



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

FACULTAD DE CIENCIAS

**Biorremediación de aguas residuales con rojo Congo
utilizando dos cultivos unialgales de *Arthrospira maxima.*,
Chlorella vulgaris y un cultivo mixto**

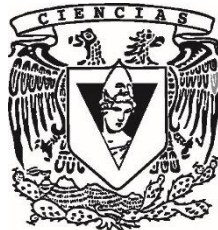
T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

B I Ó L O G O

P R E S E N T A:

FRANCISCO EDUARDO SÁNCHEZ HIDALGO



TUTORA:

DRA. LUZ MARÍA LAZCANO ARRIOLA

CIUDAD UNIVERSITARIA, CIUDAD DE MÉXICO, 2023



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

HOJA DE DATOS DEL JURADO

1. Datos del alumno
Sánchez
Hidalgo
Francisco Eduardo
5586827139
Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Ciencias
Biología
315091933
2. Datos del tutor
Dra.
Lazcano
Arriola
Luz María
3. Datos del sinodal 1
M. en C.
Osorio
Santos
Karina
4. Datos del sinodal 2
M. en I.
María Rafaela
Gutiérrez
Lara
5. Datos del sinodal 3
Dr.
Carlos Alberto
Durán
Ramírez
6. Datos del sinodal 4
Dr.
Enrique Arturo
Cantoral
Uriza
7. Datos del trabajo escrito
Biorremediación de aguas residuales con rojo Congo utilizando dos cultivos
unialgales de *Arthrospira maxima.*, *Chlorella vulgaris* y un cultivo mixto
106 p.
2023.

DEDICATORIA

A mis padres, mi hermano y a mis amigos, que a pesar de todas las dificultades de nuestro día a día, tropezones en el camino y otras situaciones, siempre estuvieron allí para brindarme apoyo, amor, conocimiento y enseñarme a no rendirme, sin importar lo complicado y lo duro que la situación pueda ser.

AGRADECIMIENTOS

A mis padres, Gabriela Hidalgo y Francisco Sánchez, quienes siempre estuvieron para brindarme cariño, amor e inculcar los valores para llegar a ser quien soy hoy en día, agradezco cada empujoncito que aportaron para estar aquí, y no abandonarme en el trayecto, los amo mucho.

A mi hermano, Ulises Sánchez, por acompañarme esas noches largas en mis trabajos, tareas, buenos y malos momentos, escucharme siempre y estar presente en todo el proceso de este escrito final. Espero ser un pequeño ejemplo para cuando tú termines, te deseo todo el éxito del mundo, y a pesar de las peleas de siempre, quiero decirte que te quiero con todo mi corazón.

A la Dra. Luz María Lazcano Arriola, que más que una asesora, es una increíble persona, paciente, y perseverante; gracias por ser siempre una super profesora, de quién he aprendido y sigo aprendiendo cosas nuevas cada que conversamos. También le agradezco por ser una gran amiga, escucharme, apoyarme y estar allí en todos los momentos; no sé qué haría sin usted, supongo que estaría perdido en el limbo, en la perdición, literalmente; gracias por apoyarme siempre, echarme porras, darme una mano de apoyo siempre que se necesitó, además de todas aquellas bellas enseñanzas y aventuras, que me motivaron a no rendirme e incluso siempre estar allí. Estaré siempre agradecido, por todo. Finalmente, quiero dedicarle este logro a usted, y decir: “se logró, gracias a usted, ¡SE LOGRÓ!”.

A mi hermana de vida, Michelle Domínguez, gracias por todos tus años de amistad, tu apoyo incondicional, los buenos ratos y demás aventuras que hemos vivido juntos, aunque siempre te lo digo y qué a veces es complicado expresar, gracias por estar allí siempre, por estar en mi vida y por compartir sueños, te amo mucho, gracias por todo.

A todos mis amigos y compañeros de carrera y a todas aquellas personas que influyeron en mi vida, todos ustedes fueron inspiración, creatividad, apoyo, amor y muchas más cosas que no siempre son fáciles de escribir. Gracias a ustedes es que no me rendí y siempre di lo mejor de mí mismo.

A todos aquellos profesores que estuvieron en mi proceso de formación y que estuvieron y están siempre a mi lado, y no solo considerarme solo un estudiante, sino también un compañero e incluso amigo. Agradezco su apoyo incondicional a la M. en C. María Elena Valeriano Riveros, Dra. María Luisa Núñez Reséndiz, por enseñarme a apreciar cada vez más el increíble mundo de las algas, a formar parte de ese granito de arena para mi formación, son increíbles personas, tienen un lugar enorme dentro de mi corazoncito; al Dr. Carlos Alberto Durán Ramírez y a la Biól. Margarita Reyes Santos †, por mostrarme que los protozoos son otro mundo maravilloso, además de siempre estar allí con su apoyo

incondicional, motivarme, y a ser ejemplos que seguiré tomando como aspiraciones; a la Dra. Dalila Fragoso Tejas, por ser una gran compañera de aventuras, una amiga y una confidente, por abrirme al maravilloso mundo de las plantas y enseñarme siempre a no rendirme, de verdad, te agradezco todo infinitamente, gracias por influir tanto en mi vida, y finalmente al M. en C. César Lobato Benítez, que ha demostrado el valor sincero de una amistad, el trabajo duro y por demostrar que siempre existe una salida a cualquier problema, y por brindarme apoyo emocional al escucharme siempre, a todos ustedes, gracias por todo su apoyo, cariño y lecciones de aprendizaje.

A mis compañeros y amigos de laboratorio: Bárbara, Fátima, Alin y Jazmín, compañeras de ingeniería química que me enseñaron más de un mundo nuevo, y por hacer que el trabajo experimental, como escrito fueran lo más divertido, además de acompañarme siempre en mis malos ratos, chicas, las adoro con todo mi corazón, conocerlas fue lo mejor que me pudo pasar, ¡las amo!

A Abraham, Delia, Itzi, Rodrigo y Caty, que, aunque no éramos tan cercanos, se hicieron parte de mi familia de laboratorio, además de hacer tan ameno los días en él, compartieron momentos divertidos, sonrisas, apoyo y ayuda. Chicos, los adoro mucho, tienen un espacio dentro de mi corazoncito, y siempre que lo necesiten, aquí estaré, les deseo por siempre todo lo mejor, que todo lo que se propongan lo logren, ¡mucho éxito!

A Vic, por ser una increíble persona, que me motivó tantas veces con todos sus logros, amigo, estoy super orgulloso de ti. Además del gran apoyo junto a Jesús, con quién puedo confiar y cantar tan cómodamente, gracias por todo personitas. Gracias por ayudarme a plantear mi análisis estadístico, sin ustedes esto no sería posible.

A la M. en I. María Rafaela Lara Gutiérrez, por el apoyo en el laboratorio de Ingeniería Química de la Facultad de Química, UNAM, además de agradecerle por su apoyo como parte de mi jurado y su tiempo.

A la M. en C. Karina Osorio Santos, por el apoyo de las fotografías y la identificación de las microalgas y por estar presente dentro de mi jurado.

A los miembros del jurado, por su interés en mi proyecto y por todos sus comentarios, permitiéndome enriquecer mi trabajo.

A todas aquellas personas que han aparecido en mi camino, permitiéndome crecer como persona y que me ayudaron a llegar de una u otra manera a este momento.

"Cuando tengas una meta, sin importar si es convertirte en doctor o en cantante, la gente encontrará la manera de tratar de desmotivarte... Yo siempre le digo a las personas que: si hay algo que realmente te apasiona, no dejes que nadie te diga que no puedes hacerlo".

-Selena Gómez

Índice

1. Resumen	11
Abstract.....	12
2. Introducción.....	13
2.1. Hipótesis	16
2.2. Objetivo general.....	16
2.3. Objetivos particulares	16
2.4. Justificación	17
3. Marco teórico.....	18
3.1. Problemática de aguas residuales en la industria textil.....	18
3.1.1. Normatividad internacional	18
3.1.2. Normatividad en México	21
3.2. Colorantes	23
3.2.1. Contaminación por colorantes y características	24
3.2.2. Colorante Rojo Congo (RC).....	24
3.3. Tratamientos para la eliminación de colorantes	25
3.3.1. Tratamientos fisicoquímicos.....	25
3.3.2. Tratamiento biológico.....	26
3.4. Cinética de reacción (biosorción)	27
3.5. Isotermas de adsorción.....	28
3.5.1. Isoterma de Langmuir.....	29
3.5.2. Isoterma de Freundlich	29
3.6. Sorción.....	30
3.6.1. Adsorción	30
3.6.2. Absorción	31
3.6.3. Biosorción.....	31
3.6.4. Factores que afectan la biosorción.....	32
3.7. Uso de algas para la remoción de colorantes	34
3.7.1. Características biológicas de <i>Chlorella vulgaris</i> Beijerinck, 1890	34
3.7.2. Características biológicas de <i>Arthrospira maxima</i> Setchell y Gardner, 1917	36
3.7.3. Características biológicas de <i>Desmodesmus</i> (Chodat) An, Friedl & Hegewald, 1999	40
3.8. Pared celular como biomaterial para sorción.....	43
3.9. Cinética de crecimiento biológico	45

4.	Materiales y métodos.....	48
4.1.	Obtención de los organismos algales.....	48
4.2.	Preparación de soluciones de Rojo Congo (RC)	48
4.3.	Condiciones de cultivo.....	50
4.4.	Caracterización de la biomasa	51
4.5.	Experimentos de remoción del colorante Rojo Congo (RC)	52
4.6.	Cinética de crecimiento	54
4.7.	Pruebas estadísticas.....	55
5.	Resultados y discusión	56
5.1.	Obtención de cultivos	56
5.2.	Identificación de microalgas	56
5.3.	Preparación de soluciones.....	65
5.4.	Ensayos de remoción de colorante Rojo Congo (RC)	66
5.5.	Evaluación celular.....	73
5.6.	Proceso de biosorción	76
5.7.	Cinética de crecimiento biológico	78
5.8.	Mecanismo de sorción	82
5.9.	Cinética de reacción (biosorción)	83
5.10.	Isotermas de adsorción.....	88
5.11.	Análisis estadísticos	91
6.	Conclusiones.....	96
7.	Recomendaciones	97
8.	Bibliografía.....	98

1. Resumen

La industria textil representa un sector económico muy importante a nivel mundial; sin embargo, en la actualidad, el aumento en la demanda de productos textiles se considera un grave problema ambiental, debido a las grandes cantidades de agua utilizadas para los procesos productivos. Se ha demostrado que el vertido de aguas residuales contaminadas con varios pigmentos, conlleva un grave problema de contaminación de aguas superficiales y subterráneas. La aplicación de herramientas biotecnológicas abre la posibilidad de restaurar ecosistemas acuáticos a partir el tratamiento de aguas residuales del sector textil. El objetivo de este proyecto de investigación fue evaluar la eficiencia de tres cultivos algales para la remoción del colorante Rojo Congo (RC). Los cultivos de *Chlorella vulgaris* y *Chlorella vulgaris* – *Desmodesmus* sp., se aislaron de un humedal artificial en La Cantera Oriente de la REPSA, UNAM, Ciudad de México para su cultivo, mientras que *Arthrospira maxima* se adquirió en la empresa REINO ECO y se cultivó en condiciones de laboratorio para luego escalarlo en un biorreactor. La biomasa se obtuvo mediante filtración y se realizaron ensayos de remoción de Rojo Congo (RC) a diferentes cantidades de biomasa algal con concentraciones de RC (15 mg/L, 25 mg/L, 30 mg/L y 50 mg/L) a un pH de 9 en condiciones aeróbicas durante 96 hr y para la biomasa seca fue de tres horas. La concentración del RC final se determinó mediante el uso de un espectrofotómetro Genesy y la curva de calibración previamente planteada. El mayor porcentaje de remoción se observó con *C. vulgaris* y el mecanismo de biosorción fue el predominante en la remoción del colorante. Los porcentajes de remoción observados estuvieron en un rango de 85 al 100%. Se concluye que la biomasa viva de *C. vulgaris* es capaz de remover el colorante Rojo Congo (RC), convirtiéndola en una alternativa de material biosorbente.

Abstract

The textile industry represents a very important economic sector worldwide; however, at present, the increasing demand for textile products is considered a serious environmental problem, due to the large quantities of fresh-water for the production processes. It has been shown that the discharge of wastewater contaminated with various pigments leads to a serious problem of surface and groundwater contamination. The application of biotechnological tools opens the possibility of restoring aquatic ecosystems from the treatment of wastewater from the textile sector. The objective of this research project was to evaluate the efficiency of three algal cultures for the removal of Congo Red (CR) dye. The cultures of *Chlorella vulgaris* and *Chlorella vulgaris* - *Desmodesmus* sp. were isolated from an artificial wetland in La Cantera Oriente of the REPSA, UNAM, Mexico City for cultivation, while *Arthrospira maxima* was acquired from REINO ECO and cultivated in laboratory conditions and then scaled up in a bioreactor. The biomass was obtained by filtration and Congo Red (CR) removal tests were performed at different amounts of algal biomass with CR concentrations (15 mg/L, 25 mg/L, 30 mg/L and 50 mg/L) at pH 9 under aerobic conditions for 96 hr and for dry biomass it was three hours. The concentration of the final RC was determined using a Genesy spectrophotometer and the calibration curve previously proposed. The highest percentage of removal was observed in *C. vulgaris* and the biosorption mechanism was predominant in the removal of the dye. The observed removal percentages ranged from 85 to 100%. It is concluded that the live biomass of *C. vulgaris* is capable of removing the dye Congo Red (CR), making it an alternative option biosorbent material.

2. Introducción

La industria textil representa un sector económico muy importante a nivel mundial; en la actualidad, ha ido en incremento la demanda de productos dentro de la industria textil (Hernández-Zamora, 2014). La industria textil requiere grandes volúmenes de agua para realizar sus procesos productivos, es decir, se utilizan de 100 a 200 L de agua para producir un kilogramo de producto textil. Sin embargo, el agua residual resultante está altamente contaminada, por la presencia de colorantes, surfactantes, sales inorgánicas y distintos compuestos químicos, como fenoles, sulfuros, cromo y colorantes sintéticos, siendo estos últimos los más comúnmente empleados en el proceso productivo (Gilpavas *et al.*, 2018; Colindres-Bonilla, 2013).

Las diferentes etapas de elaboración de un producto textil involucran diversas operaciones que generan diversos tipos de contaminantes de estructura química variada. En la mayoría de sus procesos de teñido con colorantes, las aguas son descargadas sin un correcto tratamiento, se estima que hasta un 50% de los colorantes utilizados en la industria textil termina en las aguas debido a su bajo grado de fijación en las telas, las cuales, son descargadas de manera clandestina a cuerpos de agua (Zaruma *et al.*, 2018).

Los colorantes más utilizados en la industria textil son los de la familia azo o colorantes azoicos, donde su estructura química suele estar compuesta por un grupo de átomos responsables del color (cromóforos). Los grupos de cromóforos más comunes son los azo (-N=N-), carbonilo (C=O), metilo (-CH_3), nitro y grupos quinoides (Cortazar-Martínez *et al.*, 2012). Estos compuestos, al igual que la gran mayoría de los colorantes sintéticos, son poco biodegradables, pero se han encontrado diversas condiciones para que puedan ser completamente degradados. La descarga de estos colorantes, de acuerdo con su naturaleza, en los cuerpos de agua ha resultado en un grave problema de contaminación de las aguas superficiales y subterráneas cercanas a las fábricas de textiles (Zaruma *et al.*, 2018).

Los colorantes no son biodegradables y tienden a acumularse en los organismos vivos, causando diversas enfermedades y trastornos, a estos compuestos se les conoce como recalcitrantes, debido a que tiene una estructura muy estable químicamente, y estos se resisten

al ataque de los microorganismos o de cualquier mecanismo de degradación, sea biológico o químico (Zaruma *et al.*, 2018).

De acuerdo con Cazares (2008), los colorantes son sustancias químicas que tienen la propiedad de absorber ciertas longitudes de onda y reflejar otras. Los colorantes se pueden clasificar por su estructura química o bien, por su uso; para la clasificación por uso se basan en sus propiedades, tales como los colorantes azoicos (de coloración fuerte y bajo costo), o bien, los colorantes antraquinónicos (de débil coloración y alto costo). Por otro lado, se utiliza la clasificación química y su nomenclatura antes de la clasificación por su uso, debido a que esta última, surge a partir de las anteriores (Colindres-Bonilla, 2013).

La presencia de colorantes en el agua no solamente son un problema estético, sino que, interfieren en el proceso fotosintético que realizan algunos organismos. No obstante, se ha demostrado que también pueden ser carcinogénicos y mutagénicos, además de que sus subproductos de degradación pueden resultar más tóxicos (Cortazar-Martínez *et al.*, 2012).

Las aguas residuales (AR) contienen múltiples sustancias orgánicas recalcitrantes y no biodegradables, siendo estas una fuente de contaminación con alto impacto ambiental que puede inducir perturbaciones en las comunidades acuáticas; además, no solo son resistentes a la oxidación biológica, sino también a tratamientos químicos convencionales como la hidrólisis ácida o básica, y, aunque los tratamientos con adsorbentes como el carbón activado granular son eficientes para la remoción de contaminantes orgánicos, son costosos, no degradativos y únicamente transfieren el contaminante de una fase acuosa a una sólida, lo que demanda un tratamiento posterior (Losada *et al.*, 2017).

En la actualidad, la biotecnología ofrece posibilidades de restaurar mantos acuíferos con amplias ventajas sobre otras tecnologías, en donde destacan sus ventajas como su bajo costo, su posibilidad de trabajar con grandes volúmenes de efluentes contaminados y la gran eficiencia para remover los contaminantes (Guezguez *et al.*, 2009). La contaminación de ambientes acuáticos es un problema serio, particularmente en los países en vías de desarrollo, debido a la descarga de las aguas residuales industriales, donde se han registrado efectos estéticos y ecológicos negativos en los ecosistemas acuáticos que las recibe. La toxicidad en los organismos incluye efectos letales y subletales a corto plazo, así como cambios en el crecimiento, el desarrollo, la reproducción y el comportamiento en función a la

concentración, la composición, las propiedades del químico al cual un organismo es expuesto y la duración de la exposición (Cardona-Gallo *et al.*, 2018).

Considerando todo lo anterior, es evidente que este sector industrial requiere la aplicación de sistemas de tratamiento de aguas residuales más eficientes, novedosos y de bajo costo que permitan reutilizar sus efluentes. Como alternativas, se han propuesto sistemas biológicos, los cuales han resultado viables para el tratamiento de aguas residuales en el sector textil, por lo que en este proyecto se propone el uso de un sistema biológico con el uso de microalgas para la remoción del colorante Rojo Congo (RC), como *Chlorella vulgaris*, *Arthrospira maxima* y un cultivo mixto de *Chlorella vulgaris-Desmodesmus* sp.

2.1. Hipótesis

H0: Si la biomasa algal cuenta con las condiciones microambientales adecuadas, entonces habrá remoción del colorante Rojo Congo (RC).

HA: Si la biomasa algal no cuenta con las condiciones microambientales adecuadas, entonces no habrá remoción del colorante Rojo Congo (RC).

2.2. Objetivo general

Evaluar la capacidad de remoción del colorante Rojo Congo (RC) mediante el uso de dos cultivos unialgales y uno mixto a nivel laboratorio.

2.3. Objetivos particulares

- Obtener los cultivos algales de *Chlorella vulgaris*, *Arthrospira maxima* y *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp. a partir de aislamientos.
- Establecer las condiciones microambientales óptimas de crecimiento para los cultivos algales a escala de laboratorio.
- Establecer las condiciones adecuadas de remoción de Rojo Congo (RC) en cultivos algales para un mayor porcentaje de remoción a partir de una disolución sintética.
- Evaluar el efecto que tiene el colorante Rojo Congo (RC) sobre la tasa de crecimiento y la morfología de la célula algal.
- Comparar la eficiencia de remoción del colorante para cada cultivo algal.

2.4. Justificación

En la actualidad, el fast-fashion se ha convertido oficialmente en un punto crítico de calidad ambiental, debido a que es una industria responsable del 20% de las aguas residuales globales y diez por ciento de las emisiones totales de carbono. Solo en la Ciudad de México se han reportado que se desechan tres mil 700 millones de toneladas de residuos textiles al año, sobre todo ropa de cama e interior, así como cortinas, y de estas mismas sólo se recicla un uno por ciento.

Ante la creciente preocupación ambiental, diversas industrias centradas en países como India, China, Tailandia, Indonesia, etc., siguen sin estar interesadas en la salud ambiental y siguen utilizando colorantes, como el Rojo Congo (RC), entre otros, para teñir prendas de color escarlata. La mayoría de las empresas de origen asiático que han tenido éxito dentro del mercado textil, cada vez invaden más la internet, lo que hace más fácil el acceso a la adquisición de estas prendas.

El pasado 14 de junio del presente año (2023), se informó que una de las empresas más grandes dentro del mercado internacional textil dará un paso más grande dentro del territorio mexicano, abriendo sus fábricas dentro del mismo, dejando cuestiones sobre las consecuencias ambientales que estas traerá.

Sin embargo, aunque México cuenta con leyes, como las Normas Oficiales Mexicanas (NOM'S), estas no cubren los vertidos industriales de origen textil, como son las aguas residuales con la presencia de Rojo Congo (RC), entre otros colorantes relevantes.

Es por esto que este trabajo podrá ser una alternativa al uso de las tecnologías químicas o físicas, en donde se generan residuos, y estos mismos requieren un tratamiento, lo que hace que aumente su costo económico. Los tratamientos biológicos se han visualizado como una opción económicamente viable, de fácil disponibilidad, gran superficie de área relativamente alta (como por ejemplo la pared celular), y alta afinidad por varios contaminantes.

En consecuencia, se ha planteado utilizar un sistema biológico con microalgas, tales como *Chlorella vulgaris*, *Arthrospira maxima* y *Chlorella vulgaris* – *Desmodesmus* sp. como materiales biosorbentes para comparar la capacidad de remoción y/o eliminación del colorante textil, Rojo Congo (RC).

3. Marco teórico

3.1. Problemática de aguas residuales en la industria textil

Los problemas ambientales provocados por la industria textil han recibido mayor atención en las últimas décadas debido a que genera aguas contaminadas, las cuales tienen diversos impactos negativos en términos del carbono orgánico total (COT), la demanda bioquímica de oxígeno (DBO), la demanda química de oxígeno (DQO), sólidos en suspensión, salinidad, color, cambios de pH (5-12) y la persistencia de compuestos orgánicos, tales como los colorantes azoicos (Vacca-Jimeno *et al.*, 2017).

Las aguas residuales provenientes de la industria textil son difíciles de tratar, debido a la alta variabilidad de la composición y la concentración del colorante; se estima que aproximadamente el dos por ciento de los colorantes producidos se vierten directamente en efluentes acuosos, y el diez por ciento se pierde, posteriormente, durante el proceso de coloración. Uno de los principales factores responsables de la liberación de colorantes solubles e insolubles en las aguas residuales es la absorción inadecuada del colorante, así como el grado de fijación en el sustrato, por lo que se han establecido normas y leyes que regulan la cantidad de descargas (Kamaljit & Sucharita, 2011).

La principal preocupación de los efectos adversos de los colorantes azoicos en un ambiente acuático incluyen su acción inhibitoria al desarrollo y crecimiento de los organismos en sistemas acuáticos; estos compuestos aromáticos complejos con diversidad estructural se han mejorado para proporcionar un alto grado de estabilidad química, estabilidad biológica, fotocatalítica y resistencia al paso del tiempo, así como a la exposición a la luz solar, a los microorganismos, y resistencia al agua y al jabón, de manera que sean cada vez más resistentes a la degradación (Vacca-Jimeno *et al.*, 2017).

3.1.1. Normatividad internacional

De acuerdo con la EPA [por sus siglas en inglés “Environmental Protection Agency”], 2022, los efluentes residuales provenientes de fuentes industriales y comerciales pueden contener contaminantes a niveles que podrían afectar la calidad de las aguas receptoras. El Sistema Nacional de Eliminación de Descargas de Contaminantes [NPDES por sus siglas en inglés “National Pollutant Discharge Elimination System”] es un programa encargado de establecer los límites de descarga para fuentes industriales y comerciales con limitaciones específicas

basadas en el tipo de instalación/actividad que genera la descarga. En el caso de la industria textil, los parámetros de contaminantes en las aguas residuales se caracterizan antes y después del tratamiento, coincidiendo los finales con los siguientes valores: (1) Pocos contaminantes orgánicos (menos de 100 ppb); y (2) Los parámetros metálicos detectados consistentemente en niveles bajos incluyen: cobre, cromo y zinc.

Si bien, en las operaciones textiles, se utilizan tintes metalizados, estos son capaces de ligarse a componente orgánicos para formar complejos metálicos solubles en agua. No obstante, su solubilidad limita la eliminación de dichos complejos metálicos durante la aplicación de un tratamiento biológico. La formación de complejos también suprime la toxicidad inmediata y posterior (biodisponibilidad) de las especies metálicas en las aguas residuales tratadas.

Los límites establecidos de efluentes para descargas a aguas superficiales para controlar los contaminantes convencionales son: demanda bioquímica de oxígeno (DBO), sólidos suspendidos totales (SST) y pH; para el caso de los contaminantes no convencionales se abarcan: demanda química de oxígeno (DQO), sulfuro, fenoles totales, y el contaminante prioritario cromo total. Las limitaciones de masa se basan en la producción y se miden en libras de contaminante por 1000 libras de producto (lb/1000 lb) o, alternativamente, kilogramos de contaminante por 1000 kilogramos de producto (kg/1000 kg).

Las limitaciones son aplicables a los productos textiles, definidos como el material final producido o procesado en una fábrica textil, mientras que los productos aplicables se definen de manera diferente en las subcategorías de lavado de lana y acabado de lana. En el descrudado de lana, las limitaciones se basan en la lana cruda seca tal como la recibe la fábrica de descrudado de lana; en el caso del acabado de lana, las limitaciones se basan en la masa de lana seca y otras fibras recibidas en la planta para su procesamiento en lana y fibras mezcladas. Las fábricas integradas terminan sus propios productos textiles, mientras que otras pueden contratar (a cambio de una comisión) el acabado de productos textiles propiedad de otros. Para las fábricas textiles que califican como terminadoras a comisión, la regulación permite un aumento del 100 por ciento (%) en las limitaciones categóricas de efluentes. Para calificar la producción como "acabado por encargo":

1. El molino debe ser independiente (no más del 49 % de propiedad de otras empresas con operaciones integradas o en bruto);

2. La fábrica es propietaria de menos del 50% de los productos textiles que se terminan a comisión;
3. Al menos el 20% de los productos textiles encargados deben terminarse mediante operaciones por lotes (no continuas); y
4. Al menos el 50% de la producción comisionada debe estar en lotes de 5000 yardas o menos. (EPA, 1996).

De acuerdo con el Decreto 1076 de 2015 del gobierno de Colombia, las aguas residuales provenientes de la industria textil contienen altas cargas contaminantes. Durante el proceso de desengomado se generan efluentes con concentraciones significativas de materia orgánica y sólidos; las aguas residuales procedentes del blanqueo presentan características alcalinas y contienen halógenos orgánicos absorbibles, especialmente triclorometano (Cárdenas-Bocanegra, 2019).

El mercerizado produce más aguas residuales alcalinas debido al uso de sosa cáustica en el proceso; las aguas resultantes del teñido contienen pigmentos de color, halógenos, metales (cobre, cromo, zinc, cobalto, níquel), aminas y otras sustancias químicas (álcalis, sales, agentes reductores), además, tienen concentraciones altas de DBO, DQO y sales; el estampado puede generar aguas residuales con niveles significativos de compuestos orgánicos volátiles y de apariencia oleosa; finalmente, las aguas procedentes de los procesos de acabado final suelen contener sustancias tóxicas utilizadas como biocidas (Cárdenas-Bocanegra, 2019).

En Tabla 1 se muestran las concentraciones promedio de distintos parámetros que dan cuenta de las características de las aguas residuales generadas por distintos procesos de la industria textil, además de comparar con el límite máximo permisible para vertimientos de esta industria a cuerpos de agua superficiales según la Resolución 631 de 2015 del Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible (MADS) (Cárdenas-Bocanegra, 2019).

Tabla 1. Parámetros promedio de las aguas residuales de la industria textil.

Procesos	DBO (mg/L)	DQO (mg/L)	SST (mg/L)	Aceites y grasas (mg/L)	Fenoles (mg/L)	Cromo (mg/L)	Sulfuros (mg/L)	Color (APHA)
Descrude de lana	2,270	7,030	3,310	580	N.D.	N.D.	N.D.	N.D.
Acabado de lana	170	590	60	N.D.	N.D.	N.D.	N.D.	N.D.
Procesos poco intensivos en agua (hilado, tejido, engomado, punzonado)	293	692	185	N.D.	N.D.	N.D.	N.D.	N.D.
Teñido	170	1,908	499	N.D.	N.D.	N.D.	N.D.	N.D.
Acabado de tejidos planos								
Simple	210	870	55	85	110	80	22	400
Complejo	270	790	60	50	100	80	150	750
Acabado de calcetines	320	1,370	80	100	60	80	560	490
Acabado de alfombras	180	1,190	65	20	130	30	180	490
Acabado de hilos	180	680	40	20	170	100	200	570
Límite admisible (Resolución 631 de 2015)	200	400	50	20	200	500	1,000	N.D.

*N.D. Datos no disponibles

Tomado de: U.S. EPA, 1996, Savin & Butnaru, 2008 y Resolución 631 de 2015 en
Cárdenas-Bocanegra, 2019.

3.1.2. Normatividad en México

El 6 de enero de 1997, se publicó la modificación de la 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", centrándose en el volumen y la concentración de las descargas de contaminantes en los cuerpos receptores y el efecto que estos pueden tener sobre la salud humana y sobre los sistemas acuáticos, sin embargo, esta norma no considera límites permisibles para la descarga de aguas residuales con origen textil, ya que solo abarca límites en cuanto a la presencia de coliformes fecales, grasas/aceites, valores de DBO y SST. Para el caso de colorantes o la expresión color, se debe de considerar el concepto de "color verdadero" (SEGOB, 2022).

El concepto de "color verdadero", engloba no sólo el color debido a sustancias disueltas, sino también a las partículas en suspensión y se determina en la muestra original sin filtrar o centrifugar y que más de diez mil diferentes tipos de pigmentos y colorantes sintéticos son usados en industrias como la textil, papelera, cosmética y farmacéutica, entre otras, y que muchas actividades industriales liberan al ambiente grandes cantidades de aguas residuales contaminadas con colorantes. La principal fuente emisora de colorantes es la industria textil (SEGOB, 2022).

La concentración de parámetros básicos, de contaminantes de "color verdadero", para las descargas de aguas residuales a cuerpos receptores, no debe exceder el valor indicado como límite permisible de acuerdo con el tipo de cuerpo receptor como indica la Tabla 2.

Tabla 2. Límites permisibles a considerar para contaminantes de "color verdadero"

Color verdadero	Longitud de onda	Coefficiente de absorción espectral máximo
-	436 nm	7,0 m ⁻¹
-	525 nm	5,0 m ⁻¹
-	620 nm	3,0 m ⁻¹

Tomada de: SEGOB, 2022.

Debido a que las descargas de aguas residuales en las redes colectoras, ríos, cuencas, cauces, vasos, aguas marinas y demás depósitos o corrientes de agua, así como los derrames de aguas residuales en los suelos o su infiltración en los terrenos, provenientes de las industrias de pigmentos y colorantes, provocan efectos adversos en los ecosistemas, es necesario fijar los límites máximos permisibles de contaminantes que deberán tener dichas descargas. La Ley Federal sobre Metrología y Normalización en colaboración con el C. presidente del Comité

Consultivo Nacional de Normalización para la Protección Ambiental publicaron el proyecto de Norma Oficial Mexicana NOM-PA-CCA-014/93, que establece los límites máximos permisibles de contaminantes en las descargas de aguas residuales a cuerpos receptores provenientes de la industria textil.

Las fuentes de las aguas residuales a que se refiere esta norma deben cumplir con las especificaciones que se indican en la Tabla 3.

Tabla 3. Parámetros a cumplir para la descarga de aguas residuales.

Parámetros	Límites máximos permisibles	
	Promedio diario	Instantáneo
pH (unidades de pH)	6-9	6-9
Demanda bioquímica de oxígeno (mg/l)	100	120
Sólidos sedimentables (ml/l)	1.0	1.2
Sólidos suspendidos totales (mg/l)	50	60
Cromo (mg/L)	1.0	1.2
Cobre (mg/L)	1.0	1.2

Tomado de: SEGOB, 1993

3.2. Colorantes

Los colorantes son compuestos químicos que no se encuentran de forma natural en el ambiente y poseen una gran complejidad, por lo que el tratamiento de aguas residuales, tienen un bajo porcentaje de remoción cuando estos se tratan a través de tratamientos convencionales. El sector más problemático es el textil, debido a que representa un riesgo ambiental importante por la gran cantidad de aguas residuales que produce, principalmente a los contaminantes presentes con mayor porcentaje de sustancias orgánicas disueltas y otras sustancias tóxicas o sustancias no biodegradables. A nivel mundial, el vertido de estas aguas residuales por parte de la industria textil se ha convertido en un problema ecológico y toxicológico (Hernández-Zamora, 2014).

3.2.1. Contaminación por colorantes y características

Aproximadamente un 10 al 15% de los tintes son liberados al medio ambiente durante la tinción de diversos objetos, incluso en concentraciones bajas, los colorantes azoicos tienen efectos estéticos negativos, además se ha demostrado que ciertos colorantes azoicos y subproductos de la biotransformación, resultan ser tóxicos y en algunos casos, estos compuestos son cancerígenos y mutagénicos. Sin embargo, los químicos textiles no tienen tanto peso en la investigación sobre su toxicidad, siendo fuentes muy importantes de descargas tóxicas. Por lo general, las industrias textiles emplean algodón y fibras sintéticas e incluyen operaciones integradas de impresión y tinte, aplicando una amplia variedad de tintes orgánicos y etapas completas de procesos de tejido (Bae *et al.*, 2006).

3.2.2. Colorante Rojo Congo (RC)

El rojo Congo es un colorante de tipo diazónico con fórmula $C_{32}H_{22}N_6Na_2O_6S_2$ y de nombre 3,3'-([1,1'-bifenil]-4,4'-diyl) bis(4-aminonaftalen-1-sulfonato) de sodio con una masa molar de 696,68 g/mol (Figura 1). Es una sal sódica del ácido 3,3'-([1,1'-bifenil]-4,4'-diyl) bis(4-aminonaftalen-1-sulfónico). Es soluble en agua, es un sólido inodoro con un aspecto de polvo rojo-marrón. Presenta propiedades importantes espectrofotométricas en la zona UV-visible con un intenso pico alrededor de los 498 nm en disolución acuosa con un coeficiente de extinción molar cerca de los 45 000 L/(mol•cm) (Merk, 2011).

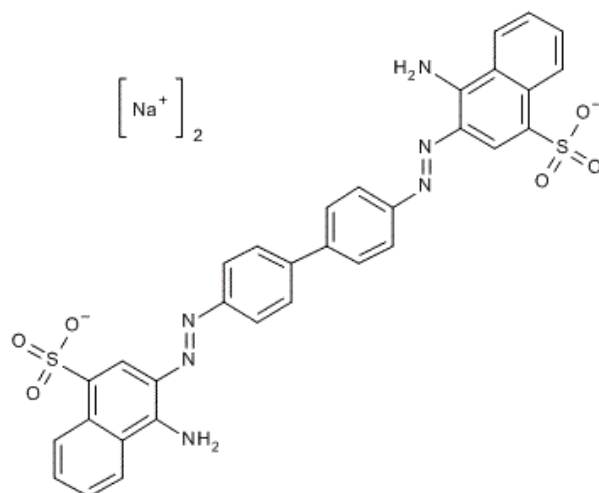


Figura 1. Estructura química del colorante Rojo Congo. Tomada de: Merk, 2011.

3.3. Tratamientos para la eliminación de colorantes

3.3.1. Tratamientos fisicoquímicos

En la actualidad, entre los procesos de tratamiento para la remoción de colorantes y pigmentos presentes en aguas residuales, destacan los sistemas de oxidación y mineralización avanzada, pertenecientes a la categoría de procesos químicos. Algunos de ellos son: la reacción de fenton (óptima para la decoloración de efluentes con presencia de colorantes y pigmentos), la ozonación (aplicada en estado gaseoso, la cual no incrementa el volumen de tratamiento) y la electrocoagulación, entre otras (Barrios-Ziolo *et al.*, 2015).

Otro grupo de tecnologías apropiadas para la remoción de color, en particular de pigmentos, son los procesos físicos, de entre ellos, los sistemas de filtración y los procesos de adsorción mediante el uso de materiales como carbón activado, residuos agroindustriales (viruta, aserrín, bagazo de caña, cascarilla de arroz, entre otros), los cuales pueden ser selectivos y óptimos para un grupo particular de colorantes (Barrios-Ziolo *et al.*, 2015). No obstante, también se ha optado por utilizar métodos de tratamiento biológico, los cuales, a menudo se han visualizado como una opción económicamente viable (Kamaljit & Sucharita, 2011). En la Tabla 4 se mencionan algunos métodos empleados dentro del tratamiento de aguas residuales:

Tabla 4. Ejemplificación de algunos métodos fisicoquímicos empleados para la remoción de colorantes

Método fisicoquímico	Descripción del método	Ventajas	Desventajas
Fotoquímicos	Reacciones de oxidación utilizando H ₂ O ₂ y UV	Altas velocidades de reacción	Costo elevado del método
Ozonación	Reacción de oxidación utilizando ozono gas	Aplicación en el estado gaseoso: no hay alteración de volumen	Vida media corta Subproductos de la oxidación
Carbón activado	Remoción del colorante por adsorción	Excelente eliminación para gran cantidad de colorantes	Costo elevado, produce efluentes adicionales
Floculación	Reunir los coloides desestabilizados y compactar los flóculos para disminuir su grado de hidratación	Eliminación con alta efectividad	Solo aplicable a colorantes
Coagulación	Desestabilización de las partículas por la adición de un reactivo químico	Reactivos relativamente económicos (excepto los agentes poliméricos)	Generación de lodos y su disposición

(Tomada de: Barrios-Ziolo *et al.*, 2015; Martínez-Tristán, 2012; Dos Santos *et al.*, 2007).

3.3.2. Tratamiento biológico

En los últimos años, ha aumentado la tendencia a utilizar tratamientos biológicos por sus bajos costos de capital y de operación, viabilidad para el tratamiento del efluente, en comparación con los tratamientos químicos (Quintero & Cardona, 2011). Los tratamientos biológicos están limitados cuando los afluentes a tratar contengan moléculas xenobióticas, inhibitorias, o tóxicas para el cultivo biológico. Los tratamientos biológicos de aguas residuales se basan en el empleo de microorganismos, fundamentalmente bacterias, microalgas, hongos y protozoarios para el tratamiento de estas (Arnáiz *et al.*, 2000).

La presencia de contaminantes en el agua funge, en algunos casos, como el sustrato o alimento para la comunidad de microorganismos, la cual permanece en reactores biológicos,

los cuales, deben conservarse en condiciones ambientales para permitir el desarrollo óptimo de la biocenosis. Según sea el tipo de compuesto a eliminar, podemos distinguir tratamientos biológicos que eliminan compuestos carbonados, compuestos nitrogenados o fósforo, entre otros (Arnáiz *et al.*, 2000). La aplicación de los conocidos biosorbentes, ha demostrado una mayor capacidad que estas técnicas clásicas, e incluso ha demostrado que las algas son excelentes biosorbentes potencialmente adecuados debido a su disponibilidad barata, área de superficie relativamente alta y alta afinidad por varios contaminantes (Tien, 2002).

3.4. Cinética de reacción (biosorción)

Con el fin de establecer un modelo cinético que represente de manera más adecuada el proceso de biosorción, a partir de los datos experimentales debemos comprender dos factores importantes: el equilibrio y la cinética. Por otra parte, la adsorción y la desorción son procesos que dependen del tiempo, es por eso, que es necesario conocer la tasa de adsorción para el diseño y evaluación del adsorbente. El crecimiento de la cinética de adsorción es de interés para muchos aspectos de la química de superficies (Azizian, 2004). El diseño, estudio, análisis, operación y control cinético del proceso de biosorción es ampliamente utilizado para la determinación del modelo cinético a fin de explicar el mecanismo de eliminación de contaminantes en el medio ambiente. Los modelos cinéticos comúnmente utilizados para entender el comportamiento del adsorbente son de pseudo-primer orden y pseudo-segundo orden (Martínez-Tristán, 2012).

Para analizar la cinética del proceso de sorción se aplican varios modelos, como lo sugiere Lagergren (1898) en la ecuación de pseudo-primer orden para la sorción de solutos de una solución líquida:

$$\frac{dq}{dt} = k_1 (q_e - q_t) \quad (1)$$

La ecuación presentada en el número uno, es integrada para los límites de 0 a t, obteniéndose la siguiente ecuación:

$$\log(q_e - q_t) = \log q_e - \frac{k_1}{2.303} t \quad (2)$$

Donde:

k_1 = Constante de velocidad de pseudo primer orden (1/min)

q_e = Capacidad de adsorción en el equilibrio (mg/g)

q_t = Capacidad de adsorción a cualquier tiempo (mg/g)

En la ecuación (3) se presenta el modelo cinético de pseudo segundo orden propuesto por Blanchard *et al.* (1984):

$$\frac{dq}{dt} = k_1 (q_e - q_t)^2 \quad (3)$$

Separando los diferenciales de la ecuación anterior se obtiene la ecuación (4):

$$\frac{dq}{(q_e - q_t)^2} = k_2 dt \quad (4)$$

Integrando la ecuación 4 para los límites de $q = 0$, a $q = q_e$ y $t=0$ a $t = t$ se obtiene la ecuación 5:

$$\frac{t}{q_t} = \frac{1}{k_2 q_e^2} + \frac{1}{q_e} t \quad (5)$$

donde:

k_2 = Constante de velocidad de pseudo segundo orden (g/mg*min)

q_e = Cantidad de colorante adsorbida en el equilibrio (mg/g)

q_t = Cantidad de colorante adsorbida a cualquier tiempo (mg/g)

3.5. Isotermas de adsorción

Las ecuaciones de isoterma de equilibrio se utilizan para describir el proceso de adsorción experimental. Los parámetros de la ecuación y las suposiciones termodinámicas subyacentes de estos modelos de equilibrio a menudo brindan información sobre el mecanismo de adsorción, así como sobre las propiedades y afinidades de la superficie de adsorción. Las ecuaciones de las isotermas más comunes que describen los sistemas de adsorción sólido-líquido son Langmuir y Freundlich (Ho *et al.*, 2005).

3.5.1. Isoterma de Langmuir

La isoterma de adsorción de Langmuir se ha utilizado de manera amplia en sistemas de tipo sólido-líquido, sólido-vapor, sólido-gas, líquido-vapor y líquido-líquido. El proceso de adsorción se produce sobre una superficie de un material sólido, la isoterma de adsorción se construye a partir del balance del material entre la fase fluida y el sólido en contacto; es decir, cuando el proceso de adsorción alcanza un estado de equilibrio (Sandoval-Ibarra *et al.*, 2015).

La isoterma de Langmuir es un modelo teórico válido para la adsorción en una superficie en monocapa de manera completamente homogénea con un número finito de sitios idénticos y específicos de adsorción y con una interacción despreciable entre las moléculas, este mismo se representa por la ecuación (6) (Figuerola *et al.*, 2015):

$$q_e = \frac{q_{max}K_L C_e}{1+K_L C_e} \quad (6)$$

En donde:

q_e = Capacidad de adsorción en el equilibrio (mg/g)

q_{max} = Capacidad máxima de adsorción (mg/g)

K_L = Afinidad que presenta la biomasa por el contaminante o fuerza de unión biomasa - contaminante (L/mg)

C_e = Concentración en el equilibrio (mg/L)

Este modelo matemático es utilizado en su forma lineal, representado en la ecuación (7):

$$\frac{C_e}{q_e} = \frac{1}{q_{max}K_L} + \frac{C_e}{q_{max}} \quad (7)$$

3.5.2. Isoterma de Freundlich

La isoterma de Freundlich es un modelo teórico-empírico que se encarga de representar el proceso de adsorción no ideal de formación de multicapas en la superficie, considerando que los sitios en donde se adsorbe el adsorbato son ocupados primero por enlaces fuertes y que la fuerza producida del enlace decrece al incrementar la ocupación de sitios de adsorción

(Herrejón-Figueroa *et al.*, 2008). El modelo matemático se puede representar con la ecuación (8) en su forma lineal:

$$\ln q_e = \ln K_F + b_F \ln C_e \quad (8)$$

$$b_F = \frac{1}{n} \quad (9)$$

En donde:

q_e = Capacidad de adsorción en el equilibrio (mg/g)

C_e = Concentración en el equilibrio (mg/L)

K_F = Capacidad de adsorción en la fase de la solución (L/g)

n = Medición de la magnitud acumulativa y de la energía asociada con una reacción de adsorción particular

3.6. Sorción

3.6.1. Adsorción

La adsorción es un proceso reversible el cual se da por transferencia de moléculas (adsorbato) de una fase líquida o gaseosa a una sólida (adsorbente), habitualmente es un material poroso. Los materiales comúnmente más empleados como adsorbentes son materiales sólidos con una gran área superficial y por su gran porosidad, además, pueden ser de origen sintético u origen natural (Mora-Garza, 2010).

Los mecanismos de sorción dependen de la interacción sorbato-sorbente y de las condiciones del sistema (Ho *et al.*, 2000). Seleccionar un buen sorbente depende de su alta capacidad de adsorción, del tamaño de partícula para una mejor resistencia mecánica, un fácil manejo, bajo costo de la materia prima, así como el proceso de fabricación y de fácil regeneración.

Los materiales más utilizados como adsorbentes son el gel de sílice, la alúmina, el carbón activado y determinadas resinas sintéticas. Estas últimas son particularmente interesantes para la eliminación de compuestos polares, además son fácilmente regenerables, lo que las hace competitivas frente al carbón activado en muchos casos; sin embargo, el adsorbente más

ampliamente utilizado para el tratamiento de aguas residuales es el carbón activo (Mora-Garza, 2010).

3.6.2. Absorción

Basado con lo que menciona la Rae, (2005), el término absorber hace referencia a atraer y retener en el interior algo del exterior. Se ha demostrado que las microalgas son un candidato para la eliminación de moléculas del colorante, debido a su abundante presencia en la mayor cantidad de hábitats y debido a su gran superficie. Esto se debe a la pared celular de las algas, que posee diferentes tipos de grupos funcionales, los cuales juegan un papel importante en la absorción de las moléculas de colorante. No obstante, aunque los organismos son eficientes en la sorción de moléculas de tinte, su capacidad de absorción a veces se ve afectada por su toxicidad (Sarwa & Verma, 2013).

En el caso de las microalgas que crecen en el sitio contaminado poseen algunos mecanismos de defensa inherentes de tolerancia a la concentración excesiva de metales y colorantes, antes de integrar estos al interior de la célula (Sarwa & Verma, 2013). Además de incluir la capacidad de biosorción de la biomasa, existen factores que afectan significativamente el sistema de remoción, entre ellas se encuentran las características de la biomasa, pH, temperatura, la dosis de biomasa, la concentración inicial de colorante y el tiempo de contacto (Martínez-Tristán, 2012).

3.6.3. Biosorción

El término biosorción, es complejo de definir, debido a que es un proceso resultante de varios mecanismos dependiendo de la sustancia. El prefijo “bio” implica la presencia de una entidad biológica. La sorción es un término empleado para ambos conceptos adsorción y absorción, los cuales usualmente son confundidos. La absorción es la incorporación de una sustancia en un estado, dado, dentro de otra, que se encuentra en un diferente estado, mientras que la adsorción es la adherencia física o enlazamiento de iones y moléculas sobre la superficie de otra molécula. Mientras que la biosorción puede ser definida como la eliminación de sustancias a partir de materiales biológicos, estas sustancias, pueden ser inorgánicas y orgánicas, así como solubles e insolubles (Cuizano *et al.*, 2009).

En el proceso de la biosorción, incluye mecanismos de absorción, adsorción, intercambio iónico, acomplejamiento de superficie y precipitación. Es una propiedad de biomasa viviente

y muerta (así como de productos derivados y secretados por estos organismos). Los procesos metabólicos en organismos vivos pueden afectar los mecanismos fisicoquímicos de biosorción, así como la bio-disponibilidad del contaminante, especiación química y acumulación o transformación por propiedades dependientes del metabolismo (Cuizano *et al.*, 2009).

La acumulación en las algas implica dos procesos: una adsorción inicial rápida (pasiva) seguida de una absorción mucho más lenta (activa). Durante la captación pasiva, los iones se adsorben en la superficie de la célula en un tiempo relativamente corto (pocos segundos o minutos) y el proceso es independiente del metabolismo. La captación activa depende del metabolismo y permite el transporte a través de la membrana celular hacia el citoplasma (Mehta & Gaur, 2005) (Figura 2).

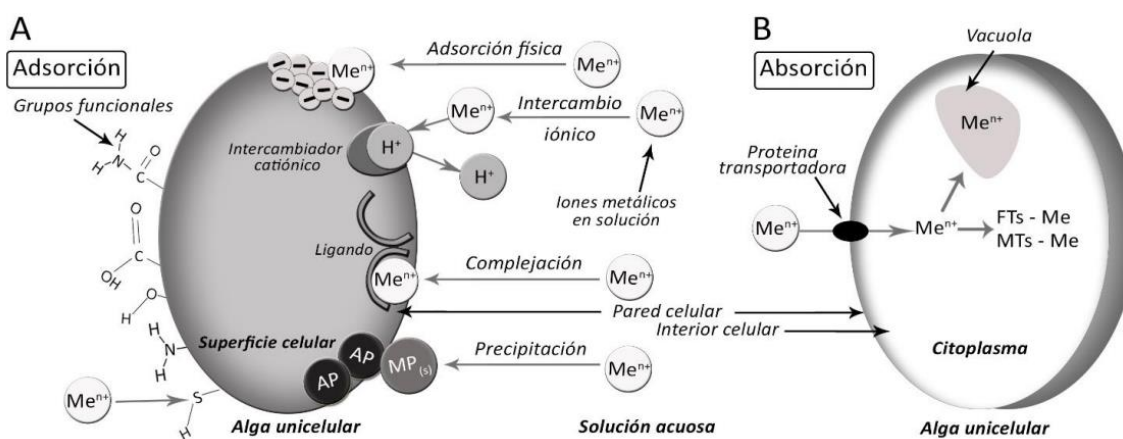


Figura 2. Procesos de biosorción de metales en solución en algas unicelulares. A) Mecanismos involucrados en la adsorción de iones metálicos: adsorción física, intercambio iónico, complejación y precipitación. **B)** Mecanismos de absorción de cationes metálicos. Mecanismos de adsorción extracelular por unión a grupos funcionales de la pared celular. (Tomada de: Gómez-Jousse, 2020).

3.6.4. Factores que afectan la biosorción

3.6.4.1. pH

El pH influye sobre los grupos funcionales de la pared celular, que son sitios reactivos de unión; además afecta la estructura química del colorante, facilitando o dificultando su remoción (Aksu & Tezer, 2005). El pH inicial de la disolución es una de las variables importantes en el proceso de adsorción porque afecta su extensión sobre la superficie del

sorbato, debido a que influye en el grado de ionización de los compuestos (Castellar *et al.*, 2013). A un pH más elevado (8.0), se ha documentado que la pared celular (superficie) de las algas se carga negativamente, lo que interacciona mejor con los cationes de tinte permitiendo una mayor fuerza de atracción electrostática (Aravindhhan *et al.*, 2007). Por otro lado, Martínez- Tristán (2012) y Marín *et al.* (2018), discutieron que a mayor el valor el pH, este hace que los sitios protonados disminuyan, bajando la eficiencia de remoción por adsorción. Sin embargo, el proceso se puede operar bajo una amplia gama de condiciones de pH (Vijayaraghavan *et al.*, 2008).

3.6.4.2. Exposición a la luz

La luz es un factor importante, ya que esta variable puede generar síntesis y descomposición de los colorantes, debido a que son susceptibles a la luz, por lo consiguiente, pueden llegar a perder o cambiar de color. Este es un fenómeno que se observa en menor grado, sin embargo, es perceptible a la vista humana. La fotodegradación es la disminución gradual de la intensidad de color sobre una superficie pintada por efecto de la luz. Esta puede ser causada por la luz solar, luz ultravioleta, luz fluorescente y la luz infrarroja (Ordoñez, 2006).

3.6.4.3. Tiempo de contacto

En la biosorción, el tiempo de contacto para colorantes es dependiente de diferentes factores: tipo y dosis de biomasa, de la naturaleza del colorante, el pH y la temperatura (Martínez-Tristán, 2012). Gracias a la determinación de este parámetro es posible establecer un tiempo de contacto óptimo; este parámetro es determinado por cada autor de manera experimental, siguiendo los pasos o metodologías similares de otros autores, de las cuales estos pueden partir. Por otro lado, la capacidad de biosorción y la tasa de eficiencia se modifica, debido a que existe una disponibilidad de superficie para la retención, sin embargo, esta decae cuando se alcanza el equilibrio (Melgarejo-Martínez, 2021).

3.6.4.4. Cantidad de Biomasa

La cantidad del biosorbente (concentración de biomasa) es un factor que influye en la capacidad de remoción del colorante, debido a que existen relaciones directas entre la concentración de biomasa y la biosorción, es decir, que el número de sitios de biosorción aumenta con una mayor dosis de concentración de biomasa que conduce a una eficiente remoción de colorantes. Por lo tanto, implica un incremento en la tasa de transferencia de

soluto sobre la superficie del adsorbente, lo que significa que la cantidad de soluto adsorbido sobre la unidad de peso del adsorbente se divide al aumentar la dosis de biosorbente (Ayele *et al.*, 2021).

Aunque autores como Martínez-Tristán (2012) y Vijayaraghavan *et al.* (2008), explicaron que trabajar con cantidades o dosis pequeñas de biomasa, disminuye la eficiencia de la biosorción, se puede aumentar la capacidad de biosorción, principalmente por otros factores como lo comentan autores y colaboradores en Daneshvar *et al.* (2007) y Farah *et al.* (2007), principalmente por la modificación la temperatura y el pH.

3.7. Uso de algas para la remoción de colorantes

3.7.1. Características biológicas de *Chlorella vulgaris* Beijerinck, 1890

El género *Chlorella* Beijerinck, 1890 se caracteriza por su forma elíptica o esférica, posee un ciclo de vida simple; la reproducción de estos organismos eucariontes es por vía asexual. La división celular ocurre durante la noche y el aumento en el volumen celular durante el día, dependiendo de factores físicos como la luz, temperatura, además, posee la capacidad de crecer en presencia y ausencia de luz (Amavizca-Valdez, 2014).



Figura 3. Taxonomía de *C. vulgaris*. Tomada de: Algaebase, 2015. Disponible en:

<https://www.algaebase.org/>

Descripción morfológica de *Chlorella vulgaris* Beijerinck, 1890: *Chlorella vulagris* se agrupa dentro de la división Chlorophyta Reichenbach, 1830 (Figura 3). La célula es de forma esférica, su tamaño varía entre los dos a diez μm de diámetro, no posee flagelo. *Chlorella* presenta pigmentos verdes fotosintetizadores (clorofila a y b); a través de la

fotosíntesis se multiplica rápidamente, y sólo requiere dióxido de carbono, agua, luz solar y pequeñas cantidades de minerales (Tantte-Valderrama, 2018).

Chorella vulgaris tiene una pared celular unilaminar que carece de esporopolenina, que es un carotenoide polimerizado extremadamente resistente que se encuentra en la pared celular de *Haematococcus pluvialis* Flotow, 1844 y *Chlorella fusca* Shihira & Krauss 1965. Tiene un sólo cloroplasto y una membrana de doble envoltura compuesta de fosfolípidos. Los gránulos de almidón, compuestos de amilasa y amilopectina, pueden formarse dentro del cloroplasto, especialmente en condiciones de crecimiento desfavorable. El pirenoide contiene altos niveles de ribulosa-1,5-bisfosfato carboxilasa oxigenasa (RuBisCO) y la cual es una enzima encargada de la fijación del dióxido de carbono. El cloroplasto también almacena un grupo de tilacoides fusionados donde la clorofila del pigmento dominante se sintetiza enmascarando el color de otros pigmentos como la luteína (Figura 4) (Tantte-Valderrama, 2018).

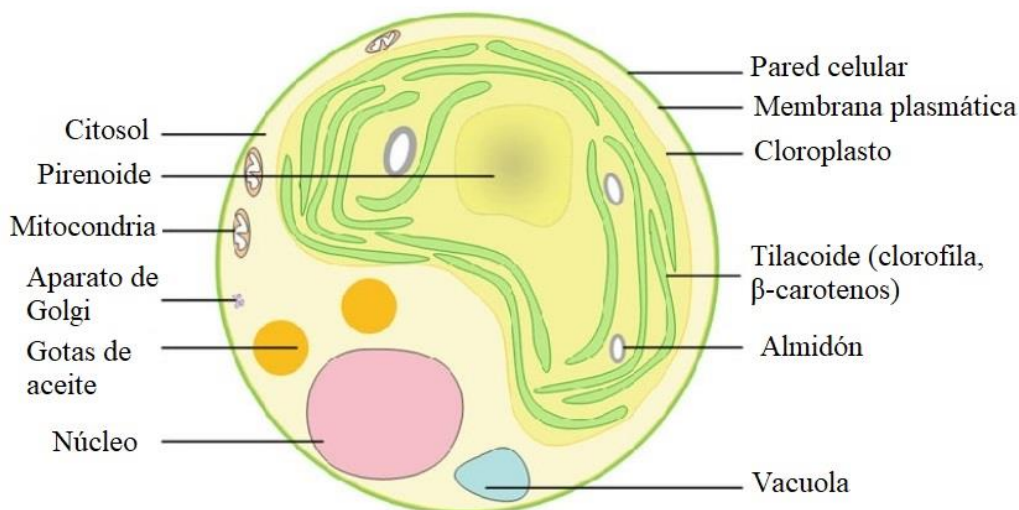


Figura 4. Esquema de la célula de *C. vulgaris*. Tomado de: Renewable and Sustainable Energy Reviews, 2014.

Reproducción de *Chlorella vulgaris* Beijerinck, 1890: La reproducción de *C. vulgaris* es a través de autosporas asexuales, es decir, que a partir de la división de la célula madre, se producen de dos a 32 autosporas o células hijas. La pared de esta célula madre, se rompe

cuando llega la maduración de las autoesporas y los restos de la célula madre son aprovechadas como alimento para las células hijas en el proceso conocido como autosporulación (Kai Ru *et al.*, 2020) (Figura 5).

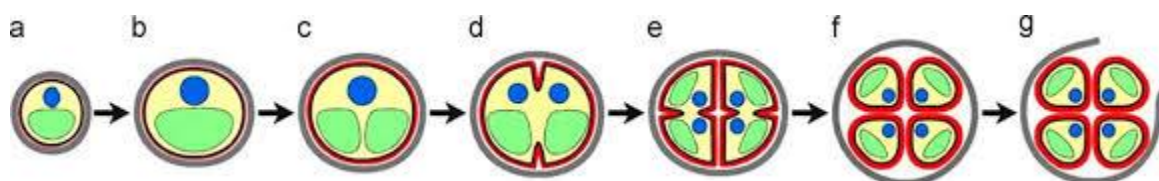


Figura 5. Esquema de la reproducción asexual de *C. vulgaris*. Fases de la formación de las células hijas: **(a)** fase de crecimiento temprano de la célula, **(b)** fase de crecimiento tardío de la célula, **(c)** fase de división del cloroplasto, **(d)** fase de división del protoplasto temprano, **(e)** fase tardía de la división del protoplasto, **(f)** fase de la maduración de células hijas y **(g)** fase de incubación. Tomada de: Kai Ru *et al.* (2020).

3.7.2. Características biológicas de *Arthrospira maxima* Setchell y Gardner, 1917

Arthrospira Stizenberger ex Gomont, 1892 pertenece al grupo de las Cianobacteria (Figura 6), caracterizada por su morfología típica de tricomas cilíndricos multicelulares en forma de hélice abierta, generalmente con un diámetro relativamente grande, a veces atenuado en los extremos y con paredes transversales evidentes (Sili *et al.*, 2013). Los filamentos no tienen heterocistos y están compuestos por células vegetativas que experimentan fisión binaria en un solo plano, muestran paredes transversales fácilmente visibles. Los filamentos son solitarios y su movilidad se da por un desplazamiento de tipo deslizante. Los tricomas están envueltos por una fina vaina que muestran constricciones más o menos pronunciadas en las paredes transversales y tienen los ápices poco o nada atenuados. Las células apicales pueden ser ampliamente redondeadas o puntiagudas y pueden ser capitadas y caliptradas (Tomaselli, 1997).

Aunque la forma helicoidal del tricoma se considera una propiedad estable y constante mantenida en cultivo, puede haber una variación considerable en el grado de helicidad entre diferentes cepas de la misma especie y dentro de la misma cepa. Incluso en poblaciones monoespecíficas naturales, se pueden observar variaciones en la geometría de los tricomas. Una cepa que se ha convertido en un morfotipo recto ya sea de forma natural o después de

tratamientos físicos o químicos, como radiación ultravioleta o productos químicos no vuelve a la forma helicoidal (Tomaselli, 1997).



Figura 6. Taxonomía de *A. maxima*. Tomada de: Algaebase, 2015. Disponible en:

<https://www.algaebase.org/>

Descripción morfológica de *Arthrospira maxima* Setchell y Gardner, 1917: El ancho de los tricomas de las poblaciones de *Arthrospira* en la naturaleza oscila entre 2,5 y 16 μm , mientras que el paso de la hélice suele oscilar entre cero y 80 μm y su diámetro va de entre 15 y 60 μm . El tricoma maduro de *A. maxima* no están o no contraídos en las paredes transversales. La atenuación del tricoma abarca de seis a siete células, a menudo la célula final es más ancha y capitada puede estar caliptrada por el engrosamiento de la capa interna de la pared celular. Los filamentos están densamente granulados en las paredes transversales y muestran una disposición más regular de esta granulación (Tomaselli, 1997).

Tanto en condiciones de laboratorio como de cultivo en masa, la arquitectura de la hélice (paso y diámetro) depende en gran medida del crecimiento y las condiciones ambientales. Suele tener abundantes vacuolas de gas y la vaina de *Arthrospira* suele estar ausente en las poblaciones planctónicas. Cuando hay una vaina presente, es incolora, similar a un tubo, adyacente al tricoma, abierta en los extremos y contiene solo un tricoma (Sili *et al.*, 2013) (Figura 7).

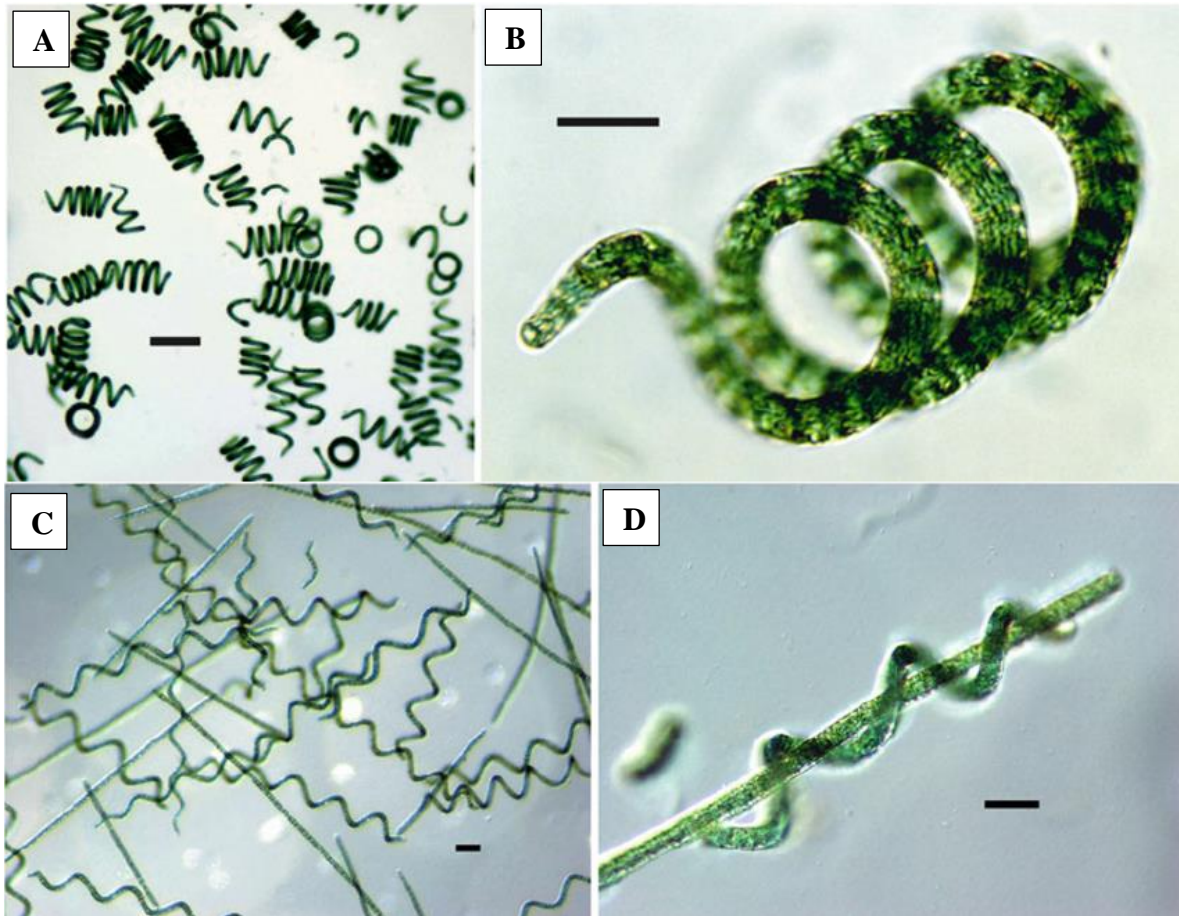


Figura 7. Morfología de *A. maxima*. **A)** Aspectos morfológicos de los tricomas de *A. maxima*. **B)** Tricoma enrollado en forma de tornillo. **C), D)** Detalle de tricomas espiralados y rectos en cultivo. Tomado de Sili *et al.* (2013).

Dentro del trabajo de Nowicka-Krawczyk *et al.* (2019), se comentó que la clasificación de género *Arthrospira* ha estado en debate, ya que de las 23 especies dentro del género *Arthrospira*, las tres especies comerciales: *A. maxima* Setchell & Gardner, 1917, *A. fusiformis* (Voronichin) Komárek & Lund, 1990, y *A. platensis* Gomont, 1892, comparten caracteres similares entre ellas, como su ecología, debido a que se presentan en aguas con pH y conectividad eléctrica elevada, y su distribución en todos los continentes, excepto en la Antártida, planteando la idea de la implementación de un nuevo género *Limnospira* Nowicka-Krawczyk, Mühlsteinová & Hauer, 2019.

Los caracteres ultraestructurales y morfológicos confirman esta separación, la especie tipo de *Arthrospira* (*A. jenneri*) presenta tilacoides dispuestos radialmente, por otro lado,

Limnospira posee muchas secciones irregulares en forma de remolino en la parte central de la célula, además, la presencia de una pared celular engrosada o caliptra parece estar presente sólo en el género *Limnospira* y no en *Arthrospira*. La forma espiralada que toman los tricomas no es exclusiva del género, debido a que tanto *Arthrospira*, *Planktothrix* Anagnostidis & Komárek, 1988 y *Limnospira* poseen tricomas espiralados, sin embargo, una hipótesis propuesta es que algunas especies descritas del género *Oscillatoria* Vaucher ex Gomont, 1892 pueden representar los tricomas rectos de *Arthrospira* o *Limnospira* (Nowicka-Krawczyk *et al.*, 2019).

Reproducción de *Arthrospira maxima* Setchell y NLGardner, 1917: Los tricomas de *Arthrospira* se componen por células cilíndricas que se dividen a través de fisión binaria en un solo plano perpendicular al eje principal. El alargamiento del tricoma ocurre a través de múltiples divisiones celulares intercalares a lo largo de todo el filamento. La multiplicación ocurre solo por la fragmentación de un tricoma, generalmente en correspondencia con una célula necridial. El mecanismo consiste en la destrucción de una célula de sacrificio intercalar (necridio) que primero se vuelve incolora y finalmente bicóncava por el colapso de los tabiques laterales. Sin embargo, la presencia de necridios se vuelve menos evidente cuando los cultivos están sujetos a una mezcla rápida como ocurre en los cultivos masivos (Sili *et al.*, 2013).

Las células del hormogonio experimentan procesos de crecimiento y maduración siguiendo un ciclo de desarrollo que fue descrito por Balloni *et al.* (1980) y redibujado por Ciferri (1983) (Figura 8).

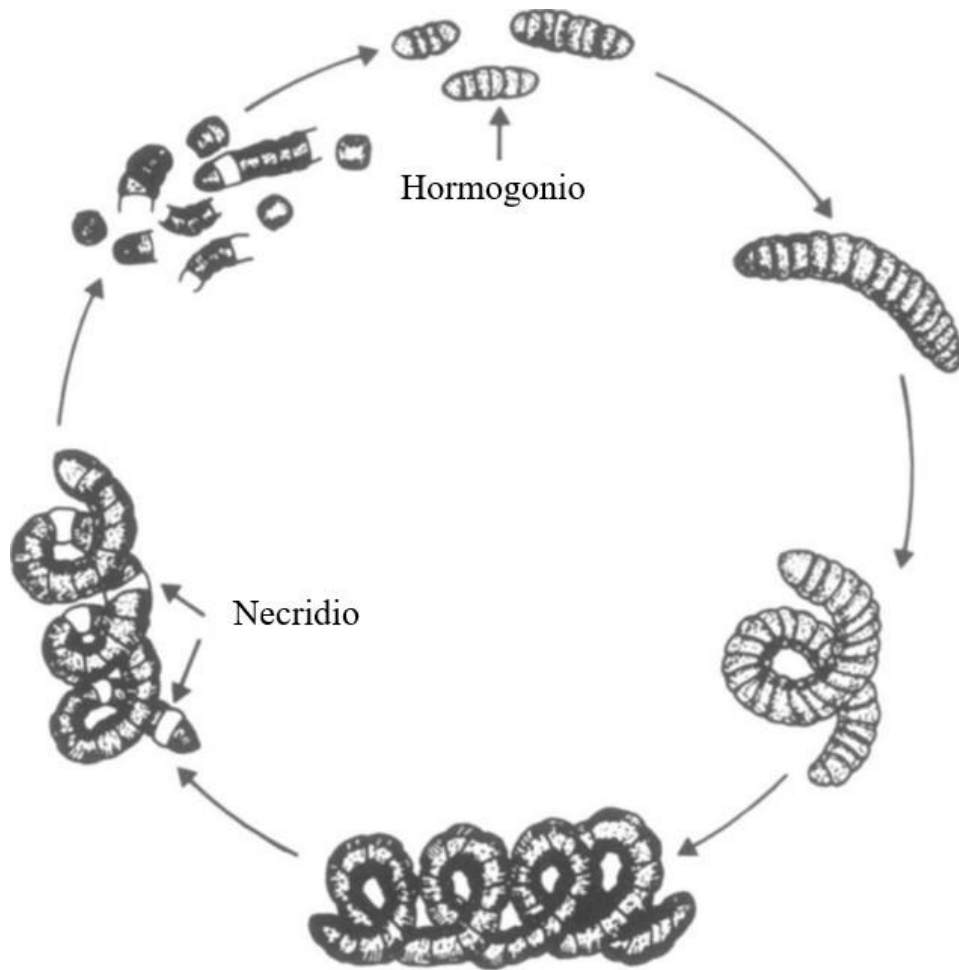


Figura 8. Ciclo de vida de *Arthrospira*. Tomado de Ciferri (1983).

3.7.3. Características biológicas de *Desmodesmus* (Chodat) An, Friedl & Hegewald, 1999

El establecimiento del nuevo género *Desmodesmus* (Chodat) An, Friedl & Hegewald, 1999 agrupa varias especies antes pertenecientes a *Scenedesmus* Meyen, 1829, de acuerdo con secuencias de ADNr, ITS-2, lo que sugirió la división en dos géneros (Hegewald, 2000).

En la sistemática de algas, la taxonomía de géneros *Scenedesmus* y *Desmodesmus* ha estado en constante cambio (Figura 9). *Scenedesmus* fue descrito originalmente como alga verde inmóvil de agua dulce en 1829 por Meyen, descrita como un alga de hábito colonial con la posibilidad de presencia de formas morfológicas espinosas y no espinosas y fue aceptado durante mucho tiempo, y no fue hasta que Trainor *et al.* (1976), propusieron que las formas

espinosas y no espinosas eran de hecho dos géneros distintos, además de confirmarlo, utilizando la región ITS-2 como marcador molecular que apoyó la separación de *Desmodesmus* como un taxón espinoso. La mayoría de las especies de *Desmodesmus* tenían una o varias espinas en las células, mientras que las de *Scenedesmus* se consideraban sin espinas. Otro rasgo característico de *Desmodesmus* es la presencia de capas de pared celular con ornamentaciones formadas por la capa más externa, a menudo visibles al microscopio óptico como granulaciones (El Semary, 2011).

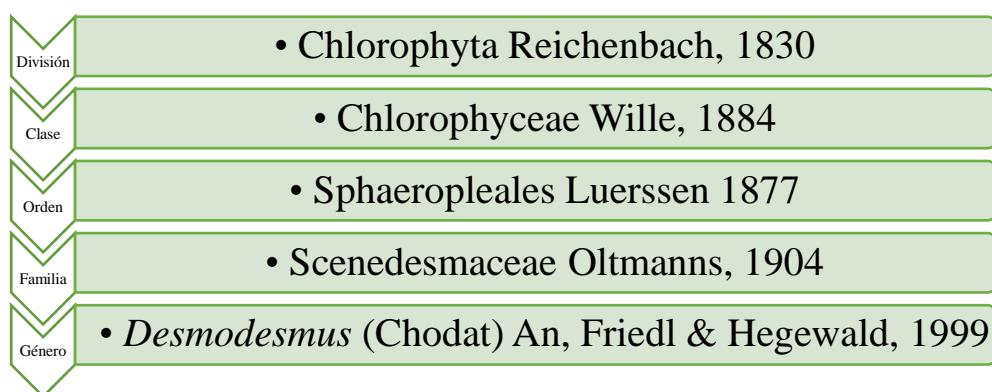


Figura 9. Taxonomía de *Desmodesmus* sp. Tomado de: Algaebase, 2015.

Disponible en: <https://www.algaebase.org/>

Descripción morfológica de *Desmodesmus* (Chodat) An, Friedl & Hegewald, 1999: El género *Desmodesmus* (Chodat) An, Friedl & Hegewald, 1999 es un género que presenta formas espinosas y tiene la capacidad de presentar unicélulas verdaderas, además de contar con una pared altamente ornamentada, en comparación con *Scenedesmus* Meyen, 1829, el cual no la tiene. Además de que muchas de las especies de *Desmodesmus* exhiben una gran plasticidad fenotípica, es decir, que puede producir colonias espinosas cuando la disponibilidad de nutrientes es baja, mientras que se producen monocélulas cuando el fósforo o el nitrógeno son elevados y cuando existe una disponibilidad baja o nula de hierro, las colonias y las unicélulas pierden espinas (Shubert *et al.*, 2014) ver Figura 10.

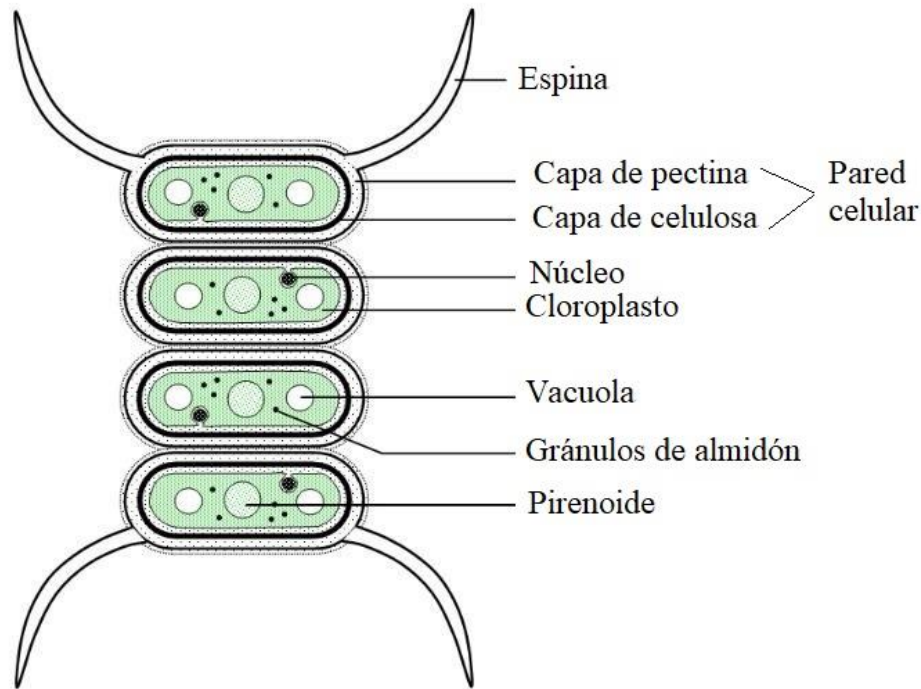


Figura 10. Esquema de la célula de *Desmodesmus* sp. (Tomado de: www.cronodon.com)

Reproducción de *Desmodesmus* (Chodat) An, Friedl & Hegewald, 1999: Dentro de la familia Scenedesmaceae, la forma más común en la que se reproducen es asexualmente mediante la formación de autosporas. Dentro de la célula parental se da un proceso de una a cuatro divisiones sucesivas en dos a 16 células. Las células hijas rompen la pared celular parental y pueden liberarse como una nueva colonia con un número variable de células por colonia mediante un simple desenrollado. Aunque, los géneros *Desmodesmus* y *Scenedesmus* Meyen, 1829, se consideran colonias cuatricelulares o compuestas por cuatro células, muchas especies también pueden producir monocélulas (Lürling, 2003) (Figura 11).

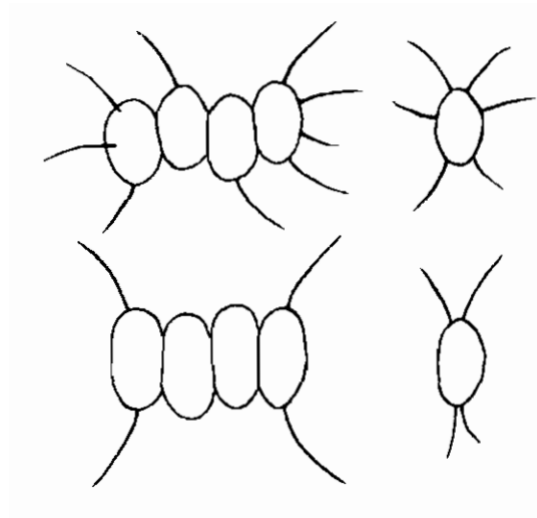


Figura 11. Dos tipos de cenobios con sus ecomorfos unicelulares. Tomada de: Trainor, 1996.

3.8. Pared celular como biomaterial para sorción

Las algas presentan una pared celular principalmente conformada por celulosa y glicoproteínas; no obstante, existen grupos que presentan excepciones, como las diatomeas que presentan una pared celular de sílice, las algas verde azules o también llamadas cianobacterias, las cuales presentan una pared celular de mureína. Otros grupos pueden presentar (además de la pared celular) incrustaciones de carbonato de calcio y otros, como los euglenoideos carecen de pared celular, sin embargo, presentan un periplasto o película semirígida alrededor de la célula, lo cual da la apariencia como de células desnudas. En el caso de algunos grupos de macroalgas, es posible encontrar otros compuestos polisacáridos tales como alginatos, agares y carragenanos, propiedad que les confiere importancia en la industria (Dreckmann *et al.*, 2013).

Características de la pared celular de *Chlorella vulgaris* Beijerinck, 1890: *Chlorella* posee una pared celular compuesta, que de acuerdo con Mehta & Gaur (2005), Blumreisinger *et al.* (1983) y Martínez-Tristán, (2012), es de microfibras embebidas en una matriz de polisacáridos. El análisis de la pared celular muestra una composición de 74% de azúcares neutras (Rha – ramnosa, Fuc – fucosa, Ara – arabinosa, Xyl – xilosa, Man – manosa, Gal – galactosa, Glc – glucosa y otras desconocidas), 4.1% ácido urónico, 3.9% proteínas y 18% otros (Blumreisinger *et al.*, 1983). Aunque esta puede variar en la etapa madura en cuanto al

grosor y la composición de la pared celular, ya que estas no son constantes porque pueden cambiar según las diferentes condiciones ambientales y de crecimiento (Safi *et al.*, 2014). La estructura de la pared celular está formada por una pared primaria, la lámina media y pectina (Figura 12). Esta misma, contiene varios grupos funcionales tales como: carboxilo, hidroxilo, amino, fosfato y sulfato los cuales pueden ser sitios de captura de contaminantes (Martínez-Tristán, 2012).

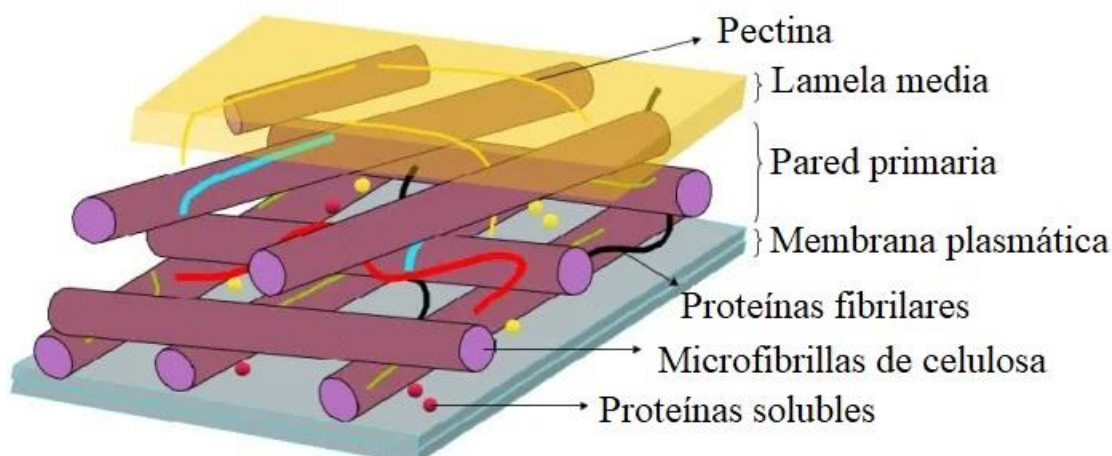


Figura 12. Estructura de la pared celular de *Chlorella sp.* Tomada de: Martínez-Tristán, 2012

Características de la pared celular de *Desmodesmus* (Chodat) An, Friedl & Hegewald, 1999: La pared celular de *Desmodesmus* (Chodat) An, Friedl & Hegewald, 1999, antes *Scenedesmus* Meyen, 1829 cuenta con estructuras en la superficie externa de la célula las especies de este género pertenecen al orden Chlorococcales, es decir, algunos miembros de este orden son tanto unicelulares como cenobios de cuatro a 16 células en las últimas etapas de su ciclo de vida. Para poder unirse dentro del cenobio, las paredes celulares desarrollan una capa péctica, que delimita cada célula individual. La superficie externa de la capa péctica se encuentra cubierta de ornamentaciones que incluyen espinas incrustadas en una capa péctica compuestas de glicoproteínas, dientes y cerdas (Spain & Funk, 2022).

La superficie de *Desmodesmus*, (*Scenedesmus*) contiene significativamente bastantes proteínas y más lípidos que carbohidratos. Un análisis detallado de los carbohidratos de la pared celular reveló que la composición, está formada por arabinosa, ramnosa, manosa, galactosa, glucosa y ácido glucurónico y en menor cantidad fucosa, ácido galacturónico y

xilosa. Además de contener azúcares en un 20 – 24%, también se contabilizan lípidos en 30 - 39% y proteínas en un 40 – 46% (Spain & Funk, 2022).

El contenido total de carbohidratos es el factor más significativo, debido a que actúa de manera positiva en la floculación de soluciones acuosas. Además, la comprensión de las propiedades de la pared celular puede usarse para resolver los desafíos en los procesos biotecnológicos actuales, sino también para comprender mejor la evolución y diversidad de las microalgas verdes (Spain & Funk, 2022).

Características de la pared celular de *Arthrospira* Stizenberger ex Gomont, 1892: El género *Arthrospira* Stizenberger ex Gomont, 1892 es un tipo de cianobacteria, que cuenta con una pared celular resistente, compuesta por multicapas de polímeros de glucano y peptidoglicano, y recubierta por una vaina de polisacáridos ácidos en el exterior. Dentro de la pared celular hay proteínas, polisacáridos, lípidos, vitaminas y minerales (Chen *et al.*, 2020).

Presenta paredes celulares longitudinales de cuatro capas y paredes septales de tres capas, como por ejemplo en *Arthrospira platensis* Gomont 1892. Mientras que la composición de las paredes longitudinales está compuesta por 27 – 28% de proteínas, 13% carbohidratos y 1 – 2% de lípidos, en comparación con las paredes septales que están compuestas por un 38 – 40% de proteínas, 10 – 11% de carbohidratos y 1 – 2% de lípidos (Chen *et al.*, 2020).

Para obtener los compuestos antes mencionados, es necesario aplicar un tratamiento, como los físicos (microondas, homogeneización a alta presión, sonicación, batido de perlas y otros), tratamientos biológicos (tratamiento enzimático y otros) y tratamiento químico, como tratamiento con ácido o tratamiento alcalino. La pared celular se puede describir en cuatro capas, L- I a L-IV. Las capas L-I y L-III contienen moléculas fibrilares, y se informa que los polímeros fibrilares LI son una capa de β -1,2-glucano. La capa L-II es una capa de peptidoglicano, y la capa exterior L-IV es una membrana, que está cubierta con una vaina de polisacáridos ácidos. A pesar de la alta importancia de la estructura de la pared celular aplicada en la tecnología, se conoce poco acerca de su estructura (Chen *et al.*, 2020).

3.9. Cinética de crecimiento biológico

El crecimiento celular es el resultado de numerosas interacciones entre reacciones bioquímicas y fenómenos de transporte. La mezcla en cultivos heterogénea tanto de células

jóvenes y viejas, se experimenta durante el proceso de crecimiento, es un cambio continuo, mientras se adapta a un medio ambiente cuyas condiciones físicas y químicas varían permanentemente. Muchas veces, la imposibilidad para modelar exactamente la cinética de crecimiento, se debe hacer uso de algunas suposiciones con el propósito de obtener modelos simples útiles para la predicción de su comportamiento (Monod, 1949).

El modelo de Monod, describe la interacción entre el crecimiento de microorganismos en un cultivo por lotes y la utilización del sustrato limitativo del crecimiento en aquellos sistemas donde prácticamente todo el sustrato es transformado en biomasa (Torres, 1996), lo cual lo describe a través de un modelo matemático representado en la ecuación (10) (Monod, 1949):

$$\mu = \mu_{max} \frac{S}{K_m + S} \quad (10)$$

El crecimiento del cultivo puede caracterizarse por una sucesión de fases distinguibles por variaciones en la tasa de crecimiento (Figura 13):

1. Fase de retraso: tasa de crecimiento nula;
2. Fase de aceleración: aumenta la tasa de crecimiento;
3. Fase exponencial: tasa de crecimiento constante;
4. Fase de retardo: disminuye la tasa de crecimiento;
5. Fase estacionaria: tasa de crecimiento nula;
6. Fase de declive: tasa de crecimiento negativa.

Sin embargo, esto es muy generalizado, y es posible que existan unos casos en los que estas fases pueden estar ausentes. En condiciones de crecimiento, las fases de retraso y aceleración a menudo pueden suprimirse. La fase de retardo es frecuentemente tan corta que es imperceptible, lo mismo ocurre a veces con la fase estacionaria. Por el contrario, no es raro observar ciclos de crecimiento más complejos por la modificación de estas fases (Monod, 1949).

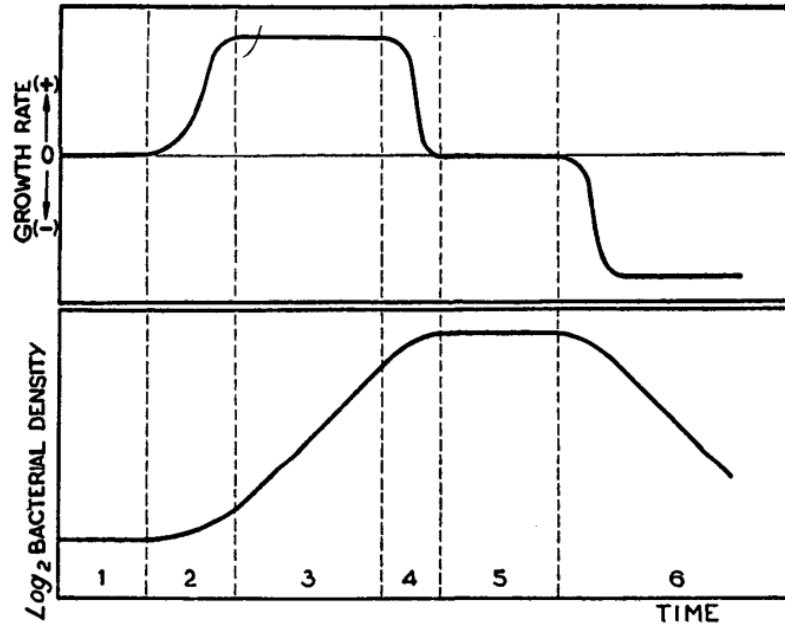


Figura 13. Representación de las diferentes fases dentro del modelo de Monod. Fases del crecimiento. Curva inferior: logaritmo de la densidad bacteriana. Curva superior: variaciones de la tasa de crecimiento. Las líneas punteadas verticales marcan los límites de las fases (Tomado de: Monod, 1949).

4. Materiales y métodos

4.1. Obtención de los organismos algales

Las microalgas *C. vulgaris*, y *C. vulgaris* - *Desmodesmus* sp. se obtuvieron de la Cantera Oriente, UNAM, que pertenece a la Zona de amortiguamiento A3, de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel de Ciudad Universitaria, Ciudad de México, mediante la filtración de 10L de agua con una red de fitoplancton con apertura de malla de 40 µm y muestras de toma directa (tres de 100 mL), se transportaron con hielo y en recipientes de vidrio para conservar las muestras. Después se realizó una revisión bajo el microscopio óptico Nikon eclipse E100 en el Laboratorio de Ingeniería Química, Facultad de Química, UNAM y microscopio óptico Olympus BX51, en el Laboratorio de Ficología, Facultad de Ciencias, UNAM, en donde se tomaron fotografías con la cámara Moticam 1080 para identificar y medir los organismos a través del software SigmaScan Pro para posteriormente realizar aislamientos a través de la técnica de Andersen (2005), que consiste en el uso de la capilaridad mediante una pipeta Pasteur.

Se aislaron en tres diferentes soluciones utilizadas como medios de cultivo que contenían: Bayfolan® Forte que es un fertilizante foliar, NPK (Nutrigarden Triple 17) que es un fertilizante comercial sólido y el medio Jourdan, (2006) [Modificado] a un pH 7 y 9.5. Se mantuvieron en condiciones de iluminación con un ciclo 12/12 con lámparas de luz blanca Tianlai a 6,000 luxes en la parte trasera y con Aksi a 20,000 luxes en la parte superior. El cultivo de *A. maxima* se obtuvo de Reino Eco "Asesoría y gestión de proyectos productivos de espirulina S.A.S de C.V".

4.2. Preparación de soluciones de Rojo Congo (RC)

Las soluciones de Rojo Congo (RC) para las curvas de calibración fueron preparadas a partir de una solución stock de 500 mg/L, preparada con Rojo Congo Sigma-Aldrich, de la cual, se realizaron diez diluciones y se ajustó en pH 9, con HCl 0.4 M y/o NaOH 0.1 N (Figura 15). Las condiciones utilizadas para realizar las curvas de calibración se muestran en la Tabla 5.

Tabla 5. Condiciones usadas en las curvas de calibración

Condiciones utilizadas para la realización de las curvas de calibración		
pH	Longitud de onda (nm)	Concentración de colorante (mg/L)
9	550	5-50

La determinación de la curva de calibración se realizó con espectrofotometría mediante el uso de UV-Vis GENESYS™ 10S UV-Visible Spectrophotometers, Thermo Scientific (Figura 14).



Figura 14. Medición utilizando el espectrofotómetro UV-Vis GENESYS™ 10S UV-Visible Spectrophotometers, Thermo Scientific. Elaboración propia.



Figura 15. Disoluciones 5 – 50 mg/L del colorante Rojo Congo utilizadas para la elaboración de la curva de calibración. Elaboración propia.

4.3. Condiciones de cultivo

Chlorella vulgaris, *A. maxima* y *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp. se cultivaron en un sistema Batch (Infante *et al.*, 2012), usando un medio nutritivo basado en Jourdan, (2006) [modificado], con un ciclo de lumínico y de aireación de 12/12 con el uso de una bomba de aire MAXIMA-R para 30 galones a temperatura ambiente (Figura 16).

- El cultivo de *C. vulgaris* partió de una solución de 50 mL de agua destilada, medio de cultivo Jourdan, (2006) [modificado] y con 0.2 μ l de *C. vulgaris*, el cual, se escaló cada tercer día, durante 33 días, alcanzando un volumen de 8L.
- *Arthrospira maxima* partió con un volumen de 1L, el cual, se escaló cada cuatro días, utilizando medio de cultivo Jourdan, (2006) [modificado] y alcanzando un volumen de 9L en un periodo de 23 días.
- *Chlorella vulgaris* - *Desmodesmus* sp. partió de una solución de 50 mL de agua destilada, medio de cultivo Jourdan, (2006) [modificado] y con 0.2 μ L de *Desmodesmus* sp. y *C. vulgaris*, el cual, se escaló cada tercer día, durante 33 días, alcanzando un volumen de 7L.

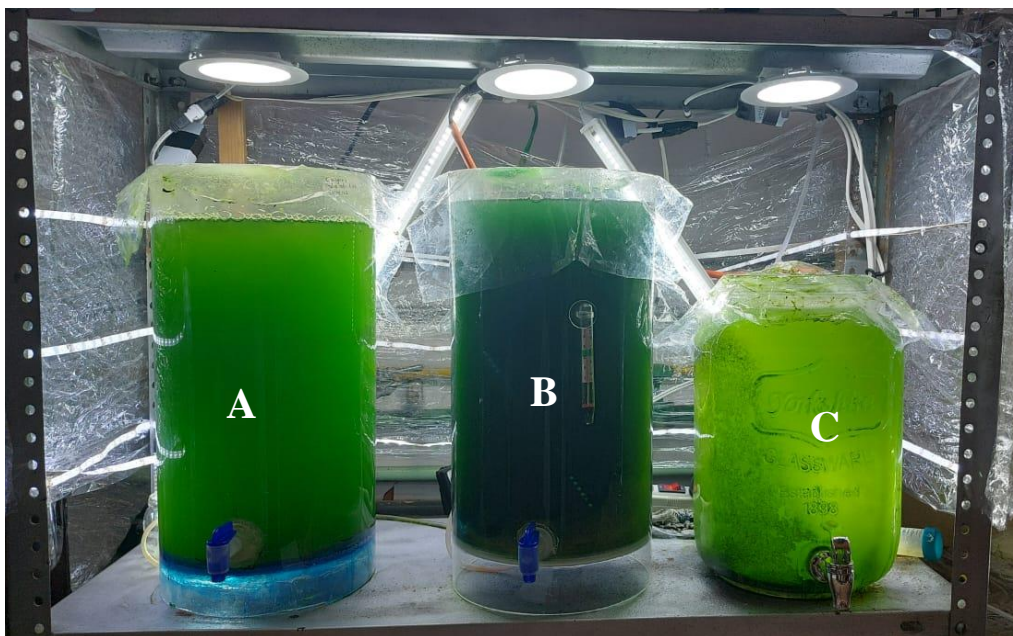


Figura 16. Fotobiorreactores. **A)** Cultivo de *C. vulgaris*. **B)** Cultivo de *A. maxima*. **C)** Cultivo mixto *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp. Elaboración propia.

4.4. Caracterización de la biomasa

Para llevar a cabo la caracterización de la biomasa de *C. vulgaris* y el cultivo mixto se floccularon utilizando un biocouagulante (quitosano). Una vez separados los flóculos del medio de cultivo, se filtraron utilizando papel filtro y una bomba de vacío (Figura 17).

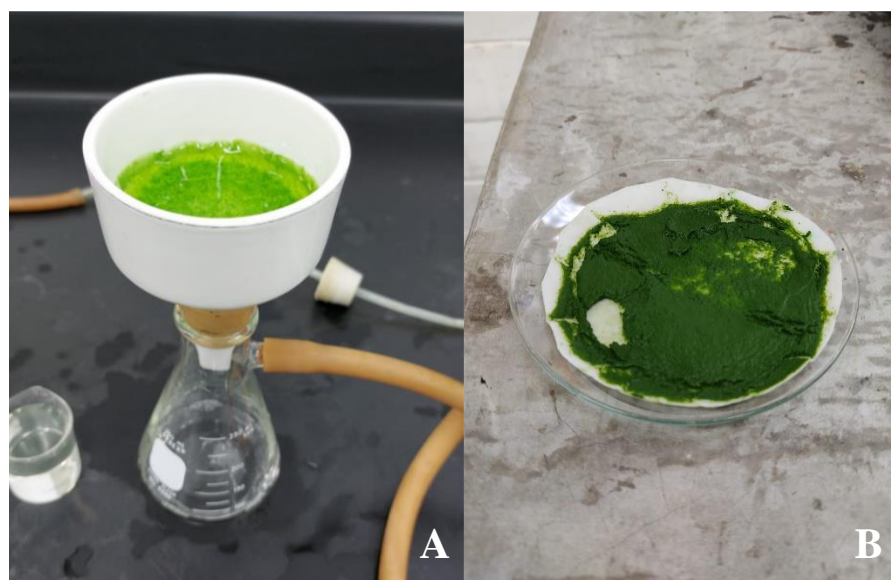


Figura 17. Extracción y uso de la biomasa (*C. vulgaris*). **A)** Filtrado utilizando una bomba de vacío. **B)** Biomasa lista para pesarse. Elaboración propia.

La biomasa de *A. maxima* se filtró utilizando una red con apertura de malla de 40 μm removiendo la mayor cantidad de agua, después se utilizó un paño de algodón, posteriormente dejó en una estufa durante tres horas a 20°C, y se dejó un día completo reposando a temperatura ambiente antes de molerse. Se molió en partículas pequeñas utilizando un mortero de porcelana y se almacenó en un frasco de vidrio (Figura 18).

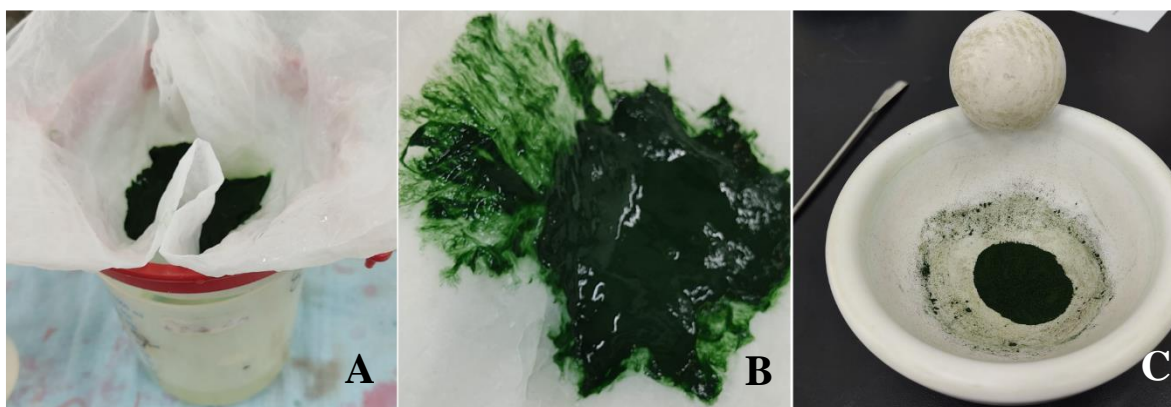


Figura 18. Metodología para la obtención de biomasa de *A. maxima*. **A)** Filtrado de biomasa. **B)** Biomasa húmeda de *A. maxima*. **C)** Molido de *A. maxima*. Elaboración propia.

4.5. Experimentos de remoción del colorante Rojo Congo (RC)

Para evaluar la eficiencia de remoción del colorante Rojo Congo (RC) en cada cultivo, se realizaron diversos ensayos modificando las condiciones de las variables de los factores a estudiar (Tabla 6).

Tabla 6. Valores modificados durante la experimentación con *C. vulgaris* y el cultivo mixto.

Variable	Condiciones
pH	9
Biomasa (g)	0.250, 0.500, 0.750 y 1.00
Concentración del colorante (mg/L)	15, 25, 30 y 50

A 2L de disolución del colorante Rojo Congo (RC) de concentraciones iniciales citadas en la Tabla 6, se ajustó el pH a 9 y se agregó 400 mL a cinco frascos de 1L de vidrio y añadiendo las cantidades de biomazas indicadas. Se colocaron bajo aireación y exposición lumínica

durante un ciclo 12/12 por cuatro días. En la Figura 19, se observan las cantidades de biomasa de *C. vulgaris* de izquierda a derecha, iniciando con el colorante, el blanco (cultivo sin colorante), 1.00 g de biomasa, 0.75 g de biomasa, 0.500 g de biomasa y 0.250 g de biomasa, con una concentración de 15 mg/L. Se colocó un blanco y un testigo en cada ensayo para monitorear qué factores abióticos (principalmente luz y oxígeno) pudieran estar interfiriendo o participando en el proceso de la remoción del colorante, además de las microalgas.



Figura 19. Montaje experimental para la biomasa de *C. vulgaris* y el cultivo mixto. Elaboración propia.

Posteriormente, cada 24 hrs se realizó una revisión para monitorear si hay o no remoción del colorante. Para lo cual fue necesario centrifugar (para el caso de *C. vulgaris* y el cultivo mixto) a 3500 rpm por diez minutos para poder medir el porcentaje de absorbancia o transmitancia, y determinar la concentración de Rojo Congo (RC) por espectrofotometría. Cada medición se realizó en tres réplicas de cada experimento, así como su observación bajo el microscopio la morfología de las células algales. Los experimentos realizados con *A. maxima* se realizaron utilizando biomasa seca, siguiendo las siguientes especificaciones citadas en la Tabla 7.

Tabla 7. Valores modificados durante la experimentación de *A. maxima*

Variable	Condiciones
pH	9
Biomasa (g)	0.030, 0.050, 0.080, 0.100, 0.125 y 0.150
Concentración del colorante (mg/L)	15, 25, 30 y 50

A 1.5L de disolución del colorante Rojo Congo (RC) de concentraciones iniciales indicadas en la Tabla 7, se ajustó el pH a 9 y se agregó 250 ml a seis matraces Erlenmeyer de 500 mL de vidrio y se le añadieron las cantidades de biomasa (Tabla 7), se colocaron en agitación constante durante tres horas (Figura 20). Se tomaron muestras cada 20 minutos, se filtraron utilizando una malla de 40 μm y se analizaron en el espectrofotómetro a 550 nm y 673 nm.



Figura 20. Diseño experimental aplicado para la biomasa de *A. maxima*.
Elaboración propia.

4.6. Cinética de crecimiento

Se realizó una curva patrón para determinar la absorbancia para el pigmento de la clorofila (para el caso del cultivo de *C. vulgaris* y *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp.), y de acuerdo con Delgado *et al.* (1977), se utilizó la longitud de onda de 660 nm para leer el crecimiento del cultivo por espectrometría óptica siguiendo las siguientes diluciones citadas en la Tabla 8 y en la Figura 21.

Tabla 8. Disoluciones realizadas para la curva de calibración de cultivos de *C. vulgaris* y *C. vulgaris* – *Desmodemus* sp.

Volumen de cultivo (mL)	Volumen de agua (mL)	Disolución (%)
25	0	100
18.75	6.25	75
12.5	12.5	50
6.25	18.75	25
3.125	21.875	1.5



Figura 21. Disoluciones realizadas del cultivo de *C. vulgaris* para la curva patrón, siguiendo las cantidades de la tabla anterior (Tabla 8). Elaboración propia.

4.7. Pruebas estadísticas

Se utilizó el software Rstudio (R Core Team, 2020) para realizar pruebas estadísticas, como son: Shapiro-Wilks para observar el comportamiento de la normalidad de los datos. Además, se utilizaron las pruebas de H de Kruskal-Wallis para comparar los datos entre los diferentes grupos y la prueba de U de Mann Whitney para la comparación de dos medias que provienen de la misma población.

5. Resultados y discusión

5.1. Obtención de cultivos

Los cultivos obtenidos fueron el cultivo unialgal de *C. vulgaris*, y el cultivo mixto *C. vulgaris* - *Desmodesmus* sp. Para el caso del cultivo unialgal de *A. maxima*, se revisó que este no estuviese contaminado y se escaló en un fotobiorreactor de 10L, después con ayuda del Laboratorio de Ficología, Facultad de Ciencias, UNAM, se confirmó que esta correspondiera a la descripción de la especie de *A. maxima*.

Se realizó una investigación basada en González-Falfán *et al.* (2021), en donde, se utiliza el fertilizante foliar líquido Bayfolan® Forte como medio nutritivo para el cultivo de *C. vulgaris*, y *Desmodesmus* sp. (*Scenedesmus*), obteniendo el crecimiento de estas algas, mientras con el uso de NPK (Nutrigarden Triple 17), en el trabajo de Muñoz-Peñuela *et al.* (2011), se menciona que el uso de este producto como medio nutritivo tiene un crecimiento en el día 24 y se monitoreó a lo largo de 60 días, en donde decayó.

El uso del fertilizante Bayfolan® Forte y NPK (Nutrigarden Triple 17) en el crecimiento de las algas utilizadas en este proyecto de investigación no fueron utilizados para el escalado, debido a que con el uso del fertilizante foliar Bayfolan® Forte no se obtuvo el crecimiento en masa de los tres cultivos incluso con las condiciones lumínicas y de aireación correspondiente, en comparación con el fertilizante NPK (Nutrigarden Triple 17), en donde se obtuvo un bajo crecimiento de los cultivos, cabe recalcar que aunque no hayan sido usados con fines de producir biomasa, se produjeron cultivos iniciales para realizar el cultivo a escala de estos. Finalmente, la elección del medio nutritivo utilizado fue el medio propuesto por Jordan (2006) [modificado].

5.2. Identificación de microalgas

La identificación de las microalgas se realizó utilizando bibliografía (Komárek & Fott, 1983) para el grupo de las Chlorophyta Reichenbach, 1830 (*C. vulgaris* y *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp.) y (Komárek, & Anagnostidis, 2007) para el grupo de las cianobacterias (*A. maxima*), aunque con la modificación taxonómica propuesta por Nowicka-Krawczyk *et al.*, (2019), actualmente el nuevo género al que fue transferida es *Limnospira* Nowicka-Krawczyk, Mühlsteinová & Hauer, (2019). Dentro de este proyecto se mantuvo el uso del

nombre sinónimo que es *A. maxima*, debido a la disponibilidad de bibliografía sobre los temas de remoción de colorantes, clasificación taxonómica y composición química de la pared celular, entre otros temas.

Basado en los caracteres morfológicos, se hizo la descripción de las especies de microalgas utilizadas en nuestro proyecto de investigación, obtuvieron los siguientes mostrados en las Figuras 22, 23, 24, 25, 26 y 27.

Descripción de *Arthrospira maxima* en cultivo: Tricomas solitarios que flotan libremente en la columna de agua, de color verde-azulado. Tricomas cilíndricos, de 8.62 μm de ancho por 485.81 μm de largo, ligera atenuación hacia los extremos con una medida de 6.07 μm , células apicales redondeadas. Las células que conforman el tricoma tienen una medida de 5.69 μm de largo y 2.84 μm de ancho. Distancias entre espirales de 83.89 μm con 8 a 14 espirales por tricoma, presencia de vaina que a simple vista es muy tenue, ancho de la vaina es de 9.1 μm , presencia de numerosos aerotopos, hábitat halófilo (Figura 22 y 23). Reproducción por formación de necridios y hormogonios (Figura 24).

Descripción de *Chlorella vulgaris* en cultivo: Células solitarias, o a veces forman conglomerados cuando están terminando de liberarse de la célula madre, con formas de elípticas a esféricas de tallas de 4.47 μm ancho y 5.14 μm de largo, los ejemplares esféricos con un área de 16.17 μm^2 , pared celular delgada, cloroplasto en forma de copa con un pirenoide inmerso, cubierto por uno o dos gránulos de almidón. Reproducción por formación de autosporas de 2-4-8, del mismo tamaño y presentes en el fitoplancton de aguas continentales, con pH de 7 – 8, lagos lacustres y eutrofizados (Figura 25 y 26).

Descripción de *Desmodesmus* sp. en cultivo: Cenobios lineales, conformado por células ovaladas o elipsoidales, de dos a cuatro células, pared celular ligeramente engrosada, presencia de espinas en los extremos (cuatro), principalmente en cada una de las esquinas del cenobio, de longitud pequeña a mediana talla, células de los bordes ligeramente convexas a rectas, diferentes a las centrales. Presencia de un cloroplasto dispuesto en forma parietal con un pirenoide inmerso en él. Presentes en el fitoplancton de lagos lacustres con pH de 7 – 8 y eutróficos (Figura 27).

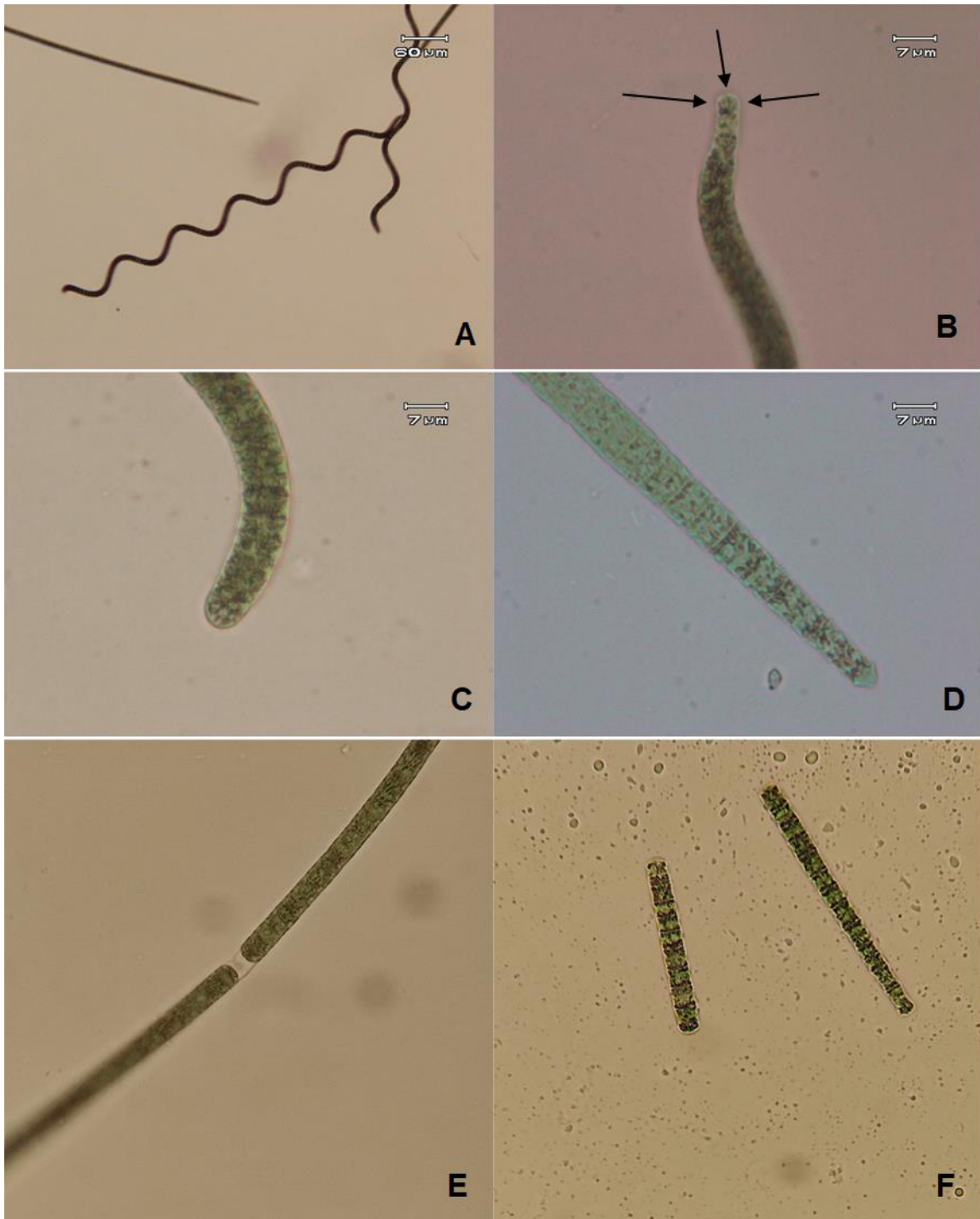


Figura 22. *Arthrospira maxima*. **A)** Tricoma solitario con ondulaciones que varían de 8 a 14. **B)** Extremo apical con atenuación del tricoma, con las células apicales redondeadas (flechas). **C)** Células basales redondeadas sin atenuación del tricoma. **D)** De la parte media hacia el ápice observamos la presencia de aerotopos. **E)** Necrido formado en tricoma recto. **F)** Hormogonios. Elaboración propia.

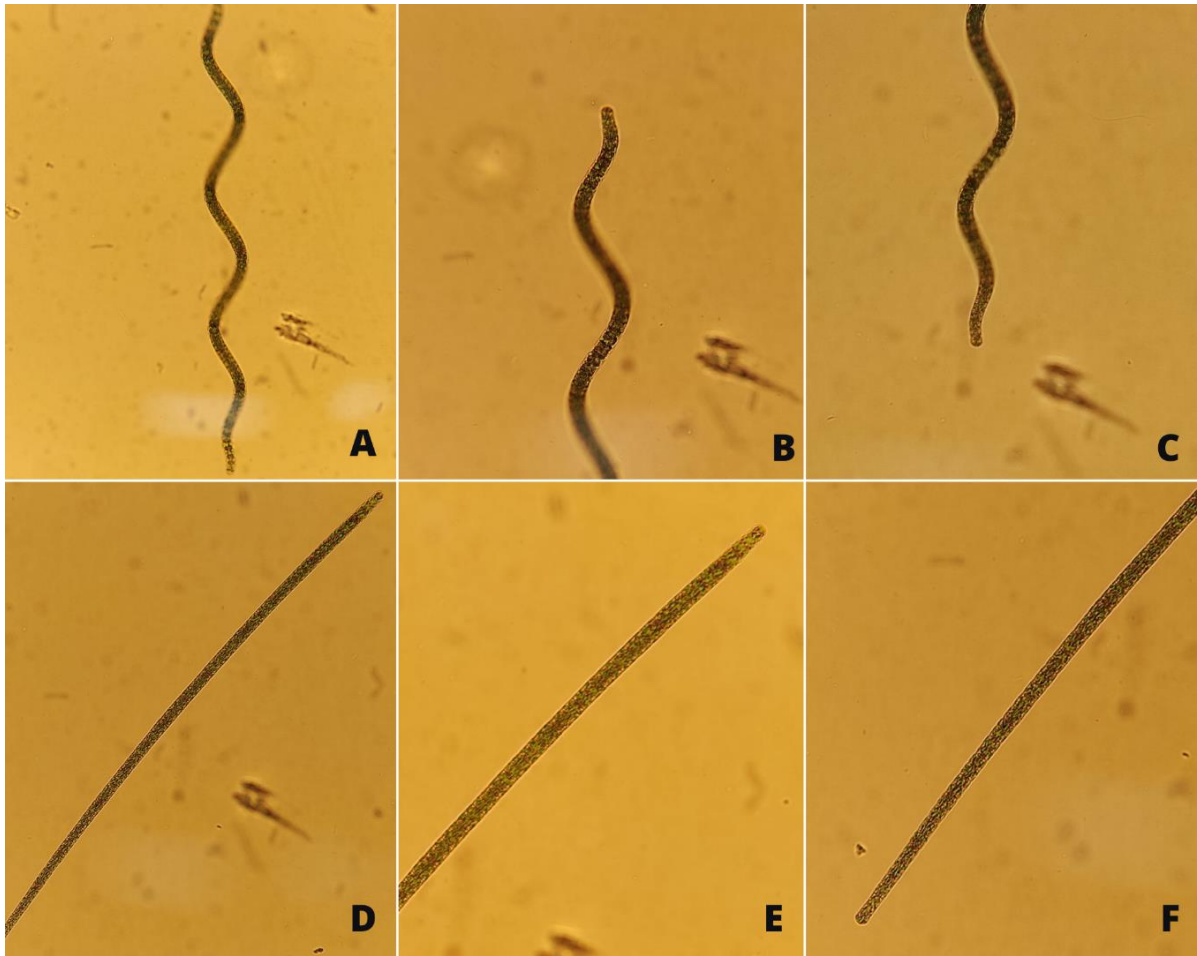


Figura 23. Morfología de *A. maxima*. A) Tricoma con forma de hélice, B) Ápice del tricoma helicoidal, C) Zona caudal del tricoma helicoidal, D) Tricoma recto, E) Ápice del tricoma recto, F) Zona caudal del tricoma recto de *A. maxima*. Elaboración propia.

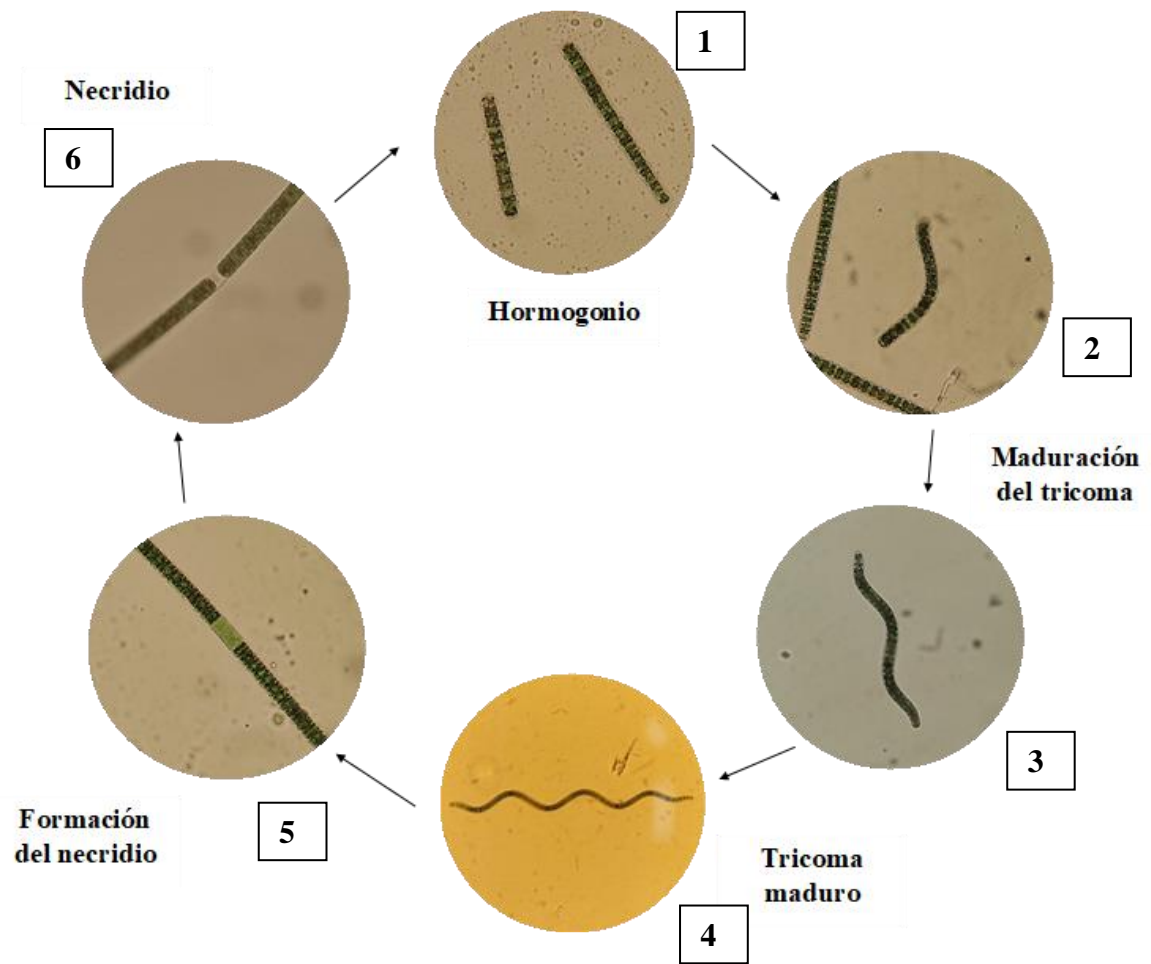


Figura 24. Ciclo de vida de *A. maxima*. Recreado con imágenes del cultivo propio, siguiendo el ejemplo de: Ciferri, (1983). 1) Hormogonio, 2), 3) Tricoma en maduración, 4) Tricoma maduro, 5) Formación de necridio, 6) Necridio maduro. Elaboración propia.

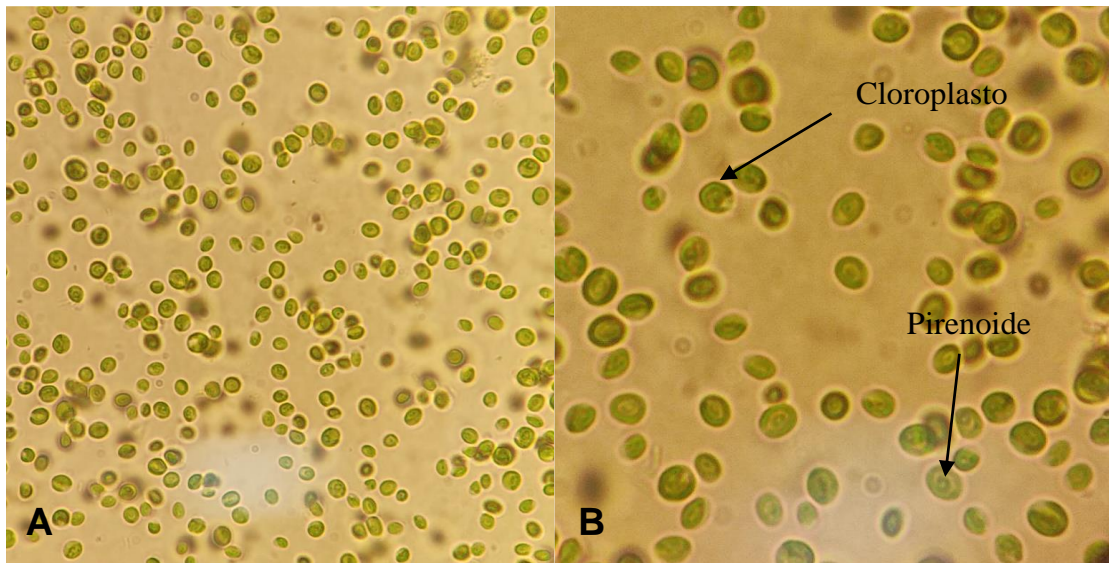


Figura 25. Cultivo de *C. vulgaris* en reactor. **A)** Vista en aumento de 40x varios ejemplares. **B)** vista en aumento de 100 x, en donde se observa la morfología del cloroplasto con forma de copa con un pirenoide inmerso en el cloroplasto. Elaboración propia.

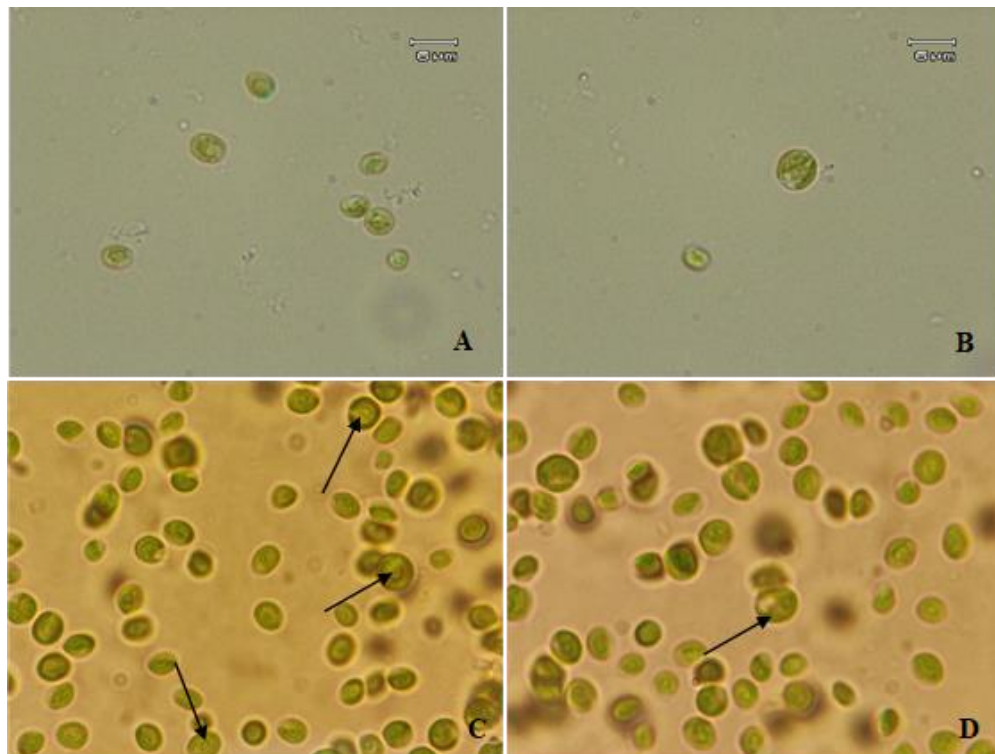


Figura 26. *Chlorella vulgaris*. **A)** Morfotipo elipsoide. **B)** Morfotipo esférico. **C)** Pirenoides inmersos en el cloroplasto (flechas). **D)** Cloroplasto en forma de copa (flecha). Elaboración propia.

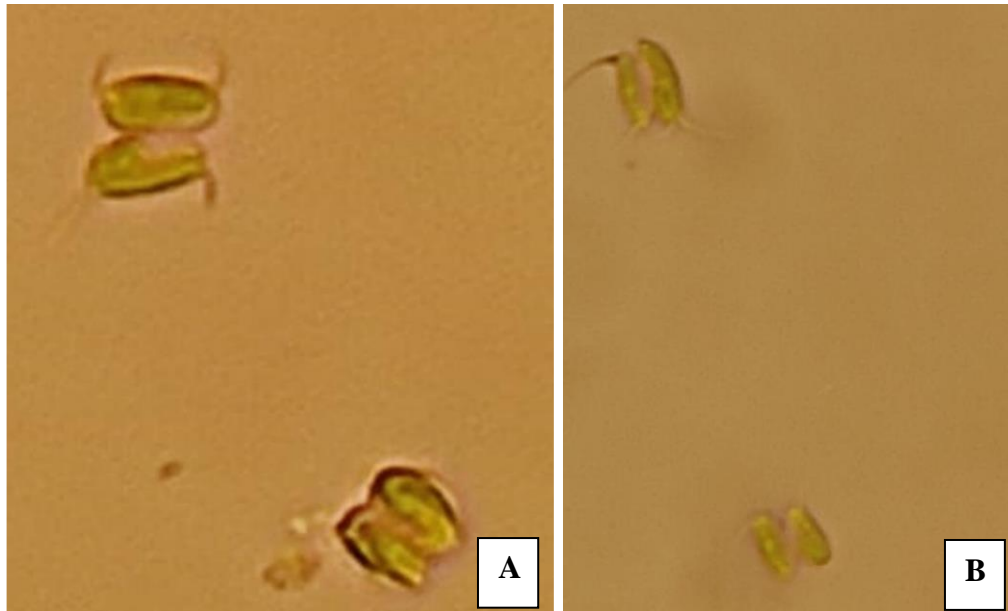


Figura 27. *Desmodesmus* sp. **A)** Morfotipo con dos células y cuatro espinas. **B)** Morfotipo con dos células y dos espinas alternadas. Elaboración propia.

En el proceso de identificación se observaron algunas problemáticas, de acuerdo a Pandey & Tiwari (2010), en el caso de la temperatura, la adecuada para el crecimiento óptimo de *A. maxima* varía de entre los 30 – 35 °C, y basado en Oliveira *et al.* (1999) la temperatura para mantener el crecimiento de un cultivo, ronda entre los 17 a 20 °C y cambios como el pH, la salinidad o el medio ambiente podrían afectar la forma de transformación (de espiral a recta), es decir, a un pH alto de 11,5 a 12,5, la cantidad de espirales disminuye y finalmente se convierte en una línea recta, por lo tanto, el aumento del nivel de pH inicial restringe la forma de espiral (Sornchai & Iamtham, 2013) (Figura 28).

De acuerdo con Pandey *et al.* (2011), la intensidad de la luz primero favorece la división celular y después de alcanzar la intensidad de luz óptima, un aumento adicional en la intensidad de la luz inhibe la división celular, incluso se comenta que la intensidad recomendada son 5,000 luxes para el óptimo desarrollo de *A. maxima*.



Figura 28. Cultivo de *A. maxima*, en donde se observan ejemplares rectos y un ejemplar espiralado (Flecha). Elaboración propia.

Para el caso de *C. vulgaris*, no se identificaron problemáticas, debido a que se obtuvo la cantidad de biomasa requerida para el experimento, sin embargo, se observó que, al disminuir la cantidad de nutrientes, el contenido de biomasa también bajaba (Figura 29), ya que el nitrógeno es una fuente deseable para el crecimiento de *C. vulgaris*, así como otros nutrientes como el potasio, la aplicación de una cantidad adecuada de nutrientes y la utilización de la fuente de luz y nitrógeno apropiadas son factores importantes para mejorar la producción de biomasa de microalgas (Khalili *et al.*, 2015).

La identificación del género *Desmodesmus* distó, presentó inconsistencias, debido a que autores como Trainor (1969) especifican que su morfología en cultivo puede variar, comenzando por la desaparición de espinas, Lüring (2003), menciona que, al no contar con herbívoros, estos pierden las espinas, dejando únicamente el cenobio sin esta estructura que sirve como defensa ante la misma. No obstante, estos cambios también podrían darse gracias

a la cantidad de hierro añadida, así como las sales como el carbonato de calcio, como lo comentó Trainor (1969).

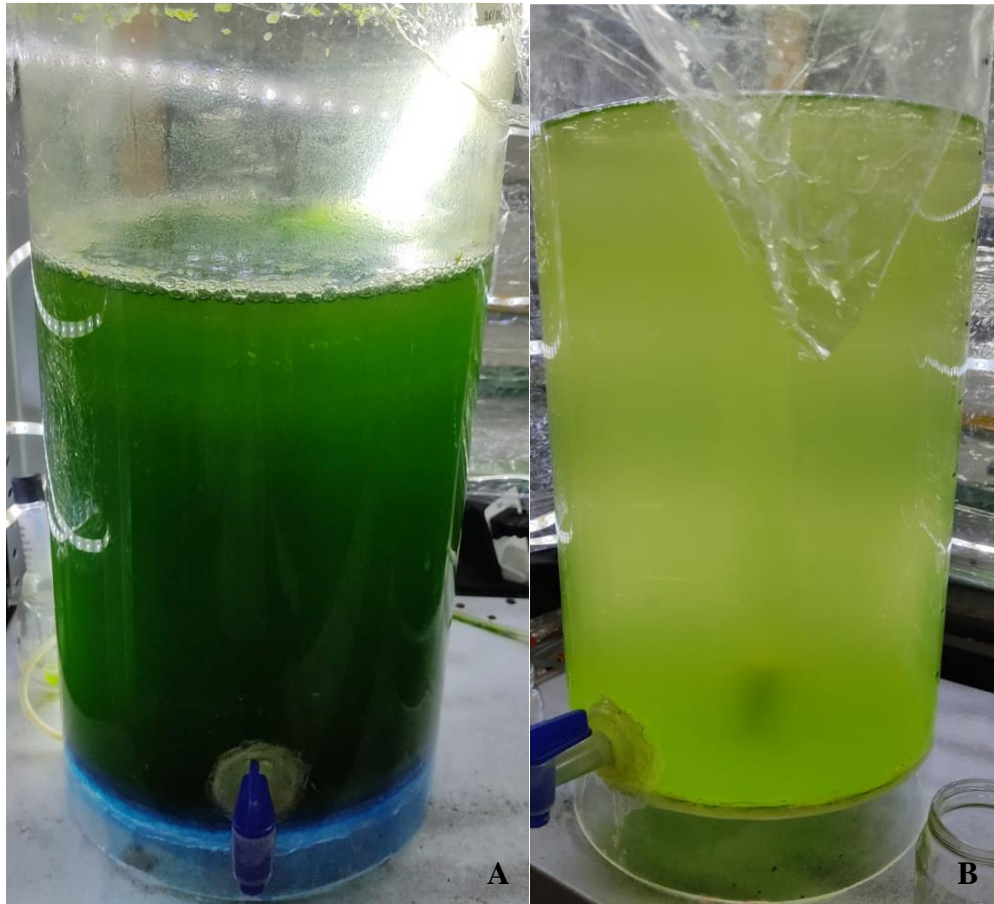


Figura 29. Reactor de *Chlorella vulgaris*. **A)** Alta cantidad de nutrientes. **B)** Baja cantidad de nutrientes. Elaboración propia.

Por otro lado, también se observaron cambios en la cantidad de células que conformaban el cenobio. De acuerdo con Conway & Trainor (1972); Trainor (1996); y Lürling (2003), debido a la disponibilidad de nutrientes e incluso el proceso de reproducción, el cual implica cambios muy rápidos. Con base en lo anterior, podemos observar ejemplares de cuatro células, considerándolo como la morfología inicial y estos cambian a lo largo de la sucesión poblacional a ejemplares compuestos por dos células, e incluso, individuos monocelulares, resultado de cuando las células hijas no son capaces de unirse, e incluso, la aparición de espinas adicionales en cada célula. Finalmente, también pueden ser el producto de la desintegración de colonias, durante el desarrollo del nuevo cenobio.

5.3. Preparación de soluciones

Basado en la metodología de Prieto-García *et al.* (2021) se seleccionó la longitud de onda (λ) de 550 (nm) a través de un barrido espectral para la realización de la curva de calibración (Figura 30), obteniendo un coeficiente de determinación (R^2) del 0.9998. Seleccionando las concentraciones mostradas en la Tabla 5 (apartado de 3.1). De acuerdo con Hernández-Zamora (2014), este cuenta con un rango de en 400-800 nm en espectro visible. Los ensayos se realizaron por triplicado utilizando los datos citados en la Tabla 9.

Tabla 9. Valores de absorbancia obtenidos de la lectura por concentraciones

Volumen (mg/L)	Absorbancia (λ) (nm)
5	0.096
10	0.189
15	0.273
20	0.367
25	0.460
30	0.547
35	0.639
40	0.718
45	0.807
50	0.899

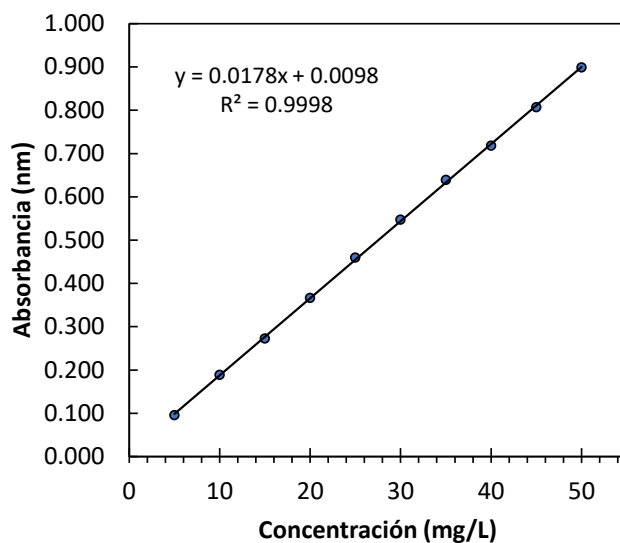


Figura 30. Curva de calibración de Absorbancia vs Concentración (mg/L) de Rojo Congo (RC) en solución acuosa. Elaboración propia.

5.4. Ensayos de remoción de colorante Rojo Congo (RC)

Las figuras 31, 32 y 33, reflejan los valores de la concentración de Rojo Congo (RC) residual de diferentes concentraciones (15 mg/L, 25 mg/L, 36.4 mg/L y 50 mg/L), con diferente cantidad de biomasa de los diferentes cultivos utilizados.

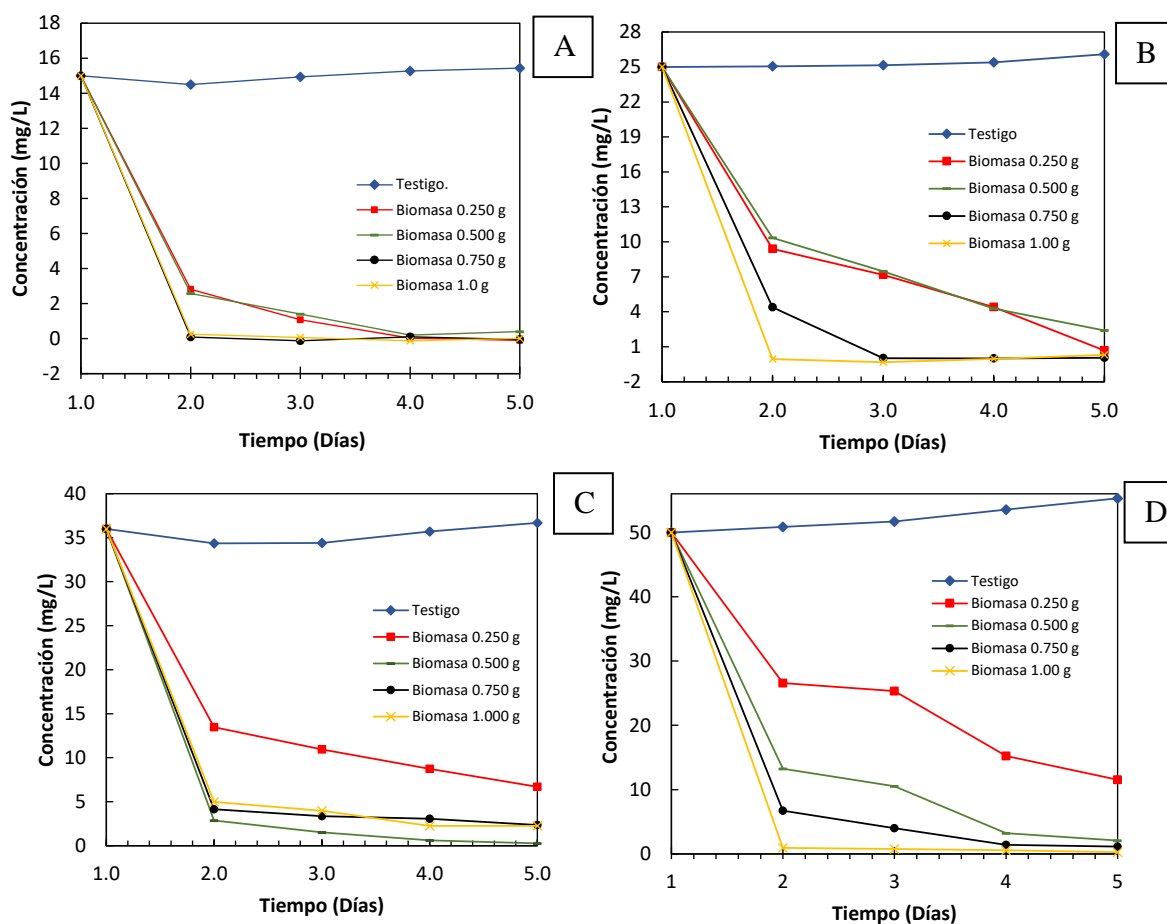


Figura 31. Líneas de tendencia de la concentración residual a partir de una concentración. (A) Perfil de 15 mg/L de Rojo Congo como concentración. (B) Perfil de 25 mg/L de Rojo Congo como concentración. (C) Perfil de 36.4 mg/L de Rojo Congo como concentración. (D) Perfil de 50 mg/L de Rojo Congo como concentración utilizando diferentes concentraciones de células vivas de *C. vulgaris*. Elaboración propia.

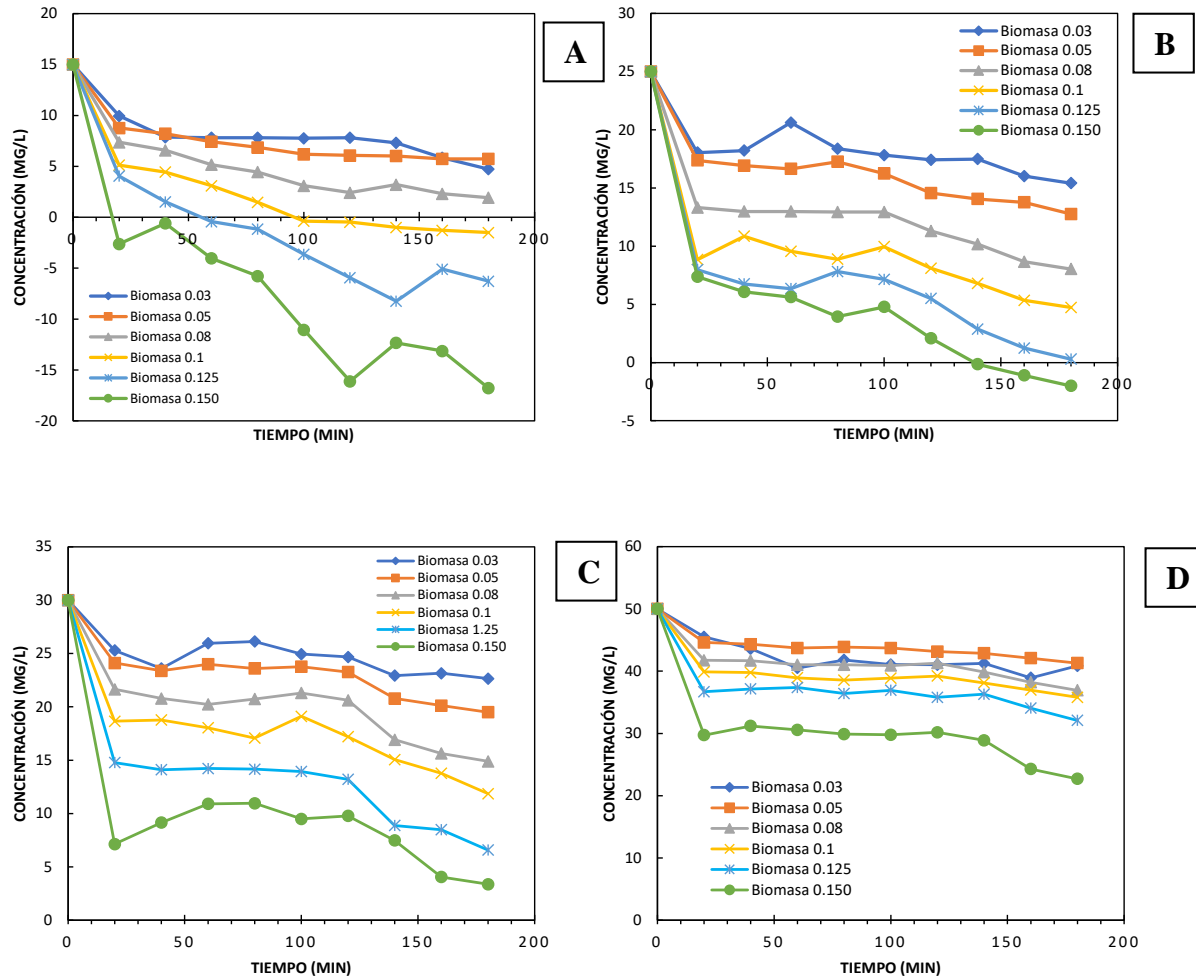


Figura 32. Líneas de tendencia de la concentración residual a partir de una concentración. **(A)** Perfil de 15 mg/L de Rojo Congo como concentración. **(B)** Perfil de 25 mg/L de Rojo Congo como concentración. **(C)** Perfil de 36.4 mg/L de Rojo Congo como concentración. **(D)** Perfil de 50 mg/L de Rojo Congo como concentración utilizando diferentes concentraciones de biomasa seca de *A. maxima*. Elaboración propia.

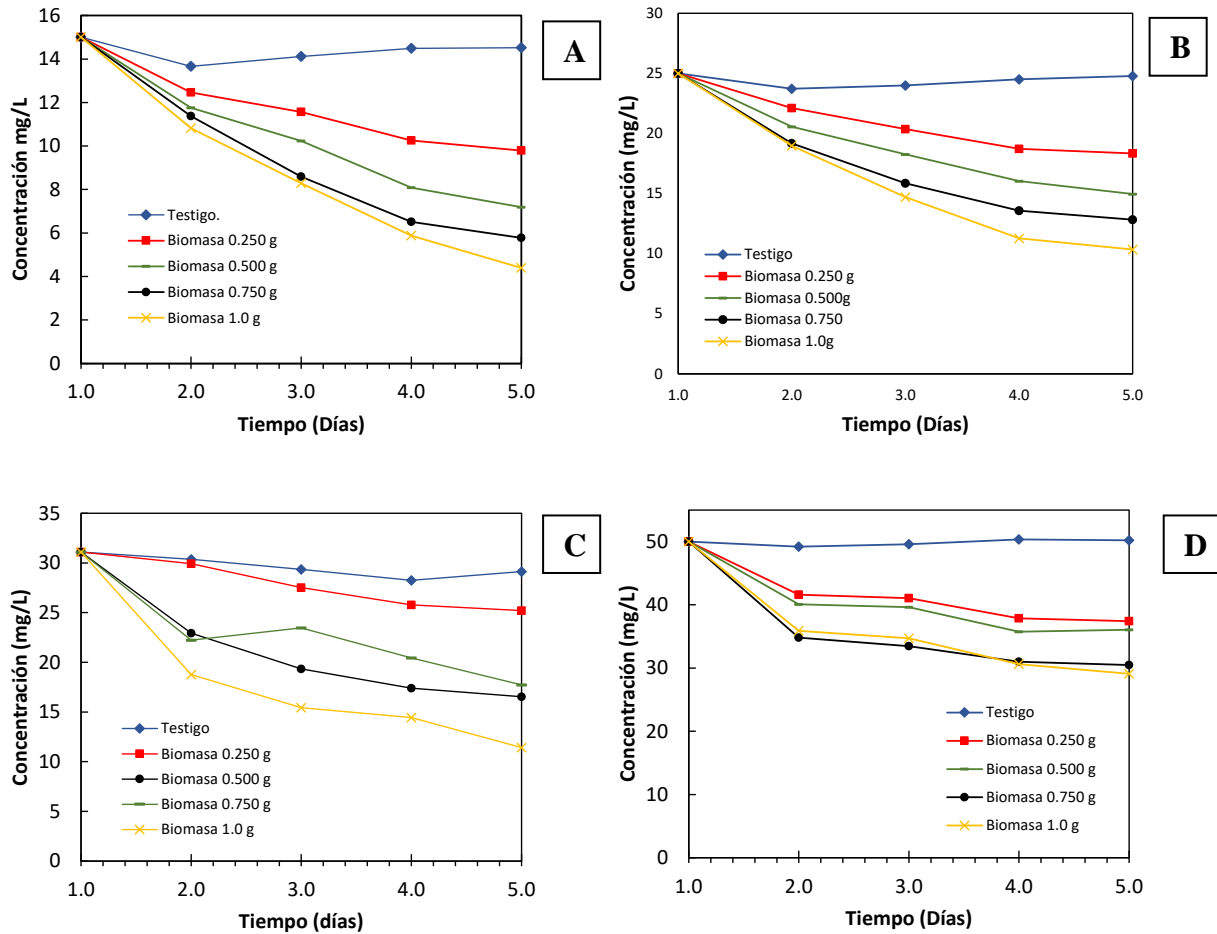


Figura 33. Líneas de tendencia de la concentración residual a partir de una concentración. **(A)** Perfil de 15 mg/L de Rojo Congo como concentración. **(B)** Perfil de 25 mg/L de Rojo Congo como concentración. **(C)** Perfil de 36.4 mg/L de Rojo Congo como concentración. **(D)** Perfil de 50 mg/L de Rojo Congo como concentración utilizando diferentes concentraciones de células vivas de *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp. Elaboración propia.

Si bien, el cultivo con mayor cantidad removida de colorante fue el de *C. vulgaris* (Figura 31A), en donde con concentraciones de 15 mg/L lo removió entre un 97 a un 100%, la capacidad para remover concentraciones altas no estuvo exenta de buenos porcentajes en los resultados, como se muestra en la Figura 31D, donde la remoción fue de 76% con 0.250 g de biomasa, mientras la más altas de las biomosas (1.0 g) tuvo un 99% de la remoción.

El mayor cambio se observó en el día dos, en donde la remoción registrada estuvo en un rango de entre un 60% a 90%, y los días restantes (tres y cuatro) aumentó al 99%, como se

observa en la Figura 31 para todos los casos. No obstante, aunque mantuvieron las mismas condiciones, el cultivo de *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp. no se obtuvieron porcentajes de remoción similares al cultivo de *C. vulgaris*. Aunque este manifestó el mismo comportamiento que las gráficas de la Figura 32, en este cultivo se pueden observar que conforme aumentó la concentración de colorante, la remoción es baja (Figura 33D).

Finalmente, los porcentajes obtenidos se pueden observar en la Tabla 12, siendo el 70% el mayor porcentaje de remoción con la biomasa más alta (1.0 g), con la concentración de Rojo Congo (RC) más baja (15 mg/L), y a diferencia de *C. vulgaris*, el cultivo mixto no presentó cambios en cuanto a la concentración hasta el día tres - cuatro, en donde ya se ha removido entre un 30 a 50% de la concentración del colorante.

A diferencia de otros autores, la aplicación de biomasa viva es una metodología nueva, la cual se siguió en este experimento, sin embargo, de acuerdo con Martínez-Tristán, (2012) y Hernández-Zamora, (2014), recomiendan es el uso de biomasa seca, en la cual, plantean la realización de un pretratamiento, que consiste en la deshidratación y trituración de la biomasa y esta se pesa y se coloca en las muestras problema. En el presente trabajo, se siguió esta misma metodología, con la excepción del uso de biomasa seca, la cual se sustituyó por biomasa viva, obteniendo resultados favorables, y similares a Prieto-García *et al.* (2021). La remoción con el uso de *C. vulgaris*, obtuvo un porcentaje de remoción similar que, con el uso de biomasa proveniente de cáscara de coco (Prieto-García *et al.*, 2021), en comparación del cultivo de *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp., en donde los porcentajes fueron bajos, sin embargo, estos pueden verse afectados por una contaminación secundaria debido a compuestos orgánicos que pueden filtrarse de las algas, lo que reduce la capacidad de biosorción, así como el pH y la composición de la pared celular (Ayele *et al.*, 2021; Sarkar & Dey, 2021).

En cuanto al colorante testigo, este no mostró cambios relevantes en su concentración por acción de la luz o el pH, de acuerdo con Ramón *et al.* (2013), se puede explicar que es un colorante estable que no es susceptible a la fotodegradación por la sola acción de la radiación UV, es decir, que la luz utilizada sobre los cultivos no afectó la foto-degradación. Por otra parte, el pH, se encargó de causar las diferencias de cargas entre la biomasa y colorante, lo

que generó una atracción electrostática que permitió la adsorción del colorante sobre la biomasa, permitiendo la adsorción.

La Figura 32 representa los perfiles de remoción de *A. maxima*, en donde algunas variables se modificaron, siguiendo la metodología de autores como Madrigales-Ubaldo *et al.* (2011), en un periodo de tiempo de 180 min. Sin embargo, comparándola con las Figuras 31 y 33, los comportamientos no presentan cambios, los tres cultivos concuerdan con la hipótesis en donde la tendencia es que, a mayor concentración de colorante, hay una menor remoción y a mayor cantidad de biomasa, mayor porcentaje de remoción.

Al comparar los datos obtenidos del cultivo de *A. maxima* con los cultivos anteriores, el porcentaje de remoción más alto fue del 211.87%, con la cantidad de 0.150 g de biomasa. En el caso de los datos de remoción negativa (Figura 32B) se establece que la presencia y aumento del pigmento (clorofila y pigmentos accesorio) interfirieron en el análisis, debido a que las células rotas al estar en constante agitación liberan el contenido celular, siguiendo metodologías similares a las utilizadas para la obtención de pigmentos como la clorofila y las ficocianinas, como lo describe el cuarto método de Maza *et al.* (2017). Finalmente, estos son leídos, y son los que aumentan de forma proporcional al tiempo, por lo que los porcentajes rebasan un 100% de remoción.

La metodología seguida para la remoción del colorante Rojo Congo (RC) con el cultivo de *A. maxima*, fue modificada debido a que muchas de las cianobacterias, en donde se incluye *A. maxima* poseen estructuras superficiales, como son vainas, cápsulas y mucílago, cuya composición es de polisacáridos, los cuales crean una barrera de protección ante la desecación y otros agentes, como por ejemplo los bacterianos (Jiménez-Ugalde & Kuri-Flores, 2009), lo que impidió la adsorción del colorante, no obstante, al aplicar esta técnica se obtuvieron porcentajes de remoción por arriba del 50%, demostrando que es efectivo, sin embargo, en comparación con Madrigales-Ubaldo *et al.* (2011), los porcentajes son menores, incluso en una concentración más baja, que en este caso fue de 50 mg/L, en comparación con la aplicada en su trabajo del 100 mg/L, en donde tuvo porcentajes superior al 80%.

Las Tablas 10, 11 y 12 indican los porcentajes de remoción finales con todas las cantidades de biomasa, demostrando que los ensayos de remoción son efectivos:

Tabla 10. Porcentajes de remoción final de *C. vulgaris*.

Porcentaje de remoción (%) Concentración (mg/L)	Biomasa (g)			
	0.250	0.500	0.750	1.000
15	100	97.30	100	99.93
25	97.26	90.37	99.81	98.76
36	81.40	99.29	93.47	93.78
50	76.94	95.82	97.73	99.45

Tabla 11. Porcentajes de remoción final de *A. maxima*.

Porcentaje de remoción (%) Concentración (mg/L)	Biomasa (g)					
	0.030	0.050	0.080	0.100	0.125	0.150
15	68.47	61.73	87.20	110	141.87	211.87
25	34.36	48.96	67.84	81.08	98.84	108.04
30	24.50	35	50.37	60.47	78.07	88.73
50	18.30	17.40	26.16	28.42	35.84	54.60

Tabla 12. Porcentajes de remoción final de *C. vulgaris* – *Desmodemus* sp.

Porcentaje de remoción (%) Concentración (mg/L)	Biomasa (g)			
	0.250	0.500	0.750	1.000
15	31.76	52.11	61.47	70.71
25	26.62	40.10	48.64	58.61
31.09	18.89	46.78	42.98	63.28
50	25.18	27.88	39.88	41.81

Se construyeron gráficas de remoción con el uso de Excel 2019 (© Microsoft, 2023) para observar los cambios más significativos (Figura 34, 35 y 36), siendo *C. vulgaris* el cultivo que más porcentaje de remoción presenta, seguido de la biomasa de *A. maxima*, finalmente, el cultivo mixto:

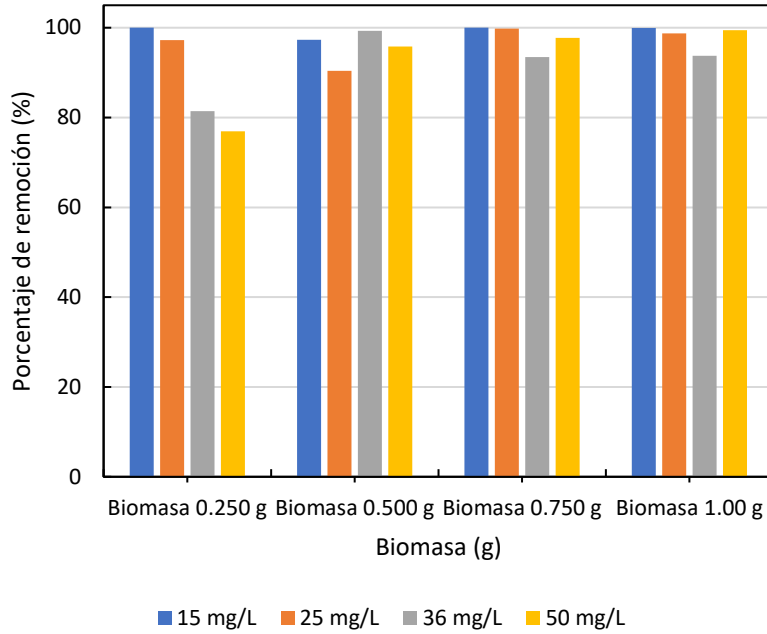


Figura 34. Porcentajes de remoción final de *C. vulgaris*. Comparación entre los porcentajes de remoción vs la biomasa utilizada. Elaboración propia.

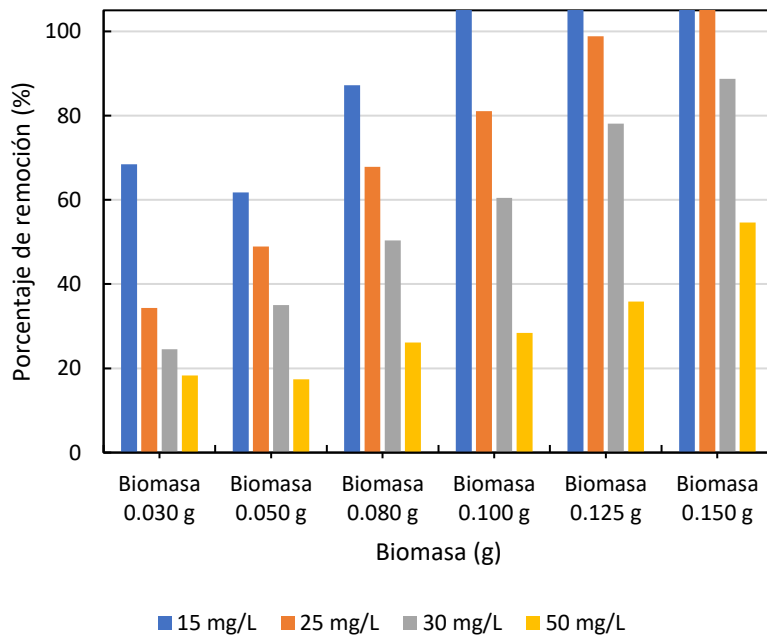


Figura 35. Porcentajes de remoción final de la biomasa de *A. maxima*. Comparación entre los porcentajes de remoción vs la biomasa utilizada. Elaboración propia.

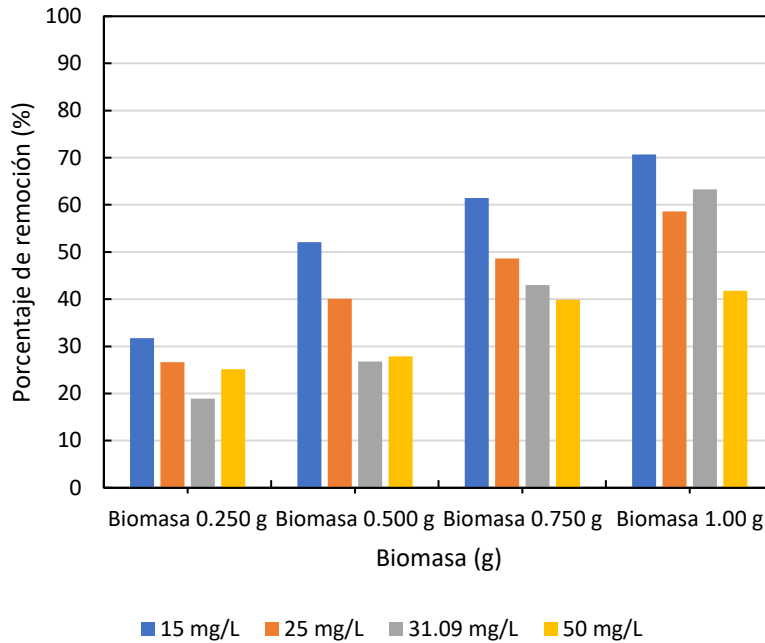
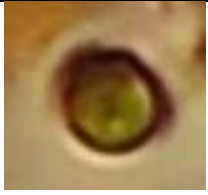

















Figura 36. Porcentajes de remoción final de *C. vulgaris* – *Desmodemus* sp. Comparación entre los porcentajes de remoción vs la biomasa utilizada. Elaboración propia.

5.5. Evaluación celular





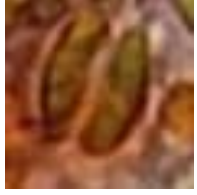



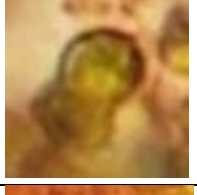



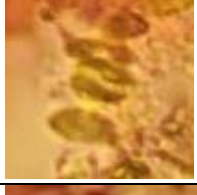





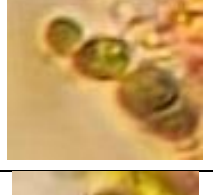
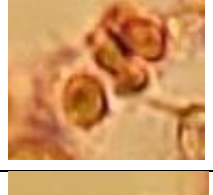
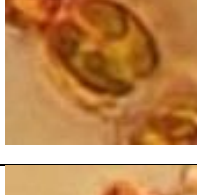
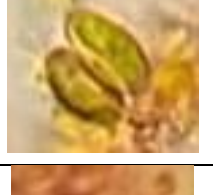
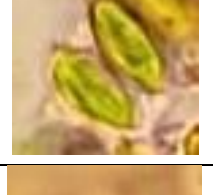

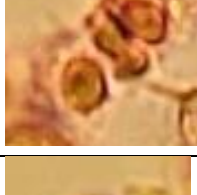

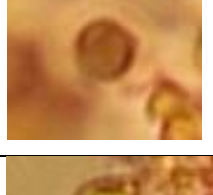

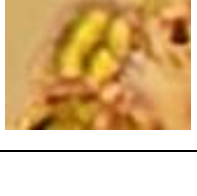
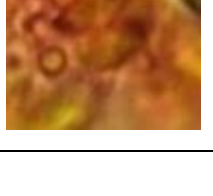

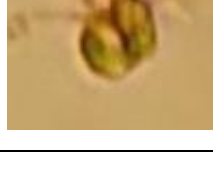
El análisis bajo el microscopio, permitió observar cómo la presencia del colorante Rojo Congo (RC) podría modificar la morfología celular, debido a que autores como Martínez-Tristán (2012) y Hernández-Zamora (2014), mencionan que los colorantes de tipo azoicos, como lo es el Rojo Congo (RC), son mutagénicos, lo cual afectaría en la morfología de nuevas generaciones de células (Tabla 13 y 14).

Tabla 13. Comparación morfológica por día de *C. vulgaris*

Días → C (mg/L)	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Obs.
15					No existe modificación morfológica alguna
25					No existe modificación morfológica alguna
36.4					No existe modificación morfológica alguna
50					No existe modificación morfológica alguna

Si bien, se considera a los colorantes azoicos mutagénicos y cancerígenos, no se observó cambio morfológico alguno en los organismos monitoreados durante los ensayos. Las células de *C. vulgaris*, de acuerdo con Komárek & Fott (1983), en donde se describe la morfología de las células de forma esférica a elíptica, un cloroplasto en forma de copa y la presencia de un pirenoide inmerso en él, lo observado después de haber aplicado el tratamiento de remoción del colorante Rojo Congo (RC), se confirma que no hubo ningún cambio.

Tabla 14. Comparación morfológica por día de *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp.

Días → C (mg/L)	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Obs.
15					No existe modificación morfológica alguna
					
25					No existe modificación morfológica alguna
					
36.4					No existe modificación morfológica alguna
					
50					No existe modificación morfológica alguna
					

Similar para las células del cultivo con *Desmodesmus* sp., tampoco se presentó cambios morfológicos visibles, de acuerdo con Komárek & Fott (1983), la morfología del género *Desmodesmus*, la cual corresponde a cenobios lineales, conformado por células ovaladas o elipsoidales, conformados de dos a 32 células, presencia de un cloroplasto dispuesto en forma parietal y con un pirenoide inmerso, este aún corresponde con las fotografías citadas en la Tabla 14, sin embargo, en ensayos con duración de más de cuatro días, ya se reportaban ejemplares con morfologías que ya no correspondían a la forma común del organismo, como fue el caso de *Desmodesmus* sp. (Figura 37), en donde se perdió la forma típica o habitual de la especie.

La Figura 37 se observa un ejemplo de un ejemplar de *Desmodesmus* sp. con dos espinas en la zona caudal y tres en la zona apical (flechas), sin embargo, la zona apical se encuentra de forma lateral, a como se observa comúnmente en este género, ejemplificando los cambios morfológicos después de siete días.



Figura 37. Morfología de un individuo de *Desmodesmus* sp. después de siete días de contacto con el colorante Rojo Congo (RC). Elaboración propia.

5.6. Proceso de biosorción

La biosorción está compuesta por dos métodos: la adsorción y la absorción. Para el caso de los cultivos utilizados con biomasa viva, se observó que mecanismo de remoción fue por adsorción, denominado bioadsorción (Figura 38), en donde la pared celular tanto de *C. vulgaris* como de *Desmodesmus* sp, fungió como biomaterial adsorbente, ya que esta

presentó tinción de color rojo, producto de un mecanismo captación pasiva, en donde Mehta & Gaur, (2005), lo expresan mediante el uso de los iones metálicos, los cuales se adsorben en la superficie celular en un lapso de tiempo relativamente corto, es decir, en pocos segundos o minutos, como producto de mecanismo de protección.

Uno de los mecanismos adaptativos desarrollados por las algas cuando estas se sienten bajo estrés, es la producción de polisacáridos extracelulares, como resultado de un mecanismo de autodefensa. Los polisacáridos extracelulares mejoran la capacidad del organismo para la adsorción de iones peligrosos, y reducen la acumulación intracelular, además de aumentar la tolerancia frente a los iones, como por ejemplo los de arsénico mencionado en el trabajo de Danouche *et al.* (2021). Estos polisacáridos son capaces de formar una capa protectora extracelular en la superficie de la pared celular, previniendo el efecto nocivo en el entorno intracelular. Por lo tanto, su excreción es un mecanismo de supervivencia, permitiendo el mantenimiento de la integridad celular (Danouche *et al.*, 2021).

La biosorción de contaminante en los polisacáridos extracelulares puede estar relacionada con las propiedades de la superficie celular y los grupos funcionales. Esto gracias a que la pared funge como barrera de secuestro, la cual funciona como evasión de la toxicidad (Ayele *et al.*, 2021), para este caso los metales que gracias a las cargas con las que cuenta los grupos funcionales presentes en la composición de la pared celular.

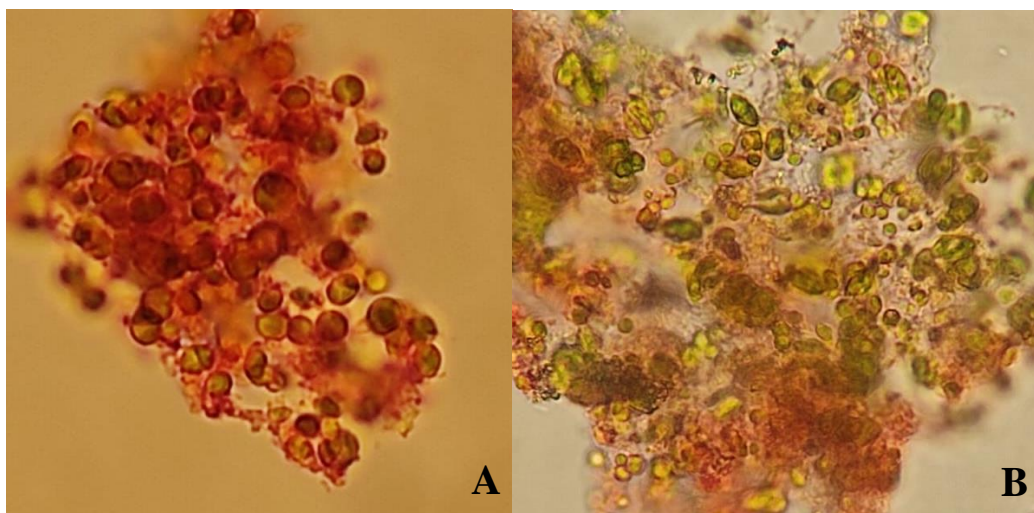


Figura 38. Adsorción por los cultivos: **A)** Cultivo de *C. vulgaris* teñido por Rojo Congo (RC), **B)** Cultivo mixto *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp. teñido por Rojo Congo (RC).
Elaboración propia.

Otro proceso observado fue el de bioabsorción en individuos del cultivo de *C. vulgaris* (Figura 39), esto debido a que el proceso de captación activa, que, a diferencia del de adsorción depende del metabolismo, provocando el transporte de iones a través de la membrana celular hacia el citoplasma. No obstante, en otros casos, el transporte de estos iones también puede ocurrir a través de la difusión pasiva, debido al aumento de la permeabilidad de la membrana celular inducida por el contaminante (Mehta & Gaur, 2005).

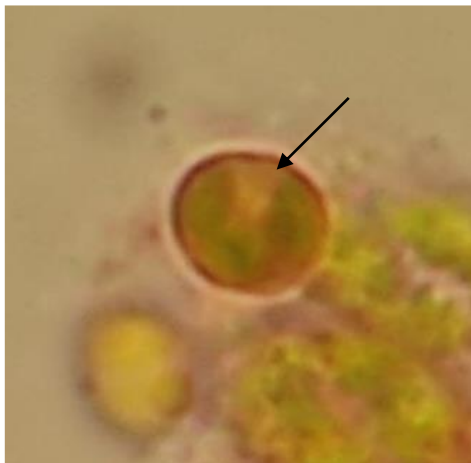


Figura 39. Absorción de colorante Rojo Congo por *C. vulgaris*, la flecha indica la acumulación por dentro de la célula. Elaboración propia.

En el caso del uso de la biomasa de *A. maxima*, se observó únicamente el proceso de adsorción, debido a que la biomasa viva reduce la capacidad de biosorción. Se pueden usar varias técnicas de pretratamiento mediante la transformación o el uso de reactivos para cambiar las propiedades fisicoquímicas de la pared celular y eliminar las impurezas de la superficie, así como para exponer los sitios de unión, algunos de los reactivos incluyen ácidos, álcalis, solventes orgánicos, tales como el alcohol, acetona y tolueno, y sales inorgánicas como el NaCl y Na₂CO₃ (Danouche *et al.*, 2021).

5.7. Cinética de crecimiento biológico

El comportamiento del crecimiento de los organismos dentro del proceso se analizó utilizando el modelo de la ecuación de Monod. Para poder observar el comportamiento de la densidad óptica de la concentración en los cultivos de *C. vulgaris* y *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp., se realizó una curva de calibración, siguiendo la lectura con la absorbancia

propuesta de Delgado *et al.* (1977) a una longitud de onda de 660 nm, obteniendo valores presentes en la Figura 40 y un coeficiente de R^2 del 0.9952.

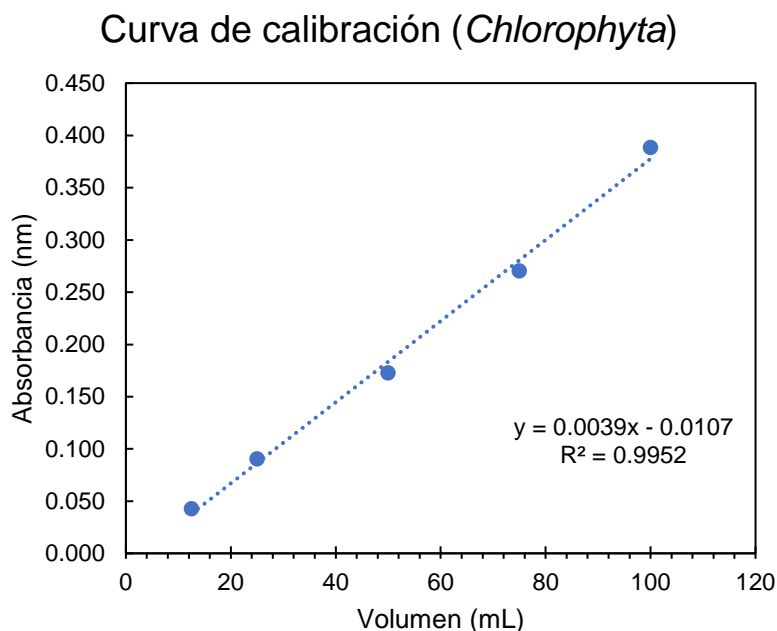


Figura 40. Curva de calibración para *Chlorophyta*. Elaboración propia.

A partir de la curva de calibración, se determinó la lectura en cada ensayo para cada concentración de colorante (15 mg/L, 25 mg/L, 30 mg/L y 50 mg/L).

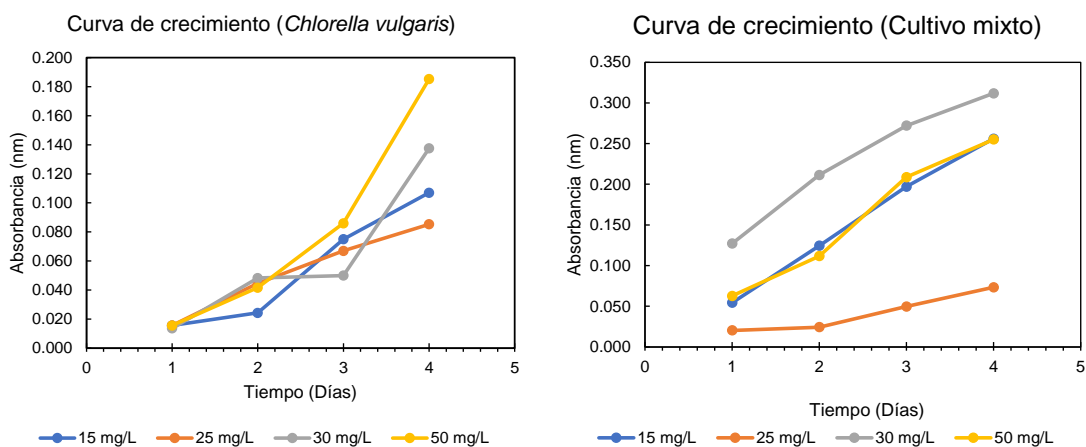


Figura 41. Tendencia de las curvas de crecimiento del cultivo de *C. vulgaris* (izquierda) y el cultivo mixto (derecha). Elaboración propia.

La Figura 41 representa del lado izquierdo la curva de crecimiento del cultivo de *C. vulgaris* para cada uno de los ensayos, mientras que, del lado derecho, se muestra la curva de crecimiento para el cultivo mixto, en donde se observa la misma tendencia para ambos ensayos, es decir, que conforme más pasó el tiempo los cuatro días, aumentó la absorbancia y con ella la concentración celular.

Se documentó el crecimiento de *C. vulgaris* y *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp., a las concentraciones, concretamente de 15 mg/L, 25 mg/L, 30 mg/L y 50 mg/L, y a partir de las mediciones obtenidas, se calcularon las tasas de crecimiento específicas (μ) de *C. vulgaris* y *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp. y se obtuvieron valores similares en la fase exponencial en el trabajo de Acuner & Dilek, (2004) (Tabla 15), en donde se utiliza Amarillo Tectilón 2G, colorante de tipo azo, con una estructuración similar al Rojo Congo (RC), y en comparación con este trabajo, obtuvieron los mismos resultados, es decir, que el colorante no mostró afectación en el crecimiento y desarrollo del alga.

Tabla 15. Tasas de crecimiento específicas (μ) por cultivo.

Cultivo	Biomاسas (g)	Tasas de crecimiento específicas (μ)
<i>Chlorella vulgaris</i>	0.250	0.0287 -1 h
	0.500	0.0229 -1 h
	0.750	0.029 -1 h
	1.00	0.0339 -1 h
<i>Chlorella vulgaris</i> – <i>Desmodesmus</i> sp.	0.250	0.0213 -1 h
	0.500	0.019 -1 h
	0.750	0.029 -1 h
	1.00	0.0339 -1 h

Esto se puede ver reflejado en las gráficas representativas (Figuras 42 y 43) de las diferentes concentraciones de colorante con las diferentes concentraciones de biomasa.

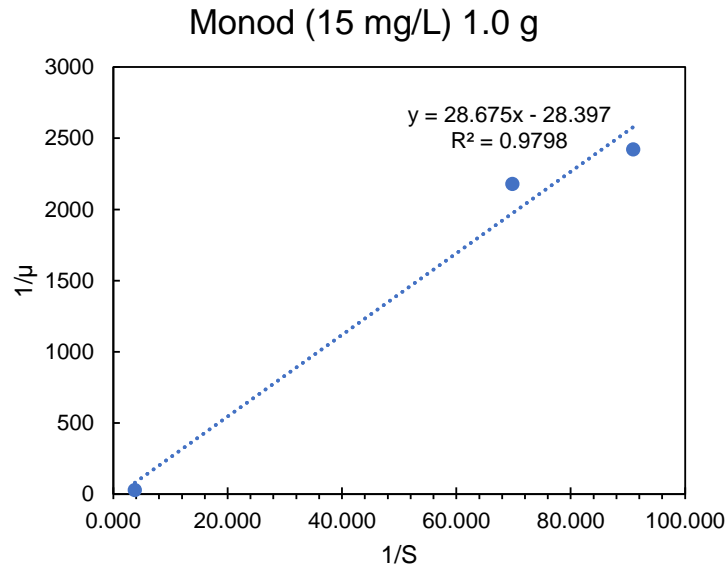


Figura 42. Coeficiente de determinación obtenido de la ecuación de Monod para el cultivo de *C. vulgaris*. Elaboración propia.

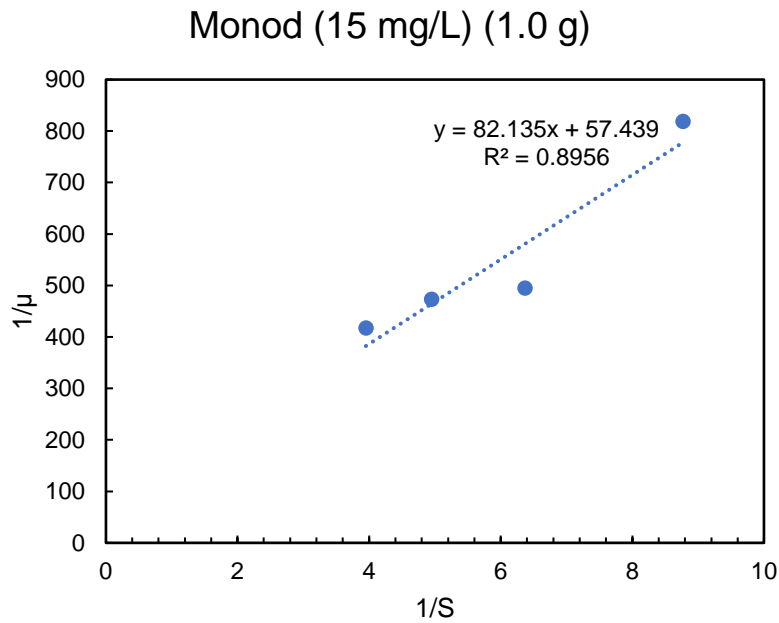


Figura 43. Coeficiente de determinación obtenido de la ecuación de Monod para el cultivo de *C. vulgaris – Desmodesmus sp.* Elaboración propia.

El comportamiento del crecimiento del cultivo de *C. vulgaris* (Figura 42) y el cultivo *C. vulgaris – Desmodesmus sp.*, (Figura 43) en una concentración de colorante de 15 mg/L, en

donde se graficó el sustrato en contra de la velocidad de crecimiento (linealizado), y se destacó que el crecimiento no se ve afectado por el sustrato.

5.8. Mecanismo de sorción

La acumulación de contaminantes se debe al proceso de adsorción, es relevante la pared celular en la adsorción y absorción con respecto a iones metálicos, ya que es una superficie, compuesta por polisacáridos externos y posee unión a ligandos citoplásmicos, fitoquelatinas y metalotioneínas y otras moléculas intracelulares; además de muchos grupos funcionales, como hidroxilo (^-OH), fosforilo ($^-PO_3O_2$), amino ($^-NH_2$), carboxilo (^-COOH), sulfhidrilo (SH), entre otros, los cuales, le confieren carga negativa a la superficie celular (Mehta & Gaur, 2005) y son responsables de causar una fuerza de atracción fuerte entre los colorantes y la pared celular.

El proceso de biosorción por parte de los microorganismos se centra en las moléculas presentes la pared celular; la biosorción implica una combinación de varios mecanismos, como la atracción electrostática, la formación de complejos, el intercambio iónico, las fuerzas covalentes, las fuerzas de Van Der Waals, la adsorción superficial y el secuestro de microestructuras (Beni & Esmaeili, 2020). Este proceso consta de dos pasos:

- 1) El movimiento de la masa de soluto que contiene el ion y el ion que llega a la superficie adsorbente, en donde se lleva a cabo de manera relativamente rápida.
- 2) El segundo paso es transferir el componente disuelto desde la superficie del adsorbente a los sitios activos internamente y unir el componente disuelto con los sitios activos, lo cual es un proceso relativamente lento (Beni & Esmaeili, 2020).

El Rojo Congo (RC), cuenta con cierta afinidad con las fibras de celulosa, debido a una asociación no covalente (Prieto-García *et al.*, 2021). La tinción de Rojo Congo se realiza sobre la superficie a través de enlaces por puente de hidrógeno (Merck, 2021). De hecho, la adsorción química del adsorbato ocurre sobre los grupos funcionales ^-COOH y ^-OH presentes en la superficie de la célula, así como por la atracción electrostática que ocurre entre los contaminantes en su forma iónica. Además de que se ve beneficiado por el aumento del área superficial del material adsorbente (Présiga-López *et al.*, 2021). Este mecanismo de biosorción es observable en los cultivos utilizados con biomasa viva, debido al contenido en

polisacáridos, compuestos principalmente de C, H y O, principales elementos que conforman los grupos funciones COOH y OH .

Safi *et al.* (2014) mencionaron que el contenido de azúcares en *C. vulgaris* es del 74% en azúcares (polisacáridos), mientras que Spain & Funk, (2022) mencionaron que para *Desmodesmus* sp. es del 20 al 24%.

Dado que el proceso de biosorción se lleva a cabo por biomasa muerta/inactiva para el caso de *A. maxima*, esta, tuvo lugar extracelularmente. En este caso, los grupos funcionales aniónicos presentes en el peptidoglicano, los fosfolípidos y los lipopolisacáridos de las cianobacterias fueron los componentes principales del carácter aniónico del proceso responsable de la unión de los iones a la pared celular (Cepoi *et al.*, 2016).

Factores como la modificación alcalina (aumento en el pH) se usan comúnmente para mejorar la capacidad de sorción de los materiales biológicos. El tratamiento con una solución de NaOH aumenta la carga negativa de la superficie celular de las algas y las reacciones de hidrólisis conducen a la formación de más grupos hidroxilo (OH) y carboxilos (COOH), tanto en forma no disociada como disociada. Esto da como resultado una biomasa de algas con mayor capacidad de unión (Cheng *et al.*, 2019).

5.9. Cinética de reacción (biosorción)

La aplicación de los modelos cinéticos a los datos experimentales de la adsorción del colorante Rojo Congo (RC) en función del tiempo, se realizaron para evaluar cuál de los modelos propuestos es el que mejor describe la cinética de reacción del proceso, calculando K que es la constante de tiempo, y de acuerdo con el orden de la reacción K toma diferentes unidades. Las tablas 16A, 16B y 16C muestra los datos obtenidos de la aplicación de los modelos de Pseudo-Primer Orden y Pseudo-Segundo Orden de la cinética de adsorción del colorante Rojo Congo (RC).

Tabla 16A. Parámetros cinéticos de la biosorción del colorante Rojo Congo (RC) para *C. vulgaris*

Cultivo	Modelo cinético	Biomasa (g)	Constante de velocidad	q_e (exp) (mg/L)	q_e (teórica) (mg/L)	R^2	% de error
<i>Chlorella vulgaris</i>	Pseudo – 1er orden	0.250	$K_1 = -1.09E-02$ 1/h	11.53	55.91	0.9087	79.73
		0.500	$K_1 = 1.86E-02$ 1/h	2.09	21.33	0.6927	90.20
		0.750	$K_1 = 7.23E-04$ 1/h	1.13	4.09	0.8815	72.37
		1.00	$K_1 = -2.78E-03$ 1/h	0.27	10.33	0.9902	97.38
	Pseudo – 2do orden	0.250	$K_2 = 0.1570$ mg/L*h	11.53	0.57	0.9174	1922.80
		0.500	$K_2 = 0.0180$ mg/L*h	2.09	0.75	0.9228	178.66
		0.750	$K_2 = 0.0064$ mg/L*h	1.13	1.63	0.9407	30.67
		1.00	$K_2 = 0.0020$ mg/L*h	0.27	0.98	0.8296	72.44

Tabla 16B. Parámetros cinéticos de la biosorción del colorante Rojo Congo (RC) para *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp.

Cultivo	Modelo cinético	Biomasa (g)	Constante de velocidad	q_e (exp) (mg/L)	q_e (teórica) (mg/L)	R^2	% de error
<i>Chlorella vulgaris</i> – <i>Desmodesmus</i> sp.	Pseudo – 1er orden	0.250	$K_1 = -3.65E-02$ 1/h	37.4	18.69	0.8973	100.10
		0.500	$K_1 = -1.20E-02$ 1/h	36.06	28.16	0.8004	28.05
		0.750	$K_1 = -1.11E-02$ 1/h	30.46	23.58	0.9512	29.17
		1.00	$K_1 = -1.27E-02$ 1/h	29.09	28.98	0.952	0.37
	Pseudo – 2do orden	0.250	$K_2 = 0.234$ mg/L*h	37.4	43.66	0.8971	14.35
		0.500	$K_2 = 0.027$ mg/L*h	36.06	42.19	0.7988	14.52
		0.750	$K_2 = 0.010$ mg/L*h	30.46	36.63	0.9513	16.84
		1.00	$K_2 = 0.003$ mg/L*h	29.09	39.84	0.9515	26.98

Tabla 16C. Parámetros cinéticos de la biosorción del colorante Rojo Congo (RC) para *A. maxima*

Cultivo	Modelo cinético	Biomasa (g)	Constante de velocidad	q_e (exp) (mg/L)	q_e (teórica) (mg/L)	R^2	% de error
<i>Arthrospira maxima</i>	Pseudo – 1er orden	0.030	$K_1 = 1.06E-05$ 1/h	40.85	40.04	0.5888	2.02
		0.050	$K_1 = 1.21E-05$ 1/h	41.3	40.48	0.9143	2.02
		0.080	$K_1 = 6.81E-06$ 1/h	36.92	36.14	0.8438	2.15
		0.100	$K_1 = 2.99E-05$ 1/h	35.79	35.05	0.7881	2.11
		0.125	$K_1 = 2.87E-04$ 1/h	32.08	31.38	0.6511	2.23
		0.150	$K_1 = 4.17E-06$ 1/h	22.7	22.10	0.6334	2.71
	Pseudo – 2do orden	0.030	$K_2 = 1.71E-01$ mg/L*min	40.85	0.79	0.5868	5070.88
		0.050	$K_2 = 6.68E-02$ mg/L*min	41.3	0.81	0.9045	4998.76
		0.080	$K_2 = 1.26E-01$ mg/L*min	36.92	0.77	0.8225	46.94
		0.100	$K_2 = 2.55E+00$ mg/L*min	35.79	0.73	0.7681	4802.73
		0.125	$K_2 = 7.08E+00$ mg/L*min	32.08	0.69	0.6352	4149.27
		0.150	$K_2 = 1.19E-01$ mg/L*min	22.7	0.61	0.615	3621.31

Los resultados arrojan que el modelo cinético que mejor se ajusta para los ensayos de *C. vulgaris* y el cultivo mixto es el modelo de Pseudo-Segundo Orden (Tabla 16A y 16B) dicha afirmación se concreta con la toma de dos criterios, el valor del coeficiente de determinación (R^2) así como el valor del porcentaje de error obtenido de comparar el valor experimental de q_e con el valor obtenido mediante el modelo teórico. A pesar que la diferencia entre los coeficientes de determinación no es grande, se observó por medio del porcentaje de error que el modelo de Pseudo-Segundo Orden es una mejor aproximación, es decir, que la biomasa y la concentración del colorante interactúan en la velocidad de reacción, representada en la ecuación (11).

$$\frac{d[RC]}{dt} = K_2[RC]^1[E.V]^1 \quad (11)$$

En donde:

[RC] = Concentración del Rojo Congo (RC) disponible

[E.V] = Cantidad de espacios vacíos disponibles

Mientras que para el caso de *A. maxima*, se rige por el modelo de Pseudo-Primer Orden (Tabla 16C), es decir, que la biomasa o la concentración del colorante interactúan en la velocidad de la reacción, y se puede representar en la ecuación (12).

$$\frac{d[RC]}{dt} = K_1[RC]^0[E.V]^1 \text{ o } \frac{d[RC]}{dt} = K_2[RC]^1[E.V]^0 \quad (12)$$

En donde:

[RC] = Concentración del Rojo Congo (RC) disponible

[E.V] = Cantidad de espacios vacíos disponibles

Por otro lado, el comportamiento de K con respecto de la biomasa en referencia al cultivo de *C. vulgaris* y el cultivo mixto nos indica que, a mayor cantidad de biomasa, la velocidad de remoción (K) disminuye como se observa en la Figura 44:

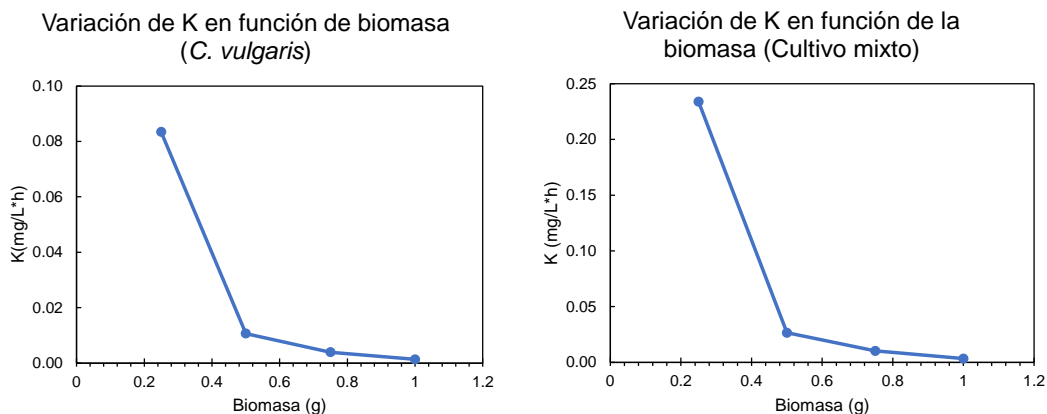


Figura 44. Comportamiento de la K en función de la biomasa. Comportamiento de K_2 con respecto a la biomasa de *C. vulgaris* (izquierdo), lado derecho, comportamiento de K_2 con respecto a la biomasa del cultivo mixto. Elaboración propia.

Con el uso de la biomasa seca de *A. maxima* la velocidad de remoción (K) aumentó con respecto a la cantidad de biomasa (Figura 45):

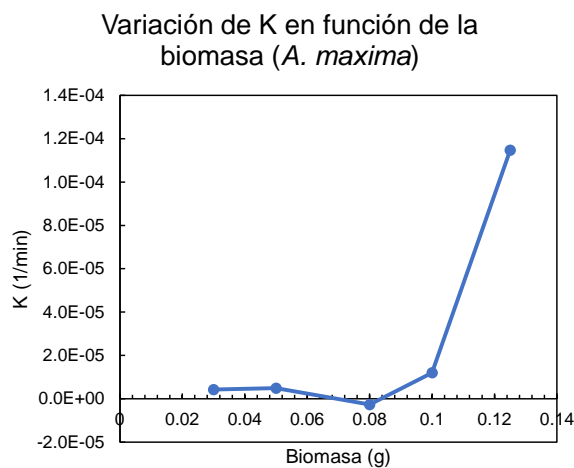


Figura 45. Comportamiento de K_1 con respecto a la biomasa de *A. maxima*. Elaboración propia.

5.10. Isotermas de adsorción

Existen diferentes modelos matemáticos utilizados para explicar los procesos de sorción. Dentro de los modelos más utilizados para interpretar una isoterma de adsorción se encuentran el modelo de Langmuir y Freundlich. Estos modelos indican como las moléculas adsorbidas se distribuyen entre la fase líquida y la sólida cuando el proceso de adsorción

alcanza un estado de equilibrio, además de modelos describen el fenómeno de la adsorción (Rivas *et al.*, 2014). Aplicaron ambos modelos de interpretación para los resultados obtenidos:

Para el caso de los ensayos con *C. vulgaris*, se determinó que el proceso se ajustó al modelo de Freundlich, ya que se obtuvo un coeficiente de determinación de 0.9674, es decir, que el proceso de biosorción se llevó a cabo por una unión de multicapa (Rivas *et al.*, 2014) en comparación al trabajo de Martínez-Tristán, (2012) donde se utilizó biomasa seca de *Chlorella* y su proceso se ajustó al modelo de Langmuir donde el fenómeno de sorción se realizó en monocapa. En la figura 46 se observa los modelos matemáticos linealizados y el coeficiente de determinación.

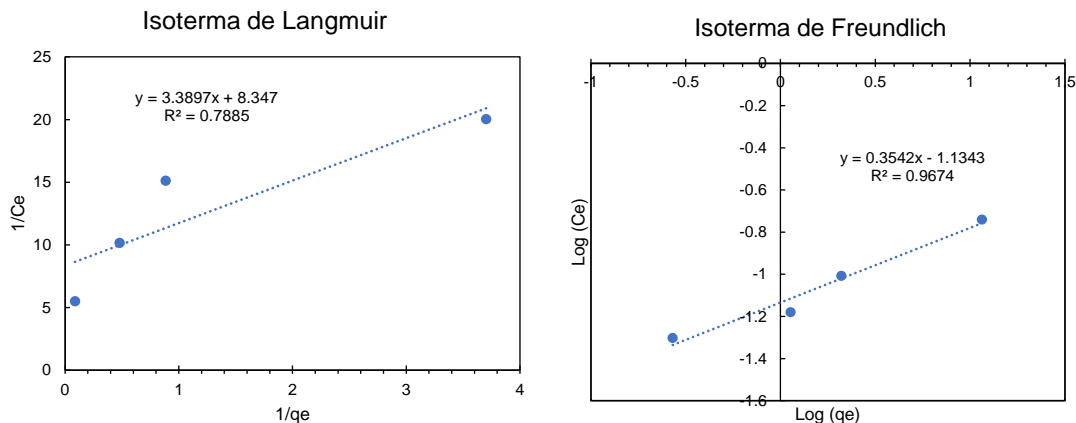


Figura 46. Isothermas representativas del proceso de *C. vulgaris* (50 mg/L). Elaboración propia.

Sin embargo, el comportamiento de las isothermas del cultivo de *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp. presentaron un comportamiento de adsorción homogéneo y se ajustan al modelo de Langmuir, por lo que se puede inferir que la presencia del alga *Desmodesmus* sp. interfiere con la adsorción del colorante o tiene algún comportamiento diferente.

La composición de la pared celular podría decir que interfiera con el proceso de la formación de enlaces de fuerzas de Van Der Waals, la cual afecta su eficiencia de remoción. En la Figura 47 se presentan las isothermas más representativas del proceso:

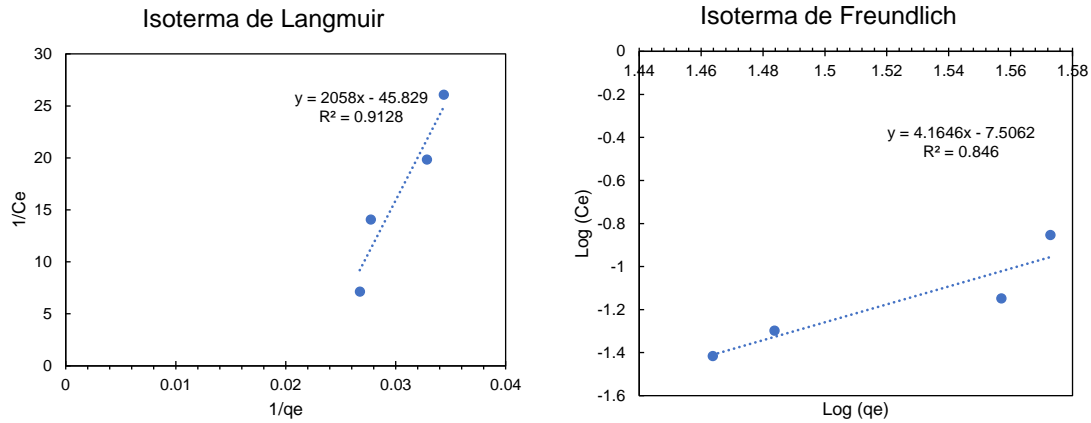


Figura 47. Isothermas representativas del proceso de *C. vulgaris* – *Desmodosmus* sp. Elaboración propia.

Para el caso de los datos de los ensayos con *A. maxima* (Figura 48), el comportamiento es similar al cultivo mixto (Figura 47), el proceso de *A. maxima* se ajustó al modelo de Langmuir con un coeficiente de determinación de 0.9128. Madrigales-Ubaldo *et al.* (2011) documentaron que su proceso de adsorción se ajustó al modelo de Langmuir obteniendo un coeficiente de determinación de 0.9696 en una concentración de 50 mg/L de Rojo Congo (RC), mientras que para el modelo de Freundlich fue de 0.846, determinando que el modelo adaptable a este proceso es el de Langmuir.

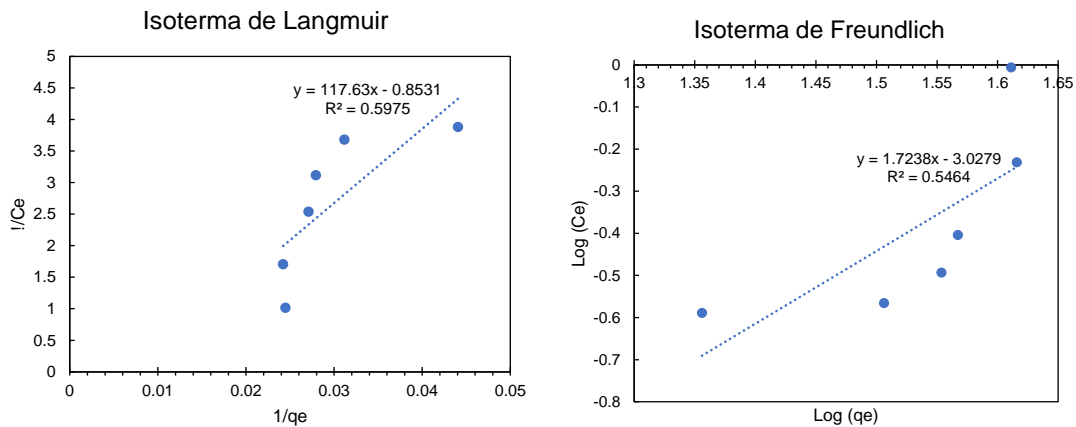


Figura 48. Isothermas representativas del proceso de *A. maxima*. Elaboración propia.

5.11. Análisis estadísticos

Para comparar la eficiencia de los diferentes cultivos se realizó un análisis estadístico en Rstudio (R Core Team, 2020), para conocer si los datos de los porcentajes de remoción presentaban o no normalidad. La prueba aplicada fue la de Shapiro-Wilks (Corso, 2005), que es un método gráfico, en donde los porcentajes de remoción mostraron no tener una distribución normal con un $p\text{-value} = 0.002687$, es decir, <0.05 , lo que indica una distribución no normal, expresada en la gráfica de la Figura 49, donde se observan los valores obtenidos durante cada ensayo (puntos negros) y la región sombreada es la aproximación de la normalidad, como se observa, la mayor cantidad de datos se encuentran sobre la región sombreada, lo que indicaría que la media hipotética es muy cercana a la media de los datos obtenidos.

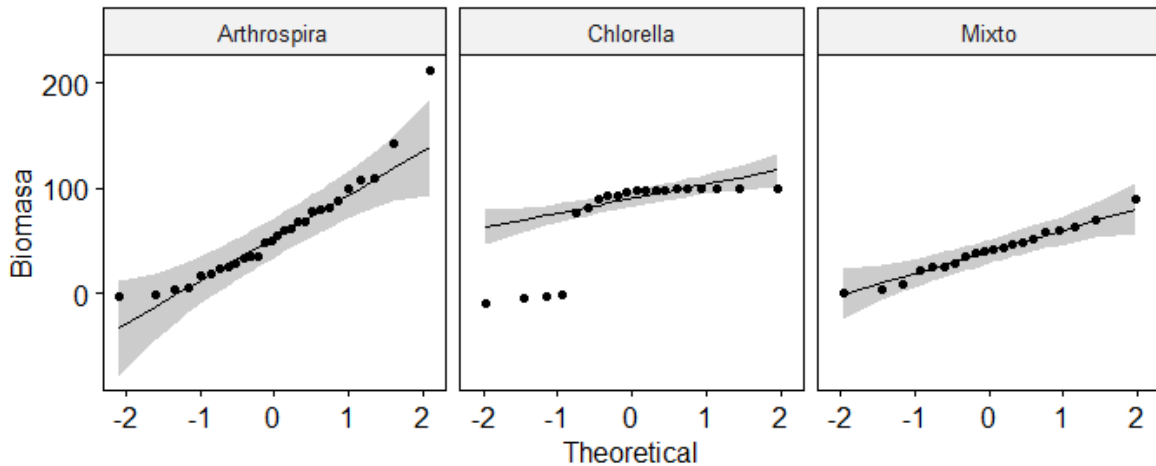


Figura 49. Comportamiento de las medias de los valores obtenidos vs la media hipotética proveniente de la prueba de Shapiro-Wilks. Elaboración propia.

Para comparar los dos valores entre tres poblaciones independientes cuya distribución no es normal se utilizó la prueba de H de Kruskal-Wallis (Corso, 2005), que es una prueba no paramétrica análoga a la prueba de ANOVA, utilizada para corroborar si existen diferencias relevantes entre dos o más grupos de una variable independiente en una variable dependiente ordinal o continua.

Aunque no se hayan considerado los mismos tratamientos para todos los medios de cultivos utilizados, se realizó una comparación de las medias de los datos entre los tres cultivos algales (Figura 50), en donde se observan graficadas las medias obtenidas de cada cultivo.

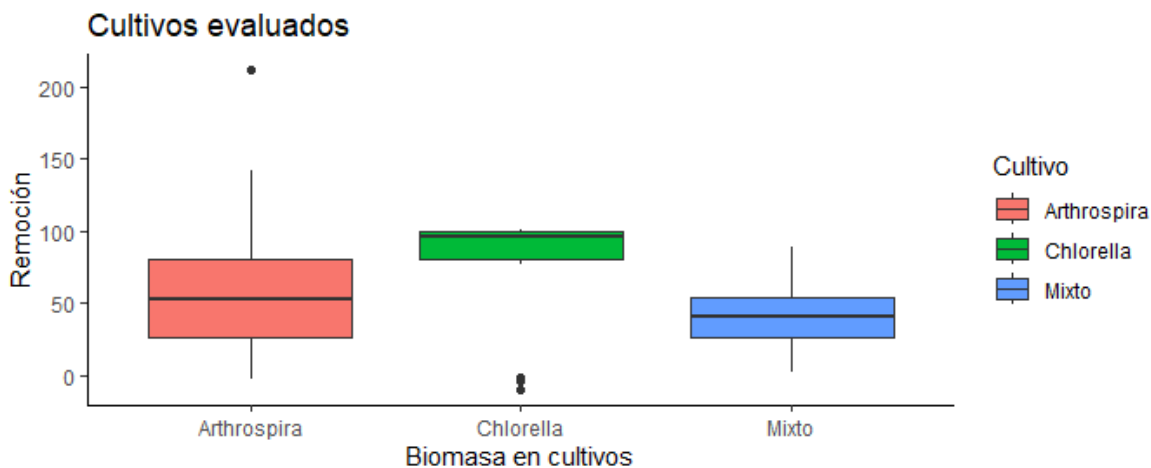


Figura 50. Cultivos evaluados: remoción vs Biomasa (cultivo utilizado). Elaboración propia.

Como se aprecia en la Figura 50, las medias del cultivo de *C. vulgaris* obtuvo medias más cercanas al 100%, lo que indicaría que, en comparación de los cultivos utilizados, y basado en su eficiencia, ésta fue mayor, en comparación con el cultivo mixto y el de *A. maxima*. Esto se constató con el p -value = 0.008197 obtenido de la prueba de Kruskal-Wallis (Corso, 2005), el cual es <0.05 , lo que indica que existen diferencias entre las medias de los datos obtenidos.

Si bien, el método estadístico considera la validez interna de los datos, se realizaron más pruebas estadísticas, siguiendo el mismo método para el caso de los cultivos en vivo que recibieron el mismo proceso utilizando las pruebas de Shapiro-Wilks para evaluar la normalidad, y basado en su p -value = 0.0009864, es decir, <0.05 , indicó una distribución no normal de los datos del cultivo de *C. vulgaris* y el cultivo mixto (Figura 51).

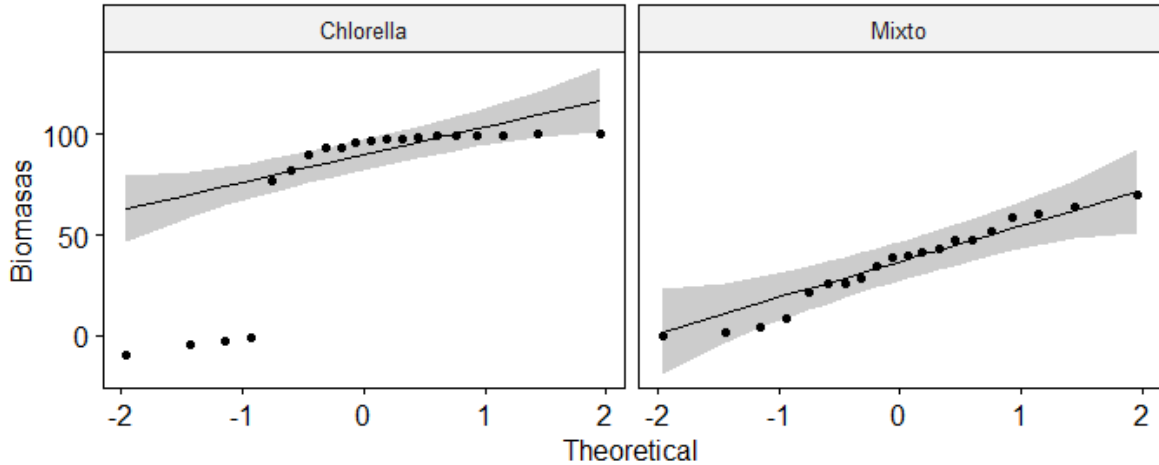


Figura 51. Comportamiento de las medias de los valores obtenidos vs la media hipotética proveniente de la prueba de Shapiro-Wilks. Elaboración propia.

Para comparar los datos de dos poblaciones independientes cuya distribución no fue normal se utilizó la prueba de U de Mann Whitney (Corso, 2005), la cual, es una prueba no paramétrica alternativa a la prueba t de muestras independientes y se utiliza para comparar dos medias que provienen de la misma población, así como para probar si dos medias muestrales son iguales o no. En este proyecto se utilizó para comparar los datos obtenidos entre los dos cultivos *C. vulgaris* y *C. vulagris – Desmodesmus* sp., debido a que cuentan con un mismo tratamiento, el valor obtenido del *p*-value de la prueba U de Mann Withney fue de *p*-value = 0.001226, demostrando que las medias de los datos difieren entre ellas, y como se observa en la Figura 52, se tiene una mayor eficiencia con el cultivo de *C. vulagris*, ya que las medias están centradas cercanas al porcentaje del 100%, en comparación con el cultivo mixto, donde las medias se encuentran centradas en un 30%.

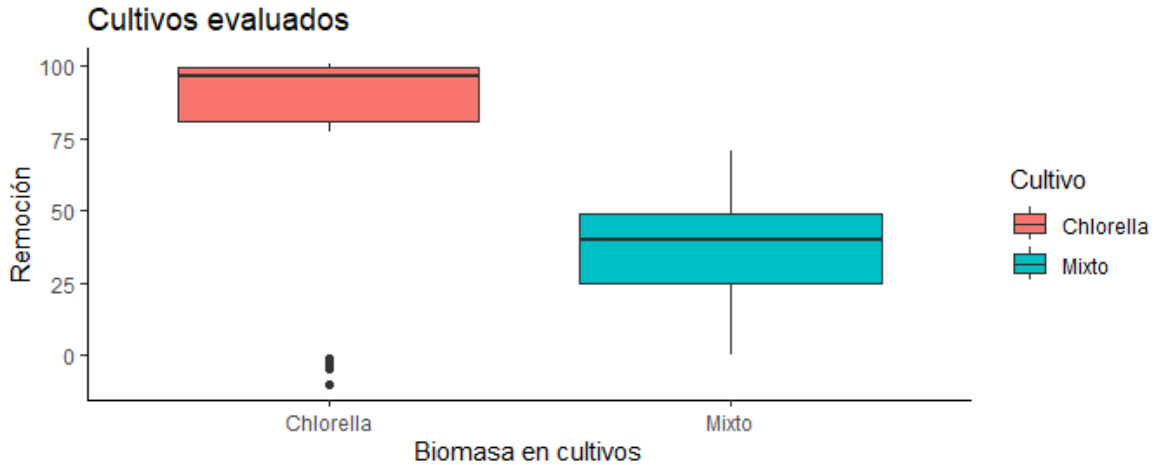


Figura 52. Prueba de U de Mann Withney. Comparación de medias de los datos obtenidos en experimentación del cultivo de *C. vulgaris* y el cultivo mixto. Elaboración propia.

Finalmente, se comparó la eficiencia independiente por biomazas del proceso, en donde se utilizó la biomasa de *A. maxima*, repitiendo el mismo procedimiento, se realizó la prueba de Shapiro-Wilks, en donde el $p\text{-value} = 0.0189$ es <0.05 , lo que indica que la distribución de los datos es no normal (Figura 53).

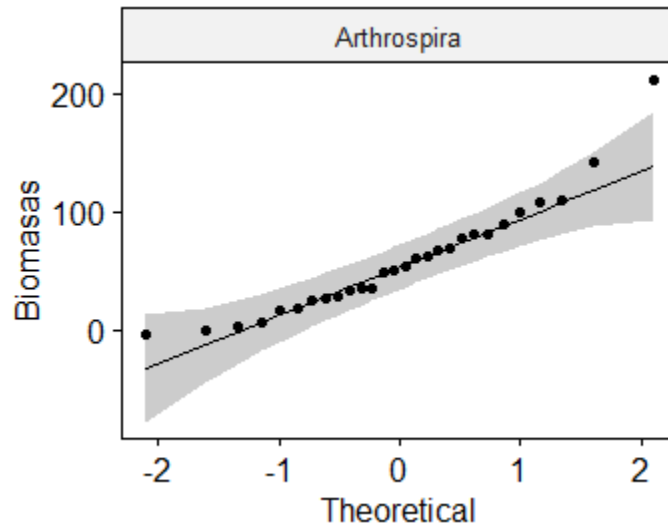


Figura 53. Distribución no normal de *A. maxima* provenientes de la prueba de Shapiro-Wilks. Elaboración propia.

Finalmente, se realizó la prueba de H de Kruskal-Wallis, en donde se obtuvo un p -value = 0.008619, <0.05 lo que indica que existe diferencia entre las medias de los valores obtenidos, y esto se ve representado en la Figura 54, donde se observa que la biomasa de 0.150 g tuvo mejores resultados para la remoción del colorante Rojo Congo (RC), en comparación con las otras cantidades de biomasa de *A. maxima*.

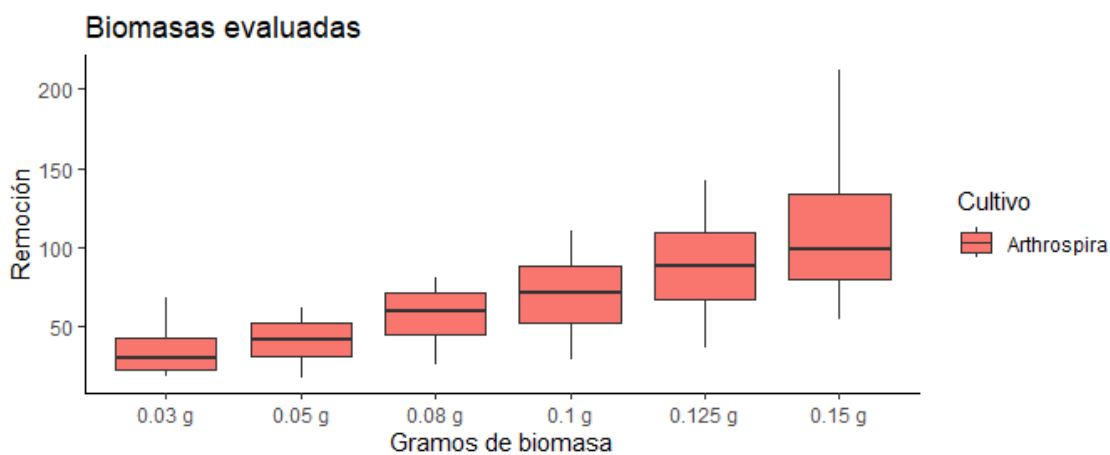


Figura 54. Prueba de H de Kruskal-Wallis para las diferentes biomosas de *A. maxima*.

Elaboración propia.

6. Conclusiones

1. El uso de los tres tipos de cultivos algales (*C. vulgaris*, *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp. y *A. maxima*) resultaron ser eficientes en nuestro experimento para la remoción del colorante Rojo Congo (RC).
2. La biomasa de *C. vulgaris* fue la más eficiente para la remoción del colorante Rojo Congo (RC) en comparación con las biomásas de *A. maxima* y el cultivo de *C. vulgaris* – *Desmodesmus* sp.
3. El mecanismo de remoción del colorante Rojo Congo (RC), para todos los cultivos, indican que en su mayoría fue por adsorción, por lo que se pueden considerar excelentes materiales bioadsorbentes, además, para el caso de *C. vulgaris* también se observó el mecanismo de absorción en menor proporción.
4. Las concentraciones del colorante Rojo Congo (RC) no modificaron la morfología ni el crecimiento de los organismos vivos en el tiempo de contacto establecido en los ensayos.
5. El modelo de cinética de reacción que más se ajustó fue el modelo de Pseudo-primer orden para el caso de los cultivos de *C. vulgaris* y el cultivo mixto, mientras que para *A. maxima* se ajustó el modelo de Pseudo-segundo orden.
6. Las isotermas de adsorción de los procesos se ajustaron en su mayoría en el modelo de Freundlich, confirmando que la fuerza de los enlaces entre puentes de hidrógeno para la adsorción del colorante Rojo Congo (RC) se llevó a cabo por adsorción en multicapa.
7. El análisis estadístico, determinó que el proceso con mejor eficiencia es el realizado con la biomasa viva de *C. vulgaris*, en comparación con la biomasa de *C. vulagris* – *Desmodesmus* sp. y *A. maxima*.

7. Recomendaciones

- Se sugiere trabajar con valores de pH 7 y 8, debido a que las algas *C. vulgaris* y *Desmodesmus* sp. crecen dentro de la Cantera Oriente, UNAM en ese parámetro de manera ambiental.
- Realizar pruebas de *Desmodesmus* sp. en la remoción del colorante para conocer su eficiencia en cultivo unialgal y determinar si interfiere en la remoción cuando se coloca en cultivo mixto.
- Determinar una técnica que permita el uso de *A. maxima* en vivo para la remoción del colorante.
- Determinar una técnica que permita realizar lectura de remoción sin la interferencia de pigmentos clorofílicos y contenido celular.

8. Bibliografía

1. **Aksu, Z; Tezer, S.** (2005). Biosorption of reactive dyes on the green alga *Chlorella vulgaris*. *Process Biochemistry*, 40(3-4), 1347-1361.
2. **Acuner, E; Dilek, F. B.** (2004). Treatment of tectilon yellow 2G by *Chlorella vulgaris*. *Process Biochemistry*, 39(5), 623-631.
3. **Andersen, R. A. (Ed.)**. (2005). *Algal culturing techniques*. Elsevier.
4. **Amavizca-Valdez, E. A.** (2014) Evaluación del efecto remoto por bacterias promotoras de crecimiento en plantas (BPCP) sobre la microalga *Chlorella vulgaris*. Tesis de maestría. Centro de Investigaciones Biológicas del noreste, S. C. La Paz, Baja California Sur. 61 pp.
5. **Aravindhnan, R; Rao, J. R; Nair, B. U.** (2007). Removal of basic yellow dye from aqueous solution by sorption on green alga *Caulerpa scalpelliformis*. *Journal of Hazardous Materials*, 142(1-2), 68-76.
6. **Arnáiz, C; Isac, L; Lebrato, J.** (2000). Tratamiento biológico de aguas residuales. *Revista Tecnología del Agua*.
7. **Ayele, A; Getachew, D; Kamaraj, M; Suresh, A.** (2021). Phycoremediation of synthetic dyes: an effective and eco-friendly algal technology for the dye abatement. *Journal of Chemistry*, 2021, 1-14.
8. **Azizian, S.** (2004). Kinetic models of sorption: a theoretical analysis. *Journal of colloid and Interface Science*, 276(1), 47-52.
9. **Bae S.J; Freeman S.H; Kim D.S.** (2006). Influences of new azo dyes to the aquatic ecosystem. *Fiber Polymer.*, 7, 30-35
10. **Balloni, W; Tomaselli, L; Giovannetti, L; Margheri, M. C.** (1980). *Biologia fondamentale del genere Spirulina. Prospettive della coltura di Spirulina in Italia.* Consiglio Nazionale delle Ricerche, Rome, 49-85.
11. **Barrios-Ziolo, L. F; Gaviria-Restrepo, L. F; Agudelo, E. A; Cardona-Gallo, S. A.** (2015). Technologies for the removal of dyes and pigments present in wastewater. A review. *Dyna*, 82(191), 118-126.
12. **Beni, A. A; Esmaeili, A.** (2020). Biosorption, an efficient method for removing heavy metals from industrial effluents: a review. *Environmental Technology & Innovation*, 17, 100503.

13. **Blumreisinger, M; Meindl, D; Loos, E.** (1983). Cell wall composition of chlorococcal algae. *Phytochemistry*, 22(7), 1603-1604.
14. **Cárdenas-Bocanegra, H. A.,** (2019) Riesgos Ambientales y Sociales del Sector Textil. Pilotos de innovación financiera negocios verdes.
15. **Cardona-Gallo, S; Agudelo-Edison; Gaviria-Restrepo; Barrios-Ziolo,** (2018). Técnicas para determinar toxicidad en aguas residuales industriales contaminadas con colorantes y pigmentos. *DYNA*. 85. 316-327. 10.15446/dyna.v85n207.71915.
16. **Castellar, G; Angulo, E; Zambrano, A; Charris, D.** (2013). Equilibrio de adsorción del colorante azul de metileno sobre carbón activado. *Revista UDCA Actualidad & Divulgación Científica*, 16(1), 263-271.
17. **Cazares Ramírez, R. E.** (2011). Optimización en el proceso de tintura y acabado de tejidos poliéster/lana con colorantes Forosyn (Bachelor's thesis). Tesis de Licenciatura. Universidad Técnica del Norte, Facultad de Ingeniería en Ciencias Aplicadas
18. **Cepoi, L; Rudi, L; Chiriac, T; Codreanu, S; Valuța, A.** (2016). En: Zinicovscaia, I., & Cepoi, L. (Eds.). (2016). *Cyanobacteria for bioremediation of wastewaters* (pp. 1-124). Basel, Switzerland: Springer International Publishing. 45-60.
19. **Cheng, S. Y; Show, P. L; Lau, B. F; Chang, J. S; Ling, T. C.** (2019). New prospects for modified algae in heavy metal adsorption. *Trends in biotechnology*, 37(11), 1255-1268.
20. **Ciferri, O.** (1983). Spirulina, the edible microorganism. *Microbiological reviews*, 47(4), 551-578.
21. **Colindres-Bonilla, P.** (2013). Tratamiento de residuales líquidos textiles mediante oxidación con ozono. Tesis de doctorado. Instituto Politécnico Nacional, Cicatología.
22. **Corso, J. A.** (2005). Estadística no paramétrica: Métodos basados en rangos. Editorial UN.
23. **Cortazar-Martínez, A; González-Ramírez, C. A; Coronel-Olivares, C; Escalante-Lozada, J. A; Castro-Rosas, J; Villagómez-Ibarra, J. R.** (2012). Biotecnología aplicada a la degradación de colorantes de la industria textil. *Universidad y ciencia*, 28(2), 187-199.

24. **Cuizano, N. A; Llanos, B. P; Navarro, A. E.** (2009). Aplicaciones ambientales de la adsorción mediante biopolímeros naturales: Parte 1-Compuestos fenólicos. *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 75(4), 488-494.
25. **Chen, W; Xu, J; Yu, Q; Yuan, Z; Kong, X; Sun, Y; Guo, Y.** (2020). Structural insights reveal the effective *Spirulina platensis* cell wall dissociation methods for multi-output recovery. *Bioresource technology*, 300, 122628.
26. **Daneshvar, N; Ayazloo, M; Khataee, A. R; Pourhassan, M.** (2007). Biological decolorization of dye solution containing Malachite Green by microalgae *Cosmarium* sp. *Bioresource technology*, 98(6), 1176-1182.
27. **Danouche, M; El Ghachtouli, N; El Arroussi, H.** (2021). Phycoremediation mechanisms of heavy metals using living green microalgae: physicochemical and molecular approaches for enhancing selectivity and removal capacity. *Heliyon*, 7(7), e07609.
28. **Delgado, M. J; Suárez, M. D; García-Peregrín, E.** (1977). Efecto de diferentes ácidos orgánicos sobre la descarboxilación del ácido glutámico en *Chlorella*. *Ars Pharmaceutica (Internet)*, 18(4), 433-440.
29. **Dos Santos, A. B; Cervantes, F. J; Van Lier, J. B.** (2007). Review paper on current technologies for decolourisation of textile wastewaters: perspectives for anaerobic biotechnology. *Bioresource technology*, 98(12), 2369-2385.
30. **Dreckmann, K; Senties, A; Núñez, M.** (2013). Manual de prácticas de laboratorio Biología de Algas. Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa, 13-15.
31. **Farah, J. Y; El-Gendy, N. S; Farahat, L. A.** (2007). Biosorption of Astrazone Blue basic dye from an aqueous solution using dried biomass of Baker's yeast. *Journal of hazardous materials*, 148(1-2), 402-408.
32. **Figuroa, D; Moreno, A; Hormaza, A.** (2015). Equilibrio, termodinámica y modelos cinéticos en la adsorción de Rojo 40 sobre tuza de maíz. *Revista Ingenierías Universidad de Medellín*, 14(26), 105-120.
33. **El Semary, N. A.** (2011). The polyphasic description of a *Desmodesmus* spp. isolate with the potential of bioactive compounds production. *BASE*.
34. **Gilpavas, E; Arbeláez-Castaño, P. E; Medina-Aroyave, J. D; Gómez-Atehortua, C. M.** (2018). Tratamiento de aguas residuales de la industria textil

- mediante coagulación química acoplada a procesos Fenton intensificados con ultrasonido de baja frecuencia. *Revista internacional de contaminación ambiental*, 34(1), 157-167.
35. **Gómez-Jousse, M.** (2020). Evaluación de la capacidad de remoción de metal en especies de algas aisladas de ambientes contaminados. Tesis de licenciatura.
 36. **González-Falfán, K. A; Guerrero-Barajas, C; Badillo-Corona, J.A; Fernández-Linares, L. C.** (2021). Producción de metabolitos de *Scenedesmus* sp. y un consorcio de microalgas cultivadas en medios no convencionales. *Ciencias Marinas*, 47 (2), 89-103.
 37. **Guezguez, S; Dridi-Dhaouadi; F. Mhenni.** (2009) Sorption of Yellow 59 on *Posidonia oceanica*, anon-conventional biosorbent: Comparison with activated carbons. *Ind crop and prod* 29: 197–204.
 38. **Hernández-Zamora, M. A.** (2014). Estudio de la biorremoción de rojo Congo por *Chlorella vulgaris*. Tesis de doctorado. Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional, Unidad Zacatenco.
 39. **Herrejón Figueroa, M. L; Limón Rodríguez, B; Martínez Miranda, V.** (2008). Cinética e isotermas de adsorción de Pb (II) en el suelo de Monterrey. *Ingenierías*, 11(41), 24-31.
 40. **Hegewald, E.** (2000). New combinations in the genus *Desmodesmus* (Chlorophyceae, Scenedesmaceae). *Archiv fur Hydrobiologie-Supplementband Only*, 131, 1-18.
 41. **Ho, Y. S; Chiu, W. T; Wang, C. C.** (2005). Regression analysis for the sorption isotherms of basic dyes on sugarcane dust. *Bioresource technology*, 96(11), 1285-1291.
 42. **Infante, C., Angulo, E., Zárate, A., Florez, J. Z., Barrios, F., & Zapata, C.** (2012). Propagación de la microalga *Chlorella* sp. en cultivo por lote: cinética del crecimiento celular. *Avances en Ciencias e Ingeniería*, 3(2), 159-164.
 43. **Jiménez-Ugalde, G; Kuri-Flores.** (2009) Efecto del medio de cultivo sobre la producción de ficobiliproteínas y exopolisacáridos en *Spirulina* sp. Tesis de licenciatura. Instituto Politécnico Nacional. DSpace Repository. <https://tesis.ipn.mx/>

44. **Jourdan, J. P.** (2006). Cultivez votre spiruline. *Edt. Antenna Technologie: 146p*
http://www.antenna.ch/documents/manuelJourdan2061.pdf.
45. **Kai Ru, I., et al.** (2020) *Chlorella vulgaris*: a perspective on its potential for combining high biomass with high value bioproducts, *Applied Phycology*, 1:1, 2-11, DOI: 10.1080/26388081.2020.1715256
46. **Khalili, A; Najafpour, G. D; Amini, G; Samkhaniyani, F.** (2015). Influence of nutrients and LED light intensities on biomass production of microalgae *Chlorella vulgaris*. *Biotechnology and bioprocess engineering*, 20, 284-290.
47. **Kamaljit S; Sucharita A.** (2011) Eliminación de tintes textiles sintéticos de las aguas residuales: una revisión crítica de las tecnologías de tratamiento actuales, *revisiones críticas en ciencia y tecnología ambientales*, 41:9, 807-878, DOI: 10.1080/10643380903218376
48. **Komárek, J; D. Fott.** (1983). *Das Phytoplankton des SuBwassers: Systematic und Biologie. 7. Teil: Chlorophyceae (Ordnung: Chlorococcales).* Stuttgart. Alemania. 1044 p.
49. **Losada, L. M; Laguna Castillo, E. J; Osorio Restrepo, E. A; Serna Galvis, E. A; Torres Palma, R. A.** (2017). Tratamiento de aguas contaminadas con colorantes mediante fotocatalisis con TiO₂ usando luz artificial y solar. *Produccion limpia*, 12(2), 50-60.
50. **Lürling, M. F. L. L. W.** (2003). Phenotypic plasticity in the green algae *Desmodesmus* and *Scenedesmus* with special reference to the induction of defensive morphology. In *Annales de Limnologie-International Journal of Limnology* (Vol. 39, No. 2, pp. 85-101). EDP Sciences.
51. **Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible (MADS).** (2015) Decreto 1076 de 2015.
52. **Madrigales Ubaldo, J. R; Sáenz Tavera, I. D. C; Liñán Montes, A; Soto Regalado, E; Cerino Córdova, F. D. J; García Reyna, R. B; Garza González, M. T.** (2011). Aplicación de la cianobacteria *Spirulina* sp. en la remoción y recuperación del colorante rojo congo de muestras acuosas. *Química Hoy*, 1(3).
53. **Maza, L. D. L. Á. R; Guevara, M. Á; Gómez, B. J; Arredondo-Vega, B; Cortez, R., Licet, B.** (2017). Producción de pigmentos procedentes de *Arthrospira maxima*

- cultivada en fotobiorreactores. Revista Colombiana de Biotecnología, 19(1), 108-114.
54. **Melgarejo Martínez, M. C.** (2021) Comportamiento de la bioadsorción del colorante Azul Brillante FCF, con la cascarilla de arroz y cáscara de piña, frente al carbón activado utilizado en el tratamiento de aguas residuales en Colombia. (Tesis de licenciatura) Universidad Distrital Francisco José De Caldas, Bogotá, Colombia.
55. **Merck, KGaA** (2021). Rojo Congo (C.I. 22120). Merck. https://www.merckmillipore.com/MX/es/product/Congo-red-C.I.-22120,MDA_CHEM-101340#overview
56. **Merck, KGaA** (2021). Microscopía Kit de tinción Rojo Congo (101641, Sigma-Aldrich). Merck. https://www.merckmillipore.com/MX/es/product/Congo-Red-staining-kit,MDA_CHEM-101641
57. **Mehta, S. K; Gaur, J. P.** (2005). Use of algae for removing heavy metal ions from wastewater: progress and prospects. Critical reviews in biotechnology, 25(3), 113-152.
58. **Monod, J.** (1949). The growth of bacterial cultures. Annual review of microbiology, 3(1), 371-394.
59. **Mora Garza, M. Á.** (2010). Remoción de colorantes de disoluciones acuosas por adsorción mediante el uso de adsorbentes producidos a partir de leña de mezquite (Doctoral dissertation, Universidad Autónoma de Nuevo León).
60. **Muñoz-Peñuela, M; Ramírez, J; Paternina, AMO; Robles, VMM; Casallas, PEC; Santamaría, YV** (2012). Efecto del medio de cultivo sobre el crecimiento y contenido proteico de *Chlorella vulgaris*. Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias, 25 (3), 438-449.
61. **Norma Oficial Mexicana NOM-CCA-014-ECOL/1993** (1993), que establece los límites máximos permisibles de contaminantes en las descargas de aguas residuales a cuerpos receptores provenientes de la industria textil. SEGOB.
62. **Norma Oficial Mexicana NOM-001-SEMARNAT-2021** (2022), Que establece los límites permisibles de contaminantes en las descargas de aguas residuales en cuerpos receptores propiedad de la nación. SEGOB.

63. **Nowicka-Krawczyk, P., Mühlsteinová, R., & Hauer, T.** (2019). Detailed characterization of the *Arthrospira* type species separating commercially grown taxa into the new genus *Limnospira* (Cyanobacteria). *Scientific reports*, 9(1), 694.
64. **Oliveira, M. D; Monteiro, M. P. C; Robbs, P. G; Leite, S. G. F.** (1999). Growth and chemical composition of *Spirulina maxima* and *Spirulina platensis* biomass at different temperatures. *Aquaculture international*, 7, 261-275.
65. **Ordoñez, G.** (2006). Evaluación de la degradación de colorantes asociado a candelas de mezcla de parafina, por exposición de luz ultravioleta y luz blanca visible a una temperatura constante (Tesis de doctorado). Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala.
66. **Pandey, J. P; Tiwari, A.** (2010). Optimization of biomass production of *Spirulina maxima*. *J. Algal Biomass Utiln*, 1(2), 20-32.
67. **Pandey, J. P; Tiwari, A; Singh, S; Tiwari, D.** (2011). Potential of different light intensities on the productivity of *Spirulina maxima*. *Journal of Algal Biomass Utilization*, 2(3), 9-14.
68. **Présiga-López, D; Rubio-Clemente, A; Pérez, J. F.** (2021). Uso del biocarbón como material alternativo para el tratamiento de aguas residuales contaminadas. *Revista UIS Ingenierías*, 20(1), 121-134.
69. **Quintero, L; Cardona, S.** (2011). Evaluación del tratamiento biológico para remoción de color índigo de agua residual industrial textil por un consorcio microbiano en lecho fluidizado. *Gestión y Ambiente*, 14(2), 105–113. <https://revistas.unal.edu.co/index.php/gestion/article/view/25474>
70. **R Core Team** (2020). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>.
71. **Ramón, J. A; Amaya, J. D; Losada, L. M.** (2013). Degradación fotocatalítica de rojo congo en un colector parabólico solar y dióxido de titanio en suspensión. *Revista de investigaciones Universidad del Quindío*, 24(1), 71-83.
72. **Rivas; Núñez; Longoria; González.** (2014). Isoterma de Langmuir y Freundlich como modelos para la adsorción de componentes de ácido nucleico sobre WO₃. *Saber*, 26(1), 43-49. Recuperado en 18 de junio de 2023, de

http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1315-01622014000100008&lng=es&tlng=es.

73. **Safi, C; Zebib, B; Merah, O; Pontalier, P. Y; Vaca-García, C.** (2014). Morphology, composition, production, processing and applications of *Chlorella vulgaris*: A review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 35, 265-278.
74. **Sandoval-Ibarra, F. D; López-Cervantes, J. L; Gracia-Fadrique, J.** (2015). Ecuación de Langmuir en líquidos simples y tensoactivos. *Educación química*, 26(4), 307-313.
75. **Sarkar, P; Dey, A.** (2021). Phycoremediation—an emerging technique for dye abatement: an overview. *Process Safety and Environmental Protection*, 147, 214-225.
76. **Sarwa, P; Verma, S. K.** (2013). Decolourization of Orange G dye by microalgae *Acutodesmus obliquus* strain PSV2 isolated from textile industrial site. *International Journal of Applied Sciences and Biotechnology*, 1(4), 247-252.
77. **Shubert, E; Wilk-Woźniak, E; Ligęza, S.** (2014). An autecological investigation of *Desmodesmus*: implications for ecology and taxonomy. *Plant Ecology and Evolution*, 147(2), 202-212.
78. **Sili, C; Torzillo, Giuseppe; Vonshak, Avigad.** (2013). *Arthrospira (Spirulina)*. Ecology of Cyanobacteria II: Their Diversity in Space and Time. 677-705. 10.1007/978-94-007-3855-3_25.
79. **Spain, O; Funk, C.** (2022). Detailed characterization of the cell wall structure and composition of nordic green microalgae. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 70(31), 9711-9721.
80. **Sornchai, P; Iamtham, S.** (2013). Effects of Different Initial pH of Modified Zarrok Medium on Large-scale *Spirulina Maxima* Culture. *Journal of Medical and Bioengineering Vol*, 2(4).
81. **Tantte-Valderrama, J. E.** (2018) “Evaluación de la capacidad depuradora de *Chlorella vulgaris* Beyerinck inmovilizada en alginato para el tratamiento de aguas residuales de la ciudad de Huaura-Lima”. Tesis de Licenciatura. Universidad Católica Sedes Sapientiae, Facultad de Ingeniería Agraria. Huachico- Perú. 118 pp.
82. **Tien, C. J.** (2002). Biosorption of metal ions by freshwater algae with different surface characteristics. *Process Biochemistry*, 38(4), 605-613.

83. **Tomaselli, L.** (1997). Morphology, ultrastructure and taxonomy of *Arthrospira* (*Spirulina*) *maxima* and *Arthrospira* (*Spirulina*) *platensis*. *Spirulina platensis* (*Arthrospira*): physiology, cell-biology and biotechnology, 1-16.
84. **Torres, A. D.** (1996). Evaluación de los parámetros cinéticos de la ecuación de Monod. *Ingeniería e investigación*, (33), 123-138.
85. **Trainor, F. R.** (1969). SCENEDESMUS MORPHOGENESIS. TRACE ELEMENTS AND SPINE FORMATION 1. *Journal of Phycology*, 5(3), 185-190.
86. **Trainor, F. R.** (1996). Reproduction in *Scenedesmus*. *Algae* (The Korean Journal of Phycology), 11(2), 183-201.
87. **United States Environmental Protection Agency.** (diciembre de 2022). Textile Mills Effluent Guidelines. Obtenido de la página de US EPA: epa.gov/eg/textile-mills-effluent-guidelines
88. **United States Environmental Protection Agency** (1996). Preliminary Study of the Textile Mills Category. Office of Water. 5-6. Disponible en: https://www.epa.gov/sites/default/files/2016-04/documents/textile-mills_prelim-study_1996.pdf
89. **Vacca-Jimeno, V. A; Angulo-Mercado, E. R; Puentes-Ballesteros, D. M; Torres-Yépez, J. G; Plaza-Vega, M. E.** (2017). Uso de la microalga *Chlorella* sp. viva en suspensión en la decoloración del agua residual de una empresa textil. *Prospectiva*, 15(1), 93-99. <https://doi.org/10.15665/rp.v15i1.829>
90. **Vijayaraghavan, K; Yun, Y. S.** (2008). Bacterial biosorbents and biosorption. *Biotechnology advances*, 26(3), 266-291.
91. **Ho Y. S; J. C.Y. Ng; G. McKay** (2000). Kinetics of pollutant sorption by biosorbents: review, *Separation and Purification Methods*, 29:2, 189-232, DOI: 10.1081/SPM-100100009
92. **Zaruma, P; Proal, J; Hernández, I. C; Salas, H. I.** (2018). Los colorantes textiles industriales y tratamientos óptimos de sus efluentes de agua residual: una breve revisión. *Revista de la Facultad de Ciencias Químicas*, (19), 38-47.