua dulce, el cual corresponde a la floculación.

La metodología empleada consiste primero en cultivar las bacterias en el laboratorio siguiendo un riguroso paso a paso. Asimismo, el agua de mar también se prepara en el laboratorio siguiendo métodos existentes que han sido utilizados en estudios previos. Finalmente, para probar el mecanismo de floculación, se realizan pruebas de microflotación en celda Hallimond y sedimentación en probetas de 10 mL en ambos tipos de agua en presencia y ausencia de bacterias (agregando al experimento $5,6 \times 10^9$ bacterias/mL) y colector (agregando al experimento $6,3 \times 10^{-3}$ M) a valores de pH 4, 6, 8, 10 y 12. Para cada condición el experimento se realizó tres veces.

El criterio utilizado para evaluar el mecanismo es que cuando la recuperación de pirita es alta en flotación, la velocidad de sedimentación en las mismas condiciones debe ser baja y viceversa, pues si la floculación es la que genera la depresión de la pirita, se deberían formar partículas de mayor tamaño que provoquen una disminución en la probabilidad de adhesión entre la partícula mineral y la burbuja.

También se utilizó el equipo ANALYSETTE 22 para medir el tamaño de las partículas en presencia y ausencia de bacterias, con el cual se pudo determinar que no es el adecuado para realizar análisis que impliquen la formación de aglomerados, pues cuando se realiza la medición se forma un efecto de "cavitación ultrasónica" que rompe todo tipo de aglomerados que se hayan formado previamente.

Realizando las comparaciones pertinentes se logra determinar que no se estarían formando flóculos de pirita debido a la presencia de bacterias, pues al agregarla no se presentó un aumento en la velocidad de sedimentación en comparación a cuando no hay bacterias. Por lo tanto, la floculación no es el mecanismo que permite la depresión de la pirita ni en agua de mar ni dulce, ya que los resultados muestran que cuando la recuperación de pirita disminuye con bacterias en presencia de colector no se presentó ninguna tendencia al aumento en la velocidad de sedimentación, más bien esta relación se comportó de manera irregular en el rango de pH estudiado.

Tabla de Contenido

1. Introducción	1
1.1. Objetivo General	2
1.2. Objetivos Específicos	2
2. Estado del Arte	3
2.1. Flotación	3
2.1.1. Colisión	4
2.1.2. Adhesión	5
2.1.3. Estabilización	5
2.1.4. Colectores	5
2.1.5. Depresantes	6
2.1.6. Espumantes	6
2.2. Uso de agua en Chile	7
2.2.1. Problemática del agua de mar en la flotación	9
2.2.1.1. Consumo de cal	10
2.2.1.2. Disminución en la recuperación de Molibdeno	11
2.3. Microorganismos en el procesamiento de minerales	13
2.3.1. <i>Acidithiobacillus ferrooxidans</i>	14
2.3.2. <i>Acidithiobacillus thiooxidans</i>	15
2.3.3. <i>Leptospirillum ferrooxidans</i>	15
2.4. Estudios de bioflotación	15
2.4.1. Bioflotación	15
2.4.2. Uso de <i>Acidithiobacillus ferrooxidans</i> en agua dulce	16
2.4.3. Uso de <i>Acidithiobacillus thiooxidans</i> en agua dulce	21
2.4.4. Uso de <i>Acidithiobacillus ferrooxidans</i> en agua de mar	23
2.5. Separación sólido-líquido	24
2.5.1. Coagulación	25
2.5.2. Floculación	26
2.5.3. Estudios de floculación y bioflotación	27
3. Materiales y métodos	33
3.1. Mineral	33
3.2. Microorganismos	34
3.3. Agua de mar artificial	37
3.4. Experimentos de microflotación	39
3.5. Experimentos de sedimentación	41
3.6. Experimentos de tamaño de partícula	42

4. Resultados y Discusión	43
4.1. Resultados de Flotación	43
4.2. Resultados de Velocidad de Sedimentación	47
4.3. Resultados de Tamaño de Partícula	54
4.4. Discusión	55
5. Conclusión	58
Bibliografía	59
Anexos	62
Anexo A. Gráficos de velocidad de sedimentación	62

Índice de Tablas

2.1.	Tipos de colectores [12].	6
2.2.	Contenido de iones en agua de mar [16].	10
2.3.	Flotabilidad de sulfuros puros con y sin bacterias [6].	19
2.4.	Recuperación de minerales en mezcla [6].	19
2.5.	Floculación de pirita a diferentes pH (Concentración de bacterias de $1,8 \times 10^8$ bacterias/mL) en agua destilada [11].	28
2.6.	Floculación de pirita a diferentes concentraciones de bacterias en agua destilada a pH 2,03 [11].	29
3.1.	Masa que se debe agregar de cada sal gravimétrica para formar 1 kg de agua de mar al 35‰ de salinidad [16].	38
3.2.	Concentración molar que se debe agregar de cada sal volumétrica para formar 1 kg de agua de mar al 35‰ de salinidad [16].	38
4.1.	Velocidad de sedimentación de la pirita en agua dulce y agua de mar a diferente pH en presencia y ausencia de bacterias. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL. SB*=Sin bacterias, CB*=Con Bacterias.	50
4.2.	Velocidad de sedimentación de la pirita en presencia y ausencia de bacterias y agregando colector en agua dulce y agua de mar a diferente pH. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente. SB*=Sin Bacterias, CB*=Con Bacterias.	50
4.3.	Tamaño de partícula en agua dulce a diferente pH en presencia y ausencia de bacterias. La concentración de bacterias en la muestra agregada fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	54
4.4.	Tamaño de partícula en agua de mar a diferente pH en presencia y ausencia de bacterias. La concentración de bacterias en la muestra agregada fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	55
4.5.	Comparación entre los experimentos de Natarajan & Das y los de este trabajo.	57

Índice de Ilustraciones

2.1.	Esquema de la flotación [12].	3
2.2.	Interacción entre sólido y burbuja [12].	4
2.3.	Consumo de agua para procesos mineros en las principales regiones mineras de Chile el año 2020 [2].	8
2.4.	Proyección porcentual del uso de agua de mar y continental en la minería para el período 2020-2032 [15].	9
2.5.	Consumo de cal en flotación con agua de mar y agua dulce para mineral de cobre [3].	11
2.6.	Recuperación de molibdeno en flotación con agua de mar y agua dulce [3]. . .	12
2.7.	a) Recuperación de molibdenita en agua dulce para granulometrías de 106 μm en diferentes concentraciones de MBS. La concentración de espumante agregada fue de 300 g/ton. b) Recuperación de molibdenita en agua dulce para granulometrías 53 μm en diferentes concentraciones de MBS. La dosis de espumante agregada fue de 300 g/ton [19].	13
2.8.	a) Recuperación de molibdenita en agua de mar para granulometrías de 106 μm a diferentes concentraciones de MBS. La concentración de espumante agregada fue de 300 b) Recuperación de molibdenita en agua de mar para granulometrías de 53 μm en diferentes concentraciones de MBS. La dosis de espumante agregada fue de 300 g/ton [19].	13
2.9.	Representación de la interacción entre <i>A. ferrooxidans</i> y pirita [23].	15
2.10.	Recuperación de calcopirita en flotación con agua dulce utilizando solo colector [5].	17
2.11.	Recuperación de calcopirita en flotación con agua dulce utilizando colector y <i>Acidithiobacillus ferrooxidans</i> [5].	17
2.12.	Recuperación de pirita en flotación con agua dulce utilizando solo colector [5].	18
2.13.	Recuperación de pirita en flotación con agua dulce utilizando colector y <i>Acidithiobacillus ferrooxidans</i> [5].	18
2.14.	Recuperación de cobre a diferentes concentraciones de colector en presencia de bacterias cultivadas en Fe^{+2} y S^{-2} [7].	20
2.15.	Recuperación de hierro a diferentes concentraciones de colector en presencia de bacterias cultivadas en Fe^{+2} y S^{-2} [7].	21
2.16.	a) Recuperación de pirita y calcopirita con PIPX y sin <i>A. thiooxidans</i> . b) Recuperación de pirita y calcopirita con PIPX y <i>A. thiooxidans</i> [26].	22
2.17.	Recuperación de pirita y calcopirita en mezcla según orden en el que se añadió PIPX y <i>A. thiooxidans</i> a pH 4,5 [26].	22
2.18.	Recuperación de pirita en agua de mar [8].	23
2.19.	Distintas zonas que se pueden distinguir en las pruebas de sedimentación [28].	24
2.20.	Modelo que muestra la ubicación de las distintas capas y potenciales [9]. . . .	26

2.21.	a) Transmisión de luz para pirita en ausencia de bacterias a pH 6,5. b) Transmisión de luz para pirita en presencia de bacterias a pH 6,5 [10].	30
2.22.	a) Transmisión de luz para calcopirita en ausencia de bacterias a pH 8. b) Transmisión de luz para calcopirita en presencia de bacterias a pH 8 [10].	31
2.23.	Recuperación de pirita y calcopirita en presencia de <i>L. ferrooxidans</i> y colector. La concentración de colector es de $0,5 \times 10^{-4}$ M [10].	32
3.1.	Metodología para el chancado y molienda de la pirita pura.	34
3.2.	Metodología para el cultivo de bacterias.	35
3.3.	a) Matraz al día 0 de agitación y b) Matraz al día 4 de agitación.	36
3.4.	Shaker utilizado para mantener en agitación a las bacterias.	36
3.5.	Microscopio utilizado para obtener la imagen de las bacterias.	37
3.6.	Metodología para la elaboración de agua de mar artificial.	39
3.7.	a) Metodología para los experimentos de microflotación.	40
3.8.	Celda Hallimond.	40
3.9.	Metodología para los experimentos de sedimentación.	41
3.10.	Probeta de 10 mL utilizada para los experimentos de velocidad de sedimentación.	42
4.1.	Efecto de la bacteria <i>A. ferrooxidans</i> sobre la pirita en flotación en agua dulce. La concentración de bacterias fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	44
4.2.	Efecto de la bacteria <i>A. ferrooxidans</i> sobre la pirita en flotación en agua dulce. La concentración de bacterias y colector en la celda fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.	45
4.3.	Efecto de la bacteria <i>A. ferrooxidans</i> sobre la pirita en flotación en agua de mar. La concentración de bacterias en la celda fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	46
4.4.	Efecto de la bacteria <i>A. ferrooxidans</i> sobre la pirita en flotación en agua de mar. La concentración de bacterias y colector en la celda fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.	47
4.5.	Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 4 en agua dulce. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	48
4.6.	Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 4 en agua dulce. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.	48
4.7.	Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 4 en agua de mar. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	49
4.8.	Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 4 en agua de mar. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.	49
4.9.	Efecto de la bacteria <i>A. ferrooxidans</i> sobre la velocidad de sedimentación de la pirita en agua dulce. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	51
4.10.	Efecto de la bacteria <i>A. ferrooxidans</i> sobre la velocidad de sedimentación de la pirita en agua dulce. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.	52
4.11.	Efecto de la bacteria <i>A. ferrooxidans</i> sobre la velocidad de sedimentación de la pirita en agua de mar. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	53

4.12.	Efecto de la bacteria <i>A. ferrooxidans</i> sobre la velocidad de sedimentación de la pirita en agua de mar. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.	54
A.1.	Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 6 en agua dulce. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	62
A.2.	Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 8 en agua dulce. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	63
A.3.	Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 10 en agua dulce. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	63
A.4.	Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 12 en agua dulce. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	64
A.5.	Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 6 en agua de mar. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	64
A.6.	Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 8 en agua de mar. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	65
A.7.	Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 10 en agua de mar. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	65
A.8.	Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 12 en agua de mar. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.	66
A.9.	Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 6 en agua dulce. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.	66
A.10.	Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 8 en agua dulce. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.	67
A.11.	Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 10 en agua dulce. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.	67
A.12.	Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 6 en agua de mar. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.	68
A.13.	Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 8 en agua de mar. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.	68
A.14.	Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 10 en agua de mar. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.	69

Capítulo 1

Introducción

Desde hace algunos años Chile se ha visto enfrentado a una escasez hídrica en la cual las precipitaciones han disminuido entre un 20-40 % [1] lo cual ha provocado que las empresas deban utilizar de forma mucho más efectiva los recursos hídricos, empleando nuevas tecnologías que permitan reutilizar el agua, como también, emplear el uso de nuevas fuentes, por ejemplo, el agua de mar. Proyecciones realizadas por Cochilco indican que para el año 2032 el uso de agua de mar sería cercano al 68 % del agua total utilizada en la minería [2]. Se ha investigado el uso de agua de mar en el proceso de flotación bajo condiciones industriales, pero se ha notado que existen algunos problemas operacionales, pues la recuperación de molibdeno como subproducto se reduce y el consumo de cal como depresante de pirita aumenta a $\text{pH} > 9$ debido a que la solución actúa como buffer [3].

Para solucionar los problemas anteriores se ha estudiado el uso de bacterias que puedan reemplazar a la cal. El uso de bacterias en la minería no es nuevo, pues ya se utilizan algunas bacterias acidófilas como la *Acidithiobacillus ferrooxidans* en la biolixiviación de minerales sulfurados debido a la capacidad que tienen de oxidar el azufre y el hierro, permitiendo la liberación de los iones de cobre al formar ácido sulfúrico (H_2SO_4) [4]. Diversos autores han estudiado el uso de bacterias como la *A. ferrooxidans*, *L. ferrooxidans* y la *A. thiooxidans* en flotación principalmente en agua dulce, logrando gran avance, pues con las tres bacterias se ha visto que es posible deprimir la pirita sin afectar en gran medida la recuperación de minerales de interés económico [5] [6] [7]. En flotación con agua de mar se ha estudiado la *A. ferrooxidans* donde también se obtiene que es posible deprimir pirita [8].

La floculación tiene por objetivo principal reunir las partículas desestabilizadas para formar aglomeraciones de mayor peso y tamaño que sedimenten con mayor eficiencia [9]. Vilinska & Hanumantha (2008) [10] investigaron si la bacteria *Leptospirillum ferrooxidans* permitía la floculación de pirita y calcopirita en agua destilada. Para su estudio utilizaron una concentración de 2,5 g/L de pirita y calcopirita a diferentes valores de pH, esto se realiza en presencia y ausencia de bacterias durante 10 min. Además, realizaron experimentos de bioflotación donde notaron que al agregar bacterias había mayor depresión de la pirita que cuando no estaban las bacterias. Por otro lado, escanearon el porcentaje de transmisión de luz, notando que para la pirita en presencia de bacterias la transmisión de luz aumentaba, lo que se traduce en un aumento de la floculación de la pirita. Por lo tanto, la floculación podría ser un mecanismo de depresión. Natarajan & Das (2003) [11] estudiaron si la bacteria *A. ferrooxidans* generaba un aumento en la sedimentación de pirita en agua dulce en diferentes valores de

pH. Lograron notar que al agregar una concentración de $1,8 \times 10^8$ bacterias/mL se producía una mayor sedimentación del mineral en todo el rango de pH estudiado, pues la sedimentación aumentó desde 72 % a 98 % en promedio, donde, el mayor aumento de produjo a pH 4 y 6.

En el presente trabajo se va a evaluar si la floculación es el mecanismo que permite la depresión de la pirita en agua de mar y agua dulce. Lo anterior se hizo relacionando la recuperación en flotación con la velocidad de sedimentación, pues cuando la recuperación de pirita es alta, la velocidad de sedimentación debe ser baja y viceversa.

1.1. Objetivo General

- Probar si la floculación es un mecanismo de depresión de la pirita en bioflotación con agua de mar y dulce.

1.2. Objetivos Específicos

- Evaluar la recuperación de pirita en microflotación en ausencia y presencia de bacterias.
- Evaluar la velocidad de sedimentación de la pirita en presencia y ausencia de bacterias en separación sólido-líquido.
- Analizar la relación entre la velocidad de sedimentación y la recuperación en bioflotación bajo las mismas condiciones experimentales (pH, tipo de agua, presencia o ausencia de bacterias).

Capítulo 2

Estado del Arte

2.1. Flotación

La flotación es un proceso fisicoquímico que aprovecha las propiedades superficiales de los minerales con el agua para así captar el material de interés. Las propiedades antes mencionadas corresponden a la hidrofobicidad (repulsión al agua) y la hidrofiliidad (atracción al agua). La flotación es un proceso complejo, ya que dentro de la celda interviene una fase sólida (mineral), líquida (agua) y gaseosa (burbujas de aire). El proceso consiste en la formación de burbujas dentro de la celda para que los minerales con superficie hidrofóbica (mena) se adhieran a las burbujas y formen, en la parte superior, un concentrado rico en la especie de interés, mientras que el mineral con superficie hidrofílica (ganga) se mantiene en el agua precipitando en la parte inferior formando relaves (Figura 2.1). Al proceso anterior también se le llama "flotación directa". Si el proceso se realiza de forma inversa, es decir, recuperar la ganga en la parte superior y el mineral en la parte inferior de la celda, se le llama "flotación inversa" [12]. Debido a la naturaleza del proceso, la flotación es la actividad que consume más agua en la minería del cobre chilena, pues el año 2020 se utilizó el 59 % de las aguas continentales totales en minería para realizar la concentración de minerales por flotación [2].

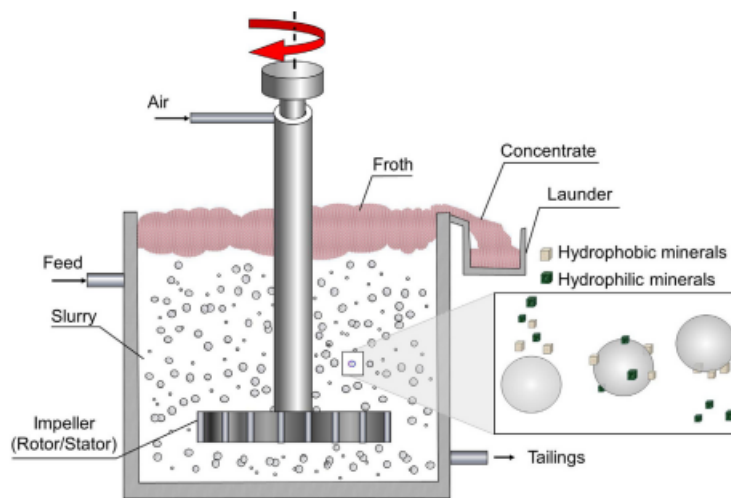


Figura 2.1: Esquema de la flotación [12].

Para medir la hidrofobicidad del mineral se utiliza el ángulo de contacto θ entre la partícula

sólida y la burbuja (Figura 2.2) provocado por las tensiones superficiales. Para que la partícula se mantenga adherida a la burbuja se debe cumplir la ecuación de Young (Ecuación (2.1)) donde $\gamma_{s/a}$, $\gamma_{s/w}$ y $\gamma_{w/a}$ son las tensiones superficiales sólido-burbuja, sólido-agua y agua-burbuja, respectivamente [12].

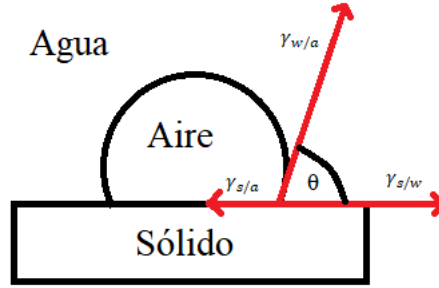


Figura 2.2: Interacción entre sólido y burbuja [12].

$$\gamma_{s/a} = \gamma_{s/w} + \gamma_{w/a} \cos(\theta) \quad (2.1)$$

La fuerza que permite la ruptura del sistema burbuja-sólido se conoce como "trabajo de adhesión" y se representa con la letra $W_{s/a}$ (Ecuación (2.2)):

$$W_{s/a} = \gamma_{s/w} + \gamma_{w/a} - \gamma_{s/a} \quad (2.2)$$

Al combinar la Ecuación (2.2) con la Ecuación (2.1) se puede notar que la fuerza de adhesión aumenta a medida que incrementa el ángulo, implicando que a mayor ángulo de interacción hay mayor hidrofobicidad [12].

$$W_{s/a} = \gamma_{w/a} (1 - \cos(\theta)) \quad (2.3)$$

Existen tres principios que permiten explicar como se adhieren las partículas minerales a las burbujas los cuales son: a) Colisión b) Adhesión y c) Estabilización. Estas se relacionan mediante la Ecuación:

$$P_f = P_C * P_A * P_E \quad (2.4)$$

Donde: P_f es la probabilidad de flotación, P_C es la probabilidad de colisión, P_A es la probabilidad de adhesión y P_E es la probabilidad de estabilidad.

2.1.1. Colisión

Consiste en la colisión entre la partícula mineral y la burbuja debido a que la partícula se sale de la línea de flujo. Para que ocurra esto las partículas no deben ser muy pequeñas, pues si lo son, estas seguirán por la línea de flujo no logrando interactuar con la burbuja. La probabilidad de colisión se puede expresar mediante la Ecuación (2.5):

$$P_C = A\left(\frac{d_p}{d_b}\right)^n \quad (2.5)$$

Donde: P_C es la probabilidad de colisión, d_p es el diámetro de la partícula, d_b es el diámetro de la burbuja, A y n dependen del régimen de flujo.

2.1.2. Adhesión

La adhesión ocurre después de la colisión y sucede cuando el tiempo que le toma a la película de agua que rodea a la burbuja adelgazar, para permitir que la partícula entre en contacto con la burbuja (tiempo de inducción), es menor que el tiempo que le toma a la partícula llegar hasta el ecuador de la burbuja (tiempo de contacto). Lo anterior se refleja mediante la Ecuación (2.6):

$$t_i < t_c \quad (2.6)$$

Donde: t_i es el tiempo de inducción y t_c es el tiempo de contacto.

Asimismo, el tiempo de inducción se puede escribir como se ve en la Ecuación (2.7):

$$t_c = \frac{L}{U} \quad (2.7)$$

Donde: L corresponde a la distancia entre el punto de colisión y el ecuador y U es la velocidad de la partícula.

Cabe destacar que el tiempo de contacto disminuye con el tamaño de la partícula y el tiempo de inducción aumenta cuando las partículas son hidrofílicas y disminuye cuando las partículas son hidrofóbicas.

2.1.3. Estabilización

La estabilización es cuando la unión entre la partícula y la burbuja dura el tiempo necesario hasta que ambas lleguen a la parte superior para formar el concentrado. Para que ocurra este ascenso se requiere de que la densidad del complejo partícula-burbuja sea menor que la densidad del líquido. Uno de los factores que más influencia en la estabilización es el diámetro de la partícula, pues esta influencia en el volumen y por ende en la densidad.

2.1.4. Colectores

Hay veces en las que los minerales no presentan comportamiento hidrofóbico en la superficie. Por lo cual, se les debe inducir dicho comportamiento utilizando reactivos químicos. Los reactivos utilizados para modificar el comportamiento superficial del mineral son los surfactantes conocidos como colectores. Su mecanismo de funcionamiento es crear una fuerza hidrofóbica atractiva entre el sólido y la burbuja para así superar las fuerzas repulsivas electrostáticas y de Van der Waals [13].

Los colectores se pueden clasificar debido a su ion (aniónicos o catiónicos) o por su aplicación en minerales sulfurados o no-sulfurados. Los colectores aniónicos se agrupan según dos

tipos de grupos funcionales, el tiol (-SH) y el hidroxilo (-OH) mientras que los catiónicos son las aminas y amino éters (Tabla 2.1).

Tabla 2.1: Tipos de colectores [12].

Colector	Aniónico	Tiol	Xantato
			Tiofosfato
			Ditiocarbamato
		Hidroxilo	Carboxilo
			Sulfato
			Sulfonato
	Catiónico	Amina	
		Amino éter	

De los colectores mostrados en la Tabla 2.1 los más utilizados para procesar minerales sulfurados son el xantato, tiofosfato y ditiocarbamato. Los demás colectores se pueden utilizar para procesar minerales no sulfurados [12].

2.1.5. Depresantes

Los depresantes son reactivos químicos que permiten la inducción de propiedades hidrofílicas en los minerales que no presentan este comportamiento en su superficie [12]. Su mecanismo de funcionamiento es crear fuerzas electrostáticas de doble capa mientras se suprime la fuerza hidrofóbica en la barrera de contacto burbuja-sólido [13].

Los depresantes se dividen en tres grupos:

- **Inorgánicos:** Se utilizan para deprimir sulfuros. Entre los depresantes más importantes se encuentran: cianuro, sulfato de zinc y dióxido de azufre. El cianuro es de particular interés para flotar sistemas Pb-Cu-Zn y Cu-Zn. La activación accidental por iones Cu^{+2} de la esfalerita se puede contrarrestar agregando cianuro, pues reacciona con el Cu reduciendo los iones Cu^{+2} en Cu^{+} [12].
- **Orgánicos pequeños:** La presencia del grupo amino quela los iones de cobre y níquel evitando que la pirrotita se active, lo cual evita la flotación de dicho mineral. Los depresantes más conocidos son el dietilentriamina (DETA) y el trietilentetramina (TETA) [12].
- **Polímeros orgánicos:** Los polímeros orgánicos poseen un gran interés económico debido a que son menos peligrosos que los depresantes inorgánicos. Los grupos funcionales presentes en este caso son no iónicos como el OH^{-} , o bien, iónicos como el COO^{-} y el SO_3^{-2} . Los polímeros orgánicos se dividen en productos naturales y productos sintéticos [12]. Un ejemplo industrial corresponde al depresante FLOMIN D633 que se puede utilizar para deprimir sulfuros de cobre y hierro [14].

2.1.6. Espumantes

Los espumantes son reactivos químicos del tipo surfactante que tienen la función de ayudar a formar la espuma en la flotación, formar y preservar burbujas pequeñas y reducir la

velocidad de ascenso de las burbujas.

Cada una de las tres funciones mencionadas anteriormente tiene su propósito, pues al formar burbujas de tamaño pequeño permite que se genere una mayor cantidad de burbujas dentro de la celda provocando un aumento en el área de contacto total. Reducir la velocidad de ascenso permite que la burbuja permanezca más tiempo dentro de la celda aumentando la colisión entre partículas y burbujas mejorando la cinética de flotación. Por último, la formación de la espuma permite preservar las burbujas que llegan a la superficie evitando que exploten provocando una mejora en la recuperación del mineral de interés [12].

La mayoría de los espumantes son compuestos heteropolares formados por un grupo polar y una cadena de hidrocarburos hidrofóbicos.

Los principales espumantes que se encuentran en el mercado son los alcoholes y poliglicoles. Los alcoholes que se utilizan como espumantes presentan un grupo hidroxilo y contienen entre 5-7 carbonos. Si la cantidad de carbono es menor no logran ser lo suficientemente activos y se vuelven solubles.

Como se mencionó anteriormente, los espumantes mejoran la cinética de flotación. Se puede ver en la Ecuación (2.8) como afecta el tamaño de la burbuja en su flujo superficial S_b , ya que la disminución del diámetro de la burbuja provoca un aumento en el valor de S_b al ser inversamente proporcionales [12].

$$S_b = \frac{6J_g}{D_{32}} \quad (2.8)$$

Donde J_g es la velocidad superficial del gas y D_{32} corresponde al diámetro de Sauter de la burbuja.

Similar al caso anterior, si se disminuye la velocidad de ascenso de las burbujas aumenta el número de colisiones entre el mineral y las burbujas, como también, crece la cantidad de aire en la celda generando el aumento de la cinética de flotación como se ve en la ecuación (2.9), pues si ϵ_g aumenta, el valor de A_b también lo hace.

$$A_b = \frac{6\epsilon_g}{D_{32}} \quad (2.9)$$

Donde A_b es el área específica de burbujas en la celda y ϵ_g es el porcentaje de aire en la celda.

2.2. Uso de agua en Chile

Desde hace algunos años Chile se ha visto enfrentado a una escasez hídrica en la cual las precipitaciones han disminuido entre un 20-40 % [1] lo cual ha provocado que las empresas deban utilizar de forma mucho más efectiva los recursos hídricos, empleando nuevas tecnologías que permitan reutilizar el agua, como también, emplear el uso de nuevas fuentes, por ejemplo, el agua de mar.

Actualmente, en la minería se utilizan 3 tipos de agua: agua continental, agua de mar y agua reutilizada. El agua continental corresponde a los flujos provenientes de aguas subterráneas (que se encuentran bajo tierra), aguas superficiales (agua dulce de vertientes, ríos, lagunas, embalses, entre otros) y adquirida mediante terceros (contratos con terceros para adquirir el derecho de uso). La agricultura es el proceso con el mayor consumo de agua continental en Chile alcanzando un 72 %, superando ampliamente a todos los demás consumos que son: agua potable para consumo humano (12 %), consumo industrial (5 %), industria minera (4 %) y otros (5 %) [2]. Si bien, la minería no representa un alto porcentaje en el consumo de agua, su problema radica principalmente en la ubicación de los yacimientos, los cuales se concentran en el norte del país, ya que son lugares en los cuales la distribución de agua para las personas se torna complicada debido a las condiciones geográficas y climáticas.

El 2020 se utilizó $12,09 \text{ m}^3/\text{s}$ de agua continental en los distintos procesos de la minería, tales como: área mina, planta concentradora, hidrometalurgia, fundición, venta y consumo humano [2]. En la Figura 2.3 se ve como se distribuyó este consumo de agua en las distintas regiones mineras del país.

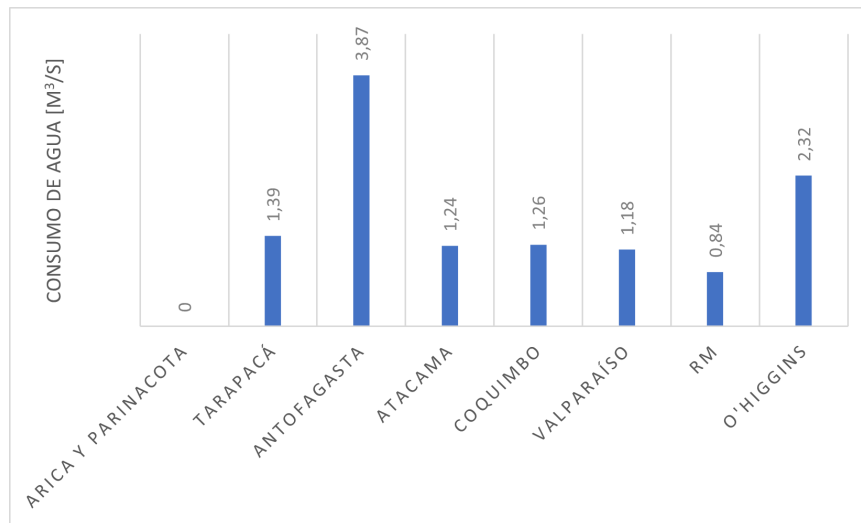


Figura 2.3: Consumo de agua para procesos mineros en las principales regiones mineras de Chile el año 2020 [2].

La actividad que más agua consume dentro de la minería es la flotación con un 59 %, además, se estima que la producción de concentrados de cobre aumente un 50 % para el año 2032 [15]. Es por ello que se busca reducir el uso de aguas continentales e ir reemplazándola con agua de mar. El uso de aguas continentales viene en descenso los últimos años, pues el 2020 su consumo fue de $12,09 \text{ m}^3/\text{s}$ (19 % del total), valor ligeramente menor a los $13,09 \text{ m}^3/\text{s}$ utilizados el 2015.

Asimismo, el 2020 el uso de agua de mar fue de $5,28 \text{ m}^3/\text{s}$ (8 % del agua total utilizada en la minería), de los cuales $1,96 \text{ m}^3/\text{s}$ provienen directamente del mar mientras que el resto fue sometido a un proceso de desalinización. El uso de agua de mar aumentó más del doble en relación al año 2015 ($2,27 \text{ m}^3/\text{s}$) [2].

Las estimaciones realizadas por Cochilco indican que el consumo de agua de mar en la

minería crecería gradualmente con los años llegando a ser el 68 % para el 2032 mientras que el 32 % restante correspondería a agua continental. En la Figura 2.4 se puede ver la predicción del consumo de agua para el periodo 2020-2032.

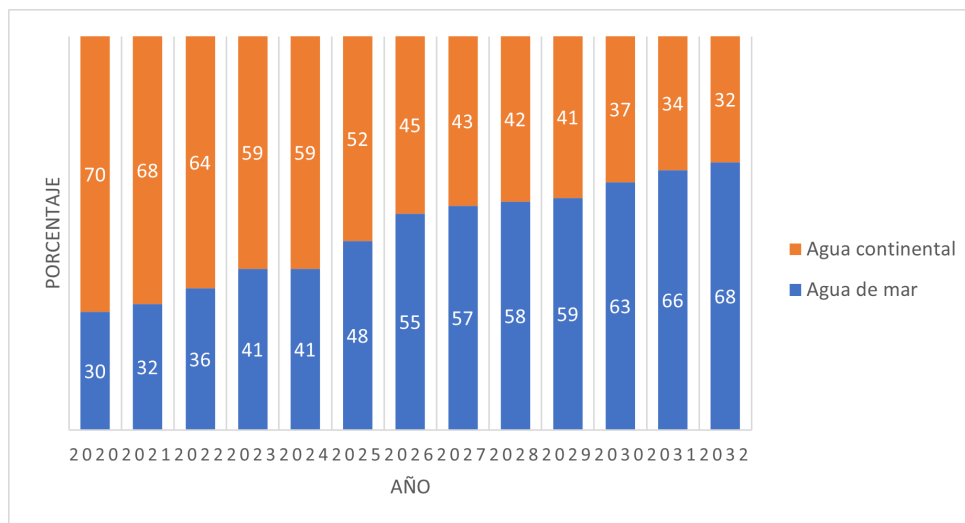


Figura 2.4: Proyección porcentual del uso de agua de mar y continental en la minería para el período 2020-2032 [15].

Por último, la principal fuente de agua en minería sigue siendo la reutilizada, ya que el 2020 el caudal utilizado fue de $46,98 \text{ m}^3/\text{s}$, correspondiente al 73 % del total [2].

2.2.1. Problemática del agua de mar en la flotación

Como se mencionó previamente, la flotación es el proceso que más agua consume dentro de la minería. Por lo cual, se están explorando nuevas tecnologías que permitan reemplazar el uso de aguas continentales por agua de mar debido al aumento predicho en la producción de concentrados de cobre para el año 2032.

La diferencia entre el agua dulce y agua de mar es que el agua dulce contiene una baja cantidad de iones mientras que el agua de mar contiene una gran diversidad de ellos, tales como: Ca^{+2} , K^+ , Mg^{+2} , Na^+ , SO_4^{-2} , Cl^- , CO_3^{-2} y HCO_3^- provocando aumento de la salinidad a un 35‰ [16]. En la Tabla 2.2 se indica la composición promedio de iones presentes en agua de mar.

Este aumento en la salinidad provoca problemáticas al utilizar el agua de mar en la flotación, como el aumento en el uso de cal y la caída en la recuperación de molibdeno.

Tabla 2.2: Contenido de iones en agua de mar [16].

Ión	Contenido [g/kg]
Cl^-	19,35
Na^{+2}	10,76
SO_4^{-2}	2,71
Mg^{+2}	1,3
Ca^{+2}	0,41
K^+	0,39
HCO_3^-	0,14
Br^-	0,067
Sr^{+2}	0,008
H_3BO_3	0,026
F^-	0,001

2.2.1.1. Consumo de cal

La cal es el depresante de mayor uso en la minería debido a su bajo costo. El agua de mar se comporta como una solución buffer debido a que su pH natural se encuentra en el rango 7,8-8,2 y su alta salinidad junto al contenido de los iones HCO_3^-/CO_3^{-2} . Lo anterior ocasiona que se deban agregar grandes cantidades de cal para lograr alcanzar el pH deseado. Castro (2012) [3] llevó a cabo pruebas de flotación de minerales típicos de cobre en agua fresca y en agua de mar utilizando cal como depresante, notando que a partir de pH 9 el consumo de cal aumenta significativamente en agua de mar, llegando a ser aproximadamente 11 veces mayor a pH 11 [3]. En la Figura 2.5 se puede ver el comportamiento mencionado.

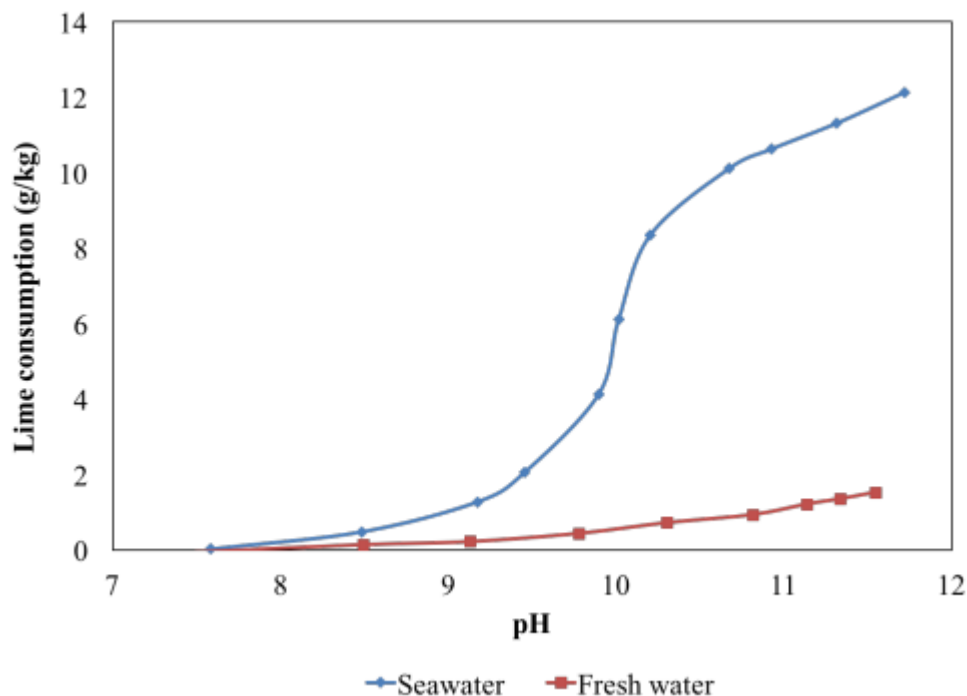


Figura 2.5: Consumo de cal en flotación con agua de mar y agua dulce para mineral de cobre [3].

2.2.1.2. Disminución en la recuperación de Molibdeno

El molibdeno es un mineral metálico de bastante relevancia en la industria minera del país, ya que Chile es el segundo mayor exportador de molibdeno en todo el mundo [17]. Asimismo, el molibdeno es el segundo mayor metal en términos de valor de exportación para el país [18]. Este metal aparece principalmente como subproducto en el proceso de flotación acompañando al cobre en el concentrado.

Sin embargo, en la flotación con agua de mar aparecen algunos problemas para recuperar molibdeno. En los estudios realizados por Castro (2012) [3] quien realizó experimentos de flotación para minerales típicos de cobre utilizando agua de mar y agua dulce notó que la molibdenita se deprime cuando la flotación es realizada con agua de mar en el rango de pH aproximado de 9,5-12, lo cual no ocurre al realizar la flotación con agua dulce. La depresión del molibdeno en agua de mar se puede ver en la Figura 2.6.

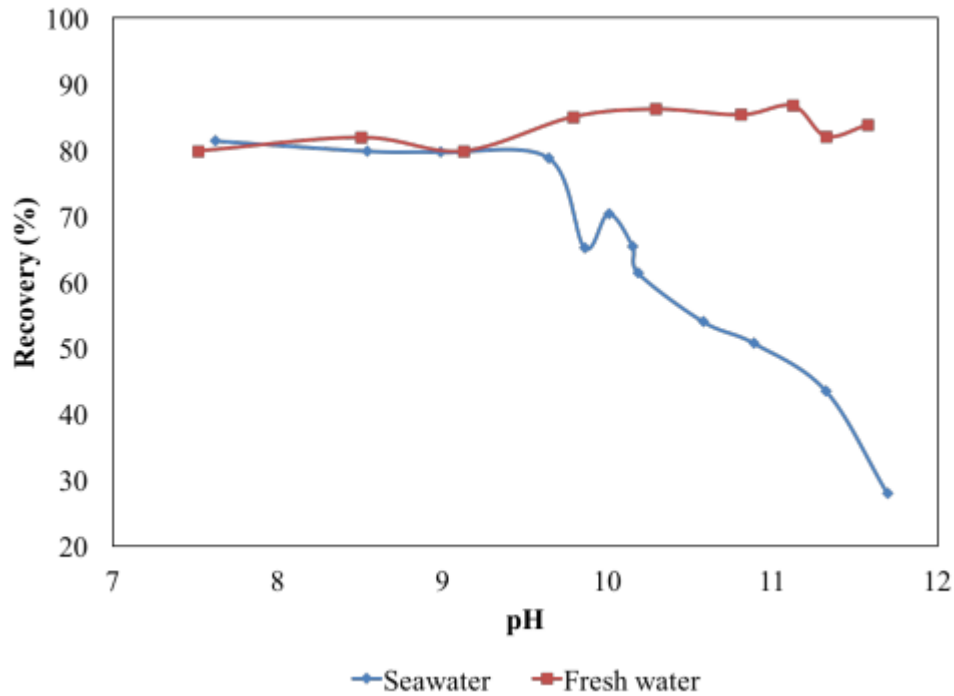


Figura 2.6: Recuperación de molibdeno en flotación con agua de mar y agua dulce [3].

Chen et al. (2021) [19] realizaron experimentos de flotación en agua dulce y agua de mar para el mineral molibdenita a granulometrías diferentes ($53 \mu m$ y $106 \mu m$) a distintas concentraciones del depresante metabisulfito de sodio (MBS) a pH 7,5 constante. En este caso notaron que al aumentar la concentración de MBS la recuperación de molibdenita se mantiene similar en todas las concentraciones para granulometría de $106 \mu m$ en agua de mar. Sin embargo, en agua dulce disminuye cerca del 15 % al pasar de 0 mmol/L a 2 mmol/L de MBS. El comportamiento en granulometría de $53 \mu m$ es similar al anterior, pues en agua de mar la recuperación se mantiene prácticamente constante para todas las concentraciones de MBS, mientras que en agua dulce disminuye cerca de 20 % al pasar de 0 mmol/L a 2 mmol/L de MBS (ver Figuras 2.7 y 2.8). Por último, se puede notar que cuando la granulometría es menor la recuperación de molibdenita disminuye en ambos tipos de agua, pues en agua de dulce disminuye en promedio 45 % mientras que en agua de mar disminuye 20 %, ambos casos para 10 min de flotación. Cabe destacar que al comparar para ambos tipos de agua, la recuperación para la granulometría $53 \mu m$ es en promedio 30 % mayor en agua de mar que en agua dulce.

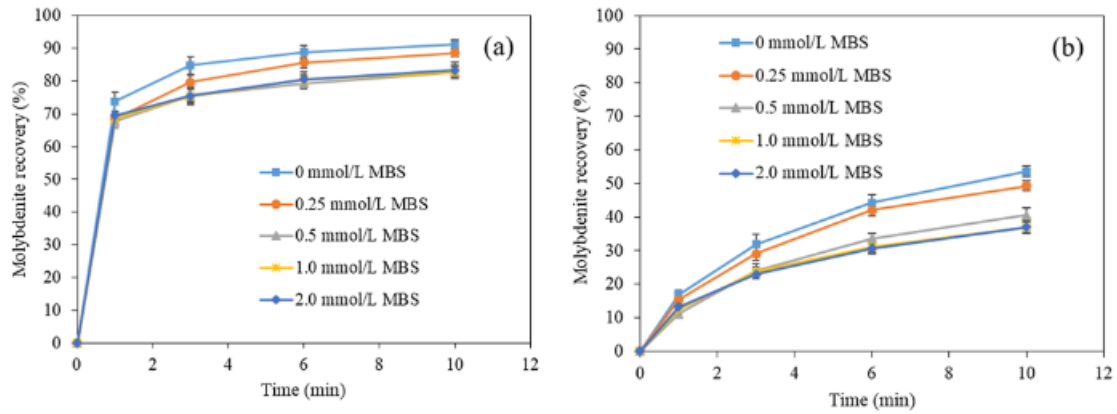


Figura 2.7: a) Recuperación de molibdenita en agua dulce para granulometrías de 106 μm en diferentes concentraciones de MBS. La concentración de espumante agregada fue de 300 g/ton. b) Recuperación de molibdenita en agua dulce para granulometrías 53 μm en diferentes concentraciones de MBS. La dosis de espumante agregada fue de 300 g/ton [19].

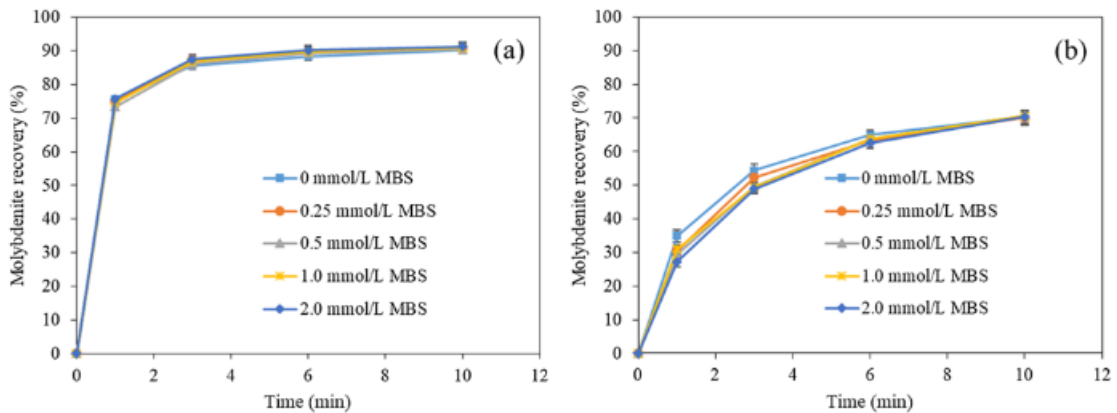


Figura 2.8: a) Recuperación de molibdenita en agua de mar para granulometrías de 106 μm a diferentes concentraciones de MBS. La concentración de espumante agregada fue de 300 b) Recuperación de molibdenita en agua de mar para granulometrías de 53 μm en diferentes concentraciones de MBS. La dosis de espumante agregada fue de 300 g/ton [19].

Para el caso visto por Castro (2012) [3] el aumento en la depresión de molibdeno en agua de mar se puede explicar debido a la formación de otros iones que precipitan, ya que el molibdeno puede reaccionar con el calcio y el magnesio presente en el agua de mar. Por otro lado, se puede ver que al utilizar el depresante MBS se logra un aumento en la recuperación de molibdenita al pasar de agua dulce a agua de mar en la granulometría de 53 μm a pH 7,5.

2.3. Microorganismos en el procesamiento de minerales

Los microorganismos principales que se utilizan en el procesamiento de minerales son las bacterias acidófilas y aeróbicas, ya que son capaces de oxidar el hierro y el azufre.

Las bacterias acidófilas son microorganismos que se generan en ambientes antropogénicos, suelos y aguas moderadamente ácidas (pH 3-5) o extremadamente ácidas (pH<3). Estos ambientes pueden ser generados de forma natural (áreas geotérmicas), o bien ser creados por la actividad humana (zonas de actividad minera como el cobre o zinc) [20].

Este tipo de microorganismos son quimiolitotótrofos, es decir, son capaces de obtener energía al oxidar compuestos inorgánicos, además, obtienen el carbono del dióxido de carbono (CO_2) que se encuentra presente en el aire para así generar su masa celular [21].

Los microorganismos que pueden oxidar hierro y azufre se dividen en tres tipos respecto a las temperaturas óptimas de crecimiento:

- Mesófilas: Su rango de temperatura es menor a 40 °C.
- Moderadamente Termófilas: Sus temperaturas óptimas de crecimiento están entre 40-55 °C.
- Extremadamente Termófilas: Sus temperaturas óptimas de crecimiento están entre 55-80 °C.

Para la minería del cobre son de particular interés, ya que los minerales sulfurados como la calcopirita ($CuFeS_2$), calcosina (Cu_2S), covelina (CuS), bornita (Cu_5FeS_4) y enargita (Cu_3AsS_4) representan una gran fuente de energía para las bacterias acidófilas debido a la presencia de azufre y hierro [20].

Las bacterias de este tipo más conocidas a nivel industrial (biolixiviación) son la *Acidithiobacillus ferrooxidans*, la *Leptospirillum ferrooxidans* y la *Acidithiobacillus thiooxidans* [21].

2.3.1. *Acidithiobacillus ferrooxidans*

La *Acidithiobacillus ferrooxidans* es una bacteria acidófila que se encuentra en ambientes de bajo pH y se utiliza comúnmente en la biolixiviación de minerales sulfurados debido a su capacidad de transformar los iones de azufre en ácido sulfúrico (H_2SO_4) [4].

Es capaz de obtener energía quimiosmótica a través del gradiente de pH entre su interior y el exterior (el pH extracelular se encuentra en un rango de 1,5 a 3 y el intracelular es aproximadamente 6,5). La mayoría de las cepas crecen a un pH óptimo de 2 aunque pueden crecer a partir de un mínimo de 1,3 [22].

Poseen un quimiosensor que les permite realizar la quimiotaxis, es decir, tienen la capacidad de detectar gradientes de sustratos oxidables que se extraen de los minerales, tales como: iones Fe(II)/Fe(III) y tiosulfatos [23]. Lo anterior se puede ver en la Figura 2.9.

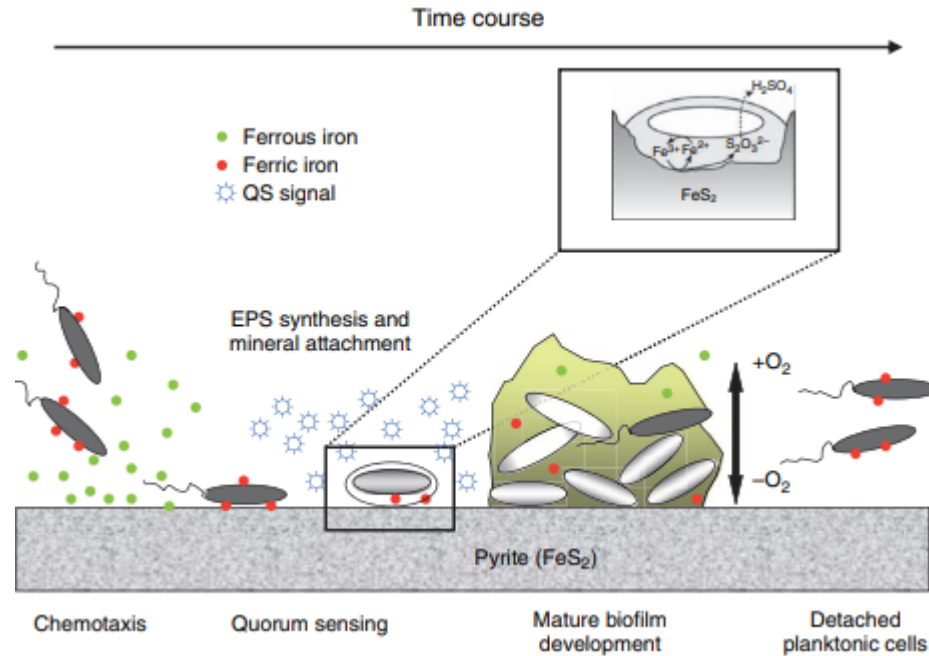


Figura 2.9: Representación de la interacción entre *A. ferrooxidans* y pirita [23].

2.3.2. *Acidithiobacillus thiooxidans*

La *Acidithiobacillus thiooxidans* también es una bacteria acidófila. Esta puede operar en el rango de pH 0,5-5,5 aunque su pH óptimo se reduce a 2-3. Se encuentra en la denominación de mesófila, pues su temperatura de operación se encuentra en el rango 10-37 °C y su óptimo se reduce al rango 28-30 °C [21].

Es capaz de oxidar compuestos sulfurados. Sin embargo, no puede oxidar el Fe(II). Algunos minerales con los cuales puede obtener energía son la covelina (CuS), galena (PbS), esfalerita (ZnS) y wurtzita (ZnS). Cabe destacar que no puede oxidar la pirita (FeS) [21].

2.3.3. *Leptospirillum ferrooxidans*

La *Leptospirillum ferrooxidans* también es una bacteria acidófila. Esta opera en un rango de pH entre 1,3-4 y su rango óptimo se reduce al pH 1,5-3. Se encuentra en la denominación de mesófila, pues su temperatura óptima de operación es entre 28-30 °C. A diferencia de la *Acidithiobacillus thiooxidans*, es capaz de oxidar Fe(II), pero no puede oxidar compuestos sulfurados [21].

2.4. Estudios de bioflotación

2.4.1. Bioflotación

La bioflotación es un proceso que cumple la misma función que la flotación convencional, pues busca la separación de los minerales de interés económicos con las gangas. Sin embargo, hay una gran diferencia, ya que se requiere del uso de microorganismos selectivos que se

adhieran a los minerales y permitan que ocurra la separación. Este sistema es relativamente nuevo, pero ya existen varios autores que han estudiado como se adhieren las bacterias a los minerales para producir tanto la recuperación o depresión de los minerales [24]. En relación a lo anterior, se han determinado 3 mecanismos que permiten la biodepresión de los minerales:

- Adhesión de las bacterias a los sustratos sólidos.
- Reacciones de oxidación.
- Adsorción y/o reacción química con los productos metabólicos (EPS).

Los principales factores que influenciarían el proceso de biomodificación de los minerales son el tamaño de partícula, la densidad de la pulpa, concentración del inóculo, preadaptación de la bacteria al sustrato mineral, tiempo del contacto entre el mineral y el microbio, pH y concentración de nutrientes del medio [25].

Diversos autores han demostrado que existen microorganismos que pueden utilizarse como colectores de flotación o bien como depresantes. Dentro de estos microorganismos se presenta uno de gran importancia, la bacteria *Acidithiobacillus ferrooxidans*, pues se ha determinado que es selectiva con la pirita, permitiendo deprimirla en diversos sistemas de flotación. Un mecanismo de depresión adicional a los 3 mencionados anteriormente, es la biofloculación. Se sabe que la floculación de las partículas podría causar la depresión debido al aumento de tamaño de las partículas, causando una disminución en la probabilidad de adhesión. Por otro lado, se ha comprobado que algunas bacterias oxidantes de hierro y azufre como la *A. ferrooxidans* [11] y la *A. thiooxidans* [11] pueden provocar la floculación de la pirita. Es por lo anterior, que se evaluará si el uso de la bacteria *A. ferrooxidans* provoca que la floculación sea un mecanismo de depresión de la pirita pura en flotación.

2.4.2. Uso de *Acidithiobacillus ferrooxidans* en agua dulce

Chandraprabha et al. (2004) [5] investigaron como afectaba la adherencia de *Acidithiobacillus ferrooxidans* en la flotación de pirita y calcopirita con agua dulce. Para realizar los experimentos de flotación utilizaron celdas Hallimond a las cuales se les hace pasar un flujo de nitrógeno gaseoso de 40 mL/min durante 3 min. Previo a realizar la flotación, acondicionaron el mineral durante 15 min con bacterias a pH 3-3,5 para posteriormente agregar el colector (Isopropil Xantato de Potasio, PIPX) y acondicionarlo por otros 10 min [5].

Notaron que en la flotación de la calcopirita sin el uso de bacterias la recuperación es independiente del pH y aumenta al agregar mayor concentración del colector. Este aumento es cercano al 50 % al aumentar la concentración de colector desde 0 mM a 1 mM. Asimismo, en la flotación con bacterias, la recuperación de calcopirita aumenta al aumentar la concentración de colector y se mantiene constante para diferentes pH, aunque, en comparación a la flotación sin bacterias, disminuye aproximadamente 20 % a concentraciones de 1 M de colector (Figuras 2.10 y 2.11).

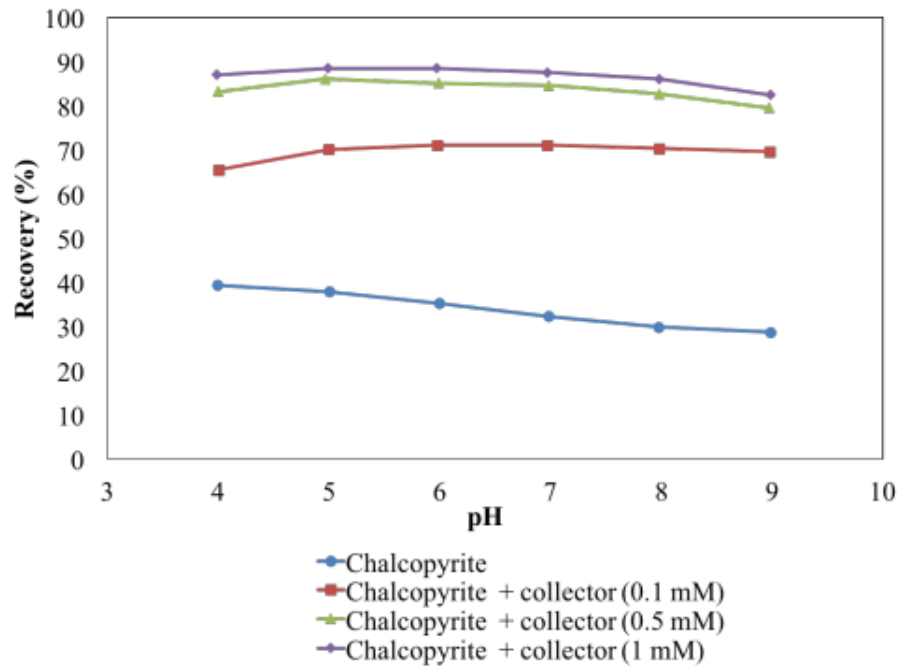


Figura 2.10: Recuperación de calcopirita en flotación con agua dulce utilizando solo colector [5].

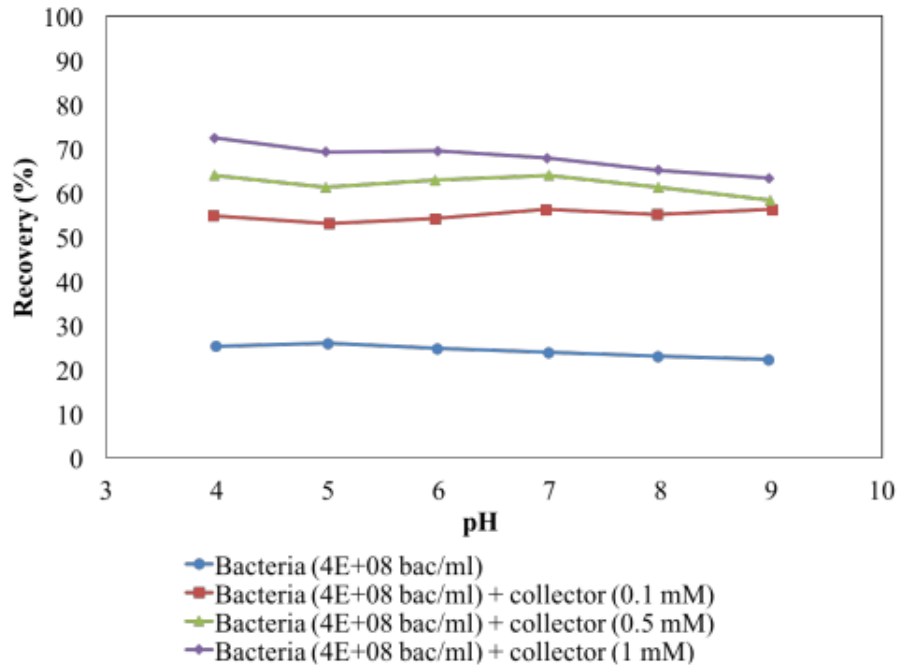


Figura 2.11: Recuperación de calcopirita en flotación con agua dulce utilizando colector y *Acidithiobacillus ferrooxidans* [5].

En el caso de la flotación de pirita con y sin bacterias, notaron que la recuperación a cualquier concentración del colector disminuye a medida que aumenta el pH. También notaron que cuando se utilizan bacterias la recuperación de pirita disminuye drásticamente para todos los niveles de concentración de colector (aproximadamente 40 %), en comparación a la

flotación sin bacterias (Figuras 2.12 y 2.13).

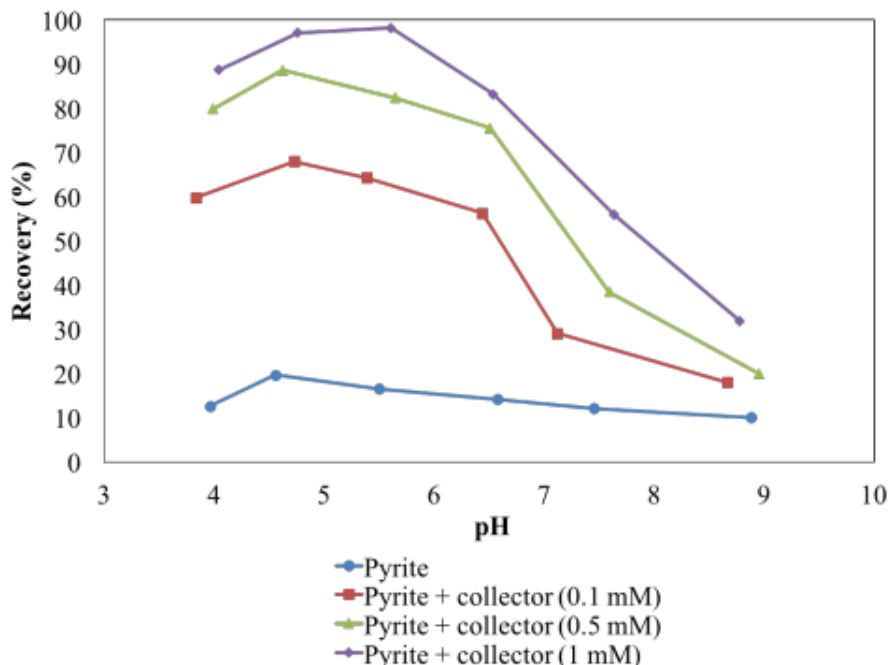


Figura 2.12: Recuperación de pirita en flotación con agua dulce utilizando solo colector [5].

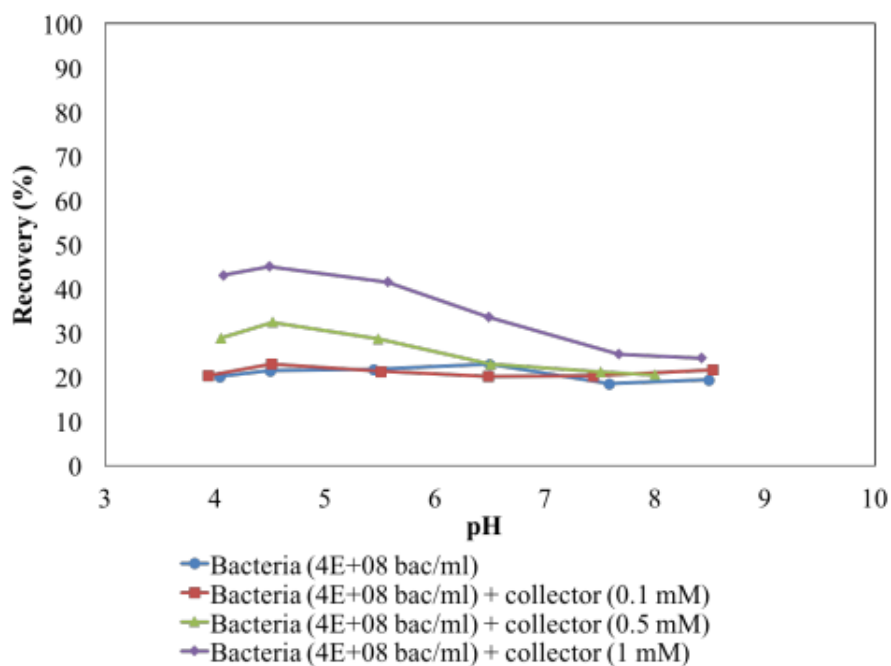


Figura 2.13: Recuperación de pirita en flotación con agua dulce utilizando colector y *Acidithiobacillus ferrooxidans* [5].

Nagaoka et al. (1999) [6] investigaron la flotabilidad de 5 minerales sulfurados (pirita, calcosina, molibdenita, millerita y galena) utilizando *A. ferrooxidans*, además, realizaron

mezclas de cada sulfuro con pirita para analizar la remoción de esta utilizando la bacteria.

Los experimentos de flotación de cada mineral los realizaron en una celda de microflotación a la cual le agregaron ácido sulfúrico con metil isobutil carbinol a pH 2 como líquido de flotación y 0,5 g de mineral en 2 mL de solución bacteriana ($3,2 \times 10^8$ bacterias/mL). La solución fue agitada durante 1 min y se dejó reposar por otros 5 min [6].

La Tabla 2.3 muestra los resultados obtenidos en el experimento. Se puede notar que al realizar la flotación con bacterias permite disminuir la recuperación de pirita en casi un 75 % mientras que para los demás sulfuros no se reduce la recuperación en más de un 15 %.

Tabla 2.3: Flotabilidad de sulfuros puros con y sin bacterias [6].

Sulfuro	Flotabilidad (%)	
	Sin bacterias	Con bacterias
Pirita	95,9 ($\pm 1,4$)	19,3 ($\pm 4,9$)
Calcosina	99,0 ($\pm 1,4$)	98,8 ($\pm 1,1$)
Molibdenita	97,9 ($\pm 0,3$)	96,5 ($\pm 3,4$)
Millerita	95,5 ($\pm 1,6$)	83,8 ($\pm 8,8$)
Galena	90,8 ($\pm 1,4$)	81,8 ($\pm 4,4$)

En su segundo experimento realizaron mezclas pirita-mineral en la cual agregaron 0,2 g de cada mineral. Los 0,4 g se mezclan con 2 mL de solución bacteriana ($3,2 \times 10^8$ bacterias/mL) durante 2 min para inducir la adherencia de las bacterias en el mineral. Para realizar la flotación se agregan en una columna de 230 mL de líquido de flotación y es aireada con un flujo de 500 mL/min a 0,1 MPa durante 10 min.

En la Tabla 2.4 se pueden ver los resultados que obtuvieron. Se puede notar que al utilizar la bacteria es posible deprimir la pirita contenida en una mezcla de minerales sulfurados sin afectar la recuperación de los otros sulfuros de interés.

Tabla 2.4: Recuperación de minerales en mezcla [6].

		Recuperación en concentrado (%)	
Mezcla de Mineral	Sulfuro	Sin bacterias	Con bacterias
Pirita+Molibdenita	FeS_2	98,6 ($\pm 2,5$)	7,4 ($\pm 6,3$)
	MoS_2	100,0 ($\pm 0,0$)	100,0 ($\pm 0,0$)
Pirita+Calcosina	FeS_2	90,2 ($\pm 4,1$)	4,9 ($\pm 3,9$)
	Cu_2S	99,9 ($\pm 0,3$)	99,2 ($\pm 0,6$)
Pirita+Millerita	FeS_2	95,3 ($\pm 1,4$)	16,3 ($\pm 1,8$)
	NiS	99,2 ($\pm 0,4$)	72,3 ($\pm 8,9$)
Pirita+Galena	FeS_2	100,0 ($\pm 0,0$)	8,3 ($\pm 7,3$)
	PbS	99,0 ($\pm 1,1$)	91,1 ($\pm 8,5$)

Hosseini et al. (2005) [7] investigaron el efecto de *A. ferrooxidans* cultivada con iones S^{-2} y Fe^{+2} en minerales de cobre sulfurado. Los experimentos de flotación fueron llevados a cabo

en celdas DENVER utilizando 820 g de mineral. El mineral se acondicionó con bacteria por 15 min. Luego se acondicionó por 5 min agregando Isopropil Xantato de Sodio (colector) y Metil Isobutil Carbinol (espumante). Por último, se realizó la flotación durante 6 min. Los experimentos se realizaron a dos concentraciones diferentes del colector (100 y 200 g/ton) y al pH natural del mineral respectivo.

La Figura 2.14 muestra la recuperación de cobre. Se puede notar que al utilizar menor cantidad del colector se obtiene una recuperación alrededor de 40 % tanto para la bacteria cultivada en Fe^{+2} como en S^{-2} . La recuperación se mantiene prácticamente constante para todos los niveles de concentración bacteriana.

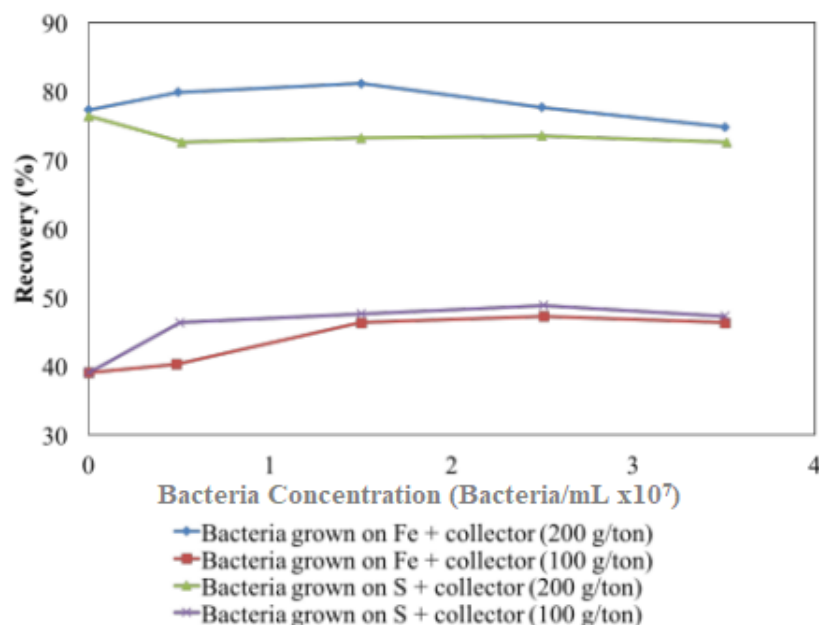


Figura 2.14: Recuperación de cobre a diferentes concentraciones de colector en presencia de bacterias cultivadas en Fe^{+2} y S^{-2} [7].

La Figura 2.15 muestra la recuperación de hierro. En este caso se puede notar que para las dos concentraciones de colector la recuperación de hierro disminuye a medida que aumenta la concentración bacteriana hasta estabilizarse a los 50 % y 45 % para 200 y 100 g/ton del colector, respectivamente. Esto demuestra que añadir la bacteria permite la depresión de la pirita sin afectar en la recuperación del cobre.

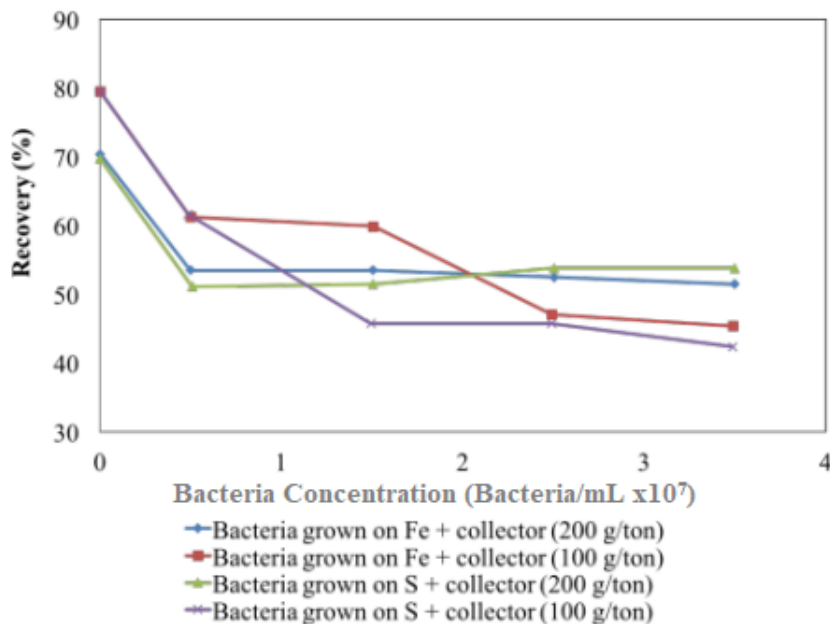


Figura 2.15: Recuperación de hierro a diferentes concentraciones de colector en presencia de bacterias cultivadas en Fe^{+2} y S^{-2} [7].

2.4.3. Uso de *Acidithiobacillus thiooxidans* en agua dulce

Chandraprabha & Natarajan (2006) [26] realizaron experimentos de flotación utilizando *Acidithiobacillus thiooxidans* para analizar la recuperación selectiva en mineral de pirita y calcopirita. En primer lugar llevaron a cabo experimentos de microflotación para cada mineral por separado, este consistió en agregar 1 g de mineral a una celda Hallimond a la cual se le aplicó un flujo de nitrógeno gaseoso a 40 mL/min durante 3 min. Previo a la flotación se acondicionó el mineral con agua destilada (200 mL) al pH deseado durante 5 min para luego agregar las bacterias y el colector Isopropil Xantato de Potasio (PIPX) durante 10 min.

El segundo experimento que desarrollaron busca analizar la flotación de una mezcla de mineral y ver si es posible deprimir la pirita sin afectar a la calcopirita. Este experimento se realizó para una mezcla de 0,5 g de cada mineral el cual se preacondiciona con bacterias y colector de la misma forma que en el experimento anterior. Luego se realiza la flotación en la celda Hallimond a las mismas condiciones que el primer experimento.

Los resultados del primer experimento se muestran en la Figura 2.16(a), se puede notar que cuando no se usa bacterias la recuperación de calcopirita se mantiene prácticamente constante en todo el rango de pH y aumenta desde 95 % a 97 % cuando se utiliza mayor concentración de colector. Por otro lado, la pirita experimenta una gran depresión a pH 8,5 alcanzando un valor de 20 y 25 % para 0,5 y 1 mM de colector, respectivamente. Al agregar *A. thiooxidans* (Figura 2.16(b)) la recuperación de calcopirita se sigue manteniendo constante en todo el rango de pH, pero presenta una disminución en comparación a cuando no se usa la bacteria de aproximadamente 20 y 25 % para concentración de 1 y 0,5 mM de colector, respectivamente. Por otro lado, la recuperación de pirita cae al 30 % y al 40 % en el rango de pH 4-5 para concentraciones de PIPX de 0,5 y 1 mM, respectivamente.

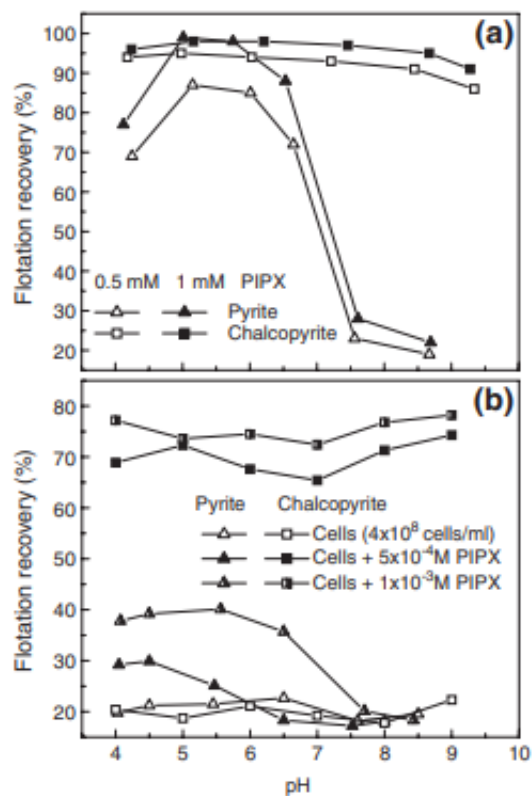


Figura 2.16: a) Recuperación de pirita y calcopirita con PIPX y sin *A. thiooxidans*. b) Recuperación de pirita y calcopirita con PIPX y *A. thiooxidans* [26].

Los experimentos de mineral mezclado se pueden ver en la Figura 2.17. En este caso, a pH 4,5; se puede notar que al agregar PIPX y luego *A. thiooxidans* se obtiene una recuperación de 90 % y 20 % para la calcopirita y la pirita, respectivamente. Para el caso en el que se agrega primero la bacteria y luego PIPX la recuperación es de 70 y 30 % para la calcopirita y la pirita, respectivamente.

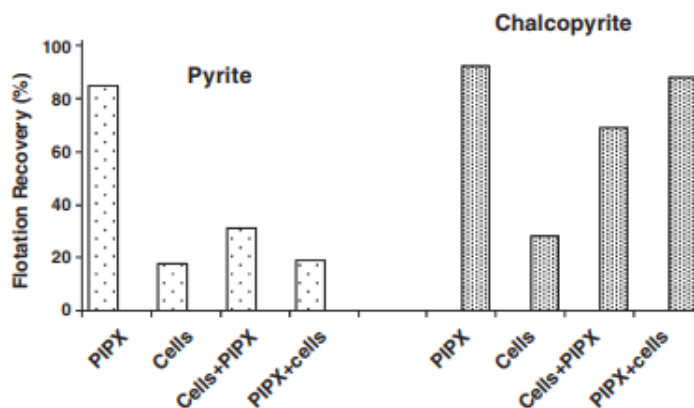


Figura 2.17: Recuperación de pirita y calcopirita en mezcla según orden en el que se añadió PIPX y *A. thiooxidans* a pH 4,5 [26].

2.4.4. Uso de *Acidithiobacillus ferrooxidans* en agua de mar

San Martín (2018) [8] estudió la influencia de *A. ferrooxidans* en la flotación de pirita utilizando agua de mar. El experimento de flotación lo realizó en una celda Hallimond de 100 mL a diferentes valores de pH (4, 6, 8, 10 y 12). Se realizaron de dos maneras diferentes. La primera consistió en el bio-acondicionamiento del mineral con bacterias a pH 3. La segunda consistió en el bio-acondicionamiento a diferentes valores de pH (4, 6, 8, 10 y 12). El bio-acondicionamiento consistió en agregar 1 g de pirita en contacto con 19,5 mL de agua y 0,5 mL de una solución bacteriana con una concentración de $1,2 \times 10^{10}$ bacterias/mL durante 15 min. Luego de bio-acondicionar el mineral se agregó el colector Isopropil Xantato de Sodio a una concentración de $6,3 \times 10^{-3}$ M lo cual equivale a una dosis de 150 g/ton. La flotación se realiza con un flujo de nitrógeno a 35 mL/min durante 5 min.

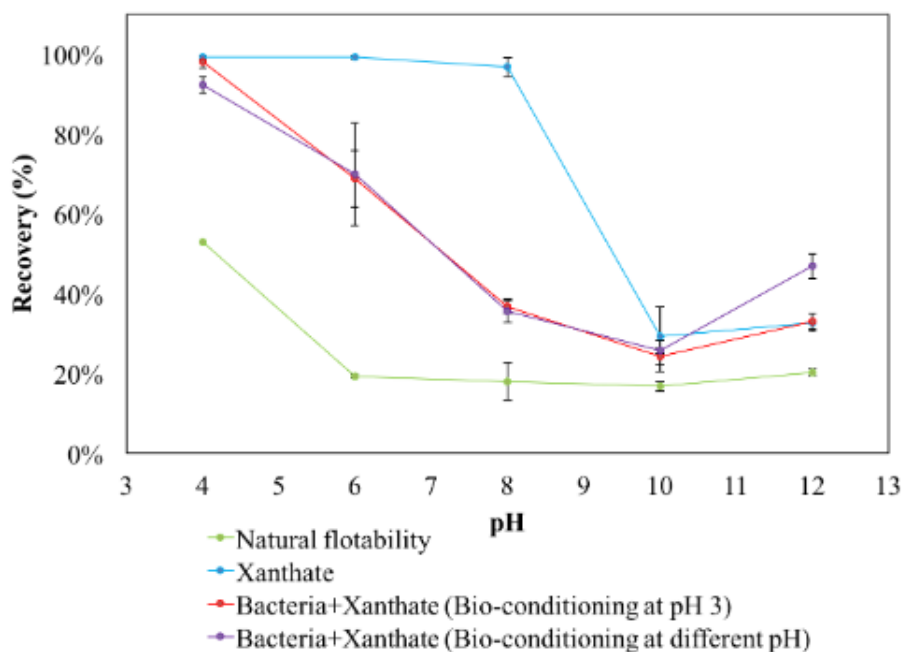


Figura 2.18: Recuperación de pirita en agua de mar [8].

De la Figura 2.18 se puede notar que la flotación natural (curva verde) es la que presenta la menor recuperación de pirita a lo largo de todos los niveles de pH. Dicha recuperación es de aproximadamente 53 % a pH 4 y luego decae a un 20 % para $\text{pH} \geq 6$. Para el caso en el que solo se usa el colector (curva azul) la recuperación de la pirita es casi del 100 % para el rango de pH 4-8 y luego decae a un 30 % cuando el $\text{pH} \geq 10$. Para el caso en el que se pre-acondiciona el mineral con bacterias a pH 3 y se agrega el colector (curva roja) se puede notar que la recuperación de pirita desciende a medida que aumenta el pH de 4 a 10, luego presenta un leve aumento hasta los 30 % a pH 12. Asimismo, cuando se realiza el experimento bajo las mismas condiciones que el anterior, pero utilizando el mismo pH de pre-acondicionamiento que la flotación (curva morada) se puede ver el mismo comportamiento, pues la recuperación de pirita disminuye en el rango de pH 4-10 y luego aumenta a 45 % en pH 12. Lo anterior quiere decir que no importa el pH al cual se realice el pre-acondicionamiento del mineral con bacterias, ya que la recuperación de pirita es prácticamente la misma en el rango de pH estudiado para ambos casos. Estos resultados indican que es posible deprimir pirita realizando bioflotación en agua de mar.

2.5. Separación sólido-líquido

En secciones anteriores se ha mencionado la importancia que tiene el uso de agua dentro de las operaciones mineras y como la industria minera ha implementado diferentes técnicas que permitan reutilizarla u optimizar su uso. Dentro de dichas técnicas se encuentra la separación sólido-líquido, la cual consiste en separar pulpas en dos partes diferentes: a) Fase líquida libre de partículas sólidas y b) Fase que comprende a las partículas sólidas y agua, pues la separación total no se puede realizar debido a que las partículas sólidas retienen agua como humedad.

Existen diversos métodos de separación sólido-líquido como lo son el espesamiento, filtración y secado térmico. En este trabajo los estudios se centrarán en el espesamiento. El espesamiento consiste en la sedimentación de las partículas sólidas por medio de fuerzas gravitacionales [27]. A nivel industrial, el espesamiento se lleva a cabo en estanques con forma cilíndrica-cónica de gran diámetro (cerca de 200 metros en algunos casos) y baja profundidad (entre 1 a 7 metros) en la cual se separa la parte líquida en la parte superior y una pulpa con alta concentración en sólidos en la parte inferior del estanque.

La sedimentación puede ocurrir de forma natural, aunque es común utilizar reactivos químicos que modifican la química del sistema permitiendo que se acelere la sedimentación. Estos reactivos son los coagulantes y floculantes. La coagulación y la floculación permiten que las partículas formen flóculos o aglomerados que tienen una mayor velocidad de sedimentación que las partículas por separado. Para analizar este comportamiento es común realizar experimentos de laboratorio que consisten en estudiar la velocidad de sedimentación. El experimento consiste comúnmente en agregar una pulpa a un cilindro de 1-2 L y dejar sedimentándolo para ir midiendo las posiciones de la interfase pulpa-agua a diferentes tiempos. Los reactivos se agregan previo a la sedimentación y se deben realizar inmersiones para que estos logren actuar en las partículas, como se puede ver en la Figura 2.19.

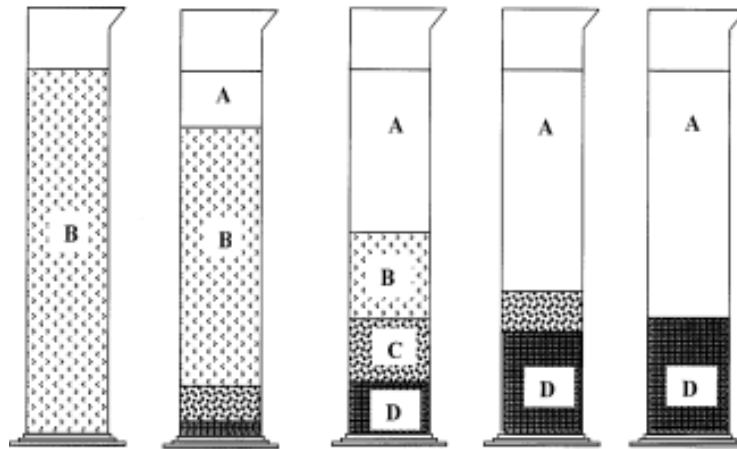


Figura 2.19: Distintas zonas que se pueden distinguir en las pruebas de sedimentación [28].

A partir de este método se puede obtener la velocidad de sedimentación experimental, la cual se puede calcular mediante la diferencia de alturas en cierto tiempo dado (Ecuación

2.10), de esa forma se pueden generar gráficos de interés.

$$v = \frac{H_f - H_i}{t_f - t_i} \quad (2.10)$$

Donde H_f es la altura final, H_i es la altura inicial, t_f es el tiempo final y t_i es el tiempo inicial.

Si se realizan gráficos de altura v/s tiempo, la Ecuación 2.10 se puede escribir de forma puntual a través de un diferencial (Ecuación 2.11).

$$v = -\frac{\partial H}{\partial t} \quad (2.11)$$

2.5.1. Coagulación

La coagulación se basa en el cambio de las cargas superficiales de las partículas para evitar la repulsión electrostática, o bien, crear condiciones que favorezcan la atracción electrostática. En los sistemas acuosos es importante considerar las cargas, pues influyen la adhesión entre las partículas.

La estabilidad de los coloides está dada por la carga de las partículas, mientras que la desestabilidad está dada principalmente por las fuerzas de Van der Waals. Los sistemas acuosos que se utilizan en el procesamiento de minerales son alcalinos, esto quiere decir que presentan carga superficial negativa. La carga depende de tres procesos: a) Los grupos presentes en la superficie sólida pueden donar o recibir electrones al reaccionar con el agua b) Los grupos superficiales pueden reaccionar en el agua con otros solutos además de protones y c) Las cargas pueden ser el resultado de imperfecciones de la estructura molecular [9].

El sistema que permite entender como está la carga del coloide dentro del líquido es la "Doble capa eléctrica". Como la partícula presenta carga negativa afecta a la distribución de los iones cercanos, pues se forma una capa de iones positivos alrededor de la partícula coloidal, la cual se conoce como "capa Stern", además, se forma una segunda capa que envuelve a la capa Stern, la cual es formada por iones que son atraídos débilmente hacia la partícula, esta capa se llama "capa difusa" y ambas forman la doble capa eléctrica (Figura 2.20). Este modelo presenta tres potenciales de importancia [9]:

- Potencial de Superficie: Es el potencial que se encuentra entre la partícula coloidal y la capa Stern.
- Potencial Stern: Es el potencial que se encuentra entre la capa Stern y la capa difusa.
- Potencial Zeta: Potencial que se encuentra en el plano de cizallamiento de la capa difusa.

El único potencial que se puede medir es el potencial zeta y, cabe destacar que el pH del medio tiene influencia en su valor. El pH al cual el potencial zeta es cero se le conoce como punto isoeléctrico (IEP). A pH mayor la partícula tendrá carga negativa y a pH menor la partícula tendrá carga positiva.

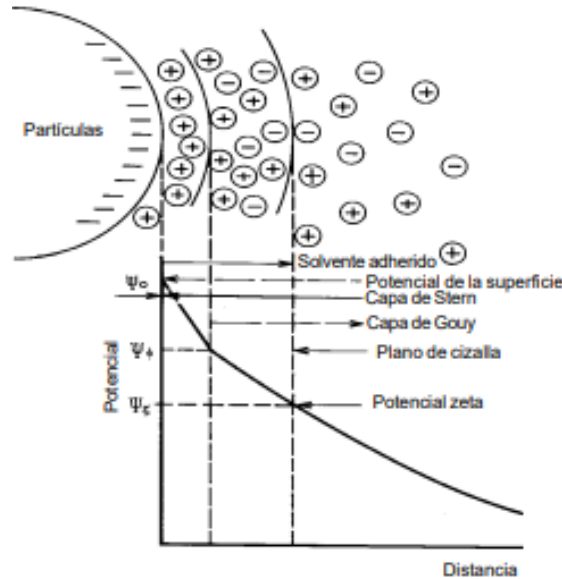


Figura 2.20: Modelo que muestra la ubicación de las distintas capas y potenciales [9].

Existen dos formas en las cuales las cargas pueden ser modificadas para generar los aglomerados:

- **Neutralización de cargas:** Consiste en reducir el valor del potencial zeta hasta el valor del IEP añadiendo cationes multivalentes como el Fe^{+3} , Al^{+3} y Ca^{+2} para neutralizar las cargas. Los iones se pueden agregar mediante coagulantes inorgánicos como sulfato de aluminio ($Al_2(SO_4)_3$), sulfato férrico ($Fe_2(SO_4)_3$) y cal ($Ca(OH)_2$) [29].
- **Coagulación electrostática:** Este tipo de coagulación ocurre cuando dos partículas tienen cargas opuestas por lo cual se atraen entre sí. Se genera al agregar coagulantes orgánicos, los cuales son polímeros de bajo peso molecular con grupos funcionales catiónicos tales como: poliaminas, poliDADMAC y dicianidamida. Cuando se adsorben en la superficie generan regiones con carga positiva que son atraídas a las zonas cargadas negativamente de las partículas en las cuales no actuó el coagulante [29].

2.5.2. Floculación

La floculación tiene por objetivo principal reunir las partículas desestabilizadas para formar aglomeraciones de mayor peso y tamaño que sedimenten con mayor eficiencia. Por lo general se analiza como un proceso causado por la colisión de partículas en la cual intervienen de forma secuencial tres mecanismos de transporte [9]:

- **Floculación pericinética o browniana:** Esta se debe a la energía térmica del fluido.
- **Floculación ortocinética o gradiente de velocidad:** Esta se produce en la masa del fluido en movimiento.
- **Sedimentación diferencial:** Es cuando las partículas de mayor tamaño, al precipitarse, chocan con las de menor tamaño, lo que permite la aglomeración.

Los aglomerados obtenidos por floculación son mucho más abiertos y resistentes que los obtenidos por coagulación. Para realizar la floculación se pueden utilizar polímeros orgánicos de alto peso molecular que permiten formar puentes moleculares entre las partículas. Los floculantes más comunes son las poliacrilamidas (PAM) y pueden ser de tres tipos: a) No iónicos b) Aniónicos o c) Catiónicos. Dentro de la minería del cobre, los más utilizados son los aniónicos. Cabe destacar que los floculantes se pueden utilizar solos (cuando la carga es opuesta a la de la partícula) o acompañados de iones de carga opuesta (cuando tienen la misma carga que las partículas) [29].

2.5.3. Estudios de floculación y bioflotación

Natarajan & Das (2003) [11] estudiaron el efecto de las bacterias *A. ferrooxidans* y *A. thiooxidans* en la floculación de pirita pura en agua doblemente destilada a diferentes valores de pH. Sus experimentos los realizaron agregando 5 g de pirita en 100 mL de agua en una probeta cilíndrica de 100 mL la cual se encuentra graduada en su parte lateral. Posteriormente, la probeta se invierte 5 veces y se deja sedimentar durante 1 min. Al terminar la sedimentación se retiran 90 mL de agua y se vuelve a agregar la misma cantidad de agua al sólido que se encuentra en la probeta. Se vuelve a invertir 5 veces y se sedimenta otra vez durante 1 minuto. El experimento se hace en presencia y ausencia de bacterias.

En la Tabla 2.5 se muestran los resultados del experimento anterior donde se puede notar que en todo el rango de pH estudiado ambas bacterias provocan un aumento en el porcentaje sedimentado (corresponde al porcentaje de mineral sedimentado durante cierta cantidad de tiempo respecto a la masa total del mineral) de pirita en comparación a los experimentos en ausencia de bacterias. Lo anterior quiere decir que ambas bacterias actúan como floculante de la pirita pura en agua destilada. A su vez, se puede notar que la *A. ferrooxidans* tiene un mayor efecto floculante que la *A. thiooxidans* en todos los valores de pH analizados, aunque a pH 10,48 son muy similares, pues el porcentaje de pirita sedimentado es de 98 % y 96 %, respectivamente.

Tabla 2.5: Floculación de pirita a diferentes pH (Concentración de bacterias de $1,8 \times 10^8$ bacterias/mL) en agua destilada [11].

pH	Bacteria	% Sedimentado
2,02	<i>A. ferrooxidans</i> (en Fe^{+2})	97,5
	<i>A. thiooxidans</i>	78
	Sin bacterias	60
5,40	<i>A. ferrooxidans</i> (en Fe^{+2})	98
	<i>A. thiooxidans</i>	85
	Sin bacterias	60
6,98	<i>A. ferrooxidans</i> (en Fe^{+2})	96
	<i>A. thiooxidans</i>	90
	Sin bacterias	78
10,48	<i>A. ferrooxidans</i> (en Fe^{+2})	98
	<i>A. thiooxidans</i>	96
	Sin bacterias	90

En la Tabla 2.6 se analizó cual era la concentración de bacterias que permite obtener el mayor porcentaje de sedimentación de pirita. Las bacterias fueron cultivadas en ion ferroso y azufre elemental. Se puede notar, en todos los casos, que al aumentar la concentración de bacterias se produce un aumento en el porcentaje de pirita sedimentado. El mayor porcentaje de sedimentación se produce a una concentración de $1,3 \times 10^8$ bacterias/mL donde el porcentaje sedimentado para *A. ferrooxidans* con Fe^{+2} , *A. ferrooxidans* con S^0 y *A. thiooxidans* con S^0 es de 100 %, 90 % y 92 %, respectivamente.

El análisis de este artículo indica que ambas bacterias actúan como floculante de la pirita pura y la concentración bacteriana que obtiene los mejores resultados se encuentra en el orden de magnitud de 10^8 .

Tabla 2.6: Floculación de pirita a diferentes concentraciones de bacterias en agua destilada a pH 2,03 [11].

Bacteria	Concentración (bacterias/mL)	% Sedimentado
<i>A. ferrooxidans</i> (en Fe^{+2})	$1,0 \times 10^6$	75
	$1,3 \times 10^7$	77
	$6,5 \times 10^7$	98
	$1,3 \times 10^8$	100
	Sin bacterias	63
<i>A. ferrooxidans</i> (en S^0)	$1,0 \times 10^6$	65
	$1,3 \times 10^7$	65
	$6,5 \times 10^7$	80
	$1,3 \times 10^8$	90
	Sin bacterias	63
<i>A. thiooxidans</i> (en S^0)	$1,0 \times 10^6$	65
	$1,3 \times 10^7$	65
	$6,5 \times 10^7$	82
	$1,3 \times 10^8$	92
	Sin bacterias	63

Vilinska & Hanumantha (2008) [10] investigaron si la floculación era un mecanismo de depresión de la pirita y calcopirita realizando la medición de la turbiedad de la pulpa en presencia y ausencia de la bacteria *L. ferrooxidans*. Para realizar los experimentos utilizaron el instrumento Turbiscan ma2000, el cual permite escanear a lo largo de toda la muestra y medir la estabilidad e inestabilidad de las partículas en suspensión. Este instrumento recibe la transmisión y retrodispersión de la luz cada $40 \mu m$ para un máximo de 55 mm de altura. En los experimentos se utilizó una concentración de 2,5 g/L de pirita y calcopirita con tamaño menor a $5 \mu m$. Las pruebas se realizaron a diferentes valores de pH luego de un acondicionamiento bacterial de 4×10^{10} bacterias/g. También se realizaron experimentos considerando la ausencia de bacterias. Las pruebas se realizaron durante 10 min.

En la Figura 2.21 se puede ver el resultado del escaneo para la pirita en ausencia y presencia de bacterias. Se puede notar que en presencia de bacterias aumenta el porcentaje de transmisión de luz a 10-20 % en el rango 30-37,5 distance/mm en comparación a la ausencia de bacterias, esto quiere decir que hay mayor floculación de las partículas, pues la transmisión de luz es mayor cuando las partículas se encuentran concentradas. Por el contrario, cuando la transmisión de luz es baja quiere decir que hay una mayor dispersión de las partículas.

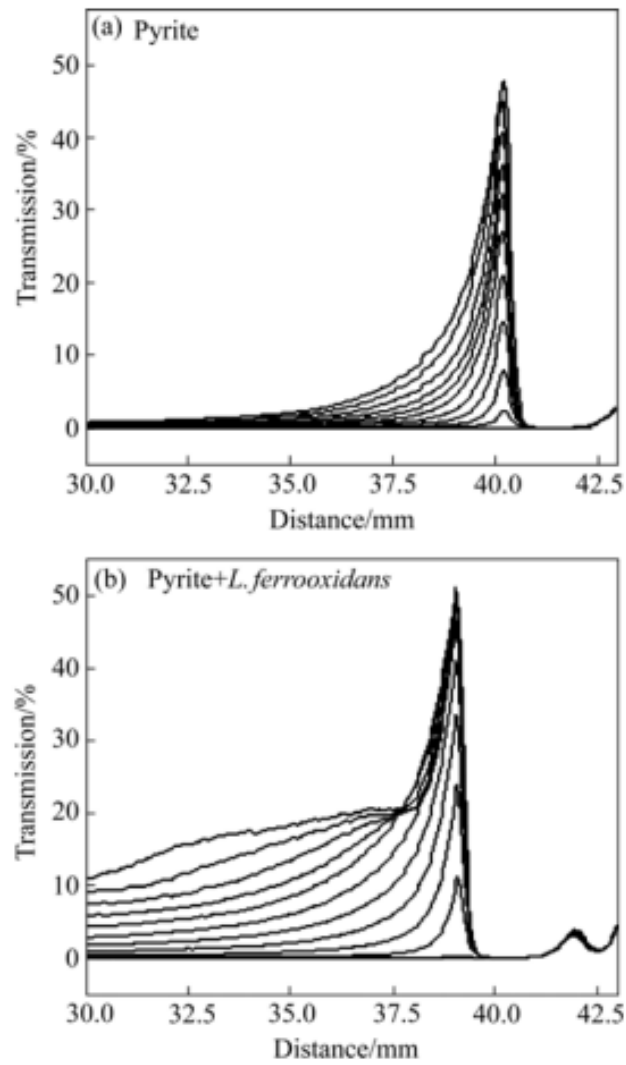


Figura 2.21: a) Transmisión de luz para pirita en ausencia de bacterias a pH 6,5. b) Transmisión de luz para pirita en presencia de bacterias a pH 6,5 [10].

Asimismo, en la Figura 2.22 se puede ver el resultado del escaneo de calcopirita en ausencia y presencia de bacterias. Se puede notar que la transmisión de luz aumenta considerablemente cuando hay presencia de bacterias en el rango de 30-40 distance/mm, pues su punto más alto pasa de 35 % a 70 % en ausencia y presencia de bacterias, respectivamente.

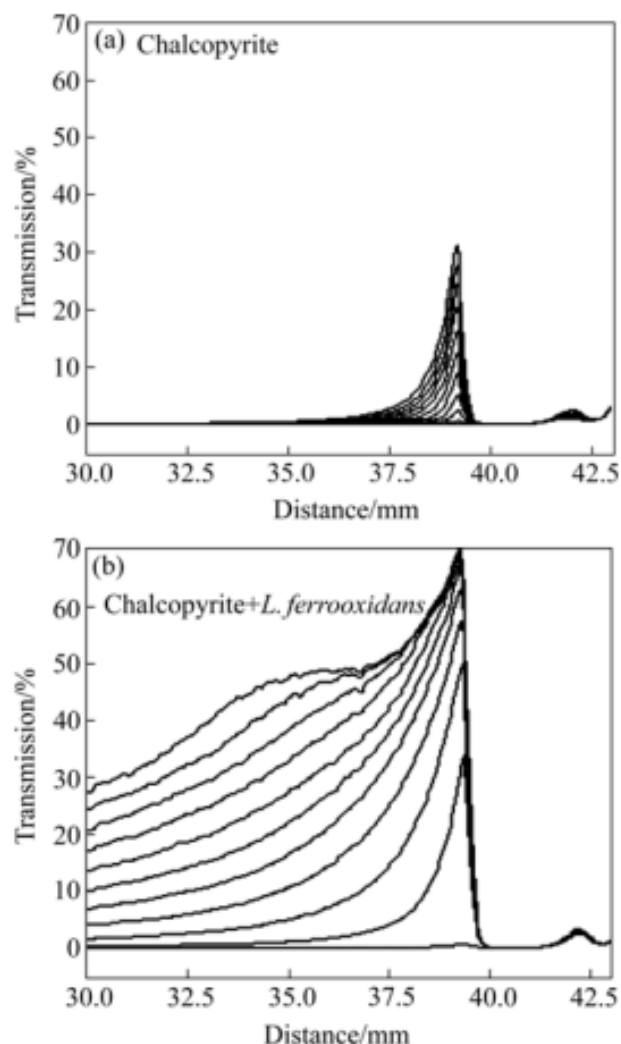


Figura 2.22: a) Transmisión de luz para calcopirita en ausencia de bacterias a pH 8. b) Transmisión de luz para calcopirita en presencia de bacterias a pH 8 [10].

Por otro lado, en la Figura 2.23 se puede ver la recuperación de pirita y calcopirita en presencia de colector con diferentes concentraciones de la bacteria *L. ferrooxidans*. Para realizar los experimentos de flotación primero acondicionaron con *L. ferrooxidans* 1 g del mineral (granulometría entre 38-106 μm) en 100 mL de agua durante 30 min. Luego, agregaron el colector Isopropil Xantato de Potasio para acondicionar por otros 5 min el mineral. Por último, se realizó la flotación en una celda Hallimond a pH 4 durante 1 min. Se aplicó un flujo de aire de 200 mL/min durante el proceso de flotación. Se pudo notar que en todo el rango de concentración las bacterias provocaron que la recuperación de calcopirita sea menor que la de la pirita. Al comparar con los resultados de transmisión de luz, concluyeron que la bacteria *L. ferrooxidans* tiene un mayor impacto en la calcopirita que en la pirita, pues existe una mayor grado de absorción de este microorganismo por sobre la calcopirita que la pirita.

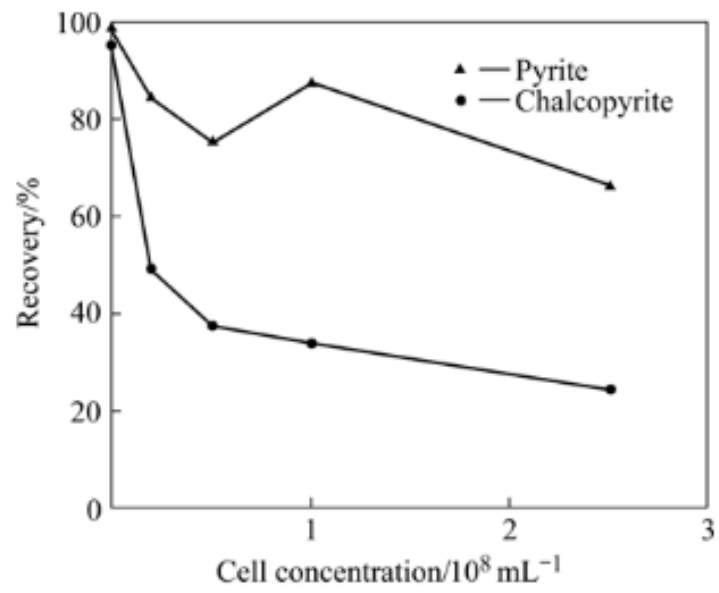


Figura 2.23: Recuperación de pirita y calcopirita en presencia de *L. ferrooxidans* y colector. La concentración de colector es de $0,5 \times 10^{-4}$ M [10].

Capítulo 3

Materiales y métodos

3.1. Mineral

El mineral utilizado es pirita pura. La pirita fue chancada mediante un chancador de mandíbula el cual se ubica en el laboratorio de preparación de muestras de la Universidad Técnica Federico Santa María, Campus San Joaquín. Posterior al chancado la masa resultante se envió a un molino de bolas durante 20 min para seguir reduciendo su tamaño. Al terminar, se enviaron 500 g de pirita al tamizador al cual se le colocaron 3 tamaños de malla (#70, #400 y -400#), se colocó durante 5 min y luego se retiró la masa resultante de cada tamiz. La masa que se encuentra en la malla + #70 se envió a molienda otra vez, mientras que la masa de la malla -400# ($37\ \mu\text{m}$) se descarta. La masa que se encuentra sobre la malla #400 y bajo la malla #70 es la que se utilizará, esto se realiza para evitar el arrastre de finos. Una vez obtenida la granulometría necesaria, se lavó la pirita utilizando HCl, el proceso consistió en sumergir la pirita en el HCl y agitarla, de esta forma se formó un líquido de color amarillento, este se retiró y luego se volvió a repetir el proceso hasta que el líquido ya no tuviera el color amarillento, finalmente la pirita se dejó secar. La metodología explicada se resume en la Figura 3.1.

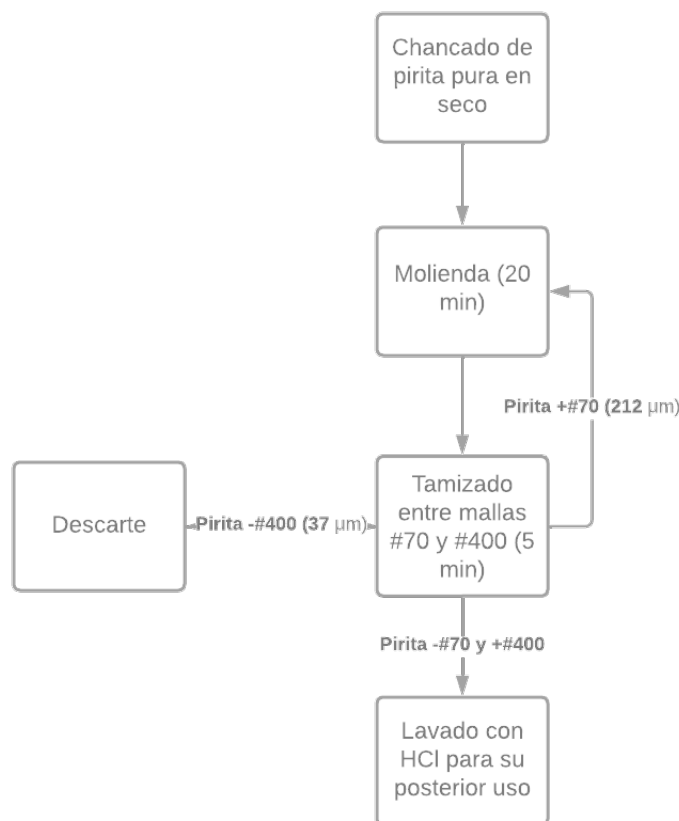


Figura 3.1: Metodología para el chancado y molienda de la pirita pura.

3.2. Microorganismos

La bacteria que se va a utilizar en los experimentos corresponde a *Acidithiobacillus ferrooxidans* cepa ATTC19859. Para realizar el medio de cultivo se siguió el siguiente procedimiento: Se agregó 0,4 g de sulfato de amonio ($(NH_4)_2SO_4$), 0,4 g de sulfato de magnesio heptahidratado ($MgSO_4 \cdot 7H_2O$) y 0,28 g de hidrogenofosfato de di-potasio trihidratado ($K_2HPO_4 \cdot 3H_2O$) en 1 L de agua destilada. Se ajustó el pH del medio a 1,6 utilizando ácido sulfúrico (H_2SO_4) para luego esterilizarlo. Se realizó una solución al 33 % de sulfato de hierro heptahidratado ($FeSO_4 \cdot 7H_2O$) en un vaso precipitado con medio de cultivo, esto quiere decir que para una solución de 100 mL se debe agregar 33 g de sulfato de hierro. Se filtró utilizando filtros durapore ($0,22 \mu m$) para esterilizar la solución. Para preparar la solución bacterial se agregaron 362 mL del medio de cultivo estéril, 18 mL de solución de sulfato de hierro y 20 mL de inóculo a un matraz Erlenmeyer de 1 L. El volumen total de la solución agregada al matraz debe ser de 400 mL (Figura 3.3), de esta forma queda la suficiente cantidad de oxígeno dentro del matraz para alimentar a las bacterias. Se colocó cada matraz en un shaker a 100 rpm y temperatura de 30 °C (Figura 3.4). La Figura 3.2 resume la metodología explicada.

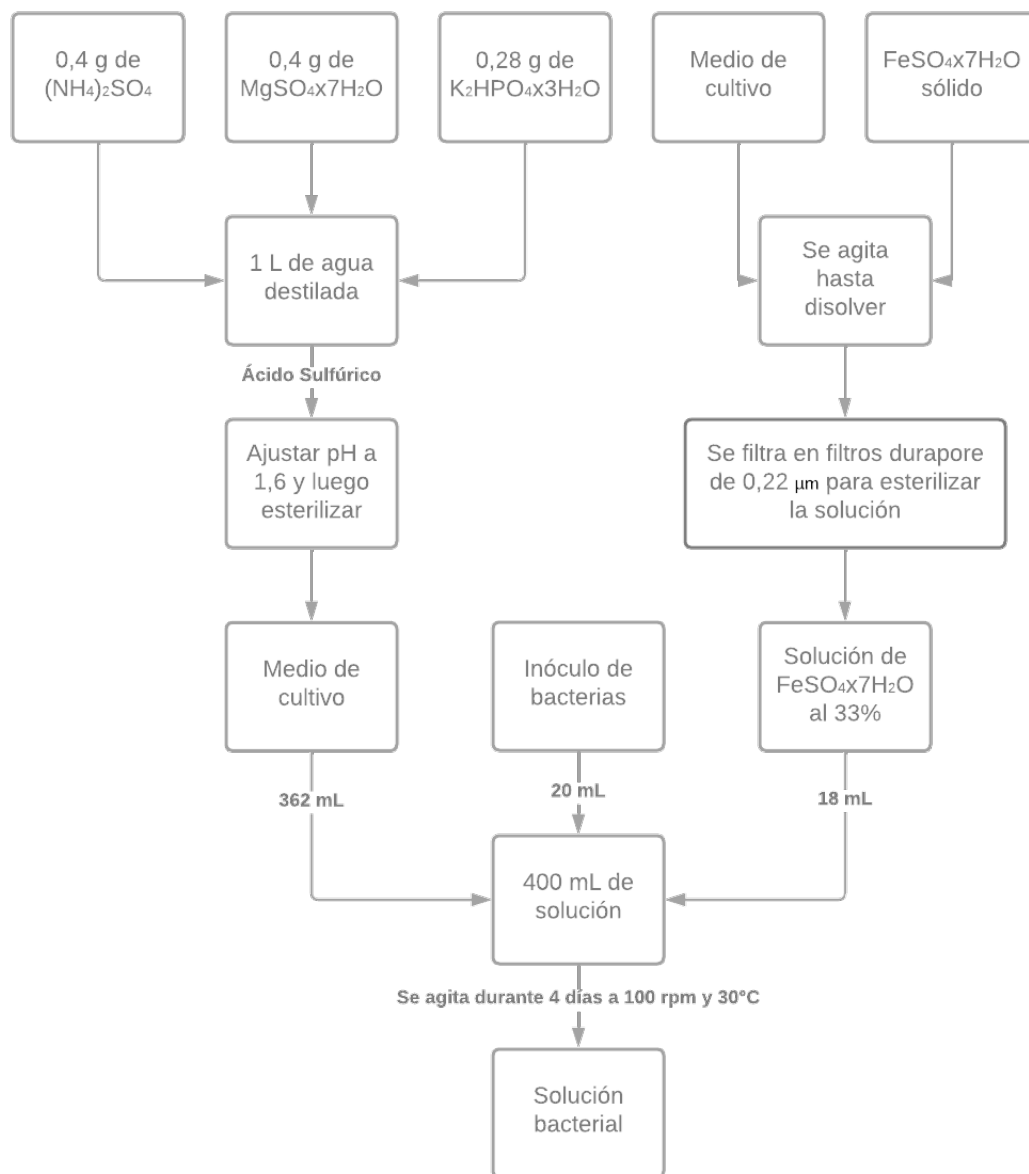


Figura 3.2: Metodología para el cultivo de bacterias.

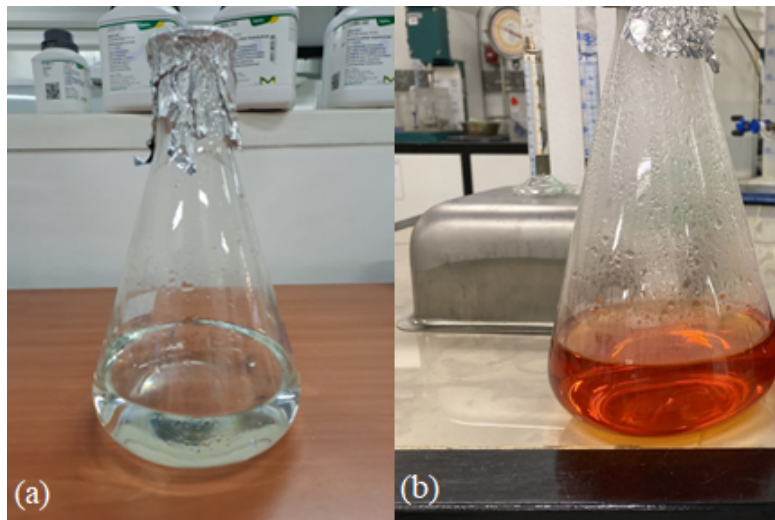


Figura 3.3: a) Matraz al día 0 de agitación y b) Matraz al día 4 de agitación.



Figura 3.4: Shaker utilizado para mantener en agitación a las bacterias.

Para concentrar las bacterias se sacaron las bacterias del shaker y se filtraron los precipitados de hierro en un filtro Whatman. El líquido obtenido se volvió a filtrar utilizando una membrana durapore de $0,22 \mu m$ para así retener las bacterias. Por último, se resuspendieron las bacterias que quedaron en el filtro durapore con agua destilada a pH 2.

Para realizar el conteo de las bacterias se agregó 0,1 mL de bacterias concentradas en 2 mL de agua destilada a pH 2, quedando una dilución de 21. Posteriormente se colocaron 20 μL de la solución anterior en la cámara Neubauer para contarlas en el microscopio (Figura 3.5).



Figura 3.5: Microscopio utilizado para obtener la imagen de las bacterias.

3.3. Agua de mar artificial

Para preparar el agua de mar artificial se siguió el método realizado por Kester et al. (1967) [16]. Primero se pesaron y secaron las sales gravimétricas las cuales son: $NaCl$, Na_2SO_4 , KCl , KBr , NaF , $NaHCO_3$ y H_3BO_3 . Asimismo, se pesaron las sales volumétricas las cuales son: $MgCl_2 \cdot 6H_2O$, $CaCl_2 \cdot 2H_2O$ y $SrCl_2 \cdot 6H_2O$ contienen agua de hidratación. Se realizaron soluciones de 1 M de $MgCl_2$ y $CaCl_2$ y 0,1 M de $SrCl_2$. La solución de $MgCl_2$ contiene material insoluble que se remueve por filtración. Se prepararon dos soluciones diferentes en agua destilada, la primera contiene las sales gravimétricas y comprende 2/3 del agua total y la otra contiene a las sales volumétricas y comprende el 1/3 restante, esto se realizó para evitar que precipiten algunos elementos en la solución. Luego, se mezclaron ambas aguas. Por último, se dejó airear la solución por aproximadamente 24 hrs en un agitador para que se pueda mezclar con los gases atmosféricos y remover el exceso de CO_2 y alcanzar un pH entre 7,8 y 8,2. Las Tablas 3.1 y 3.2 muestran las cantidades de sales gravimétricas y volumétricas, respectivamente que se deben agregar a la solución para formar 1 kg de agua de mar al 35‰ de salinidad. La Figura 3.6 muestra un resumen del proceso.

Tabla 3.1: Masa que se debe agregar de cada sal gravimétrica para formar 1 kg de agua de mar al 35‰ de salinidad [16].

Sal	Peso molecular [g/mol]	g/kg de solución
$NaCl$	58,44	23,926
Na_2SO_4	142,04	4,008
KCl	74,56	0,677
$NaHCO_3$	84,00	0,196
KBr	119,01	0,098
H_3BO_3	61,83	0,026
NaF	41,99	0,003

Tabla 3.2: Concentración molar que se debe agregar de cada sal volumétrica para formar 1 kg de agua de mar al 35‰ de salinidad [16].

Sal	Peso molecular [g/mol]	Mol/kg de solución
$MgCl_2 \cdot 6H_2O$	203,33	0,05327
$CaCl_2 \cdot 2H_2O$	147,03	0,01033
$SrCl_2 \cdot 6H_2O$	266,64	0,00009

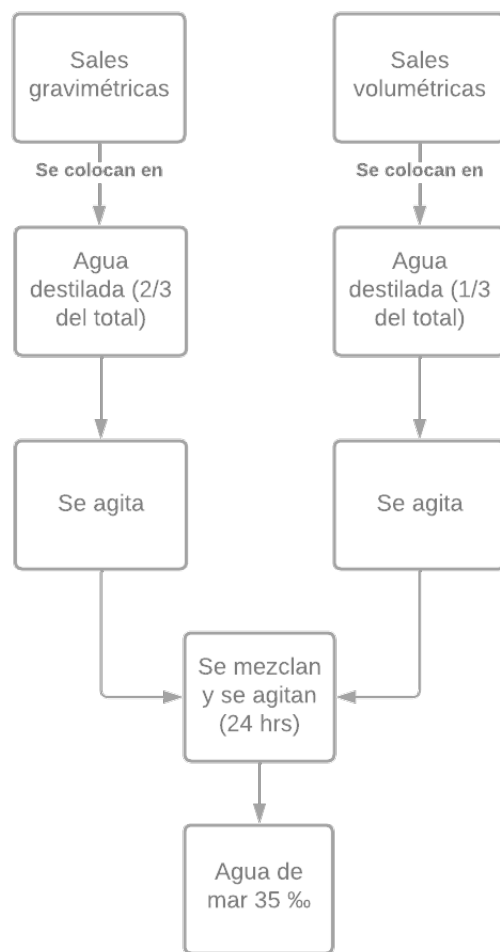


Figura 3.6: Metodología para la elaboración de agua de mar artificial.

3.4. Experimentos de microflotación

Los experimentos de microflotación se llevaron a cabo en una celda Hallimond (Figura 3.8) de la siguiente manera: la microflotación se realizó de dos formas diferentes, con y sin preacondicionamiento bacterias, además, en cada uno de estos dos se harán experimentos con y sin colector. Para el caso en el que se hace preacondicionamiento se mezcló 1 g de pirita con 19,5 mL de agua y 0,5 mL de solución bacterias con una concentración de $5,6 \times 10^9$ bacterias/mL durante 15 minutos a pH variable (4, 6, 8, 10 y 12), pues se determinó que este tiempo es el de equilibrio para la adhesión de bacterias a la pirita [5]. Luego, para los casos en los que se utilice colector se acondicionó con 150 μL del colector Isopropil Xantato de Sodio ($6,3 \times 10^{-3}$ M) durante 5 minutos, esto equivale a una dosis de 150 g/ton. En los experimentos en los que no se utiliza colector se omite este paso. Al término del preacondicionamiento se hace la microflotación, la cual se hizo en agua de mar y agua destilada a pH variable de 4, 6, 8, 10 y 12 (se ajustó utilizando ácido sulfúrico (H_2SO_4) para bajar el pH e hidróxido de sodio (NaOH) para subir el pH) durante 5 min y con una inyección de aire de 50 mL/min. Al término de la flotación, se recolectó el concentrado y relave obtenido los cuales se filtraron, secaron y masaron. Cada experimento se repitió tres veces. La Figura 3.7

resume la metodología empleada.

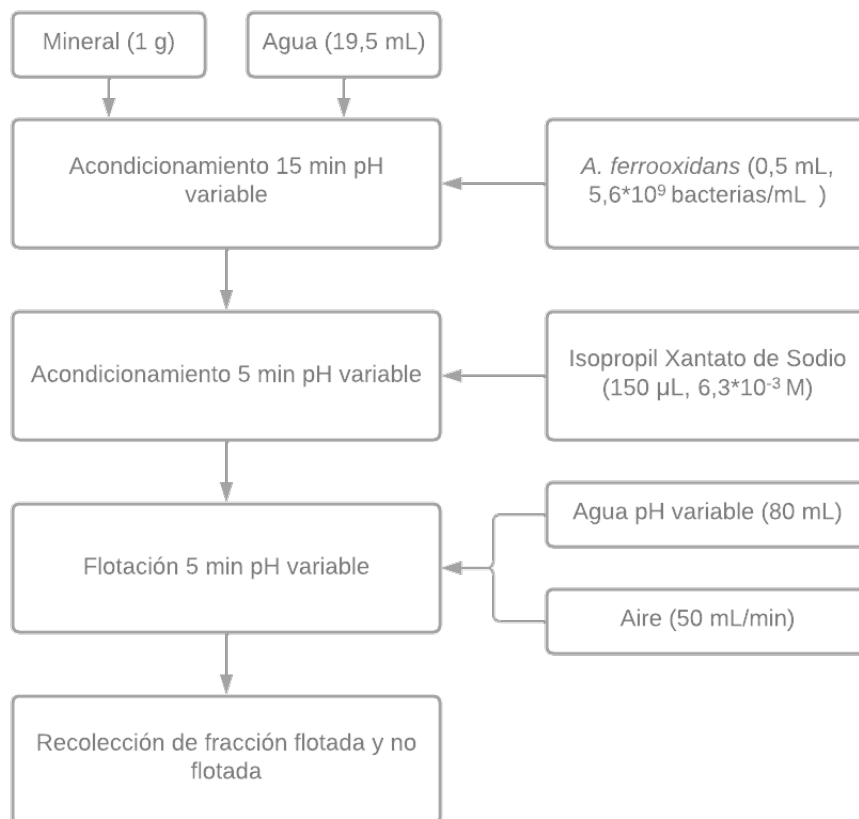


Figura 3.7: a) Metodología para los experimentos de microflotación.

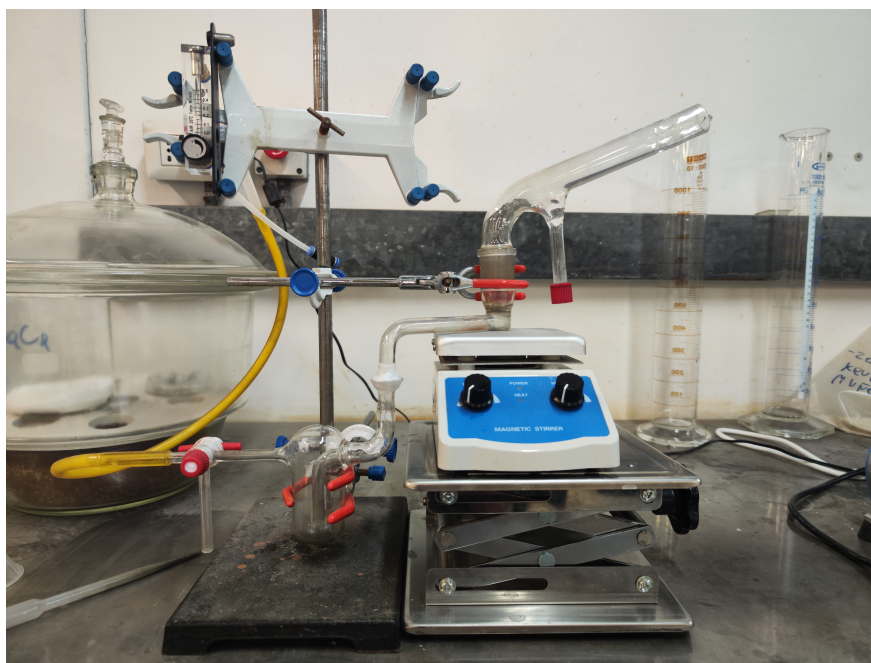


Figura 3.8: Celda Hallimond.

3.5. Experimentos de sedimentación

Los experimentos de sedimentación se realizaron en probetas cilíndricas de 10 mL (Figura 3.10) a las cuales se les agregó la pulpa con un contenido del 30 % en sólidos, esto se traduce en que la probeta cuenta con aproximadamente 3,9 g de pirita. Previo al experimento de sedimentación se realizó el preacondicionamiento de la pirita con 0,25 mL de bacterias con una concentración de $5,6 \times 10^9$ bacterias/mL durante 15 minutos y con 75 μL de colector Isopropil Xantato de Sodio ($6,3 \times 10^{-3}$ M) durante 5 minutos para cada experimento que la requiera. A la parte lateral de la probeta se le colocó papel milimetrado, de esta forma se logra ir midiendo la altura alcanzada en cada intervalo de tiempo con el fin de determinar la curva de velocidad de sedimentación. Los experimentos se realizaron en presencia y ausencia de bacterias en agua de mar y agua dulce a diferentes valores de pH (4, 6, 8, 10 y 12) los cuales se ajustaron utilizando ácido sulfúrico (H_2SO_4) para bajar el pH e hidróxido de sodio (NaOH) para subir el pH. La pulpa se dejó sedimentar durante 1 minuto y se midió a diferentes tiempos para determinar la velocidad de sedimentación. La velocidad de sedimentación se determinó en cada caso realizando un ajuste lineal a los primeros 6 puntos (12 segundos) de las curvas altura v/s tiempo, puesto que a este tiempo en todos los casos la sedimentación se comenzó a mantener constante. Cada experimento se repitió tres veces. La Figura 3.9 resume la metodología empleada.

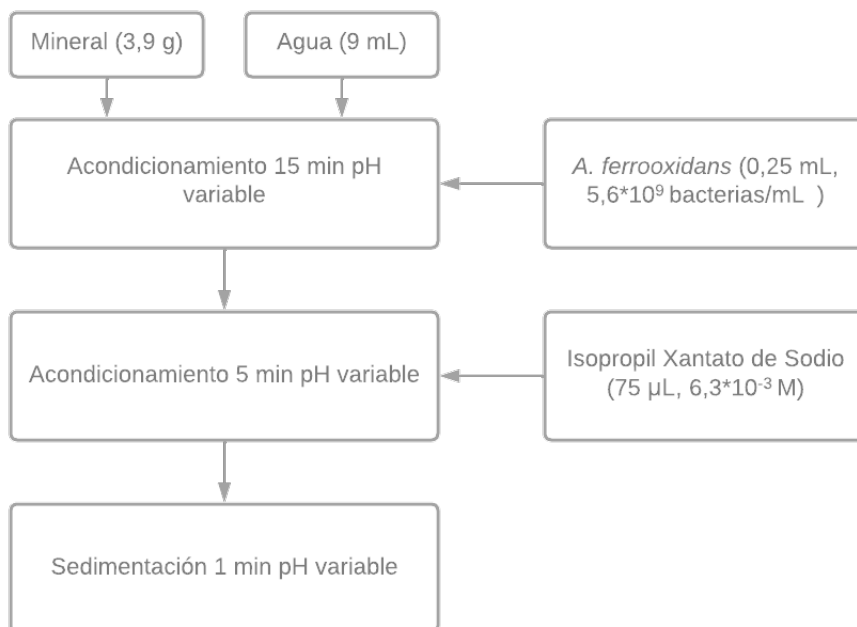


Figura 3.9: Metodología para los experimentos de sedimentación.



Figura 3.10: Probeta de 10 mL utilizada para los experimentos de velocidad de sedimentación.

3.6. Experimentos de tamaño de partícula

En estos experimentos se determinó el tamaño de la partícula en presencia y ausencia de bacterias en diferentes valores de pH (4, 6, 8, 10 y 12) en agua dulce y agua de mar. Los experimentos se llevaron a cabo en el equipo ANALYSETTE 22 de la empresa Fritsch, este equipo se encuentra en el Laboratorio de Procesos del departamento de minería de la Universidad Técnica Federico Santa María, Campus San Joaquín. Incluye un láser y un ultrasonido, y realiza sus cálculos mediante dos modelos diferentes para partículas que se encuentran en solución utilizando luz: el de dispersión de Mie [30] y el de difracción de Fraunhofer [31]. Para los experimentos se utilizó el modelo de Fraunhofer, pues es más simple de utilizar para el tamaño de partícula que se tiene ($>37 \mu m$). Al equipo se le agregó la muestra de mineral hasta que se encuentre calibrado, esto se logra cuando en la pantalla se ve el sensor de color verde. Posteriormente, el equipo realiza el análisis entregando una serie de resultados en gráficos y tablas, dentro de los cuáles el de mayor importancia fue el P_{80} , este valor se utilizó para comparar los diferentes casos y ver si existe un aumento en el tamaño de partículas cuando son precondicionadas con la bacteria. Cada experimento se repitió tres veces.

Capítulo 4

Resultados y Discusión

4.1. Resultados de Flotación

En la Figura 4.1 se aprecian los resultados de los experimentos de flotación en agua dulce para el rango de pH 4-12 en presencia y ausencia de bacterias y sin colector. La curva de color azul muestra los resultados de flotabilidad natural donde la recuperación varía entre 16-27 %. Por otro lado, cuando se agregan bacterias (curva gris) al experimento se puede notar que la recuperación de pirita tiene un comportamiento muy similar en todo el rango de pH al que muestra la flotabilidad natural (curva azul), pero a pH 4, 6, 8 y 12 la recuperación de pirita obtenida fue ligeramente menor en presencia de bacterias (15 %, 21 %, 17 % y 17 %, respectivamente) que en ausencia de ellas (26 %, 27 %, 23 % y 24 %, respectivamente). A pH 10 ocurrió lo contrario, pues en presencia de bacterias se obtuvo una recuperación del 22 % y en ausencia de ellas se obtuvo una recuperación del 17 %. Sin embargo se puede notar que en todos los casos las barras de error se superponen entre si. Por lo cuál, no existiría una depresión provocada por las bacterias.

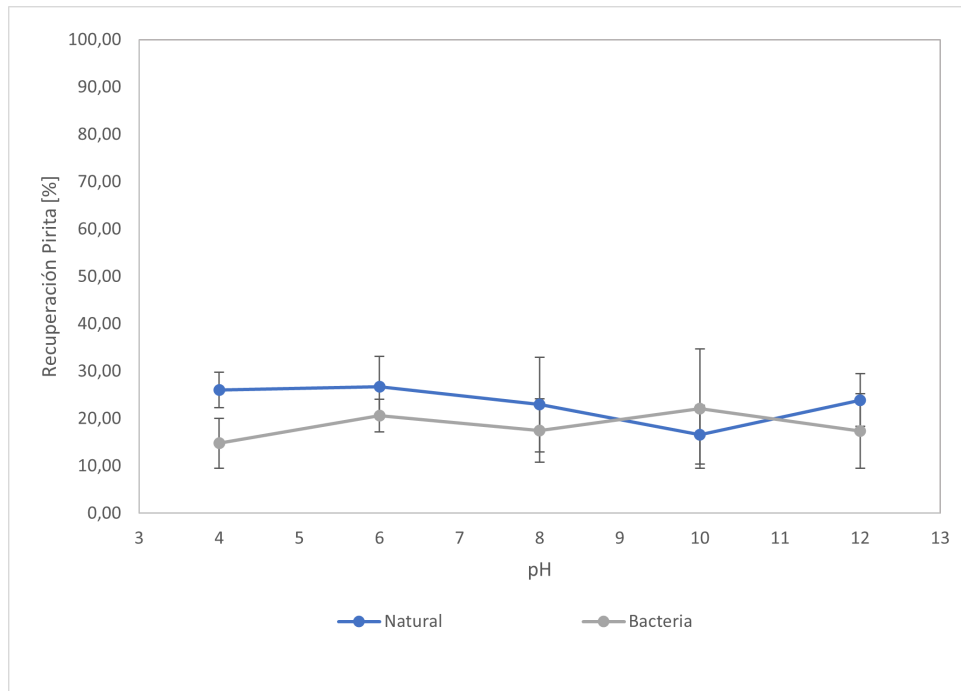


Figura 4.1: Efecto de la bacteria *A. ferrooxidans* sobre la pirita en flotación en agua dulce. La concentración de bacterias fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

En la Figura 4.2 se aprecian los resultados de los experimentos de flotación en agua dulce para el rango de pH 4-12 en presencia y ausencia de bacterias y agregando colector. Se puede ver que al añadir colector (curva naranja) en el rango de pH 4-10 la recuperación de pirita aumenta hasta 79-90 %, mientras que para el pH 12 se presenta un aumento leve de la recuperación, pues pasa de 24 % a 29 %. Por otro lado, al realizar los experimentos en presencia de bacterias y colector (curva amarilla) se puede notar que la recuperación de pirita sigue un comportamiento similar al de la flotabilidad natural (curva azul) y solo con bacterias (curva gris) en el rango de pH estudiado (Ver Figura 4.1).

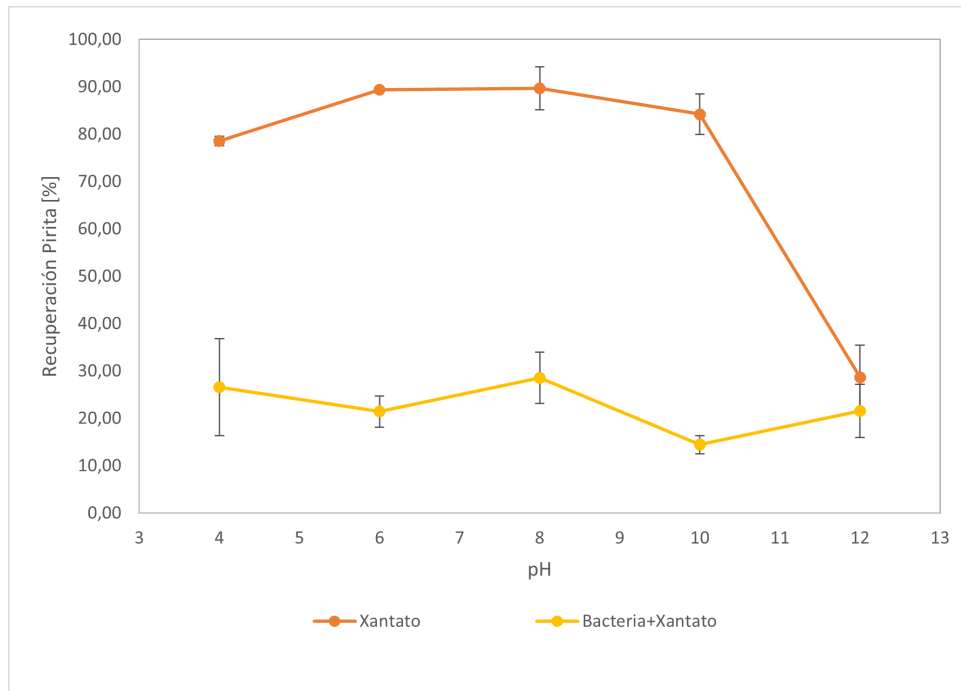


Figura 4.2: Efecto de la bacteria *A. ferrooxidans* sobre la pirita en flotación en agua dulce. La concentración de bacterias y colector en la celda fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.

Los resultados que se presentan para la flotabilidad en agua dulce siguen el mismo comportamiento que los de Chandraprabha et al. (2004) [5], pues en flotabilidad natural alcanza valores entre los 15-20 % en el rango de pH 4-9, en presencia de bacterias obtiene valores de 20 % en promedio para el rango de pH 4-9 y para flotación en presencia de bacterias y colector alcanza valores de 25-45 % en el rango de pH 4-9. Los experimentos que contienen solo colector siguen la misma tendencia que los resultados presentados por San Martín et al. (2021) [32] en el rango de pH 4-10, pues se presentan recuperaciones de pirita que van entre los 75-90 % lo cual se explicaría por la formación de dixantógeno y xantato de hierro, compuestos que vuelven hidrofóbico al mineral [33] [34].

En la Figura 4.3 se pueden ver los resultados de los experimentos de flotación en agua de mar en presencia y ausencia de bacterias y sin colector. Para el caso de flotabilidad natural (curva azul) se puede ver que la recuperación de pirita es baja, pues para el rango de pH 4-12 se encuentra entre 29-31 %. Estos valores son levemente superiores a los que se vieron para las flotaciones en agua dulce, pues las recuperaciones de pirita eran de 15-20 % para el rango de pH 4-12. Al agregar solo bacterias (curva gris) a los experimentos se puede notar que la recuperación de pirita aumenta levemente en pH 4, 8 y 10 respecto a la flotabilidad natural, pues pasa de 30 %, 25 % y 28 % a 38 %, 36 % y 35 %, respectivamente. Para el caso de pH 6 se presenta una disminución en la recuperación de pirita respecto a la flotabilidad natural, ya que pasa de 31 % a 22 %, mientras que en pH 12 la flotabilidad se mantiene prácticamente igual, pues al natural es de 29 % y con bacterias es de 27 %. Al igual que para el caso en agua dulce, se puede notar que las barras de error se superponen entre sí, por lo cual en agua de mar tampoco habría una depresión provocada por las bacterias.

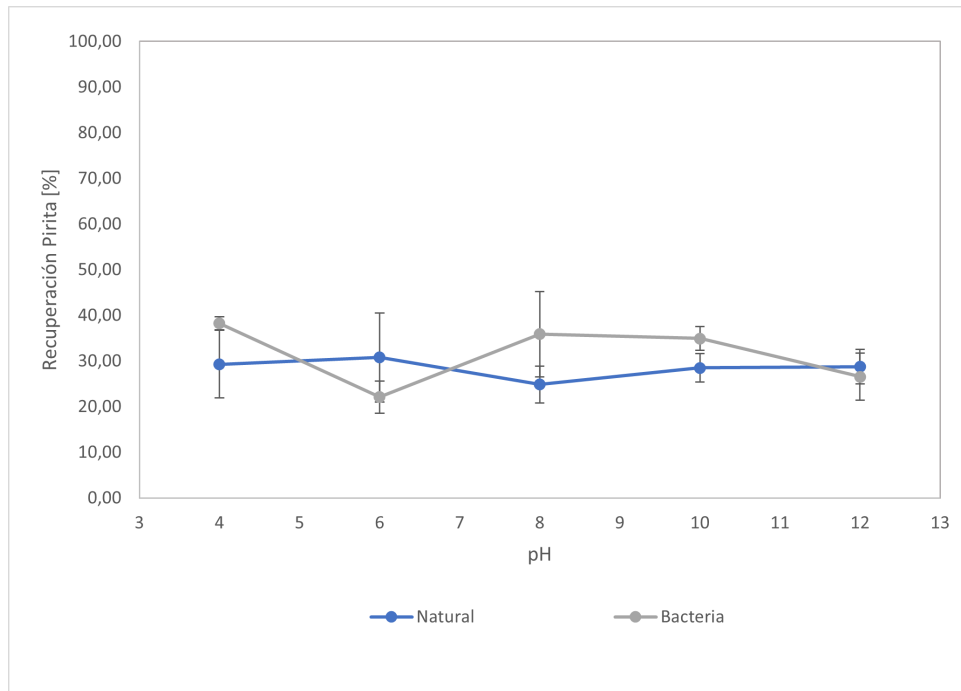


Figura 4.3: Efecto de la bacteria *A. ferrooxidans* sobre la pirita en flotación en agua de mar. La concentración de bacterias en la celda fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

En la Figura 4.4 se pueden ver los resultados de los experimentos de flotación en agua de mar en presencia y ausencia de bacterias y agregando colector. Cuando se agrega colector (curva naranja), se puede ver que en el rango de pH 4-10 el promedio de recuperación es de 95 %, disminuyendo a 37 % en pH 12. Para el caso en el que se agrega colector y bacterias (curva amarilla) la recuperación de pirita a pH 4 y 6 es de 93 % y 91 %, respectivamente. A medida que el pH aumenta la recuperación disminuye, pues a pH 8 toma un valor de 64 % y a pH 10 alcanza la recuperación más baja con un valor de 21 %. Luego a pH 12 vuelve a subir levemente hasta los 29 %. Estos resultados coinciden con los indicados por San Martín et al. (2018) [35] donde muestran que la bacteria *A. ferrooxidans* es capaz de deprimir pirita a $\text{pH} \geq 8$ en agua de mar a pesar de que a concentraciones de *NaCl* mayores a 6 g/L son un ambiente tóxico para ellas [36]. San Martín et al. (2020) [37] menciona que en agua de mar la bacteria *A. ferrooxidans* se adhiere mejor a pH 8 que a pH 4, esto previene la acción del colector sobre el mineral lo cual complementa el hecho de que a $\text{pH} \geq 8$ la depresión de pirita sea mayor que a $\text{pH} < 8$.

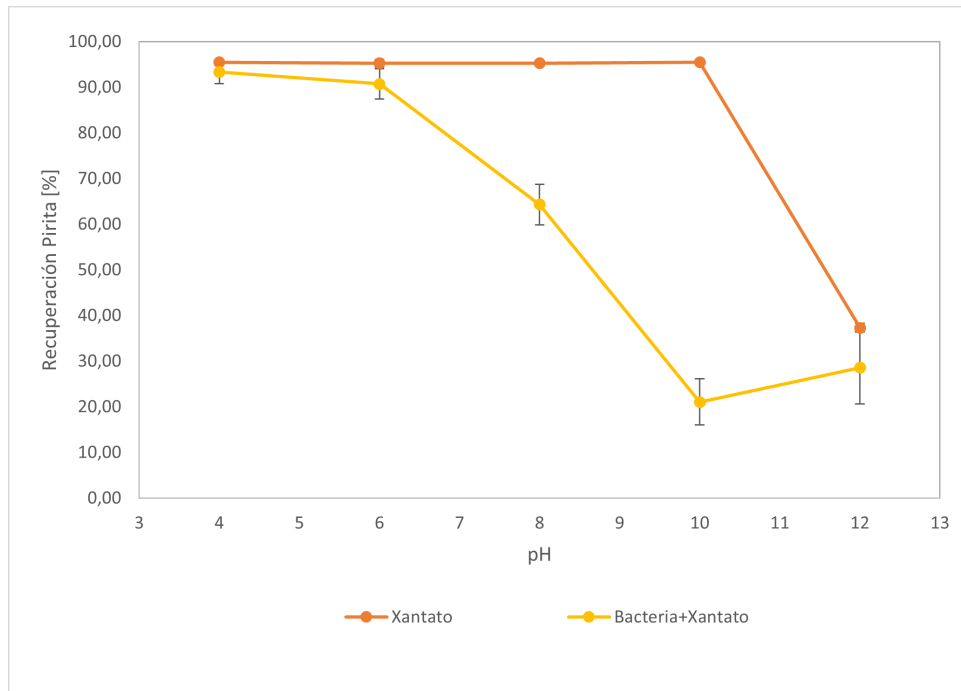


Figura 4.4: Efecto de la bacteria *A. ferrooxidans* sobre la pirita en flotación en agua de mar. La concentración de bacterias y colector en la celda fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.

4.2. Resultados de Velocidad de Sedimentación

Primero se determinaron las velocidades de sedimentación de cada uno de los casos siguiendo el método mencionado anteriormente en la metodología. En la Figura 4.5 se muestran los gráficos de velocidad de sedimentación en agua dulce en presencia y ausencia de bacterias a pH 4. Para este caso, utilizando los primeros 6 puntos de la curva se obtuvo que la velocidad de sedimentación sin bacterias (curva azul) fue de 1,88 mm/s con un R^2 de 0,98, mientras que en presencia de bacterias (curva gris) la velocidad obtenida fue de 1,87 mm/s con un R^2 de 0,96.

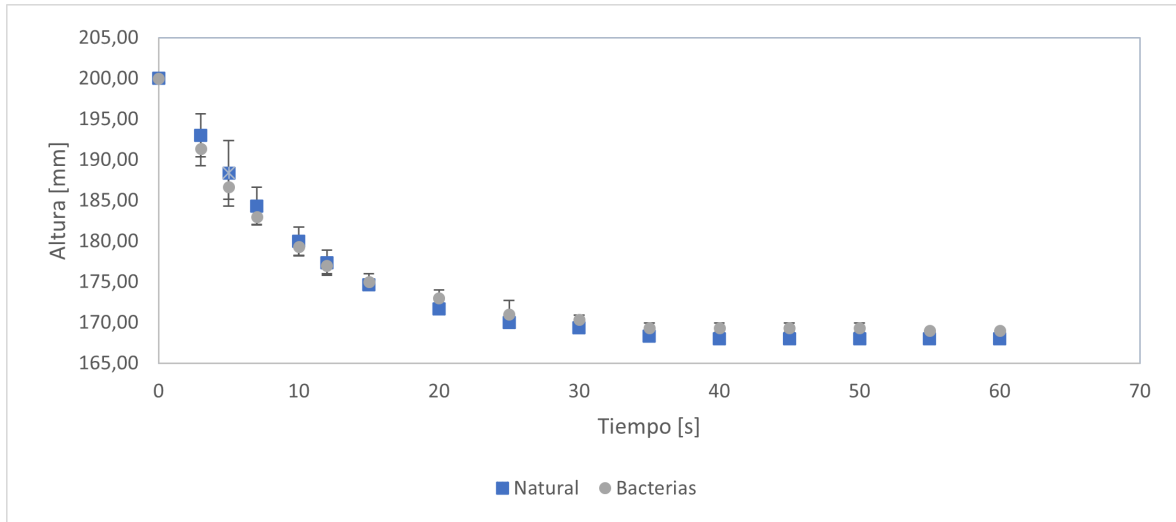


Figura 4.5: Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 4 en agua dulce. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

Asimismo, la Figura 4.6 muestra los gráficos de velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias con colector. Utilizando los primeros 6 puntos se pudo notar que la velocidad de sedimentación solo con colector (curva naranja) fue de 2,04 mm/s con un R^2 de 0,95, mientras que al agregar bacterias (curva amarilla) se obtuvo una velocidad de 1,97 mm/s con un R^2 de 0,95.

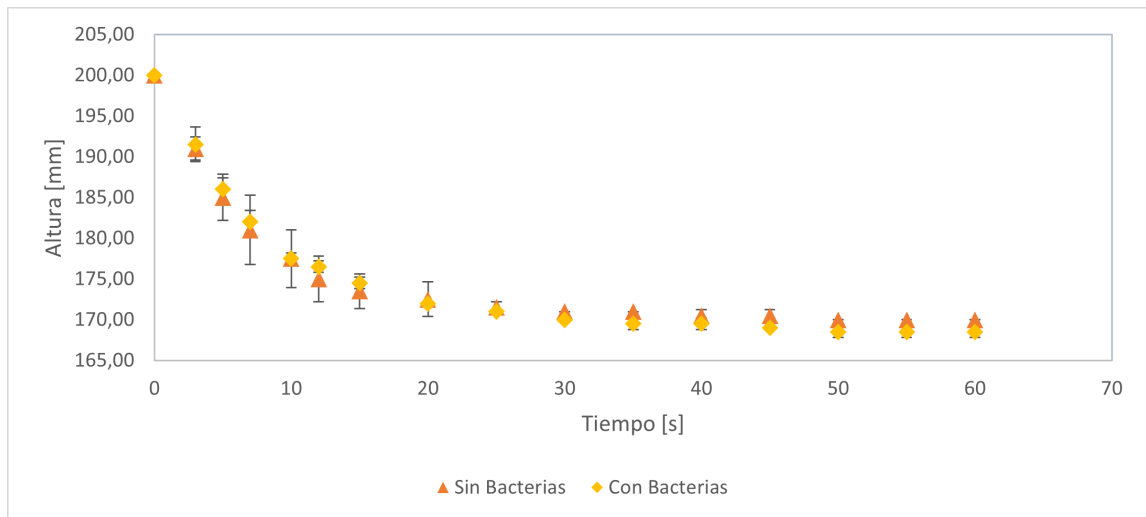


Figura 4.6: Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 4 en agua dulce. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.

Por otro lado, con la información que se puede ver en la Figura 4.7 se obtuvo la velocidad de sedimentación a pH 4 en agua de mar en presencia (curva gris) y ausencia de bacterias (curva azul). Realizando el ajuste lineal con los 6 primeros puntos de la curva las velocidades de sedimentación obtenidas fueron 1,66 mm/s y 1,56 mm/s en presencia y ausencia de

bacterias, respectivamente.

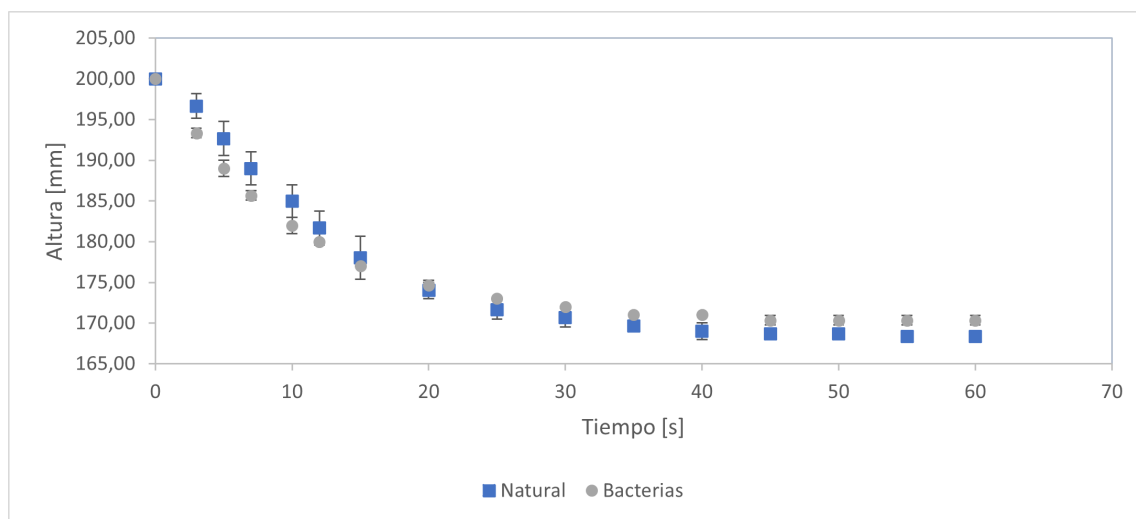


Figura 4.7: Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 4 en agua de mar. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

Por último, al agregar colector en agua de mar a pH4 se obtuvieron las curvas que se pueden ver en la Figura 4.8. Realizando el ajuste lineal con los 6 primeros puntos para ambas curvas se obtuvo que la velocidad de sedimentación obtenida fue de 1,94 mm/s y 1,88 mm/s en presencia y ausencia de bacterias, respectivamente.

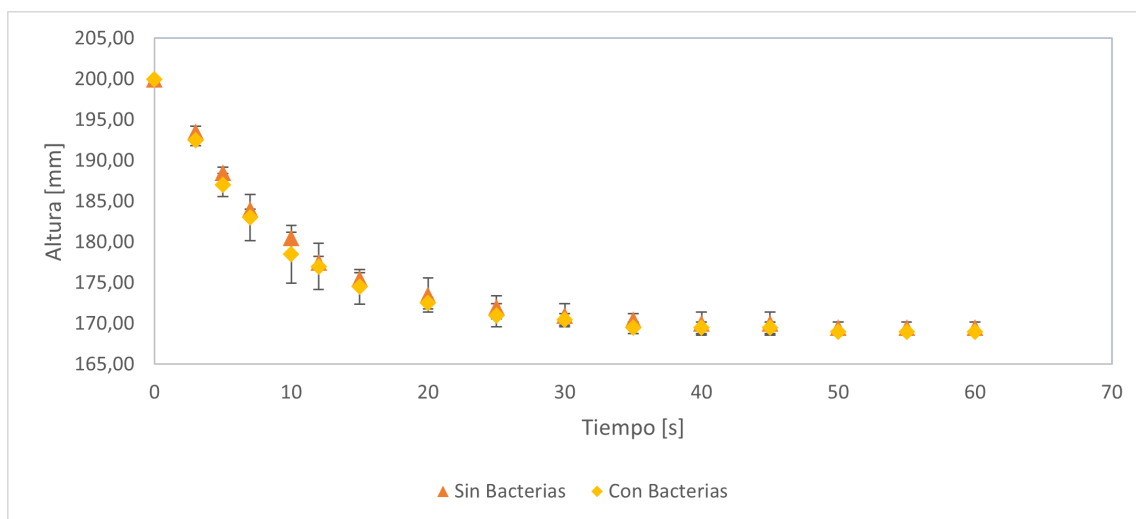


Figura 4.8: Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 4 en agua de mar. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.

De manera análoga se hizo el cálculo para todas las velocidades de sedimentación en agua dulce y agua de mar en presencia y ausencia de bacterias y colector en el rango de pH 4-12.

Los resultados obtenidos junto a sus respectivos R^2 se pueden ver en las Tablas 4.1 y 4.2. Por otro lado, todos los gráficos se encuentran en el inciso A de los anexos.

Tabla 4.1: Velocidad de sedimentación de la pirita en agua dulce y agua de mar a diferente pH en presencia y ausencia de bacterias. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL. SB*=Sin bacterias, CB*=Con Bacterias.

pH	Tipo de Agua	Velocidad SB* [mm/s]	R^2	Velocidad CB* [mm/s]	R^2
4	Dulce	1,88	0,98	1,87	0,96
	De mar	1,56	0,99	1,66	0,97
6	Dulce	1,83	1,00	1,74	0,98
	De mar	1,71	0,99	1,75	0,94
8	Dulce	1,58	0,99	1,68	0,98
	De mar	1,77	0,98	1,73	0,97
10	Dulce	1,67	0,99	1,62	0,96
	De mar	1,94	0,93	1,82	0,99
12	Dulce	1,99	0,98	1,71	0,98
	De mar	1,57	0,99	1,69	0,99

Tabla 4.2: Velocidad de sedimentación de la pirita en presencia y ausencia de bacterias y agregando colector en agua dulce y agua de mar a diferente pH. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente. SB*=Sin Bacterias, CB*=Con Bacterias.

pH	Tipo de Agua	Velocidad SB* [mm/s]	R^2	Velocidad CB* [mm/s]	R^2
4	Dulce	2,04	0,95	1,97	0,95
	De mar	1,88	0,98	1,94	0,97
6	Dulce	1,90	0,94	2,09	0,94
	De mar	1,95	0,97	1,89	0,98
8	Dulce	2,11	0,87	2,05	0,92
	De mar	1,85	0,95	1,74	0,98
10	Dulce	2,01	0,93	2,06	0,94
	De mar	1,76	0,95	1,96	0,99

La Figura 4.9 muestra los resultados de los experimentos de velocidad de sedimentación de la pirita en agua dulce en presencia y ausencia de bacterias y sin agregar colector para el rango de pH 4-12. Para la sedimentación natural (curva azul) se tiene que a pH 4 y 6 las velocidades fueron casi idénticas, pues las velocidades son de 1,88 mm/s y 1,83 mm/s, respectivamente. Luego a pH 8 presentó un descenso, ya que la velocidad obtenida fue de 1,58 mm/s. La velocidad a pH 10 y 12 vuelve a presentar un ascenso, puesto que las velocidades alcanzaron valores de 1,67 mm/s y 1,99 mm/s, respectivamente.

Al agregar bacterias (curva gris) se puede notar que para el rango de pH 4-10 se presentó un leve descenso en la velocidad de sedimentación a medida que aumentó el pH, puesto que las velocidades obtenidas fueron de 1,87 mm/s, 1,74 mm/s, 1,68 mm/s y 1,62 mm/s a pH 4, 6, 8 y 10, respectivamente. Luego a pH 12 presentó un aumento leve de la velocidad, alcanzando un valor de 1,71 mm/s.

Estos resultados contradicen lo mencionado por Natarajan & Das (2003) [11], ya que ellos mencionaron que la bacteria *A. ferrooxidans* aumentaría la sedimentación de la pirita en el rango de pH 2-10,5 en agua destilada, lo cual no se presencié en ningún caso de los resultados expuestos en la Figura 4.9, ya que se puede notar que a ningún pH existió un aumento en la velocidad de sedimentación.

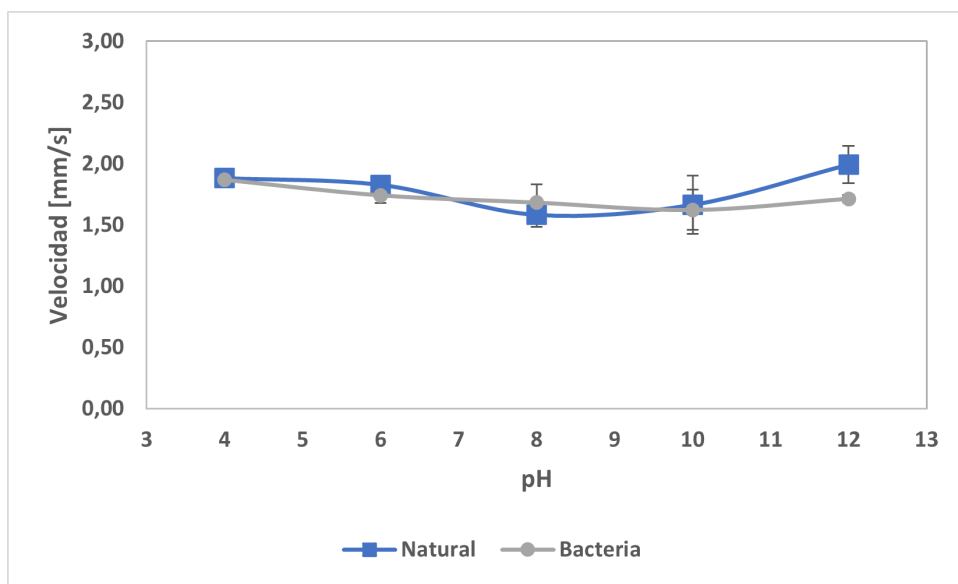


Figura 4.9: Efecto de la bacteria *A. ferrooxidans* sobre la velocidad de sedimentación de la pirita en agua dulce. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

La Figura 4.10 muestra los resultados de velocidad de sedimentación en agua dulce en presencia y ausencia de bacterias y agregando colector para el rango de pH 4-10. Al agregar colector (curva naranja) se obtuvieron velocidades de sedimentación de 2,04 mm/s, 1,90 mm/s, 2,11 mm/s y 2,01 mm/s para los pH 4, 6, 8 y 10, respectivamente.

Al agregar colector y bacterias (curva amarilla) en pH 4, 6, 8 y 10 las velocidades de sedimentación fueron 1,97 mm/s, 2,09 mm/s, 2,05 mm/s y 2,06 mm/s, respectivamente. Estos valores tuvieron un comportamiento muy similar a aquellos obtenidos sin bacterias. Por lo anterior, se aprecia que la presencia de las bacterias no provocó un aumento en la velocidad de sedimentación.

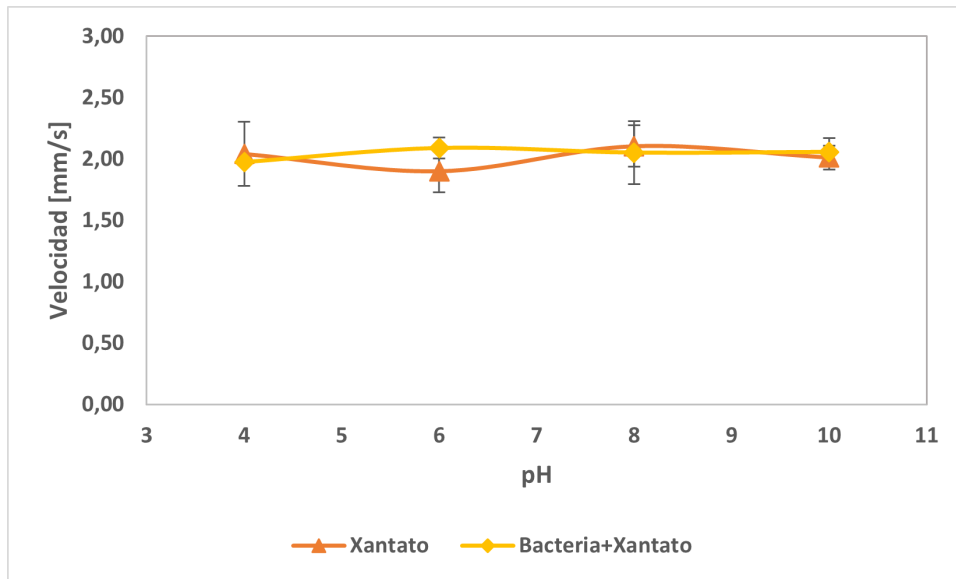


Figura 4.10: Efecto de la bacteria *A. ferrooxidans* sobre la velocidad de sedimentación de la pirita en agua dulce. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.

La Figura 4.11 muestra los resultados obtenidos para la velocidad de sedimentación de la pirita en agua de mar en presencia y ausencia de bacterias y sin colector. Para el caso de sedimentación natural (curva azul) se puede notar que en el rango de pH 4-10 hubo un leve aumento progresivo de la velocidad de sedimentación al aumentar el pH, puesto que las velocidades obtenidas fueron 1,56 mm/s, 1,71 mm/s, 1,77 mm/s y 1,94 mm/s a pH 4, 6, 8 y 10, respectivamente. A pH 12 la velocidad de sedimentación disminuyó a 1,57 mm/s.

Al agregar bacterias (curva gris) se pudo notar que la velocidad de sedimentación a pH 4 y 12 las velocidades fueron casi idénticas, pues se obtuvo 1,66 mm/s y 1,69 mm/s, respectivamente. Asimismo, a pH 6 y 8 las velocidades de sedimentación también fueron casi idénticas entre sí, en este caso se obtuvieron valores de 1,75 mm/s y 1,73 mm/s, respectivamente. Finalmente a pH 10 se obtuvo la velocidad más alta del caso agua de mar con bacterias, pues se alcanzó una velocidad de 1,82 mm/s.

Al igual que para el caso con agua dulce, la Figura 4.11 muestra que al agregar bacterias no se presenció un aumento en la velocidad de sedimentación provocada por la formación de flóculos en el rango de pH 4-10.

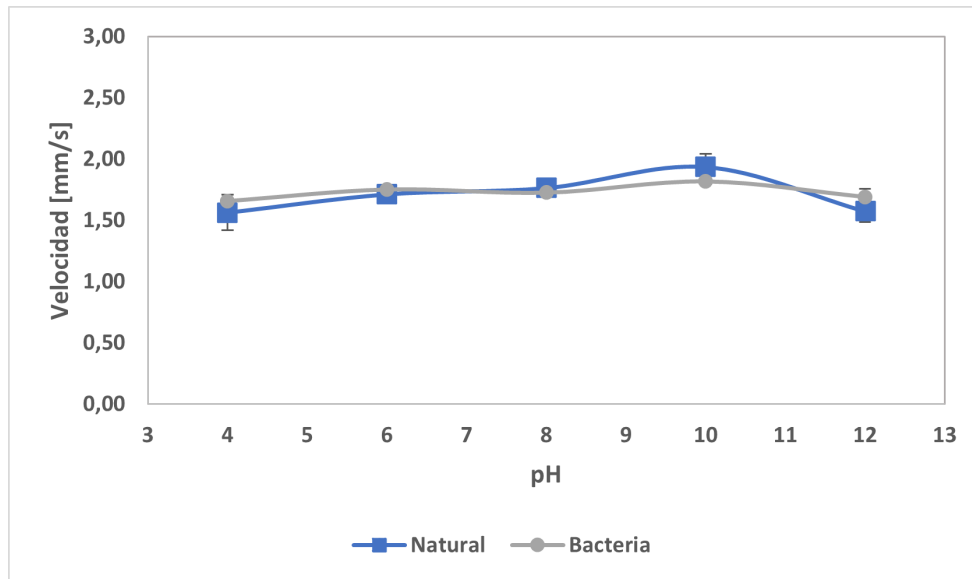


Figura 4.11: Efecto de la bacteria *A. ferrooxidans* sobre la velocidad de sedimentación de la pirita en agua de mar. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

La Figura 4.12 muestra los resultados de la velocidad de sedimentación de la pirita en agua de mar en presencia y ausencia de bacterias y agregando colector. Cuando se agrega colector (curva naranja) se puede notar que a pH 4 y 8 las velocidades de sedimentación fueron casi idénticas, pues los valores obtenidos fueron de 1,88 mm/s y 1,85 mm/s, respectivamente. Por otro lado, a pH 6 se obtuvo la mayor velocidad de este caso al alcanzar los 1,95 mm/s, mientras que a pH 10 se obtuvo la menor velocidad del caso al alcanzar los 1,76 mm/s.

Por otro lado, al agregar colector y bacterias (curva amarilla) a pH 4 y 10 se obtuvieron velocidades de sedimentación casi idénticas, pues se alcanzaron valores de 1,94 mm/s y 1,96 mm/s, respectivamente. Por otro lado, a pH 6 y 8 se obtuvieron velocidades levemente menores a las de pH 4 y 10, pues alcanzaron valores de 1,89 mm/s y 1,74 mm/s, respectivamente.

Se pudo notar que para el rango de pH 4-10 no hubo un aumento de la velocidad de sedimentación provocado por las bacterias, pues tanto en presencia como en ausencia de ellas las velocidades son las mismas.

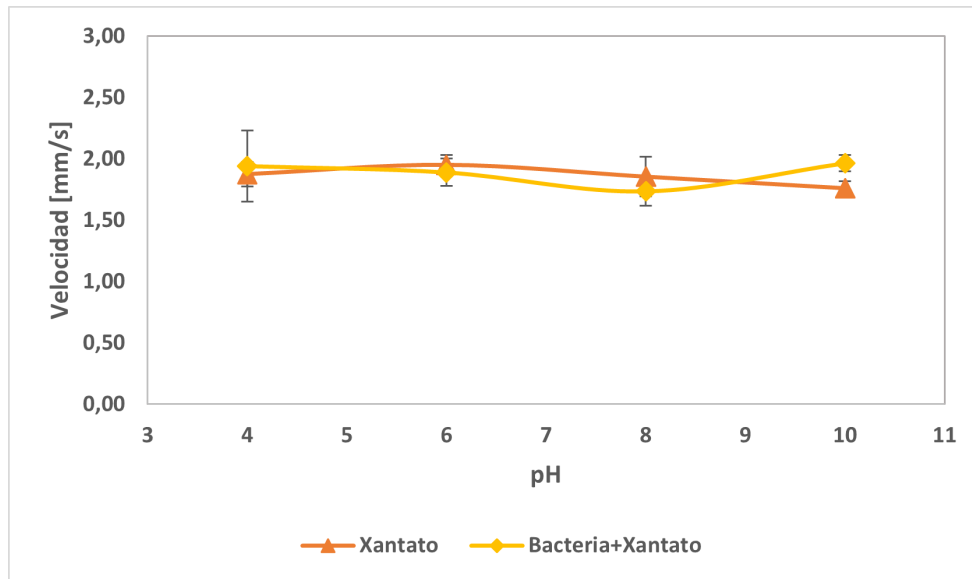


Figura 4.12: Efecto de la bacteria *A. ferrooxidans* sobre la velocidad de sedimentación de la pirita en agua de mar. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.

4.3. Resultados de Tamaño de Partícula

También se realizaron experimentos de análisis de tamaño de partículas. Las Tablas 4.3 y 4.4 muestran los resultados de los experimentos realizados. Estos experimentos se realizaron solo en presencia y ausencia de bacterias para poder presenciar si las bacterias formaron flóculos. Estos resultados no muestran la existencia de ninguna tendencia a formar flóculos de pirita en presencia de bacterias en ninguno de los medios, lo que sugiere la idea de que tampoco funcionarían como floculantes, lo cual es concordante con los resultados presentados previamente, pues la presencia de las bacterias no provocaron un aumento de la velocidad de sedimentación. Esto es contrario a lo que mencionan Natarajan & Das (2003) [11]. También hay que tener en cuenta que cuando el equipo ANALYSETTE 22 realiza la medición aplica un ultrasonido a la solución que forma un efecto de "cavitación ultrasónica" provocando la ruptura de cualquier aglomerado que se haya formado y la eliminación de posibles gases. Por lo cual, este equipo debe ser utilizado con cuidado cuando se utilice para hacer algún análisis.

Tabla 4.3: Tamaño de partícula en agua dulce a diferente pH en presencia y ausencia de bacterias. La concentración de bacterias en la muestra agregada fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

pH	P_{80} Sin Bacterias [μm]	σ [μm]	P_{80} Con Bacterias [μm]	σ [μm]
4	194,8	19,4	206,0	14,9
6	212,1	7,8	202,1	5,1
8	209,1	5,3	188,9	11,0
10	223,9	6,3	194,0	17,6
12	216,1	4,9	169,1	9,3

Tabla 4.4: Tamaño de partícula en agua de mar a diferente pH en presencia y ausencia de bacterias. La concentración de bacterias en la muestra agregada fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

pH	P_{80} Sin Bacterias [μm]	σ [μm]	P_{80} Con Bacterias [μm]	σ [μm]
4	212,3	6,5	188,4	23,4
6	212,2	12,6	189,3	11,8
8	197,3	14,6	192,8	13,2
10	205,9	5,8	181,2	16,1
12	177,8	14,0	199,2	15,8

4.4. Discusión

Para determinar si la floculación es el mecanismo que permite la depresión de la piritita en agua dulce y agua de mar se relacionaron los resultados de flotación con los de sedimentación mediante el siguiente criterio: Si efectivamente las bacterias están formando flóculos de piritita, la velocidad de sedimentación debe ser alta cuando la recuperación de piritita es baja y viceversa. Esto se explica por el hecho de que los flóculos son la unión de varias partículas [9] por lo cual tendrían una mayor velocidad de sedimentación, pues a mayor tamaño de partícula mayor es la velocidad de sedimentación. Este aumento de tamaño de partículas provocaría un descenso en la probabilidad de adhesión en flotación y por ende, en la recuperación [12].

En la Figura 4.1 se ven los resultados de flotación en agua dulce en presencia y ausencia de bacterias y sin colector. Se puede observar que en el rango de pH 4-10 las bacterias no provocaron depresión de la piritita. Por otro lado, en la Figura 4.9 se puede ver que en el rango de pH 4-10 las velocidades de sedimentación en presencia (1,87 mm/s, 1,74 mm/s, 1,68 mm/s y 1,62 mm/s a pH 4, 6, 8 y 10, respectivamente) y ausencia de bacterias (1,88 mm/s, 1,83 mm/s, 1,58 mm/s y 1,67 mm/s a pH 4, 6, 8 y 10, respectivamente) fueron casi idénticas. Por lo tanto, para el rango de pH 4-10, en ningún caso podría ocurrir que las bacterias hayan tenido un efecto depresante debido a la formación de flóculos de piritita.

En la Figura 4.2 se ven los resultados de flotación en agua dulce en presencia y ausencia de bacterias y con colector. Se puede notar que en el rango de pH 4-10 existió una fuerte depresión cuando se agregan las bacterias al experimento. Por otro lado, la Figura 4.10 muestra que para el rango de pH 4-10 las velocidades de sedimentación en presencia de bacterias (1,97 mm/s, 2,09 mm/s, 2,05 mm/s y 2,06 mm/s a pH 4, 6, 8 y 10, respectivamente) fueron casi idénticas a cuando no hay bacterias (2,04 mm/s, 1,90 mm/s, 2,11 mm/s y 2,01 mm/s a pH 4, 6, 8 y 10, respectivamente). Por lo tanto, al igual que en ausencia de colector, las bacterias no tuvieron un efecto depresante por la formación de flóculos de piritita.

Por otro lado, la Figura 4.3 muestra los resultados de flotación en agua de mar en presencia y ausencia de bacterias sin colector. Para este caso, al igual que en agua dulce, para el rango de pH 4-10 no hubo depresión provocada por la presencia de bacterias. La Figura 4.11 muestra los resultados de la velocidad de sedimentación y, al igual que en los casos en agua dulce, se puede notar que para el rango de pH 4-10 las velocidades de sedimentación en presencia de bacterias (1,66 mm/s, 1,75 mm/s, 1,73 mm/s y 1,82 mm/s a pH 4, 6, 8 y 10

respectivamente) fueron prácticamente iguales las velocidades de sedimentación en ausencia de ellas (1,56 mm/s, 1,71 mm/s, 1,77 mm/s y 1,94 mm/s a pH 4, 6, 8 y 10 respectivamente). Por lo cual, de igual manera que en agua dulce, a ningún pH se las bacterias provocaron la depresión de la pirita por la formación de flóculos.

Por último, la Figura 4.4 muestra los resultados de flotación en agua de mar en presencia y ausencia de bacterias y con colector. Para pH 4 y 6 no se presenta depresión cuando se agregan bacterias, a pH 8 si hay depresión y a pH 10 la depresión aumenta drásticamente. La Figura 4.12 muestra los resultados para la velocidad de sedimentación, también se puede notar que para el rango de pH 4-10 las velocidades fueron casi idénticas en presencia (1,94 mm/s, 1,89 mm/s, 1,74 mm/s y 1,96 mm/s a pH 4, 6, 8 y 10, respectivamente) y ausencia de bacterias (1,88 mm/s, 1,95 mm/s, 1,85 mm/s y 1,76 mm/s a pH 4, 6, 8 y 10, respectivamente). Por lo tanto, al igual que en todos los casos analizados, las bacterias no provocaron la depresión de la pirita por la formación de flóculos.

En base a todo lo dicho anteriormente, se puede inferir que la bacteria *A. ferrooxidans* no genera un aumento en la sedimentación de la pirita, ya que no se apreció que su presencia genere un aumento en la velocidad de sedimentación ni en agua dulce ni en agua de mar y por ende la floculación no es el mecanismo que permite la depresión de la pirita en flotación. Esta aseveración es contraria a lo mencionado por Natarajan & Das (2003) [11], pues ellos probaron que al acondicionar pirita con la bacteria *A. ferrooxidans* en agua destilada en el rango de pH 2-10,5 se produce un efecto floculante. Sin embargo, las condiciones experimentales y la metodología de los experimentos realizados por ellos y lo presentado en este trabajo no fueron las mismas, lo cual podría haber generado una discordancia en los resultados. Asimismo, en este trabajo se buscó obtener directamente la velocidad de sedimentación, mientras que Natarajan & Das (2003) [11] obtuvieron el porcentaje de pirita sedimentado (cantidad de mineral sedimentado en cierto tiempo en relación al mineral total), lo cual también pudo haber generado la discordancia de los resultados obtenidos, pues son dos mediciones totalmente diferentes. También hay que tener en cuenta que, si bien se utilizaron concentraciones de bacteria similares en ambos casos, la cantidad de bacterias por gramo de pirita es mayor en los experimentos de Natarajan & Das (2003) [11], ya que ellos tuvieron un valor de $3,6 \times 10^9$ bacterias/g, mientras que en el presente trabajo fue de $3,6 \times 10^8$ bacterias/g, esta diferencia de un orden de magnitud podría haber provocado que en sus experimentos se notara un efecto floculante, y en el presente trabajo no. En la Tabla 4.5 se pueden ver las diferencias experimentales de ambos trabajos.

Tabla 4.5: Comparación entre los experimentos de Natarajan & Das y los de este trabajo.

Condiciones Experimentales	Natarajan & Das (2003)	Loyola (2024)
Volumen de pulpa [mL]	100	10
Concentración en sólidos [%]	5	30
Diámetro [in]	1,1	0,5
Tiempo [min]	2	1
Rango de pH	2-10,5	4-10
Concentración de bacterias [bacterias/mL]	$1,3 \times 10^8$	$1,4 \times 10^8$
Bacterias por gramo de pirita [bacterias/g]	$3,6 \times 10^9$	$3,6 \times 10^8$

Que la floculación no sea el mecanismo que permite la depresión de la pirita respalda lo mencionado por San Martín et al. (2020) [37] de que lo que hace la bacteria es impedir la acción del colector sobre la pirita.

Capítulo 5

Conclusión

Dicho todo lo anterior, se reúnen las siguientes conclusiones de este estudio:

- El pH no es una variable que afecte en el aumento o disminución de la velocidad de sedimentación de la pirita, pues se puede ver en los resultados que a medida que aumenta el pH no se presenta ninguna tendencia, ya sea a aumentar o disminuir, sino que se presenta un comportamiento irregular. Esto ocurre en ambos tipos de agua y en todos los casos estudiados.
- Las bacterias no generaron un aumento en la sedimentación de la pirita, pues para ningún tipo de agua ocurrió que su presencia provocara un aumento sostenido de la velocidad en comparación a cuando no hubo presencia de ellas. Se puede notar que para todo el rango de pH estudiado en ambas aguas las velocidades fueron prácticamente iguales en presencia y ausencia de la bacteria *A. ferrooxidans*.
- Por lo anterior, la floculación no es un mecanismo que permita la depresión de la pirita ni en agua dulce ni en agua de mar, ya que el presente estudio indica que no se estarían formando flóculos por la presencia de las bacterias, puesto que a los pH donde la recuperación en flotación es menor no coincide con los pH donde la velocidad de sedimentación es mayor. Por ejemplo, en agua de mar a pH 8 las velocidades de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias con colector fueron prácticamente iguales entre si, pues en ausencia de bacterias la velocidad de sedimentación fue de 1,85 mm/s, mientras que en presencia de bacterias fue de 1,74 mm/s. Por ende, como se dijo anteriormente, la floculación no es el mecanismo de depresión de la pirita en flotación.
- Se refuerza la idea mencionada por San Martín et al. (2020) [37] de que las bacterias estarían impidiendo el efecto que tiene el colector sobre la pirita, ya que los resultados de flotación muestran que la bacteria no aumenta la depresión de la pirita en comparación a la flotabilidad natural, sino que la mantienen baja. Por otro lado, la recuperación de pirita que ha interactuado con bacterias y colector es significativamente menor que la pirita que ha interactuado solo con colector.
- Si bien el equipo ANALYSETTE 22 permite analizar el tamaño de las partículas de una muestra mineral, hay que tener sumo cuidado al estudiar el efecto que tienen reactivos químicos como los floculantes y coagulantes, como también de microorganismos como la bacteria *A. ferrooxidans*, puesto que al realizar el análisis generan un efecto de "cavitación ultrasónica" que puede romper los aglomerados que se hayan formado previamente.

Bibliografía

- [1] M.O.P., “Mesa nacional del agua: Informe final,” 2022, https://www.mop.cl/Documents/ENRH_2013_OK.pdf.
- [2] Cochilco, “Recursos hídricos en la minería del cobre: Actualización 2020,” 2021.
- [3] Castro, S., “Challenges in flotation of cu-mo sulfide ores in sea water,” Mineral Processing-Proc. of the First International Symposium, 2012.
- [4] CODELCO, “Biolixiviación,” sf, https://www.codelco.com/biolixiviacion/prontus_codelco/2011-02-18/091203.html.
- [5] Chandraprabha, M. N., Natarajan, K. A., y Modak, J. M., “Selective separation of pyrite and chalcopyrite by biomodulation,” Colloids and Surfaces B: Biointerfaces, vol. 37, pp. 93–100, 2004, [doi:10.1016/j.colsurfb.2004.06.011](https://doi.org/10.1016/j.colsurfb.2004.06.011).
- [6] Nagaoka, T., Ohmura, N., y Saiki, H., “A novel mineral flotation process using *Thiobacillus ferrooxidans*,” APPLIED AND ENVIRONMENTAL MICROBIOLOGY, vol. 65, pp. 3588–3593, 1999.
- [7] Hosseini, T. R., Kolahdoozan, M., Tabatabaei, Y. S., Oliazadeh, M., Noaparast, M., Eslami, A., Manafi, Z., y Alfantazi, A., “Bioflotation of sarcheshmeh copper ore using *Thiobacillus Ferrooxidans* bacteria,” Minerals Engineering, vol. 18, pp. 371–374, 2005, [doi:10.1016/j.mineng.2004.06.005](https://doi.org/10.1016/j.mineng.2004.06.005).
- [8] San Martín, F., “Bio-depression of pyrite with *Acidithiobacillus Ferrooxidans* in seawater flotation,” 2018.
- [9] de Vargas, L., Tratamiento de agua para consumo humano, vol. 1. Centro Panamericano de Ingeniería Sanitaria y Ciencias del Ambiente, 2004.
- [10] Vilinska, A. y Rao, K. H., “*Leptospirillum ferrooxidans*-sulfide mineral interactions with reference to bioflotation nad bioflocculation,” Transactions of Nonferrous Metals Society of China (English Edition), vol. 18, pp. 1403–1409, 2008, [doi:10.1016/S1003-6326\(09\)60016-9](https://doi.org/10.1016/S1003-6326(09)60016-9).
- [11] Natarajan, K. A. y Das, A., “Surface chemical studies on *Acidithiobacillus* group of bacteria with reference to mineral flocculation,” 2003.
- [12] Wills, B. A. y Finch, J. A., Wills’ Mineral Processing Technology, vol. 8. Elsevier, 2016.
- [13] Xing, Y., Gui, X., Karakas, F., y Cao, Y., “Role of collectors and depressants in mineral flotation: A theoretical analysis based on extended dlvo theory,” Minerals, vol. 7, 2017, [doi:10.3390/min7110223](https://doi.org/10.3390/min7110223).
- [14] Manríquez, G., “Uso de depresantes alternativos para la flotación selectiva de molibdeno codelco división andina,” 2019.

- [15] Cochilco, “Proyección del consumo de agua en la minería del cobre: Período 2021-2032,” 2021.
- [16] Kester, D. R., Duedall, I. W., Connors, D. N., y Pytkowicz, R. M., “Preparation of artificial seawater,” *Limnology and Oceanography*, 1967.
- [17] Sernageomin, “Anuario de la minería de Chile,” 2020.
- [18] Cochilco, “Mercado internacional del molibdeno,” 2015.
- [19] Chen, Y., Chen, X., y Peng, Y., “The depression of molybdenite flotation by sodium metabisulphite in fresh water and seawater,” *Minerals Engineering*, vol. 168, 2021, doi:[10.1016/j.mineng.2021.106939](https://doi.org/10.1016/j.mineng.2021.106939).
- [20] Johnson, D. B., *Extremophiles: Acidic Environments*. Elsevier, 2009, doi:<https://doi.org/10.1016/B978-012373944-5.00278-9>.
- [21] Donati, E. R. y Sand, W., *Microbial Processing of Metal Sulfides*. Springer, 2007.
- [22] Quatrini, R. y Johnson, D. B., “*Acidithiobacillus ferrooxidans*,” *Trends in Microbiology*, vol. 27, pp. 282–283, 2019, doi:[10.1016/j.tim.2018.11.009](https://doi.org/10.1016/j.tim.2018.11.009).
- [23] Jerez, C. A., *Metal Extraction and Biomining*. Elsevier, 2009, doi:<https://doi.org/10.1016/B978-012373944-5.00154-1>.
- [24] Rao, K. H. y Subramanian, S., “Bioflotation and bioflocculation of relevance to minerals bioprocessing,” 2007.
- [25] Rao, M. K. Y. y Somasundaran, P., “Biomodification of mineral surfaces and flotation,” *Flotation Science and Engineering*, 1995.
- [26] Chandraprabha, M. N. y Natarajan, K. A., “Surface chemical and flotation behaviour of chalcopyrite and pyrite in the presence of *Acidithiobacillus thiooxidans*,” *Hydrometallurgy*, vol. 83, pp. 146–152, 2006, doi:[10.1016/j.hydromet.2006.03.021](https://doi.org/10.1016/j.hydromet.2006.03.021).
- [27] Bustamante, M., Bustamante, P., Osorio, J., y Daza, C., “Diseño geométrico de espesador-sedimentador y espesador en contracorriente (ccd) en minería de oro para disposición de relaves,” *Boletín de Ciencias de la Tierra*, 2019, doi:<https://doi.org/10.15446/rbct.n46.77553>.
- [28] Coe, H. S. y Clevenger, G. H., “Methods for determining the capacity of slimesettling tanks,” *Trans. AIME*, 1916.
- [29] San Martín, F., “Procesamiento de minerales i: Separación sólido-líquido,” 2019.
- [30] Mie, G., “Contributions on the optics of turbid media, particularly colloidal metal solutions,” 1908.
- [31] Bieganski, A., Ryzak, M., Sochan, A., Barna, G., Hernádi, H., Beczek, M., Polakowski, C., y Makó, A., *Laser Diffractometry in the Measurements of Soil and Sediment Particle Size Distribution*. Advances in Agronomy, 2018.
- [32] San Martín, F., Valles, I., Kracht, W., Vargas, T., y Aguilar, C., “Biodepression of copper-activated pyrite with *Acidithiobacillus ferrooxidans* in flotation with fresh and seawater,” 2021, doi:<https://doi.org/10.3390/min11101039>.
- [33] Gardner, J. R. y Woods, R., “Electrochemical investigation of contact angle and of flotation in the presence of alkylxanthates. ii. galena and pyrite surfaces,” *Australian Journal of Chemistry*, 1977, doi:<https://doi.org/10.1071/CH9770981>.

- [34] Leppinen, J. O., “Ftir and flotation investigation of the absorption of ethyl xanthate on activated and non-activated sulfide minerals,” International Journal of Mineral Processing, 1990, doi:[https://doi.org/10.1016/0301-7516\(90\)90018-T](https://doi.org/10.1016/0301-7516(90)90018-T).
- [35] San Martín, F., Kracht, W., y Vargas, T., “Biodepression of pyrite in seawater flotation,” Canadian Institute of Mining, Metallurgy and Petroleum, 2018.
- [36] Lawson, E., Nicholas, C., y Pellet, H., “The toxic effects of chloride ions on *Thiobacillus ferrooxidans*,” Biohydrometallurgical Processing, 1995.
- [37] San Martín, F., Kracht, W., Vargas, T., y Rudolph, M., “Mechanisms of pyrite biodepression with *Acidithiobacillus ferrooxidans* in seawater flotation,” Minerals Engineering, 2020.

Anexos

A. Gráficos de velocidad de sedimentación

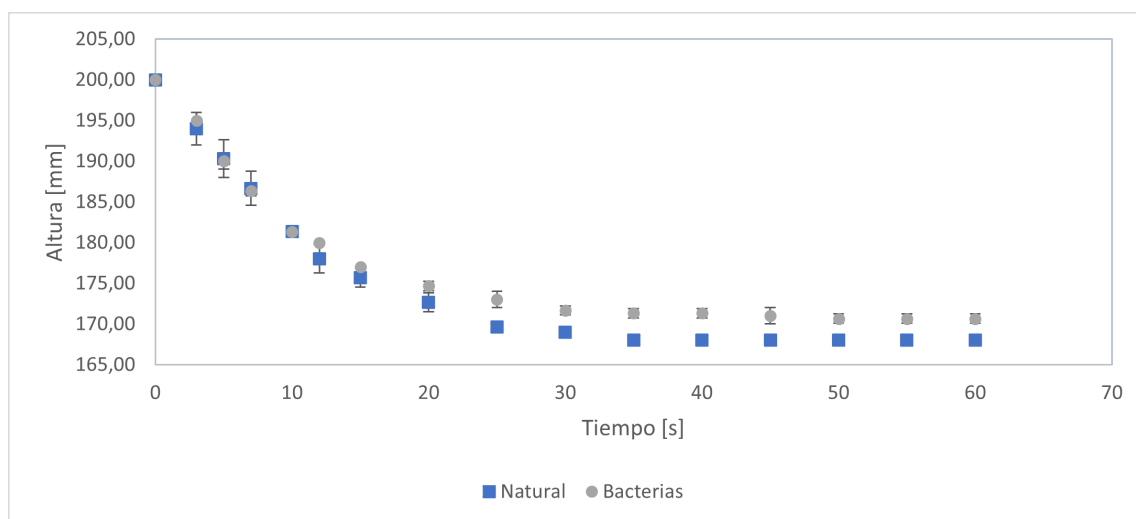


Figura A.1: Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 6 en agua dulce. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

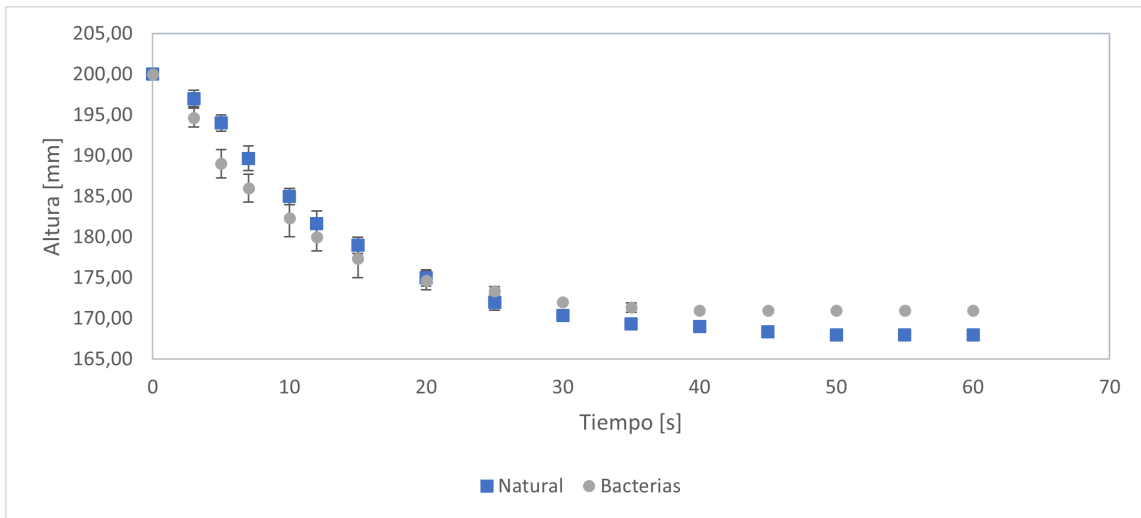


Figura A.2: Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 8 en agua dulce. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

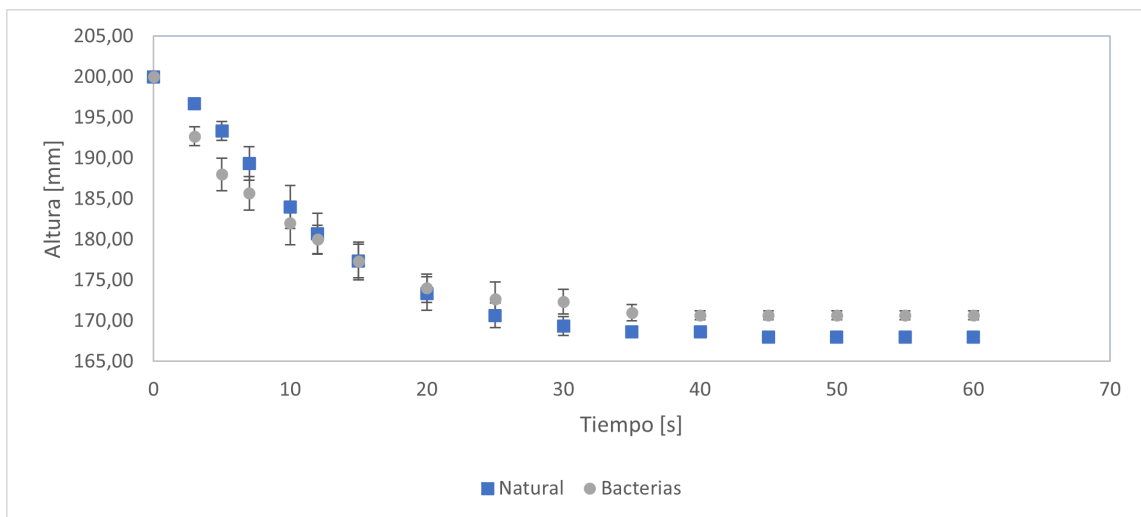


Figura A.3: Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 10 en agua dulce. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

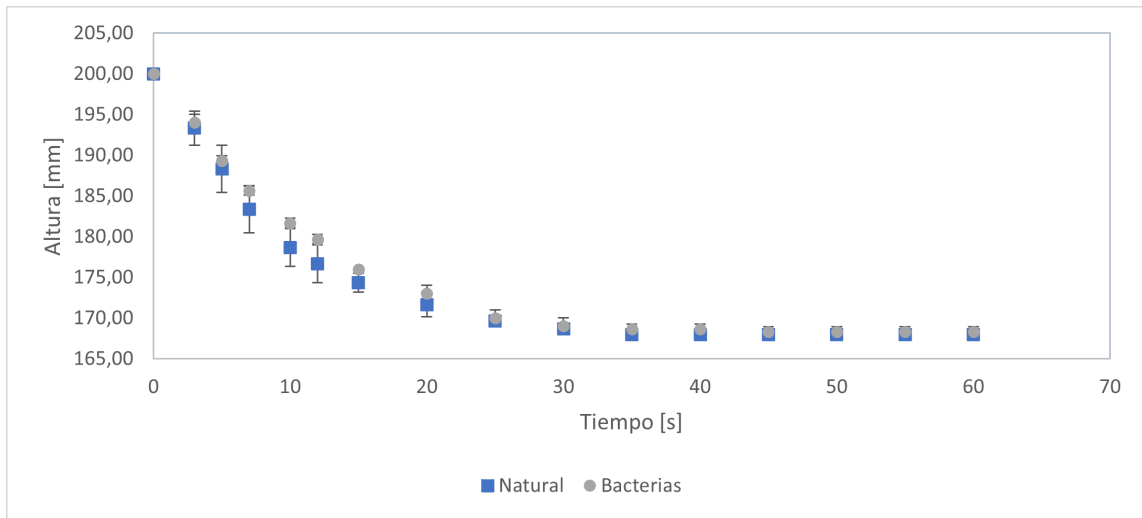


Figura A.4: Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 12 en agua dulce. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

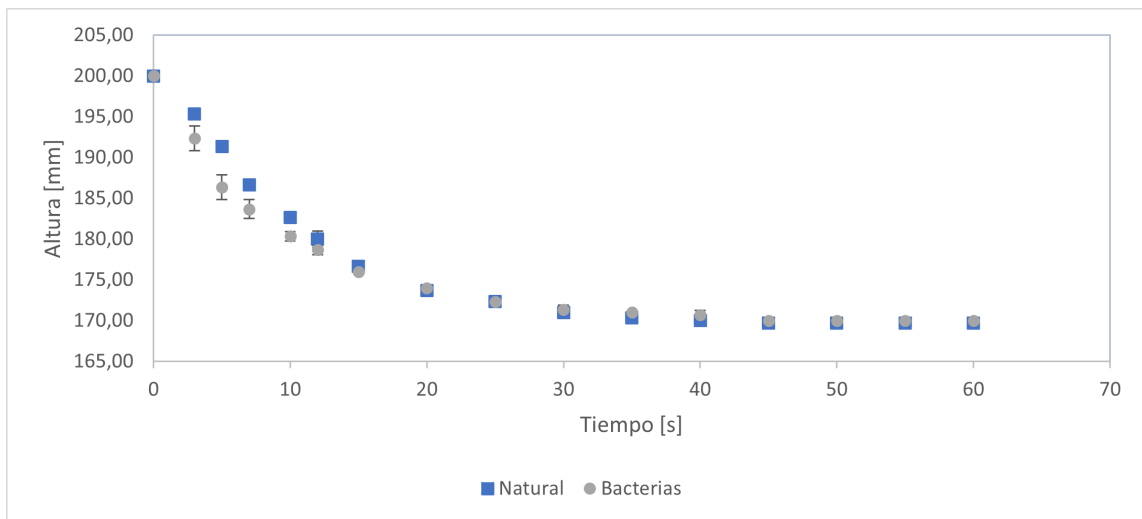


Figura A.5: Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 6 en agua de mar. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

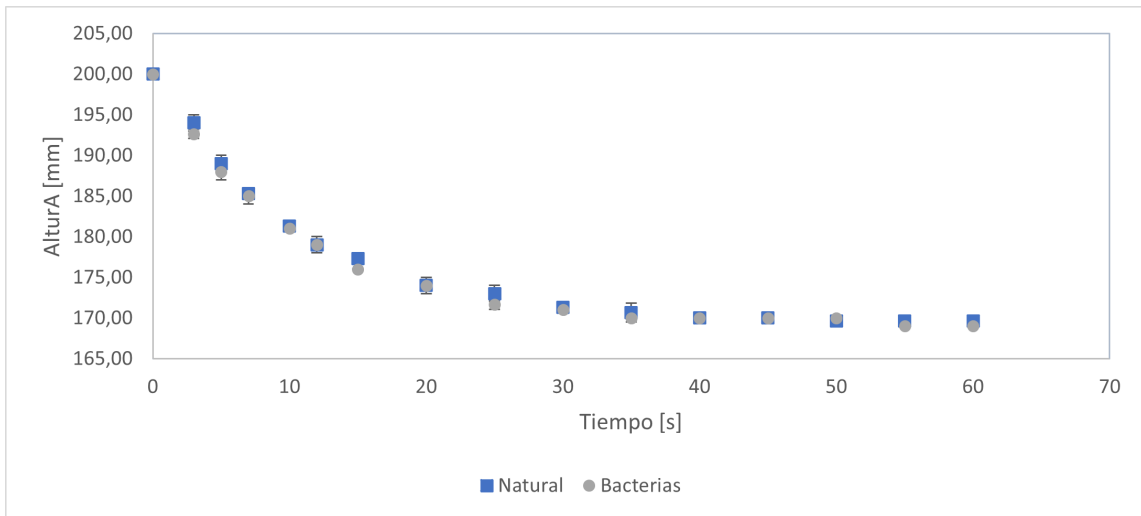


Figura A.6: Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 8 en agua de mar. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

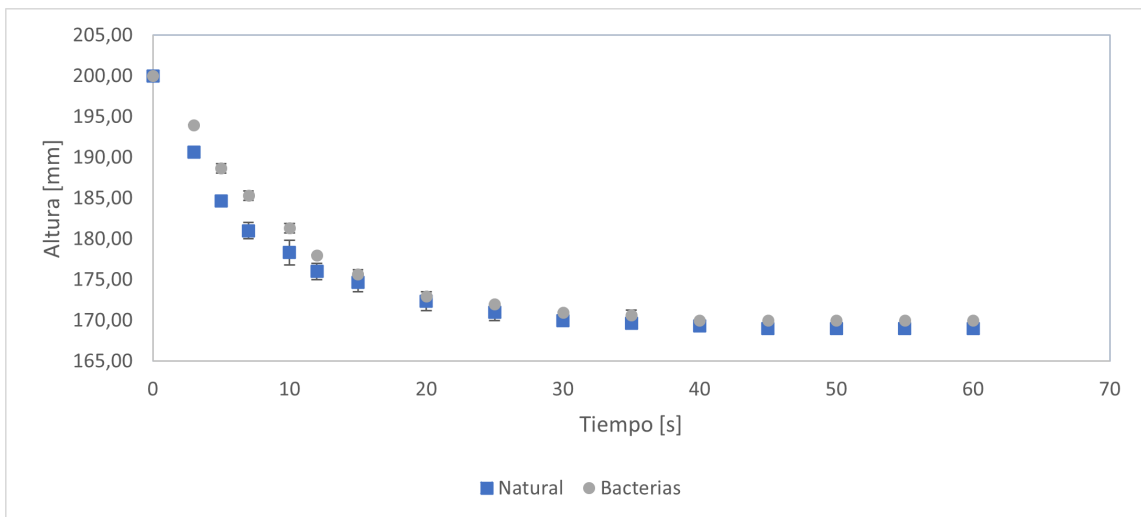


Figura A.7: Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 10 en agua de mar. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

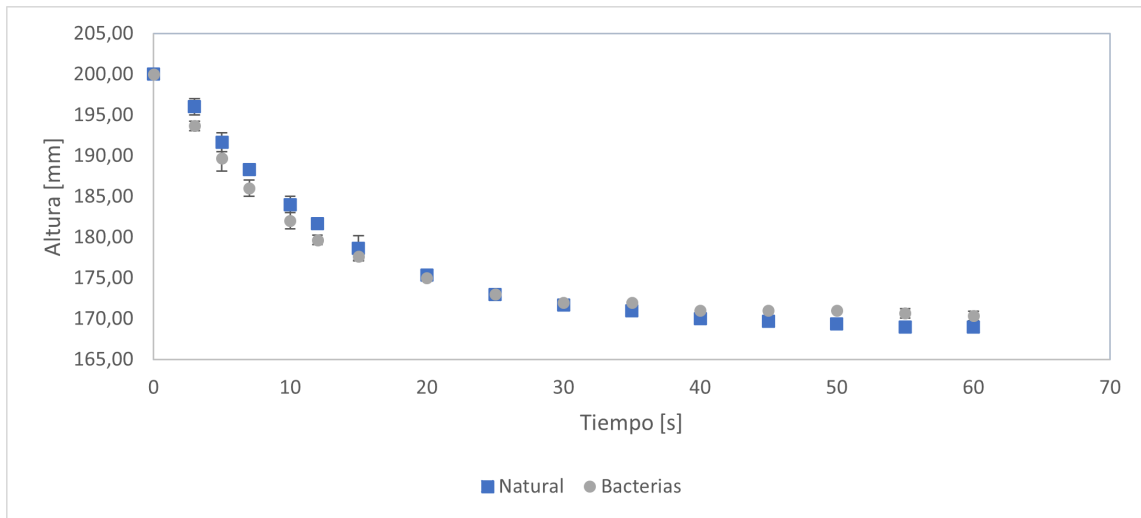


Figura A.8: Velocidad de sedimentación en presencia y ausencia de bacterias a pH 12 en agua de mar. La concentración de bacterias en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL.

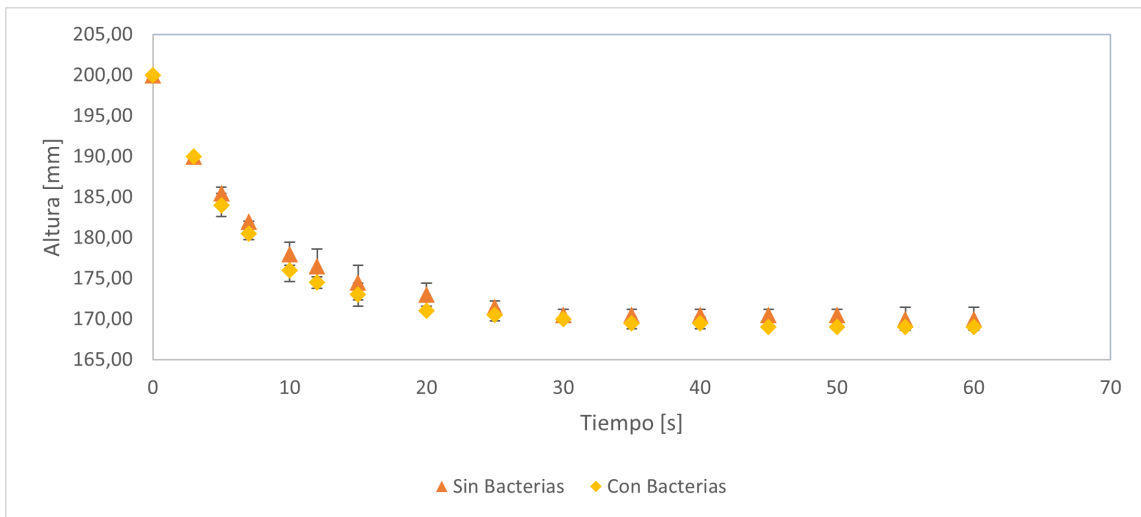


Figura A.9: Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 6 en agua dulce. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.

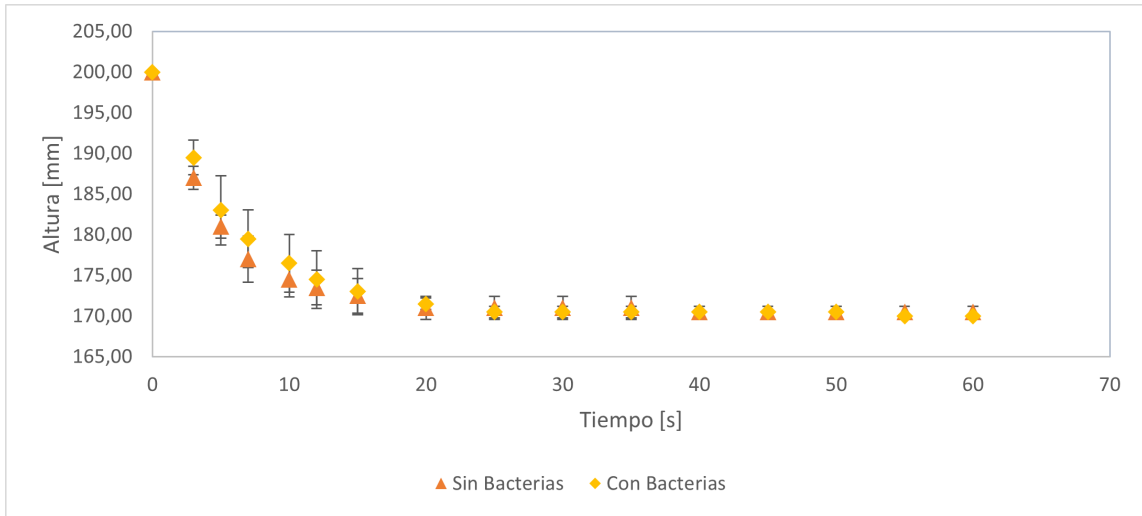


Figura A.10: Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 8 en agua dulce. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.

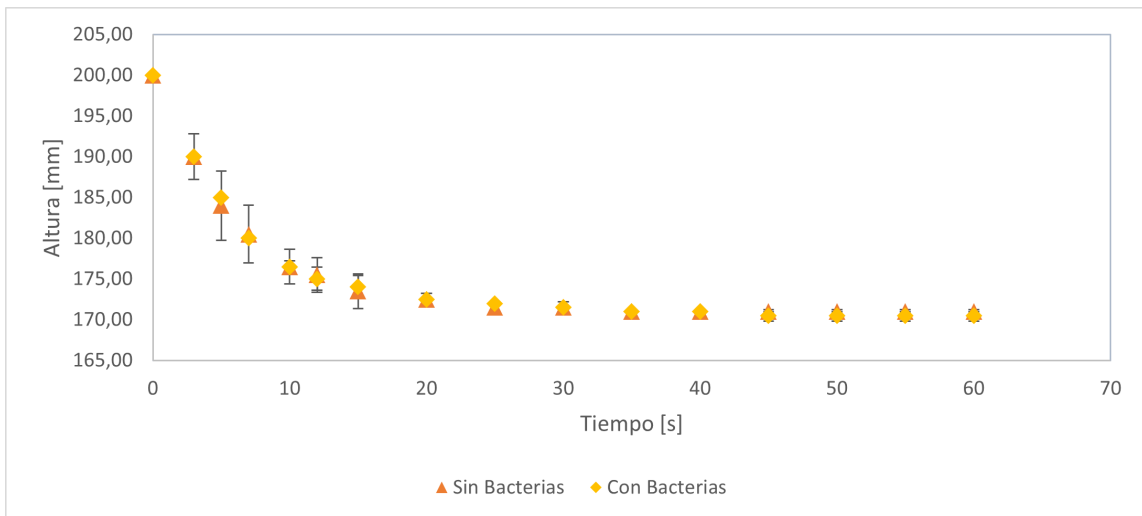


Figura A.11: Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 10 en agua dulce. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.

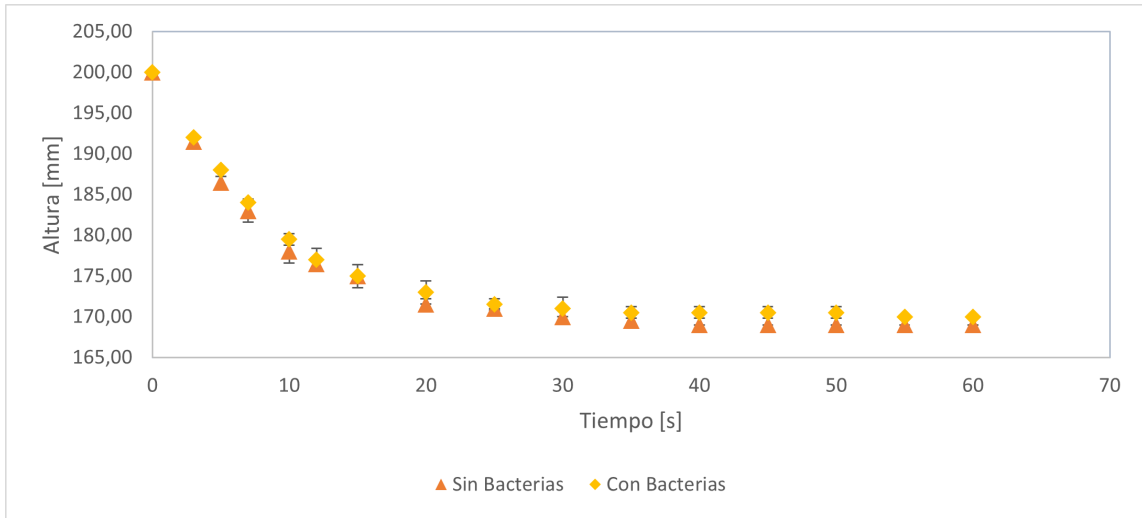


Figura A.12: Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 6 en agua de mar. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.

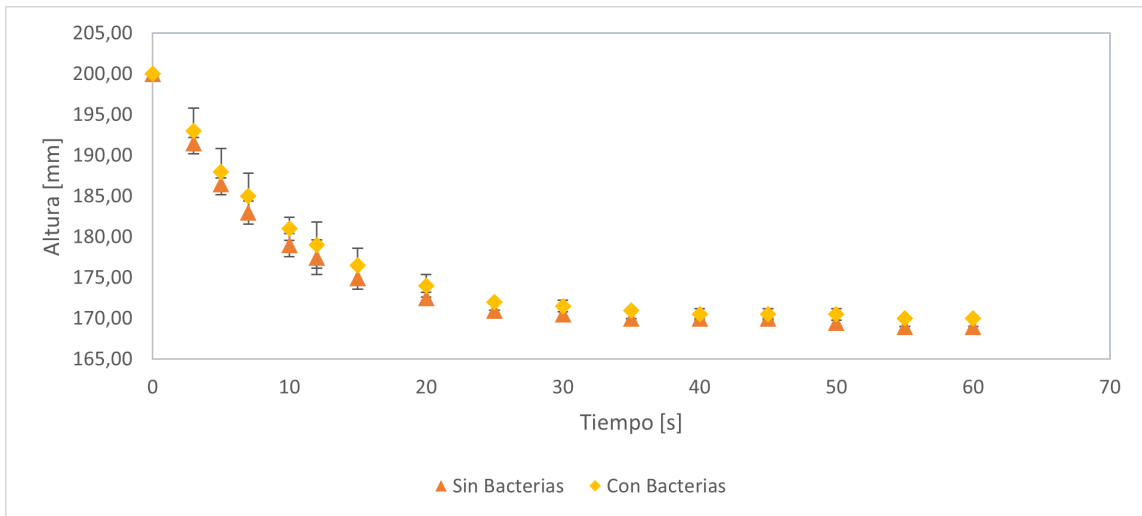


Figura A.13: Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 8 en agua de mar. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.

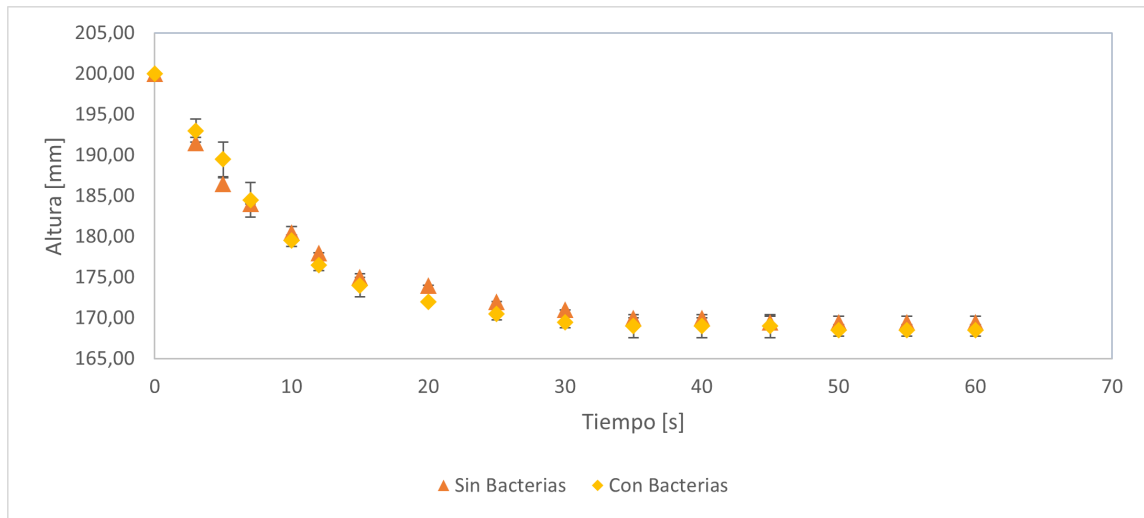


Figura A.14: Velocidad de sedimentación con colector en presencia y ausencia de bacterias a pH 10 en agua de mar. La concentración de bacterias y colector en la probeta fue de $1,4 \times 10^8$ bacterias/mL y $4,7 \times 10^{-5}$ M, respectivamente.