

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**BIOPROSPECCIÓN DE MICROORGANISMOS CON FOTOSÍNTESIS OXIGÉNICA
CON POTENCIAL USO EN LA REMEDIACIÓN DE NUTRIENTES, AISLADOS A
PARTIR DE UNA LAGUNA DE OXIDACIÓN EN MARÍN, NUEVO LEÓN, MÉXICO.**

TESIS

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS CON ORIENTACIÓN EN
INGENIERÍA EN BIOSISTEMAS**

PRESENTA:

BIOL. DIEGO ALEJANDRO CASTRO CEPEDA

GENERAL ESCOBEDO, N.L.

ABRIL DE 2024

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**BIOPROSPECCIÓN DE MICROORGANISMOS CON FOTOSÍNTESIS OXIGÉNICA
CON POTENCIAL USO EN LA REMEDIACIÓN DE NUTRIENTES, AISLADOS A
PARTIR DE UNA LAGUNA DE OXIDACIÓN EN MARÍN, NUEVO LEÓN, MÉXICO.**

TESIS

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS CON ORIENTACIÓN EN
INGENIERÍA EN BIOSISTEMAS**

PRESENTA:

BIOL. DIEGO ALEJANDRO CASTRO-CEPEDA

GENERAL ESCOBEDO, N.L.

ABRIL DE 2024

ESTA TESIS FUE REVISADA Y APROBADA POR EL COMITÉ PARTICULAR
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE

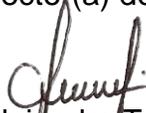
MAESTRO(A) EN CIENCIAS CON ORIENTACIÓN EN
INGENIERÍA EN BIOSISTEMAS

COMITÉ PARTICULAR



PhD. Juan Antonio Vidales Contreras

Director(a) de Tesis



M.C. Alejandra Torres Ariño

Co-Director(a)



Dr. Víctor E. Aguirre Arzola

Asesor(a)

Celestino García Gómez

Dr. Celestino García Gómez

Asesor(a)



Dra. Julia Mariana Márquez Reyes

Asesor(a)

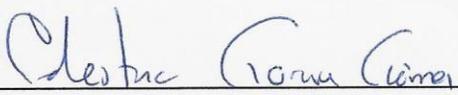
Dra. Juanita Guadalupe Gutiérrez Soto
Subdirectora de Posgrado e Investigación

ESTA TESIS FUE APROBADA EN FORMATO, POR EL COMITÉ DE POSGRADO,
ATENDIENDO A EL ARTÍCULO 123, DEL REGLAMENTO GENERAL DEL
SISTEMA DE POSGRADO DE LA UANL.

COMITÉ DE POSGRADO



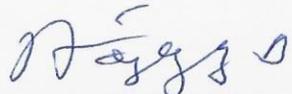
Dra. Juanita Guadalupe Gutiérrez Soto
Presidenta



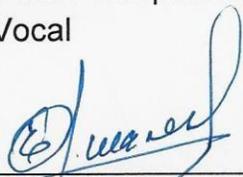
Dr. Celestino García Gómez
Secretario



Dra. Lidia Rosaura Salas Cruz
Vocal



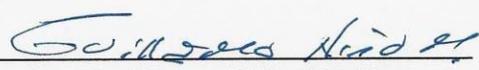
Ph.D. Rigoberto Eustacio Vázquez Alvarado
Vocal



Ph.D. Emilio Olivares Sáenz
Vocal



Dra. Sugey Ramona Sinagawa García
Vocal



Dr. Guillermo Niño Medina
Vocal

DEDICATORIA

A mí, por lograr lo que se pensó improbable y dejar de lado todo aquello que no aportó a este logro.

A mis padres Juan y Lupita, y hermanos por su incondicional apoyo durante esta etapa de mi vida.

A mis abuelas y mi abuelo (desde donde esté) por su ejemplo de honestidad y trabajo. Mis tías y tío, y primo, por su apoyo incondicional.

A mis maestros por todos los momentos vividos en el aula de clase.

A Denisse, que, sin su apoyo, tampoco hubiera sido capaz de todo lo que logré.

AGRADECIMIENTO

Agradezco a la Universidad Autónoma de Nuevo León y al Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías.

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento a la M.C. Alejandra Torres Ariño, y los Doctores Víctor E. Aguirre Arzola, Celestino García Gómez y la Dra. Julia M. Márquez Reyes por formar parte del Comité de Tesis, así como por sus valiosas sugerencias e interés, en la revisión del presente trabajo.

Al PhD. Juan Antonio Vidales Contreras, que me aceptó en condiciones anormales a mitad del programa y que sin él no hubiera logrado completar este trabajo, así como su apoyo en el proyecto, por lo que viviré el resto de mi vida agradecido.

A mis padres, que sin su consejo y apoyo hubiera sido difícil lograr varias tareas, así como el consuelo dentro de la familia.

A Denisse, quien desde el principio estuviste y sigues estando, a pesar de todas las dificultades y aventuras, seguimos construyendo nuestro futuro.

ÍNDICE DE CONTENIDO

ÍNDICE DE CONTENIDO	i
ÍNDICE DE CUADROS.....	iv
ÍNDICE DE FIGURAS.....	v
RESUMEN.....	1
INTRODUCCIÓN.....	2
HIPÓTESIS	6
OBJETIVOS	7
1.1 Objetivo General	7
1.1.1 Objetivos Específicos.....	7
REVISIÓN DE LITERATURA	8
2.1 Lagunas de oxidación	8
2.2 Microorganismos con fotosíntesis oxigénica en las lagunas de oxidación	11
2.2.1 Bioindicadores	13
2.3 Microalgas y cianobacterias en el mundo.....	14
2.3.1 Fotosíntesis oxigénica	14
2.3.1.1 Breve historia evolutiva de la fotosíntesis oxigénica.....	15
2.3.2 Cianobacterias y las microalgas	16
2.3.3 Estructura de las cianobacterias y las microalgas.....	17
2.3.4 Los ambientes de los MFO	28
2.3.5 La importancia biotecnológica de las cianobacterias y microalgas	30
2.3.6 Aplicaciones potenciales en el tratamiento de aguas residuales	32
2.3.7 Aplicaciones en la revalorización de nutrientes.....	34
2.3.8 Producción de biomasa	35
2.3.9 Aplicaciones en la remoción de contaminantes.....	37
2.3.10 Potencial como fertilizantes	38
2.4 El escenario en Monterrey, N.L.....	39
2.5 Colecciones Biológicas	40
2.5.1 Mantenimiento de las colecciones de cianobacterias y microalgas ...	42

MATERIALES Y MÉTODOS.....	44
3.1 Fase I. Colecta de MFO en la Laguna de Oxidación.....	45
3.1.1 Sitio de muestreo	45
3.1.2 Colecta de muestras de agua	47
3.2 Fase II. Aislamiento de MFO en Laboratorio y Análisis Físicoquímico del Agua	48
3.2.1 Métodos clásicos	48
3.2.2 Conos de sedimentación.....	49
3.2.3 Agitación.....	50
3.2.4 Medios de cultivo para el aislamiento y cultivo de MFO	51
3.3 Fase III. Identificación morfológica y toma de fotografías de MFO.....	51
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	53
4.1 Análisis físicoquímico del agua	53
4.2 Crecimiento de <i>A. maxima</i>	54
4.3 Géneros y especies de microorganismos con fotosíntesis oxigénica de la laguna de oxidación.....	57
Filo Euglenophyta	58
Orden Euglenida.....	58
Familia Euglenaceae	58
Filo Chlorophyta	59
Orden Chlorellales	59
Familia Chlorellaceae	59
Familia Eremosphaeraceae	60
Orden Sphaeropleales.....	62
Familia Scendesmaceae.....	62
Familia Selenastraceae	69
Filo Cyanobacteria.....	70
Orden Oscillatoriales	70
Familia Microcoleaceae	70
Orden Chroococcales	73
Familia Chroococcaceae	73

Familia Microcystaceae	75
4.3.1 Diversidad de la laguna de oxidación.....	77
4.3.2 <i>Arthrospira maxima</i>	79
4.3.3 Especies potencialmente tóxicas en la laguna	79
4.3.4 Distribución de los MFO.....	80
4.4 Usos potenciales de cada MFO para remediación de aguas residuales y otros usos biotecnológicos.....	82
CONCLUSIONES	83
RECOMENDACIONES.....	84
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	84
ANEXO A. Análisis fisicoquímicos	119
ANEXO B. Preparación de medios de cultivo.....	127

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
Cuadro 1. Condiciones ambientales ideales y parámetros de operación normales para las lagunas de oxidación. Tomado y modificado de CONAGUA (2015).....	9
Cuadro 2. Morfología y taxonomía de cianobacterias. Tomado y editado de Bellinger & Sigee (2015).	19
Cuadro 3. Apariencia microscópica típica de las divisiones mayores en micro y macroorganismos fotosintéticos de agua dulce. Tomado y editado de Bellinger & Sigee (2015)	20
Cuadro 4. Efectividad de especies en la remoción de nutrientes para su uso potencial en aguas residuales.	32
Cuadro 5 Antioxidantes obtenidos a partir de la remoción de nutrientes dependiendo del medio de cultivo, ya sea medio de cultivo convencional o de aguas residuales y el método de extracción y/o determinación	35
Cuadro 6. Trabajos que presentan rendimiento en la producción de biomasa y la extracción y/o análisis de lípidos con potencial de biocombustibles a partir de la remoción de nutrientes.	37
Cuadro 7. Trabajos que presentan la eficiencia en la remoción de otros contaminantes además de nutrientes en cuerpos de agua y el tiempo de remoción	37
Cuadro 8. Uso de fertilizantes con la biomasa producida a partir de la remoción de nutrientes en aguas residuales en cultivos comunes en la alimentación	39
Cuadro 9. Análisis fisicoquímicos del agua de la laguna de oxidación. Los valores fueron modificados a $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ a partir de la conversión de mEq	53
Cuadro 10. Presencia de MFO en los medios de cultivo implementados.....	77
Cuadro 11. Cuadro resumen de las aplicaciones de las especies registradas en la laguna de oxidación con potencial en la remoción de nutrientes y las aplicaciones a partir de esta	81

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
Figura 1. Ejemplos de las formas de microalgas móviles y su flagelo con arreglos más comunes de los distintos grupos. a) Criptophyta; b) la mayoría de las Heterokontophyta; c) Bacillariophyceae de las Heterokontophyta; d) Prymnesiophyta; e) Chlorophyta; f) Dinophyta; g) Euglenozoa; h) Eustigmatophyceae de las Heterokontophyta; i) y j) Chlorophyta. Figura tomada de Lee (2018).....	22
Figura 2. Especies del grupo de Scenedesmaceae mostrando distintas morfologías. 1. <i>S. communis</i> , 2. <i>S. arquatus</i> , 3. <i>S. opoliensis</i> , 4. <i>S. armatus</i> var. <i>bicaudatus</i> , 5. <i>S. acuminatus</i> , 6. <i>S. dimorphus</i> , 7. <i>S. obliquus</i> y 8. <i>S. obtusus</i> . Figura tomada de Bellinger & Sigee (2015).	23
Figura 3. Morfologías comunes de las especies: 1. <i>Ankyra</i> , 2. Variaciones de la forma <i>Monoraphidium</i> ; a) <i>M. griffithii</i> , b) <i>M. arcuatum</i> , c) <i>M. contortum</i> , 3. <i>Selenastrum</i> con variación en la forma de las colonias: a) <i>S. bibraianum</i> de colonia desnuda, b) Células con mucílago, 4. <i>Ankistrodesmus</i> , 5. <i>Closterium</i> , 6. <i>Penium</i> . Figura tomada de Bellinger & Sigee (2015).	24
Figura 4. Micrografía de luz de <i>Anabaena crassa</i> mostrando las células vegetativas, acinetos y heterocistos. Tomada y editada de Lee (2018).....	25
Figura 5. Ramificaciones presentes en cianobacterias filamentosas a) Verdaderas en <i>Stigonema turfaceum</i> , b) Falsas en <i>Desmonema wrangelii</i> con una cantidad de tricomas en una membrana, c), d) Ilustración de <i>Scytonema arcangelii</i> sobre la formación de ramificaciones falsas, e) <i>Tolypothrix tenuis</i> con una única ramificación falsa. (H) Heterocisto. Ilustración de Bellinger & Sigee (2015).....	25
Figura 6. Tipos y formas del cloroplasto en <i>Chlorella</i> . 1) Manta, 2) Disco, 3) Cintura, 4) Copa y 5) Granular. Figura tomada de Shihira & Krauss (1965).....	26
Figura 7. Principales características estructurales de los cloroplastos (plástidos) y membranas envolventes interna y externa en diferentes grupos de algas. Tomado y editado de Solymosi (2012).....	27
Figura 8. Esquema sobre las estructuras más características del grupo de las Euglenozoa fotosintéticas. Tomado y editado de Bellinger & Sigee (2015).....	28

Figura 9. Diagrama de flujo de la metodología implementada para el aislamiento de cianobacterias y microalgas.	45
Figura 10. Ubicación del sitio de muestreo de las MFO en la laguna de oxidación en el municipio de Marín, Nuevo León, México	47
Figura 11. Métodos de agitación empleados: A) Agitación por burbujeo y B) Agitación a 150 rpm en cámara de cultivo	51
Figura 12. Diferencia de las densidades en la población de <i>A. maxima</i> donde A) Es la densidad en la muestra original y B) Es la densidad después de los procesos de aislamiento donde se ven los tricomas deteriorados y en menos densidad	55
Figura 13. Crecimiento de <i>A. maxima</i> en distintos medios de cultivo bajo luz artificial: A) BG-11 carbonatado, B) BG-11 modificado, C) S y D) Schlösser.....	56
Figura 14. Microfotografía de <i>Euglena</i> sp. A) Célula de ovoide a piriforme, B) Célula en rotación mostrando y donde se apreció el movimiento euglenoide, C) Célula en proceso de enquistamiento. La Flecha blanca muestra la mancha ocular. Fotografías A y B, Torres-Ariño, A.	58
Figura 15. Microfotografía de células de <i>C. sorokiniana</i> . A) En 10 x y B) En 100X, donde se puede percibir el cloroplasto parietal, forma esférica y el pirenoide presente. Fotografía B, Torres-Ariño, A.	59
Figura 16. Microfotografía de <i>Neglectella solitaria</i> . Simbología: c = cloroplasto, M = mucílago. Escala de barra = 5µm.....	60
Figura 17. Microfotografía de <i>D. quadricauda</i> . Las flechas blancas marcan las espinas en los extremos de las células externas del cenobio	62
Figura 18. Microfotografía de <i>Scenedesmus</i> sp. 1. Escala de barra = 10 µm.	63
Figura 19. Microfotografía de <i>S. cf. obtusus</i> y las células del cenobio elípticas y alternadas. Escala de barra = 10 µm.....	64
Figura 20. Microfotografía de <i>T. obliquus</i> . A) Visualización de frente, B) Visualización lateral de las células y el cenobio, C) Mayor detalle de las células, la fila alternada y los ángulos agudos, se parecía el pirenoide central. Escala de barra = 5 µm.	65
Figura 21. Microfotografía de <i>T. lagerheimii</i> . Se aprecian las células externas arqueadas en 90°. Símbolos: p = Pirenoide, N = Núcleo, c = Cloroplastos.....	66
Figura 22. Microfotografía de <i>Coelastrum cf. astroideum</i> . Escala de barra = 10 µm.....	68

Figura 23. Microfotografías del género *Monoraphidium*. A-B) *Monoraphidium* sp. 1, en vista frontal (a) y en vista dorsal (b), se aprecia el cloroplasto (cl), C) *Monoraphidium* sp. 2, en vista dorsal y quizás en una fase de su ciclo (c). Escala de barra = 10 μ m. Fotografías B y C, Torres-Ariño, A.69

Figura 24. Microfotografía de *A. maxima*. A) Filmento con tricoma helicoidal. Escala de barra = 10 μ m. B) Ejemplar de menor tamaño preservando la forma en espiral característica con un tamaño aproximado de 30 μ m.71

Figura 25. Microfotografía de *Oscillatoria* cf. *simplicissima*. A) Cuerpo del conjunto de células midiendo aproximadamente 300 μ m, B) Enfoque a las células del cuerpo, C) Acercamiento a las células en forma de tabique o rectangulares, D) Apreciación de un extremo ligeramente encorvado, E) Toma con contraste de fases, F) Toma con campo oscuro. Escala de barra = 15 μ m.72

Figura 26. Microfotografías de *Chroococcus* sp. donde se aprecian A) Colonias individuales o en pares, B) Capa de mucílago en su entorno y C) Talo unicelular con presencia de gránulos. Las flechas blancas señalan el mucílago. Escala de barra = 10 μ m.....73

Figura 27. Microfotografías de *Microcystis* sp. Escala de barra = 10 μ m.75

Figura 28. Microfotografía de distintas exposiciones de *S. salina*. Escala de barra = 10 μ m.....76

RESUMEN

Las lagunas de oxidación son sistemas de tratamiento de agua residual doméstica e industrial en los países en desarrollo principalmente por su versatilidad y mantenimiento económico. Además, ellos pueden ser acervos importantes de microorganismos con fotosíntesis oxigénica, potencialmente útiles para la biotecnología. La bioprospección de estos microorganismos abre camino a la creación de colecciones biológicas, los cuales permiten la reducción de tiempo y costo en la obtención de cepas útiles para distintas aplicaciones como, por ejemplo, la remoción de nutrientes y obtención de productos con valor agregado a partir de la colecta de su biomasa. En este trabajo se realizó la bioprospección de microorganismos en una laguna de oxidación de Marín, Nuevo León, que trata las aguas residuales de la cabecera municipal del municipio, para incrementar el conocimiento ficológico en el estado, pues hasta 2018 se registran 68 especies, aproximadamente el 0,65% con respecto al nacional. Además, se realizó la toma de fotografías de estos ejemplares para la creación de un catálogo biológico y el inicio de una colección biológica para la FA-UANL. En este estudio se registraron 16 especies, de las cuales 12 se identificaron mediante análisis morfológico y 11 serían nuevos registros. Las especies registradas corresponden a *Chlorella sorokiniana*, *Euglena* sp., *Neglectella solitaria*, *Desmodesmus quadricauda*, *Scenedesmus* sp., *Scenedesmus* cf. *obtusus*, *Tetradesmus obliquus*, *T. lagerheimii*, *Coelastrum* cf. *astroideum*, *Monoraphidium* sp. 1 y sp. 2, *Oscillatoria* cf. *simplicissima*., *Chroococcus* sp., *Microcystis* sp., *Syechocystis salina* y *Arthrospira maxima*. Todos con distribución cosmopolita y con potencial biotecnológico para la remoción de nutrientes y producción de biocompuestos.

INTRODUCCIÓN

Las lagunas de oxidación (LO) son métodos naturales de tratamiento de aguas residuales implementadas en países en desarrollo por su versatilidad y bajo costo (CONAGUA, 2015). Se encuentran catalogadas como tratamiento secundario principalmente en regiones tropicales a subtropicales por las características ambientales aptas para el tratamiento (Treviño-Quiroga, 2013).

Estos sistemas trabajan a partir de procesos naturales donde participan microorganismos fotosintéticos los cuales producen oxígeno a partir del CO₂ procedente de la digestión de la materia orgánica por las comunidades bacterianas (Oswald *et al.*, 1957). La estructura ecológica de las LO ha tomado interés debido a que puede tener relevancia en la operatividad del sistema (Irazoqui *et al.*, 2022). De hecho, la comunidad microalgal puede variar dependiendo de la calidad del agua tratada, la presencia de otros microorganismos y factores ambientales (Nageshwari *et al.*, 2021).

También hay otros factores que alteran la operación y la estructura ecológica de estos microorganismos, como: pH, conductividad eléctrica, oxígeno disuelto, demanda química de oxígeno, entre otros (dos Santos *et al.*, 2017).

Sin embargo, la información sobre la diversidad de microorganismos con fotosíntesis oxigénica sigue siendo escasa en estos ecosistemas de tratamiento. Algunos trabajos relevantes han descrito comunidades con técnicas moleculares y taxonómicas con distintas estructuras ecológicas dependiendo de la temporada y el origen de las descargas de agua tratada. Las principales comunidades observadas corresponden a clorofíceas, cianobacterias y euglenozoas (Eland *et al.*, 2019, Florentino *et al.*, 2019, D'Alessandro *et al.*, 2020, Lloyd *et al.*, 2021).

Específicamente, los microorganismos con fotosíntesis oxigénica (MFO) se agrupan en microalgas, cianobacterias, euglenas y dinoflagelados, entre otros, que son diferentes a las plantas terrestres embriofitas que son descendientes de un alga verde (Guiry & Guiry, 2017). Estos MFO, se caracterizan principalmente por tener clorofila *a*, presencia de pigmentos secundarios o accesorios (carotenoides y ficobiliproteínas, dependiendo del grupo). Se encuentran en ambientes marinos o

acuáticos de distintas características (Lee, 2018) y hay gran diversidad morfológica entre grupos al ser las microalgas, euglenas y dinoflageladas, células eucariotas y las cianobacterias procariontes. Se trata en su mayoría de un grupo polifilético o artificial (no es un grupo de parentesco), y no tiene por lo tanto ya uso en la clasificación científica moderna, aunque sigue teniendo utilidad en la descripción de los ecosistemas acuáticos (Sánchez-Robles & Torres-Muros, 2008).

Estos microorganismos tienen un papel fundamental en nuestra historia por la producción de oxígeno desde hace millones de años (Blank, 2009, Uyeda *et al.*, 2016). Por ejemplo, las cianobacterias son consideradas las primeras formas con fotosíntesis oxigénica. Además, tienen funciones ecológicas importantes como: la formación de suelo y la fijación de nitrógeno (Chamizo *et al.*, 2018 y 2019). Incluso, también han tenido usos en la biotecnología con aplicaciones en la remoción de nutrientes de cuerpos de agua (Mutanda *et al.*, 2020).

Actualmente el conocimiento de la diversidad ficológica en México ha ido en aumento, siendo el último trabajo encontrado el de Aguirre-Cavazos *et al.* (2018) para el estado de Nuevo León, donde presentó un aumento de 21 a 68 especies. Sin embargo, la mayor cantidad de estudios en diversidad se sigue concentrando en el centro del país con cerca del 56% (Novelo & Tavera, 2011).

De acuerdo con los últimos trabajos, con distintos enfoques, se tienen recuentos que oscilan entre 1,488 y 3,256 especies (Hernández-Becerril, 2014, Novelo & Tavera, 2011). Además, estos trabajos concluyen que hay muchos sitios que aún carecen de exploración (Aguirre-Cavazos *et al.*, 2018).

Por otra parte, En los últimos tiempos un problema importante es la contaminación del agua ya que solo el 26.06% de los cuerpos acuáticos superficiales se encuentra en “buen estado” de acuerdo con datos publicados por la CONAGUA (2023). Sin embargo, esta información no menciona las concentraciones de nutrientes ni el tipo de contaminante, por lo que no refleja los niveles de contaminación o eutrofización. Además, sigue existiendo el importante problema del abastecimiento de agua y la sobreexplotación de los recursos hídricos en el país aumentando así el estrés

por este recurso (González-Villarreal *et al.*, 2022).

Con respecto a la reutilización del agua, aún no se han llegado a establecer prácticas realmente útiles para el reciclado del agua en las regiones de mayor actividad económica y agrícola ya que su tratamiento en ocasiones no es del todo efectivo aunado al hecho de que cada vez existe más información de distintos contaminantes que no están regulados en las normativas como es el caso de los contaminantes emergentes (Jiménez-Cisneros, 2007, Jacobo-Marín & Santacruz-de León, 2021).

A nivel local, a partir del 2018 se creó un documento oficial por parte del Fondo de Agua Metropolitano de Monterrey (FAMM) donde se plantea el Plan Hídrico Nuevo León 2050 como un punto de partida en la gestión hídrica local dirigido a resolver los escasos de abastecimiento de agua al Área Metropolitana de Monterrey (FAMM, 2018).

Además, por parte del portal del Servicio de Agua y Drenaje de Monterrey en el 2023 (SADM), se reporta que en el estado existen 52 sistemas de tratamiento de aguas residuales, de los cuales, 17 son LO ubicados en las cabeceras municipales y poblados con un factor de utilización del 17%.

Bajo este complejo escenario, el estudio de la biodiversidad y su protección permitirían dar soluciones ambientales, como las tecnologías para la remoción de nutrientes de cuerpos de agua, que incrementen la eficiencia de las plantas tratadores de aguas residuales. Concretamente, las microalgas y cianobacterias han demostrado que, a partir de sus procesos biológicos, como la fotosíntesis, pueden capturar estos nutrientes que se encuentran de forma excesiva debido a distintos tipos de descargas y convertirlas en productos de uso alimenticio y biotecnológico (Cai *et al.*, 2013, Markou & Georgakakis, 2011, Ballesteros-Torres *et al.*, 2019), sin embargo, para ello es importante recalcar la importancia de construir un acervo o colecciones biológicas (Torres-Ariño, 2008, Torres-Ariño, 2019).

Las colecciones biológicas permiten crear un acervo tanto genético como de usos potenciales en áreas como la biotecnología, conservación del medio ambiente y la biodiversidad, material didáctico e investigación aplicada (Delgadillo *et al.*, 2009 y Duygu *et al.*, 2017). Los cultivos en colecciones certificadas permiten obtener

información útil de seguridad y autenticidad una vez que las cepas hayan sido correctamente aisladas, identificadas y mantenidas en medios de cultivo a partir de las necesidades de cada cepa y su ambiente (Brand *et al.*, 2013) para su posterior utilización (Daneshvar *et al.*, 2021). Estos acervos también permiten dar un vistazo global a la diversidad genética, morfológica, fisiológica y química a la naturaleza sin necesidad de volver a aislar e identificar cepas nativas (de Oliveira-Lourenço, 2020).

Las colecciones pueden ser de varias formas y/o propósitos. Generalmente, las colecciones de investigación son las más comunes y suelen ser relativamente pequeñas principalmente para actividades rutinarias o de investigación como se menciona en su nombre, sin embargo, pueden abarcar desde moléculas específicas hasta especímenes completos.

Con lo anterior, el presente trabajo tuvo por objetivo realizar la bioprospección de microorganismos con fotosíntesis oxigénica que se encuentren habitando la laguna de oxidación en el municipio de Marín, Nuevo León, México.

HIPÓTESIS

El aislamiento de microorganismos con fotosíntesis oxigénica de las lagunas de oxidación permitirá obtener cepas que se encuentran aclimatadas a dichas condiciones y que serán potencialmente útiles para el tratamiento de aguas residuales.

OBJETIVOS

1.1 Objetivo General

Aislar e identificar los microorganismos con fotosíntesis oxigénica de una laguna de oxidación y generar un cepario para futuras investigaciones en la remediación de efluentes.

1.1.1 Objetivos Específicos

Aislar e identificar a los microorganismos con fotosíntesis oxigénica de la laguna de oxidación en Marín, Nuevo León.

Generar un catálogo con registro fotográfico de los microorganismos con fotosíntesis oxigénica de la laguna de oxidación.

Cuantificar especies de microorganismos con fotosíntesis oxigénica presentes en muestras de agua colectadas del sistema de tratamiento bajo estudio.

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Lagunas de oxidación

Las lagunas de estabilización de residuos se han catalogado como las formas de tratamiento de aguas residuales más versátiles y económicas en distintas áreas de la sociedad, desde el nivel industrial hasta el municipal, principalmente en países en desarrollo (Irazoqui et al., 2021). Este tipo de lagunas se encuentran dentro del diseño del tratamiento primario y secundario de las aguas residuales, principalmente en regiones tropicales a subtropicales debido a que las altas temperaturas ayudan a eficientizar la remoción de nutrientes a partir de los microorganismos presentes (Trevino-Quiroga, 2013).

Estos sistemas se clasifican en tres tipos: 1) Lagunas anaeróbicas, 2) Facultativas y 3) Aeróbicas o de maduración. De acuerdo con Rozkošný *et al.* (2014) y la Comisión Nacional del Agua (CONAGUA, 2015), estas lagunas se describen de la siguiente manera:

Laguna Anaeróbica: Son las de menor área superficial, mayor profundidad y menor tiempo de retención hidráulico, en condiciones prácticamente nulas de oxígeno se busca que las altas concentraciones de materia orgánica de las aguas residuales disminuyan a partir de la sedimentación de sólidos y la remoción de la materia orgánica ante las condiciones anóxicas. Al permitir altas cargas de materia orgánica existe la liberación de biogás, coloración grisácea y producción de sulfuro de hidrógeno.

Laguna Facultativa: Se pueden implementar en conjunto con las lagunas anaeróbicas y sus dimensiones varían entre 1.5 a 2 m de profundidad. En el fondo hay tres etapas: 1) En el fondo hay una capa anaerobia con biogás, 2) microorganismos facultativos y transfieren entre condiciones aerobias y anaerobias, y 3) En la última capa superior de la laguna, donde hay producción de oxígeno por cianobacterias y microalgas a partir de fotosíntesis oxigénica y poco o nulos olores.

Laguna de Maduración: En comparación con las lagunas facultativas, tienen menor profundidad, alrededor de 0.9 a 1.5 m. Presentan altas concentraciones de oxígeno disuelto y el objetivo principal es la remoción de microorganismos patógenos. Después de pasar por la laguna facultativa, el agua no deberá percibir malos olores, coloración verde y un pH alcalino por encima de 8, además de no percibirse la presencia de insectos o larvas de insectos.

En el cuadro siguiente se resumen de las condiciones idóneas de cada laguna que componen la conformación de una LO (CONAGUA, 2015).

Cuadro 1. Condiciones ambientales ideales y parámetros de operación normales para las lagunas de oxidación. Tomado y modificado de CONAGUA (2015).

Parámetro	Anaerobia	Facultativa	Maduración
Color	Café	Verde oscuro	Verde claro
Olor	Sí	No	No
pH	6.5-7.5	8-9	8-9
Temperatura del agua	20-25°C	20-25°C	20-25°C
Temperatura ambiente	18-35°C	18-35°C	18-35°C
Oxígeno disuelto	0	>6mg·L ⁻¹	6-35mg·L ⁻¹

Intervalos normales de los parámetros de operación de lagunas	
Temperatura	20-25 °C
pH	Anaerobia 6.5 – 7.5 Facultativa 8-9
Oxígeno disuelto	Anaerobia 0 mg·L ⁻¹ Facultativa 35 mg·L ⁻¹
Conductividad eléctrica	400 µohms·cm ⁻¹
Sólidos suspendidos volátiles	40-120 mg·L ⁻¹
Nitrógeno amoniacal	0.05 – 30 mg·L ⁻¹
Nitrógeno total	0.05 – 40 mg·L ⁻¹
Fosfato total	3 – 15 mg·L ⁻¹
Clorofila a	500 – 2000 µg·L ⁻¹

Su mecanismo consiste en una serie de lagunas artificiales que retienen durante aproximadamente 5 – 50 días (dependiendo del clima de la región) aguas residuales de algún tipo y en una profundidad aproximada de tres metros (Toumi *et al.*, 2000, McNaughton *et al.*, 2011). En estas condiciones, los tres tipos de lagunas suelen trabajar en conjunto con el propósito de reducir las concentraciones de compuestos

orgánicos, como los nutrientes e incluso metales pesados, a partir de reacciones físicas, químicas y biológicas (Kayombo *et al.*, 2002, Farzadkia *et al.*, 2014).

El fundamento de las LO radica en procesos que ocurren naturalmente, por lo que requieren poco mantenimiento, donde los microorganismos fotosintéticos producen oxígeno a partir de la fotosíntesis oxigénica y la oxidación de la materia orgánica por parte de las bacterias (Oswald *et al.*, 1957).

Sin embargo, las LO no solo dependen de los microorganismos dentro de ellas (dos Santos *et al.*, 2017) sino también de otros factores abióticos y su propio mantenimiento que a veces resulta no ser tan sencillo en cuanto a su operación (Naddafi *et al.*, 2009). Algunos parámetros ambientales son, el pH (dos Santos & van Haandel, 2021), oxígeno disuelto, la demanda química de oxígeno, la demanda orgánica de oxígeno (Younes & Kaid 2022), la conductividad eléctrica y los sólidos totales disueltos (Carrizales *et al.*, 2021), nitrógeno total y amoniacal (Ferrara & Avci, 1982), los fosfatos (Kott, 1968) e incluso las dimensiones de diseño, tiempo de retención (Jadhav *et al.*, 2013), homogeneidad, el gasto de la cantidad de agua entrante al sistema (Lee & Cheong 2014, Oyati *et al.*, 2020) y otras condiciones climáticas como la temperatura, el viento, la lluvia, etc. (Ali *et al.*, 2020, Alisawi, 2020).

Por otro lado, otros métodos implementados para comprender el funcionamiento y la operatividad de las LO son los modelos matemáticos, como los modelos de cinética de Monod y Droop (Solimeno & García, 2017). Estos modelos se suelen aplicar en los estudios de las tasas específicas de crecimiento de las cianobacterias y microalgas en función de uno de los tres sustratos principales: carbono inorgánico, nitrógeno y fósforo (Eze *et al.*, 2018).

El modelo de Monod es el más implementado debido a que estima la tasa máxima de crecimiento a una concentración externa de un único nutriente (Sousa *et al.*, 2021). Sin embargo, esta expresión se restringe a solo un nutriente limitante, por lo que frecuentemente la simulación del proceso puede ser imprecisa (Grobbelaar, 2013). En

casos como las lagunas de oxidación, se suele implementar una extensión del modelo para explicar el crecimiento limitado por dos nutrientes de los microorganismos participantes (Zinn *et al.*, 2004) e incluir también la limitación por carbono, nitrógeno y fósforo (Bello *et al.*, 2016).

2.2 Microorganismos con fotosíntesis oxigénica en las lagunas de oxidación

Uno de los primeros trabajos en registrar los géneros y especies de una tratadora de aguas residuales es Haughey (1968), donde también comparte claves dicotómicas detalladas de las especies que registró. Algunos géneros que menciona son *Chlamydomonas*, *Schroederia*, *Oocystis*, *Closterium*, *Chroomonas*, *Microcystis*, *Chlorella*, *Euglena*, *Cyclotella*, entre otros.

En la identificación de cianobacterias y microalgas, se han implementado técnicas moleculares y taxonómicas. Kengne *et al.* (2014) analizaron muestras en tres profundidades (10, 30 y 45 cm) y con tres distintos tiempos de retención hidráulica en dos lagunas de maduración. Encontraron que las especies más abundantes fueron *Chlamydomonas globosa*, *Monoraphidium convolutum* y *Pseudanabaena catenata*. Los valores químicos mostraron gran variación, decreciendo con la profundidad. Por lo contrario, los valores físicos y el oxígeno disuelto fueron constantes, probablemente por la corta distancia y factores climáticos, de acuerdo con los investigadores. La diversidad no mostró diferencia significativa entre las profundidades.

Eland *et al.* (2019) encontraron que *Chlorella* es una especie común al comparar dos lagunas de oxidación que trataban efluentes domésticos e industriales, respectivamente. También observaron la dominancia de *Arthrospira* en la laguna con descargas industriales y domésticas donde el pH fue relativamente alto. Las condiciones de las lagunas fueron: pH (7 – 8.56), amonio (10.47 – 51.68 mg·L⁻¹), sólidos totales (1,852 - 578 mg·L⁻¹), fosfatos totales (0.106 – 6.421 mg·L⁻¹), nitratos (0.024 – 1.608 mg ·L⁻¹), nitritos (0.005 – 0.71 mg ·L⁻¹), BOD (69.19 – 626.6 mg L⁻¹), DQO (170 – 704 mg·L⁻¹), oxígeno disuelto (8.5 – 13.4 mg·L⁻¹) y coliformes totales (1x10⁶ – 9.9 x 10⁷ cells·100 mL). Otras especies de eucariotas fotosintéticos fueron *C. sorokiniana*, *Parachlorella kessleri*, ciliados como *Opisthonectamínima*, rotíferos como

Brachionus calyciflorus. En condiciones más facultativas las especies dominantes pertenecen a cianobacterias como *Planktothrix rubescens* y *P. agardhii*.

Florentino *et al.* (2019) investigaron la diversidad de microalgas al nivel género en sistemas lagunas de oxidación para agua doméstica y evaluaron la factibilidad del método de electroflotación mediante corriente alterna para la separación y disrupción simultánea de las microalgas. Encontraron que de los seis efluentes que analizaron, el género *Euglena* y *Chlorella* fueron los más abundantes. Otros grupos predominantes pertenecieron a las clases Chlorophyceae, Cyanophyceae y Euglenozoa. Algunos géneros de interés fueron *Oscillatoria*, la cual encontraron que posee correlación con nitrógeno, BOD y la temperatura. Los intervalos físicos del efluente fueron: pH (7.64 – 8.79), temperatura (29.2 – 32.7 °C), oxígeno disuelto (1.37 – 3.65 mg·L⁻¹); así como (en mg L⁻¹) BOD₅ (110 – 212), DQO (178 – 425), amonio (14.1 – 29.37), nitratos (1 – 2 mg·L⁻¹), nitritos (0.1 – 0.4), fósforo total (3.79 – 6.85).

D'Alessandro *et al.* (2020) analizaron la variabilidad de la estructura en la comunidad de fitoplancton de LO de acuerdo con cambios temporales y ambientales. Ellos registraron 168 especies, las cuales se reparten en 6 divisiones donde las más importantes fueron Chlorophyceae, Euglenozoa, y Cyanophyceae. En la laguna facultativa se registraron 121 especies y en la de maduración fueron 152. También, realizaron el análisis de parámetros fisicoquímicos, sin embargo, los reportaron con base en un Análisis Canónico de Correspondencia (CCA).

A partir de ello, las especies más relevantes fueron *Synechocystis*, la cual correspondía al 75% de la densidad en la laguna facultativa y el 83% en la de maduración. También reportaron, del grupo de las Chlorophyceae, a *C. vulgaris*, *C. minutissima*, *Closteriopsis acicularis*, *Scenedesmus*, *Chlamydomonas* y *Micractinium*. De las Euglenozoa el género más abundante perteneció a *Euglena*. De las Cyanophyceae, las dominantes fueron *Aphanocapsa*, *Phormidium*, *Planktothrix*, *Pseudanabaena*, *Synechocystis*, *Synechococcus* y *Merismopedia tenuissima*. A grandes rasgos, mencionan que la estructura de esta comunidad depende de la temporada, como las lluvias, que introducen nutrientes y homogenizan el ambiente acuático, así como la capacidad de ciertas especies clave y su capacidad de absorber nutrientes y alta capacidad reproductiva, como es el caso de las cianobacterias,

nanoplancton y microplancton.

Lloyd *et al.* (2021) analizaron la diversidad de microalgas pertenecientes a muestras de aguas continentales que se encontraron al interior de Singapur. Aunque no caracterizaron las muestras de agua, registraron 25 especies donde el género dominante fue *Scenedesmus* (27.5%), seguido de *Chlorella* (18.8%), *Micractinium* (18.8%) y *Chlamydomonas* (12.5%). Otras especies relevantes fueron *Ankistrodesmus stipitatus*, *Chlorella sorokiniana*, *C. ellipsoidea*, *Micractinium reisseri*, *Scenedesmus pectinatus*, *S. bajacalifornicus*, *Ascochloris multinucleate*, *Asterarcys quadricellulare*, *Chlamydomonas incerta*, *C. reinhardtii*, *C. peterfii*, *Parachlorella beijerinckii*, *Chloromonas oogama*, *Eudorina unicocca*, *Fasciculochloris boldii*, *Mychonastes pushpae*. Este trabajo toma relevancia a partir de que, aunque no sea una LO, presenta estrés antropogénico al encontrarse en una metrópoli la cual puede modificar la estructura de la comunidad de microalgas.

Por último, Dahiya *et al.* (2021) investigaron factores que afecten la riqueza de especies y su fototaxis. A partir de muestras y uso de medios de cultivo, registraron abundancia de géneros y especies como *Euglena*, *Chlorococcum*, *Volvox* en muestras frescas. *Scenedesmus* y diatomeas en Medio Basal Bold. *Selenastrum* en presencia de acetato. A partir de metagenómica, registraron *Tetradesmus wisconsinensis* y *Actinastrum hantzchii*, entre otras.

2.2.1 Bioindicadores

De acuerdo con algunos estudios, los microorganismos con fotosíntesis oxigénica (MFO's) pueden ser implementados como bioindicadores o herramientas de monitoreo para asegurar la salud o el buen funcionamiento de las LO. Por ejemplo, en las lagunas facultativas es donde el color del agua debe tener tonalidad verde oscuro con dominancia de clorofíceas, en comparación a la observación de espuma, que corresponde a cianobacterias (Mara & Pearson, 1998, Kotut *et al.*, 2010).

Además, las cianobacterias son conocidas por producir algunas toxinas, como el género *Microcystis*, que produce microcistina, una potente biotoxina (Song *et al.*,

1998). La dominancia de cianobacterias suele ser debido a un tratamiento incompleto, una sobrecarga de efluentes o un desbalance de los nutrientes y oxígeno disuelto (CONAGUA, 2015, EPA, 2023).

De acuerdo con Amengual-Morro *et al.* (2012), las cianobacterias están presentes cuando existen condiciones de baja carga de nutrientes; por otro lado, las clorofíceas son abundantes cuando hay sobrecarga de nutrientes. Este dato es con respecto a lagunas de oxidación, su operatividad y mantenimiento. Sin embargo, es importante recalcar que la eutrofización es considerada como el acumulamiento de biomasa a partir del aumento de nutrientes como el nitrógeno y fósforo, agravado por el cambio climático (Dokulil, 2014), siendo así la diferencia de un sistema natural contaminado de un sistema de tratamiento de aguas residuales y la dinámica de los MFO's presentes.

De esta manera, ya sea mediante la identificación de biotoxinas, la abundancia de cianobacterias o la presencia de hedores y/o espuma se puede considerar la idea de un sistema con problemas de eficiencia en el tratamiento de aguas residuales.

OBJ

2.3 Microalgas y cianobacterias en el mundo

2.3.1 Fotosíntesis oxigénica

En la historia de la Tierra, o la que compete a nuestro origen, han surgido cinco grandes extinciones que han dado paso a nuevas formas de vida. Sin embargo, la que dio paso a nuestra historia es en parte a la fotosíntesis oxigénica registrada a nivel geológico y con nuevas formas biosintéticas y respiratorias (Blank, 2009, Uyeda *et al.*, 2016).

Esta reacción química surgió de microorganismos que estaban en un planeta distinto al actual, donde los niveles de oxígeno en la atmósfera, hace unos 24 mil millones de años, eran inferiores al 20 % actual (Chen *et al.*, 2020). El ambiente era prácticamente anoxigénico (Johnson *et al.*, 2021). En estos tiempos se desarrollaban procesos anoxigénicos con bacterias fototróficas que usan donadores de electrones tanto inorgánicos como orgánicos junto con la luz para la fijación de dióxido de carbono, pero sin la generación de oxígeno (George *et al.*, 2020).

De acuerdo con Nelson & Ben-Shem (2004), la fotosíntesis oxigénica es la principal reacción que produce oxígeno y materia orgánica en la Tierra donde la luz emitida por el Sol es convertida a energía química que se lleva a cabo a partir de cuatro complejos proteínicos de membrana con varias subunidades: Fotosistema I (PSI) y II (PSII), citocromo *b6f* y F-ATPasa.

2.3.1.1 Breve historia evolutiva de la fotosíntesis oxigénica

El origen y evolución de la fotosíntesis oxigénica permanece controversial. El Fotosistema I más complejo pudo haber sido transmitido por el más reciente ancestro en común. Esto a partir de la duplicación de genes de un organismo con fotosíntesis oxigénica del grupo corona de las Cianobacterias (Cardona, 2019), cuando una bacteria fotosintética anóxica oxidaba las moléculas del agua antes del evento de la gran oxigenación (Cardona, 2018) en Arcaico, hace poco más de 3,400 millones de años.

Según estudios filogenéticos que analizaron la proteína D1 del centro de reacción del Fotosistema II (PSII) de las cianobacterias (Cardona et al., 2015), hay cuatro grupos principales de esta proteína que duplicaron el gen del centro de reacción antes del último ancestro en común con las cianobacterias. Así pues, se ha sugerido que han ocurrido transiciones de un centro de reacción anoxigénico antiguo del Tipo II capaz de unirse a metales impulsado por la luz. Hoy es conocido como la forma catalítica de oxidación del agua y la fotosíntesis a partir de unos cambios en la secuencia de aminoácidos de un centro de oxidación homodimérico del Tipo II. De modo que el más reciente ancestro en común de las cianobacterias pudo ser una bacteria altamente sofisticada capaz de catálisis oxidar el agua para convertirla en protones y oxígeno (Sánchez-Baracaldo & Cardona, 2019).

Por parte del grupo de las algas verdes, junto con sus grupos relacionados, se ha encontrado evidencia de que por la vía horizontal de transferencia de genes la capacidad de realizar fotosíntesis oxigénica se dio de las cianobacterias endosimbióticas del grupo de las Oxyphotobacterias (Cornet *et al.*, 2018), Arqueobacterias y Proteobacterias (Raven & Allen, 2003) a las eucariotas no

fotosintéticas, esto evidenciado en los núcleos genómicos de los plástidos (Allen, 2003, Gould *et al.*, 2008) y las mitocondrias a partir de subsecuentes eventos de endosimbiosis (Archibald, 2009).

2.3.2 Cianobacterias y las microalgas

Los microorganismos han sido de interés en todo tipo de aspectos, en su diversidad, morfologías y colores, y en las aplicaciones de la industria alimentaria, textil y, últimamente, de biorrefinerías. Sin embargo, antes de continuar con sus aplicaciones es necesario reconocer las características generales de ambos grupos.

El término microalgas se acuñó cuando las especies fueron aisladas y conservadas en colecciones biológicas vivas y dentro de aplicaciones biotecnológicas, las cuales se conforman por el grupo de las eucariotas (grupo diverso y heterogéneo que incluye a Dinoflagelados y Euglenozoa) y las procariotas (Cianobacterias) (Torres-Ariño, 2019). En estos se encuentra el grupo de microorganismos con fotosíntesis oxigénica conformado por microorganismos eucarióticos autotróficos al crear su propio alimento a partir de elementos inorgánicos, como CO₂, algunas sales, y luz generando biomasa (Verdelho Vieira *et al.*, 2022). Los Procariotas difieren en que su material genético no se encuentra ordenado dentro de un núcleo, caso contrario a las eucariotas (Scott, 2002). Sin embargo, cuentan con sistemas fotosintéticos y pueden encontrarse morfologías demasiado variadas que van desde filamentosas en forma individual o formando colonias, en forma de espiral, embebidas en mucilagos transparentes, con arreglos regulares o heterogéneos, y no todas pueden ser de color verde-azul (Mehdizadeh & Peerhossaini, 2022). A manera de aclaración, dentro de este trabajo se estará diferenciando entre cianobacterias y microalgas, en donde se respetan las diferencias morfológicas, ultraestructurales y fisiológicas entre ellos (Torres-Ariño 2019).

Por otro lado, es considerado que los MFO pueden estar agrupadas de cuatro formas a partir del número de membranas, de acuerdo con Lee (2018) y Molinari-Novoa (2022), haciendo énfasis en los grupos presentes en este trabajo y que se representa en la Figura 7 (Solymosi, 2012):

1. **Grupo 1.** Las cianobacterias son las únicas de este grupo natural que portan una membrana plasmática que rodea el protoplasma que contiene los tilacoides fotosintéticos, ribosomas y fibras de DNA no encapsuladas. Con clorofila **a** siendo su principal pigmento fotosintético y producción de ficobiliproteínas.
2. **Grupo 2.** Las microalgas, con cloroplastos rodeados por dos membranas de la envoltura del cloroplasto. Este grupo incluye Glaucophyta, Rhodophyta y Chlorophyta. Estas últimas poseen clorofila **a** y **b** y cloroplastos con productos de almacenamiento y almidón.
3. **Grupo 3.** Las microalgas con cloroplastos rodeados por una membrana de retículo endoplásmico de cloroplasto. Este grupo incluye a Euglenozoa, Dinophyta y Apicomplexa. Las Euglenozoa fotosintéticas portan clorofila **a** y **b**, flagelo con pelos fibrilares sobre una hilera espiralada, con paramilo como producto de almacenamiento, desarrolla la división celular y posee una película proteínica en forma de bandas por debajo de la membrana plasmática.
4. **Grupo 4.** Las microalgas con cloroplastos rodeados por dos membranas de retículo endoplásmico de cloroplasto. Que incluyen a Cryptophyta y Heterokontophyta.

2.3.3 Estructura de las cianobacterias y las microalgas

La morfología es parte esencial al momento de crear un acervo taxonómico o colección biológica. A continuación, se presentan los siguientes cuadros (Cuadro 2 y 3) comparativos con las estructuras morfológicas que caracterizan a los grupos de microorganismos con fotosíntesis oxigénica. Generalmente se conoce que las cianobacterias son de coloración azul-verde, sin embargo, se han encontrado otro tipo de coloraciones dependiendo del contenido de bilinas (Kehoe, 2010), por lo que en este trabajo no se tomará el nombre “algas verde azules” como referencia a las cianobacterias.

Cuadro 2. Morfología y taxonomía de cianobacterias. Tomado y editado de Bellinger & Sigee (2015).

Orden Taxonómico Morfotipo mayor	Tamaño y forma de colonia	Fijo o planctónico	Ejemplo
Chroococcales			
a) Unicelulares a esféricos, carecen de células vegetativas, resistentes o reproductivas.	Células solitarias	Planctónicas o sujetas a superficies de suelo o tejidos de plantas.	<i>Synechococcus</i>
	Colonias pequeñas (4-32 células)	Flotando libremente, enredadas con algas filamentosas o sujetas a sustratos.	<i>Chroococcus</i> <i>Gleocapsa</i>
	Plano liso de células.	Flotando libremente o sedentarias.	<i>Merismopedia</i>
	Colonias largas esféricas sólidas.	Planctónicas.	<i>Aphanocapsa</i> <i>Microcystis</i>
b) Unicelulares, formadoras de exosporas.	Células permanecen solitarias o forman colonias con varias capas.	Sujetas a los tejidos de plantas acuáticas, algas y sustratos inorgánicos.	<i>Chamaesiphon</i>
	Ocillatoriales		
Alas filamentosas, carecen de heterocistos y acinetos.	Filamentos elongados rígidos.	Planctónicos o fijos a sustratos.	<i>Ocillatoria</i>

Orden Taxonómico Morfotipo mayor	Tamaño y forma de colonia	Fijo o planctónico	Ejemplo
Nostocales	Filamentos elongados en espiral.	En bentos. Planctónicos o en superficies de barro.	<i>Phormidium</i> <i>Arthrospira</i> <i>Spirulina</i>
	Algas filamentosas formando heterocistos y acinetos, pero no ramificaciones reales.	Paquetes de filamentos elongados.	Planctónicos o bentos. <i>Aphanizomenon</i> <i>Nostoc</i>
Stigonematales	Filamentos enredados en 3D	Planctónicos.	<i>Anabaena</i>
	Colonias esféricas de filamentos radiales.	Planctónicos.	<i>Gloeotrichia</i>
	Algas filamentosas formando heterocistos y acinetos, con ramificaciones reales.	Ramas en masa de filamentos.	Planctónicos o bentos. <i>Stigonema</i>
	Diferenciación entre filamentos basales y ramas erectas.	Bentónicos.	<i>Stauromatonema</i> <i>Fischerella</i>

Cuadro 3. Apariencia microscópica típica de las divisiones mayores en micro y macroorganismos fotosintéticos de agua dulce. Tomado y editado

de Bellinger & Sigeo (2015)

División Ficológica	Coloración Típica	Morfología típica de especies de agua dulce	Motilidad (Células vegetativas/colonias)	Ejemplo
Cianobacterias	Verde-Azul Varios colores	Microscópico o visible - usualmente colonial	Flotabilidad regulada. Algunos pueden deslizarse.	<i>Synechocystis</i> <i>Microcystis</i>
Algas verdes <i>Chlorophyta</i>	Verdes	Microscópico o visible - unicelular o colonias filamentosas	Algunas unicelulares y colonias con flagelos.	<i>Chlamydomonas</i> <i>Cladophora</i>
Euglenas <i>Euglenozoa</i>	Varios colores	Microscópicas - Unicelulares	La mayoría con flagelo.	<i>Euglena</i> <i>Colacium</i>
Algas verde-amarillas <i>Xanthophyta</i>	Amarillo-Verde	Microscópicas - Unicelulares o filamentosas	Zoosporas flageladas y gametos.	<i>Ophiocytium</i> <i>Vaucheria</i>
Criptomonas <i>Cryptophyta</i>	Varios colores	Microscópicas - Unicelulares	La mayoría con flagelo.	<i>Rhodomonas</i> <i>Cryptomonas</i>
Crisofitas <i>Chrysophyta</i>	Dorado-Pardo	Microscópicas - Unicelulares o coloniales	Algunos con flagelo.	<i>Mallomonas</i> <i>Dinobryon</i>
Diatometas <i>Bacillariophyta</i>	Dorado-Pardo	Microscópicas - Unicelulares o filamentosas	Deslizamiento sobre sustratos.	<i>Stephanodiscus</i> <i>Aulacoseira</i>
Algas rojas <i>Rhodophyta</i>	Rojas	Microscópicas - Unicelulares o coloniales	No motiles.	<i>Batrachosperma</i> <i>Bangia</i>
Algas pardas <i>Phaeophyta</i>	Pardas	Visibles - Almohadillas multicelulares y talos costrosos.	No motiles.	<i>Pleurocladia</i> <i>Heribaudiella</i>

Para cada grupo de MFO existen algunas estructuras que pueden ser necesarias para su identificación taxonómica, tales como la forma y posición de cloroplastos. Algunas de esas estructuras se presentan a continuación. En la Figura 1 se observan las formas, posición y el tipo de flagelo de las microalgas, clave para su distinción.

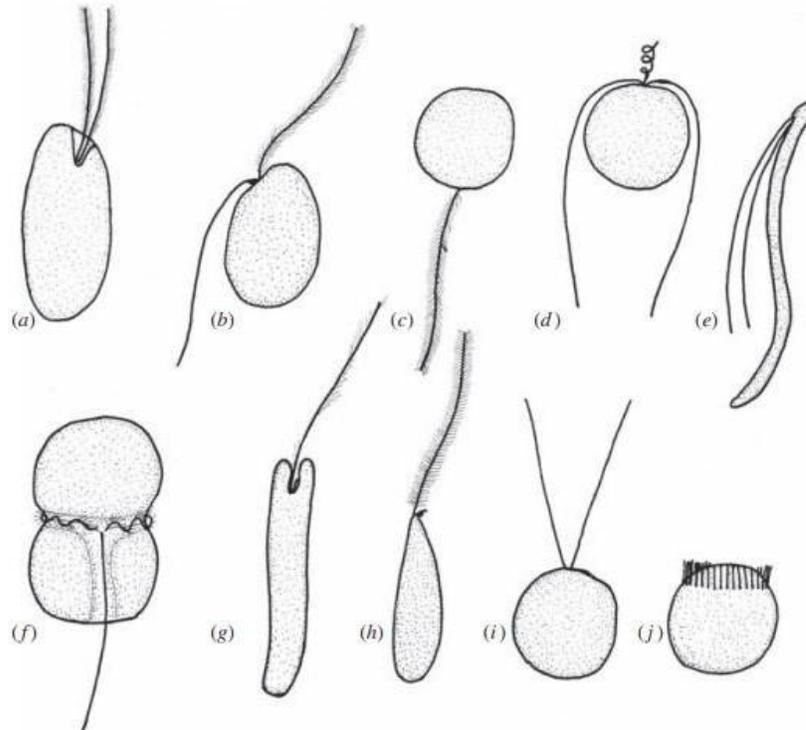


Figura 1. Ejemplos de las formas de microalgas móviles y su flagelo con arreglos más comunes de los distintos grupos. a) Criptohpyta; b) la mayoría de las Heterokontophyta; c) Bacillariophyceae de las Heterokontophyta; d) Prymnesiophyta; e) Chlorophyta; f) Dinophyta; g) Euglenozoa; h) Eustigmatophyceae de las Heterokontophyta; i) y j) Chlorophyta. Figura tomada de Lee (2018).

También existen diferencias de formas entre un mismo grupo, como en la familia Scenedesmaceae, donde la forma del cenobio puede representar a otras subfamilias, géneros y especies como las presentadas en la Figura 2, donde se pueden observar arreglos en fila, alternadas, con células en terminación en punta, redondas, con ornamentos, en forma de luna, entre otros (Chodat, 1902, Bellinger & Sigee, 2015).

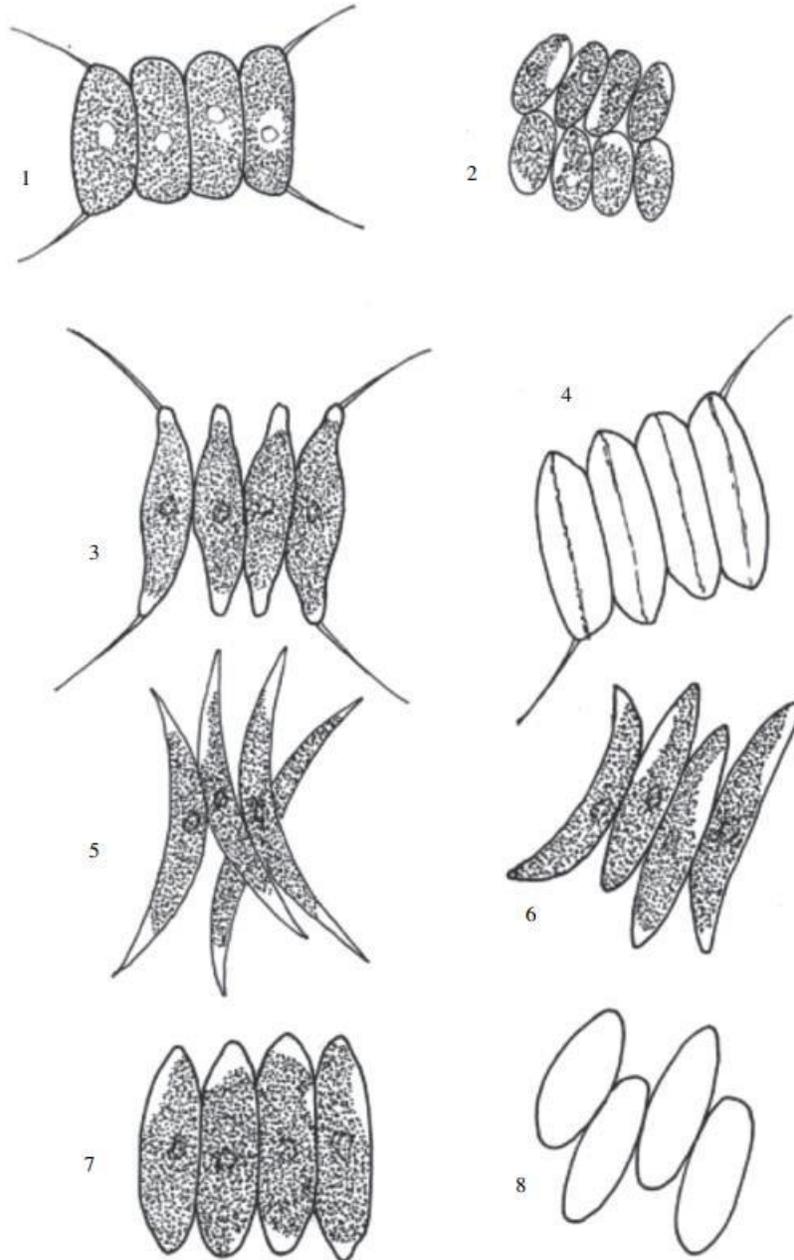


Figura 2. Especies del grupo de Scenedesmeaceae mostrando distintas morfologías. 1. *S. communis*, 2. *S. arquatus*, 3. *S. opoliensis*, 4. *S. armatus* var. *bicaudatus*, 5. *S. acuminatus*, 6. *S. dimorphus*, 7. *S. obliquus* y 8. *S. obtusus*. Figura tomada de Bellinger & Sigee (2015).

Otras formas pueden guiar a otras familias, géneros o especies, como las presentadas en la Figura 3, donde se pueden observar morfologías en forma fusiforme (*Ankyra*, *Monoraphidium*), en de arco (*Selenastrum*), en colonias con mucílago que prácticamente es como una masa gelatinosa pudiendo ser incolora o no, en grupos

como si fueran grupos de heno (*Ankistrodesmus*), con células más en forma de limón (*Oocystis*) o de luna (*Closterium*) con “tapas” en los extremos, o con los extremos más redondeados o truncados (*Penium*) (Corda, 1838, Bellinger & Sigee, 2015).

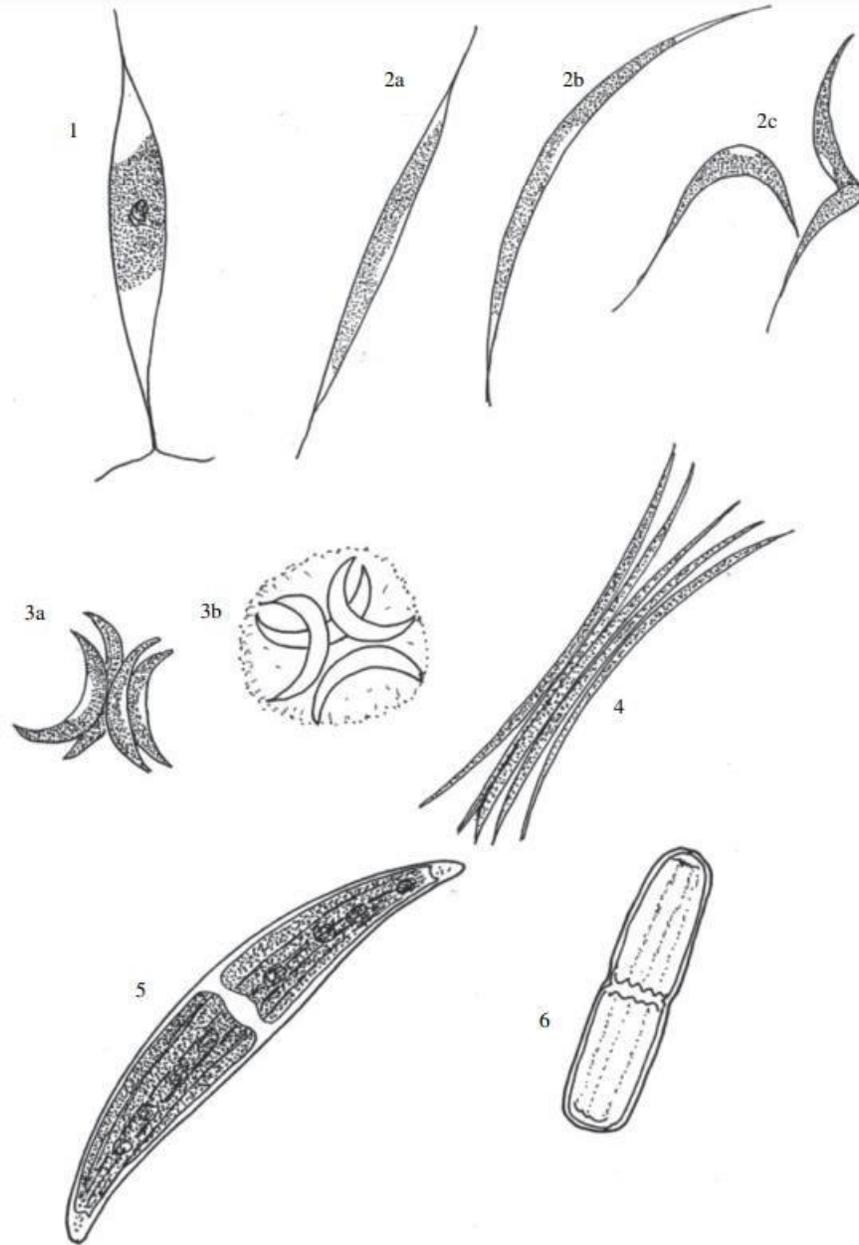


Figura 3. Morfologías comunes de las especies: 1. *Ankyra*, 2. Variaciones de la forma *Monoraphidium*; a) *M. griffithii*, b) *M. arcuatum*, c) *M. contortum*, 3. *Selenastrum* con variación en la forma de las colonias: a) *S. bibraianum* de colonia desnuda, b) Células con mucílago, 4. *Ankistrodesmus*, 5. *Closterium*, 6. *Penium*. Figura tomada de Bellinger & Sigee (2015).

Para otros organismos es necesario identificar ciertos tipos de estructuras importantes, como en las cianobacterias del género *Anabaena* donde tienen la formación de acinetos y heterocistos (Figura 4), que son un tipo especializado de células que producen algunas cianobacterias como respuesta a condiciones de vida desfavorables que permiten su identificación en comparación a los microorganismos que no los poseen (Lee, 2018). Sin embargo, otras características son la formación de ramificaciones verdaderas o falsas, ya que este género antes mencionado no los forma como, en comparación, al género *Stigonema* que forma estas ramificaciones verdaderas (Figura 5) (Bellinger & Sigeo, 2015).

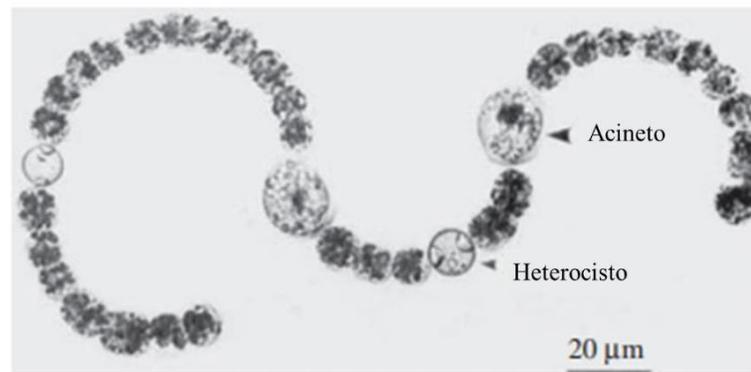


Figura 4. Micrografía de luz de *Anabaena crassa* mostrando las células vegetativas, acinetos y heterocistos. Tomada y editada de Lee (2018).

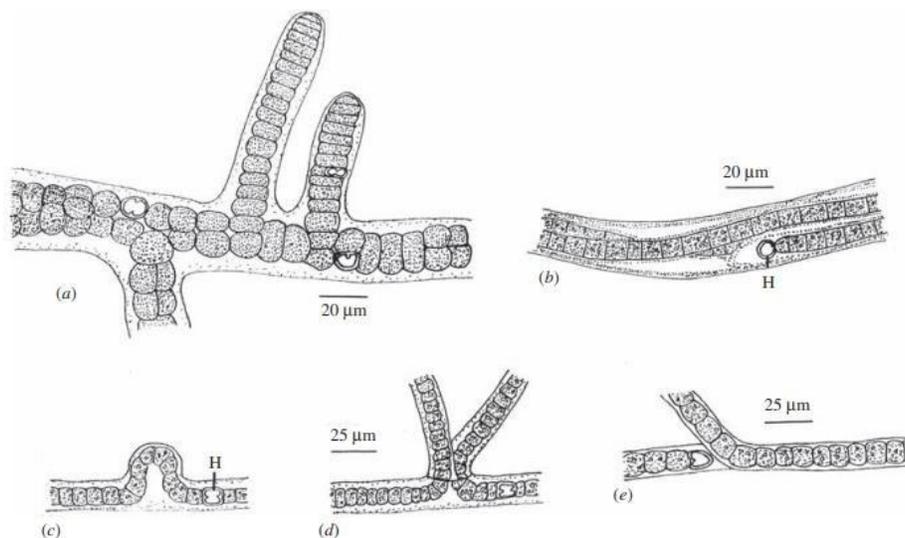


Figura 5. Ramificaciones presentes en cianobacterias filamentosas a) Verdaderas en *Stigonema turfaceum*, b) Falsas en *Desmonema wrangelii* con una cantidad de tricomas en una membrana, c), d) Ilustración de *Scytonema arcangelii* sobre la formación de ramificaciones falsas, e) *Toltypothrix tenuis*

con una única ramificación falsa. (H) Heterocisto. Ilustración de Bellinger & Sigee (2015).

Otro carácter importante es, como se mencionó al principio, la posición y forma del cloroplasto. En la Figura 6 se pueden observar su posición y forma más común en el género *Chlorella*, donde se puede encontrar en forma de manto, discoidal, en forma de faja, de copa o parietal, granular, en forma de red, alveolar y de mancuerna, entre otros (Shihira & Krauss, 1965).

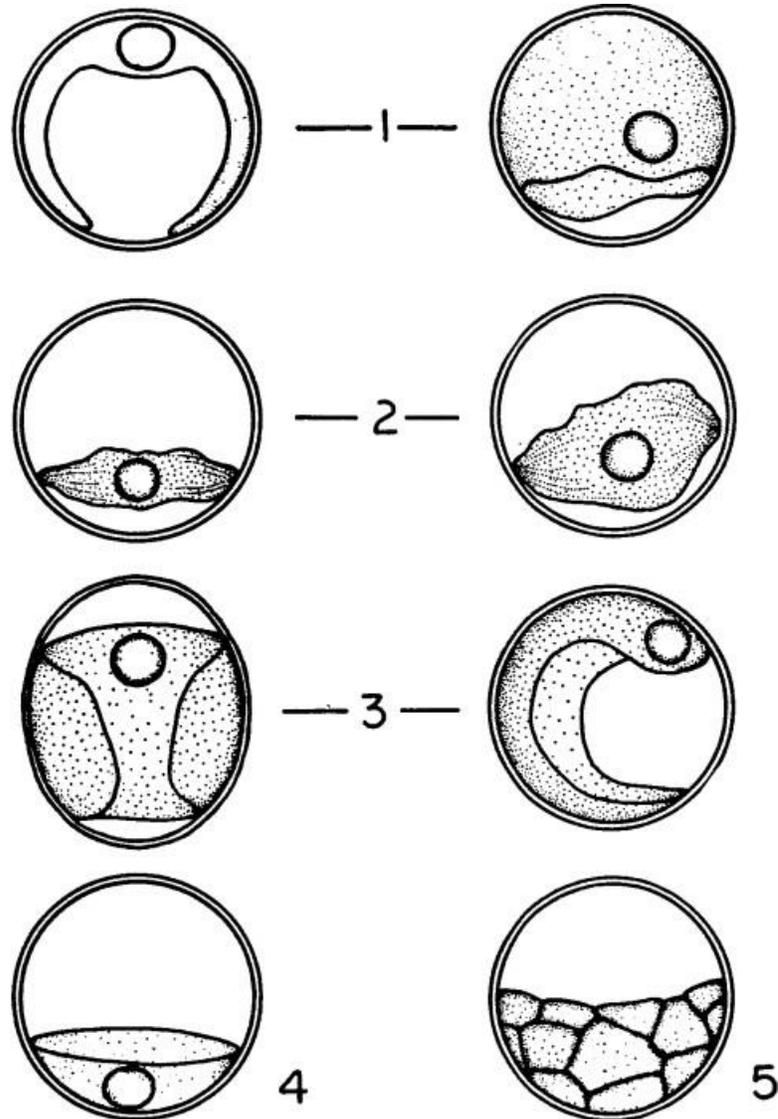


Figura 6. Tipos y formas del cloroplasto en *Chlorella*. 1) Manta, 2) Disco, 3) Cintura, 4) Copa y 5) Granular. Figura tomada de Shihira & Krauss (1965).

Además, como se mencionó en el párrafo anterior, los cloroplastos pueden ayudar a la clasificación de los grupos de MFO a partir de su estructura y contenido, como se muestra en la Figura 7 donde se toman otras estructuras importantes, como el pirenoide, que es una estructura proteínica, incolora y refringente presente en varios grupos y que toma gran importancia taxonómica con base en la posición y número en la que se encuentre (Solymosi, 2012).

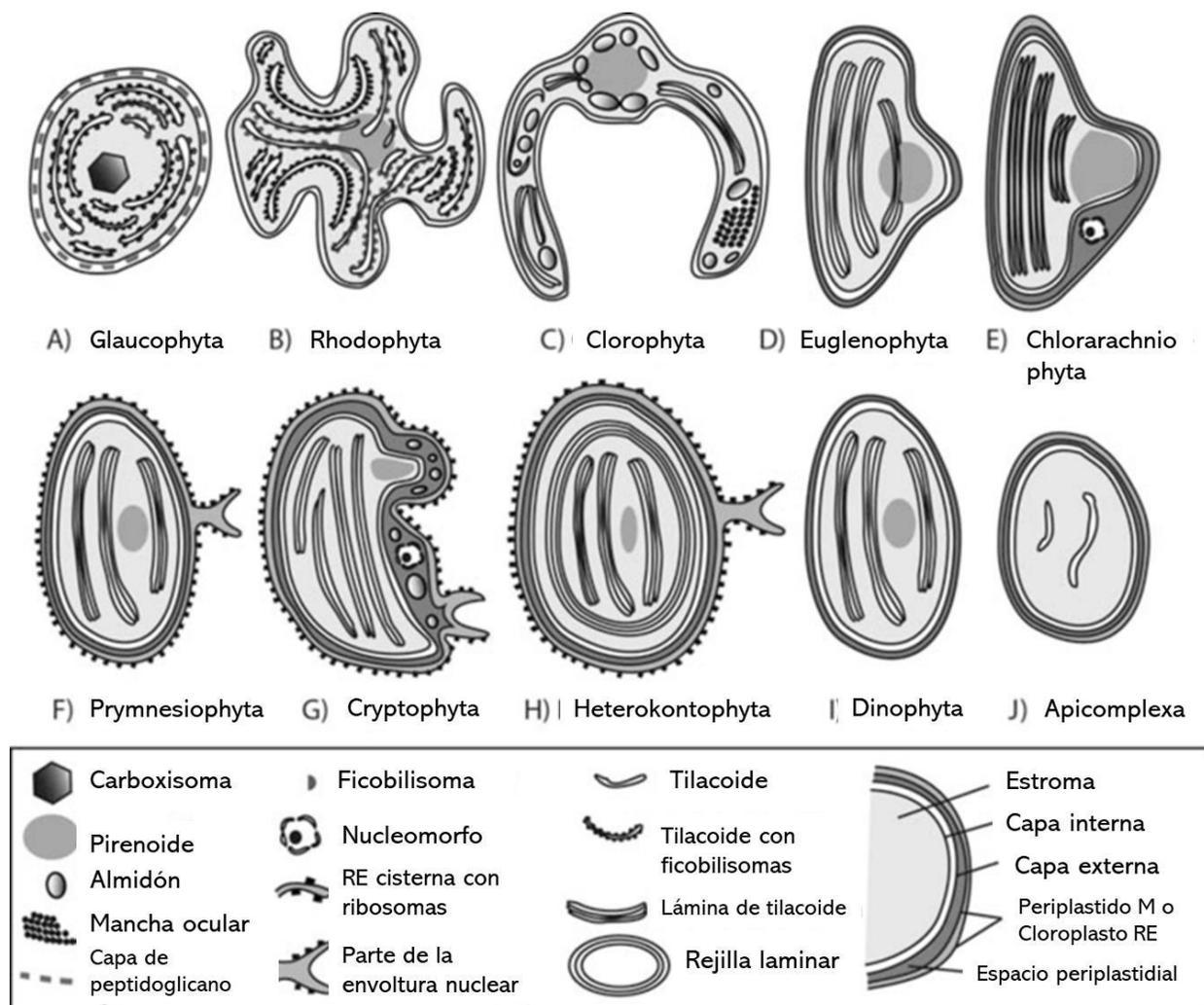


Figura 7. Principales características estructurales de los cloroplastos (plástidos) y membranas envolventes interna y externa en diferentes grupos de algas. Tomado y editado de Solymosi (2012).

En el grupo de las Euglenozoas fotosintéticas también se presentan estructuras importantes a la hora de identificar organismos de este grupo. En la Figura 8 se pueden observar dichas estructuras en las que destacan el flagelo, el paramilo, que es un material de reserva de carbohidratos, el plástido o cloroplasto, el reservorio y la vacuola contráctil. Además, este grupo suele poseer un cuerpo o mancha ocular rojiza bastante característico (Bellinger & Sigeo, 2015, Wher *et al.*, 2015).

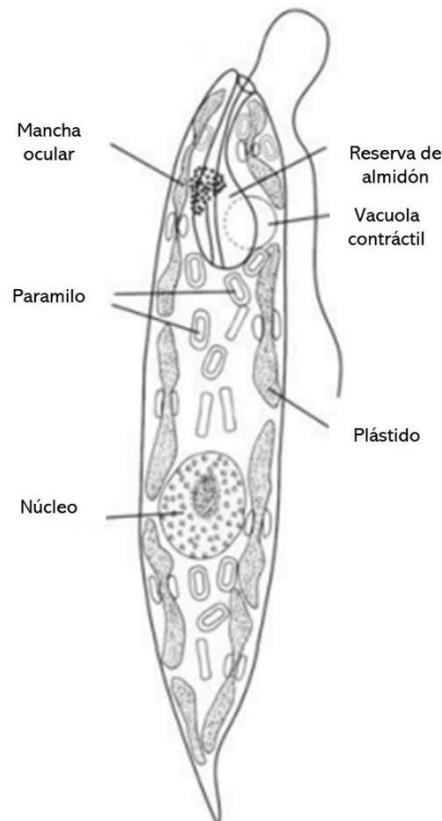


Figura 8. Esquema sobre las estructuras más características del grupo de las Euglenozoas fotosintéticas. Tomado y editado de Bellinger & Sigeo (2015).

2.3.4 Los ambientes de los MFO

Estos microorganismos, en el gran contexto de su clasificación, se pueden encontrar en muchos y diversos tipos de ambientes (Andersen, 1992). Desde zonas marinas, cuerpos de agua dulce, ríos, lagunas, rocas, incluso en otros organismos de plantas (Moya *et al.*, 2020) y animales (Turnham *et al.*, 2021), y hasta en regiones

árticas (Gérikas Ribeiro *et al.*, 2020, Ardyna & Arrigo, 2020) y ductos de drenaje (Mohammed & Mahran, 2022), así como en ambientes subaéreos o con áreas mínimas de humedad (Novelo & Tavera, 2019, Torres-Ariño, 2019).

La comunidad de cianobacterias y microalgas de ambientes marinos pueden ser tan grandes al nivel que pueden detectarse por vía imagen satelital cuando éstas proliferan. Esta comunidad forma parte esencial de las cadenas tróficas marinas para otro tipo de comunidades microbianas y animales siendo así que incluso la industria pesquera depende de estas comunidades (Graham & Wilcox, 2000).

La diversidad de cuerpos de agua dulce, como lagos, lagunas, ríos, etc., es mayor que la diversidad en zonas marinas en términos de riqueza relativa de especies (McAllister *et al.*, 1997). Se dice que se han llegado a registrar alrededor de 4,000 especies marinas de cianobacterias y microalgas en comparación de 14,900 especies de regiones de agua dulce (Norton *et al.*, 1996). Hernández-Becerril (2014) describe la diversidad marina e incluye a las divisiones Chlorophyta (Prasinophyceae) y Cyanobacteria, estimando 1,488 taxones en 211 géneros que representan entre el 33 y 42% de su diversidad global, sin embargo, falta mucho por estudiar en relación con microalgas clorofíceas y cianobacterias en el país (Prasad *et al.* 2013). En relación con la diversidad de cianobacterias planctónicas el trabajo de Komárek & Komárková-Legnerová (2002), en la zona central del país, enlista a 51 morfotipos.

El esfuerzo del aislamiento en algunas colecciones de estos MFO es dispar entre los ambientes y en algunas se han enfocado en ambientes marinos, principalmente las cercanas a la costa, lo que difiere respecto a la parte continental (Torres-Ariño, 2019). No obstante, se considera que aquellas de agua dulce son más fáciles de mantener en estas colecciones, por lo que se les ha encontrado mayor uso biotecnológico (Brand *et al.*, 2013).

De acuerdo con Chapman (1946), las comunidades de estos MFO pueden agruparse a partir de las condiciones ambientales que forman regiones; por ejemplo, las cianobacterias pueden tener una distribución de hábitats tanto diversos como extremos tanto terrestres como acuáticos en comunidades bénticas o planctónicas, incluso en asociaciones simbióticas (Pathak *et al.*, 2021).

No se sabe el número exacto de especies de estos MFO, pero es innegable

discutir las utilidades encontradas, que requieren mayor atención en sus métodos de aislamiento y para su conservación y disfrutar de sus características en aplicaciones biotecnológicas.

2.3.5 La importancia biotecnológica de las cianobacterias y microalgas

La aplicación para usos biotecnológicos ha sido ampliamente estudiada y recopilada en los últimos años (Mutanda *et al.*, 2020) abarcando áreas como la extracción de pigmentos hasta el uso de fármacos, como los anticancerígenos (Raja *et al.*, 2013). Por ejemplo, para aplicaciones terapéuticas, se ha detectado que ciertas especies de cianobacterias y algas verdes producen flavonoides, como la apogenia, hasta en $60 \text{ ng}\cdot\text{g}^{-1}$ (Goiris *et al.* 2014), los cuales tiene efectos sedantes y antidepresivos (Zhang *et al.*, 2019). Del lado alimenticio está la producción de ω -3 como suplemento que al mismo tiempo de nutrir y ser un alimento del futuro puede ser parte de tratamientos para la depresión (Liao *et al.*, 2019) o bien las dietas con microalgas, como *Chlorella*, cuya acción es en la reducción del estrés oxidativo deteniendo el deterioro de la capacidad cognitiva (Nakashima *et al.*, 2009, Santos-Sánchez *et al.*, 2016).

Asimismo, las microalgas sirven como alimento animal y en la acuicultura. Por ejemplo, en la avicultura se ha observado que la raza Broiler mejora su peso y disminuye el colesterol malo (LDL) y aumenta el bueno (HDL) en la sangre y modifica la composición de ácidos grasos (Ginzberg *et al.*, 2000, Abdelnour *et al.*, 2019). En la acuicultura, se ha sustituido la harina de trigo por la cianobacteria *A. maxima* como fuente de proteínas para alevines de tilapia roja, *Oreochromis sp.*, (Rincón *et al.*, 2012) o con *Spirulina subsalsa* que puede sustituir a la harina de pescado en dietas de Caracol Manzana (Torres-Ariño *et al.*, 2023). En la producción de crustáceos también se ven implicadas las microalgas, como es el caso en la producción de *Daphnia pulex* a partir de formulados de *C. vulgaris*, *Haematococcus pluvialis* y *Sphaerocystis sp.* (Alcántara-Azuara *et al.*, 2014).

Nannochloropsis oculata es una especie que contiene cantidades elevadas de ácidos grasos poliinsaturados, especialmente ácido eicosapentaenoico (AEP), ácido

araquidónico y ácido docosahexaenoico empleados en la nutrición de animales marinos, especialmente en el crecimiento y desarrollo de larvas de peces, moluscos y crustáceos (Sánchez *et al.*, 2008, García-Concha & Torres-Ariño, 2021).

Para los biocombustibles, las especies de los centros de colecciones más estudiadas han sido del género *Chlorella* donde se han encontrado acumulaciones de aproximadamente el 60% de compuestos de almacenaje que suelen ser lípidos o polisacáridos cuando el medio en el que se encuentran está limitado de nutrientes (Masojídek & Torzillo 2014). A *Scenedesmus obliquus* se le han caracterizado perfiles de ácidos grasos en términos de ácido linoleico (Gouveia & Oliveira, 2009) y a diferentes especies del género *Nannochloropsis*, se les considera buenas candidatas para obtención de biocombustible (Martínez-Macías *et al.*, 2017) y se está trabajando en el rompimiento de su pared celular para facilitar la obtención de metabolitos (Timira *et al.*, 2022). Por lo anterior, es evidente el uso principalmente de microalgas, a partir del contenido lipídico, para la producción de bioenergía como biodiésel y bioetanol (Castillo *et al.*, 2017, Pérez-Bravo *et al.*, 2019)

Algunas otras aplicaciones en el país han sido como antibióticos (Torres-Ariño, 2004, Rodríguez-Palacio *et al.*, 2022), pigmentos y fármacos (Santos-Sánchez *et al.*, 2016), y en la alimentación, entre otros, a partir de las condiciones biogeográficas del país (Lozano-García *et al.*, 2019), así como el uso como inhibidores de estrés oxidativo (Santos-Sánchez *et al.*, 2020).

Uno de los aspectos que sigue siendo una de las limitaciones en la producción masiva, es el costo de producción. Sin embargo, es evidente que estas microalgas son mejores para la producción de biocombustibles al no requerir grandes superficies de trabajo o ser competencia contra la producción de alimento alcanzando valores de producción promedio de $136,900 \text{ L}\cdot\text{ha}^{-1}$ en 2 Mha (Bhagea *et al.*, 2019).

Estos microorganismos con fotosíntesis oxigénica aportan interés al hablar de colorantes o pigmentos naturales que pueden ser útiles en otras áreas, ya mencionadas, al implementarse en alimentos y cosméticos. No obstante, siguen existiendo problemas al momento de su extracción con distintas concentraciones de disolvente, temperaturas e intensidad de luz que afecta su concentración y estabilidad (Kumar *et al.*, 2011, Farobie *et al.*, 2023, Ruíz-Hernández *et al.*, 2023).

2.3.6 Aplicaciones potenciales en el tratamiento de aguas residuales

Tanto del grupo de Chlorophyta como Cianobacterias, incluyendo Euglenozoa, tienen gran potencial en la remoción de nutrientes, como P, N, DQO, entre otros, en el tratamiento de aguas residuales ya que desde hace tiempo ha sido parte de los temas de interés en esta área del conocimiento. Al respecto, el Cuadro 6 presenta eficiencias de remoción que van del 62% al 100%, en algunos casos, dependiendo de la cepa, el tiempo de cultivo y el medio de cultivo o tipo de agua residual del que se trata. Las especies mencionadas en este Cuadro 4 pueden tratar aguas residuales de diversos tipos, tales como aguas con pesticidas (Markou & Georgakakis, 2011), fármacos (Kropidłowska & Caban, 2023), efluentes textiles (Sheela *et al.* 2013, Simsek & Sisman-Aydin, 2018) y domésticos (Chavarría-Hernández *et al.*, 2022).

Cuadro 4. Efectividad de especies en la remoción de nutrientes para su uso potencial en aguas

residuales.

Especies	AR	Nutrientes	%E	Crecimiento	Días	Referencia
<i>C. vulgaris</i>	Efluente secundario de WWTP	P	95.8		4	Chan <i>et al.</i> (2014)
<i>A. maxima</i>			94.6			
<i>Tribonema</i> sp.	Aguas residuales porcinas	NH ₃ -N	90.4	0.29 m ⁻² d ⁻¹	5	Cheng <i>et al.</i> (2020)
<i>Synechocystis</i> sp.			86.2			
<i>Monoraphidium</i>	Aguas residuales de melaza	DQO	80.2	0.86-15 gL ⁻¹	25	Dong <i>et al.</i> (2019)
			73.7			
			76.4			
	Aguas residuales municipales	DQO	N	49.7	0.082gL ⁻¹ d ⁻¹	10
62.7						
90.07						
92.33						
<i>C. sorokiniana</i>	Autótrofo	N	74.2	0.24 d ⁻¹	6	Kim <i>et al.</i> (2013)
			83.3			
	Heterótrofo Mixótrofo	P	78	0.53 d ⁻¹		
			60			
			61.9			
<i>E. gracilis</i>	Aguas residuales domésticas	N	13.1mg-N·L ⁻¹ day ⁻¹	112.50 mg·L ⁻¹ d ⁻¹	4	Nezbrytska <i>et al.</i> (2022)
			23.9 mg-N·L ⁻¹ day ⁻¹			

Simbología: AR = Agua residual, %E = Eficiencia

A pesar de las ventajas de usar MFO en la remoción de nutrientes, varias especies tienen la desventaja de la dificultad en la colecta de la biomasa por el tamaño pequeño de la especie, como por ejemplo *E. gracilis* var. *saccharophila* que llega a producir hasta 80% en peso seco del metabolito de interés (Sun *et al.*, 2018).

También los costos de producción a nivel industrial, como de biocombustibles, pueden llegar a ser un reto, sin embargo, a partir del estudio de las cepas existentes y con el potencial suficiente pueden llegar a tener un buen retorno de inversión, como el

caso de *A. maxima* que si se llegaran a producir 10,000 t·año⁻¹ se tendría un retorno de inversión del casi 87% (Abdo *et al.*, 2016).

A pesar de las dificultades operativas o de los procesos, la producción de biomasa a partir de MFO se vuelve cada vez más interesante cuando se suma el uso de agua residual municipal como parte de las soluciones ambientales y de economía circular (Sisman-Aydin & Simsek, 2022).

2.3.7 Aplicaciones en la revalorización de nutrientes

A partir del análisis en la disminución de nutrientes en cuerpos de agua, estos trabajos también toman la orientación en la economía circular para la revalorización de los recursos a partir de la producción de compuestos como pigmentos, lípidos, carbohidratos, proteínas (Sisman-Aydin & Simsek, 2022), antioxidantes (Choi *et al.*, 2018, Santos-Sánchez *et al.*, 2020), nutraceuticos (Abd El-Baky *et al.*, 2008), entre otros, que son útiles en la alimentación humana o animal, cosméticos (Sahin, 2019), biorremediación (Hage *et al.*, 2018, El-Naggar *et al.*, 2019), biorrefinerías (Valdez-Ojeda *et al.*, 2021, Kim *et al.*, 2023) y hasta de energía eléctrica (Hou *et al.*, 2016).

El Cuadro 5 presenta algunos ejemplos de estudios que han conseguido rendimientos variados de antioxidantes útiles en la medicina o industria alimentaria, como carotenos y tocoferoles. Estos compuestos se han extraído por técnicas y cepas diversas, lo que permite dilucidar las posibilidades del uso de especies nativas para valorizar residuos industriales o de otras gamas que permitirían conseguir productos valiosos.

El interés en producir antioxidantes a partir de microorganismos, como las cianobacterias, ha crecido en los últimos años, ya que, en condiciones controladas de estrés o aclimatadas, producen compuestos bioactivos de calidad en menor tiempo en comparación con otras fuentes de producción, como las plantas, que requieren mayor tiempo de crecimiento y mantenimiento. El caso contrario ocurre con las bacterias que crecen con mayor velocidad y que pueden tener aplicaciones en la biotecnología, tales como la agricultura, la medicina y otros sectores industriales (Chandra *et al.*, 2020, Gauthier *et al.*, 2020).

Cuadro 5 Antioxidantes obtenidos a partir de la remoción de nutrientes dependiendo del medio de cultivo, ya sea medio de cultivo convencional o de aguas residuales y el método de extracción y/o determinación.

E	MC	E/D	C	R (mg·g ⁻¹)	Ref
<i>A. maxima</i>	Fermentación + <i>Lactobacillus plantarum</i>	Ultrasonido	β-Caroteno	1.03 - 1.62	Choi <i>et al.</i> (2018)
			Carotenos	7.32-20	
	Zarrouk con distintas concentraciones de nitrógeno	Extracción de crudos orgánicos con diclorometano/metanol (1:1, v/v)	Fenoles	3.08-4.98	Abd El-Baky <i>et al.</i> (2020)
			Chl a	7.69-16.23	
			Tocoferoles	0.26-1.32	
<i>O. simplicissima</i>	F/2	Cromatografía de columna	Ficocianina	45.3-106.4	Elkmoy & Ismail (2021)
			Polisacáridos sulfatados	Azúcares (34.03) Sulfatos (28.92) Proteínas (0.011)	
<i>T. obliquus</i>	BG-11	Metanol 80%	Fenoles	29.25	El-Tablawy <i>et al.</i> (2020)
		Etanol 95%	Flavonoides Chl a	22.34 0.63	
<i>Euglena sp.</i>	Foto-autotrófico en medio Hutner	Espectrofotometría BHT, Metanol, Éter de Petróleo, Etanol	Carotenos α-tocoferol	0.14 4.13	Hasan <i>et al.</i> (2017)

Símbolos: E = Especie, MC = Medio de Cultivo, E/D = Extracción/Determinación, C = Compuesto, R = Rendimiento, Ref = Referencia.

2.3.8 Producción de biomasa

El Cuadro 6 se presenta rendimientos en biomasa y contenido de lípidos y procesamiento de ácidos grasos que tienen el potencial de ser utilizados para biocombustibles en los tres grupos de MFO más comunes de Clorofitas, Cianobacterias y Euglena. Además, vemos las distintas formas en las que se representa el rendimiento a partir de la biomasa y extracción de lípidos, es decir, con los residuos de bioetanol por gramo a partir de su conversión máxima (Ashokkumar *et*

al., 2019), el peso seco sin cenizas (ASWF) (Gouveia & Oliveira, 2009) o el porcentaje de lípidos a partir del rendimiento total de biomasa (Álvarez-Díaz, *et al.*, 2015), así como de la cantidad por gramos o miligramos total o diario (Mahapatra *et al.*, 2013) y grmasos por cada litro (Valadez-Ojeda *et al.*, 2021).

También podemos denotar las aplicaciones variadas que podemos obtener a partir de la remoción de nutrientes en el tratamiento de aguas residuales de todo tipo, por lo que los MFO que se extraigan de una zona pueden ser de gran utilidad para los tipos de agua residual de la misma zona, ya que se encuentran aclimatadas a las condiciones ambientales de la zona (Dammak *et al.*, 2023).

Otro tipo de lípidos de interés son los ácidos grasos del grupo del ω -3; sin embargo, son pocos los trabajos encontrados que han estudiado la concentración de estos ácidos a partir de la remoción de nutrientes que corresponden a Michelin *et al.* (2019, 2021), los cuáles reportan que la mayor producción concierne al ácido linoleico (C18:3_{n3}) (LA) a partir de la fitorremediación de aguas residuales porcinas con el uso de un reactor USAB, procesos de nitrificación-desnitrificación y limitación de nitrógeno y fósforo. El porcentaje de producción total a partir de la biomasa seca fue de 0.5 - 0.48% con ambos casos, siendo que el total de ácidos grasos de la serie ω -3 llegaron a un total de 0.48 – 3.9%. El LA es un nutriente esencial en la salud humana y animal, el cual puede ser convertido en otros tipos de ácidos grasos como el ácido eicosapentaenoico (EPA), ácido docosahexaenoico (DHA) y ácido araquidónico (ARA) (Gu *et al.*, 2021, Chen *et al.*, 2021).

Cuadro 6. Trabajos que presentan rendimiento en la producción de biomasa y la extracción y/o análisis de lípidos con potencial de biocombustibles a partir de la remoción de nutrientes.

Especie	Medio de Cultivo	Extracción/Análisis	Biomasa	Rendimiento	Referencia
<i>Synechocystis</i>	AR	Transesterificación	0.21 gL ⁻¹	0.186g bioetanol g ⁻¹	Ashokkumar <i>et al.</i> (2019)
<i>Coelastrum</i> sp.	AR Lechera	Fenol y ácido sulfúrico y esterificación	0.267 g L ⁻¹ d ⁻¹	37.91%	Mousavi <i>et al.</i> (2018)
	Melasa y AR	Cloroformo y metanol	2.29 gL ⁻¹	0.71 g·L ⁻¹	Valadez-Ojeda <i>et al.</i> (2021)
<i>A. maxima</i>	BG-11	Soxhlet y <i>n</i> -hexano	3.1 gL ⁻¹	4.1% AFDW	Gouveia & Oliveira (2009)
<i>T. obliquus</i>	BG-11	Soxhlet y <i>n</i> - hexano, Transesterificación	1.03-2.0 gL ⁻¹	17.7-41.8%	Gouveia & Oliveira (2009) y Álvarez- Díaz <i>et al.</i> (2015)
<i>Euglena</i> sp.	AR Doméstica	Cloroformo y metanol	0.155 gL ⁻¹ d ⁻¹	0.01615 g·L ⁻¹ d ⁻¹	Mahapatra <i>et al.</i> (2013)

2.3.9 Aplicaciones en la remoción de contaminantes

En el tema de la biorremediación, varias cepas de cianobacterias y microalgas también permiten la remoción de contaminantes, tales como los que se presentan en el Cuadro 7, por ejemplo, nutrientes (Hage *et al.*, 2018), aguas residuales avícolas (Oliveira *et al.*, 2018) algunos metales pesados (El-Naggar *et al.*, 2019), plantas de coque (Nagi *et al.*, 2021), efluentes con contaminantes textiles y pesticidas (Sheela *et al.*, 2013, Sharma *et al.*, 2023). Se ha observado casos, como el de Nagi *et al.*, (2021) y el de Abdel-Raze *et al.*, (2019), que los consorcios de MFO frecuentemente aportan mayor eficiencia en la remoción de contaminantes siendo que estos pueden proveer de fuentes de energía al mismo tiempo en el que se incrementa el potencial de degradación.

Cuadro 7. Trabajos que presentan la eficiencia en la remoción de otros contaminantes además de

nutrientes en cuerpos de agua y el tiempo de remoción.

Especie	Biomasa	Contaminante	Tiempo	Referencia
<i>N. solitaria</i>	1 g·L ⁻¹	200 mgL ⁻¹ Li	60 min	El-Naggar <i>et al.</i> (2019)
<i>Monoraphidium</i> sp.	1x10 ⁶ células·mL ⁻¹	Nutrientes	250 h	Hage <i>et al.</i> (2018)
Consortio Clorofita	200 células·L ⁻¹	AR de la planta de coque	10 d	Nagi <i>et al.</i> (2021)
<i>D. opoliensis</i>		AR fábrica de papel	42 d	Sharma <i>et al.</i> (2023)
<i>Chroococcus</i>		Efluente textil	30 d	Sheela <i>et al.</i> (2013)
<i>T. obliquus</i>		AR Avícola	13 d	Oliveira <i>et al.</i> (2018)
Consortio	8x10 ⁴ células·mL ⁻¹	Pesticidas y MP	28 d	Abdel-Razek <i>et al.</i> (2019)

Simbología: AR= Agua residual y MP= metales pesados

2.3.10 Potencial como fertilizantes

Asimismo, otro uso de los MFO a partir de la remoción de nutrientes es que la biomasa producida sea capaz de tener efectos fertilizantes en distintos cultivos cotidianos, como el maíz, la soya (Gatamaneni-Loganathan *et al.*, 2020), la albahaca (Marín-Marín *et al.*, 2023), el frijol (Khaing *et al.*, 2020), el tomate (Jimenez *et al.*, 2020) y el trigo (Kholssi *et al.*, 2019), como se ha observado en distintos estudios (Cuadro 8). De igual forma, los consorcios están tomando interés en esta rama de los MFO (Jose *et al.*, 2024). Algunas cepas no han sido estudiadas a partir de la remoción de nutrientes de aguas residuales, sin embargo, la comparación entre mismas especies de un género o a partir de estudios de laboratorio, como el caso de *C. sorokiniana* (Kholssi *et al.*, 2019) permiten tener una noción del gran potencial que tienen estos microorganismos.

Cuadro 8. Uso de fertilizantes con la biomasa producida a partir de la remoción de nutrientes en aguas residuales en cultivos comunes en la alimentación.

Especie	Biomasa	MC	Cultivo	P	Referencia
<i>Chlorella + Tetradesmus obliquus</i>	40-60%	AR	<i>Zea mays</i>	Crecimiento	Gatamaneni-Loganathan <i>et al.</i> (2020)
			<i>Glycine max</i>	Fenoles Flavonoides Antioxidantes	
<i>A. maxima</i>	10-40 g	AR	<i>Ocimum basilicum</i>	Minerales Germinación Crecimiento	Marín-Marín <i>et al.</i> (2023)
<i>Spirulina</i> sp.	1-5 g·L ⁻¹	Polvo	<i>Phaseolus lunatus</i>	Germinación Crecimiento Rendimiento Crecimiento	Khaing <i>et al.</i> (2020)
<i>Monoraphidium</i> sp.	38.3 mg·TSS·L ⁻¹ ·d ⁻¹	Digesto líquido anaeróbico.	<i>Solanum lycopersicum</i>	Clorofila	Jimenez <i>et al.</i> (2020)
<i>C. sorokiniana</i>	2 g·L ⁻¹	BG-11	<i>Triticum aestivum</i>	Germinación Raíces	Kholssi <i>et al.</i> (2019)

Simbología: AR = Agua residual, MC = Medio de Cultivo, P = Parámetros evaluados.

2.4 El escenario en Monterrey, N.L.

De acuerdo con Sosa-Hernández *et al.* (2019), en México se han categorizado alrededor de 70 especies locales que han sido aisladas y caracterizadas en donde sólo una mínima cantidad se ha explorado para producir productos comercialmente valiosos, ignorando así su potencial como producto local. Por lo que usar cianobacterias y microalgas disponibles para producir compuestos bioquímicamente rentables podría solucionar varios problemas con tecnologías verdes.

Sin embargo, esta cifra puede ser mayor ya que como menciona Hernández-Becerril (2014), la diversidad del fitoplancton en el ambiente marino supera a 211 géneros y recientemente Torres-Ariño *et al.* (2019) presentan una lista taxonómica de 998 especies de cianobacterias y microalgas del sureste del Pacífico mexicano (estados de Guerrero, Oaxaca y Chiapas) en donde varios representantes están siendo aislados, depositados en colecciones y evaluando su potencial biotecnológico, sin embargo, falta mucho por estudiar con relación a la gran diversidad de estos MFO en el país (Prasad *et al.*, 2013). Otros trabajos referentes a la diversidad de

cianoprocariotas planctónicas es la investigación desarrollada por Komárek y Komárková-Legnerová (2002) en la zona central del país que enlistó 51 morfotipos.

El conocimiento de estos microorganismos continentales de México es aún deficiente y aunque los registros taxonómicos suman actualmente 3,256 especies, la mayoría carecen de una descripción, una ilustración o de ambas, además de información ecológica o de su potencial económico (Aguirre-Cavazos *et al.*, 2018). Novelo & Tavera (2011) concluyen que la mayoría de los estados permanecen hasta hoy inexplorados.

Para Nuevo León, lugar donde atraviesan diversos cuerpos de agua (20 ríos y 19 embalses) con diversas capacidades en volumen de agua, únicamente se tenían 21 especies registradas y en 2015 se incrementaron a 31 (Aguirre-Cavazos *et al.*, 2018). Existe el registro de *C. miniata* en un trabajo de maestría (Márquez-Urbe, 2021) que no fue contado como registro oficial pero que no está de más su mención.

Se tiene el registro y aislamiento de *Scenedesmus* sp., *Chlorella sorokiniana* y *C. pyrenoidosa* en los municipios de Apodaca, Gral. Escobedo y Cadereyta (Reyna-Martínez *et al.*, 2015 y 2018) con los que se ha evaluado su uso potencial anticancerígeno y la producción de lípidos con buenos resultados citotóxicos tumorales (62% *C. sorokiniana* y 74% *Scenedesmus* sp.) y en producción en lípidos (>20% lípidos, triglicéridos de ácidos grasos de 16 y 18 carbonos). En el trabajo de Aguirre-Cavazos *et al.* (2018) se menciona el registro de 68 especies distribuidas en 51 géneros y 37 familias del tipo epilíticas o planctónicas de distribución cosmopolitas, analizadas en cuerpos de agua en el centro del estado. Otros usos que se han encontrado a nivel local son en el tratamiento de aguas residuales y la recuperación de biomasa para su uso potencial como biofertilizantes (Beltrán-Rocha *et al.*, 2017).

2.5 Colecciones Biológicas

El cambio climático también afecta la biodiversidad por lo que es prioritario buscar incrementar el conocimiento ficológico en la región ya que es escaso y es necesario para tener presente las relaciones entre la biodiversidad y el ambiente (Zhou *et al.*, 2023). Las colecciones biológicas permiten crear un acervo tanto genético como de

usos potenciales en áreas como la biotecnología, conservación, material didáctico e investigación aplicada (Torres-Ariño, 2008, Delgadillo *et al.*, 2009, Duygu *et al.*, 2017, Torres-Ariño 2019). Los cultivos en colecciones certificadas permiten obtener información útil de seguridad y autenticidad cuando las cepas se hayan aislado correctamente, identificado y mantenido en medios de cultivo a partir de las necesidades de cada cepa y su ambiente (Brand *et al.*, 2013). Esto permite su uso posterior de forma fácil y accesible (Daneshvar *et al.*, 2021). Estos acervos también permiten tener una perspectiva global de la diversidad genética, morfológica, fisiológica y química en la naturaleza sin necesidad de volver a aislar e identificar cepas nativas (de Oliveira-Lourenço, 2020).

Las colecciones pueden ser de varias formas y/o propósitos. Generalmente, las colecciones de investigación son las más comunes y suelen ser relativamente pequeñas principalmente para actividades rutinarias o de investigación como se menciona en su nombre, sin embargo, pueden abarcar desde moléculas específicas hasta especímenes completos (Brand *et al.*, 2013).

Las colecciones criogénicas son colecciones, generalmente de muestras celulares, tejidos, moléculas u organismos unicelulares que son mantenidas mediante técnicas de congelación que deberán mantener sus capacidades biológicas a bajas temperaturas durante largos periodos (Corthals & Desalle, 2005). La técnica más común es el enfriamiento rápido en donde la temperatura de una muestra se reduce rápidamente a aproximadamente -100°K , así las sustancias líquidas de la muestra no tendrán suficiente tiempo para que se formen cristales de hielo en el núcleo que puedan dañar las muestras al evitar estar por debajo de la temperatura de transición vítrea (Rodgers, 1994).

Con esta técnica se pueden recopilar mayor cantidad de datos de muestras muy pequeñas y los cristales son menos propensos a daños celulares, sin embargo, suelen requerir experiencia en su manejo (Juers & Matthews, 2004) o bien el empleo de criopreservadores y métodos de criopreservación lenta o rápida que emplea nitrógeno líquido (Torres-Ariño 2008, Aguayo-Mangui, 2021).

Las colecciones de los microorganismos fotosintéticos normalmente se preservan vivos en medios de cultivo líquidos y sólidos, en cuartos climatizados e

iluminados y algunos otros se deshidratan con metanol o se crio-preservan como se mencionó anteriormente (Torres-Ariño, 2008, Torres-Ariño, 2019, Aguayo-Manguí, 2021)

Los museos de historia natural y/o herbarios también suelen contribuir con trabajos de investigación siendo que estos llegan a tener volúmenes mayores de ejemplares (Kamenski *et al.*, 2016). Desde hace tiempo, estos acervos permiten recopilar información desde que los naturalistas recolectaron muestras de todo tipo. Además de servir como fuente de inspiración para nuevos naturalistas, biólogos e investigadores a los cuales se les ha exhibido este tipo de colecciones de investigación (Mehrhoff, 1997). Sin embargo, estas colecciones se han visto envueltas en complicadas situaciones donde se ha perdido su valor colectivo con el fin de que sea, más que nada, un método de ganancias en lugar de conocimiento (Suarez & Tsutsui, 2004). Además, no existen fondos institucionales o gubernamentales seguros para su mantenimiento a largo plazo (Kamenski *et al.*, 2016).

2.5.1 Mantenimiento de las colecciones de cianobacterias y microalgas

Existen distintos protocolos establecidos para mantener en las condiciones óptimas a las distintas especies de MFO que se tengan en colecciones biológicas. Estos protocolos se pueden encontrar con detalle en Brand *et al.* (2013), Lorenz *et al.* (2005) y Torres-Ariño (2019) que se explican a continuación. La manera más común de preservar estas colecciones es mediante condiciones ambientales adecuadas, tales como la luz, que ronde de $10\text{-}30 \mu\text{m fotones}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, la temperatura, que de preferencia se encuentre en $15\text{-}20^{\circ}\text{C}$, ya que temperaturas mayores a estas junto con altas intensidades lumínicas pueden provocar la evaporación de los cultivos, daño celular y fotoinhibición y lo que se busca es el mantenimiento de las diferentes especies que normalmente pueden proceder de diferentes ambientes (Torres-Ariño 2019).

La resiembra de cepas también es parte del mantenimiento de las colecciones, los objetivos principales del mantenimiento de estas colecciones suelen ser su preservación en stock, lograr mantener una morfología específica y estatus fisiológico y buena cantidad de biomasa (Brand *et al.*, 2013, Lorenz *et al.*, 2005, Torres-Ariño, 2019). Las condiciones varían entre especies para conseguir el mantenimiento en el

mayor tiempo posible entre resiembra. Por ello es necesario hacer una buena elección de medio de cultivo, las condiciones, si es mineral u orgánico, si será líquido o sólido, entre otros. Lo más complicado puede ser cuando se trata con nuevas cepas donde se debe intentar con distintos medios de cultivos y condiciones de crecimiento (Brand *et al.*, 2013, Lorenz *et al.*, 2005, Torres-Ariño, 2019).

Las cepas en cultivos deben incluso estar en contenedores que permitan una iluminación uniforme para mantener homogéneo el crecimiento y el desarrollo. En ocasiones, el uso de matraces de 100 mL, tubos o medios sólidos en cajas de Petri pueden llegar a ser suficientes para pequeñas colecciones. Las resiembras o siembras iniciales deben realizarse siempre en condiciones asépticas para evitar contaminaciones (Brand *et al.*, 2013, Lorenz *et al.*, 2005, Torres-Ariño, 2019).

Para las instalaciones, en ocasiones puede ser suficiente una estantería en una ventana con orientación hacia el norte (en el hemisferio norte), un armario con luz y temperatura controlables, una incubadora o semejantes para pequeñas colecciones. Lo esencial es contar con condiciones uniformes para la mayoría de los cultivos y tomar en cuenta algunas situaciones. Por ejemplo: si se cuenta con aire acondicionado para el control de la temperatura, considerar que el compresor se encuentre fuera de la habitación; si se utiliza luz artificial, que esta sea difusa y no focalizada, ya que puede dañar las cepas. La humedad también es un factor por controlar ya que puede provocar o la deshidratación, en una disminución, o la contaminación por hongos u otros microorganismos cuando exista incluso por encima del 60% (Brand *et al.*, 2013, Lorenz *et al.*, 2005).

Otro requerimiento necesario para una buena colección de MFO es el etiquetado de todas las cepas que se hayan aislado donde los principales datos sean el nombre científico, número de cepa, y el medio de cultivo. Estos datos deben estar en un material impermeable, que permita su correcta lectura y de fácil reutilización. Es también recomendable que no solo se tenga una sola réplica de resiembra, sino por lo menos dos fechas de resiembra de la cepa y minimizar riesgos de pérdida. Por último, es básica observar la ausencia de contaminación en cada cepa (Brand *et al.*, 2013, Lorenz *et al.*, 2005, Torres-Ariño, 2019).

MATERIALES Y MÉTODOS

El resumen metodológico se presenta en la Figura 9 como diagrama de flujo donde se muestra que el objetivo inicial fue el aislamiento y uso de *A. maxima* para la remoción de nutrientes. Ampliándose posteriormente a la descripción de la comunidad de MFO de la laguna de oxidación bajo estudio utilizada para el tratamiento de agua residual municipal.

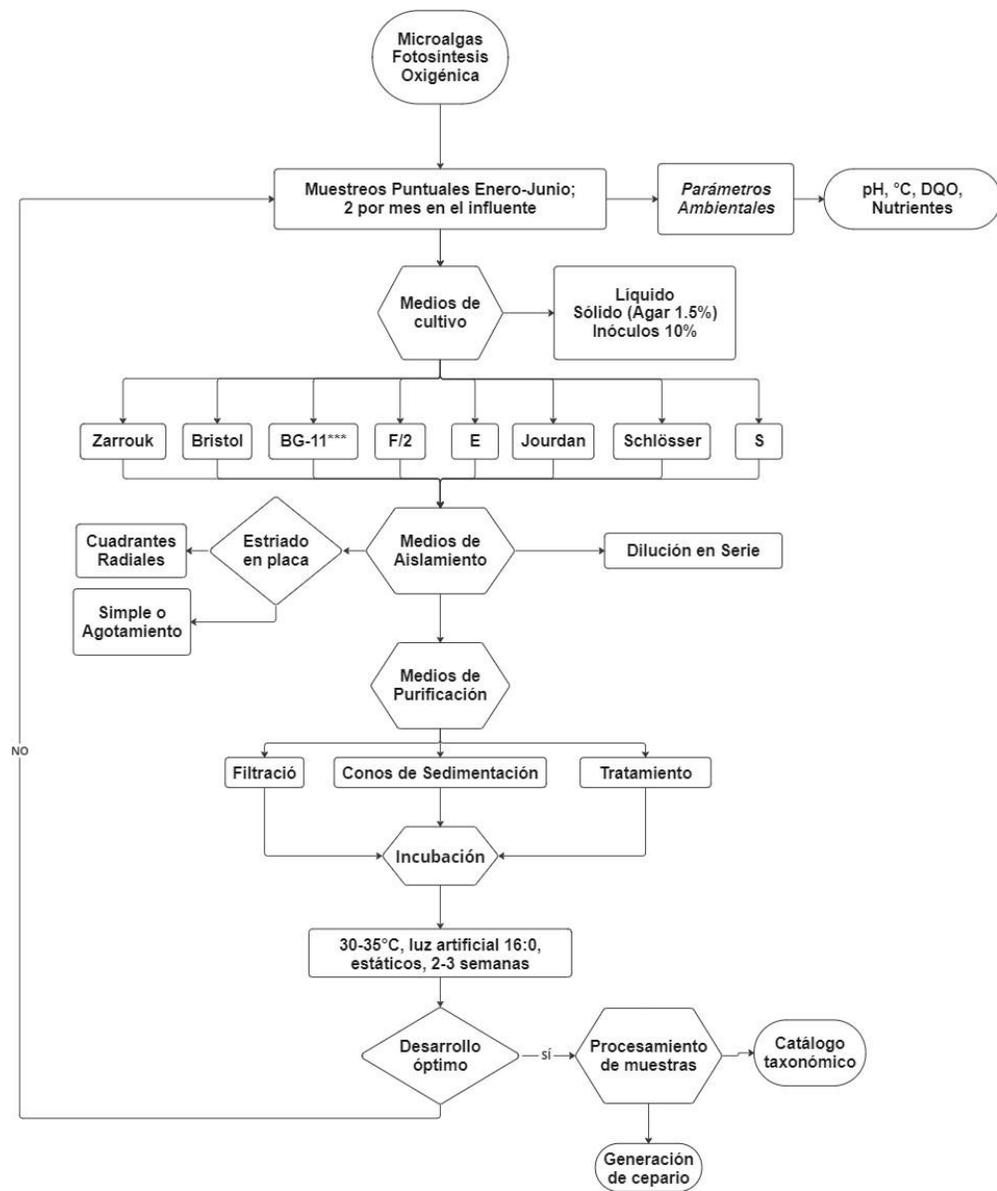


Figura 9. Diagrama de flujo de la metodología implementada para el aislamiento de cianobacterias y microalgas.

3.1 Fase I. Colecta de MFO en la Laguna de Oxidación

3.1.1 Sitio de muestreo

Las muestras de agua fueron tomadas por muestreo puntual de una laguna de oxidación en Marín, Nuevo León, con coordenadas 25°52'41.91"N, 100° 2'44.34"O (Figura 10), aproximadamente a 30 km del municipio de General Escobedo, Nuevo León. A nivel estatal, la precipitación media anual histórica representa unos 627.6 mm,

pero en estas fechas hay condiciones de sequía moderada, por lo que fueron pocas las precipitaciones.

De acuerdo con esta ubicación, la zona recibe alrededor de 5.58 kWh/m²/día de radiación solar, con temperaturas rondando desde los 28 hasta cercano a los 38°C. A partir de la imagen satelital inferior de la Figura 10 se pueden observar las tres lagunas A, B y C de aproximadamente 1.5 a 2.0 m de profundidad. La imagen corresponde a fechas del 4 de marzo de 2016 por parte de Google Earth cuando aún no se construía el sistema A, el cual es la laguna a la que corresponden los muestreos.

La laguna mide unos 210 m de largo, 50 m de ancho y 12,765 m², la laguna B le corresponden 70 m de largo y 40 m de ancho y 2,856 m², y la laguna C le corresponden unos 130 m de largo y 40 m de ancho y 4,539 m², respectivamente. El ingreso de agua es a partir de un cárcamo de descarga en el sistema C, el cual viene directo de la cabecera municipal de Marín, Nuevo León, atravesando un cementerio. Las lagunas no estaban conectadas por su bajo nivel del agua residual municipal en cada una. Sin embargo, el sistema A contaba con tonalidades verdosas, representando la comunidad de microorganismos que realizan fotosíntesis oxigénica.

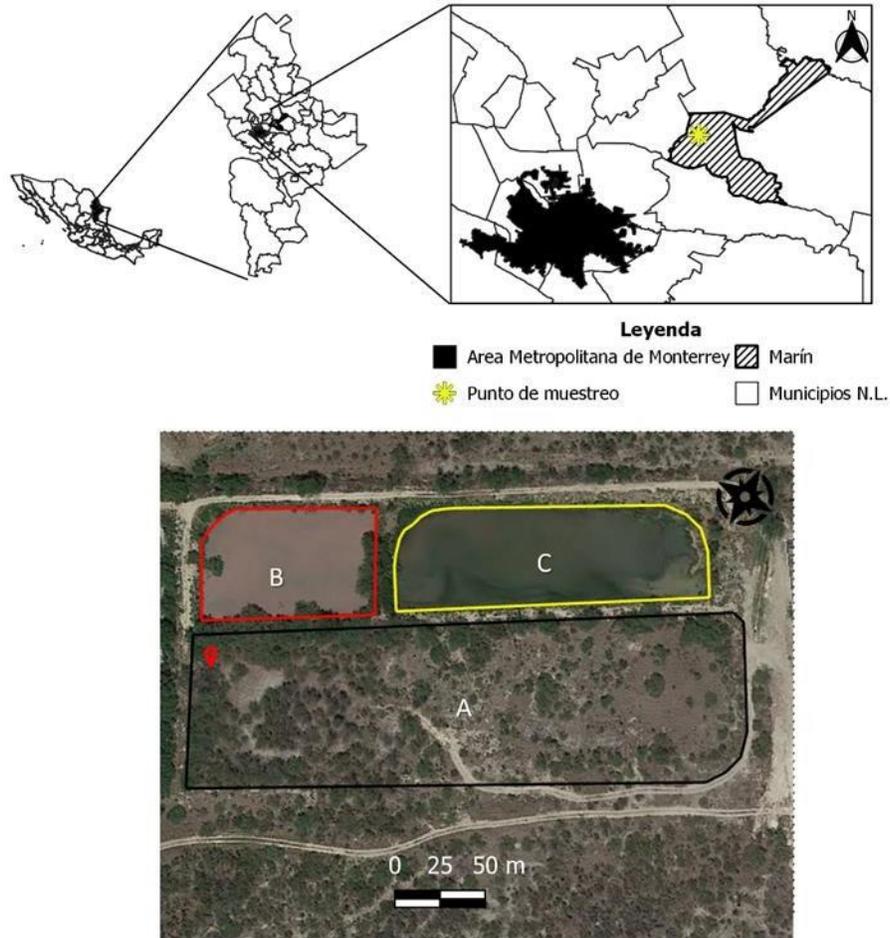


Figura 10. Ubicación del sitio de muestreo de las MFO en la laguna de oxidación en el municipio de Marín, Nuevo León, México.

3.1.2 Colecta de muestras de agua

La colecta se realizó con el uso de botes de plástico Nalgene de boca ancha de 1 L esterilizados a 121°C y 15 lb de presión. El aislamiento se llevó a cabo en el Laboratorio de Biotecnología Microbiana en el Centro de Investigación y Desarrollo en la Industria Alimentaria (CIDIA) de la Facultad de Agronomía (FA) de la Universidad Autónoma de Nuevo León (UANL) y en el Área de Laboratorio de Biología Experimental de los Laboratorios de Acuicultura de la Universidad del Mar (UMAR) en Puerto Ángel, Oaxaca.

Los datos abióticos de la toma de muestra fueron temperatura (°C), pH, materia orgánica (DQO) y parámetros fisicoquímicos como carbonatos, bicarbonatos, calcio, magnesio, sulfatos, sodio, cloro, aniones y cationes que fueron analizados en el

Laboratorio de Suelos, Plantas y Aguas en la Unidad Marín (Anexo A).

3.2 Fase II. Aislamiento de MFO en Laboratorio y Análisis Físicoquímico del Agua

A continuación, se describen las metodologías implementadas para las diferentes especies aisladas. Es importante aclarar que al momento de tomar las muestras superficiales en contenedores de 1 L Nalgene previamente lavados y esterilizados, estos se mantenían en refrigeración a 4°C hasta el laboratorio.

3.2.1 Métodos clásicos

Se implementaron técnicas de aislamiento comunes, tales como dilución en serie, estriado en placa y aplicación de tratamiento químico (Sandeep *et al.*, 2019, Prasad *et al.*, 2013, Torres-Ariño 2019). La dilución en serie se llevó a cabo en concentraciones de 10^{-1} a 10^{-9} en tubos de 10 mL a partir de una concentración madre previamente filtrada con filtros de 5 μm y 8 μm con el uso de una bomba de vacío, dentro de una campana de flujo laminar y área aséptica (Figura 9). Los medios de cultivo implementados en esta etapa fueron el Medio Bristol (BM) y Zarrouk (MZ), para las muestras estriadas se prepararon en concentraciones de 1.5% de agar. Para la esterilización química se prepararon concentraciones de antibiótico (Ampicilina 500 $\mu\text{g ml}^{-1}$ y Cefotaxima 100 $\mu\text{g ml}^{-1}$) (Mustapa *et al.*, 2016) tanto en medio líquido como sólido con Agar al 1.5%. Asimismo, se implementó la inoculación con 10 y 20% de inóculo en medios de cultivo líquidos con las mismas condiciones y preparación química.



Figura 11. Montaje de equipo para aislamiento con uso de bomba de vacío en un ambiente aséptico.

Las muestras preparadas se mantuvieron en condiciones de laboratorio con fotoperiodo de 12:12 con una intensidad de luz de aproximadamente 400 lúmenes, con dirección cenital y a temperatura ambiente ($\sim 28^{\circ}\text{C}$) durante tres semanas realizando revisiones periódicas del crecimiento mediante observación en microscopio VE-BC3 Plus (VELABTM) con cámara digital en el cabezal y el programa TCapture (v. 3.4.0.605), el conteo celular se realizó con la cámara Sedgewick-Rafter. Unas muestras tuvieron aireación constante no profusa y otras con agitación manual cada 24 h.

3.2.2 Conos de sedimentación

Debido a que se observó que *Arthrospira* sp. se mantenía a flote en la superficie de los contenedores y de la laguna, se planteó su aislamiento a partir del uso de conos de sedimentación de 1 L (Figura 10) con reposo durante 16 h tomando 50 mL de muestra para inóculos del 10 al 30% en MZ y MB líquido y sólido con agar al 1.5%. Además, se planteó el uso de otros antibióticos y antifúngicos con otras concentraciones: Ampicilina (10 μg), Estreptomina (10 μg) y Cloranfenicol (1 gota equivalente a 1 μg en 1 mL de agua destilada) (Bhaskar, 2020). Las condiciones de laboratorio cambiaron a un fotoperíodo de 16:8 (Papadopoulos *et al.*, 2022), temperatura entre $30\text{-}35^{\circ}\text{C}$, aireación constante no profusa y conteo celular con la

cámara Sedgwick-Rafter.



Figura 12. Conos de sedimentación para toma de alícuotas en la superficie de la muestra para el aislamiento de *Arthrosira* sp.

3.2.3 Agitación

En esta etapa se prepararon, a partir de los conos de sedimentación, inóculos del 10 y 20% de muestras en MZ y MB acondicionados a los parámetros fisicoquímicos del agua de la laguna de oxidación y se dejaron en agitación a 150 rpm con menor tiempo de fotoperíodo a 20:4 (Figura 11). Asimismo, se preparó en un matraz Erlenmeyer de 1 L con una cantidad de 200 mL e inóculo del 10% para que hubiese mayor intercambio gaseoso a la misma agitación. También se llevaron a cabo conteos celulares con la cámara Sedgwick-Rafter.

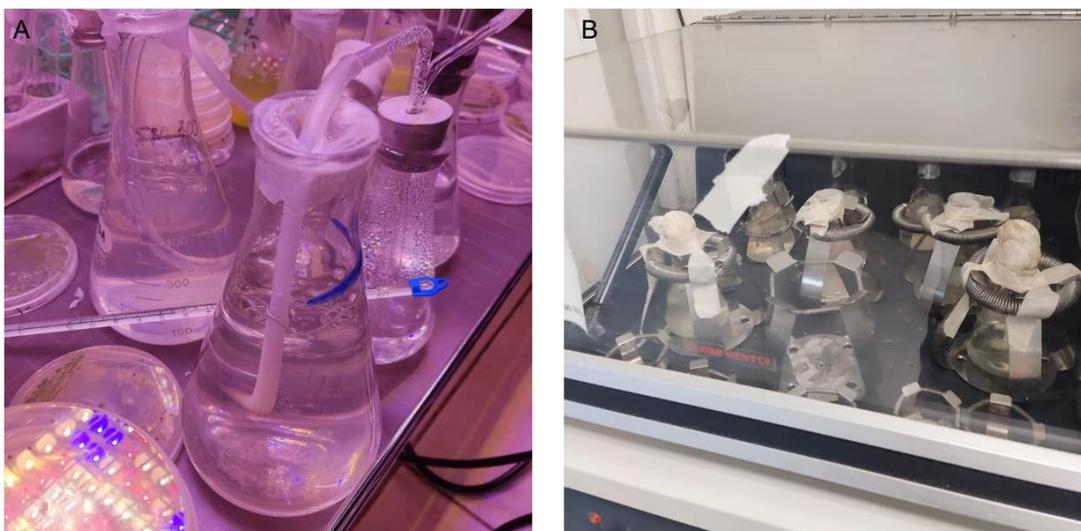


Figura 11. Métodos de agitación empleados: A) Agitación por burbujeo y B) Agitación a 150 rpm en cámara de cultivo.

3.2.4 Medios de cultivo para el aislamiento y cultivo de MFO

En esta última etapa se trabajó en describir la comunidad de MFO, se llevó a cabo la dilución en serie en microplaca con los medios F/2 (Guillard & Ryther 1962), BG11 (Rippka 1988) en dos pH diferentes, así como los medios E (Cisneros-Morales, 2019), S (Aiba & Ogawa, 1977), Schlösser (1982) y Jourdan (Jourdan, 2006) con el fin de aislar y cultivar los distintos grupos de MFO dependiendo de su respuesta a los componentes de los medios (Anexo B).

3.3 Fase III. Identificación morfológica y toma de fotografías de MFO

Para la identificación de las especies se siguieron las claves dicotómicas de Greeson (1982), Komárek & Komárková-Legnerová (2002), Komárek *et al.* (2014), Bellinger & Sigee (2015), Wher *et al.* (2015), Aguirre-Cavazos *et al.* (2018), y Lee (2018).

Las muestras observadas fueron a partir del material preparado anteriormente de medios de cultivo, los aislamientos y las muestras suspendidas en conos de suspensión de 1 L, de donde se tomó una alícuota en microtubos que se fijó con formol

al 5% y se tiñó con Lugol ácido al 2%, así como otras en fresco sin fijar. Para la obtención de los rasgos más característicos de las células predominantes; como, forma, tamaño, color, presencia de gránulos internos o externos, tipo de movimiento, estructuras especializadas y únicas por grupo, así como el patrón de agrupación en campo claro (Torres-Ariño, 2020). Ambas fueron observadas en un microscopio VE-BC3 Plus (VELABTM) con cámara digital en el cabezal y el programa TCapture (v. 3.4.0.605) así como en el microscopio óptico con cámara digital de 5 mgpxl Rising View en donde combina el uso de microscopía de campo claro, contraste de fases y campo oscuro, conectado al ordenador mediante el programa RisingView (versión x64, 4.10.17214.20200601) para la captura de imágenes.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A continuación, se presentarán los resultados de los análisis fisicoquímicos del agua y de la comunidad encontrada de la laguna de oxidación y en qué medios de cultivo su desarrollo fue mejor, así como la descripción taxonómica de cada especie.

4.1 Análisis fisicoquímico del agua

Se realizaron dos análisis, en febrero y julio. Además, durante todo el semestre de enero a julio el nivel de la laguna disminuyó, ya sea por el uso del agua o por la temporada de sequía que ha atravesado el estado por lo que se observaron diferencias en los niveles de minerales de la laguna (Cuadro 9).

Cuadro 9. Análisis fisicoquímicos del agua de la laguna de oxidación. Los valores fueron modificados a $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ a partir de la conversión de mEq.

Parámetro	Fechas	
	10 de febrero	11 de julio
pH	8.62±0.25	6.96±0.007
CE (mS)	0.67±0.014	1.25±0.33
Ca mg L^{-1}	120.00	48.00
Ca+Mg mg L^{-1}	154.00	74.00
CO ₃ mg L^{-1}	0.00	2.90
HCO ₃ mg L^{-1}	268.00	311.00
Cl mg L^{-1}	90.50	408.20
SO ₄ mg L^{-1}	0.00	0.00
Aniones mg L^{-1}	358.50	719.20
Na mg L^{-1}	0.00	255.20
Cationes mg L^{-1}	154.00	329.20
Salinidad efectiva	3.30	9.70
Salinidad potencial	2.55	11.50
RAS	0.00	8.16
CSR	0.00	12.90
PSP (%)	0.00	114.43

Simbología: CE = Conductividad eléctrica, CRAS = Relación de absorción de sodio, CSR= Carbonato de sodio residual, PSP = Porcentaje de sodio probable.

Los niveles de fósforo se mantuvieron en 0.3 ppm y de nitrógeno total en 37.8 mg·L⁻¹, y los niveles de DQO en 420 mg·L⁻¹. Estos resultados son similares a los reportados por Eland *et al.* (2019) y Florentino *et al.* (2019) para lagunas de oxidación. Microbiológicamente, se encontraron grupos como Clorofitas, Euglena y Cianobacterias, similar a lo reportado por D'Alessandro *et al.* (2020) y Lloyd *et al.* (2021). Sin embargo, este trabajo solo está centrado en una de las lagunas por lo que la comunidad no está del todo descrita. Aun así, algunos autores sugieren que la diversidad no varía considerablemente entre lagunas (Florentino *et al.*, 2019).

4.2 Crecimiento de *A. maxima*

La curva de crecimiento de *A. maxima* en medio Zarrouk con 10% de inóculo y agitación por bombeo con aire estéril. Antes del día 6 se contaba con un fotoperíodo de 24:0 alcanzando un aproximado de casi 30,000 células/mL, sin embargo, al notar el descenso en el crecimiento poblacional al quinto día de hasta 23, 000 células/mL se consideró modificarlo a 16:8 y se observó el segundo pico de crecimiento con cerca de 30,500 células/mL al séptimo día. A pesar de ello, el cultivo no mostró un mayor crecimiento y volvió a decaer después del octavo día de cultivo.

En la Figura 12 se muestra las diferentes densidades de *A. maxima* puede observar la alta densidad que se encontró de en las muestras provenientes de la laguna de oxidación en el momento de la colecta (Figura 12A), sin embargo, también se puede observar que la morfología de *A. maxima* se fue deteriorando con el paso del tiempo. En la Figura 12B se observan los tricomas despedazados, rectos o con las espirales abiertas como señal de estrés por las condiciones ambientales (Zhao *et al.*, 2022).

Se dice que estos cambios se dan como un método de defensa ante el cambio de condiciones ambientales, tales como la exposición a radiación, nutrientes, temperatura, entre otros; por lo que se expresan proteínas en la estructura de la pared celular sobre la composición de la capa de peptidoglicano alterando la estructura tipo hélice a lineal o su dirección, así como su fragmentación en tricomas más pequeños

(van Eykelenburg, 1980, Mühling *et al.*, 2003, Wang & Zhao, 2005, Gao *et al.*, 2008, Ma & Gao, 2009, Chen, 2011, Poonia & Priya, 2013, Panyakampol *et al.*, 2015, Wang *et al.*, 2018, Yadav *et al.*, 2019, Sen, 2020).

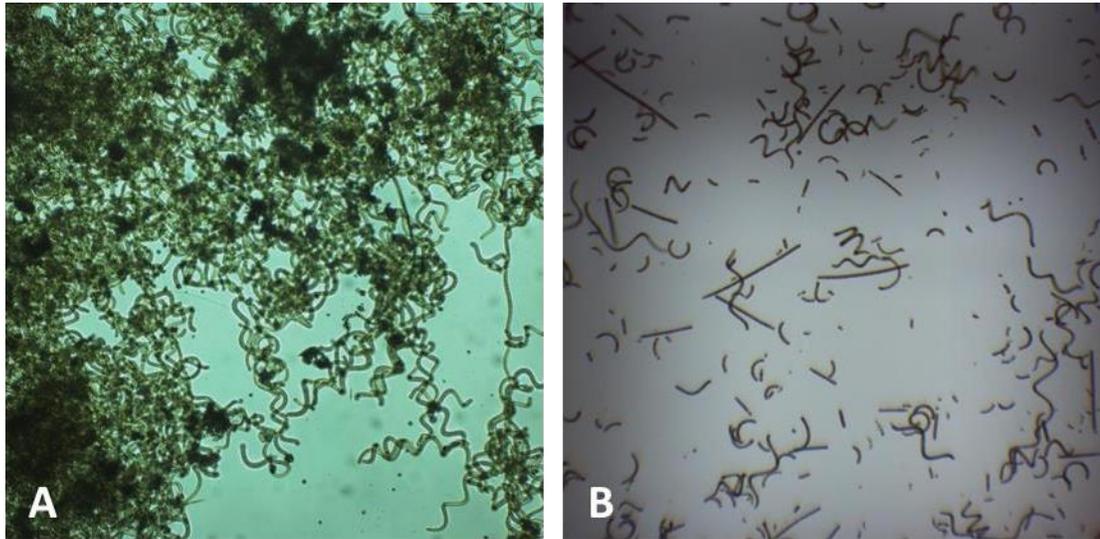


Figura 12. Diferencia de las densidades en la población de *A. maxima* donde A) Es la densidad en la muestra original y B) Es la densidad después de los procesos de aislamiento donde se ven los tricomas deteriorados y en menos densidad.

Hasta el momento, no se pudo completar con el aislamiento de esta cepa, ya que se intentaron otros medios de cultivo convencionales y otras metodologías, pero sin contar células. Algunas fueron la implementación del medio S (Aiba & Ogawa, 1977), Schlösser (1982), E (Cisneros-Morales, 2019) y el medio Zarrouk modificado a los parámetros fisicoquímicos del agua (de Morais *et al.*, 2008), todas sin éxito. En la Figura 13 se observa la densidad poblacional y forma de *A. maxima* en algunos medios bajo luz artificial.

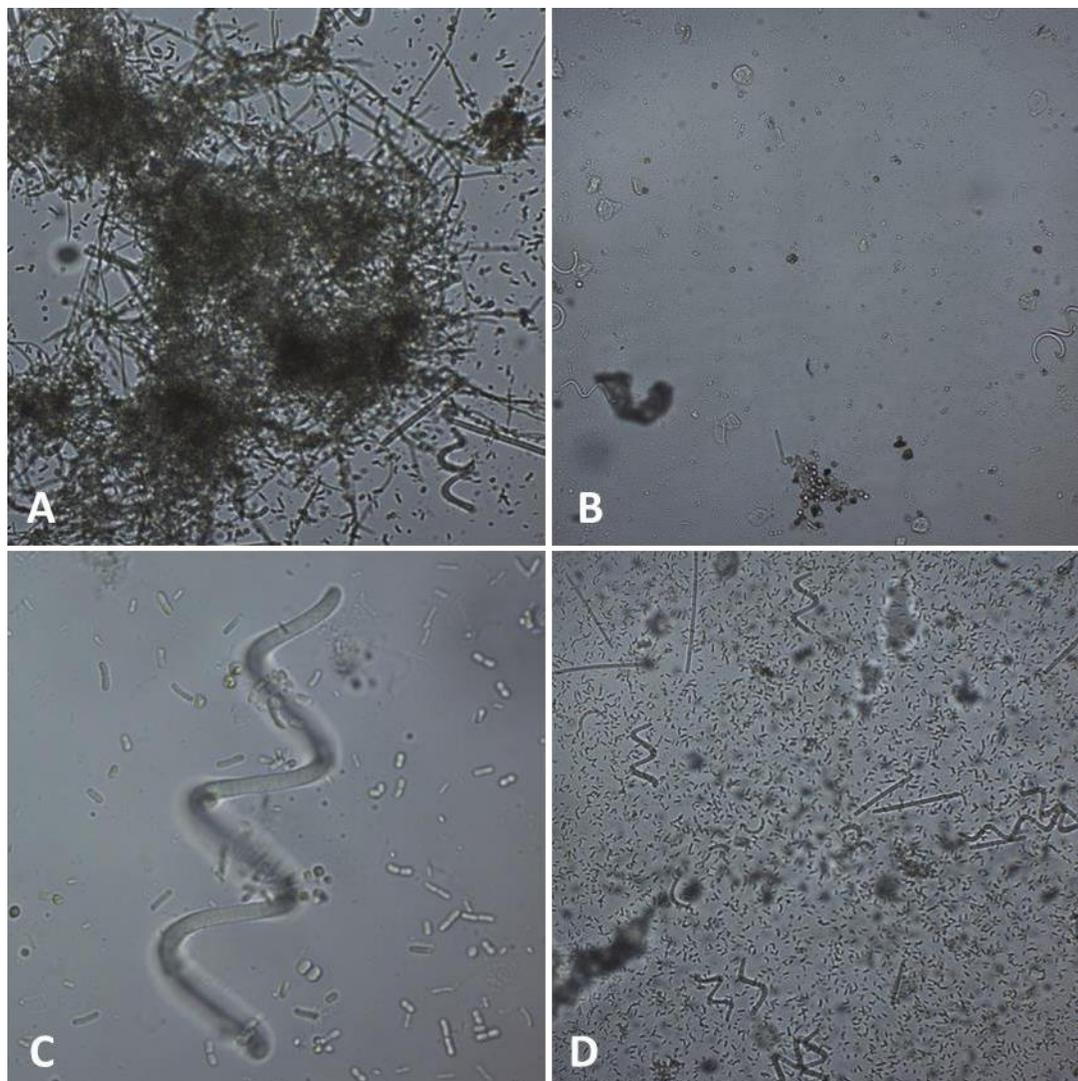


Figura 13. Crecimiento de *A. maxima* en distintos medios de cultivo bajo luz artificial: A) BG-11 carbonatado, B) BG-11 modificado, C) S y D) Schlösser.

Se observan en las imágenes que la cianobacteria, aunque es dominante en la laguna de oxidación, al cultivarla en diferente régimen de cultivo y a las condiciones ambientales de laboratorio, se va degradando y se observa materia orgánica y otras especies microbianas asociadas a su biomasa. Generalmente, la disponibilidad de carbono no es una limitante para las cianobacterias ya que tienen la capacidad de asimilar carbono inorgánico disuelto, mientras que, su crecimiento sí suele estar limitado por nitrógeno y/o fósforo, en sus formas disueltas que pudieron no estar disponibles por cambios principalmente del pH (Schindler 1977, Whitton & Potts 2000, Torres-Ariño 2019).

4.3 Géneros y especies de microorganismos con fotosíntesis oxigénica de la laguna de oxidación.

Los géneros y especies que se han encontrado corresponden a 16 especies donde, mediante el análisis morfológico, se pueden confirmar hasta especie 12 de ellas, de las cuales 11 serían nuevos registros para Nuevo León.

Este grupo corresponde al filo Chlorophyta, con los órdenes Sphaeropherales, Chlorellales, Spaeropleales, Chaetopeltidales y Chlamydomonadales al filo Cyanobacteria, con los órdenes Chroococcales, Gloeobacterales, Nostocales, Oscillatoriales, y al filo Ochrophyta, con el orden Eustigmatales, así como el filo Euglenozoa con el orden Euglenales, de acuerdo con la clasificación de Alga Base (Guyri & Guiry, 2023a).

A continuación, se presentan cada una de ellas partiendo del filo Chlorophyta, Cyanobacteria y Ochrophyta.

Filo Euglenophyta
Orden Euglenida
Familia Euglenaceae
***Euglena* sp. Ehrenberg, 1830**

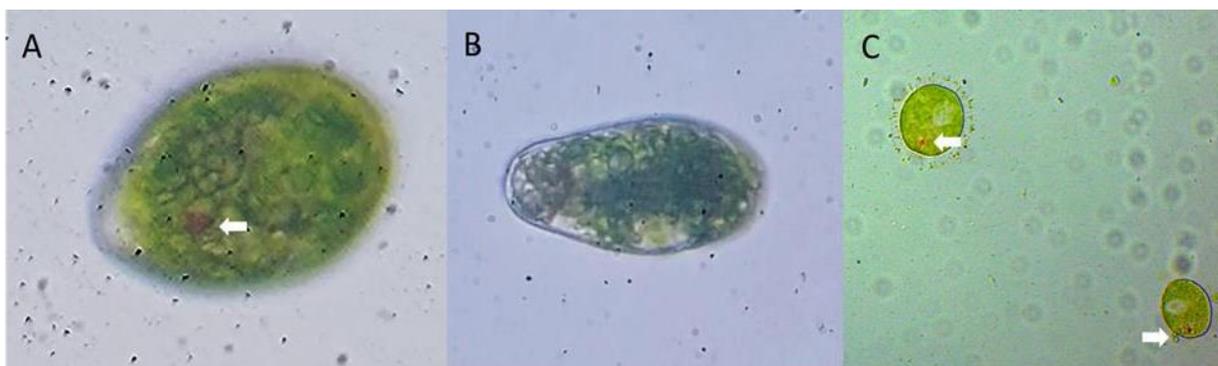


Figura 14. Microfotografía de *Euglena* sp. A) Célula de ovoide a piriforme, B) Célula en rotación mostrando y donde se apreció el movimiento euglenoide, C) Célula en proceso de enquistamiento. La Flecha blanca muestra la mancha ocular. Fotografías A y B, Torres-Ariño, A.

Descripción: Células libres, esféricas ovoides, generalmente con un flagelo natatorio, sin lorica con más de un cloroplasto. Presencia de mancha ocular de tono rojizo. Cuerpo contráctil, sin embargo, manteniendo forma original esférico a ovoide.

Notas: En el momento no fue posible apreciar realmente el flagelo o flagelos de estos organismos. *Euglena* spp. son organismos predominantemente de agua dulce de distribución mundial, que se encuentran en corrales, tanques de invernaderos, canales de drenaje agrícolas, estanques fangosos, charcas de turba y lagos ácidos (hasta pH 2,5), por lo que no es raro encontrarla en este tipo de lagunas de oxidación. Las aguas contaminadas por animales suelen producir floraciones, especialmente de *E. viridis*. Asimismo, ya se tienen registros en aguas salobres y marinas (Guiry & Guiry 2019, Hernández-Becerril, 2014).

Filo Chlorophyta
Orden Chlorellales
Familia Chlorellaceae

Chlorella Beyerinck [Beijerinck], 1890, nom. cons.

Células esféricas o subesféricas, pueden ser solitarias o conformando colonias sin mucílago por lo general. La conformación del cloroplasto es variada pasando de parietal, forma de copa, en manta, granular, discoidal, en red o simple. Con presencia de pirenoide. Tamaño ronda las 5 μm .

Chlorella sorokiniana Shihira & R.W. Krauss 1965

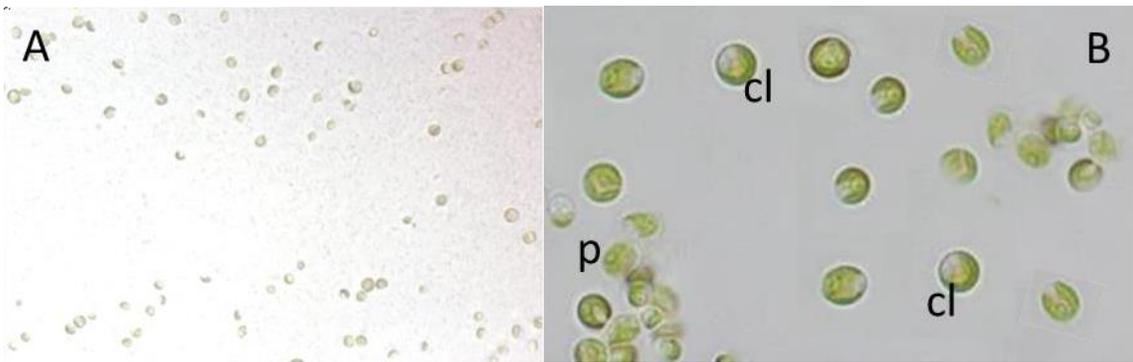


Figura 15. Microfotografía de células de *C. sorokiniana*. A) En 10 x y B) En 100X, donde se puede percibir el cloroplasto parietal, forma esférica y el pirenoide presente. Fotografía B, Torres-Ariño, A.

Descripción: Células esféricas o elipsoidales, de 3 x 2 μm en células pequeñas a 4,5x 3,5 μm en células grandes. Cromatóforo poco profundo, en forma de cuenco; coloración verdosa. Pirenoide presente.

Notas: La forma y coloración pueden cambiar dependiendo del medio de cultivo y el tiempo de antigüedad de este, de acuerdo con Shihira & Krauss (1965). Esta especie ya ha sido registrada en Nuevo León, en los municipios de Apodaca, Escobedo y Cadereyta (Reyna-Martínez *et al.*, 2015 y 2018).

Familia Eremosphaeraceae

Neglectella Vodenicarov & Benderliev, 1971

Células ovoides, semiesféricas o en forma de limón, con polos redondeados a engrosados que generalmente forman colonias de 2 hasta 16 células a partir de una pared parental persistente alargada; en ocasiones pueden observarse ejemplares solitarios. Pueden poseer de uno a múltiples cloroplastos usualmente parietales de distintas formas, pueden o no tener pirenoide y suelen habitar en comunidades de fitoplanctos o metafiton de acequias, ciénegas, estanques y lagunas. Alta similitud con género *Oocystis*,

Neglectella solitaria (Wittrock) Štenclová and Kaštovský comb. nov.

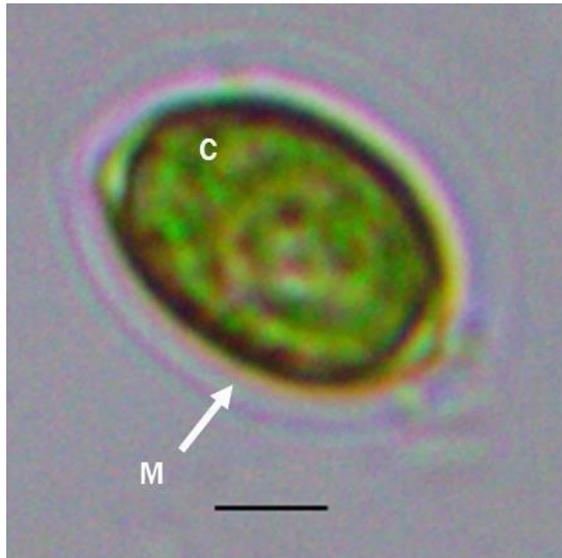


Figura 16. Microfotografía de *Neglectella solitaria*. Simbología: c = cloroplasto, M = mucílago. Escala de barra = 5µm.

Basionym: *Oocystis solitaria* Wittrock

Sinónimos Homotípicos:

- = *Oocystis solitaria* Wittrock 1879
- = *Oocystella solitaria* (Wittrock) Hindák 1988

Sinónimos Heterotípicos:

- = *Oocystiscrassa* Wittrock 1880
- = *Oocystis solitaria* var. *notabile* West and G.S. West 1894
- = *Oocystis solitaria* var. *major* (Wille) P.M. Tsarenko 2011

Descripción: Células solitarias de forma ovoide, más que nada en forma de limón, como tapas en los polos y capa hialina mucilaginosa, solitaria. Múltiples cloroplastos en la periferia y centro de la célula.

Notas: Esta especie también fue sometida a cambios, ya que originalmente se había identificado como *O. solitaria*, sin embargo, a partir del trabajo de Stenclová *et al.* (2017), de acuerdo con ellos, el género *Neglectella* se refiere a los organismos con forma celular ovalada y numerosos cloroplastos periféricos y radiales, además, con el análisis molecular, el género *O. solitaria* cae en el clado del grupo Eremosphaeroideae, por lo que a partir de ese análisis y los rasgos morfológicos compartidos mencionados en ese trabajo se realiza el cambio de género. Este género ya había sido registrado en LO (Haughey, 1968), sin embargo, no se han encontrado referentes a la especie.

Orden Sphaeropleales
Familia Scendesmaceae
Subfamilia Desmodesmoideae

***Desmodesmus* sp.** (R. Chodat) S.S. An, T. Friedl and E. Hegewald, 1999

D. quadricauda (Turpin) Hegewald 2000

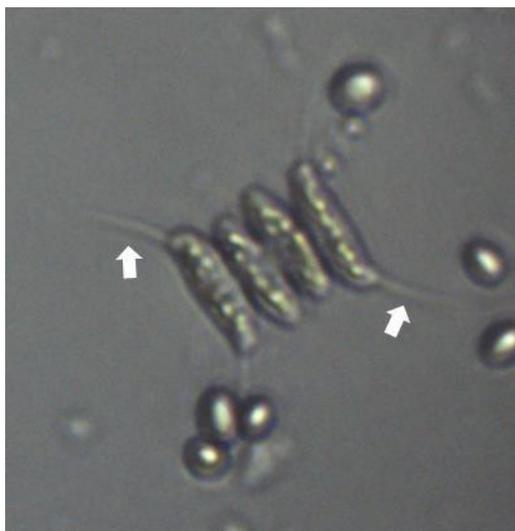


Figura 17. Microfotografía de *D. quadricauda*. Las flechas blancas marcan las espinas en los extremos de las células externas del cenobio.

Basionimio: *Achnanthes quadricauda* Turpin

Descripción: Cenobio formado por 2-4 células unidos lateralmente; células dispuestas lineal o alternativamente, de elípticas a fusiformes, polos agudos, truncados, células externas con 1 protuberancia de la que emerge 1 espina argo, excéntrica; pared celular lisa, células internas en contacto sólo por la parte subapical, con o sin pequeñas espinas en los polos; longitud celular 8,0-28,0 μm , anchura 2,5-9,0 μm , espina 10-28 μm de longitud (Godinho, 2009).

Notas: Este ejemplar fue de los primeros en registrarse en las colectas alrededor de febrero y solo en medio Bristol, por lo que requiere mayor análisis.

Subfamilia Scenedesmoideae
***Scenedesmus* sp. 1** Meyen, 1829

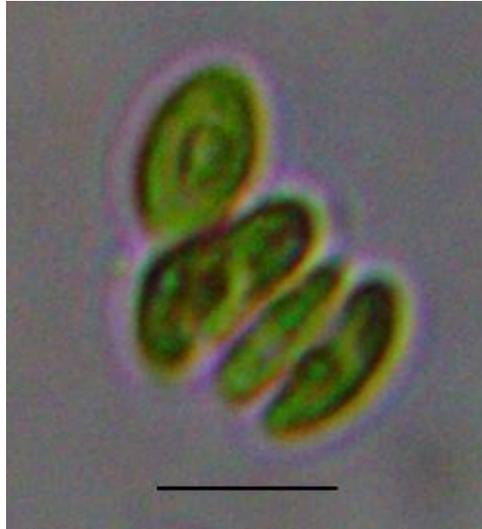


Figura 18. Microfotografía de *Scenedesmus* sp. 1. Escala de barra = 10 μ m.

Descripción: Talo unicelular o colonial, formando cenobios de 4 células; matriz mucilaginososa o ausente. Células dispuestas linealmente tocándose con las paredes laterales o sólo en la región subpolar. Células de 3-78 x 2-10 μ m elipsoidales, alargadas; polos celulares capitados, obtusos. Células uninucleadas; cloroplasto simple y parietal con un solo pirenoide. Última célula diferente casi separada del cenobio, todas las células de distintos tamaños.

Notas: Este ejemplar fue complicado de detallar la especie debido a que las células no tienen forma regular y una célula de los extremos está aparentemente fuera de lugar por lo que se dejó solo a descripción del género.

***Scenedesmus cf. obtusus* Meyen, 1829**

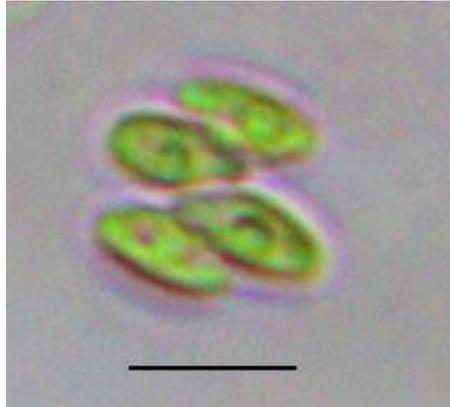


Figura 19. Microfotografía de *S. cf. obtusus* y las células del cenobio elípticas y alternadas.
Escala de barra = 10 μm .

Sinónimo: *Scenedesmus alternans* Reinsch, 1866.

Sinónimos Heterotípicos:

- = *Scenedesmus ovalternus* Brébisson 1855
- = *Scenedesmus alternans* Reinsch 1866
- = *Scenedesmus bijugus* var. *alternans* (Reinsch) Borge 1906
- = *Scenedesmus graevenitzii* C. Bernard 1908
- = *Scenedesmus ovalternus* Chodat 1926
- = *Scenedesmus obtusus* var. *alternans* (Reinsch) Compère 1976
- = *Scenedesmus obtusus* f. *alternans* (Reinsch) Compère 1976

Descripción: Células totalmente alternas. Cenobio plano conformado por cuatro células de aproximadamente 8.51-9.23 x 3.65-4.53 μm unidos de forma lateral por un extremo casi tangencial de las células. Extremos de las células redondeados y ligeramente curvos. Cloroplasto parietal.

Notas: La descripción se realizó con base en Reinsch (1866) identificándolo como *S. alternans*, sin embargo, este es ahora un sinónimo. De acuerdo con ciertos autores, este ejemplar tendrá la forma de *S. alternans* a partir de la disposición de las células, sin embargo, algunos autores definen que generalmente se observan ocho células (Meyen, 1829), aunque pueden llegar a tener hasta cuatro de acuerdo con la descripción del género (Bellinger & Sigee, 2015). El tamaño de este ejemplar es mucho

menor de acuerdo con la descripción original que estima las 15 μm , por lo que bien pudiera tratarse de otra especie o variedad.

Tetradesmus G.M. Smith, 1913

Este género se distingue de *Scenedesmus* a partir del arreglo de las células que parecen estar en dos niveles formando como “paquetes” de cuatro, rara vez 1-2, células que se encuentran en 2 planos unidos a partir los ejes más largos, en forma ovoide terminando en punta cada célula y un pirenoide individual.

Tetradesmus obliquus (Turpin) M.J. Wynne 2016.

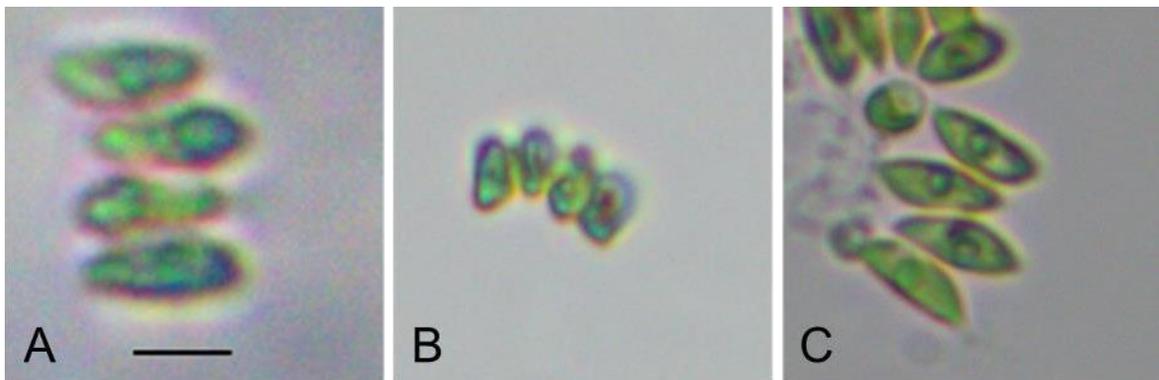


Figura 20. Microfotografía de *T. obliquus*. A) Visualización de frente, B) Visualización lateral de las células y el cenobio, C) Mayor detalle de las células, la fila alternada y los ángulos agudos, se parecía el pirenoide central. Escala de barra = 5 μm .

Basionym: *Achnanthes obliqua* Turpin, Mémoires du Musée d'Histoire Naturelle 16: 312 pl. 13, Fig. 9 (as “*obliquus*”). 1828.

Sinónimos:

- = *Scenedesmus obliquus* (Turpin) Kutzing 1834: 609.
- = *Acutodesmus obliquus* (Turpin) Hegewald and Hanagata 2000
- = *Scenedesmus basilensis* Chodat 1926: 136. fide Skrebovskaya *et al.* (2015).
- = *Scenedesmus acutus* Meyen 1829: 775.
- = *Scenedesmus bijugatus* Kützing 1834: 607.
- = *Scenedesmus acutus* f. *alternans* Hortobágyi 1941:164.

Descripción: Cenobio con cuatro células en fila alternada y cortas de 4, 8 ó 16 células, no tanto redondeada sino en pico o ligeramente afilado de forma ovalada a ovoide.

Células con un solo núcleo, clorofila en toda la célula. De vista lateral las células se perciben en forma de medialuna. Las células centrales de las colonias de *Tetradismus* suelen ser de lados rectos mientras que, con frecuencia, las situadas en los extremos, se curvan ligeramente para adoptar una forma de medialuna, que muchas veces remata en dos apéndices largos como una espina.

Notas: Esta especie se había comenzado a tratar con el género *Acutodesmus* debido a la formación plana del cenobio y la terminación en puntas de las células, incluso se había identificado como la especie *S. acutus*, sin embargo, de acuerdo con Wynne & Hallan (2015), por prioridades taxonómicas se modificaron varias especies y son consideradas dentro del género *Tetradismus*, siendo que la morfología principal donde se encuentran dos niveles en vista lateral caen en duda conforme lo observado en la morfología presente de esta especie. Se trata de un grupo representado por cerca de veintidós especies, todas ellas bastante comunes en el plancton de las aguas dulces. Muchas de ellas son extremadamente variables por lo que su identificación suele ser, más que complicada, imposible. Tanto así que Dahiya *et al.* (2021) no la habían identificado en su trabajo sino a partir de análisis metagenómicos, siendo que ellos registraron a *T. wisconsiensis*.

T. lagerheimii M.J. Wynne and Guiry

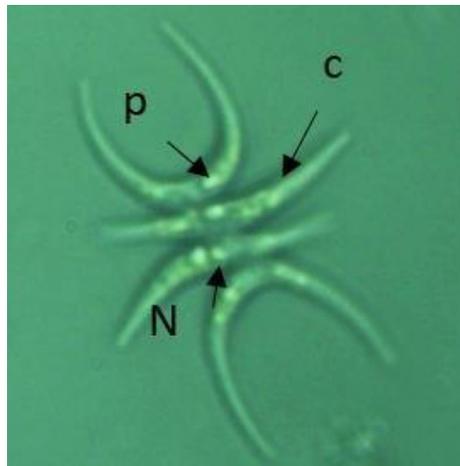


Figura 21. Microfotografía de *T. lagerheimii*. Se aprecian las células externas arqueadas en 90°. Símbolos: p = Pirenoide, N = Núcleo, c = Cloroplastos

Sinónimos:

= *Tetradesmus acuminatus* (Lagerheim) M.J. Wynne in M.J. Wynne and Hallan Feddes Repertorium 126: 84, 2015, nom. illeg.

= *Selenastrum acuminatum* Lagerheim, 1882.

= *Scenedesmus acuminatus* (Lagerheim) Chodat, 1902.

= *Acutodesmus acuminatus* (Lagerheim) P.M. Tsarenko in P.M. Tsarenko & Petlovanny, 2001.

Descripción: Cenobio de 4 rara vez 8 células de forma fusiforme y alternadas, siendo que las dos células externas están fuertemente arqueadas hacia afuera prácticamente en 90° mientras que las del centro se mantienen en posición paralela entre ellas, la unión entre células se mantiene de forma lateral con un ligero contacto tangencial. Células terminales redondeadas y hialinas. Células de 9.6-72 µm de largo y 1.5-9 µm de ancho. Todas las células cuentan con un núcleo, pirenoides individuales y cloroplastos predominando en el centro de las células (Figura 22).

Notas: Por las características arqueadas se llegó a cierta confusión con el género *Pectinodesmus*, ya que también se le caracteriza por una curvatura de 90° de las células externas, sin embargo, se mantienen en el género *Tetradesmus* ya que contiene 4 células en el cenobio y sin alternancia de las células a lo largo del mismo (Hegewald *et al.*, 2010). Además, el basionimio de *P. pectinatus* (Meyen) E.Hegewald, M.Wolf, Al.Keller, Friedl & Krienitz, que corresponde a *S. pectinatus* Meyes, se le caracteriza por tener hasta ocho células en el cenobio, en comparación con los sinónimos de *T. lagerheimii* (Lagerheim, 1882, Chodat, 1902).

Subfamilia Coelastroideae

Coelastrum Nägeli, 1849

Grupo células esférico, hueco con células también esféricas a poligonales siendo un total de 4-8 a 16-32 células por colonia, las cuales se encuentran unidas entre sí a partir de protuberancias mucilaginosas de cada célula individual, careciendo o no de ornamentaciones, sin espinas o procesos visibles. El cloroplasto se caracteriza por ser parietal, con un pirenoide y usualmente en lagunas o estanques de fitoplancton (Nägeli, 1849, Wher *et al.*, 2015).

Coelastrum cf. astroideum De Notaris, 1867

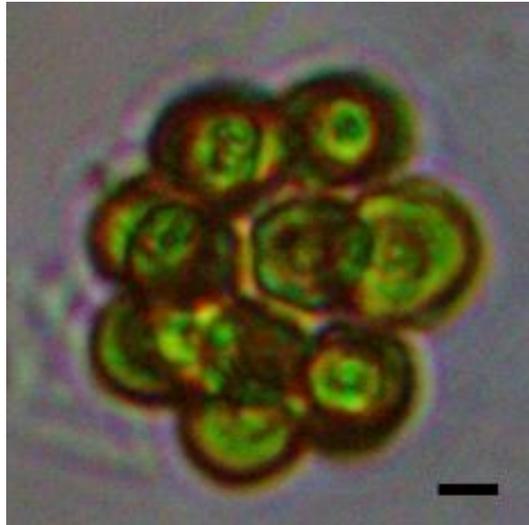


Figura 22. Microfotografía de *Coelastrum cf. astroideum*. Escala de barra = 10 μm .

Sinónimo Homotípico: *Coelastrum microporum* f. *astroidea* (De Notaris) Nygaard.

Descripción: Grupo de células con dos capas, células verdes ovoides, formación de espacios entre células, la capa superior de 8 células ovoides, radiadas, en pares alternos con las células de la capa superficial. El tamaño de las células fue entre 7.06-8.09 μm y la esfera en total aproximadamente los 23 μm .

Notas: Se encuentra similitud con el género *Pandorina* Bory (1826), sin embargo, se descartó por carecer de la capa mucilaginosa y los pares de flagelos en cada célula.

Familia Selenastraceae

Monoraphidium Komárková-Legnerová, 1969

Células alargadas y aplanadas dorsoventralmente, pared celular se extiende terminando en punta o extremadamente estrecho como aguja. Formación en media luna, solitaria o en agrupaciones, intensa coloración verde y núcleo visible. Células uninucleadas; cloroplasto parietal o simple. Sin pirenoide. Células alargadas con puntas puntiagudas y a menudo muy atenuadas; a veces rectas, pero más frecuentemente curvadas o retorcidas, células de 2-182 x 1-8 μm . Se le puede confundir con *Ankistrodesmus* Corda (1838) (Komárková-Legnerová, 1969, Bellinger & Sigeo, 2015).

Monoraphidium sp. 1 y sp. 2

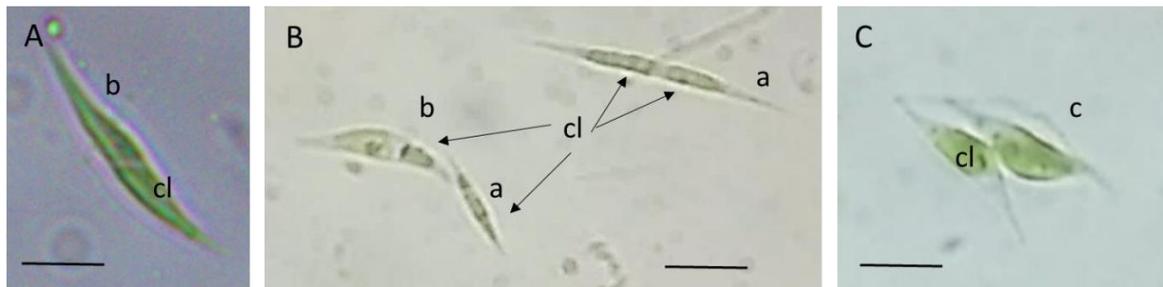


Figura 23. Microfotografías del género *Monoraphidium*. A-B) *Monoraphidium* sp. 1, en vista frontal (a) y en vista dorsal (b), se aprecia el cloroplasto (cl), C) *Monoraphidium* sp. 2, en vista dorsal y quizás en una fase de su ciclo (c). Escala de barra = 10 μm . Fotografías B y C, Torres-Ariño, A.

Descripción: Células con terminación estrecha, pared celular lisa no siendo una extensión de la célula, con forma fusiforme, ligeramente curvo, con los ápices en forma de aguja y una longitud de entre 12-20 μm (Fig. 24 A-B). Por otro lado, se muestran células en donde la pared celular se extiende terminando en punta o extremadamente estrecho como aguja y un centro con mayor abultamiento (Fig. 24 C). Ambas con cloroplastos parietales y sin pirenoide.

Notas: Es de tener precaución debido a que este género puede ser fácilmente confundido con especies que se encuentren en un estadio solitario de *Ankistrodesmus* Corda (1838), sin embargo, se pueden separar los géneros a partir de esta

característica donde *Monoraphidium* Komárková-Legnerová, 1969 no suele formar colonias y no son fuertemente curvados en comparación con *Ankistrodesmus* Corda (1838) (Ramos *et al.*, 2012). Es posible que se trate de las especies *M. tortile* (West & G.S.West) Komárková-Legnerová 1969, *M. griphithii* (Berkeley) Komárková-Legnerová 1969 para la primera especie y *M. contortum* (Thuret) Komárková-Legnerová 1969 o *M. arcuatum* (Korshikov) Hindák 1970 para la segunda, aunque, es necesario revisar más células para poder discernir en la especie. Sin embargo, el género ya ha sido previamente registrado en otros trabajos sobre lagunas de oxidación (Kengne *et al.*, 2014).

Filo Cyanobacteria

Orden Oscillatoriales

Familia Microcoleaceae

***Arthrospira* Stizenberger ex Gomont, 1892**

Tricomas con separación visible en comparación con *Spirulina* donde no son distinguibles, filamentos de tamaño relativamente largos, espirales no son fuertemente pronunciadas que pueden llegar a desenrollarse, pero no rectos, no ramificados, color verde azulado o verde oscuro. Células más cortas que anchas. Las células terminales están redondeadas o subcapitadas con caliptra (Gomont, 1892', 1893', Gardner, 1932, Bellinger & Sigee, 2015).

***Arthrospira maxima* Setchell & N.L. Gardner 1917**

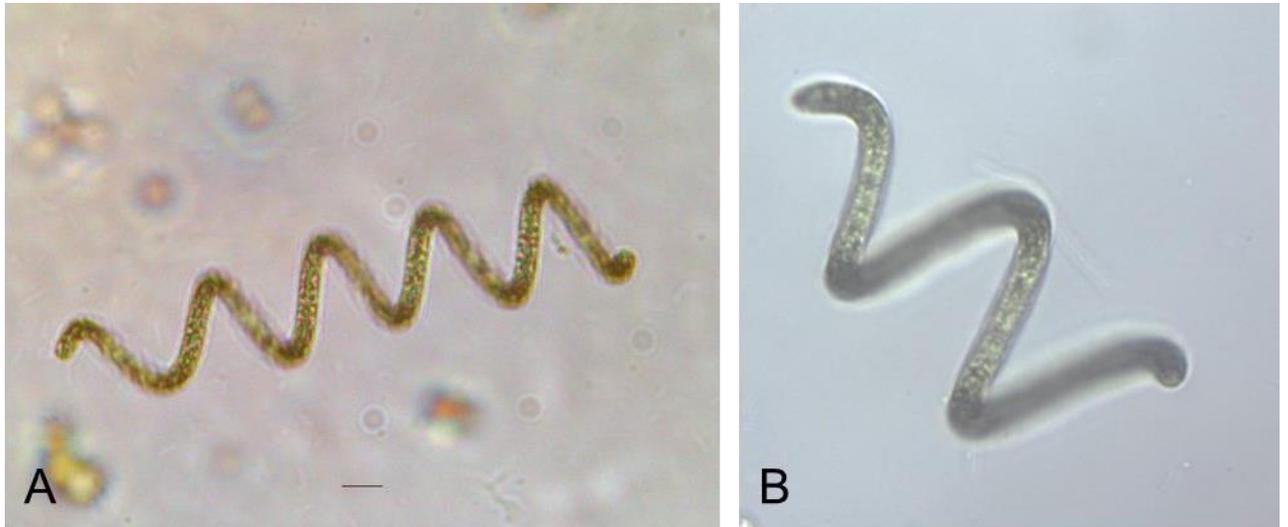


Figura 24. Microfotografía de *A. maxima*. A) Filamento con tricoma helicoidal. Escala de barra = 10 μm . B) Ejemplar de menor tamaño preservando la forma en espiral característica con un tamaño aproximado de 30 μm .

Sinónimos:

Sinónimos Homotípicos

= *Arthrospira maxima* Setchell & N.L. Gardner 1917

= *Spirulina maxima* (Setchell & N.L. Gardner) Geitler 1932

Sinónimos Heterotípicos

= *Oscillatoria pseudoplatensis* Bourrelly 1970

Descripción: Filamento con tricomas helicoidales con amplitud considerable entre crestas. Filamentos sin ramificaciones, solitario o libremente flotando. Tricomas isopolares compuestos por células cilíndricas. Sin constricción, sin atenuación o ligeramente atenuados hacia las células terminales. Células sin aerotopos. Células terminales redondeadas con presencia de caliptras (en tricomas en desarrollo).

Notas: Se dice que esta especie suele desarrollarse en ambientes inusuales, como aguas entre dulce y salinas cálidas en conjunto con otras especies de cianobacterias (Gardner, 1917), lo cual coincide con la laguna de oxidación (salinidades de 3.5 a 9.7) donde fue colectada. Actualmente se le cataloga como *Limnospira maxima* (Nowicka-

Krawczyk *et al.*, 2019), sin embargo, su clasificación no corresponde con términos taxonómicos sino de usos industriales por lo que no tiene realmente un peso para el uso de este nombre.

***Oscillatoria* Vaucher ex Gomont, 1892**

Filamentos de tricomas que carecen de vaina mucilaginosa en condiciones normales de forma recta, arqueadas o irregularmente retorcidas. Generalmente coloración verde azulado a verde parduzco, con alta movilidad por deslizamiento (Gomont, 1892', 1893', Gardner, 1932, Bellinger & Sigeo, 2015).

***Oscillatoria cf. simplicissima* Gomont, 1892**

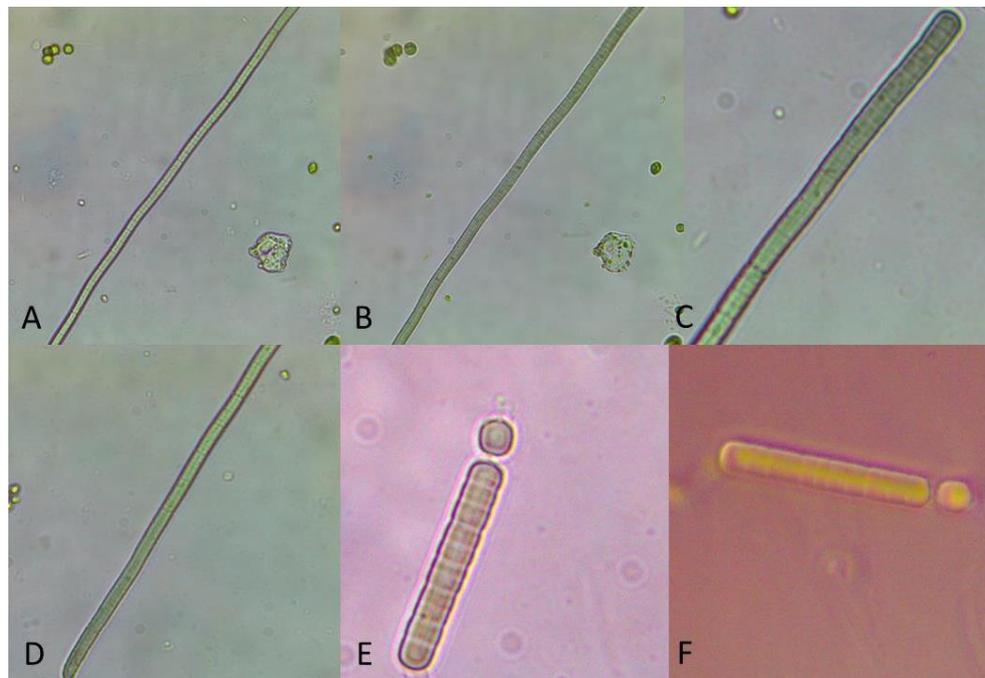


Figura 25. Microfotografía de *Oscillatoria cf. simplicissima*. A) Cuerpo del conjunto de células midiendo aproximadamente 300 µm, B) Enfoque a las células del cuerpo, C) Acercamiento a las células en forma de tabique o rectangulares, D) Apreciación de un extremo ligeramente encorvado, E) Toma con contraste de fases, F) Toma con campo oscuro. Escala de barra = 15 µm.

Descripción: Especie de agua dulce, tricomas de diámetro menor a 10 µm, no atenuados, con célula redondeada, sin construcciones en paredes transversales, células usualmente más anchas que largas, sin contenido eruginoso ni purpúreo, contenido amarillo verduzco. No presenta células especializadas como heterocistos y acinetos ni tampoco aerotopos. No obstante, su reproducción es mediante la formación

de hormogonios.

Nota: No se llegó a observar en grupos, sin embargo, las características observadas, de acuerdo con Gardner (1932), indican que se puede tratar de la especie descrita, la cual hasta que se evidencien bien sus características particulares se podría proponer como un nuevo registro para la zona, hasta el momento solo se tienen registros en América Latina en los países de Argentina (Tell, 1985) y Brasil (Bicudo & Ventrice 1968, Azevedo *et al.*, 1996).

Orden Chroococcales

Familia Chroococcaceae

Chroococcus sp. 1 Nägeli, 1849

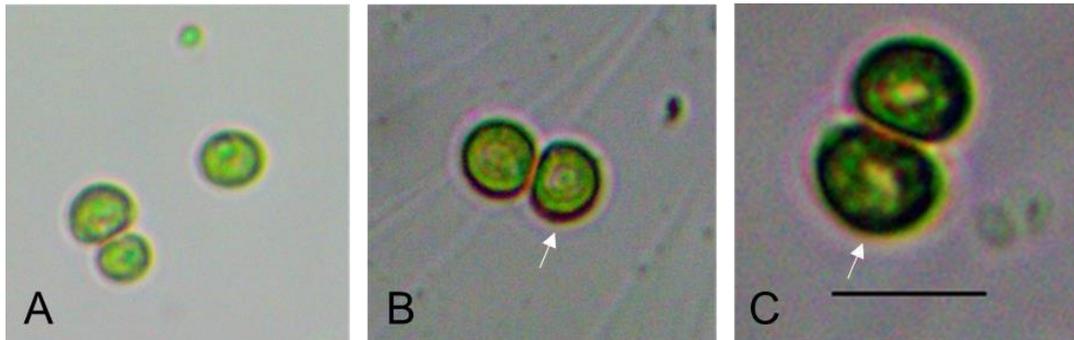


Figura 26. Microfotografías de *Chroococcus* sp. donde se aprecian A) Colonias individuales o en pares, B) Capa de mucílago en su entorno y C) Talo unicelular con presencia de gránulos. Las flechas blancas señalan el mucílago. Escala de barra = 10 μ m.

Descripción: Este género se caracteriza por ser unicelular formador de colonias libres que se conforman de 2-4-8-16 células que llegan a formar una capa de mucílago homogénea al entorno donde se encuentran siendo casi incolora, difusa o lamelada, raras veces con color, en algunas especies (Nägeli, 1849, Bellinger & Sigee, 2015). La forma de las células ronda entre esféricas, hemisféricas a irregulares, de color verde azulado a pálido brillante con gránulos en el interior. Se presentaron tamaños de 7.23-6.06 μ m de ancho y 7.73-8.87 μ m de largo.

Notas: A partir de la descripción de Nägeli (1849), Guiry & Guiry (2023a), Komárková *et al.* (2010) y Wher *et al.* (2015), se distingue al género en comparación con *Limnococcus* a partir de que *Chroococcus* sp. genera mucílago manteniendo la forma de las células y contiene gránulos en el interior.

Familia Microcystaceae

Microcystis sp. Lemmermann, 1907, nom. et typ. cons.

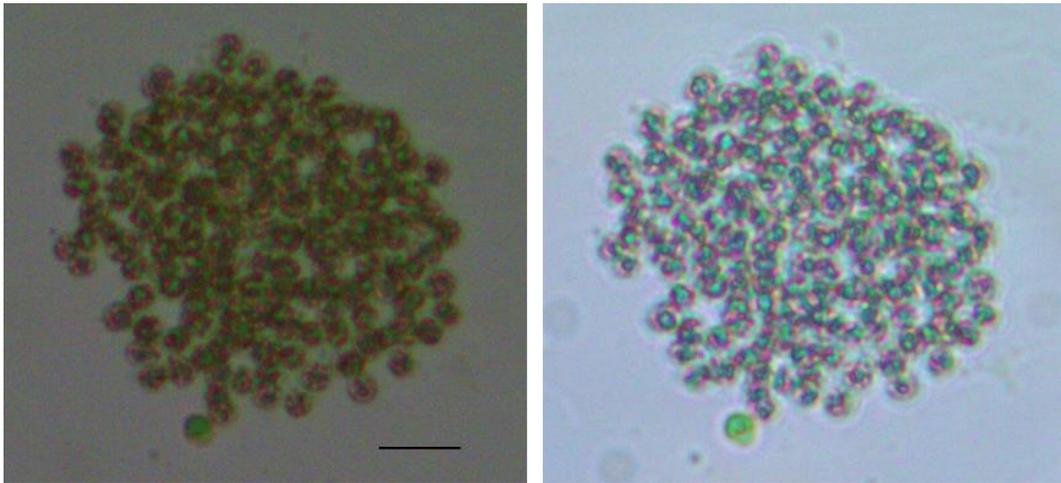


Figura 27. Microfotografías de *Microcystis* sp. Escala de barra = 10 μ m.

Descripción: Grupos planctónicos multicelulares con aerotopos de forma irregular, a veces regular o con formaciones densas. Células unidas en colonias esféricas, alargadas o tabulares, que nadan libremente. Células esféricas o alargadas, rodeadas de envoltura mucilaginosa a veces desestructurada o estratificada dando apariencia firme. Células muy pequeñas, agrupación formando colonia en forma de esfera de aproximadamente 47 μ m. Colonia con envoltura gelatinosa común, incluidas varias colonias hijas mayores.

Nota: Se ha encontrado similitud con las especies *M. ichthyoblabe* (G.Kunze) Kützing 1843, *M. firma* (Kützing) Schmidle 1902, y *M. protocystis* W.B.Crow 1923, sin embargo, de acuerdo con las claves dicotómicas de Crow (1923) y Lemmermann (1907) las diferencias radican en el tamaño de las células individuales y la forma de la colonia, donde en *M. firma* se le considera más una colonia pelicular y en *M. protocystis* W.B.Crow, 1923 con tamaño de células mayores a 3 μ m y que no fue realmente posible observar el mucílago a partir del uso de colorantes característico de *M. ichthyoblabe* W.B.Crow, 1923. En México se tienen registros de tres especies en la península de Yucatán: *M. protocystis* W.B.Crow, 1923, *M. pseudofilamentosa* Crow, 1923 y *M. comperei* Komárek, 1984 (Tavera *et al.*, 2013).

***Synechocystis* sp.** Sauvageau, 1892

Células solitarias, pueden estar en agrupaciones pareadas, con carencia de mucílago o de forma muy fina e incolora. Coloración verde azulado pálido. Células de forma esférica, tamaño variando entre 0.7 - 8(10) μm en diámetro. Contenido homogéneo, rara vez con aparentes gránulos (Sauvageau, 1892, Wher *et al.*, 2015).

Synechocystis salina Wislouch 1924

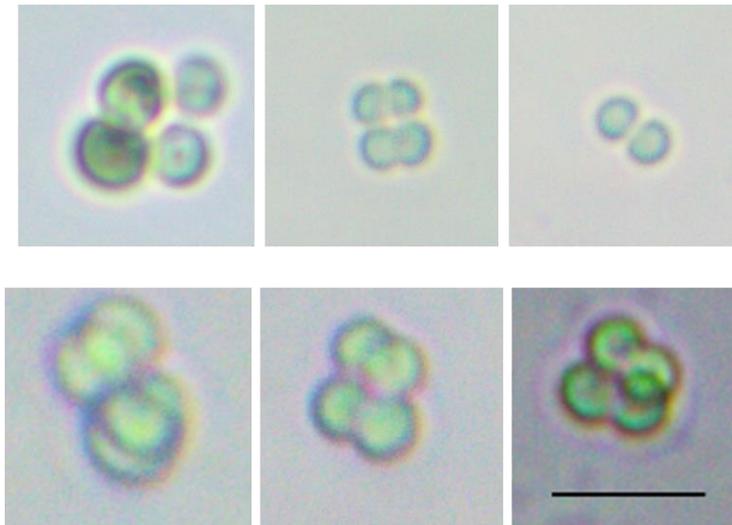


Figura 28. Microfotografía de distintas exposiciones de *S. salina*. Escala de barra = 10 μm .

Sinónimo Homotípico:

= *Synechocystis aquatilis* *f. salina* (Wislouch) Komárek 1976

Descripción: Células esféricas de color azul verdoso pálido, solitarias o en parejas después de la división, presentando uno y dos planos de división. El protoplasto no contiene granos y es completamente uniforme. Las células presentan movimiento de tipo browniano. El diámetro celular es de 2,8(3.5)-4,2(3.7) μm .

Notas: De acuerdo con Guiry & Guiry (2023a), en el continente solo se tienen registros en Quebec y Brasil, sin embargo, existen registros en Argentina (Cony *et al.*, 2017) y por México, como primer registro en el estado de Puebla (Novelo, 2011). Este género y especie están asociadas a aguas salobres ricas en nutrientes, descargas o pozas de aguas residuales y la homogenización del sistema (D'Alessandro *et al.*, 2020, Eland *et al.*, 2019).

4.3.1 Diversidad de la laguna de oxidación

Según los últimos datos de biodiversidad de Aguirre-Cavazos et al. (2018), se han registrado en la entidad 68 especies. En este trabajo se contemplan 16 registros, de los cuales, 12 se pueden confirmar mediante análisis morfológico y 11 serían nuevos registros para el estado. Con ello, el aumento de especies en la entidad tiene un aumento a 79 registros, siendo un aumento relativo de 16.18% del conocimiento ficológico.

El Cuadro 10 presenta la ausencia y presencia de los géneros y especies, en diferentes medios de crecimiento, que pudieron ser descritas a partir de rasgos morfológicos, además, se señalan los MFO que pueden ser nuevos registros para el estado de NL (▲).

Cuadro 10. Presencia de MFO en los medios de cultivo implementados.

Género/Especie		Medio de cultivo								
		B	E	BG-11*	S	BG-11**	BG-11***	J	Sc	Z
Euglenozoa										
<i>Euglena</i>	sp. 1	X					X			
Chlorophyta										
<i>Chlorella</i>	<i>sorokiniana</i>	X								
<i>Neglectella</i>	<i>solitaria</i> ▲	X						X		
<i>Desmodesmus</i>	<i>quadricauda</i> ▲	X								
<i>Scenedesmus</i>	sp.1	X	X		X		X		X	
	cf. <i>obtusus</i> ▲						X			
<i>Tetradesmus</i>	<i>obliquus</i> ▲	X								
	<i>lagerheimii</i> ▲	X								
<i>Coelastrum</i>	cf. <i>astroideum</i>			X		X				
<i>Monoraphidium</i>	sp. 1 y 2▲			X	X				X	
Cyanobacteria										
<i>Arthrospira</i>	<i>maxima</i> ▲	X	X	X	X				X	X
<i>Oscillatoria</i>	cf. <i>simplicissima</i> ▲			X		X				
<i>Chroococcus</i>	sp.1									
<i>Microcystis</i>	sp. 1▲			X			X			
<i>Synechocystis</i>	<i>salina</i> ▲	X	X						X	

B = Bristol, BG-11* = Adicionado con Carbonato, BG-11** = modificado, BG-11*** = Original, J = Jourdan, Sc = Schlösser, Z = Zarrouk.

De acuerdo con el cuadro anterior, los organismos identificados presentaron crecimiento en la gran mayoría de los medios de cultivo conocidos, principalmente Bristol y BG-11 en sus tres condiciones evaluadas, mientras que los medios para *Spirulina*, como el Zarrouk, el medio E y Schlösser fueron los menos recomendables para su crecimiento, debido a su alta alcalinidad y especificidad, por presentar pH por encima de 9. Las especies de *Scenedesmus* sp. y *A. maxima* fueron las que lograron crecer en la mayoría de los medios de cultivo, aunque esta última no de manera eficiente, como se menciona en las curvas de crecimiento, lo que impidió su aislamiento.

La contaminación de los efluentes en el estado no es solo de exceso de nutrientes, sino que se tiene reportado que existe una contaminación por metales pesados y/o petróleo (León-Gómez *et al.*, 2015, López-Naranjo y Luyando-Cuevas, 2018).

Este trabajo se une a los trabajos de Eland *et al.* (2019), Florentino *et al.* (2019), D'Alessandro *et al.* (2020), y Lloyd *et al.* (2021), los cuales son algunos de los más recientes, que caracterizan la comunidad fitoplanctónica de una laguna de oxidación con base en las características morfológicas de la comunidad observada. Lloyd *et al.* (2021) no trata de una laguna de oxidación como tal, pero precisa la abundancia del género *Scenedesmus* sp. y *Chlorella* sp. como los principales organismos en esa comunidad. La mayoría precisa que las divisiones registradas corresponden con la diversidad común en las LO.

Asimismo, las especies registradas, de acuerdo con los trabajos mencionados en el párrafo anterior, corresponden a especies que tienen buena capacidad de asimilación de nutrientes, alto índice de reproducción y adaptación a distintos ambientes, como la homogenización del sistema (*S. salina*), la presencia de compuestos orgánicos (*Euglena* sp.), altas temperaturas ambientales o del efluente (*N. solitaria*) o la calidad del agua de los sistemas, ya sea industrial y/o doméstico (*Arthrospira* sp.). En el sistema de la presente investigación se observó mayor abundancia de cianobacterias, asociado a un mal tratamiento de las aguas (Amengual-

Morro *et al.*, 2012, CONAGUA, 2015). Sin embargo, se registró mayor cantidad de especies de clorofíceas.

4.3.2 *Arthrospira maxima*

La gran parte de los MFO fueron capaces de crecer en medios de cultivos convencionales, como en BG-11 y sus modificaciones, siendo que el ejemplar identificado como *A. maxima* creció en la mayoría de los medios, pero no de manera adecuada al punto de no poder aislar y mantener la cepa. Esto puede ser debido a las condiciones fisicoquímicas cambiantes de las lagunas de oxidación, ya que las condiciones cambian de acuerdo con la temperatura ambiental (Ali *et al.*, 2020, Alisawi, 2020), cambios en el pH (dos Santos & van Haandel, 2021), la demanda química de oxígeno (Younes & Kaid, 2022), e incluso los nutrientes, como el nitrógeno, fósforo, sales y conductividad eléctrica (Ferrara & Avci, 1982, Kott, 1968, Carrizales *et al.*, 2021) y al momento de registrar ingreso de aguas residuales modificando también la dinámica poblacional de los MFO (Arauzo *et al.*, 2000). Estos casos dan una idea del porqué no fue capaz de crecer *A. maxima* en medios de cultivo, sin embargo, es necesario realizar ensayos enfocados a este caso en específico.

4.3.3 Especies potencialmente tóxicas en la laguna

La importancia de la presencia de *Microcystis* sp. radica en el hecho de que está catalogada como un género que produce biotoxinas, como la microcistina (EPA, 2023). Son potentes inhibidores de las proteínas-fosfatasa, los cuáles pueden provocar serios problemas al ser ingeridos de forma accidental en animales y humanos, por lo que regularmente no es implementada en procesos biotecnológicos (Chen *et al.*, 2021). Esta biotoxina suele ser liberada en el momento de la degradación de las poblaciones de estas cianobacterias, sin embargo, se ha establecido cierto límite permisible por parte de la OMS por debajo de $1.0 \mu\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$. Amengual-Morro *et al.* (2012), mencionan que estas cianobacterias suelen estar presentes en efluentes con mayor abundancia de nutrientes y su dominancia suele ser común en sistemas de tratamiento

de aguas residuales (Vasconcelos & Pereira, 2001, Ahmadi *et al.*, 2005).

Del mismo modo, se ha visto que especies del género *Synechocystis* sp. tienen potencial tóxico ya que se ha observado su efecto crónico en *Daphnia magna* a partir de una cepa del mismo género aislado de una LO (Oudra *et al.*, 2000, D'Alessandro *et al.*, 2020), estos daños están asociados a casos de diarrea y debe de revisarse o evaluarse si *S. salina* pudiera o no tener potencial tóxico. Según Araújo *et al.* (2016), es necesario monitorear la presencia de cianobacterias en las aguas receptoras ya que concluyen que las lagunas artificiales regularmente, debido a las altas cantidades de nutrientes y las altas temperaturas, favorecen a las cianobacterias por lo que llegan a ser parte constituyente de estos sistemas. El hecho también se puede deber al bajo o nulo mantenimiento que se le aporta a la laguna ya que en ningún momento se observó personal que trabajara en ella. Sin embargo, esta especie fue la más abundante del sistema, pudiendo ser referencia la baja carga de nutrientes (0.3 ppm), como el fósforo total, ya que este grupo suele ser dominante en bajas cargas de nutrientes (Amengual-Morro *et al.*, 2012).

Con estos últimos dos microorganismos es posible realizar ensayos para la detección de microcistina como un tipo de bioindicador indirecto de estos grupos, así la prevención de enfermedades y toxicidad ambiental, ya que esta toxina puede afectar a los organismos que se encuentran en el sistema (Oudra *et al.*, 2000)

4.3.4 Distribución de los MFO

La biogeografía de microorganismos con nuevo registro se encuentra ampliamente distribuida, de acuerdo con datos de Algae Base (Guiry & Guiry, 2019).

En el caso de *A. maxima*, que en México ha sido registrada desde los Aztecas en el Lago de Texcoco, ahora Ciudad de México y que por sus beneficios se ha distribuido ampliamente (Ramírez-Moreno & Olvera-Ramírez, 2006). En el sur del país se ha encontrado, en el Área Natural Protegida de San Gregorio Atlapulco, en la Ciudad de México (Figuroa-Torres *et al.*, 2015). Además, se sabe que es ampliamente implementada en trabajos de biotecnología por lo que su presencia en la laguna representa áreas de oportunidad interesantes para el tratamiento de aguas

residuales y el aprovechamiento de biocompuestos (El-Sheekh *et al.*, 2023).

La presencia de *C. sorokiniana* ya ha sido reportada en la entidad por parte de Reyna-Martínez *et al.* (2015, 2018) en los municipios de Escobedo, Cadereyta y Apodaca. El registro de *Euglena* sp., *N. solitaria*, *D. quadricauda*, *Scenedesmus* sp., *T. obliquus*, *T. lagerheimii*, *C. astroideum*, *Monoraphidium* sp., *Oscillatoria* sp., *Chroococcus* sp., *Microcystis* sp., *S. salina*, son especies cosmopolitas, de acuerdo con los datos de Alga Base (Guiry & Guiry, 2016, 2017, 2018, 2019, 2020a, b, 2023a, b, Molinari-Novoa, 2022).

4.4 Usos potenciales de cada MFO para remediación de aguas residuales y otros usos biotecnológicos

Desde el registro de las especies se realizó una búsqueda exhaustiva de artículos científicos sobre las encontradas que permitan dar una idea del uso potencial de las mismas al remediar aguas residuales con altas cargas de nutrientes. Además, se agregaron otros usos potenciales biotecnológicos como alimenticios y médicos.

A continuación, se presentan los posibles usos de los organismos identificados para la remoción de nutrientes en aguas residuales. En este Cuadro 11 se muestra el resumen de las aplicaciones biotecnológicas potenciales que van desde alimento y suplementos, hasta nutracéuticos, medicamentos y biocombustibles. Es de notar, como *S. salina*, tiene potencialidad en materiales más amigables con el ambiente, como el bioplástico, así como de suplementos, como las ficobiliproteínas. Todas pueden remover nutrientes y otros contaminantes.

Cuadro 11. Cuadro resumen de las aplicaciones de las especies registradas en la laguna de oxidación con potencial en la remoción de nutrientes y las aplicaciones a partir de esta.

Género/Especie		Uso Biotecnológico	Fuente
Euglenozoa			
<i>Euglena</i>	sp.1	Biocombustibles, nutracéuticos, biorremediación, Tratamientos de cáncer, Robótica, computación, aguas residuales.	Ebenezer <i>et al.</i> (2022), Kim <i>et al.</i> (2023), Mahapatra <i>et al.</i> (2013), Hasan <i>et al.</i> (2017), Upreti <i>et al.</i> , (2022), Ozasa <i>et al.</i> (2010), Digumarti <i>et al.</i> (2017), Noselli <i>et al.</i> (2019).
Clorophyta			
<i>Chlorella</i>	<i>sorokiniana</i>	Antitumoral, producción de lípidos, remoción de nutrientes, aguas residuales, biocombustibles, biocompuestos, alimentos, fertilizantes.	Reyna-Martínez <i>et al.</i> (2018), Singh <i>et al.</i> (2017), Torres-Ariño <i>et al.</i> (2008), Kim <i>et al.</i> (2013), Eladel <i>et al.</i> (2019), Palacios <i>et al.</i> (2016). Kusmayadi <i>et al.</i> (2022), Lage & Gentili (2023), Kholssi <i>et al.</i> (2019).
<i>Neglectella</i>	<i>solitaria</i>	Remoción de nutrientes, Carbonatos y metales pesados, producción de biocompuestos y lípidos.	Nagi <i>et al.</i> (2021), El-Naggar <i>et al.</i> (2019), Na <i>et al.</i> (2021), Asikkutlu <i>et al.</i> (2012), Huang <i>et al.</i> (2014), Liu <i>et al.</i> (2010), Asikkutlu <i>et al.</i> (2012).
<i>Desmodesmus</i>	<i>quadricauda</i>	Fitorremediación, remoción de metales pesados, remoción de nutrientes en agua, bioindicador, producción de carbohidratos, lípidos y biomasa, biocombustibles y fertilizantes, fijación de CO ₂ .	Hernández-García <i>et al.</i> (2019), Jiang <i>et al.</i> (2023), Juárez <i>et al.</i> (2020), Velea <i>et al.</i> (2009)
<i>Scenedesmus</i>	sp.1	Remoción de nutrientes, efluentes secundarios y producción de biomasa, carbohidratos, ácidos grasos y metano para biocombustibles, producción de energía, Captura de CO ₂ ,	Cea-Barcia <i>et al.</i> (2014), Kumar <i>et al.</i> (2016), Cardeña <i>et al.</i> (2017), Hernández-García <i>et al.</i> (2019), Takabe <i>et al.</i> (2023), Lage & Gentili (2023)
	cf. <i>obtusus</i>	Remediación de aguas residuales, metabolitos secundarios, alimento, biomasa, lípidos, biocombustibles,	Vijay <i>et al.</i> (2021), Chandra <i>et al.</i> (2016, 2017), Xia <i>et al.</i> (2016), Vinitha <i>et al.</i> (2023), Chavarría-Hernández <i>et al.</i> (2022)

<i>Tetradesmus</i>	<i>obliquus</i>	Cosméticos, Remediación de Aguas Residuales, Extracción de Lípidos, Fertilizantes, Biocombustibles, Antibióticos, Pigmentos	Sahin (2019), Juárez <i>et al.</i> (2020), El-Tablawy <i>et al.</i> (2020), Martínez <i>et al.</i> (2000), Gatamaneni-Loganathan <i>et al.</i> (2020).
	<i>lagerheimii</i>	Remediación de Aguas Residuales, Biomasa, Extracción de Lípidos, Fertilizantes, Biocombustibles, Acuicultura, Suplementos	Juárez <i>et al.</i> (2020), Unpaprom <i>et al.</i> (2015), de Souza-Bezerra <i>et al.</i> (2021), Jin <i>et al.</i> (2019 o 20)
<i>Coelastrum</i>	<i>cf. astroideum</i>	Tratamiento de Aguas Residuales, Remoción de Nutrientes, Fijación de CO ₂ , Lípidos, Biocombustibles, Pigmentos, Alimentos	Mousavi <i>et al.</i> (2018), Tharek <i>et al.</i> (2020, 2021), Adekanmi <i>et al.</i> (2020), Valdez-Ojeda <i>et al.</i> (2021), Velea <i>et al.</i> (2009).
<i>Monoraphidium</i>	sp. 1 y 2	Remediación de Aguas Residuales, Remoción de Nutrientes, Metano para Biocombustibles, Biopesticidas, Biomasa, Bioenergía, Fertilizante	Kumar <i>et al.</i> (2016), Mohanty & Mohanty (2023), Kuravi <i>et al.</i> (2022), Jiang <i>et al.</i> (2016), Singh <i>et al.</i> (2023), Dong <i>et al.</i> (2019), Hawrot-Paw <i>et al.</i> (2020), Hage <i>et al.</i> (2018), Jiménez <i>et al.</i> (2020)
	Cyanobacteria		
<i>Arthrospira</i>	<i>maxima</i>	Remoción de Nutrientes, Tratamiento de Aguas Residuales, Pigmentos, Alimentos, Biocombustibles, Biomasa, Proteínas, Lípidos, Anticancerígenos, Nutracéuticos, Fertilizantes.	Olguín <i>et al.</i> (1994), Cañizares & Domínguez (1993), Chan <i>et al.</i> (2014), Choi <i>et al.</i> (2018), Abd El-Baky <i>et al.</i> (2008), Blanco-Vieites <i>et al.</i> (2023), de Souza da Silva <i>et al.</i> (2022), Marín-Marín <i>et al.</i> , (2023), Khaing <i>et al.</i> (2020).
<i>Oscillatoria</i>	<i>cf. simplicissima</i>	Metano para Biocombustibles, Antioxidante, Citotóxico Cancerígeno, Remoción de Metales Pesados	Cardeña <i>et al.</i> (2017), Elkomy & Ismail (2021), Elkomy & Rizk (2019)
<i>Chroococcus</i>	sp.1	Tratamiento de Aguas Residuales, Remoción de Nutrientes, Biomasa, Lípidos, Proteínas, Carbohidratos, Ácidos Grasos, Pigmentos, Biocombustibles, Alimentos.	Sisman-Aydin & Simsek (2022), Mathimani <i>et al.</i> (2023), Simsek & Sisman-Aydin (2019), Fang & Liu (2023), Sheela <i>et al.</i> (2013).
<i>Synechocystis</i>	<i>salina</i>	Tratamiento de Aguas Residuales, Remoción de Nutrientes, Producción de Lípidos, Biocombustibles, Ficobiliproteínas, Bioplásticos.	Ashokkumar <i>et al.</i> (2019), Trentin <i>et al.</i> (2019), Cheng <i>et al.</i> (2020), Sekaran <i>et al.</i> (2013), Senatore <i>et al.</i> (2023), Kropidłowska & Caban (2023)

CONCLUSIONES

A pesar de todas las técnicas empleadas, como los métodos clásicos de aislamiento, uso de fármacos, agitación, entre otros, no fueron suficientes para lograr el aislamiento de *A. maxima* de esta laguna.

Se registran 16 microorganismos con fotosíntesis oxigénica, siendo que para el estado de Nuevo León existe un aumento relativo de 16.18%, pasando de 68 a 79 registros de la biodiversidad ficológica de la localidad y siendo los primeros registros con descripción e imágenes pertenecientes al municipio de Marín. Todas las especies son cosmopolitas y con potencial biotecnológico para la remoción de nutrientes y obtención de productos de valor agregado, como biocombustibles, alimentos, medicamentos, entre otros.

Se registra la presencia de *Microcystis* sp. y *S. salina*, potenciales productores de microcistina, toxina que puede afectar a la salud humana y ambiental, pero con potencial biotecnológico.

La colección se mantiene en las instalaciones del Área de Laboratorio de Biología Experimental de los Laboratorios de Acuicultura de la Universidad del Mar (UMAR) en Puerto Ángel, Oaxaca.

Nuevo León cuenta 40 cuerpos de agua, como ríos, presas y lagunas, los cuales serán reservorios interesantes para futuros trabajos de acervos biológicos de MFO. Sin embargo, es necesario evaluar dichas poblaciones potenciales de acuerdo con las estaciones del año.

RECOMENDACIONES

Las cepas identificadas se encuentran actualmente mantenidas liofilizadas y en congelación en el Laboratorio de Biotecnología Microbiana de la FA-UANL y en medio sólido en el área de Biología Experimental en el Laboratorio de Acuicultura de la UMAR. Es necesario reactivar las cepas liofilizadas para proceder con análisis moleculares y asegurar su identificación, buscando las certificaciones necesarias para consolidar las primeras colecciones de la institución. A partir de estas actividades es necesario estudiar y realizar los estudios y actividades básicas, como las cinéticas de crecimiento y los medios de cultivo necesarios básicos, para mantener el cepario sano.

Además, con la información recopilada, existe una gran oportunidad en el estudio de producción de compuestos de valor, como ácidos grasos o nutraceuticos a partir de la remoción de nutrientes, ya sea para consumo humano o animal, ya que hace falta información sobre las especies individuales con capacidad de producción de estos compuestos.

Como un bien para la biodiversidad, el medio ambiente y el mismo estado y país, hay que averiguar las aplicaciones conocidas, pero partiendo del conocimiento de las cepas nativas encontradas en la laguna de oxidación que permitan abrir la economía circular y tecnologías verdes en pro del cuidado del planeta lo antes posible.

La biodiversidad ficológica en Nuevo León sigue siendo escasa, es necesario seguir con estos estudios, pues son herramientas para problemas actuales que afectan a la sociedad y el ambiente, como el agua, la alimentación y los empleos a través de la economía circular.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abd El-Baky, H.H., El Baz, F. K., and El-Baroty, G. S. (2008). *Characterization of nutraceutical compounds in blue green alga Spirulina maxima*. Journal of Medicinal Plants Research, 2(10), 292-300.
- Abdelnour, S. A., Abd El-Hack, M. E., Arif, M., Khafaga, A. F., and Taha, A. E. (2019). *The application of the microalgae Chlorella spp. as a supplement in broiler feed*. World's Poultry Science Journal, 75(2), 305-318.
- Abdel-Razek, M. A., Abozeid, A. M., Eltholth, M. M., Abouelenien, F. A., El-Midany, S. A., Moustafa, N. Y., and Mohamed, R. A. (2019). *Bioremediation of a pesticide and selected heavy metals in wastewater from various sources using a consortium of microalgae and cyanobacteria*. Slovenian Veterinary Research, 56(Suppl 22), 61-73.
- Abdo, S. M., El-Enin, S. A., El-Khatib, K. M., El-Galad, M. I., Wahba, S. Z., El Diwani, G., and Ali, G. H. (2016). *Preliminary economic assessment of biofuel production from microalgae*. Renewable and Sustainable Energy Reviews, 55, 1147-1153.
- Adekanmi, A. A., Adekanmi, S. A., and Adekanmi, O. S. (2020). *Biological treatment of fishpond wastewater by Coelastrum morum, a green microalgae*. International Journal of Engineering and Information Systems, 4(4), 62-77.
- Aguayo-Manguí, A.J. (2021). *Criopreservación de cinco especies de microalgas utilizadas en la industria alimenticia* (Bachelor's thesis, Quito: UCE).
- Aguirre-Cavazos, D.E., Moreno-Limón, S., y Salcedo-Martínez, S.M. (2018). *Especies de algas de ríos de Nuevo León, México: nuevos registros para el estado*. Polibotánica, 46, 1-25.
- Ahmadi, A., Riahi, H., and Noori, M. (2005). *Studies of the effects of environmental factors on the seasonal change of phytoplankton population in municipal wastewater stabilization ponds*. Toxicological & Environmental Chemistry, 87(4), 543-550.
- Aiba, S., and Ogawa, T. (1977). *Assessment of growth yield of a blue—green alga, Spirulina platensis, in axenic and continuous culture*. Microbiology Society, 10(1), 179-182.

- Alcántara-Azuara, A. K., Contreras-Rodríguez, A. I., Reyes-Arroyo, N. E., Castro-Mejía, J., Castañeda-Trinidad, H. y Ocampo-Cervantes, J. A. (2014). *Comparación de la densidad población de Daphnia pulex Müller, 1785 en cultivos de laboratorio alimentadas con tres microalgas verdes unicelulares (Sphaerocystis sp., Chlorella vulgaris y Haematococcus pluvialis)*. Revista Digital del Departamento el Hombre y su Ambiente, 1(5), 18-25.
- Ali, A. E., Salem, W. M., Younes, S. M., and Kaid, M. (2020). *Modeling climatic effect on physiochemical parameters and microorganisms of stabilization pond performance*. Heliyon, 6(5), e04005.
- Alisawi, H.A.O. (2020). *Performance of wastewater treatment during variable temperature*. Applied Water Science, 10, 89.
- Allen, J. F. (2003). *The function of genomes in bioenergetic organelles*. Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences, 358(1429), 19-38.
- Álvarez-Díaz, P. D., Ruiz, J., Arbib, Z., Barragán, J., Garrido-Pérez, M. C., & Perales, J. A. (2015). *Wastewater treatment and biodiesel production by Scenedesmus obliquus in a two-stage cultivation process*. Bioresource technology, 181, 90-96.
- Amengual-Morro, C., Niell, G. M., and Martínez-Taberner, A. (2012). *Phytoplankton as bioindicator for waste stabilization ponds*. Journal of Environmental Management, 95, S71-S76.
- Andersen, R.A. (1992). *Diversity of eukaryotic algae*. Biodiversity and Conservation, 1, 267–292.
- Araújo, F., Lima, W. D., de Becker, V., Araújo, A. L. C., and Camargo-Valero, M. A. (2016). *Occurrence of cyanobacteria and microcystins in waste stabilization ponds in northeast of Brazil*. In 11th IWA specialist group conference on wastewater pond technologies, University of Leeds, Leeds, England, United Kingdom (pp. 21-23).
- Arauzo, M., Colmenarejo, M. F., Martínez, E., and García, M. G. (2000). *The role of algae in a deep wastewater self-regeneration pond*. Water Research, 34(14), 3666-3674.

- Archibald, J. M. (2009). *The puzzle of plastid evolution*. *Current Biology*, 19(2), R81-R88.
- Ardyna, M., and Arrigo, K.R. (2020). *Phytoplankton dynamics in a changing Arctic Ocean*. *Nature Climate Change*, 10, 892–903.
- Ashokkumar, V., Chen, W. H., Ngamcharussrivichai, C., Agila, E., and Ani, F. N. (2019). *Potential of sustainable bioenergy production from Synechocystis sp. cultivated in wastewater at large scale—a low cost biorefinery approach*. *Energy Conversion and Management*, 186, 188-199.
- Asikkutlu, B., Öztürk, B. Y., and Akköz, C. (2012). *Removal of cadmium (ii) ion from aqueous system by dry biomass, live and heat-inactivated Oocystis solitaria isolated from fresh water (Beykavagi Pond)*. *International Journal of Ecosystems & Ecology Sciences*, 2(3), 187-190.
- Azevedo, M. D. P., Nogueira, N. M. C., and Sant'Anna, C. L. (1996). *Criptógamos do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, SP*. *Algas*, 8, 1-38.
- Ballesteros-Torres, J. M., Samaniego-Moreno, L., Gomez-Flores, R., Tamez-Guerra, R. S., Rodríguez-Padilla, C., and Tamez-Guerra, P. (2019). *Amino acids and acylcarnitine production by Chlorella vulgaris and Chlorella sorokiniana microalgae from wastewater culture*. *PeerJ*, 7, e7977.
- Bellinger, E.G., and Sigee, D.C. (2015). *Freshwater Algae: Identification and Use as Bioindicators* (2° ed.). John Wiley & Sons, Ltd. (pp. 141-251).
- Bello, M., Ranganathan, P., and Brennan, F. (2017). *Dynamic modelling of microalgae cultivation process in highrate algal wastewater pond*. *Algal Research*, 24, 457-466.
- Beltrán-Rocha, J. C., Barceló-Quintal, I. D., García-Martínez, M., Osornio-Berthet, L., Saavedra-Villarreal, N., Villarreal-Chiu, J., and López-Chuken, U. J. (2017). *Polishing of municipal secondary effluent using native microalgae consortia*. *Water science and technology: a journal of the International Association on Water Pollution Research*, 75(7-8), 1693–1701.
- Bhagea, R., Bhoyroo, V., and Puchooa, D. (2019). *Microalgae: the next best alternative to fossil fuels after biomass. A review*. *Microbiology Research*, 10, 7936.
- Bhaskar, S. U. (2020). *Isolation and characterization of two new isolates of Spirulina*

- platensis* from the rice fields of Visakhapatnam. *International Journal of Science and Research*, 10(11), 145 – 151.
- Bicudo, C.E.M. and Ventrice, M.R. (1968). *Algas do Brejo da Lapa, Parque Nacional do Itatiaia, Brasil*. Anais da Sociedade de Botânica do Brasil XIX Congresso Nacional de Botânica, Fortaleza, 3-42.
- Blanco-Vieites, M., Casado, V., Battez, A. H., and Rodríguez, E. (2023). *Culturing Arthrospira maxima in mining wastewater: Pilot-scale culturing and biomass valorisation into C-phycoerythrin and crude lipid extract*. *Environmental Technology & Innovation*, 29, 102978.
- Blank C. E. (2009). *Not so old Archaea - the antiquity of biogeochemical processes in the archaeal domain of life*. *Geobiology*, 7(5), 495–514.
- Brand, J. J., Andersen, R. A., and Nobles Jr, D. R. (2013). Maintenance of microalgae in culture collections. *Handbook of microalgal culture: applied phycology and biotechnology* (2° Ed.), Wiley Blackwell. Oxford, UK. (pp. 80-89).
- Cai, T., Park, S.Y. and Li, Y. 2013. *Nutrient recovery from wastewater streams by microalgae: status and prospects*. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 19, 360-369.
- Cañizares, R. O., and Domínguez, A. R. (1993). *Growth of Spirulina maxima on swine waste*. *Bioresource Technology*, 45(1), 73-75.
- Cardeña, R., Moreno, G., Bakonyi, P., and Buitrón, G. (2017). *Enhancement of methane production from various microalgae cultures via novel ozonation pretreatment*. *Chemical Engineering Journal*, 307, 948-954.
- Cardona, T. (2018). *Early Archean origin of heterodimeric Photosystem I*. *Heliyon*, 4(3), e00548.
- Cardona, T. (2019). *Thinking twice about the evolution of photosynthesis*. *Open biology*, 9(3), 180246.
- Cardona, T., Murray, J. W., and Rutherford, A. W. (2015). *Origin and evolution of water oxidation before the last common ancestor of the cyanobacteria*. *Molecular biology and evolution*, 32(5), 1310-1328.
- Carrizales, L. T., Ferró-Gonzales, P. F., Apaza-Panca, C. M., Sosa, E. G. P., Saico, C. R. Y., and Chokewanca, I. R. R. (2021). *Evaluation of environmental*

- parameters in the Espinar Puno stabilization lagoon. Heliyon, 7(5), e06959.*
- Castillo, O.S., Torres-Badajoz, S.G., Núñez-Colín, C.A., Peña-Caballero, V., Herrera Méndez, C.H., y Rodríguez-Núñez, J.R. (2017). *Producción de biodiésel a partir de microalgas: avances y perspectivas biotecnológicas. Hidrobiológica, 27(3), 337-352.*
- Cea-Barcia, G., Buitrón, G., Moreno, G., and Kumar, G. (2014). *A cost-effective strategy for the bio-prospecting of mixed microalgae with high carbohydrate content: diversity fluctuations in different growth media. Bioresource Technology, 163, 370-373.*
- Chamizo, S., Adessi, A., Mugnai, G., Simiani, A., and De Philippis, R. (2019). *Soil type and cyanobacteria species influence the macromolecular and chemical characteristics of the polysaccharidic matrix in induced biocrusts. Microbial Ecology, 78(2), 482–493.*
- Chamizo, S., Mugnai, G., Rossi, F., Certini, G., and De Philippis, R. (2018). *Cyanobacteria inoculation improves soil stability and fertility on different textured soils: gaining insights for applicability in soil restoration. Frontiers in Environmental Science, 6:49.*
- Chan, A., Salsali, H., and McBean, E. (2014). *Nutrient removal (nitrogen and phosphorous) in secondary effluent from a wastewater treatment plant by microalgae. Canadian Journal of Civil Engineering, 41(2), 118-124.*
- Chandra, P., Sharma, R. K., and Arora, D. S. (2020). *Antioxidant compounds from microbial sources: A review. Food Research International, 129, 108849.*
- Chandra, T. S., Deepak, R. S., Kumar, M. M., Mukherji, S., Chauhan, V. S., Sarada, R., and Mudliar, S. N. (2016). *Evaluation of indigenous fresh water microalga Scenedesmus obtusus for feed and fuel applications: effect of carbon dioxide, light and nutrient sources on growth and biochemical characteristics. Bioresource Technology, 207, 430-439.*
- Chandra, T.S., Aditi, S., Maneesh Kumar, M. Mukherji, S., Modak, J., Chauhan, V.S., Sarada, R., and Mudliar, S.N. (2017). *Growth and biochemical characteristics of an indigenous freshwater microalga, Scenedesmus obtusus, cultivated in an airlift photobioreactor: effect of reactor hydrodynamics, light intensity, and*

- photoperiod*. *Bioprocess and Biosystems Engineering*, 40, 1057–1068.
- Chapman, V. J. (1946). *Marine algal ecology*. *Botanical Review*, 12(10): 28–672.
- Chavarría-Hernández, J. C., Falcón-Valdés, J. A., Pedrero-Alvarez, A. E., Toledano-Thompson, T., Barahona-Pérez, L. F., Alzate-Gaviria, L., Tapia-Tusell, R., Polanco-Lugo, E. and Valdez-Ojeda, R. (2022). *Obtaining liquid biofuels through hydrodeoxygenation and transesterification of lipid extracts from Scenedesmus sp. Cultivated in synthetic domestic wastewater*. *Fuel*, 330, 125639.
- Chen, L., Giesy, J. P., Adamovsky, O., Svirčev, Z., Meriluoto, J., Codd, G. A., Mijovic, B., Shi, T., Tuo, X., Li, S-C, Pan, B-Z, Chen, J., and Xie, P. (2021). *Challenges of using blooms of Microcystis spp. in animal feeds: A comprehensive review of nutritional, toxicological and microbial health evaluation*. *Science of The Total Environment*, 764, 142319.
- Chen, S. C., Sun, G. X., Yan, Y., Konstantinidis, K. T., Zhang, S. Y., Deng, Y., Li, X-M., Cui, H-L., Musat, F., Rosen, B.P., and Zhu, Y. G. (2020). *The great oxidation event expanded the genetic repertoire of arsenic metabolism and cycling*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 117(19), 10414-10421.
- Chen, W., Wang, J., Ren, Y., Chen, H., He, C., and Wang, Q. (2021). *Optimized production and enrichment of α -linolenic acid by Scenedesmus sp. HSJ296*. *Algal Research*, 60, 102505.
- Chen, Y. C. (2011). *The effect of shifts in medium types on the growth and morphology of Spirulina platensis (Arthrospira platensis)*. *Journal of Marine Science and Technology*, 19(5), 13.
- Cheng, P., Chen, D., Liu, W., Cobb, K., Zhou, N., Liu, Y., Liu, H., Wang, Q., Chen, P., Zhou, C., and Ruan, R. (2020). *Auto-flocculation microalgae species Tribonema sp. and Synechocystis sp. with T-IPL pretreatment to improve swine wastewater nutrient removal*. *Science of The Total Environment*, 725, 138263.
- Chodat, R. (1902). *Algues vertes de la Suisse. Pleurococcoïdes – Chroolépoides*. *Beiträge Kryptogamenflora der Schweiz. Band I, Heft 3*. pp. i-xii, 1-373. Berne: Druck und Verlag von K-J. Wyss, Libraire-Éditeur.

- Choi, W. Y., Kang, D. H., Heo, S. J., and Lee, H. Y. (2018). *Enhancement of the neuroprotective effect of fermented Spirulina maxima associated with antioxidant activities by ultrasonic extraction*. Applied Sciences, 8(12), 2469.
- Cisneros-Morales, J.A. (2019). *Evaluación del efecto del medio de cultivo en la composición química de los pigmentos de Arthrospira maxima Setchell & N.L. Gardner in N.L. Gardner 1917*. Tesis de Licenciatura en Biología Marina. Universidad del Mar, Puerto Ángel, Oaxaca, México. (p. 76).
- CONAGUA (2015). *Manual de agua potable, alcantarillado y saneamiento operación y mantenimiento de plantas de tratamiento de aguas residuales municipales: lagunas de estabilización*. [Digital PDF]. México, D.F. (pp. 1-28). Recuperado de:
https://sswm.info/sites/default/files/reference_attachments/CONAGUA%202015b.%20Manual%20Lagunas%20de%20Estabilizaci%C3%B3n%2047.pdf
- CONAGUA (2023). *Calidad del agua en México*.
<https://www.gob.mx/conagua/articulos/calidad-del-agua>
- Cony N. L., N. C. Ferrer, and E. J. Cáceres. 2017. *Dynamics of the phytoplankton community of an Argentine Pampean wetland in relation to water environmental variables*. Hidrobiológica, 27 (1), 93-102.
- Corde, J.-A.-C. (1838). *Nouvelles observations microscopiques*. Almanach de Carlsbad, 8, 179-198, pl. II.
- Cornet, L., Wilmette, A., Javaux, E.J., and Baurain, D. (2018). *A constrained SSU-rRNA phylogeny reveals the unsequenced diversity of photosynthetic Cyanobacteria (Oxyphotobacteria)*. BMC Res Notes, 11, 435.
- Corthals, A., and Desalle, R. (2005). *An application of tissue and DNA banking for genomics and conservation: The Ambrose Monell Cryo-Collection (AMCC)*. Systematic Biology, 54(5), 819–823.
- Crow, W.B. (1923). *The taxonomy and variation of the genus Microcystis in Ceylon*. The New Phytologist, 22(2), 59-68.
- Dahiya, S., Shilpie, A., Balasundaram, G., Chowdhury, R., Kumar, P., and Mishra, A. K. (2021). *Diversity of algal species present in waste stabilization ponds and different factors affecting its enrichment and phototaxis*. Chemistry and

Ecology, 37(6), 515-529.

- D'Alessandro, E. B., Nogueira, I. D. S., and Hoffmann, N. K. S. D. A. (2020). *Variability in phytoplankton community structure and influence on stabilization pond functioning*. *Revista Ambiente & Agua*, 15.
- Dammak, I., Fersi, M., Hachicha, R., and Abdelkafi, S. (2023). *Current insights into growing microalgae for municipal wastewater Treatment and biomass generation*. *Resources*, 12(10): 119.
- Daneshvar, E., Ok, Y. S., Tavakoli, S., Sarkar, B., Shaheen, S. M., Hong, H., Luo, Y., Rinklebe, J., Song, H., and Bhatnagar, A. (2021). *Insights into upstream processing of microalgae: A review*. *BioresourceTechnology*, 329, 124870.
- de Morais, M.G., Reichert, C. da C., Dalcanton, F., Durante, A.J., Marins, L.F., and Vieira Costa, J.A. (2008). *Isolation and characterization of a new Arthrospira strain*. *Zeitschrift für Naturforschung C.*, 63(1-2): 144-150.
- De Notaris, G. (1867). *Elementi per lo studiodelle Desmidacee Italiche*. Desmidacé edelle Val Itrasca: 1-84. Genova [Genoa]: Co' tipi del R.I. de'sordo-muti.
- de Oliveira-Lourenço, S. (2020). Microalgae culture collections, strain maintenance, and propagation. *Handbook of microalgae-based processes and products*. Academic Press. (pp. 49-84). Recuperado de: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/B978012818536000003>
- 8
- de Souza da Silva, S.P., Perrone, D. and do Valle, A.F. (2022). *Optimization of Arthrospira maxima cultivation for biomass and protein production and biomass technological treatment to color, flavor, and aroma masking for addition to food products*. *Journal of Applied Phycology*, 34, 65–80.
- de Souza-Bezerra, G., Fava, A. F., Baumgartner, G., and Sebastien, N. Y. (2021). *Dietary supplementation of cattle manure in Scenedesmus acuminatus algae suspension in daphnia magna farming*. *Research, Society and Development*, 10(8), e37510817443-e37510817443.
- Delgadillo, I., Góngora, F. y Medellín, F. (2009). *La colección de microalgas de la Universidad Pedagógica Nacional como estrategia didáctica para la enseñanza y aprendizaje de conceptos biológicos*. *Tecné, Episteme y Didaxis*:

TED. <https://doi.org/10.17227/01203916.237>

- Digumarti, K. M., Conn, A. T. and Rossiter, J. (2017). *Euglenoid-inspired giant shape change for highly deformable soft robots*. *IEEE Robotics Automation Lett.* 2, 2302-2307.
- Dokulil, M. (2014). *Photoautotrophic productivity in eutrophic ecosystems*. In: Ansari, A., Gill, S. (eds) *Eutrophication: Causes, consequences and control*. Springer, Dordrecht. pp. 99 – 109.
- Dong, X., Zhao, Y., Li, T., Huang, L., Zhao, P., Xu, J. W., Huixian, M., and Yu, X. (2019). *Enhancement of lipid production and nutrient removal of Monoraphidium sp. FXY-10 by combined melatonin and molasses wastewater treatment*. *Journal of the Taiwan Institute of Chemical Engineers*, 99, 123-131.
- dos Santos SL, and van Haandel A. (2021). *Transformation of Waste Stabilization Ponds: Reengineering of an Obsolete Sewage Treatment System*. *Water*, 13(9),1193.
- dos Santos, J.D., Veit, M.T., Palácio, S.M., da Cunha Gonçalves, G., and Fagundes-Klen, M.R. (2017). *Evaluation of the combined process of coagulation/flocculation and microfiltration of cassava starch wastewater: removal efficiency and membrane fouling*. *Water, Air, & Soil Pollution*, 228, 238.
- Duygu, D. Y., Udoh, A.U., Özer, T., and Erkaya, I.A. (2017). *The characteristics and importance of microalgae culture collections*. *Süleyman Demirel Üniversitesi Eğirdir Su Ürünleri Fakültesi Dergisi*, 13(1), 80-87.
- Ebenezer, T. E., Low, R. S., O'Neill, E. C., Huang, I., DeSimone, A., Farrow, S. C., Field, R.A., Ginger, M.L., Guerero, S.A., Hammond, M., Hampl, V., Horst, G., Ishikawa, T., Karnkowska, A., Linton, E.W., Myler, P., Nakazawa, M., Cardol, P., Sánchez-Thomas, R., Saville, B.J., Shah, M.R., Simpson, A.G.B., Sur, A., Suzuki, K., Tyler, K.M., Zimba, P.V., Hall, N., and Field, M. C. (2022). *Euglena International Network (EIN): Driving euglenoid biotechnology for the benefit of a challenged world*. *Biology Open*, 11(11), bio059561.
- Eladel, H., Abomohra, A. E. F., Battah, M., Mohmmed, S., Radwan, A., and Abdelrahim, H. (2019). *Evaluation of Chlorella sorokiniana isolated from local municipal*

- wastewater for dual application in nutrient removal and biodiesel production. *Bioprocess and Biosystems Engineering*, 42, 425-433.
- Eland, L. E., Davenport, R. J., Santos, A. B. D., and Mota Filho, C. R. (2019). *Molecular evaluation of microalgal communities in full-scale waste stabilisation ponds*. *Environmental Technology*, 40(15), 1969-1976.
- Elkomy, R. G., and Ismail, M. M. (2021). *Crude sulfated polysaccharides extracted from marine cyanobacterium Oscillatoria simplicissima with evaluation antioxidant and cytotoxic activities*. *Iranian Journal of Microbiology*, 13(4), 553–559.
- Elkomy, R. G., and Rizk, O. E. (2019). *Bioremoval of Copper by Marine Blue Green Algae Phormidium formosum and Oscillatoria simplicissima*. *Indian Journal of Science and Technology*, 12(1), 1-7.
- El-Naggar, N. E. A., Hamouda, R. A., Rabei, N. H., Mousa, I. E., and Abdel-Hamid, M. S. (2019). *Phycoremediation of lithium ions from aqueous solutions using free and immobilized freshwater green alga Oocystis solitaria: Mathematical modeling for bioprocess optimization*. *Environmental Science and Pollution Research*, 26(19), 19335-19351.
- El-Sheekh, M. M., Rashad, S., and El-Chaghaby, G. A. (2023). *The Blue-Green Microalga (Spirulina) in the Fishery: A mini review*. *Egyptian Journal of Aquatic Biology and Fisheries*, 27(4): 49-61.
- El-Tablawy, N. H., Mansour, H. A., and Shaaban, A. E. S. M. (2020). *Antioxidant activities of some edaphic algae in Egypt*. *Beni-Suef University Journal of Basic and Applied Sciences*, 9(1), 1-11.
- Environmental Protection Agency (2023). Indicators: Algal Toxins (microcystin). Recuperado de <https://www.epa.gov/national-aquatic-resource-surveys/indicators-algal-toxins-microcystin> el 23 de noviembre de 2023.
- Eze, V. C., Velasquez-Orta, S. B., Hernández-García, A., Monje-Ramírez, I., and Orta-Ledesma, M. T. (2018). *Kinetic modelling of microalgae cultivation for wastewater treatment and carbon dioxide sequestration*. *Algal Research*, 32, 131-141.
- Fang, Y., and Liu, Y. (2023). *Efficient degradation of ciprofloxacin and erythromycin coupled to elevated lipid synthesis in Synechococcus sp. and Chroococcus sp.*

Algal Research, 74, 103231.

- Farobie, O., Anis, L. A., Nurcahyani, P. R., Hartulistiyoso, E., Rahman, D. Y., Fatriasari, W., Nafisyah, A.L., Amrullah, A., and Aziz, M. (2023). *Extraction of Bio-pigments from the Green Microalgae Chlorella pyrenoidosa Under Different Solvent Ratios*. In IOP Conference Series: Earth and Environmental Science, 1187, (1): 012009). IOP Publishing.
- Farzadkia, M., Ehrampoush, M. H., Sadeghi, S., Kermani, M., Ghaneian, M. T., Ghelmani, V., and AboueeMehrizi, E. (2014). *Performance evaluation of wastewater stabilization ponds in Yazd-Iran*. Environmental Health Engineering and Management Journal, 1(1), 7-12.
- Ferrara, R. A., and Avci, C. B. (1982). *Nitrogen dynamics in waste stabilization ponds*. Journal (WaterPollution Control Federation), 54(4), 361–369.
- Figueroa-Torres, M.G., Arana-Magallón, F., Almanza-Encarnación, S., Ferrara-Guerrero, M.J., y Ramos-Espinosa, M.G. (2015). *Microalgas del Área Natural Protegida Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco, México*. CienciaUAT 9(2), 15-29.
- Florentino, A. P., Costa, M. C., Nascimento, J. G. S., Abdala-Neto, E. F., Mota, C. R., and Santos, A. B. D. (2019). *Identification of microalgae from waste stabilization ponds and evaluation of electroflotation by alternate current for simultaneous biomass separation and cell disruption*. Engenharia Sanitaria e Ambiental, 24, 177-186.
- Fondo de Agua Metropolitano de Monterrey (2018). *Plan Hídrico Nuevo León 2050*. [Digital PDF]. Recuperado de <https://famm.mx/wp-content/uploads/2018/10/Plan-H%C3%ADrico-NL-2050.pdf> el 31 de agosto de 2023.
- Gao, K., Li, P., Watanabe, T., & Walter Helbling, E. (2008). *Combined effects of ultraviolet radiation and temperature on morphology, photosynthesis, and DNA of Arthrospira (Spirulina) platensis (Cyanophyta)*. Journal of Phycology, 44(3), 777-786.
- García-Concha, O. y A. Torres-Ariño. (2021). *Producción del rotífero Brachionus plicatilis con Nannochloropsis oculata y Saccharomyces cerevisiae*

- suplementada con vitamina B₁₂*. Academia Journals, 13(4), 639-643.
- Gardner, N.L. (1917). *New Pacific coast marine algae I*. University of California Publications in Botany 6, 377-416, pls 31-35.
- Gardner, N.L. (1932). The Myxophyceae of Porto Rico and the Virgin Islands. In: Scientific Survey of Porto Rico and the Virgin Islands. Volume VIII. Part 2. (Anon. Eds), pp. 249-311. New York: New York Academy of Sciences.
- Gatamaneni-Loganathan, B., Orsat, V., and Lefsrud, M. (2020). *Utilizing the microalgal biomass of Chlorella variabilis and Scenedesmus obliquus produced from the treatment of synthetic dairy wastewater as a biofertilizer*. Journal of Plant Nutrition, 44(10), 1486-1497.
- Gauthier, M. R., Senhorinho, G. N. A., and Scott, J. A. (2020). *Microalgae under environmental stress as a source of antioxidants*. Algal Research, 52, 102104.
- George, D. M., Vincent, A. S., and Mackey, H. R. (2020). *An overview of anoxygenic phototrophic bacteria and their applications in environmental biotechnology for sustainable Resource recovery*. Biotechnology Reports, 28, e00563.
- Gérikas Ribeiro, C., Lopes dos Santos, A., Gourvil, P., Le Gall, F., Marie, D., Tragin, M., Probert, I., and Vaultot, D. (2020). *Culturable diversity of Arctic phytoplankton during pack ice melting*. Elementa: Science of the Anthropocene, 8, 6.
- Ginzberg, A., Cohen, M., Sod-Moriah, U.A., Shany, S., Rosenshtrauch, A., and Arad, S.M. (2000). *Chickens fed with biomass of the red microalga Porphyridium sp. have reduced blood cholesterol level and modified fatty acid composition in egg yolk*. Journal of Applied Phycology 12, 325–330.
- Godinho, L. R. (2009). *Família Scenedesmaceae (Chlorococcales, Chlorophyceae) no Estado de São Paulo: levantamento florístico*. Asesor: Carlos Eduardo de Mattos Bicudo. Tesis Doctorado. Instituto de Botânica da Secretaria de Estado do Meio Ambiente.
- Goiris, K., Muylaert, K., Voorspoels, S., Noten, B., De Paepe, D., E Baart, G. J., and De Cooman, L. (2014). *Detection of flavonoids in microalgae from different evolutionary lineages*. Journal of Phycology, 50(3), 483-492.
- Gomont, M. (1892 '1893'). *Monographie des Oscillariées (NostocacéesHomocystées)*.

Deuxième partie. - Lyngbyées. Annales des Sciences Naturelles, Botanique, Série 7, 16, 91-264.

- González-Villarreal, E.J., Vázquez-Herrera, E., Aguilar-Amilpa, E., y Arriaga-Medina, J.A. (2022). Capítulo 2. Ocurrencia, disponibilidad y usos del agua. *Perspectivas del agua en México: propuestas hacia la seguridad hídrica*. Agua UNAM: Ciudad de México (pp. 21 – 46).
- Gould, S. B., Waller, R. F., and McFadden, G. I. (2008). *Plastid evolution*. *Annual Review of Plant Biology*, 59, 491-517.
- Gouveia, L., and Oliveira, A.C. (2009). *Microalgae as a raw material for biofuels production*. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology*, 36(2), 269-274.
- Graham, L.E., and Wilcox, L.W. (2000). *Algae*. Prentice Hall: USA. (pp. 1-21).
- Greeson (1982). *An Annotated Key to the Identification of Commonly Occurring and Dominant Genera of Algae Observed in the Phytoplankton of the US*. Geological Survey Water-Supply Paper, Washington, D.C.
- Grobbelaar, J. U. (2013). Chapter 8. Inorganic algal nutrition. Richmond, A., Hu, Q. *Handbook of microalgal culture: applied phycology and biotechnology*. (2^o Ed.). John Wiley & Sons, Ltd.UK. 123-133.
<https://doi.org/10.1002/9781118567166.ch8>
- Gu, W., Kavanagh, J.M., and McClure, D.D. (2021). *Photoautotrophic production of eicosapentaenoic acid*. *Critical Reviews in Biotechnology*, 41:5, 731-748
- Guillard, R.R.L. and Ryther, J.H. (1962) *Studies on marine planktonic diatoms I. Cyclotella nana Hustedt and Detonula confervacea (Cleve) Gran*. *Canadian Journal of Microbiology*, 8, 229-239.
- Guiry in Guiry, M.D., and Guiry, G.M. 01 September 2020b. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway.
<https://www.algaebase.org>; searched on 12 October 2023
- Guiry in Guiry, M.D., and Guiry, G.M. 03 March 2023a. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway.
<https://www.algaebase.org>; searched on 12 October 2023
- Guiry, G.M., in Guiry, M.D. & Guiry, G.M. 25 January 2018. AlgaeBase. World-wide

- electronic publication, National University of Ireland, Galway.
<https://www.algaebase.org>; searched on 12 October 2023
- Guiry, M.D., in Guiry, M.D. & Guiry, G.M. 06 July 2023b. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway.
<https://www.algaebase.org>; searched on 12 October 2023
- Guiry, M.D., in Guiry, M.D. & Guiry, G.M. 08 July 2016. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway.
<https://www.algaebase.org>; searched on 12 October 2023
- Guiry, M.D., in Guiry, M.D. & Guiry, G.M. 11 March 2020a. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway.
<https://www.algaebase.org>; searched on 12 October 2023
- Guiry, M.D., in Guiry, M.D. & Guiry, G.M. 30 December 2017. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway.
<https://www.algaebase.org>; searched on 12 October 2023
- Guiry, G.M. in Guiry, M.D. & Guiry, G.M. 26 March 2019. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway.
<https://www.algaebase.org>; searched on 12 October 2023
- Hage, A., Lockett, N., and Holbrook, G. P. (2018). *Phycoremediation of municipal wastewater by the cold-adapted microalga Monoraphidium sp. Dek19*. Water Environment Research, 90(11), 1938-1946.
- Hasan, M. T., Sun, A., Mirzaei, M., Te'o, J., Hobba, G., Sunna, A., and Nevalainen, H. (2017). *A comprehensive assessment of the biosynthetic pathways of ascorbate, α -tocopherol and free amino acids in Euglena gracilis var. saccharophila*. Algal Research, 27, 140-151.
- Haughey, A. (1968). *The planktonic algae of Auckland sewage treatment ponds*. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research, 2(4), 721-766.
- Hawrot-Paw M, Koniuszy A, and Gálczyńska M. (2020). *Sustainable Production of Monoraphidium microalgae biomass as a source of bioenergy*. Energies, 13(22), 5975.
- Hegewald, E., Wolf, M., Keller, A. Friedl, T. and Krienitz, L. (2010). *ITS2 sequence-structure phylogeny in the Scenedesmaceae with special reference to*

- Coelastrum* (Chlorophyta, Chlorophyceae), including the new genera *Comasiella* and *Pectinodesmus*. *Phycologia* 49(4): 325-335.
- Hernández-Becerril, David U. (2014). *Biodiversidad de algas planctónicas marinas (Cyanobacteria, Prasinophyceae, Euglenozoa, Chrysophyceae, Dictyochophyceae, Eustigmatophyceae, Parmophyceae, Raphidophyceae, Bacillariophyta, Cryptophyta, Haptophyta, Dinoflagellata) en México*. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85(Supl. ene), S44-S53.
- Hernández-García, A., Velásquez-Orta, S. B., Novelo, E., Yáñez-Noguez, I., Monje-Ramírez, I., and Ledesma, M. T. O. (2019). *Wastewater-leachate treatment by microalgae: Biomass, carbohydrate and lipid production*. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 174, 435-444.
- Hou, Q., Nie, C., Pei, H., Hu, W., Jiang, L., and Yang, Z. (2016). *The effect of algae species on the bioelectricity and biodiesel generation through open-air cathode microbial fuel cell with kitchen waste anaerobically digested effluent as substrate*. *Bioresource Technology*, 218, 902-908.
- Huang, X., Yan, J., Huang, Z., and Wei, L. (2014). *Effect of ferric ion supplementation in medium on the biochemical components of two microalgae, Oocystis solitaria and Selenastrum sp.* *Journal of Shanghai Ocean University*, 23(2), 306-312.
- Irazoqui, J.M., Eberhardt, M.F., Adjad, M.M., and Amadio, A.F. 2022. *Identification of key microorganisms in facultative stabilization ponds from dairy industries, using metagenomics*. *Peer J.*, 10, e12772.
- Jacobo-Marín, D., y Santacruz-de León, G. (2021). *Contaminantes emergentes en el agua: Regulación en México, principio precautorio y perspectiva comparada*. *Revista de Derecho Ambiental*, 15, 51-75.
- Jadhav, K., Jadhav, I., and Bilore, S. K. (2013). *Effect of Hydraulic Retention Time (HRT) on Surveillance of Coliforms in Waste Stabilization Pond (WSP) System in Central India*. *Hydrology Current Research*, 4, 154.
- Jiang, L., Pei, H., Hu, W., Hou, Q., Han, F., and Nie, C. (2016). *Biomass production and nutrient assimilation by a novel microalga, Monoraphidium spp. SDEC-17, cultivated in a high-ammonia wastewater*. *Energy Conversion and*

- Management, 123, 423-430.
- Jiang, Y., Chen, X., Wang, Z., Deng, H., Qin, X., Huang, L., and Shen, P. (2023). *Potential application of a newly isolated microalga Desmodesmus sp. GXU-A4 for recycling Molasses vinasse*. Chemosphere, 328, 138616.
- Jimenez, R., Markou, G., Tayibi, S., Barakat, A., Chapsal, C., and Monlau, F. (2020). *Production of microalgal slow-release fertilizer by valorizing liquid agricultural digestate: Growth experiments with tomatoes*. Applied Sciences, 10(11), 3890.
- Jiménez-Cisneros, B.E. (2007). *Información y calidad del agua en México*. Trayectorias, 9(24), pp. 45-56.
- Jin, H., Zhang, H., Zhou, Z., Li, K., Hou, G., Xu, Q., Chuai, W., Zhang, C., Han, D. and Hu, Q. (2020). *Ultrahigh-cell-density heterotrophic cultivation of the unicellular green microalga Scenedesmus acuminatus and application of the cells to photoautotrophic culture enhance biomass and lipid production*. Biotechnology and Bioengineering, 117(1), 96-108.
- Johnson, A. C., Ostrander, C. M., Romaniello, S. J., Reinhard, C. T., Greaney, A. T., Lyons, T. W., and Anbar, A. D. (2021). *Reconciling evidence of oxidative weathering and atmospheric anoxia on Archean Earth*. Science Advances, 7(40), eabj0108.
- Jose, S., Renuka, N., Ratha, S. K., Kumari, S., and Bux, F. (2024). *Bioprospecting of microalgae from agricultural fields and developing consortia for sustainable agriculture*. Algal Research, 103428.
- Jourdan, J.P. 2006. Grow your *Spirulina*. Manual artisan culture for the production of *Spirulina*. 146 p.
- Juárez, J. M., Vladic, J., Rodríguez, S. B., and Vidovic, S. (2020). *Sequential valorisation of microalgae biomass grown in pig manure treatment photobioreactors*. Algal Research, 50, 101972.
- Juers, D., and Matthews, B. (2004). *Cryo-cooling in macromolecular crystallography: Advantages, disadvantages and optimization*. Quarterly Reviews of Biophysics, 37(2), 105-119.
- Kamenski, P. A., Sazonov, A. E., Fedyanin, A. A., and Sadovnichy, V. A. (2016). *Biological collections: Chasing the Ideal*. Acta Naturae, 8(2), 6–9.

- Kayombo, S., Mbwette, T.S.A., Mayo, A.W., Katima, J.H.Y., and Jørgensen, S.E. (2002). *Diurnal cycles of variation of physical–chemical parameters in waste stabilization ponds*. *Ecological Engineering*, 18(3), 287-291.
- Kehoe D. M. (2010). *Chromatic adaptation and the evolution of light color sensing in cyanobacteria*. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 107(20), 9029–9030.
- Kengne, E. S., Nguetsop, V. F., Foubi, I. S., Akoa, A., and Strande, L. (2014). *Algal diversity and distribution in waste stabilization ponds treating faecal sludge leachate from drying vegetated beds*. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 8(3), 946-955.
- Khaing, K., Aye, K. S., and Soe, C. (2020). *Effect of Spirulina suspension on germination, growth and yield of Phaseolus lunatus L. (Lima Bean)*. 3rd Myanmar Korea Conference Research Journal, 3(1), 188-193.
- Kholssi, R., Marks, E.A.N., Miñón, J., Montero, O., Debdoubi, A., and Rad, C. (2019). *Biofertilizing Effect of Chlorella sorokiniana Suspensions on Wheat Growth*. *Journal of Plant Growth Regulation*, 38, 644–649.
- Kim, S., Im, H., Yu, J., Kim, K., Kim, M., and Lee, T. (2023). *Biofuel production from Euglena: Current status and techno-economic perspectives*. *Bioresource Technology*, 371: 128582.
- Kim, S., Park, J. E., Cho, Y. B., and Hwang, S. J. (2013). *Growth rate, organic carbon and nutrient removal rates of Chlorella sorokiniana in autotrophic, heterotrophic and mixotrophic conditions*. *Bioresource Technology*, 144, 8-13.
- Komárek, J. and Komárková-Legnerová, J. (2002). *Contribution to the knowledge of planktic cyanoprokaryotes from central Mexico*. *Preslia, Praha*, 74, 207-233.
- Komárek, J., Kaštovský, J., Mareš, J., and Johansen, J. R. (2014). *Taxonomic classification of cyanoprokaryotes (cyanobacterial genera) 2014, using a polyphasic approach*. *Preslia*, 86(4), 295-335.
- Komárková, J., Jezberová, J., Komárek, O. and Zapomelová, E. (2010). *Variability of Chroococcus (Cyanobacteria) morphospecies with regard to phylogenetic relationships*. *Hydrobiologia*, 639, 69-83.
- Kott, Y. (1968). *Effect of nitrogen and phosphorus on algal growth in citrus wastes*

- experimental oxidation pond*. *Hydrobiologia*, 32, 161–169.
- Kotut, K., Ballot, A., Wiegand, C., and Krienitz, L. (2010). *Toxic cyanobacteria at Nakuru sewage oxidation ponds—a potential threat to wildlife*. *Limnologia*, 40(1), 47-53.
- Kropidłowska, K., and Caban, M. (2023). *Effect of salinity on the toxicity of diclofenac, ibuprofen and naproxen toward cyanobacterium Synechocystis salina*. *Chemosphere*, 338, 139521.
- Kumar, K. S., Prasanthkumar, S., and Ray, J. G. (2016). *Experimental assessment of productivity, oil-yield and oil-profile of eight different common freshwater-blooming green algae of Kerala*. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 8, 270-277.
- Kuravi, S. D., and Mohan, S. V. (2022). *Mixotrophic cultivation of Monoraphidium sp. In dairy wastewater using Flat-Panel photobioreactor and photosynthetic performance*. *Bioresource Technology*, 348, 126671.
- Kusmayadi, A., Leong, Y. K., Lu, P. H., Huang, C. Y., Yen, H. W., and Chang, J. S. (2022). *Simultaneous nutrients removal and bio-compounds production by cultivating Chlorella sorokiniana SU-1 with unsterilized anaerobic digestate of dairy wastewater*. *Algal Research*, 68, 102896.
- Lage, S., and Gentili, F. G. (2023). *Chemical composition and species identification of microalgal biomass grown at pilot-scale with municipal wastewater and CO₂ from flue gases*. *Chemosphere*, 313, 137344.
- Lagerheim, G. (1882). *Bidrag till kännedomen om stockholmstraktens Pediastreer, Protococcaceer och Palmellaceer. Öfversigt af Kongl. Vetenskaps-Akademiens Förhandlingar Arg. 39(2): 47-81, 2 pls.*
- Lee, D. K., and Cheong, Y. W. (2014). *A numerical flow analysis using the concept of inflow age for oxidation pond design*. *Journal of environmental management*, 133, 388–396.
- Lee, R. (2018). *Phycology* (5th ed.). Cambridge: Cambridge University Press. pp. 26-28).
- Lemmermann, E. (1907). *Algen I (Schizophyceen, Flagellaten, Peridineen)*. In: *Kryptogamenflora der Mark Brandenburg und angrenzender Gebiete*

herausgegeben von dem Botanischen Verein der Provinz Brandenburg. Dritter Band. (Eds), pp. 1-304. Leipzig: Verlag von Grebrüder Borntraeger.

- León-Gómez, H. D., Cruz-Vega, C. R., Dávila-Pórcel, R. A., Velasco-Tapia, F., y Chapa-Guerrero, J. R. (2015). *Impacto del lixiviado generado en el relleno sanitario municipal de Linares (Nuevo León) sobre la calidad del agua superficial y subterránea*. *Revista Mexicana de Ciencias Geológicas*, 32(3), 514-526.
- Liao, Y., Xie, B., Zhang, H., He, Q., Guo, L., Subramaniepillai, M., Fan, B., Lu, C., and McIntyre, R. S. (2019). *Efficacy of omega-3 PUFAs in depression: A meta-analysis*. *Translational Psychiatry*, 9(1), 190.
- Liu, Y., Liu, Z., Zhang, J., He, Y., and Sun, H. (2010). *Experimental study on the utilization of DIC by Oocystis solitaria Witttr and its influence on the precipitation of calcium carbonate in karst and non-karst waters*. *Carbonates Evaporites*, 25, 21–26.
- Lloyd, C., Tan, K. H., Lim, K. L., Valu, V. G., Fun, S. M. Y., Chye, T. R., Mak, H.M., Sim, W.X., Musa, S.L., Ng, J.J.Q., Nordin, N.S.B., Aidzil, N.B.M., Eng, Z.Y.W., Manickavasagam, P., and New, J. Y. (2021). *Identification of microalgae cultured in Bold's Basal medium from freshwater samples, from a high-rise city*. *Scientific Reports*, 11(1), 4474.
- López-Naranjo, D., y Luyando-Cuevas, J. R. (2018). *Los efectos de la contaminación petrolera en el desarrollo de comunidades ejidales: El caso de la cuenca del río San Juan (Nuevo León, México)*. *Investigación y Desarrollo*, 26(1), 92-124.
- Lorenz, M., Friedl, T. and Day, J. (2005). *Perpetual maintenance of actively metabolizing microalgal cultures*. *Algal Culturing Techniques* (ed. R.A. Andersen). Elsevier/Academic, Burlington, MA. (pp. 145–156).
- Lozano-García, D. F., Cuellar-Bermudez, S. P., del Rio-Hinojosa, E., Betancourt, F., Aleman-Nava, G. S., and Parra-Saldivar, R. (2019). *Potential land microalgae cultivation in Mexico: From food production to biofuels*. *Algal Research*, 39, 101459.
- Ma, Z., and Gao, K. (2009). *Photoregulation of morphological structure and its physiological relevance in the cyanobacterium Arthrospira (Spirulina)*

- platensis*. *Planta*, 230, 329-337.
- Mahapatra, D.M., Chanakya, H.N. and Ramachandra, T.V. (2013). *Euglena sp. as a suitable source of lipids for potential use as biofuel and sustainable wastewater treatment*. *Journal of Applied Phycology*, 25, 855–865.
- Mara, D., and Pearson, H. (1998). *Design manual for waste stabilization ponds in Mediterranean countries*. Leeds: LagoonTechnology International.
- Marín-Marín, C. A., Estrada, J. A., Naranjo, J. M. D., and Ocampo, P. A. Z. (2023). *Arthrospira maxima hydrolysate as a high value biofertilizer in basil (Ocimum basilicum L.) seedlings*. PREPRINT (Version 1) available at Research Square. [https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-3325536/v1]
- Markou, G. and Georgakakis, D. (2011). *Cultivation of filamentous cyanobacteria (blue-green algae) in agro-industrial wastes and wastewaters: a review*. *Applied Energy*, 88, 3389-3401.
- Márquez Uribe, D. Y. (2021). *Cuantificación de indicadores de la calidad de agua residual municipal en un sistema de lagunas de oxidación*. Tesis de Maestría, Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Martínez Macias, M. del R., Sánchez Duarte, R. G., Meza Escalante, E. R., Ulloa Mercado, R. G., y Saldívar Cabrales, J. (2017). *Síntesis de lípidos de la microalga Nannochloropsis oculata para su uso potencial en la producción de biodiésel*. *Revista Internacional De Contaminación Ambiental*, 33, 85–91.
- Martínez, M. E., Sánchez, S., Jiménez, J. M., El Yousfi, F., and Muñoz, L. (2000). *Nitrogen and phosphorus removal from urban wastewater by the microalga Scenedesmus obliquus*. *Bioresource Technology*, 73(3), 263-272.
- Masojídek, J. and Torzillo, G. (2014). *Mass cultivation of freshwater microalgae*. *Encyclopedia of Ecology*. Oxford: Academic Press. (pp. 2226–2235).
- Mathimani, T., Rene, E. R., Devanesan, S., AlSalhi, M. S., and Shanmuganathan, R. (2023). *Assessment of taxonomically diverse Chlorococcum species and Chroococcus species for cell density, pigments, biochemical components, and fatty acid composition for fuel/food applications*. *Algal Research*, 74, 103228.
- McAllister, D. E., Hamilton, A. L., and Harvey, B. (1997). *Global freshwater biodiversity: striving for the integrity of freshwater ecosystems*. Sea wind: Bulletin of Ocean

- Voice International, 11 (3), 1-140.
- McNaughton, E., S. J. Stoll, J. E. Smith, Jr., E. J. Middlebrooks, and R. H. Bowman. *Principles of design and operations of wastewater treatment pond systems for plant operators, engineers, and managers*. U.S. Environmental Protection Agency, Washington, DC, EPA/600/R-11/088, 2011.
- Medjani, F., Djidel, M., Labar, S., Bouchagoura, L., & Rezzag Bara, C. (2021). *Groundwater physico-chemical properties and water quality changes in shallow aquifers in arid saline wetlands, Ouargla, Algeria*. Applied Water Science, 11(5), 82.
- Mehdizadeh Allaf, M., and Peerhossaini, H. (2022). *Cyanobacteria: Model Microorganisms and Beyond*. Microorganisms, 10(4), 696.
- Mehrhoff, L.J. (1997). Museums, research collections, and the biodiversity challenge. Biodiversity ii: understanding and protecting our biological resources. Joseph Henry Press: Washington, D.C. (pp. 447-466).
- Meyen, F.J.F. (1829). *Beobachtungen über einige niedere Algenformen*. Nova Acta Physico-Medica Academiae Caesareae Leopoldino-Carolinae Naturae, 14, 768-778,
- Michelon, W., da Silva, M.L.B., Matthiensen, A., de Andrade, C.J., de Andrade, L.M., and Moreira Soares, H. (2021). *Amino acids, fatty acids, and peptides in microalgae biomass harvested from phycoremediation of swine wastewaters*. Biomass Conversion and Biorefinery, 12, 869–880.
- Michelon, W., Dinnebier, H., Da Silva, M. L. B., Matthiensen, A., and Soares, H. M. (7 de mayo de 2019). *Microalgae obtained from swine wastewater treatment as source of aminoacids and omega-3*. In: International Symposium on Agricultural and Agroindustrial Waste Management, 6, 218-221.
- Mohammed, K. A., and Mahran, B. N. (2022). *Environmental studies on phytoplankton diversity in drainage water of main drains in Eastern Delta, case study*. The Egyptian Journal of Aquatic Research, 48(3), 211-216.
- Mohanty, S. S., and Mohanty, K. (2023). *Production of a wide spectrum biopesticide from Monoraphidium sp. KMC4 grown in simulated dairy wastewater*. Bioresource Technology, 374, 128815.

- Molinari Novoa, E.A. in Guiry, M.D., and Guiry, G.M. 09 de febrero 2022. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <https://www.algaebase.org>; searched on 12 October 2023
- Molinari-Novoa, E.A. in Guiry, M.D. and Guiry, G.M. 25 de noviembre de 2022. *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <https://www.algaebase.org>; searched on 6 de octubre de 2023.
- Mousavi, S., Najafpour, G. D., and Mohammadi, M. (2018). *CO₂ bio-fixation and biofuel production in an airlift photobioreactor by an isolated strain of microalgae Coelastrum sp. SM under high CO₂ concentrations*. Environmental Science and Pollution Research, 25: 30139-30150.
- Moya, P., Molins, A., Chiva, S., Bastida, J., and Barreno, E. (2020). *Symbiotic microalgal diversity within lichenicolous lichens and crustose hosts on Iberian Peninsula gypsum biocrusts*. Scientific Reports, 10, 14060.
- Mühling, M., Harris, N., Belay, A., and Whitton, B. A. (2003). *Reversal of helix orientation in the cyanobacterium Arthrospira*. Journal of Phycology, 39(2), 360-367.
- Mustapa, M., Sallehudin, N. J., Mohamed, M. S., Noor, N. M., and Raus, R. A. (2016). *Decontamination of Chlorella sp. culture using antibiotics and antifungal cocktail treatment*. ARPN Journal of Engineering and Applied Sciences, 11, 104-109.
- Mutanda, T., Naidoo, D., Bwapwa, J.K., and Anandraj, A. (2020). *Biotechnological Applications of Microalgal Oleaginous Compounds: Current Trends on Microalgal Bioprocessing of Products*. Frontiers in Energy Research, 8, 598803.
- Na, H., Jo, S. W., Do, J. M., Kim, I. S., and Yoon, H. S. (2021). *Production of algal biomass and high-value compounds mediated by interaction of microalgal Oocystis sp. KNUA044 and bacterium Sphingomonas KNU100*. Journal of Microbiology and Biotechnology, 31(3), 387–397.
- Naddafi, K., Hassanvand, M. S., Dehghanifard, E., Razi, D. F., Mostofi, S., Kasaei, N., Nabizadeh, R., and Heidari, M. (2009). *Performance evaluation of wastewater stabilization ponds in Arak-iran*. Iranian Journal of Environmental Health,

- Science and Engineering, 6(1), 41-46.
- Nägeli, C. (1849). *Gattungen einzelliger Algen physiologisch und systematisch bearbeitet.. Neue Denkschriften der Allg. Schweizerischen Gesellschaft für die Gesamten Naturwissenschaften* 10(7), i-viii, 1-139, pls I-VIII.
- Nageshwari, K., Baishali, D., Unpaprom, Y., Ramaraj, R., Maniam, G.P., Govindan, N., Thirugnanam, and Balasubramaniam, P. (2021). *Exploring the dynamics of microalgal diversity in high-rate algal ponds*. In: Shah, M., Rodriguez-Couto, S., and Mehta, K. *The Future of Effluent Treatment Plants*. Elsevier, USA. (615-660).
- Nagi, G.K., Chetry, R., Singh, N., Sinha, A., and Shinde, O. A. (2021). *Bioremediation of coke plant wastewater from steel industry with mixed activated sludge–microalgal consortium in lab-scale semi-continuous mode*. *Journal of Chemical Technology & Biotechnology*, 96(8), 2249-2256.
- Nakashima, Y., Ohsawa, I., Konishi, F., Hasegawa, T., Kumamoto, S., Suzuki, Y., and Ohta, S. (2009). *Preventive effects of Chlorella on cognitive decline in age-dependent dementia model mice*. *Neuroscience Letters*, 464(3), 193-198.
- Nelson, N., and Ben-Shem, A. (2004). *The complex architecture of oxygenic photosynthesis*. *Nature Reviews Molecular Cell Biology*, 5(12), 971–982.
- Nezbrytska, I., Shamanskyi, S., Pavliukh, L., and Gorbunova, Z. (2022). *Application of Euglena gracilis in wastewater treatment processes*. *Biotechnologia*, 103(4), 323–330.
- Norton, T.A., Melkonian, M., and Andersen, R.A. (1996). *Algal Biodiversity*. *Phycologia*, 35(4), 308-326.
- Noselli, G., Beran, A., Arroyo, M., and DeSimone, A. (2019). *Swimming Euglena respond to confinement with a behavioral change enabling effective crawling*. *Naturephysics*, 15(5), 496-502.
- Novelo, E. 2011. *Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán. Cyanoprokaryota J. Komárek*. 90: 2011. Instituto de Biología, UNAM. pp. 96.
- Novelo, E. y R. Tavera. 2019. bdLACET algas continentales. Un buscador de algas continentales para los ficólogos y no tan ficólogos. Laboratorio de Algas Continentales, Ecología y Taxonomía, Universidad Nacional Autónoma de

México, México, D.F., México. <https://bdlacet.mx> (consultado el 9 de octubre de 2023).

- Novelo, E., y Tavera, R. (2011). *Un panorama gráfico de las algas de agua dulce de México*. Hidrobiológica, 21(3), 333-341.
- Nowicka-Krawczyk, P., Mühlsteinová, R., and Hauer, T. (2019). *Detailed characterization of the Arthrospira type species separating commercially grown taxa into the new genus Limnospira (Cyanobacteria)*. Scientific Reports 9(694), 1-11.
- Olguín, E.J., Hernández, B., Araus, A., Camacho, R., González, R., Ramírez, M.E., Galicia, S., and Mercado, G. (1994) *Simultaneous high-biomass protein production and nutrient removal using Spirulina maxima in sea water supplemented with anaerobic effluents*. World Journal of Microbiology & Biotechnology, 10, 576–578.
- Oliveira, A. C., Barata, A., Batista, A. P., and Gouveia, L. (2018). *Scenedesmus obliquus in poultry wastewater bioremediation*. Environmental Technology.
- Oswald, W. J., Gotaas, H. B., Golueke, C. G., Kellen, W. R., Gloyna, E. F., and Hermann, E. R. (1957). *Algae in waste treatment [with Discussion]*. sewage and industrial wastes, 29(4), 437–457.
- Oudra, B., El Andaloussi, M., Franca, S., Barros, P., Martins, R., Oufdou, K., Sbiyyaa, B., Loudiki, M., Mezrioui, N., and Vasconcelos, V. (2000). *Harmful cyanobacterial toxic blooms in waste stabilisation ponds*. Water Science and Technology, 42(10-11), 179-186.
- Oyati, E.N, Yahaya, O., Gimba, I.N, and Rasheed, I. (2020). *Design of a wastewater treatment oxidation pond*. Asian Review of Environmental and Earth Sciences, 7(1), 55–60.
- Ozasa, K., Aono, M., Maeda, M., and Hara, M. (2010). *Simulation of neurocomputing based on the photophobic reactions of Euglena with optical feedback stimulation*. BioSystems, 100(2), 101-107.
- Palacios, O. A., Choix, F. J., Bashan, Y., and de-Bashan, L. E. (2016). *Influence of tryptophan and indole-3-acetic acid on starch accumulation in the synthetic mutualistic Chlorella sorokiniana-Azospirillum brasilense system under*

- heterotrophic conditions*. Research in Microbiology, 167(5), 367–379.
- Panyakampol, J., Cheevadhanarak, S., Sutheeworapong, S., Chaijaruwanich, J., Senachak, J., Siangdung, W., Jeamton, W., Tanticharoen, M., and Paithoonrangsarid, K. (2015). *Physiological and transcriptional responses to high temperature in Arthrospira (Spirulina) platensis C1*. Plant and Cell Physiology, 56(3), 481-496.
- Papadopoulos, K. P., Economou, C. N., Markou, G., Nicodemou, A., Koutinas, M., Tekerlekopoulou, A. G., and Vayenas, D. V. (2022). *Cultivation of Arthrospira platensis in Brewery Wastewater*. Water, 14(10), 1547.
- Pathak, J., Singh, P.R., Sinha, R.P. and Rastogi, R.P. (2021). *Evolution and Distribution of Cyanobacteria*. Rastogi, R.P. (eds) *Ecophysiology and Biochemistry of Cyanobacteria*. Springer, Singapore. (pp. 1-30).
- Pérez-Bravo, S.G., Mendoza-Martínez, A.M., Castañeda-Chávez, M.R., y Aguilera-Vázquez, L. (2019). *Bioenergía a partir de microalgas en México*. Revista de Energías Renovables, 3(8), 23-34.
- Poonia, S., and Priya, K. (2013). *Environmental stress: response, mechanism and it's regulation in cyanobacterium Spirulina*. International Journal of Bioassays, 2, 1000-1010.
- Prasad, R. N., Sanghamitra, K., Antonia, G. M., Juan, G. V., Benjamin, R. G., Luis, I. M. J., and Guillermo, V. V. (2013). *Isolation, identification and germplasm preservation of different native Spirulina species from Western Mexico*. American Journal of Plant Sciences, 4(12), 65-71.
- Raja, A., Vipin, C., and Aiyappan, A. (2013). *Biological importance of marine algae- an overview*. International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences, 2(5), 222-227.
- Ramírez-Moreno, L. y Olvera-Ramírez, R. (2006). *Uso tradicional y actual de Spirulina sp. (Arthrospira sp.)*. Interciencias, 31(9).
- Ramos, G. J. P., Bicudo, C. E. D. M., Góes Neto, A., and Moura, C. W. D. N. (2012). *Monoraphidium and Ankistrodesmus (Chlorophyceae, Chlorophyta) from Pantanal dos Marimbus, Chapada Diamantina, Bahia State, Brazil*. Hoehnea, 39, 421-434.

- Raven, J.A., and Allen, J.F. (2003) *Genomics and chloroplast evolution: What did cyanobacteria do for plants?* Genome Biology, 4(3), 209-215.
- Reinsch, P.F. (1866). *Die Algenflora des mittleren Theiles von Franken (des Keupergebietes mit den angrenzenden Partien des jurassischen Gebietes): enthaltend die vom Autor bis jetzt in diesen Gebieten beobachteten Susswasseralgen und die Diagnosen und Abbildungen von ein und funfzig vom Autor in diesem gebiete entdeckten neuen Arten und dreineuen Gattungen.* Abhandlungen der Naturhistorischen Gesellschaft zu Nürnberg 3(2), 1-238
- Reyna-Martinez R., Gomez-Flores R., López-Chuken U., Quintanilla-Licea R., Caballero-Hernandez D., Rodríguez-Padilla C., Beltrán-Rocha J.C., and Tamez-Guerra P. (2018). *Antitumor activity of Chlorella sorokiniana and Scenedesmus sp. microalgae native of Nuevo León State, México.* PeerJ. 6, e4358.
- Reyna-Martínez, R., Gomez-Flores, R., López-Chuken, U. J., González-González, R., Fernández-Delgadillo, S., and Balderas-Rentería, I. (2015). *Lipid production by pure and mixed cultures of Chlorella pyrenoidosa and Rhodotorula mucilaginosa isolated in Nuevo Leon, Mexico.* Applied Biochemistry and Biotechnology, 175(1), 354–359.
- Rincón, D. D., Velásquez, H. A., Dávila, M. J., Semprun, A. M., Morales, E. D., y Hernández, J. L. (2012). *Niveles de sustitución de harina de pescado por harina de Arthrospira (=Spirulina) maxima, en dietas experimentales para alevines de tilapia roja (Oreochromis sp.).* Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias, 25(3), 430-437.
- Rippka, R. 1988. *Isolation, Identification and Culturing of Cyanobacteria.* Methods in Enzymology, 167: 27-100.
- Rodgers D. W. (1994). *Cryocrystallography.* Structure (London, England: 1993), 2(12), 1135–1140.
- Rodríguez-Palacio, M. C., Lozano-Ramírez, C., y Alvarez-Hernández, S. H. (2022). *Uso potencial de algunas especies de microalgas y cianobacterias como aglutinantes de eritrocitos y como bactericidas.* Hidrobiológica, 32(1), 17-24.
- Rozkošný, M., Křiška, M., Šálek, J., Bodík, I., and Istenič, D. (2014). *Natural*

Technologies of wastewater treatment. [Digital PDF]. GWP CEE. (pp. 46-51). Recuperado de: https://www.gwp.org/globalassets/global/gwp-cee_files/regional/natural-treatment.pdf

- Ruíz-Hernández, Y.A., Garza-Valverde, E., Márquez-Reyes, J.R., y García-Gómez, C. (2023). *Extracción de ficocianina para uso como colorante natural: optimización por metodología de superficie de respuesta*. *Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 8(1), 84-91.
- Sahin, S. C. (2019). *Scenedesmus obliquus: a potential natural source for cosmetic industry*. *International Journal of Secondary Metabolite*, 6(2), 129-136.
- Sánchez, H., Juscamaita J., Vargas J. y Oliveros R. (2008). *Producción de la microalga Nannochloropsis oculata (Droop) Hibberd en medios enriquecidos con ensilado biológico de pescado*. *Ecología Aplicada*, 7(1-2), 149-158.
- Sánchez-Baracaldo, P., and Cardona, T. (2020). *On the origin of oxygenic photosynthesis and Cyanobacteria*. *New Phytologist*, 225(4), 1440-1446.
- Sánchez-Robles, J.M. and L. Torres-Muros. *Relaciones filogenéticas entre algas y plantas vasculares*. *Rebigo* 3, 67-76.
- Sandeep, K.P., Kumaraguru-Vasangam, K.P., Kumararaja, P., Dayal, J.S., Sreekanth, G.B., Ambasankar, K., and Vijayan, K.K. (2019). *Microalgal diversity of a tropical estuary in south India with special reference to isolation of potential species for aquaculture*. *Journal of Coastal Conservation*, 23, 253–267.
- Santos-Sánchez, N. F., Hernández-Carlos, B., Torres-Ariño, A. y Salas-Coronado, R. (2020). *Astaxanthin and its formulations as potent oxidative stress inhibitors*. *Pharmacognosy Reviews*, 14(27):8-15.
- Santos-Sánchez, N.F., Valadez-Blanco, R., Hernández-Carlos, B., Torres-Ariño, A., Guadarrama-Mendoza, P.C., and Salas-Coronado, R. (2016). *Lipids rich in ω -3 polyunsaturated fatty acids from microalgae*. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 100 8667-8684.
- Sauvageau, C. (1892). *Sur les algues d'eau douce recoltées en Algérie pendant le session de la Société Botanique en 1892*. *Bulletin de la Société Botanique de France* 39: civ-cxxviii, pl. VI.
- Schindler, D.W. 1977. Evolution of phosphorus limitation in lakes. *Science*, 195: 260-

- Schlösser, U.G., (1982). *Sammlung von Algenkulturen*. Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft, 95, 181–276.
- Scott, N. (2002). *Algae, Cyanobacteria and water quality*. Recuperado de https://www2.gov.bc.ca/assets/gov/farming-natural-resources-and-industry/agriculture-and-seafood/agricultural-land-and-environment/water/livestock-watering/590301-3_algae_wq_eng.pdf
- Sekaran, G., Karthikeyan, S., Nagalakshmi, C., and Mandal, A. B. (2013). *Integrated Bacillus sp. immobilized cell reactor and Synechocystis sp. algal reactor for the treatment of tannery wastewater*. Environmental Science and Pollution Research, 20, 281-291.
- Sen, S. (2020). *Cyanobacterial membrane biology under environmental stresses with particular reference to photosynthesis and photomorphogenesis*. In: Advances in Cyanobacterial Biology (pp. 73-84). Academic Press.
- Senatore, V., Rueda, E., Bellver, M., Díez-Montero, R., Ferrer, I., Zarra, T., Naddeo, V., and García, J. (2023). *Production of phycobiliproteins, bioplastics and lipids by the cyanobacteria Synechocystis sp. treating secondary effluent in a biorefinery approach*. Science of the Total Environment, 857, 159343.
- Sharma, A., Das, S., Bora, A., Mondal, S. C., Gogoi, N., and Dwivedi, S. K. (2023). *Phycoremediation of water of Ellenga beel polluted with paper mill effluent using Chlorella ellipsoidea and Desmodesmus opoliensis*. Bioremediation Journal, 27(2), 1-11.
- Sheela, C., Nisha, L. L. J. L., and Poonguzhali, T. V. (2013). *Biochemical & remediation studies of textile effluent using microalgae Chroococcus minutes (Kütz)*. Nag. Asian Journal of Biochemical and Pharmaceutical Research, 3(1), 94-103.
- Shihira, I. and Krauss, R.W. (1965). *Chlorella, physiology and taxonomy of forty-one isolates*. Maryland: University of Maryland, College Park. (pp. 1-97).
- Simsek, K., and Sisman-Aydin, G. (2018). *Cultivation of green microalgae Golenkinia radiata (Chodat, 1894) in textile wastewater without sterilization*. International Journal of Research and Innovations in Earth Science, 5(6), 124-130.
- Simsek, K., and Sisman-Aydin, G. (2019). *Use of mixed wastewater in Cyanobacteria*

- Chroococcus turgidus* (Kutzing, 1849) culture. International Journal of Research and Innovation in Earth Science, 5(6), 2394-2375.
- Singh, P., Kumari, S., Guldhe, A., Singh, G., and Bux, F. (2017). *ACCase and rbcL gene expression as a function of nutrient and metal stress for enhancing lipid productivity in Chlorella sorokiniana*. Energy Conversion and Management, 148, 809–819.
- Singh, P., Mohan, S. V., and Mohanty, K. (2023). *Dairy wastewater treatment using Monoraphidium sp. KMC4 and its potential as hydrothermal liquefaction feedstock*. Bioresource Technology, 376, 128877.
- Sisman-Aydin, G., and Simsek, K. (2022). *Municipal wastewater effects on the performance of nutrient removal, and lipid, carbohydrate, and protein productivity of blue-green algae Chroococcus turgidus*. Sustainability, 14(24), 17021.
- Sisman-Aydin, G., and Simsek, K. (2022). *Municipal wastewater effects on the performance of nutrient removal, and lipid, carbohydrate, and protein productivity of blue-green algae Chroococcus turgidus*. Sustainability, 14(24), 17021.
- Solimeno, A., and García, J. (2017). *Microalgae-bacteria models evolution: from microalgae steady-state to integrated microalgae-bacteria wastewater treatment models—a comparative review*. Science of the Total Environment, 607, 1136-1150.
- Solymosi, K. (2012). *Plastid structure, diversification and interconversions I. Algae*. Current Chemical Biology, 6(3), 167-186.
- Song, L., Sano, T., Li, R., Watanabe, M. M., Liu, Y., and Kaya, K. (1998). *Microcystin production of Microcystis viridis (cyanobacteria) under different culture conditions*. Phycological Research, 46, 19-23.
- Sosa-Hernández, J. E., Romero-Castillo, K. D., Parra-Arroyo, L., Aguilar-Aguila-Isaías, M. A., García-Reyes, I. E., Ahmed, I., Parra-Saldivar, R., Bilal, M., and Iqbal, H. M. N. (2019). *Mexican microalgae biodiversity and state-of-the-art extraction strategies to meet sustainable circular economy challenges: high-value compounds and their applied perspectives*. Marine Drugs, 17(3), 174.

- Sousa, C. A., Sousa, H., Vale, F., and Simoes, M. (2021). *Microalgae-based bioremediation of wastewaters - Influencing parameters and mathematical growth modelling*. Chemical Engineering Journal, 425, 131412.
- Stenclová, L., Fucíková, K., Kaštovský, J. and Pazoutová, M. (2017). *Molecular and morphological delimitation and generic classification of the family Oocystaceae (Trebouxiophyceae, Chlorophyta)*. Journal of Phycology, 53(6): 1263-1282.
- Suarez, A.V., and Tsutsui, N.D. (2004). *The value of museum collections for research and society*. BioScience, 54(1), 66–74.
- Sun A., Hasan M.T., Hobba G., Nevalainen H., and Te'o J. (2018) *Comparative assessment of the Euglena gracilis var. saccharophila variant strain as a producer of the β -1,3-glucan paramylon under varying light conditions*. Journal of Phycology, 54(4), 529–538.
- Takabe, Y., Nitta, Y., Shingu, I., Hino, Y., Horino, T., and Noguchi, M. (2023). *Effects of fluidised carriers on the community composition, settleability and energy production of indigenous microalgal consortia cultivated in treated wastewater*. Bioresource Technology, 381, 129133.
- Tavera, R., Novelo, E., and López, S. (2013). *Cyanoprokaryota (Cyanobacteria) in karst environments in Yucatán, Mexico*. Botanical Sciences, 91(1), 27-52.
- Tell, G. (1985). *Catálogo de las algas de agua dulce de la República Argentina*. Bibliotheca Phycologica 70: [i-vi], 1-283.
- Tharek, A., Mohamad, S. E., Iwamoto, K., Suzuki, I., Hara, H., Dolah, R., Yoshizaki, S., Jamaluddin, H., Salleh, M.M., and Yahya, A. (2020). *Enhanced astaxanthin production by oxidative stress using methyl viologen as a reactive oxygen species (ROS) reagent in green microalgae Coelastrum sp.* Indonesian Journal of Biotechnology, 25(2), 95-101.
- Tharek, A., Yahya, A., Salleh, M. M., Jamaluddin, H., Yoshizaki, S., Hara, H., Iwamoto, K., Suzuki, I., and Mohamad, S. E. (2021). *Improvement and screening of astaxanthin producing mutants of newly isolated Coelastrum sp. using ethyl methane sulfonate induced mutagenesis technique*. Biotechnology Reports, 32, e00673.

- Timira, V., Meki, K., Li, Z., Lin, H., Xu, M., & Pramod, S. N. (2022). *A comprehensive review on the application of novel disruption techniques for proteins release from microalgae*. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 62(16), 4309-4325.
- Torres-Ariño A. (2004). *Uso de cianobacterias en la producción de antibióticos*. *Ciencia y Mar*, VIII (23): 43-52.
- Torres-Ariño, A. 2008. *Biotecnología microalgal: Lámpara de la acuicultura*. *Revista Fundación Produce. Agroproduce*, 13-16.
- Torres-Ariño, A. 2019. *Manual de técnicas básicas para el estudio de cianobacterias y microalgas. Curso Biotecnología de cianobacterias y microalgas: aislamiento, cultivo y aplicación*. Universidad Autónoma de Nuevo León, Facultad de Ciencias Biológicas y Universidad del Mar, campus Puerto Ángel. Monterrey, Nuevo León, México. (p. 71).
- Torres-Ariño, A., Okolodkov, Y. B., Herrera-Herrera, N. V., Hernández-Barrera, B. L., González-Resendiz, L., León-Tejera, H. y Gárate-Lizárraga, I. (2019). *A checklist of phytoplankton and microphytobenthos of the southeastern Mexican Pacific*. *Cymbella*, 5(1): 1-97.
- Torres-Ariño, A., Patraca-Vivaldo, L.G., y Serrano-Guzmán, S.J. (2023). *Evaluación de la sustitución de harina de pescado por la de Spirulina subsalsa Oersted ex Gomont 1892, en el crecimiento del caracol manzana Pomacea bridgesii (Reeve, 1856) en un sistema de recirculación y bajo condiciones de laboratorio*. *AquaTechnica: Revista Iberoamericana de Acuicultura*, 5(1): 29-52.
- Torres-Ariño, A., Pérez-Pérez, L.A., Rito-Ruíz, C.E., Luna-Hernández, A., Velasco-Hernández, M.D., Ramos-Espejel, L.I., y Herrera-Galindo, J.E. (2020). *Análisis de la coloración rosa en la Laguna Manialtepec, Oaxaca, México*. *Ciencia y Mar*, 24(70), 31-45.
- Toumi, A. Nejmeddine, and B. El Hamouri (2000). *Heavy metal removal in waste stabilisation ponds and high rate ponds*. *Water Science & Technology*, 42 (10-11), 17–21.
- Trentin, G., Bertucco, A., and Sforza, E. (2019). *Mixotrophy in Synechocystis sp. for*

the treatment of wastewater with high nutrient content: Effect of CO₂ and light.
Bioprocess and Biosystems Engineering, 42: 1661-1669.

- Treviño-Quiroga, F. J. (2013). Waste stabilization ponds for wastewater treatment, anaerobic pond. [Digital PDF]. Recuperado de <https://home.engineering.iastate.edu/~tge/ce421-521/Fernando%20J.%20Trevino%20Quiroga.pdf>
- Turnham, K.E., Wham, D.C., Sampayo, E., and LaJeunesse, T.C. (2021). *Mutualistic microalgae co-diversify with reef corals that acquire symbionts during egg development.* The ISME Journal, 15, 3271–3285.
- Unpaprom, Y., Tipnee, S., and Ramaraj, R. (2015). *Biodiesel from green alga Scenedesmus acuminatus.* International Journal of Sustainable and Green Energy, 4(1), 1-6.
- Upreti, D., Ishiguro, S., Robben, N., Nakashima, A., Suzuki, K., Comer, J., and Tamura, M. (2022). *Oral Administration of Water Extract from Euglena gracilis Alters the Intestinal Microbiota and Prevents Lung Carcinoma Growth in Mice.* Nutrients, 14(3), 678.
- Uyeda, J. C., Harmon, L. J., and Blank, C. E. (2016). *A comprehensive study of cyanobacterial morphological and ecological evolutionary dynamics through deep geologic time.* PloSone, 11(9), e0162539.
- Valdez-Ojeda, R. A., del Rayo Serrano-Vázquez, M. G., Toledano-Thompson, T., Chavarría-Hernández, J. C., and Barahona-Pérez, L. F. (2021). *Effect of media composition and culture time on the lipid profile of the green microalga Coelastrum sp. and its suitability for Biofuel Production.* BioEnergy Research, 14, 241-253.
- Van Eykelenburg, C. (1980). *Ecophysiological studies on Spirulina platensis effect of temperature, light intensity and nitrate concentration on growth and ultrastructure.* Antonie Van Leeuwenhoek, 46, 113-127.
- Vasconcelos, V. M., and Pereira, E. (2001). *Cyanobacteria diversity and toxicity in a wastewater treatment plant (Portugal).* Water Research, 35(5), 1354–1357.
- Velea, S., Dragos, N., Serban, S., Ilie, L., Stalpeanu, D., Nicoara, A., and Stepan, E. (2009). *Biological sequestration of carbon dioxide from thermal power plant*

- emissions, by absorption in microalgal culture media. Romanian Biotechnological Letters*, 14(4), 4485-4500.
- Verdelho Vieira, V., Cadoret, J. P., Acien, F. G., and Benemann, J. (2022). *Clarification of most relevant concepts related to the microalgae production sector. Processes*, 10(1), 175.
- Vijay, A. K., Salim, S. A. M., Prabha, S., and George, B. (2021). *Exogenous carbon source and phytohormone supplementation enhanced growth rate and metabolite production in freshwater microalgae Scenedesmus obtusus Meyen. Bioresource Technology Reports*, 14: 100669.
- Vinitha, V., Meignanalakshmi, S., Tirumurugaan, K. G., Sarathchandra, G., and Sundaram, S. M. (2023). *Enhanced lipid production and analysis of properties of biodiesel produced from freshwater microalgae Scenedesmus obtusus ON089666. 1. Bioresource Technology Reports*, 21, 101286.
- Wang, F. S., Dong, S. R., Zhang, H. Y., and Wang, S. Y. (2018). *Putative model based on iTRAQ proteomics for Spirulina morphogenesis mechanisms. Journal of Proteomics*, 171, 73-80.
- Wang, Z. P., and Zhao, Y. (2005). *Morphological reversion of Spirulina (Arthrospira) platensis (Cyanophyta): from linear to helical. Journal of Phycology*, 41(3), 622-628.
- Wehr, J.D., Sheath, R.G., and Kociolek, J.P. (2015). *Freshwater Algae of North America*. Elsevier, London, UK. (pp. 1 – 10, 86 – 124, 140 – 226).
- Whiton, B.A., and Potts, M. 2000. *The ecology of cyanobacteria. Their diversity in time and space*. Springer, Netherlands. 669 p.
- Wynne, M. J., and Hallan, J. K. (2015). *Reinstatement of Tetradesmus GM Smith (Sphaeropleales, Chlorophyta). Feddes Repertorium*, 126(3-4), 83-86.
- Xia, L., Song, S. and Hu, C. (2016). *High temperature enhances lipid accumulation in nitrogen-deprived Scenedesmus obtusus XJ-15. Journal of Applied Phycology*, 28, 831–837.
- Yadav, A., Monsieus, P., Misztak, A., Waleron, K., Leys, N., Cuypers, A., and Janssen, P. J. (2020). *Helical and linear morphotypes of Arthrospira sp. PCC 8005 display genomic differences and respond differently to 60Co gamma*

- irradiation*. European journal of phycology, 55(2), 129-146.
- Younes, S.M., and Kaid, M. (2022). *Congruence Study between the Continuous Chemical Reactor (CSTR) and the Maturation Oxidation Ponds within Wastewater Treatment*. Journal of Geoscience and Environment Protection, 10(11), 93-111.
- Zarrouk, C., 1966, *Contribution a l'etuded'unecyanobacterie: influence de divers facteurs physiques et chimiques sur la croissance et la photosynthese de Spirulina maxima (Setchell et Gardner) Geitler*. PhD thesis, University of Paris, France.
- Zhang, X., Bu, H., Jiang, Y., Sun, G., Jiang, R., Huang, X., Duan, H., Huang, Z., and Wu, Q. (2019). *The antidepressant effects of apigenin are associated with the promotion of autophagy via the mTOR/AMPK/ULK1 pathway*. Molecular Medicine Reports, 20, 2867-2874.
- Zhao, Y., Shang, M., Xu, X., Sun, J., and Zang, X. (2022). *Analysis of morphological change mechanism of linear Arthrospira platensis based on transcriptome results*. Gene, 834, 146573.
- Zhou, S., Li, W., and He, S. (2023). *Microalgal diversity enhances water purification efficiency in experimental microcosms*. Frontiers in Ecology and Evolution, 11:1125743.
- Zinn, M., Witholt, B., and Egli, T. (2004). *Dual nutrient limited growth: models, experimental observations, and applications*. Journal of Biotechnology, 113(1-3), 263-279.

ANEXO A. Análisis fisicoquímicos

Determinación de calcio

En un matraz Erlenmeyer de 250 mL agregar:

Componente	Cantidad
Muestra de agua	10 mL
H ₂ O _d	15 mL
Murexide	Una punta de espátula
NaOH 4N	10 gotas

Titulación con E.D.T.A. 0.01 N hasta observar cambio a color rosado.

$$Meq. Ca = \frac{mL \text{ de E. D. T. A. } \times N \times 1000}{mL \text{ de muestra}}$$

Determinación de Ca + Mg.

En un matraz Erlenmeyer de 250 mL agregar:

Componente	Cantidad
Muestra de agua	10 mL
H ₂ O _d	15 mL
NH ₄ Cl+NH ₄ OH	10 gotas
Eriocromo negro T	4 gotas

Titulación con E.D.T.A. 0.01 N hasta observar cambio a color morado a verde-azul.

$$Meq. Ca + Mg = \frac{mL \text{ de E. D. T. A. } \times N \times 1000}{mL \text{ de muestra}}$$

Determinación de Carbonatos y Bicarbonatos

Carbonatos

En un matraz Erlenmeyer de 250 mL agregar:

Componente	Cantidad
Muestra de agua	10 mL
Fenolftaleína	1 gota

Nota: Si en la aplicación de la fenolftaleína se observa que la muestra adquiere un tono rosa, se titula con H₂SO₄ 0.01N hasta que desaparezca el color, y si no presenta la tonalidad significa que no tiene carbonatos.

Bicarbonatos

Para la misma muestra se agrega:

Componente	Cantidad
Naranja de metilo	6 gotas

Titular con H₂SO₄ 0.01N hasta observar cambio de tonalidad de naranja a tojo pálido.

$$Meq. CO_3 = \frac{mL \text{ de } H_2SO_4 \times N \times 1000}{mL \text{ de muestra}}$$

$$Meq. HCO_3 = \frac{mL \text{ de } H_2SO_4 \times N \times 1000}{mL \text{ de muestra}}$$

Nota: No desechar muestra.

Determinación de Cloruros

En la misma muestra anterior agregar:

Componente	Cantidad
K ₂ CrO ₄ 5%	6 gotas

Primeramente, se correrá un blanco para observar cantidad de mL que se restarán a las muestras reales. Seguidamente, titular con AgNO₃ 0.005 N hasta denotar cambio de color amarillo a rojo.

$$Meq. Cl = \frac{mL \text{ de } AgNO_3 \times N \times 1000}{mL \text{ de muestra}}$$

Determinación de sulfatos

A partir del valor de conductividad eléctrica del agua:

$$Meq. SO_4 = \frac{CE \times 1000}{100} - (CO_3 + HCO_3 + Cl)$$

Determinación de aniones y cationes

$$\sum \text{Aniones} = \text{CO}_3 + \text{HCO}_3 + \text{Cl} + \text{SO}_4$$

$$\text{Meq. Na} = \frac{\text{CE} \times 1000}{100} - (\text{Ca} + \text{Mg})$$

$$\sum \text{Cationes} = \text{Ca} + \text{Mg} + \text{Na}$$

Determinación de salinidad efectiva

Si $\text{Ca} > \text{CO}_3 + \text{HCO}_3 + \text{SO}_4$

$$\text{SE} = \sum \text{Cationes} - (\text{CO}_3 + \text{HCO}_3 + \text{SO}_4)$$

Si $\text{Ca} < \text{CO}_3 + \text{HCO}_3 + \text{SO}_4$ pero $\text{Ca} > \text{CO}_3 + \text{HCO}_3$

$$\text{SE} = \sum \text{Cationes} - \text{Ca}$$

Si $\text{Ca} < \text{CO}_3 + \text{HCO}_3$ pero $\text{Ca} + \text{Mg} > \text{CO}_3 + \text{HCO}_3$

$$\text{SE} = \sum \text{Cationes} - (\text{CO}_3 + \text{HCO}_3)$$

Si $\text{Ca} + \text{Mg} < \text{CO}_3 + \text{HCO}_3$

$$\text{SE} = \sum \text{Cationes} - (\text{Ca} + \text{Mg})$$

Determinación de salinidad potencial

$$\text{SP} = \text{Cl} + \frac{1}{2} \text{SO}_4$$

Determinación de absorción de sodio

$$RAS = \frac{Na}{\sqrt{(Ca + Mg)/2}}$$

Determinación de carbonato de sodio residual

$$CSR = (CO_3 + HCO_3) - (Ca + Mg)$$

Porcentaje de sodio probable

$$PSP = \frac{Na}{SE} \times 100$$

Determinación de demanda química de oxígeno (DQO) con método colorimétrico a flujo cerrado

a) Preparación de la curva de calibración

El siguiente cuadro presenta la preparación de las concentraciones implementadas para la curva de calibración hasta obtener una $R^2 = 0.99$:

[mg/L]	Solución madre (mL)	dH ₂ O (mL)
10	1	49
50	5	45
100	10	40
150	15	35
200	20	30
300	30	20
500	50	0

b) Preparación de las muestras

Para cada muestra, tanto el blanco como las muestras reales, se implementó la siguiente formulación de solución patrón (SP):

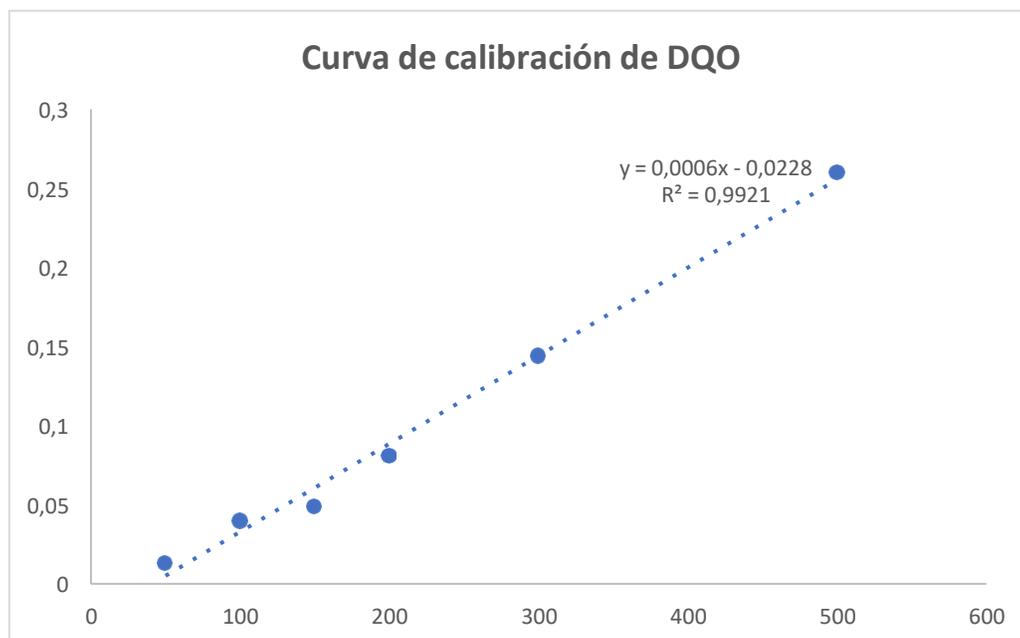
$$SP = 5 \text{ mL (muestra o blanco (H}_2\text{O d))} + 750 \mu\text{L Solución A} + 1.75 \text{ mL Solución B}$$

c) Digestión

Las muestras preparadas fueron preparadas en tubos Hatch y colocadas en un digestor de flujo cerrado a 150°C durante 2 h por duplicado. Después de transcurrido el tiempo se colocaron en gradilla para dejar enfriar a temperatura ambiente y su posterior lectura en espectrofotómetro a 600 nm.

d) Gráfico y ecuación de la recta.

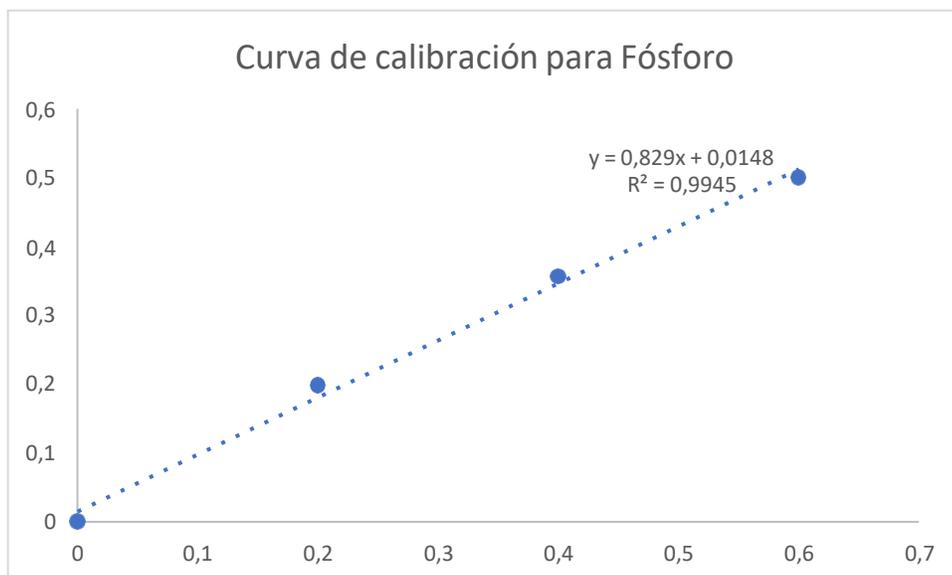
La gráfica obtenida se muestra a continuación donde la $R^2 = 0.9921$ y la ecuación de la recta para la determinación de DQO en mg/L es $mg/L = \frac{(ABS+0.0228)}{0.0006}$.



Determinación de fósforo

Se realizó una curva de calibración a tres concentraciones con una solución madre de 50 ppm de azul de molibdato. Las muestras fueron previamente filtradas con filtros circulares No. 1 Whattman.

Mediante la lectura a 660 nm con el espectrofotómetro HACH DR/2010 se obtuvo la siguiente ecuación $mg/L = \frac{(ABS+0.0148)}{0.829}$ y la siguiente gráfica:



Determinación de nitrógeno por método de Kjeldahl.

a) Digestión

Para la parte de la digestión se requirieron los siguientes componentes en matraces aforados de 100 mL:

Componente	Cantidad
Muestra	3 mL
Mezcla catalizadora	1 g
Sulfato de potasio	10 g
Sulfato de cobre	0.5 g
Ácido sulfúrico	30 mL

Con la primera mezcla se colocaron los matraces en el digestor durante 45 min.

b) Destilación

Para la destilación, después de transcurrido el tiempo se le colocaron los siguientes componentes:

Componente	Cantidad
------------	----------

Ácido Bórico 4%	30 mL
Indicador Rojo de Metilo/Verde de bromocresol	6 gotas
Granallas de Zinc	5 piezas
H₂O_p	100 mL

El resto se colocó en un matraz aforado de 800 mL con 20 mL de NaOH al 40% y se dejó destilar hasta alcanzar un volumen de 125 mL de muestra.

c) Titulación

Para la titulación se implementó una solución de HCL al 0.01 N implementando un blanco con valor de 1.5 mL y la siguiente ecuación:

$$N_T = \frac{(mL\ HCl\ 0.01N) \times (0.00014) \times 100}{\text{peso o mL de muestra}}$$

Preparación solución patrón para DQO

Biftalato de potasio

Antes de la preparación de la curva se preparó Biftalato de potasio en una estufa a 150°C por 24 h. Del peso seco se tomarán 0.2421 g para agregarlo en un matraz de aforado de 500 mL con H₂O_d para obtener una concentración de 500 mg/L de Biftalato de potasio.

Preparación de soluciones

Soluciones para Determinación Química de Oxígeno (DQO)

Preparación de la Solución A (Dicromato de potasio)

Se dejará secando previamente el dicromato de potasio durante 2 h a una temperatura de 105°C y con el uso de un matraz aforado a 1 L se agregarán los siguientes componentes sin aforar:

Componente	Cantidad
Dicromato de potasio	5.108 g
Acido sulfúrico (95-98%)	83.5 mL
Sulfato de mercurio	16.65 g

Después de agregados los componentes, se aforará el matraz con H₂O_d a 1 L y se almacenará en oscuridad a temperatura ambiente en un recipiente ámbar.

Preparación de la Solución B (Sulfato de plata)

Preparación en matraz aforado de 1 L, la mezcla solo requiere de dos componentes donde el ácido será el componente para aforar la solución.

Componente	Cantidad
Sulfato de plata	5.06 g
Acido sulfúrico (95-98%)	Aforación

ANEXO B. Preparación de medios de cultivo

Medio Zarrouk

Preparación medio Zarrouk (Zarrouk, 1966). Cada solución se esterilizó por separado y se dejó enfriar a 50°C para luego mezclarlas en un ambiente estéril y se mantienen en refrigeración a 4°C. El pH final queda alrededor de 9.3. Para el medio sólido se preparó una solución a parte de 500 mL de dH₂O con 15 g de agar (15%) y se dejó enfriar a 50°C para mezclar con las SL1 y SL2.

Solución stock SL	Volumen	Componente	Concentración SL	Concentración Final
SL1	500 mL	NaHCO ₃	13.61 g	1.62 x 10 ⁻¹ M
		Na ₂ CO ₃	4.03 g	3.80 x 10 ⁻² M
		K ₂ HPO ₄	0.50 g	2.87 x 10 ⁻³ M
SL1 pH alrededor de 9.0 - 9.2				
SL2	500 mL	NaNO ₃	2.50 g	2.94 x 10 ⁻² M
		K ₂ SO ₄	1.00 g	5.74 10 ⁻³ M
		NaCL	1.00 g	1.71 x 10 ⁻² M
		MgSO ₄ •7H ₂ O	0.20 g	8.11 x 10 ⁻⁴ M
		CaCL ₂ •2H ₂ O	0.04 g	2.72 x 10 ⁻⁴ M
		FeSO ₄ •7H ₂ O	0.01 g	3.60 x 10 ⁻⁵ M
		Na ₂ EDTA (Triplex III)	0.08 g	2.15 x 10 ⁻⁴ M
	Solución Micronutrientes	5.0 mL		
SL2 pH alrededor de 3.8-4				
Solución de micronutrientes				
Mix A5				
	Componente	Concentración 1 L		
	H ₃ BO ₃	2.86 g		
	MnCL ₂ 4 H ₂ O	1.81 g		
	ZnSO ₄ 7 H ₂ O	0.222 g		
	Na ₂ MoO ₄ 2 H ₂ O	0.39 g		
	CuSO ₄ 5 H ₂ O	0.079 g		
	Co (NO ₃) ₂ 6 H ₂ O	49.4 mg		
	dH ₂ O	1 L		
Mix B6				
	Componente	Concentración 1 L		
	NH ₄ NO ₃	0.23 g		
	K ₂ Cr ₂ (SO ₄) ₄ 24 H ₂ O	96 mg		
	NiSO ₄ 7 H ₂ O	47.8 mg		
	Na ₂ WO ₄ 2 H ₂ O	17.9 mg		
	Ti ₂ (SO ₄) ₃	40 mg		
	dH ₂ O	1 L		

Medio BG-11 adicionado con Carbonato

El agua implementada en destilada y se deben de lavar los matraces y/o tubos con anticipación y esterilizados, así como verter el medio líquido o sólido (1.5% agar) antes de verterlos.

Componente	Cantidad (g·L ⁻¹)
NaHCO ₃	5.88
KH ₂ PO ₄	0.165
NaNO ₃	0.921
MgSO ₄ ·7H ₂ O	0.07
FeSO ₄	0.004
NaCl	2
Na ₂ CO ₃	0.02

Medio BG-11 modificado a pH 9.2

Para la preparación de BG-11 modificado es a partir de la adición de carbonato de sodio. La solución de metales traza se muestra en el segundo cuadro. Tras esterilizarse en un recipiente previamente lavado y secado, el medio tendrá un pH de 7.1 y se modificó al final para tener un pH de 9.2.

Componente	Cantidad (1 L)
NaNO ₃	1.5 g
KH ₂ PO ₄	0.04 g
MgSO ₄ ·7H ₂ O	0.075 g
CaCl ₂ · 2 H ₂ O	0.36 g
Mezclar con 100 mL de H ₂ O durante 30 min o hasta que el CaCl ₂ ·H ₂ O esté totalmente disuelto	
Ácido cítrico	0.006 g
Citrato férrico de amonio	0.006 g
Na ₂ EDTA	0.001 g
Solución de metales traza	1 mL

Solución de metales traza

También se le conoce como solución A5+Co. Estos componentes primeramente se agregan en 950 mL de H₂O, después llevar a 1 L junto con los demás componentes.

Componente	Cantidad (g L ⁻¹)
H ₃ BO ₃	2.860
MnCl ₂ ·4H ₂ O	1.810
ZnSO ₄ 7H ₂ O	0.220
CuSO ₄ ·5H ₂ O	0.079
Na ₂ MoO ₄ 2H ₂ O	0.391
Co(NO ₃) ₂ 6H ₂ O	0.0494

Medio BG-11

En 900 mL de dH₂O se agregan los primeros 8 componentes en el orden de aparición mientras se agitan continuamente. Al final, se lleva al volumen de 1 L. Si se preparan placas de agar al 1.5% se agregan 15 g de agar sin agitar. Se cubre, se esteriliza y se mantienen en refrigeración. El pH final es de 7.1.

Componente	Solución stock (g·200 mL ⁻¹ dH ₂ O)	Cantidad (mL)	Concentración final (mM)
NaNO ₃	30	10	17.6
K ₂ HPO ₄	0.8	10	0.22
MgSO ₄ ·7H ₂ O	1.5	10	0.3
CaCl ₂ ·2H ₂ O	0.72	10	0.24
Ácido cítrico·H ₂ O	0.12	10	0.012
Citrato férrico de amonio	0.12	10	0.02
Na ₂ EDTA·2H ₂ O	0.02	10	0.002
Na ₂ CO ₃	0.4	10	0.18
Solución de metales traza	Ver el recetario	1	Ver el recetario

Solución de metales traza BG-11

La preparación se hace en 900 mL de dH₂O agregando los componentes en orden de aparición en agitación continua. El volumen se lleva a 1 L con dH₂O y se almacena en refrigeración.

Componente	Cantidad (g·L ⁻¹)	Concentración final (mM)
H ₃ BO ₃	2.86	46
MnCl ₂ ·4H ₂ O	1.81	9
ZnSO ₄ ·7H ₂ O	0.22	0.77
Na ₂ MoO ₄ ·2H ₂ O	0.39	1.6
CuSO ₄ ·5H ₂ O	0.079	0.3
Co(NO ₃) ₂ ·6H ₂ O	0.0494	0.17

Medio F/2

Este medio es reducido a la mitad del original. Para la preparación de 1 L en H₂O_d primeramente se utilizan 950 mL. Las formulaciones originales incluyen silicatos, sin embargo, en esta ocasión se omiten ya que se implementa para diatomeas. Si se preparan placas de agar al 1.5% se agregan 15 g de agar sin agitar. Se cubre, se esteriliza y se mantienen en refrigeración.

Componente	Solución stock (g·L ⁻¹ dH ₂ O)	Cantidad (mL)	Concentración final (M)
NaNO ₃	75	1	8.82 x 10 ⁻⁴
NaH ₂ PO ₄ ·H ₂ O	5	1	3.62 x 10 ⁻⁵
Na ₂ SiO ₃ ·9H ₂ O	30	1	1.06 x 10 ⁻⁴
Solución de metales traza	Ver la siguiente receta	1	-
Solución de vitaminas	Ver la siguiente receta	0.5	-

Solución de metales traza F/2.

Preparación en 950 mL de dH₂O, disolver EDTA y los otros componentes. Llevar el volumen final a 1 L con dH₂O.

Componente	Solución stock (g·L ⁻¹ dH ₂ O)	Cantidad	Concentración final
FeCL ₃ 6H ₂ O	-	3.15 mg	1.17 x 10 ⁻⁵
Na ₂ EDTA 2H ₂ O	-	4.36 mg	1.17 x 10 ⁻⁵
MnCL ₂ 4H ₂ O	180	1 mL	9.10 x 10 ⁻⁷
ZnSO ₄ 7H ₂ O	22	1 mL	7.65 x 10 ⁻⁸
CoCL ₂ 6H ₂ O	10	1 mL	4.20 x 10 ⁻⁸
CuSO ₄ 5H ₂ O	9.8	1 mL	3.93 x 10 ⁻⁸
Na ₂ MoO ₄ 2H ₂ O	6.3	1 mL	2.60 x 10 ⁻⁸

Solución de vitaminas F/2.

Preparación en 950 mL de dH₂O, disolver la tiamina HCL, y agregar 1 mL del stock primario, llevar a volumen final de 1 L con dH₂O. Esterilizar y conservar refrigerado.

Componente	Solución stock (g·L⁻¹ dH₂O)	Cantidad	Concentración final
Tiamina HCL (vitamina B₁)	-	200 mg	2.96 x 10 ⁻⁷
Biotina (vitamina H)	1	1 mL	2.05 x 10 ⁻⁹
Cianocobalamina (vitamina B₁₂)	1	1 mL	3.69 x 10 ⁻¹⁰

Medio Schlösser

Preparación en 960 mL de dH₂O y llevar a 1 L después de agregar los otros componentes. Esterilizar y conservar en refrigeración.

Componente	Cantidad g·L⁻¹ dH₂O
NaHCO ₃	13.61
Na ₂ CO ₃	4.03
K ₂ HPO ₄	0.50
NaNO ₃	2.5
K ₂ SO ₄	1.0
NaCL	0.50
MgSO ₄ 7H ₂ O	0.20
CaCL ₂ 2H ₂ O	0.04

Medio S

Este medio de cultivo se ha preparado principalmente para el cultivo de *S. platensis* por Aiba & Ogawa (1977) a partir de los siguientes compuestos en el orden de aparición para 1 L de cultivo y Buffer de Carbonatos/Bicarbonatos (pH 9.4) esterilizados individualmente.

Compuesto	Cantidad (g·L ⁻¹)
NaHCO ₃	13.61
Na ₂ CO ₃	4.03
K ₂ HPO ₄	0.5
NaNO ₃	2.5
K ₂ SO ₄	1.0
NaCl	1
MgSO ₄ ·7H ₂ O	0.2
CaCl ₂ ·2H ₂ O	0.04
FeSO ₄ ·7H ₂ O	0.01
Na ₂ EDTA	0.08
Solución A ₅	1 mL·L ⁻¹
Solución B ₆	1 mL·L ⁻¹

Medio Jourdan

Preparación en 960 mL de dH₂O y llevar a 1 L después de agregar los otros componentes. Esterilizar y conservar en refrigeración.

Componente	Cantidad (g · L ⁻¹)
NaHCO ₃	8
KNO ₃	2
K ₂ SO ₄	1
NaCl	0.5
K ₂ HPO ₄	0.1
MgSO ₄ 7H ₂ O	0.2
FeSO ₄	0.05
Na ₂ CO ₃	0.02

Medio Bristol

En 900 mL de dH₂O se agregan los componentes en el orden de aparición mientras se agitan continuamente. Al final, se lleva al volumen de 1 L. Si se preparan placas de agar al 1.5% se agregan 15 g de agar sin agitar. Se cubre, se esteriliza y se mantienen en refrigeración.

Componente	Solución stock (g·400 mL ⁻¹ dH ₂ O)	Cantidad (mL)	Concentración final (mM)
NaNO ₃	10	10	2.94
CaCl ₂ 2H ₂ O	1	10	0.17
MgSO ₄ 7H ₂ O	3	10	0.3
K ₂ HPO ₄	3	10	0.43
KH ₂ PO ₄	7	10	1.29
NaCL	1	10	0.43