



SEP

SES

TecNM

INSTITUTO TECNOLÓGICO DE TOLUCA

**“EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD DE
SORCIÓN DE METALES PESADOS DE LA BRIOFITA
ACUÁTICA *Ricciocarpus natans*”**

TESIS

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE:
MAESTRA EN CIENCIAS EN INGENIERÍA AMBIENTAL**

**PRESENTA:
IBT CLARA GÓMEZ ENSASTEGUI**

No. CONTROL: 1828M0218

**DIRECTOR DE TESIS:
DRA. GUADALUPE MACEDO MIRANDA**

**CO-DIRECTOR DE TESIS
DR. PEDRO ÁVILA PÉREZ**

METEPEC, ESTADO DE MÉXICO, DICIEMBRE DE 2019



"2019, Año del Caudillo del Sur, Emiliano Zapata"

Metepec, Edo. de México, **13/diciembre/2019**

**DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO
E INVESTIGACIÓN**
DEPI-395-1163 /2019

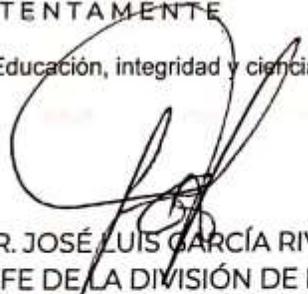
C. CLARA GÓMEZ ENSASTEGUI
CANDIDATO AL GRADO DE MAESTRA
CIENCIAS EN INGENIERIA AMBIENTAL
PRESENTE

De acuerdo con el Reglamento de Titulación del Sistema Nacional de Educación Superior Tecnológica dependiente de la Subsecretaría de Educación Superior de la Secretaría de Educación Pública y habiendo cumplido con todas las indicaciones que la Comisión Revisora realizó con respecto a su trabajo de Tesis titulado "Evaluación de la capacidad de sorción de metales pesados de la briofita acuático Ricciocarpus natans", la División de Estudios de Posgrado e Investigación concede autorización para que proceda a la impresión del mismo

Sin más por el momento, quedo de usted.

ATENTAMENTE

* Educación, integridad y ciencia *


DR. JOSÉ LUIS GARCÍA RIVAS
JEFE DE LA DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO
E INVESTIGACIÓN



JLGR/IMAB





EDUCACIÓN
SECRETARÍA DE EDUCACIÓN PÚBLICA



TECNOLÓGICO NACIONAL DE MEXICO

Instituto Tecnológico de Toluca

"2019, Año del Caudillo del Sur, Emiliano Zapata"

Metepec, Edo. de México, **11/diciembre/2019**

**DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO
E INVESTIGACIÓN**
DEPI-395-1148/2019

DR. JOSÉ LUIS GARCÍA RIVAS
JEFE DE LA DIVISIÓN DE ESTUDIOS
DE POSGRADO E INVESTIGACIÓN
PRESENTE

Por este medio comunicamos a usted que la comisión revisora designada para analizar la tesis denominada "Evaluación de la capacidad de sorción de metales pesados de la briofita acuático *Ricciocarpus natans*", que como parte de los requisitos para obtener el grado académico de Maestra en Ciencias de la Ingeniería Ambiental presenta la **C. CLARA GÓMEZ ENSASTEGUI** con número de control 1828M0218 para sustentar el acto de Recepción Profesional, ha dictaminado que dicho trabajo reúne las características de contenido y calidad para proceder a la impresión del mismo.

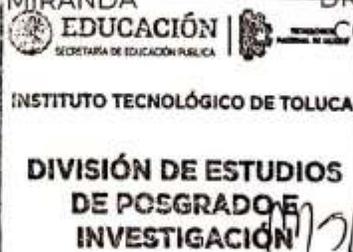
ATENTAMENTE
" Educación, integridad y ciencia"

Guadalupe Macedo Miranda

DRA. MA. GUADALUPE MACEDO MIRANDA
DIRECTORA DE TESIS

Pedro Ávila Pérez

DR. PEDRO ÁVILA PÉREZ
CODIRECTOR DE TESIS



Maria del Carmen Zepeda Gómez

DRA. MARÍA DEL CARMEN ZEPEDA GÓMEZ
REVISORA DE TESIS

Sonia Mireya Martínez Gallegos

DRA. SONIA MIREYA MARTÍNEZ GALLEGOS
REVISORA DE TESIS



DEDICATORIAS

La presente Tesis está dedicada a mis padres quienes siempre me han apoyado y alentado en todas las decisiones que he tomado; por brindarme la educación y alentarme a siempre ser una buena alumna, hija y persona. A mi hermano que, a pesar de la distancia, siempre está para apoyarme, escucharme y alentarme. A mis abuelos que me apoyan incondicionalmente y siempre me han alentado a dar lo mejor de mí. A mi tío Jesús por aconsejarme y escucharme cuando lo necesito.

A mis amigas Brenda, Trini, Nicole y Annie, por alentarme día a día en la realización de este trabajo. A mi amigo y colega Marcos por los consejos y palabras de aliento. A mi amigo Luis que a pesar de estar a miles de kilómetros estuvo ahí para escuchar mis buenos y malos momentos, agradezco todo el apoyo brindado y que nuestra amistad haya crecido a pesar de la distancia.

A miss Lupita, miss Fany y a Pau, mi familia Danseur por transformar mi vida y enseñarme que la danza es el lenguaje del alma, que puede mejorar cualquier día sea bueno o malo.

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, me gustaría agradecer a la doctora Guadalupe Macedo y al doctor Pedro Ávila Pérez, por haber depositado su confianza en mí y haberme aceptado para realizar este trabajo de investigación; por su paciencia, motivación y el conocimiento brindado de gran calidad humana y por su valioso apoyo.

A CONACyT por la beca otorgada con número de beca 00972 para la realización de mi estudio de maestría. A COMECYT por la beca de titulación otorgada (No. de folio 19BTIIM0102)

Al Instituto Tecnológico de Toluca y al Laboratorio de Investigación en Ingeniería Ambiental por proporcionar recursos e infraestructura necesaria para la ejecución del presente proyecto de investigación. A la ingeniero Martha Manjarrez por su apoyo y paciencia para la realización de pruebas de caracterización y de absorción atómica.

RESUMEN

En el presente proyecto se evaluó la capacidad de sorción de metales pesados (cadmio, cromo y plomo) en la briofita acuática *Ricciocarpus natans*.

En la Laguna de Almoloya del Río (Estado de México), se realizó un muestreo de la briofita, agua y sedimento. Se realizó una caracterización la briofita, así como de las muestras de agua (pH, color platino cobalto, demanda química de oxígeno (DQO), amonio, nitrato y fósforo total) y se cuantifico los metales pesados (Cd, Pb, Cr y Fe) en el agua, dando como resultado que el cuerpo de agua tiene inicios de eutrofización. Una muestra de la briofita, se mantuvo en condiciones de laboratorio en dos medios de cultivo para determinar el medio óptimo para su reproducción. Se realizó la caracterización morfológica y textural de la briofita por análisis de infrarrojo con transformada de Fourier (FTIR), microscopía electrónica de barrido (SEM) y análisis de área superficial (BET); las cuales permitieron confirmar grupos funcionales característicos e identificar formas particulares para las briofitas. Posteriormente, se realizó un bioensayo en el cual, la briofita se expuso a soluciones de metales pesados de cadmio, cromo y plomo variando a dos diferentes concentraciones: 2.5 y 5 mgL⁻¹, donde se calculó su factor de bioacumulación teniendo que, para ambas soluciones, el metal con mayor bioacumulación fue el plomo, seguido del cadmio y por último el cromo.

De esta manera se concluyó que la reproducción de la briofita acuática *Ricciocarpus natans* obtuvo resultados favorables cuando se colocó en agua de su hábitat y agua de la llave bajo un fotoperiodo 12/12 con luz led roja y azul. También que el metal con mayor factor de acumulación fue el plomo, seguido del cadmio y finalmente el cromo.

Palabras clave: *Ricciocarpus natans*, metales pesados, bioindicador, adsorción.

ABSTRACT

In this project, the heavy metal sorption capacity (cadmium, chromium and lead) in the aquatic bryophyte *Ricciocarpus natans* was evaluated.

In the Almoloya del Río Lagoon (State of Mexico), a sample of the bryophyte, water and sediment was sampled. The bryophyte characterization was performed, as well as the water samples (pH, cobalt platinum color, chemical oxygen demand (COD), ammonium, nitrate and total phosphorus) and heavy metals (Cd, Pb, Cr and Fe) were quantified) in the water, resulting in the body of water having eutrophication beginnings. A sample of bryophyte was kept under laboratory conditions in two culture media to determine the optimal medium for reproduction. The morphological and textural characterization of the bryophyte was performed by Fourier transform infrared analysis (FTIR), scanning electron microscopy (SEM) and surface area analysis (BET); which allowed to confirm characteristic functional groups and identify particular forms for bryophytes. Subsequently, a bioassay was performed in which, the bryophyte was exposed to heavy metal solutions of cadmium, chromium and lead varying at two different concentrations: 2.5 and 5 mg / L, where its bioaccumulation factor was calculated having to, for both solutions, the metal with the greatest bioaccumulation was lead, followed by cadmium and finally chromium.

Thus, it was concluded that the reproduction of the aquatic bryophyte *Ricciocarpus natans* obtained favorable results when it was placed in water of its habitat and tap water under a 12/12 photoperiod with red and blue LED light. Also, the metal with the highest accumulation factor was lead, followed by cadmium and finally chromium.

Keywords: *Ricciocarpus natans*, heavy metals, bioindicator, adsorption.

ÍNDICE

DEDICATORIAS	I
AGRADECIMIENTOS	II
RESUMEN	III
ABSTRACT	IV
ÍNDICE	V
ÍNDICE DE FIGURAS	VIII
ÍNDICE DE TABLAS	IX
INTRODUCCIÓN	1
1. FUNDAMENTOS	3
1.1 Metales pesados	3
1.2 Metales pesados en sedimentos	3
1.3 Metales pesados en briofitas	3
1.4 Toxicidad de los metales pesados	5
1.4.1 Toxicidad del cadmio	6
1.4.2 Toxicidad del plomo	6
1.4.3 Toxicidad del cromo	7
1.5 Proceso de remoción de metales pesados	8
1.5.1 Coagulación-floculación	8
1.5.2 Precipitación química.....	9
1.5.3 Adsorción	9
1.5.4 Intercambio iónico	10
1.5.5 Biosorción	10
1.6 Estudios de biosorción con especies vegetales	11
1.7 Bioacumulación	14
1.7.1 Factor de bioacumulación	15
1.8 Musgos como acumuladores de metales pesados	15
1.9 Marchantiophyta	16
1.10 Ricciocarpus natans	17
1.11 Reproducción de Ricciocarpus natans	18
1.12 Técnicas de caracterización	19
1.12.1 Análisis de infrarrojo con transformada de Fourier.....	19
1.12.2 Microscopía electrónica de barrido (SEM)	19

1.12.3 Análisis de área superficial (BET)	20
1.13 Modelos de isothermas de adsorción para sistemas monocomponentes.....	20
1.13.1 Modelo de Langmuir.....	21
1.13.2 Modelo de Freundlich	21
2. MÉTODO.....	22
2.1 Muestreo de la briofita acuática <i>Ricciocarpus natans</i>	23
2.2 Cultivo a nivel laboratorio de la briofita <i>Ricciocarpus natans</i>	24
2.2.1 Medio de cultivo Hoagland's	25
2.2.2 Medio de cultivo Knop.....	27
2.2.2 Cultivo usando agua de su hábitat y agua de la llave	28
2.3 Caracterización morfológica y estructural de la briofita.....	28
2.3.1 Análisis de infrarrojo con transformada de Fourier	28
2.3.2 Microscopía electrónica de barrido (MEB).....	29
2.3.3 Análisis de área superficial (BET)	29
2.4 Caracterización del agua de Almoloya del Río.....	30
2.4.1 Determinación de color	30
2.4.2 Demanda química de oxígeno (DQO).....	30
2.4.3 Amonio (NH ₄ ⁺)	30
2.4.4 Nitrato	31
2.4.5 Fósforo total	31
2.5 Cuantificación de los metales pesados en las muestras de agua y sedimento y briofita..	32
2.5.1 Digestión y lectura de metales pesados por Absorción atómica.....	32
2.5.2 Digestión de muestras para evaluación de capacidad de sorción de la briofita acuática <i>Ricciocarpus natans</i>	33
2.6 Determinación de la capacidad de biosorción de los metales cadmio (Cd), cromo (Cr) y plomo (Pb) de la briofita <i>Ricciocarpus natans</i>	35
2.6.1 Factor de bioacumulación	35
2.7 Isotherma de adsorción de la briofita acuática <i>Ricciocarpus natans</i>	36
3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	37
3.1 Cultivo a nivel laboratorio de la briofita <i>Ricciocarpus natans</i>	37
3.1.1 Medio de cultivo Hoagland's	37
3.1.2 Medio de cultivo Knop.....	38
3.1.3 Cultivo usando agua de su hábitat y agua de la llave	38
3.2 Caracterización morfológica y estructural de la briofita.....	39
3.2.1 Análisis de infrarrojo con transformada de Fourier.....	39
3.2.2 Microscopía electrónica de barrido (SEM).....	40
3.2.3 Análisis de área superficial (BET)	45
3.3 Caracterización del agua de Almoloya del Río.....	45

3.4 Cuantificación de los metales Cd, Pb, Cr y Fe en agua, sedimento y en la briofita <i>Ricciocarpus natans</i>	46
3.5 Capacidad de bioacumulación de los metales Cromo y Cadmio de la briofita acuática <i>Ricciocarpus natans</i>	49
3.6 Isotermas de adsorción de los metales cadmio y plomo de la briofita acuática <i>Ricciocarpus natans</i>	52
CONCLUSIONES	59
RECOMENDACIONES.....	61
REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	62

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA 1.1 GAMETOFITOS CRECIENDO EN SU HÁBITAT (MENDOZA, 2008).....	188
FIGURA 1.2 REPRESENTACIÓN GRÁFICA DE MODELOS DE ISOTERMAS (CORTÉS, 2007).....	¡ERROR! MARCADOR NO DEFINIDO.2
FIGURA 2.1 DIAGRAMA DE FLUJO DEL MÉTODO.....	23
FIGURA 2.2 POLÍGONO 1 DE LAS CIÉNEGAS DE LERMA.....	234
FIGURA 2.3 ZONAS DE MUESTREO DE SEDIMENTO.....	244
FIGURA 3.1 REPRODUCCIÓN DE RICCIOCARPUS NATANS.....	39
FIGURA 3.2 ESPECTROSCOPÍA DE INFRARROJO DE LA BRIOFITA ACUÁTICA RICCIOCARPUS NATANS.....	40
FIGURA 3.3 RICCIOCARPUS NATANS.....	41
FIGURA 3.4 RICCIOCARPUS NATANS A 500 AUMENTOS.....	42
FIGURA 3.5 SEM A 1,000 AUMENTOS A) RICCIOCARPUS NATANS CON ELECTRONES SECUNDARIOS, B) RICCIOCARPUS NATANS CON ELECTRONES RETRODISPERSADOS RICCIOCARPUS NATANS A 500 AUMENTOS FIGURA 0-5 RICCIOCARPUS NATANS.....	43
FIGURA 3.6 MICROGRAFÍA PANORÁMICA DE LAS ESCAMAS DE RICCIOCARPUS NATANS.....	44
FIGURA 3.7 MICROGRAFÍA DE LAS ESCAMAS DE RICCIOCARPUS NATANS A 500 AUMENTOS.....	44
FIGURA 3.8 FILAMENTOS DE RICCIOCARPUS NATANS A 1,000 AUMENTOS A) CON ELECTRONES SECUNDARIOS, B) CON ELECTRONES RETRODISPERSADOS.....	44
FIGURA 3.9 MODELO DE LANGMUIR PARA CADMIO.....	53
FIGURA 3.10 MODELO DE FREUNDLICH PARA CADMIO.....	53
FIGURA 3.11 MODELO DE FREUNDLICH PARA PLOMO.....	566
FIGURA 3.12 MODELO DE FREUNDLICH PARA PLOMO.....	56

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA 1.1 MODELOS DE ISOTERMA PARA DIFERENTES SISTEMAS (MONIER ET AL., 2012, GAUTHAM ET AL., 2012, COLACHE-RÍOS, 2010).....	iER
ROR! MARCADOR NO DEFINIDO.1	
TABLA 2.1MEDIO DE CULTIVO HOAGLAND’S (SMAN ET AL., 2009)	25
TABLA2.2MEDIO KNOP (BEIKE ET AL., 2015).....	27
TABLA2.3CURVA DE CALIBRACIÓN PARA CADMIO, CROMO, PLOMO Y HIERRO.....	33
TABLA2.4CONCENTRACIONES DEL MATERIAL DE REFERENCIA TOMATO LEAVES.....	34
TABLA 3.1 ANÁLISIS ELEMENTAL DE LA BRIOFITA ACUÁTICA RICCIOCARPUS NATANS.....	411
TABLA3.2 RESULTADOS DEL ANÁLISIS DE ÁREA SUPERFICIAL DE RICCIOCARPUS NATANS SECA.....	45
TABLA3.3CARACTERIZACIÓN DEL HÁBITAT DE RICCIOCARPUS NATANS.....	46
TABLA3.4 RESULTADOS DE LA CUANTIFICACIÓN LOS METALES PESADOS.....	47
TABLA3.5 FACTOR DE ACUMULACIÓN	49
TABLA3.6 COMPARACIÓN DE PARÁMETROS ISOTÉRMICOS PARA SORCIÓN DE CADMIO.....	55
TABLA 3.7 COMPARACIÓN DE PARÁMETROS ISOTÉRMICOS PARA SORCIÓN DE PLOMO.....	57

INTRODUCCIÓN

El aumento de la población ha causado un gran impacto ambiental, ya que se han generado diversas actividades antropogénicas que contaminan el aire, el agua y el suelo, es por ello que se ha decidido investigar diferentes alternativas para poder conocer y cuantificar los contaminantes que existen en el ambiente.

Dentro de los principales contaminantes del aire están los metales pesados, los cuales se encuentran muy extendidos como contaminantes ambientales derivados de las actividades humanas (Tuba *et al.*, 2010). El estudio de metales pesados toma interés debido al impacto ambiental que causan, ya que estos tienden a bioacumularse (Angelova *et al.*, 2004).

Las briófitas y los líquenes pueden sobrevivir en condiciones ambientales extremas, como sequía, bajas temperaturas, luz continua u oscuridad prolongada (Guschina y Harwood, 2000). También, las briófitas se han usado ampliamente como biomonitores de la deposición atmosférica de metales debido a su capacidad de acumular concentraciones elevadas de metales sin afectar los parámetros fisiológicos (Tuba *et al.*, 2010).

Por ello, surge el interés de estudiar la capacidad de sorción de metales pesados de la briofita acuática *Ricciocarpus natans*, especie que se encuentra en el Estado de México, esto servirá como base para emplear dicha briofita como un bioindicador.

El objetivo de esta investigación fue evaluar la capacidad de sorción de metales pesados Cd, Cr y Pb de la briofita acuática *Ricciocarpus natans*, mientras que la hipótesis fue “si *Ricciocarpus natans* tiene la capacidad de sorción de metales pesados (Cd, Cr y Pb) entonces puede ser usado como biosorbente”.

La distribución de este trabajo está de la siguiente manera. En el capítulo 1 se presenta el fundamento teórico de esta investigación; en el capítulo 2 se describe la parte experimental, resaltando cada una de las pruebas realizadas y finalmente en el capítulo 3 se muestran los resultados obtenidos, así como la discusión de los mismos y en la última parte se exponen las conclusiones y algunas recomendaciones.

1. FUNDAMENTOS

1.1 Metales pesados

El término “metal pesado”, se refiere a cualquier elemento metálico que tiene una densidad relativamente alta, aplica a los metales y metaloides con una densidad atómica mayor de 5 g/cm³ (Duruibe *et al.*, 2007). Los metales pesados son constituyentes naturales de la corteza terrestre, sin embargo, estos metales también entran al ambiente por diferentes fuentes antropogénicas, como las industrias y la agricultura, combustión de combustibles fósiles y producción de energía (Naderizadeh *et al.*, 2016). Actualmente, la contaminación por dichas actividades antropogénicas y por el transporte, son reelevantes ya que tienen como principales componentes a los metales pesados (MP) (Paliulis, 2010).

1.2 Metales pesados en sedimentos

Los metales pesados que ingresan a los cuerpos de agua superficiales se reparten entre la fase acuosa y la fase particulada, siendo la fase particulada la formadora de sedimentos a lo largo del tiempo. De esta manera los sedimentos se comportan como aceptores finales de metales y pueden actuar como fuentes secundarias de contaminación (Peluso *et al.*, 2016).

1.3 Metales pesados en briofitas

La mayoría de las briofitas son ectohídricas, lo que significa que absorben agua en toda su superficie y la pierden fácilmente a la atmósfera por la falta de cutícula. Probablemente, la mayoría de las especies tienen poca o ninguna posibilidad de tomar agua del sustrato y evitar

secarse fácilmente, aunque hay excepciones a esta regla. Algunas formas pueden sobrevivir largos periodos en condiciones de secado al aire sin sufrir daños. Otros mueren en pocas horas por un grave déficit de agua en sus tejidos (Tyler, 1990). Incluso si las briófitas se han utilizado ampliamente como bioindicadores de la contaminación ambiental, aún se sabe poco sobre la distribución interna de metales pesados en el tejido de estas (Šoltés y Gregušková, 2013).

La aceptación de los contaminantes, es un proceso complejo que depende de la su naturaleza y características, de la especie vegetal y de los procesos fisicoquímicos y biológicos que afectan a dicha especie. Todos estos factores a su vez dependen de variables ambientales que pueden cambiar en poco tiempo (Aboal *et. al.*, 2010).

Se ha demostrado que el metabolismo de los lípidos es sensible a la respuesta del metal y a la resistencia del metal en muchos organismos, incluida la levadura, *Silene cucubalus* y en las algas marinas marinas *Fucus* spp. y *Ascophyllum nodosum* (Guschina y Harwood, 2000).

El estrés oxidativo causado por metales pesados induce daño a los lípidos, proteínas y ácidos nucleicos de las células. Las plantas, así como las briofitas desarrollan mecanismos de defensa antioxidante para proteger las células contra el estrés oxidativo. Los componentes enzimáticos del sistema de defensa antioxidante incluyen superóxido dismutasa (SOD), catalasa (CAT), peroxidasa (POX) y las enzimas de la ruta de ascorbato-glutati6n ascorbato peroxidasa (APX) y glutati6n reductasa (GR). Adem6s, se est6 definiendo un n6mero creciente de compuestos antioxidantes no enzim6ticos, como el ascorbato, la prolina, los carotenoides, los compuestos fen6licos y el glutati6n, con funciones en la captaci6n de especies reactivas de oxigeno (ROS por sus siglas en ingl6s) (Mittler, 2002)

El glutatión (GSH) juega un rol importante en la protección de las plantas del estrés ambiental como, el estrés oxidativo y xenobiótico. El glutatión deriva de péptidos que están involucrados en la desintoxicación de plantas y hongos (Bruns *et al.*, 2001).

El níquel (Ni), el plomo (Pb), el cobre (Cu) y el cromo (Cr) son metales pesados y sus concentraciones crecientes en la atmósfera, el agua o el suelo causan efectos tóxicos en el metabolismo; por lo tanto, inhiben el crecimiento y el desarrollo de las plantas y briofitas. Se ha informado que la generación de especies reactivas de oxígeno activadas por metales pesados, como los radicales superóxidos (O_2^-) y el peróxido de hidrógeno (H_2O_2) en las células, tanto en musgos como en otras plantas (Dazy *et al.*, 2009; Sytar *et al.*, 2013).

El cadmio, es conocido como un buen inductor de fitoquelatinas, está unido por estos compuestos a través de la formación de complejos por grupos tiolatos. Las fitoquelatinas actúan como un transportador de Cd (II) en las vacuolas de células de hongos y plantas, mediado por un transportador de tipo ABC (Bruns *et al.*, 2001). Sin embargo, poco se sabe acerca de la respuesta bioquímica a la adsorción de metal de las briófitas (Bruns *et al.*, 2001).

1.4 Toxicidad de los metales pesados

Los metales pesados son no biodegradables y pueden sufrir transformaciones químicas y biológicas en el medio ambiente, convirtiéndolos en sustancias de alto riesgo. Los metales pesados son conocidos por ser persistentes en el cuerpo humano, cuyo periodo de excreción pueden durar décadas; estos pueden conducir a una amplia gama de efectos tóxicos, y pueden ser carcinogénicos, mutagénicos y teratogénicos (García-Céspedes *et al.*, 2016).

1.4.1 Toxicidad del cadmio

Nikhil *et al.*, (2010) reportaron que la toxicidad crónica del Cd generalmente ocurre en trabajadores industriales expuestos a él, o en aquellos que viven en áreas muy contaminadas. El Cd se utiliza aún en la galvanoplastia, la producción de pigmentos (especialmente en plásticos, que utilizan casi una cuarta parte de la producción mundial) y en la fabricación de baterías de Li-Cd, por lo que quienes están involucrados en el manejo, montaje y desmontaje de teléfonos móviles, tableros de circuitos de computadoras y baterías ("desechos electrónicos"), están en mayor riesgo; sin embargo, se requieren años de exposición antes de que los síntomas de toxicidad crónica se vuelvan evidentes (Nikhil *et al.*, 2010).

1.4.2 Toxicidad del plomo

El plomo es un metal altamente tóxico cuyo uso generalizado ha causado una extensa contaminación ambiental y problemas de salud en muchas partes del mundo. Las fuentes de exposición al plomo incluyen principalmente procesos industriales, de alimentos y tabaco, así como de agua potable y fuentes domésticas. Durante años, las principales fuentes de plomo fueron la gasolina y la pintura de casa, y se ha extendido a balas de plomo, tuberías de plomería, cestos de peltre, baterías de almacenamiento, juguetes y grifos (Jaishankar *et al.*, 2014).

El plomo es un metal pesado extremadamente tóxico que altera diversos procesos fisiológicos de las plantas y, a diferencia de otros metales, como el zinc, el cobre y el manganeso, no

desempeña ninguna función biológica. Una planta con alta concentración de plomo acelera la producción de especies reactivas de oxígeno (ROS), causando daños en la membrana lipídica que en última instancia conducen al daño de la clorofila, de los procesos fotosintéticos y la supresión del crecimiento general de la planta (Jaishankar *et al.*, 2014).

La Agencia de Protección Ambiental de Estados Unidos (EPA) ha determinado que el plomo es un probable carcinógeno humano, que puede afectar a todos los órganos y sistemas del cuerpo. La exposición a largo plazo en los adultos puede resultar en una disminución del rendimiento en algunas funciones del sistema nervioso, debilidad en los dedos, muñecas o tobillos, pequeños aumentos en la presión arterial y anemia. La exposición a altos niveles de plomo puede dañar gravemente el cerebro y los riñones y, en última instancia, causar la muerte. En mujeres embarazadas, los altos niveles de exposición al plomo pueden causar aborto involuntario, y una elevada exposición en los hombres puede dañar los órganos responsables de la producción de esperma (Martin y Griswold, 2009).

1.4.3 Toxicidad del cromo

Los compuestos de cromo (VI) son tóxicos y carcinógenos para humanos, mientras que el cromo (III) es un nutriente esencial. Respirar niveles altos de cromo puede causar irritación en el revestimiento de la nariz, úlceras, nariz que escurre y problemas respiratorios, como asma, tos, dificultad para respirar o sibilancias. El contacto con la piel puede causar úlceras y reacciones alérgicas que consisten en enrojecimiento severo e hinchazón de la zona expuesta. La exposición prolongada puede dañar el hígado, los riñones, los tejidos circulatorios y los nervios (Martin y Griswold, 2009).

1.5 Proceso de remoción de metales pesados

Entre las tecnologías disponibles para la remoción de metales pesados, se encuentra la coagulación-floculación, la precipitación química, la adsorción, el intercambio iónico y la biosorción, los cuales se describen a continuación.

1.5.1 Coagulación-floculación

La coagulación consiste en reducir la carga eléctrica de las partículas suspendidas, si las cargas eléctricas son similares, estas generan fuerzas de repulsión que promueven la suspensión de las partículas (Henaó et al., 2004).

Mientras que, la floculación consiste en la agregación de partículas para formar flóculos más grandes y esta depende de la temperatura y el pH del agua cuida la redacción (Henaó et al., 2004).

Se llama coagulación-floculación al proceso por el cual las partículas se aglutinan en pequeñas masas, con peso específico superior al del agua, llamadas flóculos (Lorenzo-Mendoza, 2006). Se usa generalmente para remover sólidos suspendidos del agua, ya sea para agua que se someterá a un proceso de potabilización o para agua residual. Los coagulantes empleados en el proceso de coagulación-floculaciones más comunes son: alumbre, cloruro férrico y polímeros de cadena larga (Trujillo *et al.*, 2014).

1.5.2 Precipitación química

La precipitación química es el método de remoción de metales más empleado, es relativamente barato cuando la recuperación del metal no es económicamente posible. Metales como el cobre, fierro, manganeso, níquel y cobalto pueden ser removidos por este método precipitándolos como hidróxidos (Dean *et al.*, 1972). La principal desventaja de este método es que produce una gran cantidad de lodos y no es posible la recuperación del metal precipitado, además este tratamiento requiere de varias etapas como coagulación, espesamiento y concentración. En el caso de metales tóxicos, es necesario que los lodos se depositen en confinamientos de residuos peligrosos y esto aumenta el costo del tratamiento. Debido a lo anterior ha limitado la aplicación de estos métodos en el tratamiento de efluentes acuosos (Bustamante, 2011).

1.5.3 Adsorción

El proceso de adsorción implica una fase sólida (adsorbente) y una fase líquida (solvente) que contiene las especies disueltas (adsorbatos) que van a ser adsorbidas por el sólido (Artunduaga, 2015). Un parámetro de especial importancia en el diseño de sistemas de eliminación de contaminantes mediante la adsorción es la capacidad del adsorbente, la cual depende de muchos factores. En primer lugar, se encuentran las propiedades del adsorbato tales como su geometría, tamaño molecular, polaridad, hidrofobicidad, grupos funcionales que contiene y su solubilidad en agua. En segundo lugar, se pueden citar las condiciones de la disolución tales como su pH, temperatura, concentración del contaminante, fuerza iónica y solutos competitivos (Artunduaga, 2015).

1.5.4 Intercambio iónico

Intercambio iónico, es el proceso a través del cual los iones en solución se transfieren a una matriz sólida, que a su vez liberan iones de un tipo diferente pero de la misma carga, los iones intercambiados no se modifican químicamente (Zewali y Yousef, 2015).

Aunque es relativamente caro en comparación con otros métodos, tiene la capacidad de alcanzar niveles de limpieza de partes por billón (ppb). La desventaja de este método es que no puede manejar una solución metálica concentrada ya que la matriz se ensucia fácilmente con los orgánicos y otros sólidos en las aguas residuales. Además, el intercambio iónico no es selectivo y es altamente sensible al pH de la solución (Ahluwalia, y Goyal 2007).

1.5.5 Biosorción

La biosorción consiste en la retención de especies químicas contaminantes llamadas adsorbatos o solutos, en un sólido adsorbente de origen biológico llamado biosorbente. Los solutos inicialmente están contenidos en una fase líquida acuosa, por lo que para la biosorción son importantes la química en medio acuoso del soluto y del biosorbente, sus grupos funcionales, la solubilidad y el tamaño y porosidad de la partícula (Chuqilín y Rosales 2016). Es un proceso que involucra la participación de diversos mecanismos físicos y químicos en función de diversos factores (Vizcaíno y Fuentes, 2015). Si se mantiene en contacto el biosorbente y el adsorbato, en determinada concentración, pH, temperatura, agitación y tiempo, se desarrollará un proceso que puede ser descrito por parámetros y modelos matemáticos específicos (Chuqilín y Rosales 2016).

La biosorción presenta diversas ventajas como la fácil operación y el bajo costo, generalmente se emplea biomasa sin aplicación industrial como restos orgánicos industriales y desechos agrícolas, asimismo, el material puede regenerarse. Estudios recientes muestran resultados óptimos cuando el material (biomasa) presenta componentes estructurales como proteínas, polisacáridos o nucleótidos con diversos grupos funcionales como carbonilos, carboxilos, hidroxilos y grupos aminos o amidas; estos grupos tienen la capacidad de enlazarse con los iones disueltos en la solución por atracción electrostática. Los materiales lignocelulósicos contienen uno o más de los grupos mencionados, la capacidad de interacción de estos con los iones depende del pH, temperatura, fuerza iónica del medio, características químicas del metal, así como la capacidad adsorbente, la cual, a su vez, depende de la especie (Lavado y Oré 2016).

1.6 Estudios de biosorción con especies vegetales

Las nuevas herramientas para monitorear cuerpos de agua deben ser desarrolladas y validadas antes de su aplicación, por ejemplo, el uso de diferentes organismos como briofitas, algas y musgos han sido usados como biomonitores de la contaminación por décadas (Debén *et al.*, 2015).

Las briofitas acuáticas que crecen en sitios particulares, constituyen una herramienta simple, de confianza y económica para el biomontoreo (Debén *et al.*, 2015). Su uso ha sido exitoso debido a sus características anatómicas y fisiológicas, así como por la cinética de bioconcentración del contaminante y su presencia permanente en el medio ambiente (Debén *et al.*, 2015).

Madrigal *et al.* (2016), emplearon la planta silvestre *Viguiera linearis*, que es una especie invasora del estado de Colima y en algunos otros estados del país como Aguascalientes, Chihuahua, Coahuila, Distrito Federal, Durango, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, entre otros. Ellos realizaron experimentos estáticos en Batch para conocer la capacidad de biosorción de la planta, teniendo como resultado que *Viguiera linearis* tiene mayor afinidad para remover el plomo.

Las algas marinas cafés han sido el foco de numerosos estudios de biosorción, debido a su excelente capacidad de unión a metales. Los componentes principales de la pared celular de las algas cafés son la celulosa como el esqueleto fibroso, el alginato y el fucoidan, que constituyen la matriz amorfa y el mucílago extracelular. De estos compuestos, el alginato contiene grupos carboxilo y el fucoidan tiene grupos sulfato, los cuales se sabe que forman complejos con metales (Krishnani y Ayyappan 2006).

Thlaspi caerulescens es un hiperacumulador de Cd y Zn, y eliminó con éxito el 43% de Cd y el 7% de Zn de un suelo contaminado industrialmente, pero esto requirió 391 días. El uso de microorganismos como bacterias, hongos y algas en el tratamiento de los efluentes residuales que contienen iones metálicos tóxicos son hoy una técnica atractiva pero aún no apta para su aplicación a gran escala (Krishnani y Ayyappan 2006).

Por otro lado, se evaluó la médula de plátano (*Musacea zingiberales*) por su capacidad para absorber iones metálicos de desechos de galvanoplastia y soluciones sintéticas en condiciones de flujo continuo. Se observó que la adsorción dependía tanto del pH como de la concentración, siendo el pH óptimo 4-5. Los datos de equilibrio siguieron el modelo de

isoterma de Langmuir con una capacidad máxima de 8,55 y 13,46 mgg^{-1} de Cu en residuos de galvanoplastia y solución sintética, respectivamente (Ahluwalia, y Goyal 2007).

También se estudió la capacidad de biosorción de la biomasa vegetal de Saraparilla india (*Hemidesmus indicus*) con metales pesados tóxicos como As, Se, Zn, Fe, Ni, Co, Pb, Mn, Hg, Cr y Cu. El plomo se eliminó preferentemente seguido de Cr y Zn a una concentración inferior a 250 mgL^{-1} y con una cantidad de biomasa superior a 2 g (Ahluwalia, y Goyal 2007).

Además se estudió la adsorción de carbón activado preparado a partir de piedras de albaricoque para eliminar los iones Ni (II), Co (II), Cd (II), Cu (II), Pb (II), Cr (III) y Cr (VI) de soluciones acuosas. La mayor adsorción ocurrió a pH 1–2 para Cr (VI) y a pH 3–6 para los iones metálicos restantes. Además, las capacidades de adsorción para estos metales se encontraron en el orden de Cr (VI) > Cd (II) > Co (II) > Cr (III) > Ni (II) > Cu (II) > Pb (II), respectivamente (Ahluwalia, y Goyal, 2007).

La cáscara de arroz ha sido estudiada para la remoción de Cd, Pb, Zn, Cu, Co, Ni y Au; ésta se puede usar para tratar metales pesados en forma no tratada o utilizando diferentes métodos de modificación. Las capacidades de adsorción reportadas de Cd fueron 7 y 4 mgg^{-1} para la cáscara de arroz tratada con NaOH y sin modificar, respectivamente (Wan y Hanafiah 2008).

El bagazo de caña de azúcar modificada se ha empleado para el tratamiento de Cu, Cd y Pb de soluciones acuosas (Wan y Hanafiah 2008). De igual forma se ha probado el aserrín el cual contiene varios compuestos orgánicos (lignina, celulosa y hemicelulosa) con grupos polifenólicos que podrían unirse con iones de metales pesados a través de diferentes mecanismos, de hecho se ha empleado para la eliminación de Cu^{2+} y Zn^{2+} (Wan y Hanafiah, 2008). También algunas frutas como la cáscara de plátano y la cáscara de naranja se han

empleado con el mismo propósito. Las capacidades máximas de adsorción reportadas fueron 7.97 (Pb^{2+}), 6.88 (Ni^{2+}), 5.80 (Zn^{2+}), 4.75 (Cu^{2+}) y 2.55 mg g^{-1} (Co^{2+}) usando cáscara de plátano, y de 7.75 (Pb^{2+}), 6.01 (Ni^{2+}), 5.25 (Zn^{2+}), 3.65 (Cu^{2+}) y 1.82 mg g^{-1} (Co^{2+}) usando cáscara de naranja (Wan y Hanafiah 2008).

Martins *et al.*, (2004) compararon las capacidades de adsorción para Cd^{2+} y Zn^{2+} utilizando diferentes adsorbentes de bajo costo como la planta acuática *Najas graminea* presentó una capacidad de adsorción de 28.0 mgg^{-1} de Cd^{2+} , mientras que los residuos de hojas de té removieron 31.48 mgg^{-1} de Cd^{2+} y 11.77 mgg^{-1} de Zn^{2+} , por su parte las cáscaras de avellana adsorbieron 5.42 mgg^{-1} de Cd^{2+} y 1.78 mgg^{-1} de Zn^{2+} .

1.7 Bioacumulación

La bioacumulación se define como la cantidad total de un contaminante que es absorbida y retenida por los organismos. Es el resultado de la asimilación de estas sustancias de diferentes fuentes, ya sea agua, aire o sólidos (ej. respiración, alimentación); y los procesos de pérdida (ej. difusión pasiva, metabolismo, crecimiento, transferencia a la descendencia) (Newman, 2014; Jorgensen, 2016). Para describir este proceso se utiliza el factor de bioacumulación, el cual consiste en la proporción del contaminante en el organismo con respecto a la concentración del mismo en sus fuentes potenciales, como su alimento o el medio al que están expuestos (Newman, 2014; Jorgensen, 2016).

1.7.1 Factor de bioacumulación

La bioacumulación se estudia a través de los factores de concentración (FC) o factores de bioacumulación (BCF), los cuales se pueden definir como “el promedio que relaciona la concentración de un contaminante en un organismo con la concentración del mismo contaminante en el ambiente, de donde el organismo puede incorporar dicho contaminante a través de la ingestión de comida contaminada o a través de contacto directo” (USEPA, 2010). Este concepto se emplea para analizar la bioacumulación de numerosos contaminantes en plantas. El factor de bioacumulación se calculó con la siguiente fórmula

$$BCF = \frac{\text{Concentración de metal en la briofita}}{\text{Concentración de la solución del metal}}$$

1.8 Musgos como acumuladores de metales pesados

Los musgos, así como los líquenes, son especies que pueden acumular metales pesados en sus tejidos, su eficiencia proviene de su capacidad de intercambio catiónico, el cual se debe a la carga negativa de los constituyentes de las paredes de la célula (en su mayoría grupos de ácidos carboxílicos) que pueden establecer enlaces iónicos con elementos catiónicos en forma soluble. Los metales pesados pueden ser retenidos en los espacios intracelulares o en superficies irregulares (Bedregal *et al.*, 2009).

Los musgos son plantas pequeñas no vasculares que pertenecen al segundo grupo más diverso de plantas terrestres (después de angiospermas). Tienen presencia en todos los continentes y crecen en una amplia gama de sustratos, como el suelo, la roca, la corteza, la madera en descomposición, el estiércol, los cadáveres de animales y las cutículas de las hojas. El único

ecosistema que los musgos (y las briófitas en general) no lograron colonizar es el ecosistema marino (Boquete *et al.*, 2017).

La especie de briofita acuática más empleada para el biomonitoreo pertenece al género *Fontinalis* (*F. antipyretica*, *F. squamosa*, *F. dalecarlica*, *F. duriaei* y *F. hypnoides*), probablemente por su gran tamaño, fácil identificación y manejo, así como por su extendida distribución (Debén *et al.*, 2015). En segundo lugar, esta *Rhynchostegium riparioides* o Cardot y la tercera especie más frecuentemente utilizada es *Hygrohypnum ochraceum* (Debén *et al.*, 2017). Martins *et al.*, (2004) evaluaron la capacidad de sorción del musgo acuático *Fontinalis antipyretica* siendo esta de 28.0 mgg⁻¹ para Cd²⁺ y de 15 mgg⁻¹ para Zn²⁺.

Ahmet *et al.*, (2008), emplearon el musgo *Hylocomium splendens*, lo lavaron con agua desionizada y posteriormente lo secaron a 70°C por 48 h, lo molieron y tamizaron en malla de 150 – 300 µm. Determinaron que la capacidad de adsorción en monocapa de la biomasa de *Hylocomium splendens* fue de 34.3 y 41.2 mgg⁻¹ para los iones Cd (II) y Cr (III), respectivamente. También, evaluaron la capacidad de biosorción de *Racomitrium lanuginosum* teniendo como resultado 37.2 mgg⁻¹ para Pd (II).

1.9 Marchantiophyta

Tradicionalmente el reino vegetal ha sido dividido en plantas no vasculares y vasculares. Las plantas no vasculares se agrupan en tres divisiones: *Marchantiophyta* (*Hepatophyta*), *Anthocerotophyta* y *Bryophyta*, integradas por plantas autótrofas con clorofila a y b,

carotenoides, paredes celulares celulósicas y un ciclo de vida con alternancia de fases en la que el esporofito es dependiente del gametofito (Mendoza, 2008).

La división *Marchantiophyta* agrupa entre 6,000 y 8,000 especies de plantas, morfológicamente poseen un aspecto irregular, simetría dorsiventral y suelen vivir en diversos ambientes húmedos y sombreados, cubriendo grandes extensiones de tierra, rocas, árboles o cuerpos de agua, son conocidas comúnmente como hepáticas. La mayoría de las especies que conforman este orden son plantas terrestres, sin embargo, algunas de ellas se han adaptado secundariamente a la vida acuática, como por ejemplo *Riccia fluitans* L. y *Ricciocarpus natans*, ambas de la familia *Ricciaceae* (Mendoza, 2008).

1.10 *Ricciocarpus natans*

Ricciocarpus natans, es una hepática que vive flotando libremente en la superficie del agua de regiones templadas del mundo, se encuentra asociada a corrientes lentas, estanques, charcos, lagos y lagunas de agua dulce ricas en nutrientes (Mendoza, 2008).

En México, se ha reportado su presencia en algunos lagos de diferentes estados de la República, como en el Estado de México, en la Laguna de San Pedro Tultepec de Quiroga a 2 Km al sur de Lerma. Puede crecer acompañada de la hepática *Riccia fluitans*, del helecho acuático *Azolla microphylla* Kaulf y de algunas especies del género *Lemna* , (conocidas comúnmente como lenteja de agua) (Mendoza, 2008).

Ricciocarpus natans también puede ser temporalmente terrícola, cuando las lagunas se secan, formando rosetas con numerosos rizoides, induciendo a confundirla con *Riccia*, a causa de

la reducción de las escamas distinguiéndose de este último género por la presencia de células oleosas en la epidermis y escamas en el surco dorsal (Cuvertino et al., 2005).

El gametofito de *Ricciocarpus natans* es un talo pequeño, que puede llegar a alcanzar los 2.5 cm de longitud (Figura 1.1), tiene un aspecto esponjoso, es dorsiventralmente aplanado y dicotómicamente lobulado en la parte apical (Mendoza, 2008).



Figura **¡Error! Utilice la pestaña Inicio para aplicar 0 al texto que**

Debido a las adaptaciones a la vida acuática, el talo vegetativo de *Ricciocarpus natans*, es anatómicamente muy sencillo, presenta una epidermis superior y una inferior, y una porción interna conformada por parénquima. Este último se diferencia en: un sistema de espacios aéreos que ocupan la mayor parte del talo, y son responsables del aspecto esponjoso de los gametofitos, condición que permite a la planta flotar libremente sobre el agua, y un conjunto de células fotosintéticas ricas en cloroplastos que forman las paredes de las cámaras aeríferas (Mendoza, 2008).

1.11 Reproducción de *Ricciocarpus natans*

La reproducción ocurre por dos vías, vegetativamente por fragmentación de los talos o bien por reproducción sexual. Una vez que han madurado los anteridios y los arquegonios, los

gametos (anterozoide y ovocélula) se unen, para dar origen un cigoto; este se transforma, mediante una serie de divisiones nucleares y celulares, en una masa esférica de tejido en el interior del vientre ensanchado del arquegonio, el esporofito, que por meiosis producirá numerosas tétradas de esporas. A medida que el gametofito crece y se marchita en sus porciones más viejas, el tejido de las paredes del esporofito se desintegra y las esporas van quedando en libertad, siendo diseminadas por el agua y al germinar inician nuevamente la fase gametofítica (Mendoza, 2008).

1.12 Técnicas de caracterización

1.12.1 Análisis de infrarrojo con transformada de Fourier

La espectroscopía infrarroja por transformada de Fourier (FT-IR) es una técnica estructural que sirve para determinar los grupos funcionales de los componentes químicos, y se ha utilizado ampliamente para la identificación, el control de calidad y la supervisión de los procesos de fabricación (Hu *et al.*, 2011).

1.12.2 Microscopía electrónica de barrido (SEM)

La microscopía electrónica de barrido (SEM) produce imágenes con electrones, con radiaciones emitidas o reflejadas por el espécimen del mismo lado que recibe el haz electrónico, de manera que generalmente se observa una superficie de un objeto opaco al haz (Vázquez y Echeverría 2000).

1.12.3 Análisis de área superficial (BET)

El área superficial es una de las características más importantes para la caracterización superficial de materiales porosos nuevos. El análisis BET es el método estándar para determinar áreas de superficie a partir de isothermas de adsorción de nitrógeno y se obtuvo originalmente para la adsorción en multicapa de gas en superficies planas (Walton y Snurr, 2007).

1.13 Modelos de isothermas de adsorción para sistemas monocomponentes

El proceso de adsorción tiene lugar entre una fase sólida (adsorbente) y una fase líquida (solvente) que generalmente es agua y que contiene las especies disueltas que van a ser sorbidas (adsorbato), en este caso iones metálicos. Si existe una afinidad del adsorbente por el adsorbato, éste último es atraído hacia el sólido y enlazado por diferentes mecanismos, continuando el proceso hasta que se establece el equilibrio entre el adsorbato disuelto y el adsorbato enlazado al sólido a una determinada concentración final o residual en la fase líquida (Akgül *et al.*, 2006). La cantidad de soluto remanente en la solución se encuentra en equilibrio dinámico con la cantidad que se concentra en dicha superficie. En este punto de equilibrio, existe una distribución definida del soluto entre las fases sólida y líquida, lo que se define por isoterma de adsorción (Hanlie *et al.*, 2008).

1.13.1 Modelo de Langmuir

La forma lineal del modelo de isoterma de Langmuir es descrita por la siguiente ecuación:

$$C_e/q_e = 1/Q_o b + (1/Q_o)C_e$$

Donde C_e es la concentración de equilibrio del adsorbato (mgL^{-1}), q_e , la cantidad de adsorbato adsorbido por unidad de masa de adsorbato (mgg^{-1}), y Q_o y b son constantes de Langmuir relacionadas con la capacidad de adsorción en monocapa y afinidad del adsorbente hacia el adsorbato, respectivamente (Abideen *et al.*, 2012).

1.13.2 Modelo de Freundlich

La conocida forma logarítmica del modelo de Freundlich esta dada por la siguiente ecuación:

$$\log q_e = \log K_F + (1/n)\log C_e$$

Donde q_e es la cantidad adsorbida en equilibrio (mgg^{-1}), C_e la concentración de equilibrio del adsorbato y K_F y n son constantes de Freundlich, n indica qué tan favorable es el proceso de adsorción y K_F (mgg^{-1} ó Lmg^{-1}) es la capacidad de adsorción del adsorbente. K_F se puede definir como el coeficiente de adsorción o distribución y representa la cantidad de iones adsorbidos en el adsorbente por una unidad de concentración de equilibrio. La pendiente $1/n$ que varía entre 0 y 1 es una medida de la intensidad de adsorción o de la heterogeneidad de la superficie, que se vuelve más heterogénea a medida que su valor se acerca a cero (Abideen *et al.*, 2012).

2. MÉTODO

En la Figura 2.1, se muestra el diagrama general de las principales etapas que se desarrollaron en la presente investigación.

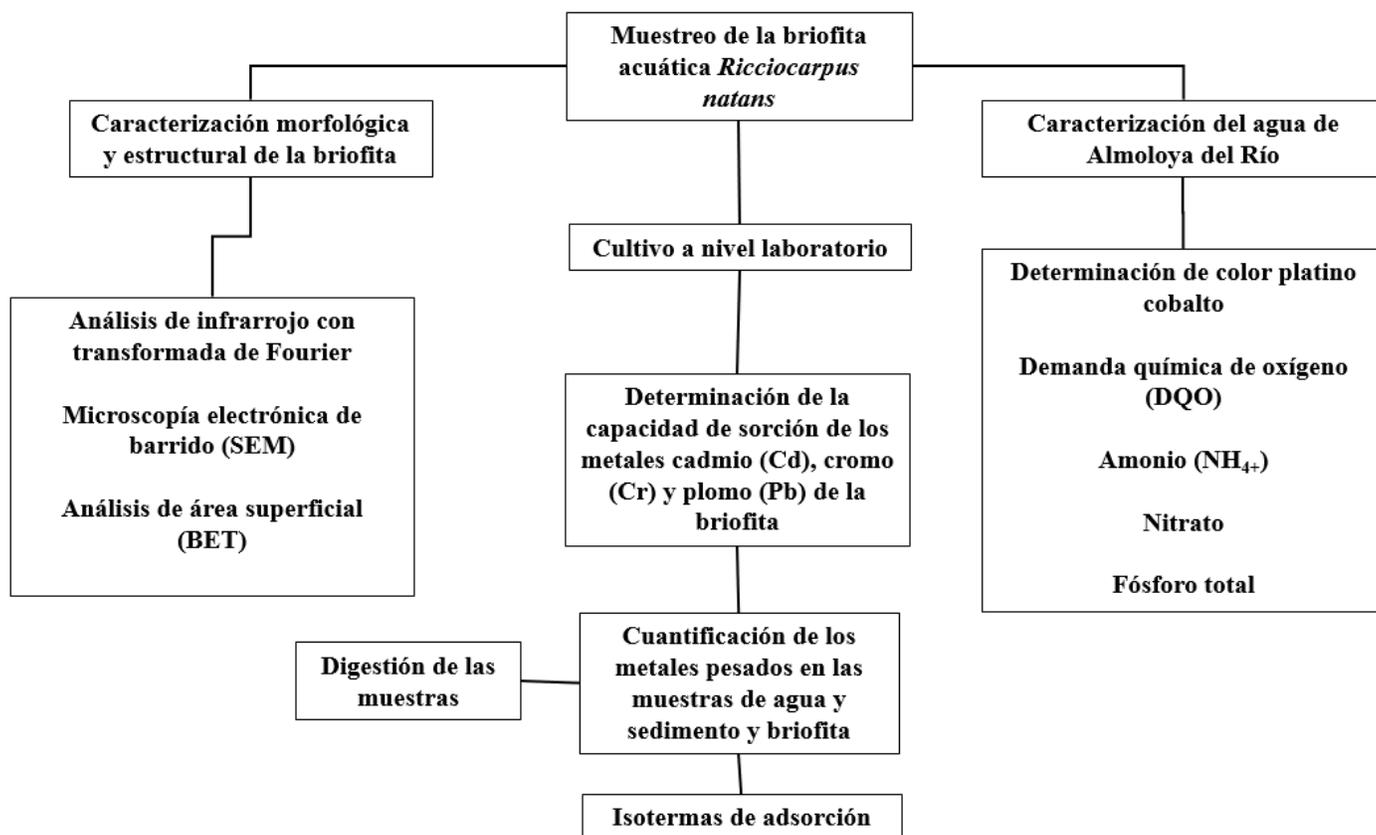


Figura 2.1 Diagrama de flujo del método

2.1 Muestreo de la briofita acuática *Ricciocarpus natans*

La briofita empleada se obtuvo del Polígono 1 de las Ciénegas de Lerma, Laguna de Almoloya del Río (Figura 2.2). La Laguna se encontraba dividida por un sendero, pero en ambos lados de la Laguna se encontraba *Ricciocarpus natans*.



Figura 2.2 Polígono 1 de las Ciénegas de Lerma

Ya que *Ricciocarpus natans* se encuentra flotando libremente en la laguna, para la colecta de esta, se utilizó un muestreador de plástico que consta de una red de 7 cm de diámetro, que se colocó sobre la superficie de la laguna y se tomó una muestra de la especie de estudio hasta llenar la mitad de una cubeta de 10 litros.

La laguna no es tan profunda por lo que fue fácil encontrar el sedimento, este muestreo se llevó a cabo en tres puntos diferentes de la laguna como se muestra en la Figura 2.3, se utilizó una draga para la extracción del sedimento. Se tomaron aproximadamente 200 gr de cada punto y posteriormente se secaron a temperatura ambiente, se realizó el método de cuarteo para obtener una mezcla homogénea.



Figura 2.3 Zonas de muestreo de sedimento

2.2 Cultivo a nivel laboratorio de la briofita *Ricciocarpus natans*

Para limpiar a *Ricciocarpus natans* de las impurezas, primeramente, los talos se lavaron con agua desionizada y se eliminaron cuerpos ajenos como ramas y algunos insectos. Se

colocaron en diferentes tinas, junto a una ventana para que tuvieran luz necesaria para su crecimiento y desarrollo. Para el cultivo de *Ricciocarpus nanats* se utilizaron tres medios de cultivo.

2.2.1 Medio de cultivo Hoagland's

El medio de cultivo empleado fue el medio Hoagland's, reportado por Smain *et al.* (2009), utilizado para el cultivo de *Lemna gibba*, compuesto de los reactivos que se muestran en la Tabla 2.1. El pH se ajustó a 6.5 adicionando gotas de una solución 0.1 N de hidróxido de sodio (NaOH), posteriormente se esterilizó por 15 min a 120°C en una autoclave. Asimismo, se esterilizó el material de vidrio que se empleó para el cultivo (10 matraces Erlenmeyer, una bureta de 100 mL y agua desionizada).

Tabla 2.1 Medio de cultivo Hoagland's (Smain *et al.*, 2009)

Nombre del compuesto	Fórmula química	Cantidad (mgL ⁻¹)
Nitrato de calcio tetrahidratado	Ca (NO ₃) ₂ . 4H ₂ O	118
Nitrato de potasio	KNO ₃	5.055
Sulfato de magnesio heptahidratado	MgSO ₄ .7H ₂ O	4.932
Fosfato monopotásico	KH ₂ PO ₄	0.68
Sulfato de hierro (II) heptahidratado	FeSO ₄ .7H ₂ O	0.307
Sulfato de potasio	K ₂ SO ₄	0.348
Ácido bórico	H ₃ BO ₃	0.286
Sulfato de manganeso heptahidratado	MnSO ₄ .7H ₂ O	0.155

Sulfato de zinc	ZnSO ₄	0.022
Sulfato de cobre	CuSO ₄	0.0079
Sulfato de Niquel heptahidratado	NiSO ₄ .7H ₂ O	0.00478
Tungstato de sodio dihidratado	NaWO ₄ .2H ₂ O	0.00179
Molibdato de amonio tetrahidratado	(NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂₄ .4H ₂ O	0.0128
Nitrato de cobalto hexahidratado	Co(NO ₃) ₂ .6H ₂ O	0.0049

Se preparó una solución acuosa al 2.5% de hipoclorito de sodio y agua desionizada y se dejó en contacto con esta solución la briofita por tres minutos. Posteriormente, las briofitas se enjuagaron cinco veces con agua desionizada (100 mL) previamente esterilizada bajo una cámara de flujo laminar para evitar la contaminación de la briofita.

En cinco matraces se midieron 100 mL del medio de cultivo y se colocaron 10 briofitas de aproximadamente 1 cm de largo, con dos frondas cada una. Mientras que, en otros cinco matraces se midió 50 mL del medio de cultivo y 50 mL de agua desionizada esterilizada.

Posteriormente, los 10 matraces se colocaron en una caja de unicel (46.5 cm de ancho, 46.5 cm de largo y 43 cm de alto) y en la parte superior de la caja, se colocó un termómetro para verificar la temperatura interna y se colocó un foco convencional de luz de día con una intensidad de 800 Lúmenes. Este foco, a su vez se conectó con un temporizador (timer), el cual sirvió para ajustar el fotoperiodo 16/8 (luz/oscuridad).

2.2.2 Medio de cultivo Knop

Se utilizó un segundo medio de cultivo de Knop (Beike, *et al.*, 2015), el cual fue empleado para el cultivo de *Sphagnum* L., una especie de musgos comúnmente llamados musgos de turbera (peat moss). Los miembros de este género pueden retener grandes cantidades de agua dentro de sus células. En la Tabla 2.2 se muestra la composición de dicho medio.

Tabla 2.2 Medio knop (Beike, *et al.*, 2015)

Nombre del compuesto	Fórmula química	Cantidad (mgL ⁻¹)
Fosfato monopotásico	KH ₂ PO ₄	250.3
Cloruro de potasio	KCl	249.723
Sulfato de magnesio hepta hidratado	MgSO ₄ .7H ₂ O	248.927
Nitrato de calcio tetra hidratado	Ca (NO ₃) ₂ . 4H ₂ O	1001.24
Sulfato de hierro (II) hepta hidratado	FeSO ₄ .7H ₂ O	12.5101
Ácido bórico	H ₃ BO ₃	3.0913
Sulfato de manganeso hepta hidratado	MnSO ₄ .7H ₂ O	8.4503
Sulfato de zinc hepta hidratado	ZnSO ₄ .7H ₂ O	4.3130
Yoduro de potasio	KI	0.41507
Molibdato de sodio	Na ₂ MoO ₄ . H ₂ O	0.120923
Sulfato de cobre penta hidratado	CuSO ₄ .5H ₂ O	0.012
Nitrato de cobalto hexa hidratado	Co(NO ₃) ₂ . 6H ₂ O	0.01454
Sacarosa	C ₁₂ H ₂₂ O ₁₁	3%

Como ya se describió arriba, ~~Posteriormente~~, los 10 matraces se colocaron en una caja de unicel (46.5 cm X 46.5 cm X 43 cm) y en la parte superior de la caja, se colocó un termómetro para verificar la temperatura interna y ~~se colocó~~ un foco convencional de luz de día con una

intensidad de 800 Lúmenes. Este foco, a su vez se conectó con un temporizador (timer), el cual sirvió para ajustar el fotoperiodo 16/8 (luz/oscuridad).

2.2.2 Cultivo usando agua de su hábitat y agua de la llave

Se colocaron 10 briofitas en una tina con 100 ml de agua de su hábitat y cada tercer día se adicionaba con agua de la llave para mantener el volumen inicial. Esta tina estaba en la caja de unicel con luz led roja y azul con un fotoperiodo de 12/12 (luz/oscuridad) a una temperatura de 25°C.

2.3 Caracterización morfológica y estructural de la briofita

2.3.1 Análisis de infrarrojo con transformada de Fourier

La obtención del espectro para la identificación estructural de las bandas características de los grupos funcionales de *Ricciocarpus natans*, se realizó con un espectrofotómetro de infrarrojo con transformada de Fourier (FTIR) marca Varian FT-IR spectroscopy, modelo 640-IR provisto con el dispositivo de reflectancia totalmente atenuada (ATR), y para ello la muestra fueron secadas a 60°C durante 48 horas. Se molió en un mortero de agata finamente, este polvo se colocó en el accesorio ATR, se presionó la muestra con un punzón metálico hasta el cierre de seguridad, con el fin de garantizar el contacto de la muestra con el diamante. Obteniendo así, el espectro de la briofita. Lo anterior se realizó en un intervalo de frecuencia de 4000 a 500 cm^{-1} y resolución de 4 cm^{-1} .

2.3.2 Microscopía electrónica de barrido (MEB)

La morfología de *Ricciocarpus natans* fue estudiada mediante un microscopio electrónico de barrido JSM-6610L, equipado con un sistema de espectroscopía por dispersión de energía de rayos X de dispersión de energía (EDS), un voltaje del acelerador de 10 a 20 kV y recubiertas con oro.

Para realizar este análisis, primeramente, la briofita se secó a 60°C por 48 horas. Se colocó una muestra sobre cinta de carbono y posteriormente se le realizó un baño de oro por 50 segundos.

Se utilizaron electrones secundarios y retrodispersados con una energía de 10 Kv y 5 Kv, así como diferentes ampliaciones de las imágenes.

2.3.3 Análisis de área superficial (BET)

Se realizó el análisis de la briofita para determinar el área superficial usando el equipo marca BELSORP-Max manipulado mediante el software BELMaster; empleando un principio de medición mediante adsorción física N₂, a través de un método volumétrico AFSM del equipo.

Se secó una parte de la briofita a una temperatura de 60°C por 48 horas y posteriormente se sometió a un pretratamiento, en el cual se realiza una desgasificación de las muestras a una temperatura de 60°C por 23 hrs 30 min. Cada una de las muestras se mantuvo a esa temperatura con el fin de eliminar la humedad, después, las muestras se llevaron al equipo BELSORP-MAX donde se determinó el diámetro promedio de poro.

2.4 Caracterización del agua de Almoloya del Río

2.4.1 Determinación de color

De acuerdo a la norma mexicana NMX-AA-045-SCFI-2001, el principio de este método se basa en la medición del color verdadero y/o aparente en una muestra de agua natural, mediante su comparación visual con una escala estandarizada de platino-cobalto. La prueba se realizó con un equipo DR/890 colorimetría marca Hach.

2.4.2 Demanda química de oxígeno (DQO)

El análisis de la DQO se realizó mediante el método espectrofotométrico de reflujo cerrado, de acuerdo con el método 5220 del APHA, el cual consiste en un ensayo que define la oxidación de la muestra que puede ser afectada por un tiempo determinado de digestión, la fuerza del reactivo y la concentración de DQO que posee la muestra (APHA, 1998a). La muestra se oxida con una cantidad conocida de dicromato de potasio en exceso, en medio ácido y en presencia de catalizadores a 150 ± 2 °C durante 2 horas en un sistema cerrado. La determinación de la DQO es a concentraciones altas en un intervalo de 100-1000 mgL⁻¹ de O₂, el cromato resultante es determinado por espectrofotometría a 600 nm, donde se utilizó un equipo marca Thermo Spectronic modelo GENESYS 10uv.

2.4.3 Amonio (NH₄⁺)

Para la cuantificación de amonio (NH₄⁺), se utilizó un electrodo selectivo de iones (ESI), electrodo marca HANNA modelo HI 4101 (APHA, 1998b).

2.4.4 Nitrato

Para su determinación se utilizó el método reportado por el Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales de Colombia, utilizando el equipo Thermo Spectronic modelo GENESYS 10uv, usando una longitud de onda a 220 nm. Debido a que la materia orgánica disuelta también puede absorber a 220 nm y que el ion NO_3^- no absorbe a 275 nm, se utilizó una segunda medición a 275 nm para corregir el valor de NO_3^- . La aplicación de esta corrección empírica está relacionada con la naturaleza y concentración de materia orgánica, el cual puede variar de una muestra a otra. Así mismo, se utilizó una solución ácida con HCl 1 N para prevenir la interferencia de concentraciones de hidróxido o carbonato hasta 1000 mgL^{-1} de CaCO_3 (Hernan, 2007).

2.4.5 Fósforo total

La determinación del P total se realizó mediante la técnica de fósforo total en aguas naturales, residuales y residuales tratadas que establece la norma mexicana NMX-AA-029-SCFI-2001 con el método de ácido vanadomolibdofosfórico, que consiste en una disolución diluida de ortofosfatos, el molibdato de amonio reacciona en condiciones ácidas con el vanadato para formar un heteropoliácido, ácido vanadomolibdofosfórico. En presencia de vanadio, se forma ácido vanadomolibdofosfórico de color amarillo, que es directamente proporcional a la concentración de fosfato presente en la muestra y se cuantificó por espectrofotometría (equipo marca Thermo Spectronic modelo GENESYS 10uv) a 420 nm.

2.5 Cuantificación de los metales pesados en las muestras de agua y sedimento y briofita

2.5.1 Digestión y lectura de metales pesados por Absorción atómica

Se realizó una digestión acelerada ácida de las muestras utilizando un horno de microondas (CEM, modelo Mars X 907600 serie XM3047)

a) Digestión del agua: se midieron 50 mL de muestra, 3 mL de ácido nítrico (HNO_3) y 2 mL de ácido clorhídrico (HCl) grado instra, los cuales se vertieron en un vaso de teflón (OMNI PLUS XP-1500). Se cerraron todos los vasos y se colocaron en soportes individuales los cuales se cerraron con un torque a una presión de 15 libras de presión se colocaron en el carrusel y se introdujeron al horno de microondas.

El proceso de digestión del agua se realizó hasta alcanzar una temperatura de 170°C y una presión de 300 psi, durante un tiempo total de 30 min, empleando el método para aguas contaminadas.

b) Digestión de la briofita: primeramente, se molió la muestra en un mortero de ágata, hasta obtener un polvo fino. Se pesaron aproximadamente 0.25 g de muestra a las cuales se le agregaron 2 mL de agua UP, 5 mL de ácido nítrico (HNO_3) y 1 mL de ácido fluorhídrico (HF), ambos grados instra.

Se empleó el método de digestión “Musgo OMNI –XP 1500” en el cual, primeramente, alcanzaron una temperatura de 200°C , 240 psi, durante un tiempo total de 30 minutos. Para neutralizar el HF, se adicionaron 15 ml de disolución de H_3BO_3 al 4%. El set de vasos se colocó de nuevo en un carrusel y se introdujeron en el horno de microondas, iniciándose el proceso de neutralización, incrementándose la temperatura hasta alcanzar 170°C , la cual se

mantuvo por 10 minutos y posteriormente se realizó la fase de enfriamiento. Las muestras digeridas se decantaron a envases de polietileno y se mantuvieron en refrigeración hasta su análisis. La cuantificación de los metales se realizó en un equipo de Espectrofotometría de Absorción Atómica (Thermo Scientific GFS).

Se utilizaron lámparas de cátodo hueco para cada metal. El Pb se determinó a una longitud de onda de 217 nm, el Cd 228.7 nm, el Cr a 357.9 nm y el Fe a 510 nm. Los límites de cuantificación fueron para Cd = 0.10 mg/L, Pb = 0.20 mgL⁻¹ y Cr= 0.15 mgL⁻¹. Se utilizó una curva de calibración con las soluciones en la Tabla 2.3.

Tabla 2.3 Curva de calibración para Cadmio, Cromo, Plomo y Hierro

Metal	Soluciones mgL ⁻¹
Cadmio	0.1, 0.3, 0.6, 0.9, 1.20 y 1.5
Cromo	0.15, 0.3, 0.6, 0.9 y 1.2
Plomo	0.2, 0.4, 0.8, 1.2, 1.6 y 2.0
Hierro	0.2, 0.4, 0.8, 1.2 y 1.6

2.5.2 Digestión de muestras para evaluación de capacidad de sorción de la briofita acuática *Ricciocarpus natans*

Para esta digestión se secaron las muestras de briofitas expuesta a soluciones de metales pesados (Cd, Pb y Cr con concentraciones de 2.5 y 5 mgL⁻¹). Se utilizó un estándar de referencia certificado por National Bureau of Standards Certificate of Analysis “Tomato

leaves-1573". Este material es empleado para evaluar la confiabilidad de métodos analíticos en la cuantificación de elementos traza en materiales botánicos y productos agrícolas. En la Tabla 2.4 se pueden observar las concentraciones empleadas de este material de referencia.

Tabla 2.4 Concentraciones del material de referencia Tomato Leaves-1573

Metal	Concentración de referencia (mgkg ⁻¹)
Plomo	6.3 ± 0.3
Cromo	4.5 ± 0.5
Cadmio	3.0

Las muestras de briofitas se secaron a temperatura ambiente (25°C) por siete días, posteriormente se molieron en un mortero de ágata hasta obtener un polvo fino y se pesó aproximadamente 0.1 gramo, este peso se colocó en los vasos de teflón y se añadieron 2 ml de agua UP y 8 ml de ácido nítrico grado instra. Se cerraron y sellaron todos los vasos y se colocaron en estuches individuales en el carrusel y se introdujeron al horno de microondas y se empleó el método de digestión ALFALFA-OMNI XP 1500 del directorio de CEM. El cual, primeramente, alcanza una temperatura de 150 °C por 10 minutos, posteriormente una temperatura de 180°C por 5 minutos y finalmente a 200°C por 5 minutos al finalizar el tiempo de digestión, se colocaron en frascos de polipropileno y se mantuvieron en refrigeración hasta su análisis.

2.6 Determinación de la capacidad de biosorción de los metales cadmio (Cd), cromo (Cr) y plomo (Pb) de la briofita *Ricciocarpus natans*

Se prepararon por separado soluciones de Cd, Cr y Pb de concentraciones 2.5 mgL^{-1} y 5 mgL^{-1} . Para ello, se emplearon nitrato de cadmio ($\text{Cd}(\text{NO}_3)_2$), nitrato de plomo ($\text{Pb}(\text{NO}_3)_2$) y dicromato de potasio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$), éstas se diluyeron en agua desionizada.

En un invernadero el cual mantenía la temperatura aproximadamente en $22\text{-}25 \text{ }^\circ\text{C}$ se colocaron tres recipientes de un litro y la solución de 2.5 mgL^{-1} de los metales Cd, Pb y Cr por separado y se adicionaron aproximadamente 100 briofitas. Se tomaron muestras de briofita a las 24 horas, a los 5 días y a los 10 días, para ello se empleó un colador convencional, posteriormente estas muestras se secaron a temperatura ambiente (25°C) durante 7 días y así finalmente se molieron en un mortero de ágata. Se realizó el mismo procedimiento para cada una de las muestras de briofita expuestas a las soluciones de 5 mgL^{-1} de cada metal.

2.6.1 Factor de bioacumulación

Se calculó el factor de bioacumulación (BCF) mediante la fórmula propuesta por Mountouris *et al.* (2002). Teniendo en cuenta que la toxicidad de estos metales para los organismos bentónicos depende de la disponibilidad de ellos en el medio y de la capacidad de los organismos para asimilar metales.

$$BCF = C_{biota} / C_{sol \text{ de metales}}$$

2.7 Isotherma de adsorción de la briofita acuática *Ricciocarpus natans*

Primeramente, la briofita se dejó secar a temperatura ambiente, posteriormente, la briofita se molió y tamizó con una malla de 30.

Se prepararon soluciones de diferentes concentraciones: 5, 10, 20, 30, 40, 50, 60, 80, 100, 120 y 140 mgL⁻¹. Todas las soluciones se ajustaron a un pH de 6 empleando ácido nítrico grado instra.

Las muestras de briofita se pesaron por duplicado y se colocaron en tubos de polipropileno 100 mg de briofita previamente molida y 10 mL de las soluciones de los metales previamente preparadas. Se dejaron 5 horas en agitación a 14 rpm. Al finalizar el tiempo de contacto se separaron las fases y en la fase líquida se cuantificó el metal residual mediante absorción atómica.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Cultivo a nivel laboratorio de la briofita *Ricciocarpus natans*

3.1.1 Medio de cultivo Hoagland's

Con el medio de cultivo Hoagland's, la primera semana, el medio tenía un pH de 4, por lo tanto, los primeros cinco matraces estuvieron expuestos esa semana a un medio ácido, teniendo como resultado que, al segundo día las briofitas se empezaron a tornar de un color café, sin embargo, las espigas crecieron mucho y se tornaron de un color rojizo.

A partir de la segunda semana, se comenzaron a tornar de un color amarillo-café claro. Poco a poco, las briofitas comenzaron a dejar de flotar. Sin embargo, este efecto fue más notorio en los matraces llenos de medio de cultivo y en los matraces que tenían mitad medio de cultivo/mitad agua, las briofitas se conservaron verdes.

En los primeros días de la semana tres no hubo cambios significativos en los cinco matraces, pero en los otros cinco el medio de cultivo se empezó a tornar de color verde. Conforme pasaban los días las briofitas de todos los matraces dejaron de flotar y se tornaron de un color amarillo claro. Para la semana 4, las briofitas no tuvieron cambios significativos, se fueron opacando y dejando de flotar.

Este medio de cultivo ha tenido resultados favorables en la reproducción de especies del género *Lemna*, Ramírez-Babativa y Espinoza-Ramírez (2018) reportan valores bajos en el tiempo de duplicación en el medio Hoagland's para *Lemna minuta*.

3.1.2 Medio de cultivo Knop

Con el medio de cultivo Knop, durante la primera semana se observó un crecimiento de hongos en los diferentes matraces. Este medio ha sido reportado con resultados favorables para la reproducción de *Sphagnum palustre*, teniendo como resultado un incremento de la biomasa en cuatro semanas. Sin embargo, obtuvieron una optimización cuando se cultivaron con este medio de cultivo en un biorreactor (Beike *et al.*, 2015).

3.1.3 Cultivo usando agua de su hábitat y agua de la llave

En la Figura 3.1 de lado izquierdo se puede observar las diez briofitas que fueron colocadas inicialmente en el mes de enero y del lado derecho el aumento en la población de briofitas, que fueron aproximadamente treinta en el mes de marzo.

Al siguiente mes, se observó que las treinta briofitas se deshicieron dejando restos de ellas flotando, algo similar a unas semillas lo que posiblemente podrían ser las esporas. Al transcurrir los días no germinaron y las briofitas comenzaron a morir.

Los resultados de este cultivo se pudieron deber al cambio del color de la luz, ya que como reporta Reguera (2012), diferentes actividades celulares son dependientes de la alternancia de fotoperiodo; como por ejemplo la división celular ya que muchas especies tienen un determinado momento del día para realizarla. La mayor capacidad fotosintética de las células se lleva a cabo en las primeras horas del día y es mínima en la noche. Esto es debido a que la longitud de onda afecta ciertos procesos metabólicos (Reguera 2012).

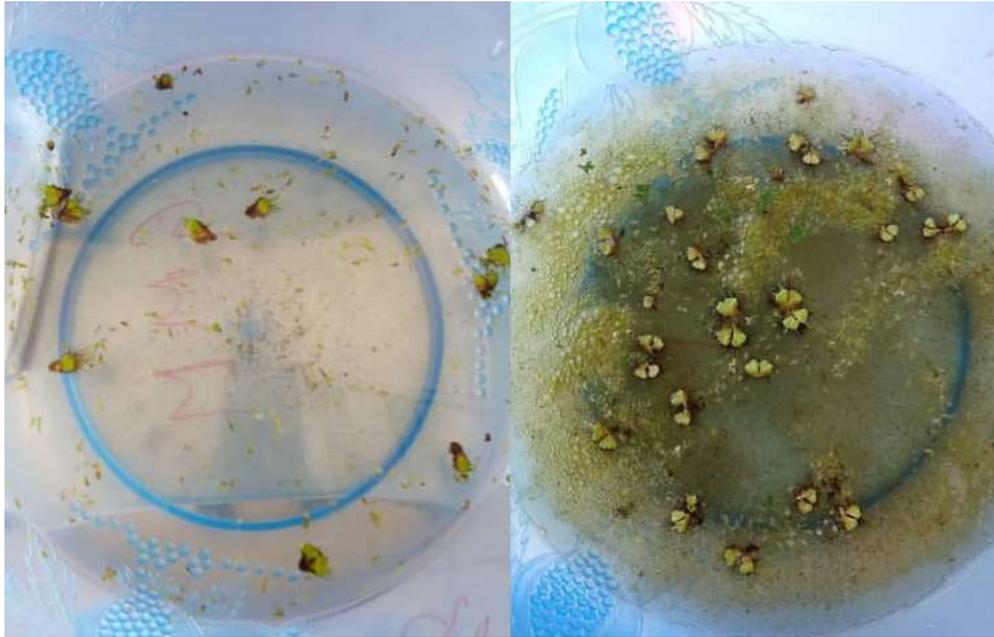


Figura 3.1 Reproducción de *Ricciocarpus natans*

3.2 Caracterización morfológica y estructural de la briofita

3.2.1 Análisis de infrarrojo con transformada de Fourier

En la Figura 3.2 se puede observar el espectro de infrarrojo de la briofita *Ricciocarpus natans*, en el cual, a un número de onda de 2926 cm^{-1} se presentan la vibración de enlaces C-H. En 1634 cm^{-1} , vibraciones del grupo OH y a 1054 cm^{-1} se presenta las deformaciones del enlace C-O y a 2360 se encuentra la onda del CO_2 . La composición química de las briófitas varía según la especie, el entorno de crecimiento y la estación, y la información sobre la composición química puede proporcionar una dimensión adicional en el estudio de la biología y ecología de las briófitas (Kļaviņa *et al.*,2012).

Viktorija *et al.* (2013), analizaron especies de *Aulacomnium*, *Pleurozium*, *Polytrichum*, *Rhytidiade*, *Sphagnum* y *Plagiochila* en donde reportaron que las briófitas consisten

principalmente en carbohidratos y de acuerdo a los espectros de FTIR obtenidos, los grupos OH en combinación de grupos C-O fueron los grupos más abundantes. Encontraron que, a un número de onda de $3000 - 2840 \text{ cm}^{-1}$ se presenta un estiramiento del enlace C-H en grupos de CH_2 , asociados principalmente de los lípidos, con una contribución de proteínas, carbohidratos y compuestos fenólicos. A 1650 cm^{-1} reportan las vibraciones de amidas y C=O presentes principalmente en proteínas, con aporte de compuestos fenólicos y a un número de onda de $1100 - 1000 \text{ cm}^{-1}$ las vibraciones de OH y deformación de CO en alcoholes y éteres secundarios presentes en polisacáridos de la pared celular.

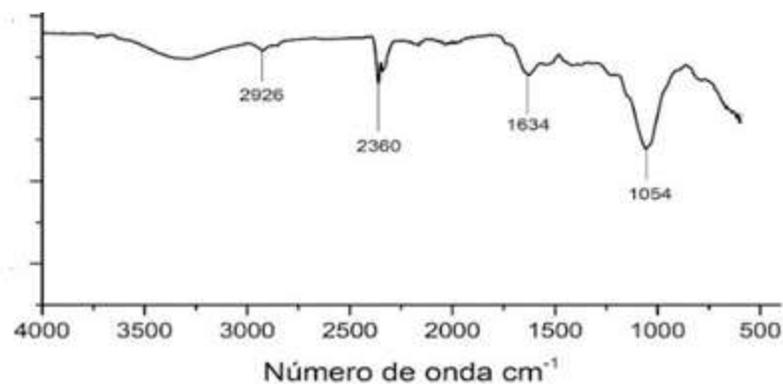


Figura 3.2 Espectroscopía de infrarrojo de la briofita acuática *Ricciocarpus natans*

3.2.2 Microscopía electrónica de barrido (SEM)

La Figura 3.3 es la micrografía panorámica de la briofita acuática *Ricciocarpus natans*, en donde se aprecia la superficie de dicha briofita, la cual, se puede observar que es similar a lo reportado en la literatura, dorsiventralmente aplanada y dicotómicamente lobulado en la parte apical (Mendoza, 2008).

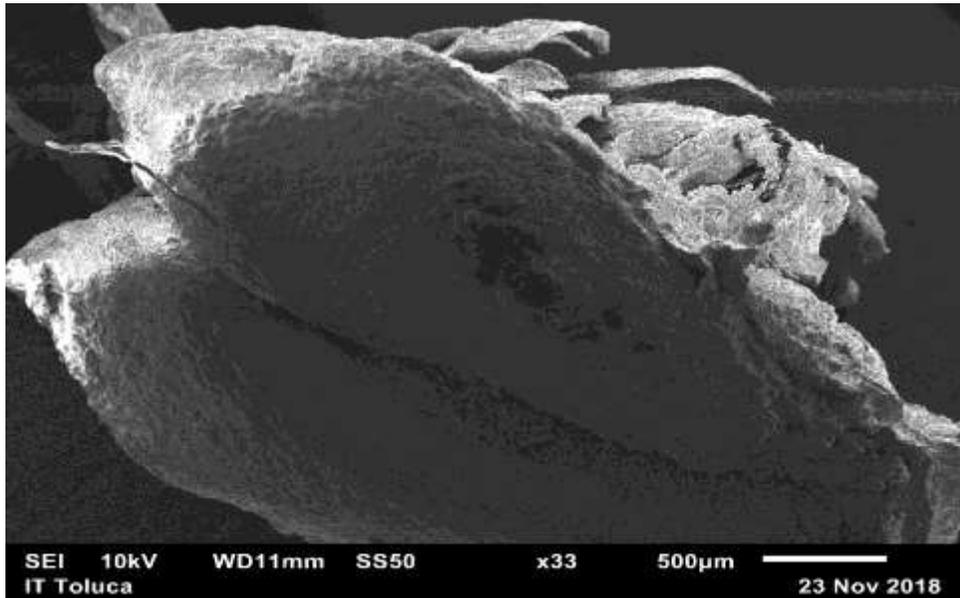


Figura 3.3 *Ricciocarpus natans*

Para esta micrografía, se realizó un análisis elemental de la imagen completa para conocer la composición de la briofita (Tabla 3.1).

Tabla 3.1 Análisis elemental de la briofita acuática *Ricciocarpus natans*

Elemento	% Atómico del elemento
C	34.55
O	50.89
Si	14.56

Se observa que debido a que es un material orgánico su mayor composición es de carbono y oxígeno. Los productores de sílice más distintivos en los ecosistemas acuáticos son las algas unicelulares conocidas como diatomeas. La pared celular de las diatomeas está hecha de sílice amorfa nanoestructurada (SiO_2) (Heredia *et al.*, 2008), por lo que la presencia del silicio se puede deber a las diatomeas que se encontraron adheridas a la briofita.

En la Figura 3.4 se encuentra la microscopía, de la parte media de la briofita, en la cual se puede apreciar una especie de diatomeas adheridas (formas ovaladas con una línea en medio).

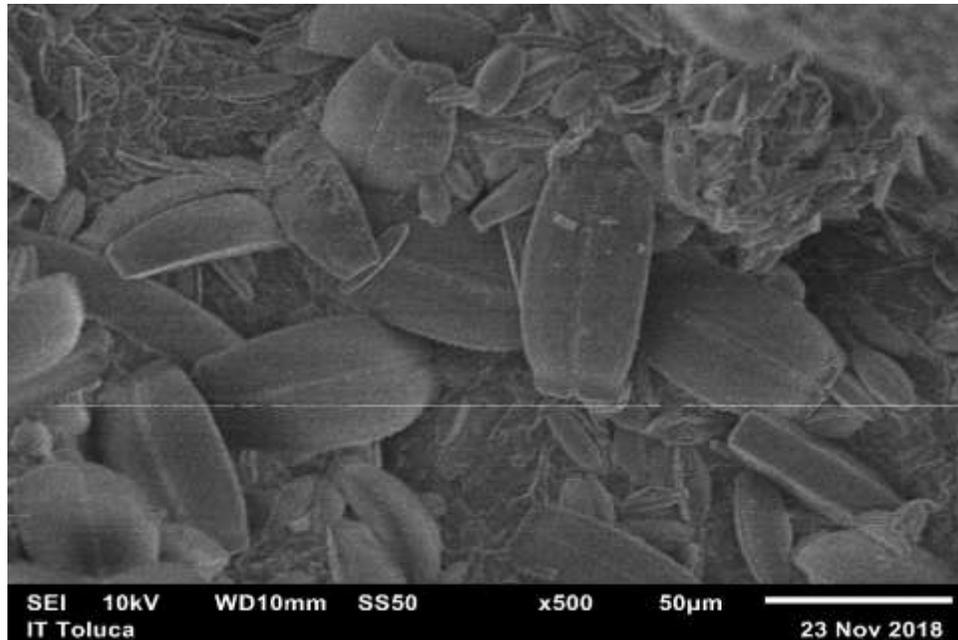


Figura 3.4 *Ricciocarpus natans* a 500 aumentos

En la Figura 3.5, la microscopía sigue siendo de la parte media, pero en la figura a) se puede observar la briofita con los electrones secundarios, es decir, sólo la superficie de la briofita, mientras que en la b) se observa con electrones retrodispersados, es decir, el análisis se realiza con electrones que pueden penetrar más la superficie que los secundarios, de esta forma se definen mejor las formas que se observan para los materiales, para el caso de las briofitas, permite observar con más detalle su forma ovalada y confirmar que no se aprecian otras formaciones o defectos sobre su superficie.

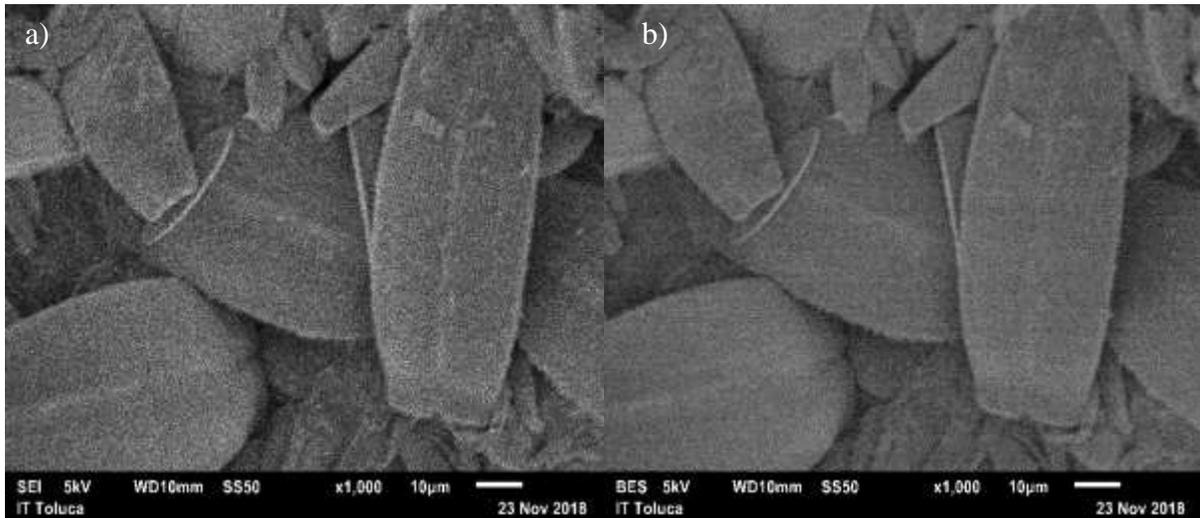


Figura 3.5 SEM a 1,000 aumentos a) *Riccioarpus natans* con electrones secundarios, b) *Riccioarpus natans* con electrones retrodispersados

En la Figura 3.6 se muestra la micrografía panorámica de las escamas de *Riccioarpus natans*, mientras que en la Figura 3.7 se muestra una micrografía que corresponde al acercamiento de uno de ellos (500x), los cuales se puede observar que poseen una geometría de panal de abeja y que contienen algunas diatomeas, en forma de elipse.

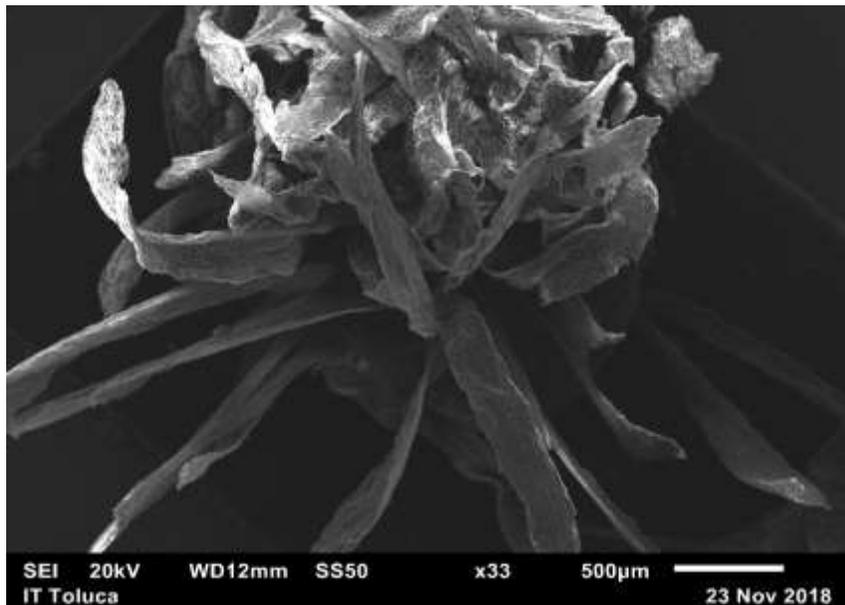


Figura 3.6 Micrografía panorámica de las escamas de *Riccioarpus natans*

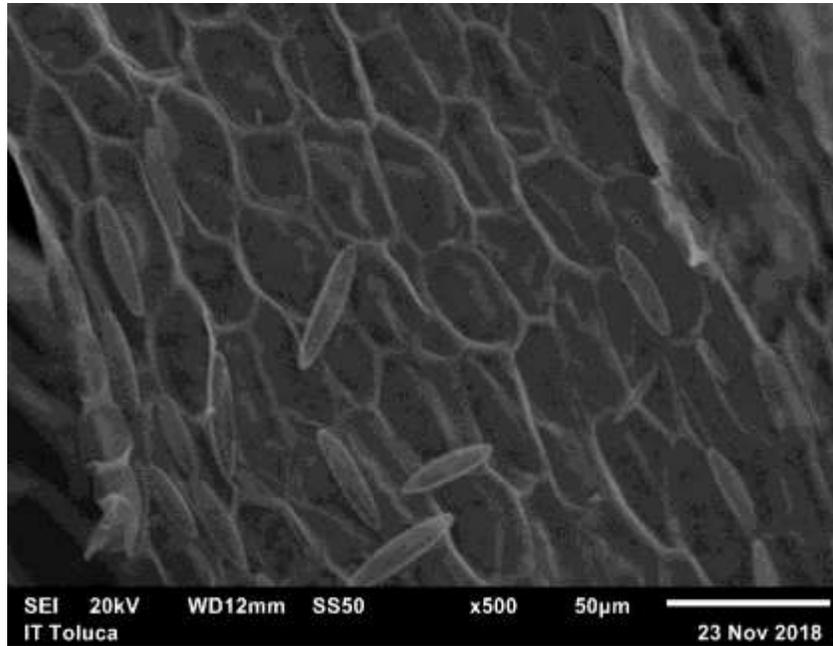


Figura 3.7 Micrografía de las escamas de *Ricciocarpus natans* a 500 aumentos

En la Figura 3.8 la micrografía con electrones secundarios (1000x) en la imagen (a) la imagen con electrones secundarios y en la (b) con electrones retrodispersados, gracias a estos electrones se puede apreciar con más detalle las escama de la briofita.

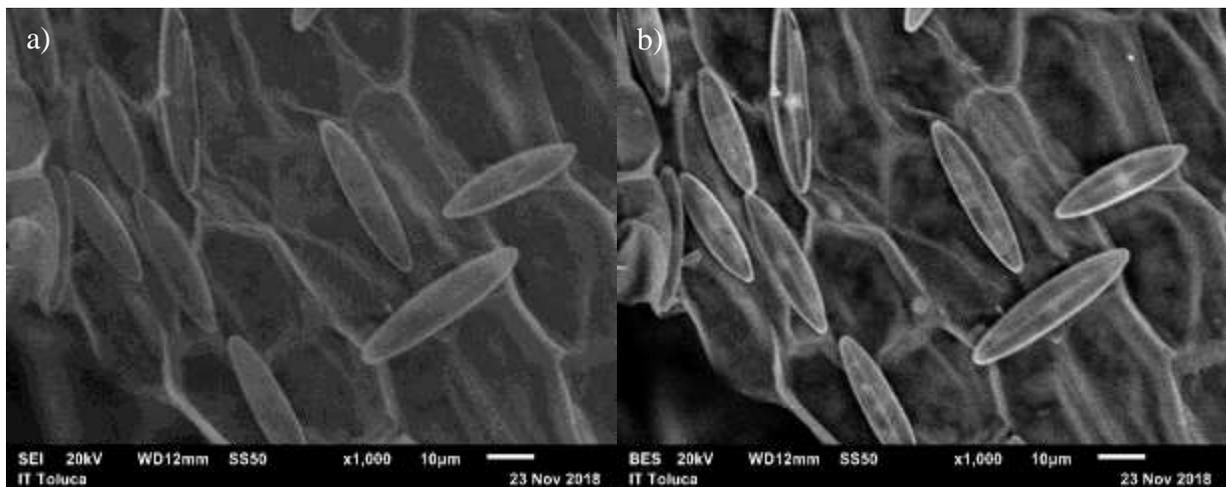


Figura 3.8 Escamas de *Ricciocarpus natans* a 1,000 aumentos a) con electrones secundarios, b) con electrones retrodispersados

3.2.3 Análisis de área superficial (BET)

En la Tabla 7 se pueden observar los datos obtenidos para el análisis de área superficial, con el promedio del diámetro del poro se puede determinar que se trata de un material mesoporo, ya que estos abarcan de 2-50 nm de acuerdo a la IUPAC.

Tabla 3.2 Resultados del análisis de área superficial de *Ricciocarpus natans* seca

V _m	2.0073 cm ³ g ⁻¹
A _s	8.7368 m ² g ⁻¹
Promedio del diámetro del poro	8.054 nm

El área superficial tiene un parametro importante en el proceso de adsorción, Koz y Cevik (2014), demostraron que existe una correlación positiva entre las capacidades de adsorción y las áreas foliares de las briofitas. Para el caso de *Ricciocarpus natans*, es capaz de adsorber contaminantes debido a las características que presenta.

3.3 Caracterización del agua de Almoloya del Río

En la Tabla 3.3 se observan los resultados obtenidos en la caracterización del agua del hábitat de *Ricciocarpus natans*. Se observa que el pH de la laguna fue neutro.

De acuerdo a la Ley Federal de Derechos Disposiciones Aplicables en Materia de Aguas Nacionales (2016), el agua cuyo uso sea la protección a la vida acuática (agua dulce, incluido los humedales) el valor de oxígeno disuelto debe de ser de 5.0 mgL⁻¹ por lo que el agua de la laguna se encuentra dentro del intervalo teniendo un valor de 4.60 mgL⁻¹; para fósforo total

reporta un valor de 0.05 mgL^{-1} , lo que indica que el agua de la laguna se encuentra eutrofizada ya que contiene 4.09 mgL^{-1} ; para nitratos no se encuentra algún valor reportado.

En la escala de clasificación de calidad del agua superficial con base en la demanda química de oxígeno (DQO), la CONAGUA (2016), establece que al tener un valor entre >40 y ≤ 200 , se considera un agua contaminada, considerando entonces a un agua superficial con descargas residuales crudas, principalmente de origen municipal.

Tabla 3.3. Caracterización del hábitat de *Ricciocarpus natans*

Prueba	Resultado
pH	7.03 ± 0.05
Oxígeno disuelto	$4.60 \pm 1.20 \text{ mgL}^{-1}$
DQO total	$90 \pm 1.76 \text{ mgL}^{-1}$
DQO soluble	$70 \pm 0 \text{ mgL}^{-1}$
Amonio	$13.93 \pm 1.14 \text{ mgL}^{-1}$
Nitrato	$38.08 \pm 0.86 \text{ mgL}^{-1}$
Fósforo Total	$4.09 \pm 0.71 \text{ mgL}^{-1}$

3.4 Cuantificación de los metales Cd, Pb, Cr y Fe en agua, sedimento y en la briofita *Ricciocarpus natans*

En la Tabla 3.4 se pueden observar los datos obtenidos en las lecturas de absorción atómica para cuantificar los metales pesados Cadmio (Cd), Plomo (Pb), Hierro (Fe) y Cromo (Cr).

Tabla 3.4 Resultados de la cuantificación los metales pesados

Muestra	Metal pesado			
	Cadmio	Plomo	Hierro	Cromo
Agua (mgL ⁻¹)	< 0.10	< 0.20	0.54	< 0.15
Sedimento (mgKg ⁻¹)	< 0.10	55.44	35967.00	142.88
<i>Ricciocarpus natans</i> (mgKg ⁻¹)	< 0.10	< 0.20	1606.98	< 0.15

El análisis de metales acumulados en musgos proporciona una rentable, efectiva y un método biológicamente significativo para la identificación de tendencias espaciales de la distribución de metales en los ecosistemas terrestres. El uso de musgos como bioindicadores de deposición de metales pesados ha sido ampliamente aceptado. Aunque generalmente se supone que los musgos reflejan principalmente entradas atmosféricas, se ha demostrado que los elementos también son suministrados por fuentes distintas a la deposición antropogénica atmosférica: partículas minerales, principalmente polvo de suelo arrastrado por el viento y absorción de raíces por plantas vasculares con posterior lixiviación (Dragovic y Mihailovic, 2009).

En las muestras analizadas el valor presente de Cd, fue \leq a 0.10 mgKg⁻¹ (límite de cuantificación).

En cuanto al Pb, el valor determinado en el agua y en la briofita fue menor al límite de cuantificación (de 0.20 mgKg⁻¹), sin embargo, en el sedimento se cuantificó un valor de 55.44 mgKg⁻¹. El muestreo de agua y sedimento se realizó en noviembre del 2018, temporada de caza de patos en la laguna, por lo que se observó la presencia de balas en la laguna. El Fe,

fue cuantificable en todas las muestras, por otro lado, José-Bracho *et al.*, (2016), analizaron el agua y el sedimento del lago de Maracaibo reportando valores más altos que en la laguna del polígono 1 de Lerma, ya que estos valores fueron de hierro total de 1.0 mgL^{-1} , plomo de 0.05 mgL^{-1} , de cromo 18 mgKg^{-1} y de plomo 13.00 mgKg^{-1} . Los valores altos en el lago de Maraciabo, se deben a que existen diferentes fuentes de contaminación antropogénica, especialmente por verter aguas negras sin tratar, mientras que, en la laguna del polígono 1 de Lerma no se encuentra reportado o en la cercanía de alguna fuente de contaminación antropogénica.

Mientras que, Tun-Canto *et al.*, (2017), analizaron la zona cañera de la cuenca del Río Hondo, sur de Quintana Roo, México. Reportando un valor de Fe de $19,952.68 \text{ mgKg}^{-1}$, siendo este menor al cuantificado en este trabajo, sin embargo, reportaron un valor más alto de cadmio, siendo este de 0.54 mgKg^{-1} . Este valor, se puede deber a que las muestras fueron tomadas de sedimentos superficiales del canal de desagüe principal, en temporada de secas.

Dragovic y Mihailovic, 2009, obtuvieron como resultado valores promedio de Cd 1.61 mgKg^{-1} , Cr 11.3 mgKg^{-1} y Pb de 15.4 mgKg^{-1} todos en peso seco en las muestras de musgo. Siendo estos valores mucho más altos que los cuantificados en *Ricciocarpus natans*, esto debido a que reportan que la zona de muestreo se ve contaminada por diversas actividades antropogénicas, principalmente por industrias.

3.5 Capacidad de bioacumulación de los metales Cromo y Cadmio de la briofita acuática *Ricciocarpus natans*

En la Tabla 3.5 se observa el promedio calculado de los factores de bioacumulación de la briofita utilizando en soluciones de 2.5 mgL⁻¹ y 5 mgL⁻¹ y un tiempo de contacto de 10 días de los metales plomo, cadmio y cromo. El metal que mayor bioacumulación presentó, en ambos experimentos fue el plomo, seguido del cadmio y por último el cromo.

Tabla 3.5 Factor de bioacumulación

Metal	Promedio del factor de bioacumulación soluciones 2.5 mgL ⁻¹	Promedio del factor de bioacumulación solución 5 mgL ⁻¹
Plomo	239	167
Cadmio	132	107
Cromo	80	83

A diferencia de las plantas macrofitas, las briófitas tienen una relación superficie / volumen relativamente alto y una capa epidérmica diferenciada sin cutícula; por lo tanto, absorben metales pesados con toda su superficie en mayor cantidad respecto a las macrofitas (Sun *et al.*, 2009). Así como, los lípidos de las briofitas y los líquenes difieren de las plantas superiores (macrofitas) en presencia de los lípidos betaína diacilgliceriltrimetilhomoserina (DGTS) como uno de los principales lípidos polares de membrana. Las briofitas también contienen altos niveles de esteroides esterificados, ácidos grasos poliinsaturados de cadena larga y triacilglicerol con ácidos grasos acetilénicos (Guschina y Harwood, 2000).

La presencia de más sitios de unión explica la mayor capacidad de las briofitas para adsorber y eliminar iones metálicos de los alrededores, como se observó en *Ricciocarpus natans* (Chiodi *et al.*, 2011).

Se han realizado estudios para evaluar el factor de bioacumulación en diferentes especies vegetales como es el caso de Chiodi *et al.*, (2011) que, muestrearon *Schoenoplectus californicus* en la laguna Nahuel Rucá. Analizaron un factor de bioacumulación de cadmio, siendo este de 1.33, es importante mencionar que su investigación fue realizada sin exponer a *Schoenoplectus californicus* a alguna solución conocida. Mientras que, en esta investigación en una solución de 2.5 mgL^{-1} de cadmio se obtuvo un factor de 132 y para una solución de 5 mgL^{-1} un valor de 107. Otro experimento similar, fue el reportado por Yoon *et al.*, (2006) emplearon *Gentiana pennelliana*, teniendo como un factor de bioacumulación de Pb de 11, *Ricciocarpus natans* en este trabajo en una solución de 2.5 mgL^{-1} de Pb obtuvo un factor de 239 y en una solución de 5 mgL^{-1} uno de 167.

Se ha demostrado que algunas especies de plantas acuáticas exhiben una mayor bioacumulación de Pb y Cd con factores de bioacumulación muy altos de Pb que van desde 2133 a 8064 (8064 para *Ceratophyllum demersum*, 2521 para lenteja de agua gigante, 2133 para *muskgrass* y 7174 para *Hygrophiza*, lo que también los calificaría como buen fitorremediador (Phetsombat *et al.*, 2006).

Se ha reportado que, *Saccostrea cucullata* en una solución de cadmio de 4 mgL^{-1} tiene un factor de bioacumulación de 578.8, mientras que a una solución de plomo de 10 mgL^{-1} su factor fue de 870.2 (Phetsombat *et al.*, 2006). Como en el caso de esta investigación, el plomo fue el metal que obtuvo un mayor factor de bioacumulación, sin embargo, en esta

investigación con una menor concentración de plomo (2.5 mgL^{-1}), se obtuvo mayor factor de bioacumulación de 239.

Ali *et al.*, (2004) cultivaron *Phragmites australis*, reportaron un factor de bioacumulación de 85 en una solución de 0.5 mgL^{-1} de cadmio, mientras que en las raíces de *P. australis* su mayor factor de bioacumulación fue de 1193 en una solución de 1 mgL^{-1} de cadmio.

Se han reportado valores altos en comparación a los obtenidos en esta investigación, sin embargo, presentan más días de exposición y bajas concentraciones, tal es el caso de Gagnon *et al.*, (1998) que analizaron *Fontinalis dalecarlica* durante 28 días y obtuvieron como resultado que, a una concentración de cadmio de 0.002 mgL^{-1} , se obtuvo un factor de bioacumulación de 82,000 y a una concentración de 0.01 mgL^{-1} un factor de bioacumulación de 158,000. Mientras que, *Platyhypnidium riparioides* en las mismas concentraciones presentaron valores de 200,000 y 137,000 respectivamente.

Khan (2001) recolectó muestras de micorrizosferas, suelo, raíces y hojas de tres especies de árboles, *Populus euroamericana*, *Acacia arabica* y *Dalbergia sissoo*, que crecen en los suelos contaminados por efluentes de la curtiduría y en el sitio de referencia no contaminado cercano en Kala Shah Kaku, Panjab, Pakistán, los factores de bioacumulación de cromo en hojas maduras fueron de 2.5 para *Dalbergia sissoo*, 1.7 para *Populus euroamericana* y 3.1 para *Acacia arabica*.

3.6 Isotermas de adsorción de los metales cadmio y plomo de la briofita acuática

Ricciocarpus natans

En la Figura 3.9 se puede observar el gráfico del modelo de Langmuir para la adsorción del metal de cadmio, se calculó una R^2 de 0.9493, una constante de afinidad (K_L) de 4.619 Lmg^{-1} y una capacidad de adsorción de 4.38 mgg^{-1} . Mientras que en la Figura 3.10 se puede observar el gráfico que representa la isoterma de Freundlich, la cual tuvo una R^2 0.9417, una constante de la adsorción en el equilibrio (K_F) de 0.8149 mgL^{-1} y una n de 0.7195. Kadiverlu (2001), reporta que los valores de n para Freundlich, en un rango de $1 < n < 10$, indican una adsorción favorable del adsorbato sobre el adsorbente, el valor que se obtuvo en esta investigación fue de 0.7195 que se encuentra fuera de este rango, lo que indica que el ion de cadmio no se adsorbe favorablemente en la superficie de la biomasa.

El modelo de Langmuir, indica que los iones metálicos adsorbidos forman una monocapa. Mientras que, el modelo de Freundlich, considera que la concentración de adsorbato en la superficie del adsorbente aumenta con el aumento de la concentración de adsorbato y se emplea para definir la adsorción de iones cadmio en multicapa sobre una superficie heterogénea. Asimismo, es importante recordar que, la pared celular en las briófitas tiene un mayor contenido de proteínas y menos fibras, por lo tanto, tiene disponibles más sitios para poder llevar a cabo el proceso de adsorción (Chiodi *et al.*, 2011).

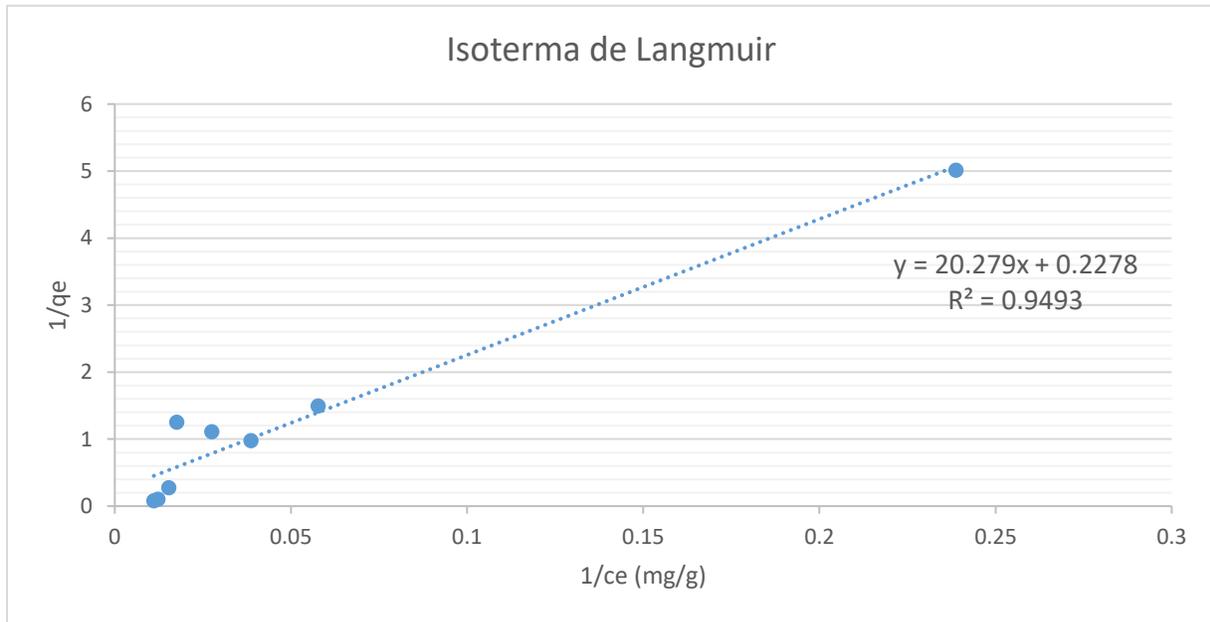


Figura 3.9 Modelo de Langmuir para cadmio

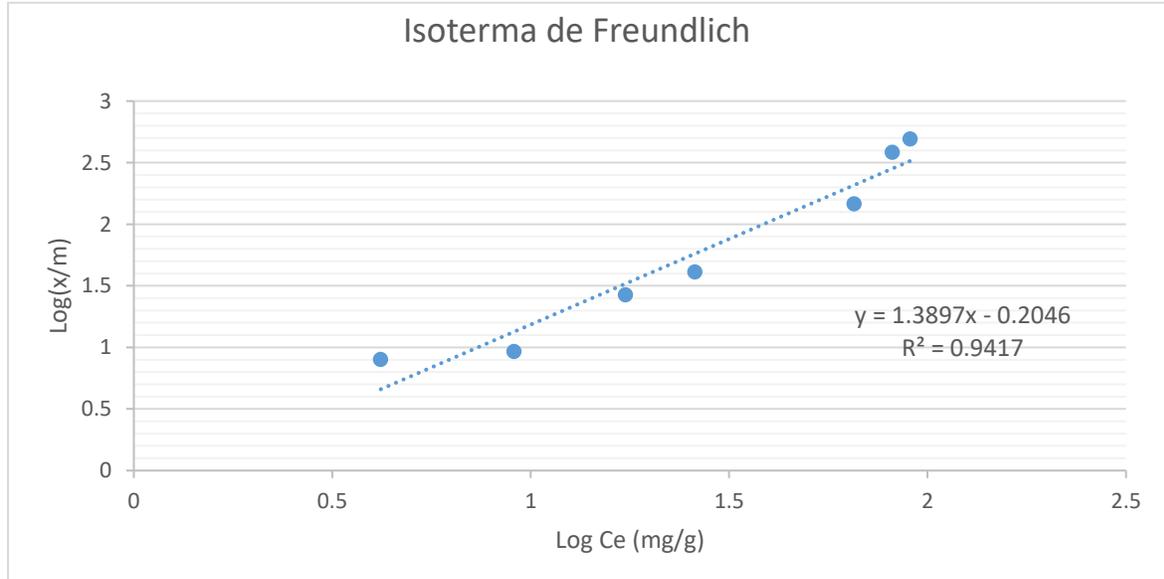


Figura 3.10 Modelo de Freundlich para cadmio

La Tabla 3.6 muestra investigaciones que han sido reportadas para evaluar la capacidad de adsorción del cadmio empleando diferentes especies vegetales. Como se observa, *Ricciocarpus natans* obtuvo una baja capacidad de adsorción (q_{\max}) comparada con los hongos *Pleurotus platypus*, *Agaricus bisporus* y *Calocybe indica*. Debido a que en los experimentos con hongos emplearon una mayor cantidad de adsorbente, lo que resulta en un mayor porcentaje de eliminación de cadmio (II) debido a la abundante disponibilidad de sitios de adsorción.

Asimismo, *Ricciocarpus natans* obtuvo una menor capacidad de adsorción (q_{\max}) comparada con *Nostoc sphaericum*. Sin embargo, tuvo una mayor capacidad comparada con las plantas acuáticas *Echinodorus amazonicus* y *Ruppia marítima*. En estas plantas, las principales sustancias involucradas en la adsorción de metales pesados incluyen carbohidratos, pectina de la pared celular y grupos funcionales de proteínas como carboxilo, carbonilo, hidroxilo, amina y cadenas de doble enlace, triple enlace e hidrocarburos (Deng *et. al.*, 2013).

Para el modelo de Freundlich, la constante de la adsorción en equilibrio (K_F), fue menor en comparación con los hongos *Pleurotus platypus*, *Agaricus bisporus* y *Calocybe indica*, con *Nostoc sphaericum Vaucher* y con las plantas acuáticas *Echinodorus amazonicus* y *Ruppia marítima*.

Tabla 3.6 Comparación de parámetros isotérmicos para adsorción de cadmio

Especie (Referencia)	Langmuir			Freundlich		
	q_{\max} (mgg^{-1})	K_L (Lmg^{-1})	R^2	n	K_F (mgL^{-1})	R^2
<i>Ricciocarpus natans</i> Este trabajo	4.38	4.61	0.949	0.71	0.81	0.941
<i>Pleurotus platypus</i> Vimala y Das, 2009	27.10	0.049	0.993	1.99	1.99	0.966
<i>Agaricus bisporus</i> Vimala y Das, 2009	33.78	0.084	0.996	2.23	4.95	0.950
<i>Calocybe indica</i> Vimala y Das, 2009	23.41	0.024	0.982	1.88	1.50	0.878
<i>Nostoc sphaericum</i> Vaucher Chuquilín y Rosales, 2016	13.93	6.19	0.452	0.29	3.98	0.547
<i>Echinodorus amazonicus</i> Deng <i>et. al.</i> , 2013	0.2402	0.012	0.648	0.58	1.13	0.900
<i>Ruppia maritima</i> Deng <i>et. al.</i> , 2013	0.1873	0.016	0.636	0.48	2.45	0.947

En la Figura 3.11 se puede observar el gráfico del modelo de Langmuir para la adsorción del metal de plomo, tuvo una R^2 de 0.8863, una constante de afinidad (K_L) que representa la afinidad entre el adsorbato y el adsorbente de 0.7573 Lmg^{-1} y una capacidad de adsorción en monocapa (q_{\max}) de 26.66 mgg^{-1} . Mientras que en la Figura 3.12 se puede observar el gráfico que representa el isoterma de Freundlich, el cual tuvo una R^2 0.9567, una constante de la adsorción en el equilibrio (K_F) de 3.04 mgL^{-1} y una n de 2.97.

Los resultados obtenidos indican que el modelo que mejor se ajustó para la adsorción de iones de plomo fue el modelo de Freundlich, el cual considera que la concentración de adsorbato en la superficie del adsorbente aumenta con el aumento de la concentración de adsorbato y se emplea para definir la adsorción de iones plomo en multicapa sobre una superficie heterogénea.

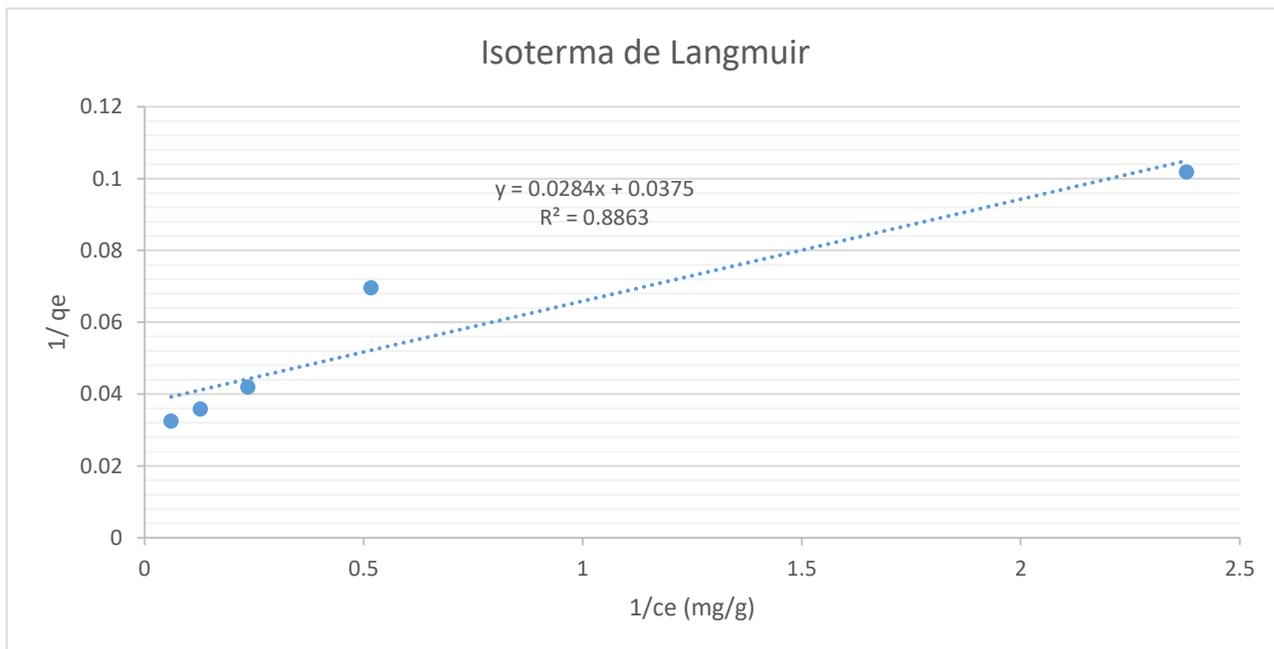


Figura 3.11 Modelo de Langmuir para plomo

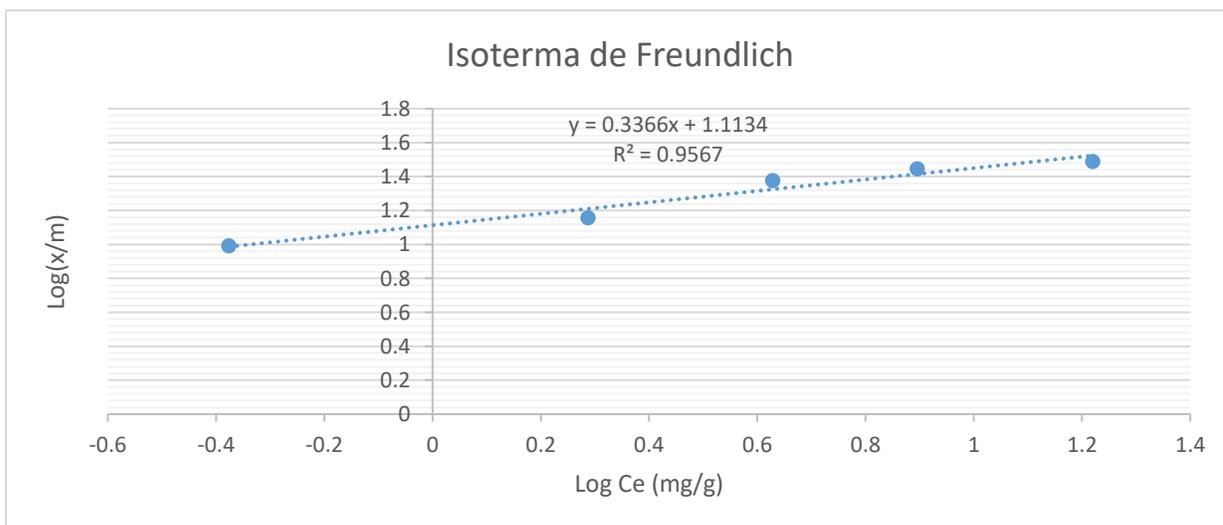


Figura 3.12 Modelo de Freundlich para plomo

La Tabla 3.7 muestra la comparación de los resultados obtenidos con otros estudios que han reportado los isotermas para evaluar la adsorción del plomo empleando diferentes especies vegetales. *Ricciocarpus natans* obtuvo una baja capacidad de adsorción en monocapa (q_{\max}) comparada con los hongos *Pleurotus platypus*, *Agaricus bisporus* y que *Nostoc sphaericum* r, sin embargo, fue mayor que el hongo *Calocybe indica*, maíz (*Zea mays*) y que las plantas acuáticas *Echinodorus amazonicus* y *Ruppia marítima*.

Para el modelo de Freundlich, la constante de la adsorción en equilibrio (K_F) fue menor comparada con el hongo *Agaricus bisporus*, maíz (*Zea mays*), *Nostoc sphaericum* y la planta acuática *E. amazonicus*. Fue mayor en comparación de los hongos *Pleurotus platypu*, *Calocybe indica* y la planta acuática *R. marítima*.

La capacidad de adsorción de *Ricciocarpus natans* obtenida para este trabajo, fue mayor para el plomo (26.7 mgg^{-1}) que para el cadmio (4.38 mgg^{-1}), lo que indica que esta especie tienen una mayor afinidad por el Pb.

Tabla 3.7 Comparación de parámetros isotérmicos para adsorción de Plomo

Especie (Referencia)	Langmuir			Freundlich		
	q_{\max} (mgg^{-1})	K_L (Lmg^{-1})	R^2	n	K_f (mgL^{-1})	R^2
<i>Ricciocarpus natans</i> Este trabajo	26.7	0.8	0.886	2.97	3.04	0.956
<i>Pleurotus platypus</i> Vimala y Das 2009	27.10	0.045	0.993	1.99	2.75	0.966
<i>Agaricus bisporus</i> Vimala y Das 2009	33.8	0.088	0.996	2.23	4.95	0.950
<i>Calocybe indica</i>	23.4	0.02	0.981	1.88	1.50	0.878

Vimala y Das 2009						
Maíz (<i>Zea mays</i>) Lavado y Oré 2016	13.4	0.7	0.986	3.41	4.8	0.885
<i>Nostoc sphaericum</i> Chuquilín y Rosales 2016	185.9	17.66	0.991	0.65	13.33	0.908
<i>Echinodorus amazonicus</i> Deng <i>et. al.</i> , 2013	1.7	1.37	0.964	0.64	3.93	0.952
<i>Ruppia maritima</i> Deng <i>et. al.</i> , 2013	0.7	1.61	0.889	0.781	3.36	0.863

CONCLUSIONES

La reproducción de la briofita acuática *Ricciocarpus natans* es posible cuando se utiliza el agua característica de su hábitat mezclada con agua corriente (de llave) y bajo un fotoperiodo 12/12 con luz led roja y azul.

De acuerdo a la caracterización superficial, se observó que la briofita muestra una morfología de panal de abeja en la superficie de sus escamas, el análisis EDS confirmó la composición orgánica de este material detectando C, O y Si. La medida de área superficial, ubica a este material como mesoporoso.

El agua de la laguna de Almoloya del Río tiene un pH neutro, sin embargo, cuenta con valores altos de fósforo, lo que indica indicios de eutrofización.

Las muestras de agua y briofita, analizadas directamente de su hábitat no contenían ningún metal. Sin embargo, en el sedimento fue posible cuantificar al plomo (55.44 mgKg^{-1}) y cromo (142.88 mgKg^{-1}).

En cuanto a los factores de bioacumulación, el plomo en una solución de 2.5 mgL^{-1} , fue el que obtuvo mayor concentración (239), seguido del cadmio (132) y por último el cromo (80). De igual forma, en las soluciones de 5 mgL^{-1} el plomo obtuvo un factor de bioacumulación de 167, seguido del cadmio (107) y finalmente el cromo (83).

La capacidad máxima de adsorción para el ion Cadmio (q_{max}) fue de 4.38 mgg^{-1} , esta capacidad es menor comparada con otras especies vegetales como el caso de hongos y mayor comparada con algunas plantas acuáticas. En relación al Plomo, la q_{max} fue mayor con un valor de 26.7 mgg^{-1} .

El modelo de Freundlich, resulto significativo para la adsorción de plomo, el cual tuvo una constante de adsorción (K_F) de 3.044 y una $n= 2.970$ lo que indica que el ion de plomo se adsorbe favorablemente en la superficie de la biomasa de *Riciocarpus natans*.

RECOMENDACIONES

Para futuras investigaciones se podría probar mezclando agua de su hábitat y algún medio de cultivo para ver si así se logra adaptar mejor esta briofita, así como someterla a un fotoperiodo de 12/12 con luz roja y azul.

Realizar cinéticas con menor tiempo de exposición podría mostrar el momento en que la briofita llega a su equilibrio y conocer su punto máximo de sorción, así como modificar el pH y la temperatura para ver si esta mejora el rendimiento de adsorción de los metales pesados y calcular sus factores de bioacumulación.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

Abideen, I.A.; Sarafadeen, O.K.; Durosanya, J.B.; Balogun, E.S. (2012). Kinetics and equilibrium parameters of biosorption and bioaccumulation of lead ions from aqueous solutions by *Trichoderma longibrachiatum*. Journal of microbiology, biotechnology and foos sciences. 1(5): 1221-1234.

Aboal J.R, Fernández J.A., Boquete T., Carballeira A. (2010). Is it possible to estimate atmospheric deposition of heavy metals by analysis of terrestrial mosses?. Science of the Total Environment. 408: 6291–6297

Ahluwalia. S.S. y Goyal, D. (2007). Microbial and plant derived biomass for removal of heavy metals from wastewater. Bioresource Technology. 98: 2243–2257.

Ahmet, S.; Mendil, D., Tuzena, M., Soylak, M. (2008). Biosorption of Cd(II) and Cr(III) from aqueous solution by moss (*Hylocomium splendens*) biomass: Equilibrium, kinetic and thermodynamic studies. Chemical Engineering Journal. 144: 1-9

Ahmet, S.; Mendil, D.; Tuzena, M.; Soylak M. (2009). Biosorption of palladium (II) from aqueous solution by moss (*Racomitrium lanuginosum*) biomass: Equilibrium, kinetic and thermodynamic studies. Journal of Hazardous Materials. 162: 874–879

Akgül M, Abdülkerim Karabakan, Orhan Acar y Yuda Yürüm. (2006). Removal of Silver (I) from aqueous solutions with clinoptilolite. Microporous and Mesoporous Materials. 94: 99-104.

Ali, N. A.; Bernal, M.P.; Ater, M. (2004). Tolerance and bioaccumulation of cadmium by *Phragmites australis* grown in the presence of elevated concentrations of cadmium, copper, and zinc. Aquatic Botany 80(3):163-176

Angelova, V.; Ivanova, R.; Delibaltova, V. and Ivanov, K. (2004). Bio-accumulation and distribution of heavy metals in fibre crops (flax, cotton and hemp). Industrial Crops and Products. 19: 197–205.

APHA, AWWA, WEF (1998) a. Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater 20 th edition: 386.

APHA, AWWA, WEF (1998) b. Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater 20 th edition: 350.

Artunduaga, O. (2015). Methods for removal Chromium (VI) from wastewater. Revista Nova, 1(1): 66-73.

Bedregal, P.; Mendoza, P.; Ubilús, M.; Torres, B.; Hurtado, J.; Maza, I.; Espinoza, R. (2009). El uso de *Usenea* sp. Y *Tilandsia capillaris*, como biomonitores de la contaminación ambiental en la ciudad de Lima, Perú. *Revista de la Sociedad Química del Perú*. 75(4): 479-487. Lima, Perú.

Beike, A. K.; Spagnuolo, V.; Lüth V.; Steinhart, F.; Ramos-Gómez, J.; Krebs M.; Adamo, P.; Rey-Asensio, A.I.; Fernández, J. A.; Giordano, S.; Decker, E.L.; Reski, R. (2015). Clonal in vitro propagation of peat mosses (*Sphagnum* L.) as novel green resources for basic and applied research. *Plant Cell Tiss Organ Cult* 120:1037–1049.

Boquete, M.T., Aboal, J.R., Carballeira A., Fernández, J.A. (2017). Do mosses exist outside of Europe? A biomonitoring reflection. *Science of the Total Environment*. 593: 567-570.

Brunet, J., Repellin, A., Varrault, G., Terryn, N., Zuli-Fodil, Y. (2008) Lead accumulation in the roots of grass pea (*Lathyrus sativus* L.): a novel plant for phytoremediation systems?. *C. R Biologies* 331: 859–864

Bruns, I., Sutter K., Menge S., Neumann D., Gerd-Joachim K. (2001). Cadmium lets increase the glutathione pool in bryophytes. *Journal of Plant Physiology*:158: 79–89.

Bustamante, E. (2011). Adsorción de metales pesados en residuos de café modificados químicamente. Universidad autónoma de Nuevo León. Tesis Como requisito parcial para obtener el Grado de maestría en ciencias con orientación en procesos sustentables.

Chiodi, L.; Escalante A.; Von Haefen G.; Moreno V. & Gerpe M. (2011). Assessment of Heavy Metal Accumulation in Two Aquatic Macrophytes: a Field Study. *J. Braz. Soc. Ecotoxicol.*, 6(1): 57-64

Chuquilín, R. y Rosales, D. (2016). Study of the biosorption of cd (II) and pb (II) using as adsorbent *Nostoc sphaericum* Vaucher. *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 82(1): 49-60. Sociedad Química del Perú Lima, Perú.

Comisión Nacional del Agua. (2016). Ley Federal de Derechos Disposiciones Aplicables en Materia de Aguas Nacionales.

Comisión Nacional del Agua. (2016). Monitoreo de calidad del agua. Subdirección general técnica, gerencia de calidad del agua.

Cortés, M., R. (2007). Efecto de la modificación de una zeolita natural mexicana en la sorción de cadmio y 4-clorofenol. Tesis Doctoral. Facultad de Ingeniería. Centro Interamericano de recursos del agua. Universidad Autónoma del estado de México

Cuvertino, J.; Rojas, G.; Hauenstein, E.; Peña-Cortés, F.; González, M. (2005). *Ricciocarpus Natans* (L.) Corda (*Marchantiophyta-Ricciaceae*), en lagunas costeras del centro-sur de Chile. *Noticiario Mensual*: 16-18.

Dazy, M.; Masfaraud, J.F.; Ferard, J.F. (2009). Induction of oxidative stress biomarkers associated with heavy metal stress in *Fontinalis antipyretica* Hedw. *Chemosphere* 75: 297-302

Debén, S., Aboal, J.R., Carballeira, A., Cesa, M., Real, C., Fernández, J.A. (2015). Monitoring river quality with transplanted bryophytes: A methodological review. *Ecological Indicators* 81: 461-470.

Debén, S., Aboal, J.R., Carballeira, A., Cesa, M., Real, C., Fernández, J.A. (2015). Monitoring river quality with transplanted bryophytes: A methodological review. *Ecological Indicators* 81: 461-470.

Debén, S., Fernández, J.A., Carballeira, A., Aboal, J.R. (2016). Using devitalized moss for active biomonitoring of water pollution. *Environmental Pollution* 210: 315-322.

Debén, S., Aboal, J.R., Carballeira, A., Cesa, M., Real, C., Fernández, J.A. (2017). Inland water quality monitoring with native bryophytes: A methodological review. *Ecological Indicators* 53: 115-124.

Deng, P. Y.; Liu, W.; Zeng, B. Q.; Qiu Y. K. and Li, L. S. (2013). Sorption of heavy metals from aqueous solution by dehydrated powders of aquatic plants. *International Journal Environmental Science Technology*. 10:559–566

Dragovic, S. y Mihailovic, N. (2009). Analysis of mosses and topsoils for detecting sources of heavy metal pollution: multivariate and enrichment factor analysis. *Environ Monit Assess* 157:383–390.

Duruibe, J.O.; Ogwuegbu, M. O. C.; Egwurugwu, J.N. (2007). Heavy metal pollution and human biotoxic effects. *International Journal of Physical Sciences*, 2(5): 112-118.

Froment Gilbert F, Bischoff Kenneth B. y De Wilde Juray. (2011) *Chemical Reactor Analysis and Design*. Tercera Edición. John Wiley and Sons. 71: 87. Estados Unidos de Norteamérica.

Gagnon, C.; Vaillancourt, V.; Pazdernik, L. (1998). Influence of Water Hardness on Accumulation and Elimination of Cadmium in Two Aquatic Mosses Under Laboratory Conditions. *Environmental Contamination and Toxicology*. 34: 12–20

García-Céspedes, C. Damarys; Lima-Cazorla, C. Lázaro A.; Ruiz-Gutierrez, C. Lourdes; Santana-Romero, C. Jorge L.; Calderón-Peñalver, Pablo A. (2016). Agroecosistemas con probables riesgos a la salud por contaminación con metales pesados. *Revista Cubana de Química*, 28(1): 378-393.

Gautham P., Jeppu T., y Prabhakar Clement. 2012. A modified Langmuir-Freundlich isotherm model for simulating pH-dependent adsorption effects. *Journal of Contaminant Hydrology* 129: 46-53.

Guschina, I.A. y Harwood, J.L. (2000). Effect of copper and lead on lipid metabolism in bryophytes and lichens. *Biochemical Society Transactions*. 28(6): 910-912

Henao, J.D.; Isaza, G.C. (2004). Diseño y construcción de una unidad de banco para coagulación, floculación y sedimentación (tesis de pregrado). Manizales, Colombia: Universidad Nacional de Colombia.

Hanlie Hong, Zhaohui Li y Yuansheng Du. 2008. Transport of micelles of cationic surfactants through clinoptilolite zeolite. *Microporous and Mesoporous Materials* 116(3): 473-477.

Hanxin Huo, Hai Lin, Yingho Dong, Huang Cheng, Han Wang y Lixia Cao. 2012. Ammonia-nitrogen and phosphates sorption from simulated reclaimed waters by modified clinoptilolite. *Journal of Hazardous Materials*. 229: 292-297.

Heredia, A.; Van der Strate, H. J.; Delgadillo, I.; Basiuk, V.A.; Vrieling, E. G. (2008). Analysis of Organo-Silica Interactions during Valve Formation in Synchronously Growing Cells of the Diatom *Navicula pelliculosa*. *ChemBioChem*. 9:573-584.

Hernan, R. C. (2007). Determinación de nitratos en aguas por espectrofotometría UV. Subdirección de hidrología - grupo laboratorio de calidad ambiental. Instituto de Hidrología. Meteorología y Estudios Ambientales. Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial. República de Colombia

Ho, Y.S.; Huang, C.T. and Huang, H.W. (2002). Equilibrium sorption isotherm for metals ions on tree fern. *Process Biochemistry*. 37 (12): 1421-1430.

Hu, T.; Wen-Ying, J. and Cun-Gui C. (2011). Classification of five kinds of moss plants with the use of Fourier transform infrared spectroscopy and chemometrics. *Journal of Spectroscopy* (25): 71-285 271.

Igwe J.C., y Abia A.A. "Adsorption kinetics and intra-particulate diffusivities for bioremediation of Co(II), Fe(II) y Cu(II) ions from waste water using modified and unmodified maize cob." 2007. *International journal of Physical Sciences*. 2(5): 119-127.

Jaishankar, M.; Tseten, T.; Anbalagan, N.; Mathew B.; Beeregowda, K. (2014). Toxicity, mechanism and health effects of some heavy metals. *Interdiscip Toxicol.* 7(2): 60–72.

Jorgensen, S. E. (2016). *Ecotoxicology and Chemistry Applications in Environmental Management*. CRC Press. Copenhagen University, Denmark; 326.

José-Bracho, G.; Cuador-Gil, Q.; Rodríguez-Fernández J.; Rosa Margarita. (2016). Calidad del agua y sedimento en el lago de Maracaibo, estado Zulia Minería y Geología. 32(1): 1-14 Instituto Superior Minero Metalúrgico de Moa 'Dr Antonio Nuñez Jiménez' Holguín, Cuba

Kadirvelu, K.; Thamaraiselvi, K.; Namasivayam, C. (2001). Adsorption of nickel (II) from aqueous solution onto activated carbon prepared from coirpith. *Sep Purif Technol.* 24(3): 497-505.

Khan, A. G. (2001). Relationships between chromium biomagnification ratio, accumulation factor, and mycorrhizae in plants growing on tannery effluent-polluted soil. *Environment International* 26: 417-423.

Kļaviņa, L.; Bikovens, O.; Šteinberga, I.; Maksimova, V.; Eglīte, L. (2012). Characterization of chemical composition of some bryophytes common in Latvia. *Environmental and Experimental Biology.* 10: 27-34.

Koz, B. and Cevik, U. (2014) "Lead adsorption capacity of some moss species used for heavy metal analysis", *Ecological Indicators.* 36: 491–494.

Krishnani K.K y Ayyappan S. (2016). Heavy Metals Remediation of Water Using Plants and Lignocellulosic Agrowastes. *Environmental Contamination Toxicol* 188: 59–84.

Lavado, C. y Oré F. (2016). Study of lead divalent biosorption from aqueous solutions using corncob biomass modified (*Zea mays*). *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 82(4): 403-414. Sociedad Química del Perú.

Lorenzo-Mendoza, Y. (2006). Estado del arte del tratamiento de aguas por coagulación-floculación. *Revista ICIDCA. Sobre los Derivados de la Caña de Azúcar.* 50(2), 10-17.

Madrigal, S.; Muñoz, C.; Vega, M. (2016). Biosorción de Pb^{2+} y Zn^{2+} en agua usando una planta silvestre inactiva recolectada en el estado de Colima: *Viguiera linearis*. Documento en línea encontrado en https://www.researchgate.net/publication/313428630_Biosorcion_de_Pb2_y_Zn2_en_agua_usando_una_planta_silvestre_inactiva_recolectada_en_el_estado_de_Colima_Viguiera_linearis consultado el 31/05/2018.

Martin, S. and Griswold, W. (2009). Human Health Effects of Heavy Metals. Environmental Science and Technology Briefs for Citizens, 2-6.

Martins, C. M.; Pércio S.Q.; Kauey B.; Moreira, E. G.; Chierici, M. (2012). Accumulation of Chromium and Lead in Bryophytes and Pteridophytes in a Stream Affected by Tannery Wastewater. Bull Environ Contam Toxicol, 88:84–88

Martins, R. J. E. and Boaventura, R. A. R. (2011). Modelling of lead removal by an aquatic moss. Water Science & Technology, 63: 136-142.

Martins, R.J.E.; Pardo, R.; Boaventura, R. (2004). Cadmium(II) and zinc(II) adsorption by the aquatic moss *Fontinalis antipyretica*: effect of temperature, pH and water hardness. Water Research 38: 693–699

Mendoza, A. (2008). *Ricciocarpus natans* (Marchantiophyta), una hepática acuática en México. ContactoS 70; 67–70.

Mittler R (2002). Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. Trends Plant Sci 7: 405-410.

Monier, M., y D.A. Abdel-Latif. (2012). “Preparation of cross-linked magnetic chitosan-phenylthiourea resin for adsorption of Hg II, Cd II y Zn II ions from aqueous solutions”. Journal of Hazardous Materials Volumen 209-210, 240-247.

Naderizadeh, Z., Khademi, H., Ayoubu, S. (2016). Biomonitoring of atmospheric heavy metals pollution using dust deposited on date palm leaves in southwestern Iran. Atmósfera, 29(2):141-155.

Navarro-Aviñó, J.P.; Aguilar, I.; López-Moya. J.R. (2007). Aspectos bioquímicos y genéticos de la tolerancia y acumulación de metales pesados en plantas. Ecosistemas. 16 (2): 10-25.

Newman M. C. (2014). Fundamentals of Ecotoxicology: The Science of Pollution. Fourth Edition. CRC Press. New York. pp 633

Nikhil, J., Grégory J., Robert U. (2010). Heavy metal poisoning: the effects of cadmium on the kidney. Biometals. 23:783–792

NMX-AA-045-SCFI-200. Análisis de agua - determinación de color platino cobalto en aguas naturales, residuales y residuales tratadas.

NMX-AA-030/1-SCFI-2012. Análisis de agua. Medición de la Demanda Química de Oxígeno en aguas naturales, residuales y residuales tratadas. Método de prueba, parte 1.

NMX-AA-029-SCFI-2001. Análisis de aguas. Determinación de Fosforo Total en aguas naturales, residuales y residuales tratadas. Método de prueba.

NMX-AA-036-SCFI-200. Análisis de agua - determinación de acidez y alcalinidad en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - método de prueba

NMX-AA-079-SCFI-2001. Análisis de aguas - determinación de nitratos en aguas naturales, potables, residuales y residuales tratadas - método de prueba Nowrouzi, M. y Pourkhabbaz, A. (2014). Application of geoaccumulation index and enrichment factor for assessing metal contamination in the sediments of Hara Biosphere Reserve, Iran, Chemical Speciation & Bioavailability, 26:2, 99-105, DOI: 10.3184/095422914X13951584546986.

Paliulis, D. (2010). Research into heavy metals pollution of atmosphere applying moss as bioindicator: a literature review. 4(4): 26-33.

Phetsombat, S.; Kruatrachue, M.; Pokethitiyook, P.; Upatham, S. (2006). Toxicity and bioaccumulation of cadmium and lead in *Salvinia cucullate*. Journal of Environmental Biology. 27(4): 645-652

Peluso, M.L; Salibián, A. y Ronco A. E. (2016) Esquema para la categorización de la peligrosidad de sedimentos de fondo contaminados de sistemas fluviales. Limnetica. Asociación Ibérica de Limnología, Madrid. Spain. 35 (1): 159-174.

Pontón, J. (2008). The fungal cell wall and the mechanism of action of anidulafungin. Revista Iberoamericana de Micología. 25(2): 78-82

Ramírez-Babativa, D. F. and Espinosa-Ramírez, A. J. (2018). Comparación de las características poblacionales de *Lemna minuta* (ARACEAE: LEMNOIDEAE) en tres medios de cultivo. Revista Colombiana de Biotecnología. 20(1): 84-96.

Reguera, R. (2012). Cultivo de microalgas para la fabricación de biopetroleo por licuefacción. Cultivo de microalgas para la fabricación de biopetroleo por licuefacción: 1-12.

Secretaria de medio ambiente, recursos naturales y pesca. (1996). Norma Oficial Mexicana NOM-001-ECOL-1996, Que establece los límites máximos permisibles de contaminantes en las descargas de aguas residuales en aguas y bienes nacionales.

Smain, M., Saida, S., Michel, C. (2009). Toxicity and removal of heavy metals (cadmium, copper, and zinc) by *Lemna gibba*. Ecotoxicology and Environmental Safety. (72): 1774-1780.

Solache-Ríos M., Villalva Coyote Rafael, Díaz Nava María del Carmen. 2010. Sorption and Desorption of Remazol Yellow by a Fe-Zeolitic Tuff. Journal of the Mexican Chemical Society Sociedad Química de México, A.C. México.

Šoltés, R. y Gregušková, E. (2013). Accumulation Characteristics of Some Elements in the Moss *Polytrichum commune* (Bryophytes) Based on XRF Spectrometry. Journal of Environmental Protection. 4: 522-528.

Sun, S.Q.; Wang, D.Y.; He, M.; Li, X.Y.; Zhang, C. (2009). Response mechanisms of antioxidant bryophyte (*Hypnum plumaeforme*) under the stress of single or combined Pb and/or Ni. Environ Monit Assess. 149: 291-302.

Sytar, O.; Kumar, A.; Latowski, D.; Kuezyńska, P.; Strzalka, K.; Prasad, M.N.V. (2013). Heavy metal-induced oxidative damage, defense reactions and detoxification mechanism in plants. Acta Physiol Plant. 35: 985-999.

Tuba, Z.; Saxena, D.K.; Srivastava, K.; Singh, S.; Czobel, S.; Kalaji, H. (2010). Chlorophyll a fluorescence measurements for validating the tolerant bryophytes for heavy metal (Pb) biomapping. CURRENT SCIENCE. 98(11): 1505-1508

Tun-Canto, G. E.; Álvarez-Legorreta, T.; Zapata-Buenfil, G.; Sosa-Cordero, E. (2017). Metales pesados en suelos y sedimentos de la zona cañera del sur de Quintana Roo, México. Revista Mexicana de Ciencias Geológicas. Universidad Nacional Autónoma de México, Querétaro, México. (34) 3: 157-169

Trujillo, D.; Duque, L.F.; Arcila, J. S.; Rincón, A.; Pacheco, S.; & Herrera, O.F. (2014). Remoción de turbiedad en agua de una fuente natural mediante coagulación/floculación usando almidón de plátano. Revista ION. 27(1): 17-34

Tyler G. (1990). Bryophytes and heavy metals: a literature review. Botanical Journal of the Linnean Society: 231 -253.

USEPA (2010). Solid waste and emergency response glossary--Bioaccumulation: United States Environmental Protection Agency (USEPA).

Uysal, Y., and Taner, F. (2009). Effect of pH, Temperature, and Lead Concentration on the Bioremoval of Lead from Water Using *Lemna Minor*. International Journal of Phytoremediation. 11: 591-608

Vázquez, G. y Echeverría, O. (2000). Introducción a la Microscopía Electrónica aplicada a las Ciencias Biológicas. Facultad de ciencias de la Universidad Autónoma de México, primera edición.

Viktorija, M.; Klavina, L.; Bikovens, O.; Andris, Z. and Oskars Purmalis. (2013). Structural Characterization and Chemical Classification of Some Bryophytes Found in Latvia. CHEMISTRY & BIODIVERSITY. (10): 1284-1294.

Vimala, R., and Das, N. (2009). Biosorption of cadmium (II) and lead (II) from aqueous solutions using mushrooms: A comparative study. Journal of Hazardous Materials. 168: 376–382

Vizcaíno, L. y Fuentes, N. (2015). Biosorption of Cd, Pb and Zn by pretreated biomass red algae, orange peel and tuna. Ciencia e ingeniería Neogranadina. 25(1): 43-60.

Walton, K. and Snurr, R. (2007). Applicability of the BET Method for Determining Surface Areas of Microporous Metal–Organic Frameworks. Journal of the American Chemical Society 129 (27), pp 8552-8556. DOI: 10.1021/ja071174k

Wladyslaw Rudzinski y Wojciech Plazinski. 2008. “Kinetics of Dyes adsorption at the solid-solution interfaces: a theoretical description based on the two-step kinetic model.” American.

Wan, W.S y Hanafiah, M.A.K.M. (2008). Removal of heavy metal ions from wastewater by chemically modified plant wastes as adsorbents: A review. Bioresource Technology. 99: 3935–3948.

Won, C.; Norulaini, N., Ab Kadir M.; Chen C.C. (2012). Dried and Wet *Trichoderma sp.* Biomass Adsorption Capacity on Ni, Cd and Cr in Contaminated Groundwater. International Conference on Environmental Science and Technology. 30:51-57.

Yoon, J.; Cao, X.; Zhou, Q.; Lena, Q.Ma. (2006). Accumulation of Pb, Cu, and Zn in native plants growing on a contaminated Florida site. Science of The Total Environment. 368: 456-464.

Zewail, T.; Yousef, N. (2015). Kinetic study of heavy metal ions removal by ion exchange in batch conical air spouted bed. Alexandria Engineering Journal. 54(83): 83-90.