Universidad Autónoma de Querétaro

Facultad de Ciencias Naturales

Maestría en Ciencias Biológicas

Bioacumulación y flujo de microcistinas en la red trófica acuática de la Presa el Carmen, Querétaro

Tesis individual

Que como parte de los requisitos para obtener el Grado de Maestra en Ciencias Biológicas

Presenta:
Magdiel Bizuet Mata

Dirigido por:
María Pamela Bermúdez González

Co-dirigido por:
Enrique Arturo Cantoral Uriza

María Pamela Bermúdez González Presidente	Firma
Enrique Arturo Cantoral Uriza Secretario	Firma
Mónica Elisa Queijeiro Bolaños Vocal	Firma
Miriam Guadalupe Bojorge García Suplente	Firma
Israel Gustavo Carrillo Ángeles Suplente	Firma

Centro Universitario, Querétaro, Qro. Fecha de aprobación por el Consejo Universitario (septiembre del 2026). México

REPOSITORIO INSTITUCIONAL DGBSDI-UAQ

La presente obra está bajo la licencia:
https://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/deed.es

CC BY-NC-ND 4.0 DEED

Atribución-NoComercial-SinDerivadas 4.0 Internacional

Usted es libre de:

Compartir — copiar y redistribuir el material en cualquier medio o formato

La licenciante no puede revocar estas libertades en tanto usted siga los términos de la licencia

Bajo los siguientes términos:

Atribución — Usted debe dar crédito de manera adecuada , brindar un enlace a la licencia, e indicar si se han realizado cambios . Puede hacerlo en cualquier forma razonable, pero no de forma tal que sugiera que usted o su uso tienen el apoyo de la licenciante.

NoComercial — Usted no puede hacer uso del material con propósitos comerciales .

SinDerivadas — Si remezcla, transforma o crea a partir del material, no podrá distribuir el material modificado.

No hay restricciones adicionales — No puede aplicar términos legales ni medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otras a hacer cualquier uso permitido por la licencia.

Avisos:

No tiene que cumplir con la licencia para elementos del material en el dominio público o cuando su uso esté permitido por una excepción o limitación aplicable.

No se dan garantías. La licencia podría no darle todos los permisos que necesita para el uso que tenga previsto. Por ejemplo, otros derechos como publicidad, privacidad, o derechos morales pueden limitar la forma en que utilice el material.

RESUMEN

En México, se ha registrado la presencia de cianobacterias productoras de cianotoxinas en cuerpos de agua y peces, siendo estos últimos una de las rutas principales de trasferencia al humano, vía consumo de pescado contaminado. En este estudio determinamos la concentración de microcistinas en diferentes componentes de la red trófica de la Presa el Carmen en dos temporalidades (estiaje y lluvias). Parámetros fisicoquímicos, abundancia y composición de fitoplancton y zooplancton, así como la concentración de microcistinas en el agua, seston, sedimentos, perifiton y tejido de peces de diferentes hábitos tróficos, fueron analizados. Nosotros detectamos microcistinas en todos los elementos analizados. Los géneros de fitoplancton y zooplancton más abundantes fueron *Microcystis* y *Bosmina longirostris*, respectivamente. En el seston, sedimentos y zooplancton las concentraciones de toxinas fueron mayores en lluvias y en el agua y perifiton en estiaje. Todas las especies de peces mostraron acumulación de cianotoxinas, con *Poecilia mexicana* (Detritívoro/omnívoro) y *Lepomis macrochirus* (Insectívoro), las que presentaron altas concentraciones en lluvias. Este descubrimiento evidencia una amplia presencia de microcistinas en diferentes componentes de un embalse de México. Este estudio representa el primer reporte de microcistinas en diferentes componentes de la red trófica de un embalse además de que considera especies de diferentes gremios tróficos.

Palabras clave: Cianobacterias; Microcistinas; Bioacumulación; Red trófica acuática.

ABSTRACT

In Mexico, cyanobacteria that produce cyanotoxins have been detected in aquatic ecosystems and fish, the latter representing one of the main pathways of human exposure through the consumption of contaminated fish. In this study, we measured microcystin concentrations in different components of the trophic web of El Carmen Reservoir over two seasons (Dry and rainy). Physicochemical parameters, phytoplankton and zooplankton abundance and composition, as well as microcystin concentrations in water, seston, sediments, periphyton, and fish tissues from species with different trophic habits were analyzed.

Microcystins were detected in all examined components. The most abundant phytoplankton and zooplankton taxa were Microcystis and Bosmina longirostris, respectively. Toxin concentrations in seston, sediments, and zooplankton were higher during the rainy season, whereas concentrations in water and periphyton were higher during the dry season. All fish species showed microcystins accumulation, with Poecilia mexicana (detritivore/omnivore) and Lepomis macrochirus (insectivore) presenting the highest concentrations during the rainy season.

These findings demonstrate the widespread presence of microcystins across different components of a Mexican reservoir. To our knowledge, this is the first study in Mexico to report microcystins across multiple components of a reservoir trophic web, including fish species from different trophic guilds.

Keywords: Cyanobacteria; Microcystins; Bioaccumulation; Aquatic trophic web**.**

DEDICATORIAS

A mi prometido y futuro esposo, Pablo Samano Elton, gracias por acompañarme y apoyarme a lo largo de esta trayectoria de vida. Te agradezco todo lo que has hecho por mí, por impulsarme a seguir mis metas personales y por caminar a mi lado en cada paso. Gracias por tu amor, paciencia y confianza. Te amo profundamente.

A mis padres, Gabriel Bizuet y Magdiel Mata, gracias por su apoyo incondicional, por escucharme, cuidarme y estar presentes en cada etapa de mi vida. Gracias por motivarme siempre a perseguir mis sueños y enseñarme a nunca rendirme.

A mi hermano, Carlos Bizuet Mata, gracias por ayudarme a encontrar mi fuerza interior y por ser mi compañero incondicional. Tu apoyo y compañía han sido fundamentales en mi vida.

En memoria de Carlos Alberto Garita Alvarado, quien fue una inspiración y guía en mi camino de realizar conocimiento científico.

AGRADECIMIENTOS

A la Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI) por la Beca Nacional para estudios de Posgrado. (2047788)

Al posgrado en Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Querétaro.

A mis directores de tesis María Pamela Bermúdez González y Enrique Arturo Cantoral Uriza, por darme la oportunidad y confianza de realizar este trabajo.

A los miembros de mi comité Dra. Mónica Elisa Queijeiro Bolaños, Dra. Miriam Guadalupe Bojorge García y el Dr. Israel Gustavo Carrillo Ángeles.

Al Programa de Apoyo a Proyectos de Investigación e Innovación Tecnológica (PAPIIT-DGAPA), por el proyecto financiado IN 212123 “Bioacumulación de cianotoxinas en ambientes acuáticos del centro de México: impacto ecológico y riesgo potencial a la salud humana”.

Al Laboratorio de Ecología Acuática y Algas de la Unidad Multidisciplinaria de Docencia e Investigación (UMDI) de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), por facilitar el acceso a sus instalaciones para la realización de la parte experimental de este trabajo.

ÍNDICE

RESUMEN **2**
ABSTRACT **3**
DEDICATORIAS **4**
AGRADECIMIENTOS **5**
ÍNDICE **6**
ÍNDICE DE CUADROS **8**
ÍNDICE DE FIGURAS **9**
I. INTRODUCCIÓN **10**
II. ANTECEDENTES **12**
2.1 CIANOBACTERIAS **12**
2.2 CIANOTOXINAS **13**
2.3 BIOACUMULACIÓN Y BIOMAGNIFICACIÓN DE CIANOTOXINAS EN REDES **17**
2.4 ESTUDIO DE LAS CIANOTOXINAS **23**
III. HIPÓTESIS **26**
IV. OBJETIVOS **26**
OBJETIVO GENERAL **26**
OBJETIVOS PARTICULARES **26**
V. METODOLOGÍA **27**
5.1 SITIO DE ESTUDIO **27**
5.2 MUESTREO DE CAMPO **29**
- Variables ambientales **29**

5.3 COLECTA DE AGUA **30**
5.4 COLECTA DE SESTON **30**
5.5 COLECTA Y ESTIMACIÓN DE ABUNDANCIA DE FITOPLANCTON **31**
5.6 COLECTA Y ESTIMACIÓN DE ABUNDANCIA DE ZOOPLANCTON **32**
5.7 COLECTA DE SEDIMENTO **34**
5.8 COLECTA DE PERIFITON **34**
5.9 COLECTA DE PECES **34**
5.10 DETERMINACIÓN DE MICROCISTINAS **35**
- Procedimiento de extracción de microcistinas **36**
- Concentración de microcistinas en agua **37**
- Concentración de microcistinas en seston, zooplancton, músculo de peces, sedimento y perifiton **37**

5.11 AJUSTE DE LA CONCENTRACIÓN DE MICROCISTINAS POR TALLA DE LOS PECES **38**

5.12 ANÁLISIS ESTADÍSTICOS 38
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN **40**
6.1 VARIABLES AMBIENTALES **40**
6.2 MICROCISTINAS EN AGUA Y SESTON **41**
6.3 ABUNDANCIA RELATIVA DE FITOPLANCTON Y ZOOPLANCTON **42**
- Fitoplancton **42**
- Zooplancton **43**

6.4 MICROCISTINAS EN ZOOPLANCTON **44**
6.5 MICROCISTINAS EN SEDIMENTO Y PERIFITON **45**
6.6 MICROCISTINAS EN MÚSCULO DE PECES **46**
6.7 ANÁLISIS ESTADÍSTICOS DE LA DISTRIBUCIÓN DE MICROCISTINAS **47**
- Variación de las microcistinas por componente, sitio y temporada **47**
- Distribución de microcistinas entre temporadas **48**

VII. DISCUSIÓN GENERAL **52**
VIII. CONCLUSIONES **56**
IX. LITERATURA CITADA **57**
ANEXOS **70**

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Síntesis cronológica de los principales estudios realizados en el estado… **25**

Cuadro 2. Parámetros físicos y químicos (media ± desviación estándar) del agua en la Presa el Carmen (TDS= Solidos Totales Disueltos, ORP= Potencial oxido-reducción). **40**

Cuadro 3. Estimación de la abundancia de géneros de fitoplancton encontrados en la presa. Los valores representan el porcentaje de cuadrados en las cuadrículas de 20x20 µm de las fotografías donde se encontraron los géneros por temporada **43**

Cuadro 4. Estimación de la abundancia de géneros de zooplancton encontrados en la presa..... **44**

Cuadro 5. Resultados del ANOVA mixto de los componentes evaluados de la Presa El Carmen. F= valor del análisis de varianza; gl_1 y gl_2 = grados de libertad del efecto y del error. P = efecto es significancia; p ajustada (Holm) = comparaciones múltiples y η^2 parcial = tamaño del efecto **48**

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mapa de la Presa El Carmen, Querétaro. Mostrando los sitios de muestreo, Sitio1) cerca de la cortina de la presa; Sitio 2) parte media de la presa y Sitio 3) toma de agua de la presa..... **28**

Figura 2. Fotografía de la presa El Carmen durante la temporada de lluvias, por M. Bizuet 2024..... **28**

Figura 3. Fotografía de la presa El Carmen durante la temporada de estiaje, por M. Bizuet 2025..... **29**

Figura 4. Especies de estudio, correspondientes a diferentes gremios tróficos. **35**

Figura 5. Composición porcentual de los principales Aniones y cationes de la Presa El Carmen, Querétaro. Los Nitratos (NO_3^-) y fosfatos (PO_4^{3-}) estuvieron por debajo del límite de cuantificación (<LOQ) en ambas temporadas. **41**

Figura 6. Concentración de Microcistinas disueltas en agua y seston de la Presa el Carmen, Querétaro. Se indica la desviación estándar en línea delgada y error estándar en la línea gruesa..... **42**

Figura 7. Concentración de Microcistinas en Zooplancton de la Presa el Carmen, Querétaro. Se indica la desviación estándar en línea delgada y error estándar en la línea gruesa **45**

Figura 8. Concentración de Microcistinas en Sedimento y Perifiton de la Presa el Carmen, Querétaro. Se indica la desviación estándar en línea delgada y error estándar en la línea gruesa **46**

Figura 9. Concentración de Microcistinas en músculos de los peces relacionado con la talla y peso, de la Presa el Carmen, Querétaro. Se indica la desviación estándar en línea delgada y error estándar en la línea gruesa..... **47**

Figura 10. Análisis de redundancia (RDA) de la relación entre la distribución de microcistinas en agua, seston, zooplancton, sedimento y perifiton y las variables ambientales de la Presa El Carmen, Querétaro **51**

I. INTRODUCCIÓN

La proliferación de cianobacterias ha sido conocida como un problema en ecosistemas acuáticos, durante las últimas décadas, ya que pueden formar floraciones o blooms en cuerpos de agua. Uno de los aspectos más relevantes de estas floraciones o blooms es que pueden producirse cianotoxinas (Tsuji et al., 1994; Dziga et al., 2013; Paerl y Barnard, 2020), las cuales produce modificaciones directas en la ecología de los cuerpos de agua dulce (p.ej. incremento de la mortalidad de organismos debido a los efectos tóxicos), pero también implicaciones económicas y sociales así como de peligro para el ser humano (Paerl & Huisman, 2008; O'Neil et al., 2012; Huisman et al., 2018; Paerl & Paul, 2012), ya sea por consumo de agua contaminada, contacto durante actividades recreativas en cuerpos de agua o ingestión de organismos acuáticos que han acumulado toxinas en sus tejidos (Carmichael, 2001; Testai et al., 2016).

Entre las cianotoxinas, *Microcystis* es la más investigada y es reconocida por sus propiedades hepatotóxicas, aunque ha incrementado la evidencia que soporta su potencial neurotóxico. *Microcystis*, puede incorporarse a la red trófica, ya que, se encuentran asociadas al fitoplancton que la produce; posteriormente pueden ser ingeridas por consumidores primarios como el zooplancton, y luego transferirse a niveles tróficos superiores a través de la depredación. De esta forma, puede acumularse en distintos organismos mediante bioacumulación o biomagnificación, fenómeno que ha sido documentado en varios grupos de invertebrados y peces (Ibelings et al., 2005; Ferrão-Filho & Kozlowsky-Suzuki, 2011; Poste et al., 2011). En peces se han descrito daños hepáticos, alteraciones metabólicas y estrés oxidativo por consumo de microcistinas (Malbrouck & Kestemont, 2006).

En México, se ha reportado la presencia de microcistinas en ambientes del centro del país, como el Lago de Zumpango y el embalse Valle de Bravo, en el Estado de México, así como en cuerpos de agua urbanos de la Ciudad de México (Vasconcelos et al., 2010; Zamora-Barrios et al., 2019). También se ha registrado la presencia de microcistinas en el Lago de Pátzcuaro, Michoacán, donde se documentó una floración persistente de

cianobacterias y la acumulación de estas toxinas en peces de importancia pesquera (Berry et al., 2011). De manera similar, en el Lago de Zumpango, Estado de México, se ha reportado la acumulación de microcistinas en seston, zooplancton y peces, lo que evidencia su presencia en diferentes niveles de la red trófica (Zamora-Barrios et al., 2019). Otros estudios recientes han confirmado la presencia de floraciones de cianobacterias y microcistinas en el embalse Valle de Bravo, Estado de México, así como en el Lago de Santa María del Oro, Nayarit (Bustillos-Guzmán et al., 2020; Martínez-Jerónimo et al., 2022).

Solo cuatro estudios se han enfocado en el estudio de la acumulación de cianotoxinas en peces del centro de México incluyendo el lago de Pátzcuaro (Berry et al., 2011), Lago Zumpango (Zamora-Barrios et al., 2019), presa de Santa Catarina (Garita-Alvarado et al., 2024) y (Garita-Alvarado et al., 2026), esos estudios comprenden el análisis de microcistinas en peces, principalmente en tilapia del Nilo (*Orecohromis niloticus*), carpa común (*Cyprinus carpio*), *Goodea atripinnis* y *Chirostoma riojai*. Los autores resaltan la necesidad de extender los muestreos y monitorear la acumulación de cianotoxinas en los cuerpos de agua y especies, ya que en muchos cuerpos de agua los estudios aún son insuficientes.

En el presente trabajo, determinamos la concentración de microcistinas en diferentes componentes de la red trófica de la Presa El Carmen, Querétaro, durante las temporadas de lluvias y estiaje, para visualizar la presencia de microcistinas en los componentes del sistema acuático y de especies de peces de distintos gremios tróficos, lo que proporciona una visión más completa de estas toxinas en un embalse mexicano. Para hacer esto, nosotros, caracterizamos los parámetros fisicoquímicos del agua, la comunidad de fitoplancton y la concentración de microcistinas en agua, en fitoplancton, en seston, en sedimentos, en zooplancton, en perifiton y en cuatro especies de peces de cuatro gremios tróficos.

II. ANTECEDENTES

2.1 CIANOBACTERIAS

Las cianobacterias son microorganismos procariotas que realizan fotosíntesis oxigénica, durante este proceso utilizan dióxido de carbono y agua para producir carbohidratos y liberar oxígeno (Whitton & Potts, 2012). Las cianobacterias son de color verde azulado el cual se debe principalmente a pigmentos como la clorofila-a y la ficocianina. Por esta razón durante muchos años fueron conocidas como “algas verdeazuladas”. Sin embargo, actualmente se reconoce que pertenecen al dominio Bacteria y no al grupo de las algas eucariotas (Stewart & Falconer, 2008).

El origen de estos organismos es muy antiguo, ya que se ha encontrado evidencia fósil en estromatolitos de la formación Warrawoona, en Australia, lo cual indica que ya estaban presentes hace más de 3.5 mil millones de años (Schopf y Packer,1987; Schirrmeister et al., 2015). A partir de su temprana aparición, la actividad fotosintética de las cianobacterias contribuyó al aumento de oxígeno en la atmósfera primitiva. Además, la teoría endosimbiótica propone que estos organismos dieron origen a los cloroplastos de plantas y otros organismos eucariotas fotosintéticos (Gray, 1989). Como resultado de su larga historia evolutiva, actualmente las cianobacterias se encuentran en una gran variedad de ambientes acuáticos, tanto marinos como continentales, y algunas especies pueden desarrollarse incluso en condiciones extremas (Paerl & Otten, 2013).

En cuanto a su morfología, las cianobacterias pueden ser células individuales, colonias o formas filamentosas hechas de cadenas de células. En algunos géneros, estos filamentos desarrollan células especializadas, como los heterocistos, que están relacionados con la fijación de nitrógeno, y los acinetos, que sirven como estructuras de resistencia frente a condiciones ambientales adversas (Herrero y Flores, 2008; Flores y Herrero, 2010). De esta manera, pueden encontrarse como organismos unicelulares que viven libres en la columna de agua o embebidos en una matriz mucilaginosa. También

hay especies que forman colonias compuestas por muchas células, lo que les permite mantenerse en suspensión y, en algunos casos, reducir la presión de depredación (Reynolds, 2006; Komárková y Šimek, 2003).

Algunas especies pueden fijar nitrógeno atmosférico y participar en los ciclos del carbono y del nitrógeno (Falkowski et al., 2008; Herrero & Flores, 2008). Sin embargo, bajo ciertas condiciones ambientales pueden multiplicarse rápidamente y formar floraciones o blooms, que son eventos relacionados con altas concentraciones de nutrientes, temperaturas elevadas y periodos en los que el agua permanece estable (Paerl & Paul, 2012; Chorus & Welker, 2021). En las últimas décadas el cambio climático, la eutrofización y el aumento de la temperatura han favorecido la expansión de estas proliferaciones en varios cuerpos de agua (Paerl & Otten, 2013; Huisman et al., 2018). Cuando las floraciones son intensas pueden alterar el funcionamiento del ecosistema, reducir el oxígeno disuelto y provocar mortandad de organismos acuáticos (Codd et al., 2005).

Durante estas proliferaciones algunas especies de cianobacterias producen compuestos tóxicos conocidos como cianotoxinas, las cuales pueden afectar a organismos acuáticos y representar un riesgo para la salud humana (Carmichael, 1992; Cantoral Uriza et al., 2017). Se estima que al menos cuarenta géneros de cianobacterias tienen potencial toxigénico, entre ellos *Anabaena, Microcystis, Planktothrix, Nostoc, Cylindrospermopsis, Aphanizomenon* y *Lyngbya* (Sivonen & Jones, 1999; Codd et al., 2005; Van Apeldoorn et al., 2007). Estas proliferaciones también pueden modificar la estructura de las comunidades acuáticas y alterar las relaciones tróficas dentro del ecosistema (Zamora-Barrios et al., 2019).

2.2 CIANOTOXINAS

Las cianotoxinas son metabolitos secundarios producidos por diversas especies de cianobacterias (Sivonen & Jones, 1999; Codd et al., 2005). Aunque su función ecológica todavía no se comprende por completo, se ha propuesto que estos compuestos pueden

participar en procesos de competencia, comunicación celular y defensa frente a consumidores u otros microorganismos (Wiegand & Pflugmacher, 2005; Kaplan et al., 2012; Leão et al., 2012). Algunos metabolitos producidos por cianobacterias pueden inhibir el crecimiento de organismos competidores o disminuir el consumo por parte del zooplancton. Asimismo, cianotoxinas como microcistinas pueden cumplir funciones fisiológicas relacionadas con la respuesta al estrés oxidativo, ya que se unen a proteínas celulares y pueden aumentar la capacidad de adaptación de las células de *Microcystis* ante condiciones de alta irradiancia y formación de especies reactivas de oxígeno (Zilliges et al., 2011; Holland & Kinnear, 2013). Sin embargo, estas funciones pueden variar entre compuestos y especies, por lo que no todas las sustancias que protegen a las cianobacterias frente a la radiación ultravioleta o al estrés ambiental deben considerarse necesariamente cianotoxinas.

Las cianotoxinas pueden clasificarse de acuerdo con su estructura química y con los efectos biológicos que producen. Desde el punto de vista químico, incluyen principalmente péptidos cíclicos, alcaloides, aminoácidos no proteicos y otros metabolitos con actividad tóxica (Chorus & Bartram, 1999; Buratti et al., 2017). Según su mecanismo de acción, pueden agruparse en hepatotoxinas, neurotoxinas, citotoxinas y compuestos dermatotóxicos. Las microcistinas y las nodularinas son hepatotoxinas que inhiben principalmente las proteínas fosfatasas 1 y 2A, lo que altera procesos celulares esenciales y puede producir daño hepático, hemorragias y necrosis (MacKintosh et al., 1990; Dawson, 1998).

Entre las neurotoxinas se encuentran las anatoxinas y las saxitoxinas, aunque presentan mecanismos de acción diferentes. La anatoxina-a actúa principalmente como agonista de los receptores nicotínicos de acetilcolina, provocando una estimulación continua de la unión neuromuscular que puede ocasionar parálisis y falla respiratoria (Wonnacott & Gallagher, 2006). En contraste, las saxitoxinas bloquean los canales de sodio dependientes de voltaje, impidiendo la transmisión normal del impulso nervioso (Llewellyn, 2006; Wiese et al., 2010). Otras toxinas, como las aplisiatoxinas y las lingbiatoxinas producidas por cianobacterias bentónicas, pueden ocasionar irritación e inflamación de la piel (Osborne et al., 2001). Por su parte, la cilindrospermopsina es una

citotoxina capaz de afectar varios órganos, particularmente el hígado y los riñones, mediante mecanismos que incluyen la inhibición de la síntesis de proteínas y la generación de estrés oxidativo (Terao et al., 1994; Froscio et al., 2003; Humpage & Falconer, 2003).

Entre las cianotoxinas, las microcistinas son las más estudiadas debido a su amplia presencia durante las floraciones de cianobacterias, su distribución en ambientes acuáticos y la evidencia sobre sus efectos en los organismos y a la salud humana (Sivonen & Jones, 1999; Hudnell, 2008; Merel et al., 2013). Sin embargo, cada tipo de toxina puede ser producida por varias especies de cianobacterias y de igual forma, una misma especie puede producir más de una toxina (Sanseverino *et al.,* 2017). Por ejemplo, en tres lagos urbanos de la Ciudad de México, Pineda-Mendoza et al. (2012) identificaron cepas filamentosas con genes relacionados con la producción de microcistinas, demostrando que estas toxinas no proceden exclusivamente de especies coloniales de *Microcystis*.

Una de las variantes más conocidas es la microcistina-LR, que se considera una de las más frecuentes y tóxicas dentro de este grupo (Sanseverino et al., 2017; Pham & Utsumi, 2018). Se trata de un heptapéptido cíclico cuyo nombre deriva de la presencia de leucina y arginina en dos posiciones variables de su estructura. Esta variante se ha identificado de manera recurrente en floraciones de cianobacterias de aguas dulces y salobres.

La permanencia de las microcistinas en el agua puede variar desde algunas horas hasta varios días o semanas, dependiendo de factores como la intensidad de la luz, la temperatura, el pH, la composición de la materia orgánica y la actividad de las comunidades microbianas encargadas de su degradación (Paerl & Otten, 2013; Merel et al., 2013). Las microcistinas pueden incorporarse en peces, zooplancton, moluscos, anélidos, crustáceos y otros invertebrados bentónicos, como larvas de insectos acuáticos, principalmente mediante ingestión. También pueden entrar al organismo por exposición directa a la fracción disuelta presente en el agua (Ibelings et al., 2005; Ferrão-Filho & Kozlowsky-Suzuki, 2011).

Las microcistinas pueden acumularse en diferentes tejidos. Por ejemplo, en los peces, las mayores concentraciones suelen registrarse en el hígado, debido a que este órgano

participa activamente en la captación, transformación y eliminación de sustancias tóxicas. Sin embargo, también pueden detectarse en músculo, branquias, intestino, corazón y riñones (Ibelings et al., 2005; Xie et al., 2005; Ferrão-Filho & Kozlowsky-Suzuki, 2011). La presencia de microcistinas en músculo es especialmente relevante porque este tejido es consumido por los seres humanos, por lo que puede representar una vía de transferencia trófica y de exposición alimentaria. En el zooplancton y los invertebrados, la acumulación ocurre principalmente en el tracto digestivo (Ferrão-Filho & Kozlowsky-Suzuki, 2011).

La cantidad de microcistinas acumulada en un organismo no depende únicamente de la concentración de toxina en el ambiente. También influye la especie, la talla, la etapa de desarrollo, el tipo y la cantidad de alimento consumido, la duración de la exposición, la tasa metabólica y la capacidad de depuración o eliminación del organismo (Karjalainen et al., 2005; Deblois et al., 2008; Lance, Brient, et al., 2010; Lance, Neffling, et al., 2010). Por esta razón, individuos expuestos a concentraciones ambientales semejantes pueden presentar valores diferentes de microcistinas en sus tejidos. Asimismo, la acumulación no implica necesariamente biomagnificación, ya que la concentración puede disminuir o variar entre niveles tróficos dependiendo de la capacidad de metabolización y eliminación de cada organismo (Ibelings et al., 2005).

En los vertebrados acuáticos, como peces y anfibios, los efectos de las microcistinas dependen de la concentración, la vía de entrada y la duración de la exposición. En los peces se han documentado alteraciones hepáticas y branquiales, estrés oxidativo, cambios en el comportamiento, disminución del crecimiento y efectos sobre la reproducción y la supervivencia (Baganz et al., 2004; Prieto et al., 2008; Cantoral et al., 2017; Chen et al., 2016). Las respuestas a las cianotoxinas pueden variar entre especies y etapas de desarrollo, así como en función de la concentración y la duración de la exposición. En los anfibios, la exposición durante las fases embrionarias y larvarias puede ocasionar alteraciones del desarrollo, daños fisiológicos, reducción del crecimiento y aumento de la mortalidad; sin embargo, estos efectos no se presentan de manera uniforme en todas las especies ni bajo todas las condiciones experimentales (Oberemm et al., 1999; Rogers et al., 2005; Su et al., 2020; Tornabene et al., 2024).

En las aves acuáticas, la exposición ocurre principalmente por el consumo de agua, peces, moluscos u otros organismos contaminados. Las microcistinas pueden producir daño hepático agudo, hemorragias, necrosis, debilidad, desorientación y cambios en el comportamiento, y en episodios de exposición elevada pueden provocar la muerte (Landsberg, 2002; Wood, 2016). En los mamíferos se han documentado intoxicaciones asociadas con el consumo de agua o alimentos contaminados, caracterizadas principalmente por daño hepático, alteraciones gastrointestinales, debilidad y, en casos graves, insuficiencia respiratoria secundaria al deterioro sistémico (Landsberg, 2002; Wood, 2016). Estos efectos muestran que las proliferaciones de cianobacterias toxigénicas no solo modifican el funcionamiento de los ecosistemas acuáticos, sino que también pueden representar un riesgo para la fauna silvestre, los animales domésticos y a la salud humana.

2.3 BIOACUMULACIÓN Y BIOMAGNIFICACIÓN DE CIANOTOXINAS EN REDES

Cuando las microcistinas permanecen en un cuerpo de agua, su presencia no desaparece necesariamente cuando la floración deja de observarse. Las microcistinas pueden continuar presentes en distintos componentes del sistema, como la columna de agua, el sedimento y los organismos que habitan en el ecosistema (Merel et al., 2013; Schmidt et al., 2014; Huisman et al., 2018). Estas toxinas se encuentran principalmente dentro de las cianobacterias; que, tras su lisis o degradación son liberadas al agua y quedan disponibles para otros organismos (Chorus & Bartram, 1999; Jones & Orr, 1994; Schmidt et al., 2014). De esta manera, las toxinas pueden mantenerse en el sistema durante semanas o incluso meses después de la desaparición visible, dependiendo de factores como la temperatura, la radiación solar, la actividad microbiana, la adsorción al sedimento y las condiciones fisicoquímicas del agua.

Esta permanencia se relaciona con procesos como la bioacumulación y la transferencia trófica. La bioacumulación ocurre cuando los organismos incorporan microcistinas mediante el consumo de cianobacterias o presas contaminadas, así como por la absorción de toxinas disueltas, y las retienen en sus tejidos durante cierto tiempo (Ibelings & Chorus, 2007; Pham & Utsumi, 2018). Por su parte, la biomagnificación se

refiere al incremento progresivo de la concentración de microcistinas conforme asciende en los niveles tróficos (Glidewell et al., 2025). Sin embargo, en el metaanálisis de Kozlowsky-Suzuki et al. (2012) encontró que predominó la dilución de microcistinas, es decir, una disminución de las concentraciones hacia niveles tróficos superiores, como también observaron Kim et al. (2019) en el estuario del río Geum, donde las concentraciones tendieron a disminuir conforme aumentó la posición trófica de los organismos. Este comportamiento puede depender de las rutas de exposición, el alimento consumido y la capacidad de los organismos para transformar y eliminar las toxinas (Ibelings et al., 2005; Martins & Vasconcelos, 2009; Ferrão-Filho & Kozlowsky-Suzuki, 2011).

Uno de los componentes de la red trófica donde se ha visto acumulación de microcistinas es en el zooplancton (*Daphnia, Bosmina*) y algunos copépodos, donde se ha observado que incorporaran toxinas a su cuerpo cuando consumen cianobacterias o partículas contaminadas, sin embargo, la composición del zooplancton también puede cambiar por la disponibilidad de alimento y la depredación. Slim y Fadel (2019) describieron una sucesión estacional en el embalse Karaoun, Líbano, donde pequeños cladóceros y rotíferos fueron consumidos por cladóceros y copépodos de mayor tamaño y al comienzo del verano, reportaron una fuerte disminución del zooplancton, que atribuyeron a la disminución de alimento e ingesta por peces, especialmente carpas. Este antecedente muestra que los cambios de la comunidad en ambientes con cianobacterias pueden responder a varios factores y no únicamente a la exposición a toxinas.

Por otro lado, Kotak et al., en 1996 encontraron microcistina-LR en diferentes gremios de la rede trófica en lagos canadienses y Ferrão-Filho y Kozlowsky-Suzuki (2011) indicaron que la exposición a microcistinas puede afectar el crecimiento, la reproducción y la forma en que estos organismos se alimentan, aunado a que, puede ayudar a que las toxinas pasen a consumidores secundarios.

Además, las microcistinas pueden depositarse en el fondo de los sistemas y acumularse temporalmente en el sedimento y en organismos asociados a comunidades bentónicas.

Holst et al., en 2003 documentaron la persistencia y degradación de microcistinas en sedimentos lacustres bajo condiciones tóxicas, anóxicas y desnitrificantes. Asimismo, Chen y colaboradores en 2006, desarrollaron procedimientos para detectar y cuantificar microcistinas en suelos y sedimentos lacustres, confirmando que estos pueden contener toxinas provenientes de floraciones previas, por lo tanto, los sedimentos pueden funcionar como reservorios temporales y favorecer la reincorporación de microcistinas a la columna de agua mediante procesos de re-suspensión.

En peces bentónicos y omnívoros, Zhang y colaboradores en 2009, registraron la transferencia, distribución y bioacumulación de microcistinas en diferentes organismos de la red alimentaria del lago Taihu, en China. Ellos, observaron que la acumulación de microcistinas variaba de acuerdo con la especie, el tejido y la posición trófica de los organismos, y que los organismos relacionados al fondo podían estar expuestos por el consumo de sedimentos, detritos, organismos bentónicos y otros recursos contaminados. Además:

En 2003 Magalhães y colaboradores, detectaron microcistinas en tejidos de peces y crustáceos de consumo humano en la bahía de Sepetiba, Brasil, lo cual evidenció la incorporación de estas toxinas en organismos destinados al consumo humano. De manera complementaria, Semyalo et al. (2010) identificaron microcistinas en *Oreochromis niloticus* capturada en cuerpos de agua de Uganda y encontraron diferencias en la concentración de acuerdo con el sitio y tejido analizado.

Xie et al. (2005) evaluaron la concentración de microcistinas en peces de diferentes gremios tróficos del lago Chaohu, China, y rencontraron que la mayor concentración de toxinas se encuentra en el intestino de la carpa plateada *Hypophthalmichthys molitrix*, con valores aproximados de hasta 137 $\mu g\ g^{-1}$ de peso seco, lo cual, se relacionó con el consumo de fitoplancton y cianobacterias presentes en el contenido estomacal.

Chen et al. (2009) detectaron microcistinas en distintos vertebrados procedentes del lago Taihu, incluidos peces, tortugas, patos y aves acuáticas. En peces planctívoros, el

contenido intestinal presentó los valores más elevados microcistinas, con concentraciones que alcanzaron aproximadamente 235 μg g^{-1} de peso seco en carpa plateada. En contraste, las concentraciones en el hígado fueron considerablemente menores y variaron entre las especies; por ejemplo, se registraron alrededor de 150 ng g^{-1} de peso seco en *Carassius auratus* y valores cercanos a 3 ng g^{-1} en la carpa común. Las concentraciones en musculo fueron menores que las observadas en el contenido estomacal, lo que indica que la distribución de las microcistinas no es uniforme entre los tejidos.

Por su parte, Larson et al. (2014) detectaron microcistinas en diferentes componentes de las redes alimentarias de cuatro lagos suecos. Ellos, incluyeron el zooplancton, los organismos bentónicos y los peces. Los valores máximos fueron de aproximadamente 9 μg g^{-1} de peso seco en zooplancton y 10 μg g^{-1} en organismos bentónicos, en peces, las concentraciones alcanzaron alrededor de 2.7 μg g^{-1} de peso seco en el hígado, mientras que en el músculo fueron considerablemente menores, con valores aproximados de entre 0.10 y 0.18 μg g^{-1} de peso seco. Los autores analizaron especies como *Rutilus rutilus* y *Perca fluviatilis* y encontraron que la acumulación fue mayor en órganos asociados con el metabolismo y la eliminación de compuestos tóxicos que en el tejido muscular.

Por otro lado, Smith y Haney (2006) describieron en *Lepomis gibbosus* la transferencia, acumulación y depuración de microcistinas a través de la alimentación. La acumulación se presentó principalmente en el hígado y el intestino, mientras que las concentraciones musculares fueron considerablemente menores. Los autores demostraron que esta especie puede incorporar microcistinas mediante el consumo de presas contaminadas y que, después de la depuración, las concentraciones disminuyen de manera diferente en los tejidos. Este resultado sugiere una transferencia continua de microcistinas mediante las relaciones depredador-presa, aunque la acumulación final depende de los procesos de asimilación, transformación y depuración del pez.

En Norteamérica, Cianci-Gaskill et al. (2022) reportaron acumulación de microcistinas en *Lepomis macrochirus* y *Micropterus salmoides*. En *Lepomis macrochirus* registraron concentraciones promedio de 57.6 ng g^{-1} de peso húmedo en el hígado, 27.1 ng g^{-1} en el riñón y 7.6 ng g^{-1} en el músculo. En *Micropterus salmoides*, las concentraciones promedio fueron de 71.8 ng g^{-1} en el hígado, 22.7 ng g^{-1} en el riñón y 5.7 ng g^{-1} en el músculo. Los autores señalaron que, aunque el músculo presentó concentraciones considerablemente menores que órganos metabólicamente activos como el hígado y el riñón, la presencia de microcistinas en el tejido muscular demuestra que las toxinas pueden alcanzar las partes comestibles de los peces y transferirse dentro de la red alimentaria acuática.

Las microcistinas tampoco se limitan a organismos estrictamente acuáticos. Se han documentado intoxicaciones y exposición en nutrias marinas, aves piscívoras y otros vertebrados asociados con cuerpos de agua afectados por floraciones de cianobacterias (Landsberg, 2002; Stewart et al., 2008; Miller et al., 2010). Miller et al. (2010) demostraron la transferencia de microcistinas desde ambientes continentales hasta ecosistemas costeros y documentaron intoxicaciones en nutrias marinas que consumieron presas contaminadas. También se han registrado casos en ganado y fauna silvestre expuestos a cuerpos de agua eutrofizados. Puschner et al. (1998), por ejemplo, documentaron intoxicaciones por cianobacterias en ganado que había tenido acceso a agua contaminada.

Asimismo, se han registrado episodios de exposición en seres humanos y animales domésticos en contextos recreativos, laborales o de consumo de agua. Falconer et al. (1994) evaluaron la toxicidad de *Microcystis aeruginosa* presente en agua potable mediante un modelo animal y documentaron alteraciones hepáticas asociadas con la exposición. Jochimsen et al. (1998) describieron un episodio de insuficiencia hepática y muerte de pacientes expuestos a microcistinas durante procedimientos de hemodiálisis en Caruaru, Brasil. Por su parte, Backer et al. (2015) analizaron información del sistema de vigilancia de enfermedades asociadas con floraciones algales nocivas y

documentaron efectos en personas y animales relacionados con la exposición recreativa y ambiental a cianobacterias y sus toxinas.

En África se han detectado microcistinas en peces destinados al consumo humano, como la tilapia del Nilo, *Oreochromis niloticus*, y otras especies de importancia pesquera. Semyalo et al. (2010) registraron microcistinas en ejemplares de *O. niloticus* capturados en el lago Victoria y el lago Mburo, Uganda. Poste et al. (2011) evaluaron el riesgo de exposición a microcistinas mediante el consumo de peces y señalaron que la concentración en los tejidos comestibles, la frecuencia de consumo y el peso corporal de los consumidores son factores esenciales para estimar el riesgo. En Kenia, Simiyu et al. (2018) detectaron microcistinas en el fitoplancton y en peces pequeños del golfo de Nyanza, en el lago Victoria, demostrando que las toxinas producidas durante las floraciones pueden incorporarse en organismos consumidos por peces de mayor tamaño y por las comunidades humanas locales.

Por todo lo anterio, la Organización Mundial de la Salud estableció una ingesta diaria tolerable provisional de 0.04 μg kg^{-1} de peso corporal $día^{-1}$ para la microcistina-LR, valor utilizado como referencia para evaluar el riesgo derivado de la exposición crónica (World Health Organization, 2020). Considerando este límite, un adulto de 70 kg tendría una ingesta máxima tolerable aproximada de 2.8 μg de microcistina-LR por día, mientras que en niños de 20 a 30 kg el valor se reduciría aproximadamente a entre 0.8 y 1.2 μg por día. Estos valores se obtienen al multiplicar la ingesta diaria tolerable de 0.04 μg kg^{-1} $día^{-1}$ por el peso corporal de cada individuo.

En comunidades donde el pescado constituye un componente central de la dieta, la exposición repetida a lo largo del tiempo puede representar un riesgo sanitario, particularmente en sistemas con floraciones recurrentes y poco monitoreo. El riesgo depende de la concentración de microcistinas presente en el músculo, la cantidad de pescado consumida, la frecuencia de consumo, el peso corporal y la presencia simultánea de otras vías de exposición, como el agua potable o las actividades recreativas (Magalhães et al., 2003; Poste et al., 2011; World Health Organization, 2020).

Por ello, la detección de concentraciones bajas en el músculo no debe interpretarse automáticamente como ausencia de riesgo, sobre todo cuando el consumo es frecuente o involucra poblaciones vulnerables, como niños, personas de bajo peso corporal o comunidades que dependen de la pesca local.

2.4 Estudio de las Cianotoxinas

El interés científico por las cianotoxinas se remonta a 1878, cuando George Francis describió la muerte de animales después de beber agua cubierta por una “espuma verde aceitosa” en el lago Alexandrina, Australia Meridional. Este acontecimiento se considera el primer reporte científico de toxicidad asociada con una proliferación de cianobacterias (Francis, 1878; Codd et al., 2015). Décadas después, Miller y Tisdale (1931) documentaron una epidemia de trastornos gastrointestinales relacionada con una proliferación masiva en el río Ohio. Sin embargo, fue durante las décadas de 1970 y 1980 cuando comenzó a establecerse sistemáticamente la relación entre las cianobacterias, la producción de toxinas y sus efectos sobre los organismos acuáticos y la salud humana (Carmichael et al., 1975; Falconer, 2005).

A nivel mundial, las cianotoxinas se han estudiado en distintos componentes de los ecosistemas acuáticos. En China, se detectaron microcistinas en peces pertenecientes a diferentes gremios alimenticios y se observó que su acumulación varió según la especie, la dieta y el tejido analizado (Xie et al., 2005; Chen et al., 2009). En Polonia, el monitoreo de numerosos cuerpos de agua permitió identificar distintas cianotoxinas y una amplia diversidad de variantes de microcistinas asociadas con proliferaciones de cianobacterias (Kobos et al., 2013). En Estados Unidos, McKindles et al. (2020) demostraron que la lisis de células de *Microcystis* puede trasladar las microcistinas desde la biomasa particulada hacia el agua, mientras que Pierce y Schnetzer (2023) observaron que la fracción disuelta puede permanecer detectable después de la degradación de las proliferaciones. En Suecia, las microcistinas se encontraron en el agua, el fitoplancton, el zooplancton, los organismos bentónicos y peces; las concentraciones más elevadas

entre los consumidores se registraron en el zooplancton y el zoobentos, lo que evidenció la participación de las rutas pelágica y bentónica (Larson et al., 2014).

En Nueva Zelanda se comprobó que las comunidades cianobacterianas bentónicas pueden producir neurotoxinas e incorporarlas a organismos asociados con el fondo, lo que demostró que la exposición no se limita a las proliferaciones planctónicas (Wood et al., 2012). En Uganda y Kenia se detectaron microcistinas en tejidos de peces destinados al consumo humano, por lo que su acumulación también representa una posible vía de exposición para las poblaciones que dependen de estos recursos pesqueros (Semyalo et al., 2010; Simiyu et al., 2018).

En Latinoamérica, los países con mayores aportes son Brasil y Argentina se han registrado cianotoxinas en diferentes organismos de ambientes eutrofizados, confirmando su incorporación a las redes alimentarias acuáticas (Garita-Alvarado et al., 2023). Para México, diversos estudios han documentado la presencia de microcistinas en el agua, el seston y diferentes organismos acuáticos, incluidos el zooplancton y los peces. En cuerpos de agua como los lagos de Pátzcuaro y Zumpango, el embalse Valle de Bravo y distintos lagos urbanos de la Ciudad de México, estas toxinas se han relacionado con proliferaciones de cianobacterias y con su incorporación a los componentes basales de las redes tróficas. También se ha confirmado su acumulación en peces con diferentes hábitos alimentarios, incluidos charales, goodeidos, carpas y tilapias. (Pineda-Mendoza et al., 2012; Berry et al., 2011; Nandini et al., 2019, 2020; Zamora-Barrios et al., 2019; Martínez-Jerónimo et al., 2022).

En el estado de Querétaro, el estudio de las cianotoxinas es relativamente reciente, pero ha cobrado importancia debido al deterioro de la calidad del agua y a sus posibles efectos sobre los ecosistemas acuáticos y la salud humana. Las investigaciones realizadas en diferentes presas y bordos del estado han documentado cianobacterias potencialmente toxigénicas, principalmente de los géneros *Microcystis*, *Dolichospermum* y *Planktothrix*, así como la presencia de microcistinas y saxitoxinas. (Cuadro 1)

Cuadro 1. Síntesis cronológica de los principales estudios realizados en el estado

Autor y año	Lugar de estudio	Muestras	Cianobacterias/ toxinas	Conclusión
Trejo Sánchez (2021)	Presa Santa Catarina	Agua.	*Microcystis aeruginosa, Dolichospermum compactum* y *Raphidiopsis curvata*.	Registró microcistinas y saxitoxinas disueltas y caracterizó la variación estacional de las cianobacterias en un embalse eutrófico.
Garita-Alvarado et al. (2024)	Presa Santa Catarina	Peces: *Goodea atripinnis, Poeciliopsis gracilis* y *Oreochromis niloticus.*	Microcistinas y saxitoxinas.	Detectó ambas toxinas en músculo, hígado y vísceras de las tres especies.
Sansores (2024)	Bordos La Lagartija y Mompaní	Peces: *Poeciliopsis gracilis.*	Exposición experimental a microcistina-LR.	La exposición subletal redujo temporalmente el nado e incrementó el consumo de oxígeno.
Silvas Trujillo (2024)	El Carmen, Mompaní, El Batán, Zimapán, La Estancia y El Tepozán.	Peces de los géneros *Chirostoma, Goodea, Oreochromis* y *Lepomis*.	*Microcystis, Dolichospermum* y *Planktothrix.*	Detectó microcistinas en agua, seston y en todas las especies de peces analizadas. Su acumulación en tejidos evidencia una posible vía de exposición humana mediante el consumo.
Garita-Alvarado et al. (2025)	Presa Santa Catarina	Peces: *Goodea atripinnis* y *Oreochromis niloticus.*	Microcistinas y saxitoxinas.	Las toxinas persistieron en músculo, vísceras e hígado de ambas especies después de 32 días de depuración.
Martínez Juárez (2025)	Presas El Carmen y Mompaní.	Peces: *Chirostoma jordani.*	*Microcystis, Dolichospermum* y *Planktothrix*.	Evaluó la relación entre la talla del charal y la bioacumulación de microcistinas. Detectó estas toxinas en ambas presas.
Garita-Alvarado et al. (2026)	El Carmen, Mompaní, El Batán, Zimapán, La Estancia y El Tepozán.	Agua, seston y peces: *Chirostoma jordani, Goodea atripinnis, Oreochromis niloticus* y *Poeciliopsis gracilis.*	*Microcystis, Dolichospermum* y *Planktothrix.*	Detectó microcistinas en los seis embalses y bioacumulación en las nueve especies. Registró concentraciones en vísceras de *G. atripinnis* y ejemplares completos de *C. jordani*, junto con exposición humana potencial por consumo.

III. HIPÓTESIS

La bioacumulación de cianotoxinas está relacionada con el hábito trófico y uso del recurso alimenticio de los organismos presentes en la red trófica de la Presa El Carmen. Esto provoca que las concentraciones de microcistinas se acumulen en los organismos significativamente, reflejando su hábito alimenticio y posición en la cadena trófica.

IV. OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Analizar la presencia de microcistinas y su bioacumulación en la red trófica de la presa El Carmen, Querétaro.

OBJETIVOS PARTICULARES

· Analizar la presencia de cianobacterias productoras de toxinas (microcistinas) en el agua de la Presa El Carmen y relacionarla con variables ambientales.

· Cuantificar la presencia de toxinas (microcistinas) en sedimento, seston, perifiton, fitoplancton, zooplancton y peces de la Presa El Carmen.

· Analizar la bioacumulación de toxinas (microcistinas) en la red trófica de la Presa El Carmen.

V. METODOLOGÍA

5.1 SITIO DE ESTUDIO

Presa El Carmen

La presa El Carmen se ubica en el municipio de El Marqués, entre las coordenadas 20°48′50.00″ N y 100°18′18.00″ O (Figuras 1 a 3). Esta forma parte de la Región Hidrológica No. 12 Lerma-Santiago y de la cuenca del río Querétaro, tributaria del río Laja (Gobierno Municipal de El Marqués, 2015; Chávez Trejo, 2022). El embalse recibe principalmente escurrimientos pluviales estacionales de su cuenca, los cuales son drenados por el río El Pinal, afluente del río Querétaro (Chávez Trejo, 2022). Durante la temporada de lluvias aumenta el nivel del embalse y el agua almacenada se aprovecha principalmente para actividades de riego mediante su obra de toma (Coordinación Municipal de Protección Civil de El Marqués, 2024). Esta presa fue construida entre 1899 y 1901 como parte del sistema hidráulico de la Hacienda de Chichimequillas, con la finalidad de abastecer de agua las áreas agrícolas del valle oriental de Querétaro (Chávez Trejo, 2022).

En las últimas décadas, la presa ha ampliado su función más allá del riego agrícola y se ha consolidado como un espacio para la pesca deportiva y la recreación. Está reconocida oficialmente como sitio de pesca deportiva en el estado de Querétaro (Comisión Nacional de Acuacultura y Pesca [CONAPESCA], 2016). Algunas de las especies de peces exóticas registradas en la presa son *Oreochromis niloticus* (tilapia), *Cyprinus carpio* (carpa común), *Micropterus salmoides* (lobina), *Lepomis macrochirus* (pez sol) y nativas *Goodea atripinnis* (pez de aleta Negra) y *Chirostoma jordani* (charal). Estas especies tienen relevancia económica, ecológica y cultural en la región (CONAPESCA, 2016).

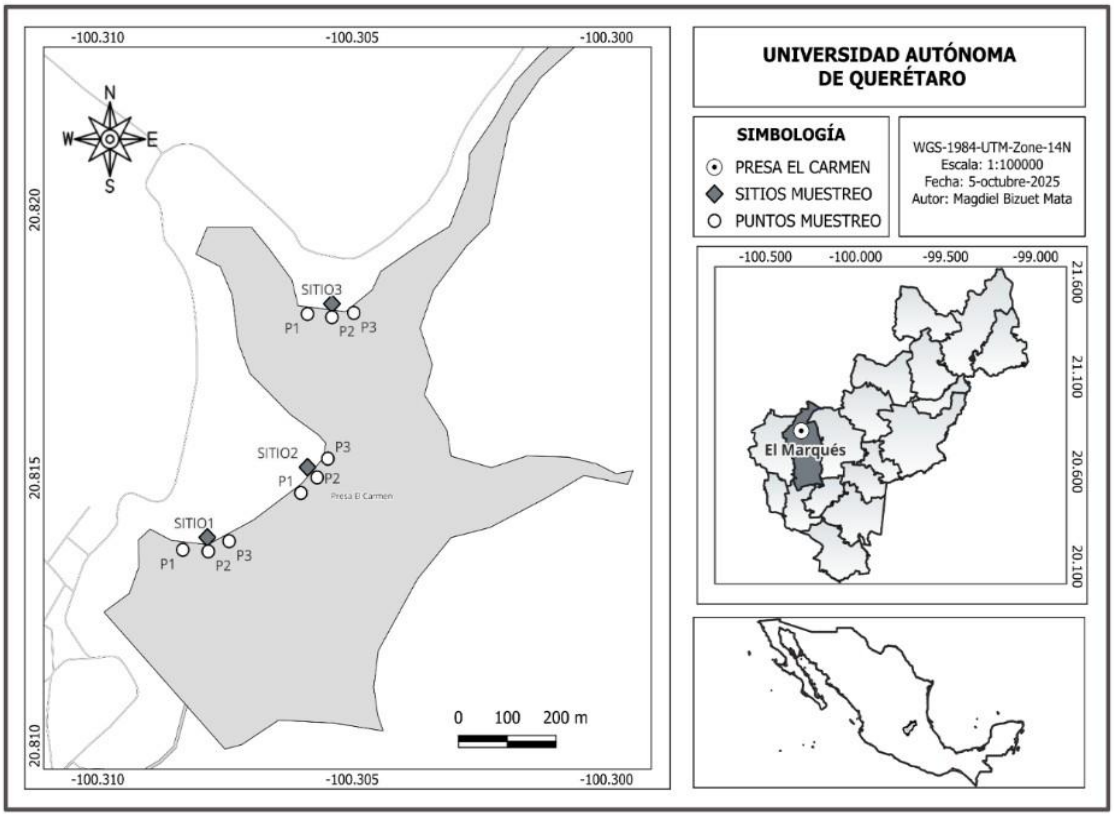


Figura 1. Mapa de la Presa El Carmen, Querétaro. Mostrando los sitios de muestreo, Sitio1) cerca de la cortina de la presa; Sitio 2) parte media de la presa y Sitio 3) toma de agua de la presa.



Figura 2. Fotografía de la presa El Carmen durante la temporada de lluvias, por M. Bizuet 2024.



Figura 3. Fotografía de la presa El Carmen durante la temporada de estiaje, por M. Bizuet 2025.

5.2 MUESTREO DE CAMPO

El muestreo de campo se llevó a cabo en septiembre de 2024 (temporada de lluvias) y mayo de 2025 (temporada de estiaje/ secas). En la presa se establecieron tres sitios de muestreo (Figura 1), en cada sitio se definieron tres puntos de muestreo separados 15 metros entre sí, a una distancia de 1 a 2 metros de la orilla de la presa, donde se midieron las variables ambientales y colecta de los componentes de la red trófica, como se explica a continuación.

Variables ambientales

En cada punto de muestreo, se midieron los siguientes parámetros fisicoquímicos del agua: temperatura (°C), conductividad eléctrica (µS/cm), pH, sólidos totales disueltos (mg/L), oxígeno disuelto (mg/L) y porcentaje de saturación de oxígeno (%), utilizando el equipo multiparámetro HANNA HI98125. Además, se midió la concentración de ficocianina y clorofila-*a*, mediante un fluorómetro Turner FluoroSense (Sunnyvale, CA, USA).

Adicionalmente colectamos 100mL de agua a 1m de la orilla para determinar la concentración de 30 cationes y 7 aniones en cada punto de muestreo, con la finalidad de caracterizar la composición iónica del agua e identificar posibles variaciones espaciales y estacionales. Esta información contribuyó a la evaluación fisicoquímica de la presa y a reconocer condiciones relacionadas con la disponibilidad de nutrientes y el desarrollo de la comunidad fitoplanctónica. Para ello usamos un contenedor de plástico previamente esterilizado. Las muestras se transportaron al laboratorio, donde se mantuvieron a 4 °C hasta su análisis.

El análisis de los aniones se realizó mediante cromatografía líquida de alta resolución (HPLC) siguiendo el método 300 de la USEPA (1993). Los cationes se analizaron mediante espectrometría de emisión atómica acoplada inductivamente (ICP-AES), conforme al método 200.7 de la USEPA (1994). Ambos análisis fueron realizados en el Centro de Geociencias (CGEO) de la UNAM.

5.3 COLECTA DE AGUA

En cada sitio se colectaron 10 mL de agua de la superficie con contenedores de vidrio estériles, los cuales fueron transportados en frío hasta el laboratorio, donde se filtraron utilizando un filtro GF/F (0.7 µm de poro), recuperando el agua para determinar la concentración de microcistinas disueltas.

5.4 COLECTA DE SESTON

Para el análisis de microcistinas en el seston, en cada punto de muestreo se colectaron 500 mL de agua de la superficie en contenedores de plástico de forma directa a un metro de distancia de la orilla de la presa. Las muestras fueron transportadas en una hielera hasta el laboratorio donde se filtraron 50 mL del agua colectada utilizando un filtro GF/F de nitrocelulosa (de 0.7 µm de poro) y los filtros se congelaron hasta su análisis.

5.5 COLECTA Y ESTIMACIÓN DE ABUNDANCIA DE FITOPLANCTON

Para el análisis de fitoplancton presentes en el cuerpo de agua, se utilizó una red de plancton de cierre bicónica tipo Apstein de 20 cm de apertura de diámetro y 20 µm de luz de malla. La red fue lanzada y arrastrada de forma perpendicular al borde de la presa varias veces durante un minuto en cada punto de muestreo. Las muestras obtenidas se guardaron en una botella de plástico de 500 mL y transportada en frío al laboratorio para su posterior análisis.

Se filtraron 50 mL de agua de las muestras utilizando un filtro de nitrocelulosa de 0.2 µm de poro. Luego el contenido se resuspendió en 30 mL de agua destilada, conservando la separación de las muestras por punto, para posterior identificación de los géneros de cianobacterias presentes. Se prepararon tres laminillas por cada punto de cada sitio con la técnica de montado con gelatina glicerinada para muestras semipermanentes modificada (Gaviño de la Torre et al., 1990); la cual consistió en disolver 5 g de grenetina natural en 30 mL de agua destilada tibia, se agregaron unas gotas de fenol y se mezcló con 35 mL de glicerina. Después, se colocaron los portaobjetos en una parrilla tibia y en cada uno se colocaron 15 µl de la muestra correspondiente. Se dejaron secar por unos minutos evitando la desecación total y se agregó un poco de la gelatina líquida preparada anteriormente, revolviendo con una aguja de disección cuidadosamente. Ya bien integradas las muestras con la gelatina, se colocaron los cubreobjetos cuidando que no quedaran burbujas de aire, presionando del centro hacia afuera con la goma de un lápiz. Finalmente se eliminaron los restos de gelatina del borde de los cubreobjetos; para sellar se colocó un poco de esmalte para uñas transparente en los márgenes y se dejaron secar.

Una vez preparadas las 27 laminillas para cada temporada (estiaje y lluvias), cada una se analizó utilizando un microscopio óptico con el objetivo 40X. Se tomaron 20 fotos al azar a cada una de las tres preparaciones por punto de muestreo, utilizando el programa DinoCapture 2.0. Una vez tomadas las fotos, se les colocó digitalmente una cuadrícula representativa de 20 µm de lado por cuadro. Se identificaron los géneros de cianobacterias y algas presentes con ayuda de los libros “Cyanobacteria, Freshwater Algae in Northwest Washington” Volumen I (Matthews, 2016), “The Freshwater Algas

Flora of the British Isles" (John *et al.,* 2021) y que contienen información necesaria como medidas y características de los géneros.

Posteriormente, se estimó la abundancia relativa mediante el conteo de los cuadros ocupados por cada organismo presente en las imágenes obtenidas. A partir de estos datos se calculó el porcentaje de ocupación de cada taxón y se comparó entre los tres sitios de muestreo y las dos temporadas evaluadas (lluvias y estiaje), con el fin de determinar la abundancia relativa del fitoplancton presente en la Presa El Carmen. Para ello se utilizó la siguiente fórmula:

$$\text{Abundancia relativa } (\%) = \frac{\text{Total de cuadros ocupados por el género}}{\text{Número total de cuadros evaluados}} \times 100$$

5.6 COLECTA Y ESTIMACIÓN DE ABUNDANCIA DE ZOOPLANCTON

En cada uno de los puntos de colecta, la recolección del zooplancton se efectuó mediante una red de zooplancton de 80 µm de luz de malla, realizando arrastres de 30 minutos a una profundidad de entre 1 y 4 m. El volumen filtrado total fue de 500 mL, se transportó en frío al laboratorio para su posterior análisis.

Las muestras colectadas con la red de zooplancton en el laboratorio fueron tamizadas de manera secuencial para eliminar residuos como piedras, ramas o tierra. Para ello, primero, se filtró la muestra utilizando tamices de 500 y 149 µm para retirar desechos gruesos. Posteriormente, las muestras se tamizaron nuevamente con mallas de 500; 250 y 149 µm, realizando lavados continuos con agua destilada hasta eliminar completamente sólidos y algas adheridas.

Las fracciones retenidas en los tamices de 250 µm y 149 µm se recuperaron por separado en frascos con agua destilada, ajustando cada fracción a un volumen final de 37.5 mL por sitio de muestreo. Posteriormente, para el análisis de la diversidad del zooplancton, se tomó una alícuota de 7.5 mL de la fracción retenida en el tamiz de 250 µm y otra alícuota de 7.5 mL de la fracción retenida en el tamiz de 149 µm. Ambas alícuotas se combinaron en un solo frasco, obteniendo una muestra compuesta de 15

mL por sitio, la cual se mantuvo en refrigeración hasta su análisis. De este frasco se tomaron 15 µL y fueron colocados en laminillas para su identificación y cuantificación. Para cada sitio de muestreo se elaboraron seis laminillas semipermanentes, correspondientes a dos muestras con tres réplicas cada una. De esta manera, se obtuvieron 18 laminillas para cada temporada (estiaje y lluvias). Las preparaciones se realizaron siguiendo la técnica de montado con gelatina glicerinada modificada propuesta por Gaviño et al. (1990).

En cada portaobjetos se depositaron 15 µL de muestra, dejándolos secar parcialmente para conservar la humedad. Luego, se añadió una gota de gelatina líquida y se distribuyó de manera uniforme con una aguja de disección. Los cubreobjetos se colocaron con cuidado para evitar burbujas de aire, presionando suavemente desde el centro hacia los bordes con una goma de lápiz. Finalmente, los bordes se sellaron con esmalte transparente y las preparaciones se dejaron secar a temperatura ambiente.

El análisis se realizó mediante microscopía óptica con un objetivo de 10X, efectuando un barrido completo de cada laminilla en sentido vertical. Los recorridos se hicieron en franjas consecutivas, separadas por 1.5 a 1.8 mm. Durante el barrido se registró el número de organismos observados por campo, procurando evitar el doble conteo mediante un avance ordenado de la laminilla. La identificación taxonómica se efectuó con apoyo del *Catálogo de zooplancton de aguas continentales de México* (CONABIO, 2003). A partir de los conteos, se determinó y comparó el porcentaje de individuos por género entre los tres sitios de muestreo. Finalmente, se calculó la abundancia relativa de cada género por temporada con la siguiente fórmula:

$$\text{Abundancia relativa (\%)} = \frac{\text{Número de individuos del taxón}}{\text{Total de individuos}} \times 100$$

5.7 COLECTA DE SEDIMENTO

En cada uno de los puntos de muestreo se colectó sedimento con ayuda de una draga, con la cual se extrajeron aproximadamente 5 cm de sedimento. Para ello, la draga se sumergió lentamente hasta el fondo del cuerpo de agua, cerrándose de manera automática al entrar en contacto con el sustrato, asegurando la captura de sedimento. Las muestras obtenidas se transfirieron a contenedores limpios y debidamente etiquetados, y evitando contaminación cruzada. Finalmente, los sedimentos fueron almacenados en refrigeración hasta su posterior procesamiento y análisis en laboratorio.

5.8 COLECTA DE PERIFITON

La recolección de perifiton en cada uno de los puntos de colecta se efectuó mediante cepillos de cerdas suaves y espátulas, desprendiendo cuidadosamente el material adherido a rocas, macrófitas y sedimentos superficiales. El material obtenido se depositó en bolsas tipo *Ziploc* limpias y etiquetadas, evitando contaminación entre sitios. Finalmente, las muestras fueron transportadas en refrigeración hasta el laboratorio, donde se conservaron para su posterior análisis.

5.9 COLECTA DE PECES

En los puntos de colecta con ayuda de redes de atarraya y chinchorro, se colectaron 48 ejemplares en total, de los cuales 6 individuos corresponden a cada una de las siguientes especies: *Chirostoma jordani*, *Poecilia mexicana*, *Oreochromis niloticus* y *Lepomis macrochirus* (Figura 4). Estas especies fueron elegidas por su presencia constante en el embalse y distribución en las zonas de muestreo. Además, representan distintos hábitos alimenticios, lo que permite evaluar la incorporación y transferencia de microcistinas a lo largo de la red trófica.

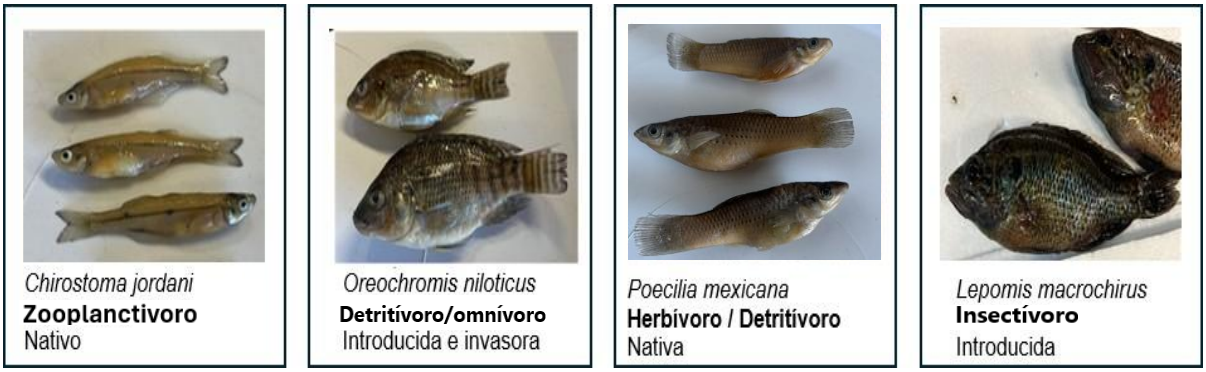


Figura 4. Especies de estudio, correspondientes a diferentes gremios tróficos.

5.10 DETERMINACIÓN DE MICROCISTINAS

La cuantificación de microcistinas se llevó a cabo de acuerdo con los procedimientos descritos por Wilson et al. (2008) y Berry et al. (2011), incorporando algunas modificaciones adaptadas de Garita-Alvarado et al. (2024). El procedimiento para las distintas muestras se describe a continuación.

Las microcistinas en agua fueron cuantificadas por toma directa de la muestra. No se realizó ningún proceso adicional a los ya antes mencionados después de su colecta. En cambio, para la extracción de microcistinas en el seston, los filtros previamente obtenidos de las muestras de agua se deshidrataron en una mufla a 45 °C durante 24 h para eliminar la humedad. Posteriormente, se cortaron lo más pequeño posible y fueron colocados sobre papel aluminio. Todo el material usado, fue previamente desinfectado para evitar contaminación cruzada. Los fragmentos obtenidos se transfirieron a tubos de vidrio de 15 mL para su procesamiento.

Para la extracción de microcistinas en zooplancton, se utilizaron las muestras retenidas en los tamices de 250 µm y 149 µm correspondientes a cada sitio de muestreo. De cada fracción se tomaron 15 mL, los cuales fueron mezclados y filtrados con ayuda de una jeringa, utilizando filtros de fibra de vidrio Whatman GF/F de 25 mm. Antes del filtrado, los filtros fueron pesados en seco, registrando un peso inicial de 0.0373 g. Una vez secos los filtros, se pesaron nuevamente para determinar la cantidad de material

obtenido, se cortaron en fragmentos pequeños sobre papel aluminio y se colocaron en tubos de vidrio de 15 mL para su procesamiento posterior. Entre cada muestra, todo el material utilizado fue desinfectado para evitar contaminación cruzada.

Para analizar las microcistinas en las muestras de sedimento y perifiton se tomó una porción de sedimento y perifiton, cada porción se colocó sobre papel aluminio y se secaron en una mufla a 45 °C durante 24 h. Una vez estiaje las muestras, se pulverizaron cuidadosamente con una espátula, la cual se limpió con alcohol entre cada muestra para evitar contaminación. De cada muestra se pesaron 0.1 g, que se transfirieron a tubos de vidrio de 15 mL, asegurando una manipulación limpia y sin pérdidas.

Por último, para el análisis de microcistinas en las muestras de músculo, se tomaron los fragmentos de músculo previamente extraído y se secaron en una mufla a 45 °C durante 24 h para eliminar la humedad. Posteriormente, el material seco se cortó en pequeños fragmentos y fue colocado sobre papel aluminio. De cada muestra se transfirieron 0.1 g a tubos de vidrio de 15 mL, procurando evitar pérdidas durante el manejo.

Procedimiento de extracción de microcistinas

Para llevar a cabo la extracción de microcistinas en seston, zooplancton y músculo de peces, a cada una de estas muestras, se le agregaron 6 mL de metanol al 80 %, y se homogeneizó mecánicamente con un IKA T10 hasta lograr la disolución completa del tejido, filtro o material pulverizado. Posteriormente, los tubos se sellaron con parafilm y se sometieron a sonicación durante 10 minutos a 20 kHz en un baño ultrasónico. Finalmente, se incubaron durante 1 h en agitación en un orbitador para completar la primera fase de extracción.

Posterior a ello, se centrifugaron 10 minutos a 2500 rpm (tubos equilibrados y sin parafilm), recolectando el sobrenadante en tubos limpios rotulados. A los residuos del fondo se les agregó una solución de 6 mL de metanol al 80 % y ácido acético glacial al 0.05 % para una segunda extracción; se selló con parafilm y se mezcló en vortex 10 s. Luego, se centrifugó nuevamente bajo las mismas condiciones y se recolectaron los

sobrenadantes de todas las extracciones, ajustando a 15 mL con metanol 80 % + ácido acético 0.05 %.

El extracto obtenido se filtró con un filtro GF/F (0.7 µm) con jeringa y se almacenó en tubos de 20 mL. Este concentrado se conservó en tubos de cultivo cerrados en refrigeración hasta su análisis mediante ELISA.

Concentración de microcistinas en agua

La concentración de microcistinas en agua se obtuvo mediante el inmunoensayo ABRAXIS® Microcystins-ADDA SAES ELISA Microtiter Plate (520011SAES), colocando directamente el volumen de agua requerido para el ensayo, sin realizar pasos de concentración o reconstitución, ya que el kit empleado permite la detección directa de cianotoxinas disueltas en la fase acuosa.

Concentración de microcistinas en seston, zooplancton, músculo de peces, sedimento y perifiton

Las concentraciones de microcistinas en seston, zooplancton, músculo de peces, sedimento y perifiton se determinaron mediante el inmunoensayo ABRAXIS® Microcystins-ADDA SAES ELISA Microtiter Plate (520011SAES), siguiendo las recomendaciones del fabricante y ajustando las proporciones de extracción según el tipo de muestra.

A partir de cada extracto se tomaron alícuotas, las cuales se concentraron en baño María a 80 °C hasta la completa evaporación del solvente. El residuo seco se reconstituyó con agua tipo I y se sometió a sonicación a 20 kHz durante 15 minutos para favorecer la redisolución del material previo al análisis.

La cuantificación en todas las matrices se realizó bajo el mismo protocolo analítico, lo que permitió mantener condiciones comparables entre las diferentes muestras.

5.11 AJUSTE DE LA CONCENTRACIÓN DE MICROCISTINAS POR TALLA DE LOS PECES

Con el propósito de comparar la concentración de microcistinas (MCs) acumulada en el músculo de los peces entre las temporadas de lluvias y estiaje y considerando que las diferencias en el tamaño corporal pueden influir en la acumulación y retención de cianotoxinas, los valores fueron corregidos previamente por talla. Este ajuste permitió reducir el efecto del tamaño de los organismos y realizar comparaciones más directas entre individuos, temporadas y especies. Para ello, se utilizaron regresiones independientes por especie y los residuos obtenidos se ajustaron mediante la adición de la media general para corregir concentraciones de microcistinas por el peso corporal de los peces (Klingenberg, 2016)

5.12 ANÁLISIS ESTADÍSTICOS

Para evaluar las diferencias entre estiaje y lluvias de los parámetros fisicoquímicos en la Presa El Carmen, usamos la prueba no paramétrica U de Mann-Whitney, debido a que los datos no cumplieron con el supuesto de normalidad. Cada parámetro se analizó por separado, considerando su valor como variable dependiente y la temporada, lluvias o estiaje, como variable independiente.

Posteriormente, las concentraciones de microcistinas se analizaron por componente (sedimento, zooplancton, seston, perifiton y agua) mediante ANOVA mixtas de medidas repetidas. En estos modelos, la concentración de microcistinas fue la variable dependiente, la temporada se consideró como factor de medidas repetidas, el sitio como factor entre unidades y se incluyó la interacción temporada × sitio. Se usó $\log(1 + x)$ debido a la asimetría esperable de variables y a la presencia de ceros. El tamaño de efecto es eta cuadrado parcial (ηp^2). Los efectos principales permitieron evaluar las diferencias generales entre temporadas y sitios, mientras que la interacción indicó si el efecto de la temporada cambió dependiendo del sitio.

Por otro lado, para examinar el patrón conjunto, se integraron dos bases con las mismas unidades de muestreo: una matriz de respuesta con las concentraciones de microcistinas en agua, seston, zooplancton, sedimento y perifiton, y una matriz explicativa con las

variables ambientales. Ambas matrices se analizaron mediante un análisis de redundancia (RDA), el cual permitió estimar la proporción de variación de las microcistinas asociada con las condiciones ambientales. La significancia del modelo completo, de los ejes canónicos y de cada variable explicativa se evaluó mediante pruebas de permutación. En todos los análisis se utilizó un nivel de significancia de $\alpha = 0.05$; por lo tanto, se consideraron estadísticamente significativos los resultados con $p < 0.05$.

Todos los análisis estadísticos se llevaron a cabo utilizando R (versión 2.8.1) (R Development Core Team, 2008).

VI. Resultados y Discusión

6.1 VARIABLES AMBIENTALES

Los parámetros fisicoquímicos presentaron diferencias entre temporadas (lluvias y estiaje) en la Presa El Carmen (Cuadro 2). Durante estiaje se registró un incremento significativo en la conductividad (166.78 ± 3.07 µS/cm; *U-test, p = 0.0062*), los sólidos totales disueltos (82.67 ± 0.71 mg/L; *U-test,* p = 0.0054), la saturación de oxígeno (146.11 ± 35.4 %; *U-test,* p = 0.0006) y la ficocianina (199 ± 0 µg/L; *U-test, p = 0.0002*). En cambio, la concentración de clorofila-a fue mayor durante las lluvias (32.44 ± 12.82 µg/L; *U-test, p = 0.0004*). Lo cual indica que, durante estiaje, los parámetros fisicoquímicos presentes en el agua son propicios para la presencia de cianobacterias, sin embargo, fue en lluvias donde se observó un incremento en la comunidad fitoplanctónica.

Cuadro 2. Parámetros físicos y químicos (media ± desviación estándar) del agua en la Presa el Carmen (TDS= Solidos Totales Disueltos, ORP= Potencial oxido-reducción)

	Temporalidad	
Variables ambientales	**Lluvia**	**Estiaje**
Temperatura (°C)	25.56 ± 0.99	25.29 ± 0.79
PH	9.47 ± 0.18	9.5 ± 0.13
Conductividad total(µS/cm)	153.22 ± 33.73	166.78 ± 3.07
TDS (mg/L)	75.56 ± 16.61	82.67 ± 0.71
Saturación de oxígeno (%)	78.37 ± 18.66	146.11 ± 35.4
Oxígeno mg/L	5.34 ± 1.19	12.16 ± 3.69
ORP	129.58 ± 14.29	135 ± 18.34
Pigmentos		
Ficocianina (µg/L)	34.89 ± 5.71	199 ± 0
Clorofila-a (µg/L)	32.44 ± 12.82	12.89 ± 0.93

La composición iónica de la Presa El Carmen varió entre temporadas (Figura 5; Anexo 1). Durante las lluvias, el silicio fue el componente elevado, seguido del calcio, sodio, potasio y magnesio. Durante el estiaje, el calcio presentó la concentración más alta, seguido del silicio. Ambos elementos aumentaron respecto a la temporada de lluvias, al igual que el sodio, el potasio y el magnesio. Entre los aniones, el sulfato predominó en ambas temporadas, aunque fue menor en estiaje. En contraste, el cloruro y el fluoruro

aumentaron ligeramente durante este periodo. Los nitratos y fosfatos permanecieron por debajo del límite de cuantificación en ambas temporadas.

La composición iónica mostró una respuesta estacional relacionada a cambios en los aportes externos de nutrientes a la cuenca y los procesos internos de la misma (Anshumali & Ramanathan, 2007). Aunque los nitratos y fosfatos permanecieron por debajo del límite de cuantificación, esto no descarta su presencia en otras formas, ni su reciclaje dentro del sistema (Søndergaard et al., 2003). En conjunto, las variaciones reflejan la interacción de procesos hidrológicos, geológicos y biológicos.

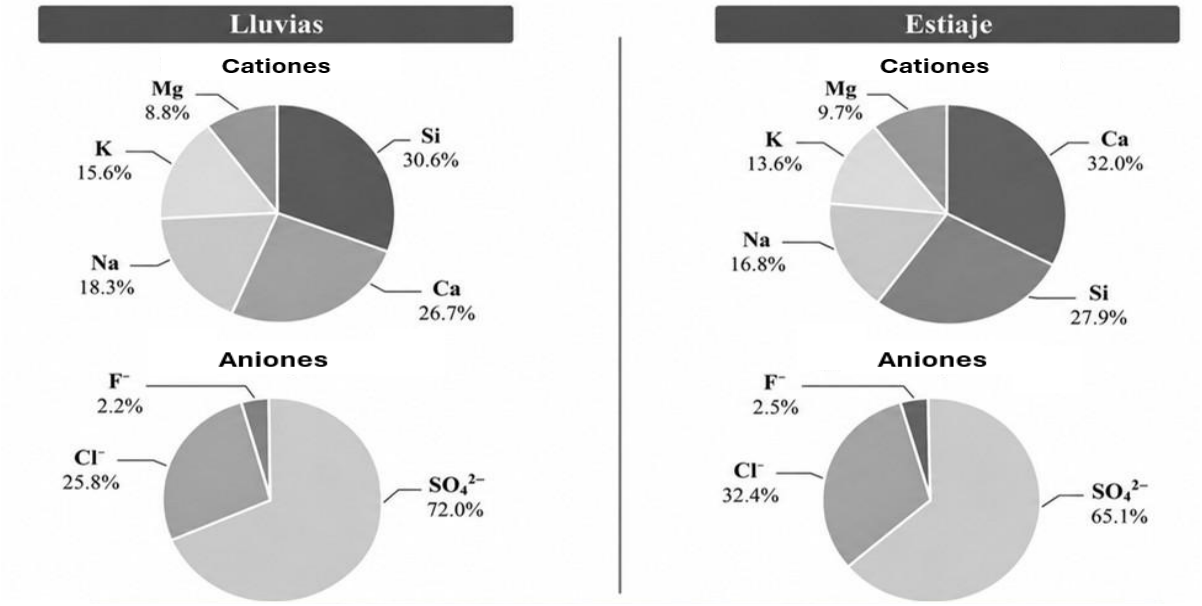


Figura 5. Composición porcentual de los principales Aniones y cationes de la Presa El Carmen, Querétaro. Los Nitratos (NO_3^-) y fosfatos (PO_4^{3-}) estuvieron por debajo del límite de cuantificación (<LOQ) en ambas temporadas.

6.2 MICROCISTINAS EN AGUA Y SESTON

La concentración de microcistinas en seston y agua cambiaron entre temporalidades en la Presa el Carmen, Durante lluvias, la concentración de microcistinas en seston fue de 0.11 µg/L y en estiaje disminuyó a 0.07 µg/L, mientras que para el agua los valores pasaron de 0.98 µg/L en lluvias a 1.85 µg/L en estiaje (Figura 6). Esto indica que la distribución de las toxinas entre las fracciones particulada y disuelta cambió según la temporada (Zastepa et al., 2014; Pierce et al., 2023).

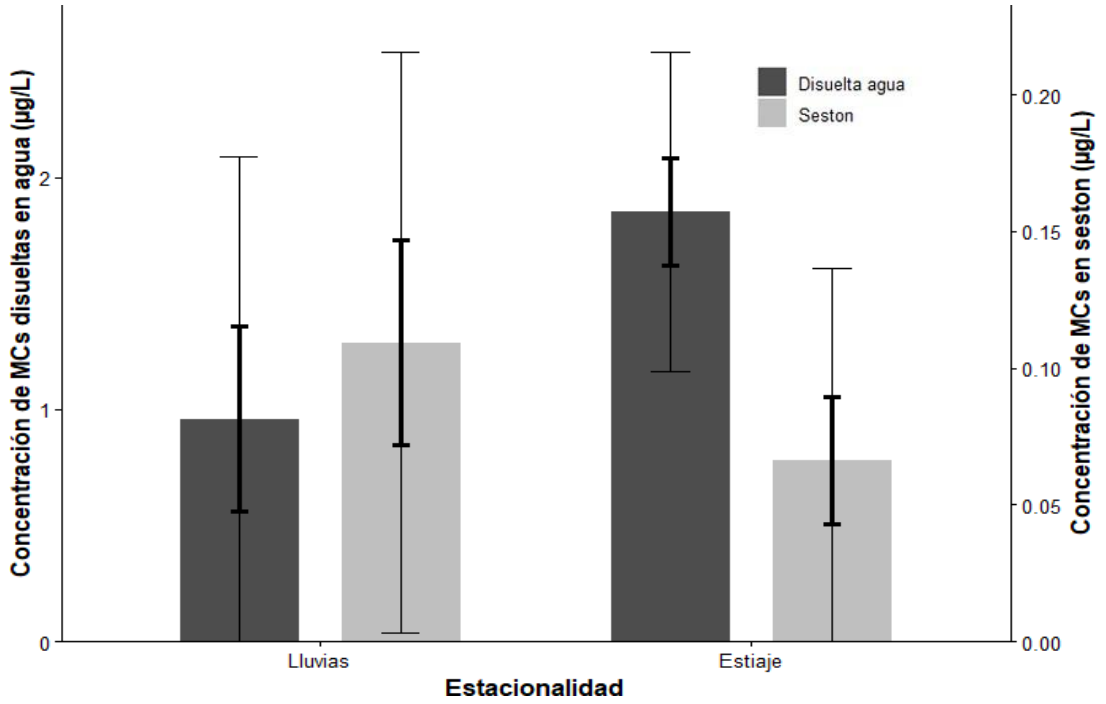


Figura 6. Concentración de Microcistinas disueltas en agua y seston de la Presa el Carmen, Querétaro. Se indica la desviación estándar en línea delgada y error estándar en la línea gruesa.

El patrón estacional indica una redistribución de las microcistinas entre el material suspendido y el agua. Durante las lluvias tuvieron mayor asociación con los sedimentos, mientras que en el estiaje aumentó su disponibilidad en la columna de agua. Estos cambios pueden responder a procesos de liberación celular, sedimentación, degradación y persistencia de las toxinas en el agua (Zastepa et al., 2014; McKindles et al., 2020; Pierce y Schnetzer, 2023).

6.3 Abundancia relativa de Fitoplancton y Zooplancton

Fitoplancton

Encontramos 16 géneros de fitoplancton en la Presa el Carmen en ambas temporalidades, *Microcystis* fue el género más abundante en ambas temporadas, seguido por *Dolichospermum* y *Cylindrospermum* (Cuadro 3, Anexos 2 y 3). Sin embargo, su abundancia relativa varió espacial y temporalmente. Durante lluvias, la mayor

abundancia de *Microcystis* se registró en el sitio 1 de la presa, mientras que durante estiaje alcanzó abundancias más elevadas en el sitio 2.

Cuadro 3. Estimación de la abundancia de géneros de fitoplancton encontrados en la presa. Los valores representan el porcentaje de cuadrados en las cuadrículas de 20x20 µm de las fotografías donde se encontraron los géneros por temporada

		Temporalidad					
		Lluvias			**Estiaje**		
División	**Género**	Sitio 1	Sitio 2	Sitio 3	Sitio 1	Sitio 2	Sitio 3
Cyanophyta	*Microcystis*	66.88	60	66.44	69.82	70.69	62.50
	Dolichospermum	17.70	26	18.56	9.69	17.83	26.92
	Cylindrospermum	12.19	12	13.40	7.12	3.63	5.34
	Anabaena	0	0	0	1.59	0	1.00
	Planktothrix	0	0	0	1.91	0.14	0
	Woronichinia	0	0	0	7.33	6.22	3.24
Bacillariophyta	*Aulacoseira*	1.50	1	1.43	1.56	1.49	0
	Navicula	1.06	1	0	0	0	0
Clorophyta	*Scenedesmus*	0.67	0	0	0	0	1.00
	Eudorina	0	0	0	0.99	0	0

La dominancia de *Microcystis* en ambas temporadas indica su capacidad para mantenerse bajo condiciones ambientales distintas, mientras que los cambios entre sitios muestran una distribución heterogénea dentro del embalse. Esta variación puede relacionarse a diferencias en la profundidad, la disponibilidad de luz y movimiento del agua (Xiao et al., 2018; Huisman et al., 2018; Luo et al., 2022) en la presa.

Zooplancton

El análisis del zooplancton permitió identificar cinco géneros de zooplancton, además de larvas nauplio de copépodos, en la Presa El Carmen. Con una marcada dominancia de *Bosmina longirostris* en ambas temporadas y sitios, aunque su abundancia relativa fue mayor y más uniforme durante estiaje. En lluvias se registraron *Brachionus havanaensis*,

B. falcatus y larvas nauplio en el sitio 1. Durante estiaje disminuyó la abundancia de *Brachionus* y de las larvas nauplio y se registró *Polyarthra vulgaris*, *Cyclops* y *Paramecium* (Cuadro 4).

Cuadro 4. Estimación de la abundancia de géneros de zooplancton encontrados en la presa

		Temporalidad					
		Lluvias			Estiaje		
División	**Género**	Sitio 1	Sitio 2	Sitio 3	Sitio 1	Sitio 2	Sitio 3
Branchiopoda	*Bosmina longirostris*	50.00	93.58	87.00	95.13	83.91	90.60
Rotífera	*Brachionus havanaensis*	16.66	0.66	4.00	0.44	5.17	0.43
	Brachionus falcatus	25.00	0	1.00	0.44	1.15	0.85
	Polyarthra vulgaris	0	0	0	1.33	4.02	4.27
Copépodo	*Cyclops*	0	0	0	0.44	0.57	1.70
	Larva nauplius	8.34	5.76	8.00	0.88	2.87	1.71
Ciliophora	*Paramecium*	0	0	0	0.88	2.30	0.43

La dominancia persistente de *Bosmina longirostris* indica su capacidad para mantenerse bajo diferentes condiciones estacionales. Se ha documentado su presencia en presas eutrofizadas con proliferaciones de cianobacterias (Ramírez-García et al., 2002; Slim & Fadel, 2019). Los cambios en rotíferos, copépodos y ciliados reflejan una reorganización de la comunidad relacionada con variaciones en el alimento disponible y las condiciones ambientales. En conjunto, la estacionalidad contribuye a la modificación de la composición del zooplancton sin desplazar al género dominante (Paes et al., 2016).

6.4 MICROCISTINAS EN ZOOPLANCTON

La concentración de microcistinas en el zooplancton de la Presa El Carmen fue mayor durante las lluvias, con un valor aproximado de 22,000 µg/L, frente a 1,800–2,000 µg/L durante estiaje (Figura 7). En lluvias predominaron organismos pequeños y se registraron mayores concentraciones de toxinas en el seston. En estiaje aumentó la abundancia de

organismos de mayor tamaño, pero las concentraciones de microcistinas en el zooplancton disminuyeron, aun cuando las microcistinas disueltas aumentaron.

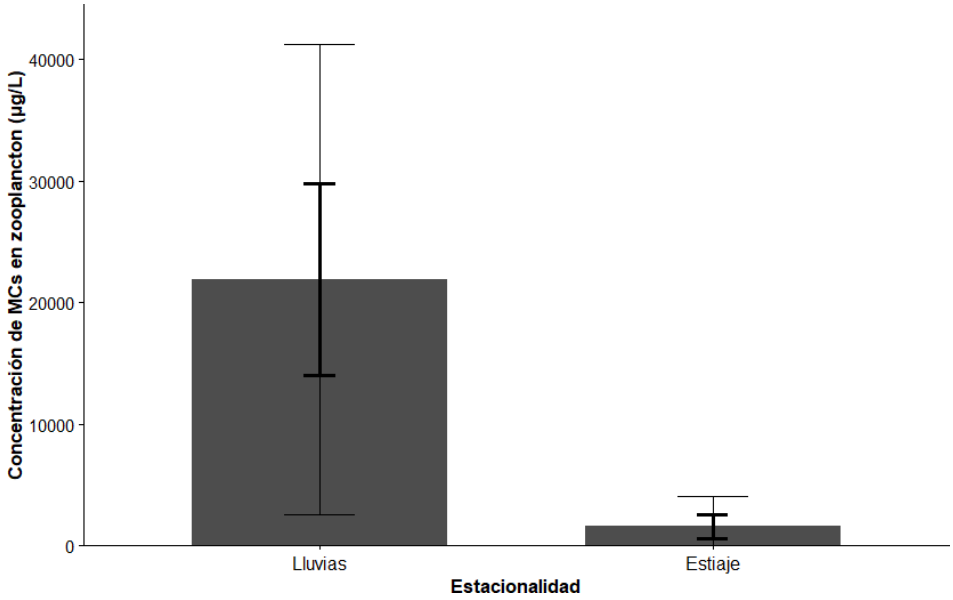


Figura 7. Concentración de Microcistinas en Zooplancton de la Presa el Carmen, Querétaro. Se indica la desviación estándar en línea delgada y error estándar en la línea gruesa.

6.5 MICROCISTINAS EN SEDIMENTO Y PERIFITON

El análisis de las muestras de sedimento y perifiton evidenció una distribución estacional de las microcistinas entre ambos componentes del sistema (Figura 8). En sedimento, las concentraciones fueron mayores durante lluvias, con valores promedio de 16 µg/L, mientras que en estiaje disminuyeron a 9 µg/L. En contraste, el perifiton presentó el patrón opuesto, durante lluvias registró concentraciones cercanas a 25 µg/L, pero en estiaje aumentó hasta 45µg/L. Esto muestra que las microcistinas variaron entre sedimento y perifiton según la temporada, por lo que cada tipo de muestra presentó un patrón diferente de acumulación.

El patrón estacional muestra que el sedimento y el perifiton funcionaron como compartimentos distintos para la retención de microcistinas. Durante las lluvias, el sedimento pudo recibir material contaminado depositado desde la columna de agua, mientras que en el estiaje el desarrollo de biopelículas favoreció su acumulación en el perifiton (Song et al., 2015; Quiblier et al., 2013; Wood et al., 2020). En conjunto, ambos

componentes mantuvieron las toxinas disponibles mediante rutas bentónicas diferentes.

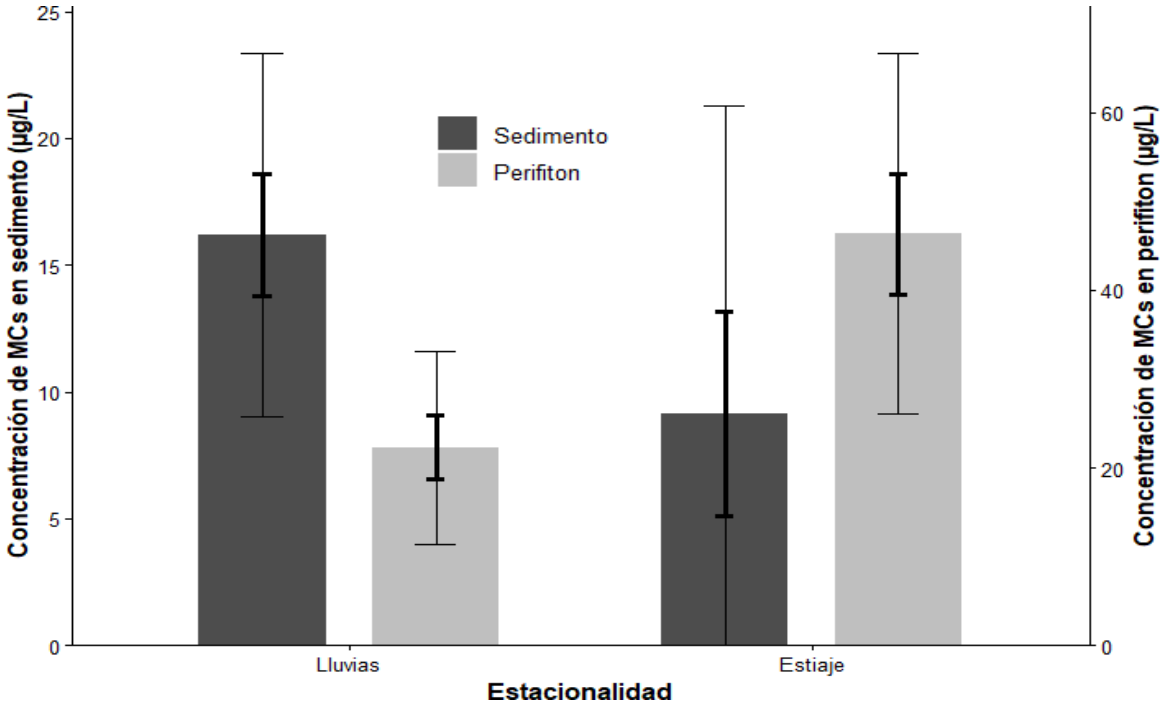


Figura 8. Concentración de Microcistinas en Sedimento y Perifiton de la Presa el Carmen, Querétaro. Se indica la desviación estándar en línea delgada y error estándar en la línea gruesa

6.6 MICROCISTINAS EN MÚSCULO DE PECES

Se detectaron microcistinas en el músculo de todas las especies analizadas, con diferencias entre temporadas, especies y gremios tróficos (Figura 9). En *Poecilia mexicana* con 190 µg/L y *Lepomis macrochirus* con 175 µg/L, las concentraciones medias fueron mayores durante lluvias y disminuyeron en estiaje. En *Oreochromis niloticus* con 100 µg/L, se observó un ligero aumento durante estiaje, mientras que en *Chirostoma jordani* con 60 µg/L, las concentraciones medias se mantuvieron prácticamente iguales en ambas temporadas. En términos generales, las concentraciones más altas de cianotoxinas se registraron en las especies herbívora/detritívora (*P. mexicana*) e insectívora (*L. macrochirus*), seguidas por la especie omnívora/detritívora (*O. niloticus*), mientras que la especie Zooplantívora (*C. jordani*) presentó las concentraciones más bajas.

La presencia de microcistinas en todas las especies confirma su bioacumulación en peces, dada por: la dieta, el uso del hábitat y las fuentes contaminadas disponibles (Xie et al., 2005; Berry et al., 2011; Peng et al., 2020), sin embargo, para poder determinar si existe una biomagnificación en la cadena trófica de las especies, es necesario realizar un marcaje de algunas toxinas y seguir su ruta en el sistema acuático.

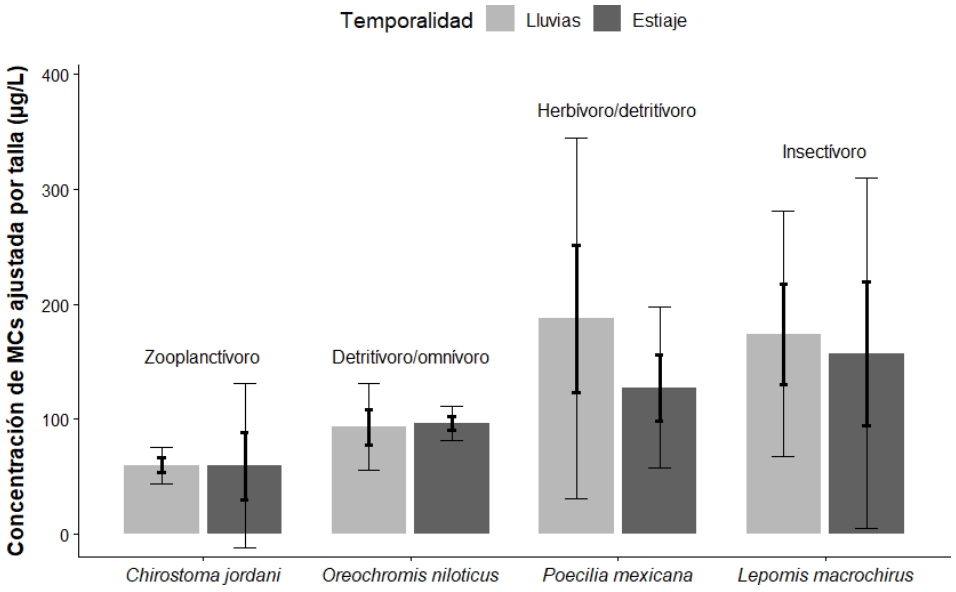


Figura 9. Concentración de Microcistinas en músculos de los peces relacionado con la talla y peso, de la Presa el Carmen, Querétaro. Se indica la desviación estándar en línea delgada y error estándar en la línea gruesa.

6.7 ANÁLISIS ESTADÍSTICOS DE LA DISTRIBUCIÓN DE MICROCISTINAS

Variación de las microcistinas por componente, sitio y temporada

Los cambios en las concentraciones de microcistinas entre lluvias y estiaje fueron distintos en cada componente y sitio, de acuerdo con el ANOVA mixto de medidas repetidas y las comparaciones posteriores (Cuadro 5, Anexo 4). Durante estiaje, las concentraciones aumentaron en el agua de los sitios 1 y 2 y en el perifiton de los sitios 2 y 3. Este aumento no se observó en el agua del sitio 3 ni en el perifiton del sitio 1, donde no hubo diferencias significativas entre temporadas. Tampoco se detectaron diferencias

significativas en el seston y el sedimento. En contraste, el zooplancton presentó concentraciones mayores durante las lluvias, aunque los valores variaron ampliamente entre muestras.

Cuadro 5. Resultados del ANOVA mixto de los componentes evaluados de la Presa El Carmen. F= valor del análisis de varianza; gl_1 y gl_2 = grados de libertad del efecto y del error. P = efecto es significancia; p ajustada (Holm) = comparaciones múltiples y η² parcial = tamaño del efecto

Componente	Efecto	*F* (gl_1, gl_2)	*p*	*p* ajustada (Holm)	η² parcial
Agua	Temporada	49.66 (1, 6)	0.0004	0.0061	0.892
Agua	Sitio	30.48 (2, 6)	0.0007	0.0101	0.91
Agua	Temporada/sitio	16.07 (2, 6)	0.0039	0.0506	0.843
Seston	Temporada/sitio	0.36 (1, 6)	0.5694	1	0.057
Seston	Sitio	0.20 (2, 6)	0.8241	1	0.063
Seston	Temporada/sitio	0.53 (2, 6)	0.612	1	0.151
Zooplancton	Temporada	0.93 (1, 6)	0.371	1	0.135
Zooplancton	Sitio	0.10 (2, 6)	0.9041	1	0.033
Zooplancton	Temporada/sitio	1.01 (2, 6)	0.4174	1	0.253
Perifiton	Temporada	7.36 (1, 6)	0.035	0.3847	0.551
Perifiton	Sitio	1.16 (2, 6)	0.3746	1	0.279
Perifiton	Temporada/sitio	1.17 (2, 6)	0.3734	1	0.28
Sedimento	Temporada	12.25 (1, 6)	0.0128	0.1539	0.671
Sedimento	Sitio	2.97 (2, 6)	0.1267	1	0.498
Sedimento	Temporada/sitio	5.10 (2, 6)	0.0509	0.5087	0.63

Distribución de microcistinas entre temporadas

El análisis de redundancia (RDA) mostró que las muestras se distribuyeron de forma diferente según la temporada y las concentraciones de microcistinas en los componentes de la presa. Los dos primeros ejes resumieron el 78.3 % de la variación restringida. El eje X (RDA1; 49.1 %) separó sobre todo los puntos de lluvias y estiaje. El eje Y (RDA2; 29.2 %) mostró diferencias dentro de cada temporada (Figura 10). La variación restringida es la parte de las diferencias entre muestras relacionada con las variables

incluidas en el análisis. Los puntos cercanos tienen combinaciones parecidas de concentraciones de microcistinas y condiciones ambientales. Las flechas indican hacia dónde aumenta cada variable, y su longitud muestra qué tan claramente se relaciona con la distribución de las muestras en los dos ejes (Borcard et al., 2018).

Durante las lluvias, varios puntos se relacionaron con las microcistinas del seston, el zooplancton y el sedimento, además de la clorofila-a y la temperatura. Esto indica que estas variables compartieron un patrón semejante. La relación con la clorofila-a sugiere una contribución del fitoplancton al material suspendido y al alimento disponible para el zooplancton. Sin embargo, este pigmento está presente tanto en cianobacterias como en otras algas, por lo que no identifica únicamente a los productores de microcistinas (Chorus & Welker, 2021). Las células y partículas contaminadas pudieron ser consumidas por el zooplancton o hundirse y llegar al sedimento, lo que ofrece una posible explicación de la relación entre estos componentes (Sotton et al., 2014; Song et al., 2015).

La temperatura pudo influir en la cantidad y el tipo de fitoplancton presente y, con ello, en el alimento disponible para el zooplancton y el material que pudo llegar al fondo (Huisman et al., 2018). Las diferencias en el eje Y muestran que algunos puntos se asociaron más con el zooplancton y otros con el sedimento. Esto podría reflejar diferencias entre sitios donde los organismos consumieron material contaminado y otros donde este se acumuló en el fondo.

Durante estiaje, varios puntos se relacionaron con la ficocianina, el oxígeno, las microcistinas disueltas y las asociadas con el perifiton. La relación con la ficocianina sugiere una mayor participación de las cianobacterias (Ahn et al., 2007). Su orientación semejante a la del oxígeno es compatible con actividad fotosintética, mediante la cual estos organismos liberan oxígeno al agua (Whitton & Potts, 2012). Sin embargo, el oxígeno también depende de la respiración y del intercambio con la atmósfera.

La menor renovación del agua pudo favorecer la permanencia de las cianobacterias en la presa (Romo et al., 2013), mientras que una menor dilución pudo contribuir a concentrar las microcistinas disueltas. La liberación de toxinas cuando las células se

dañan o se rompen también ofrece una posible explicación de este aumento (McKindles et al., 2020). En el caso del perifiton, las toxinas pudieron estar vinculadas con material retenido por las comunidades adheridas o con cianobacterias productoras presentes en ellas. La luz, la circulación del agua y el tipo de superficie disponible pudieron influir en el desarrollo de estas comunidades (Quiblier et al., 2013).

La separación entre lluvias y estiaje tuvo algunas excepciones. S1P1 y S2P1 de estiaje se ubicaron cerca de las muestras de lluvias y hacia las microcistinas del sedimento. Esta semejanza, cerca de la cortina y en la zona media, pudo estar vinculada con material que permaneció en el fondo desde antes del muestreo. De igual forma S3P1 y S3P2 de estiaje se separaron hacia la parte superior del eje Y, ambos puntos pertenecen a la entrada de la presa, posiblemente la circulación, los aportes de agua y materiales desde la cuenca pudieron contribuir a estas diferencias (Reynolds, 2006).

En la entrada de la presa, S3P1 y S3P3 de lluvias quedaron cercanos a puntos de estiaje y en la dirección de las microcistinas disueltas, lo que se puede explicar por la llegada de agua y materiales desde la cuenca, junto con la circulación local, lo que pudo influir en la distribución de las toxinas, aunque no se evaluó directamente su efecto. Por último, S3P2 de lluvias quedó cerca del centro de la gráfica, sin una orientación clara hacia alguna variable.

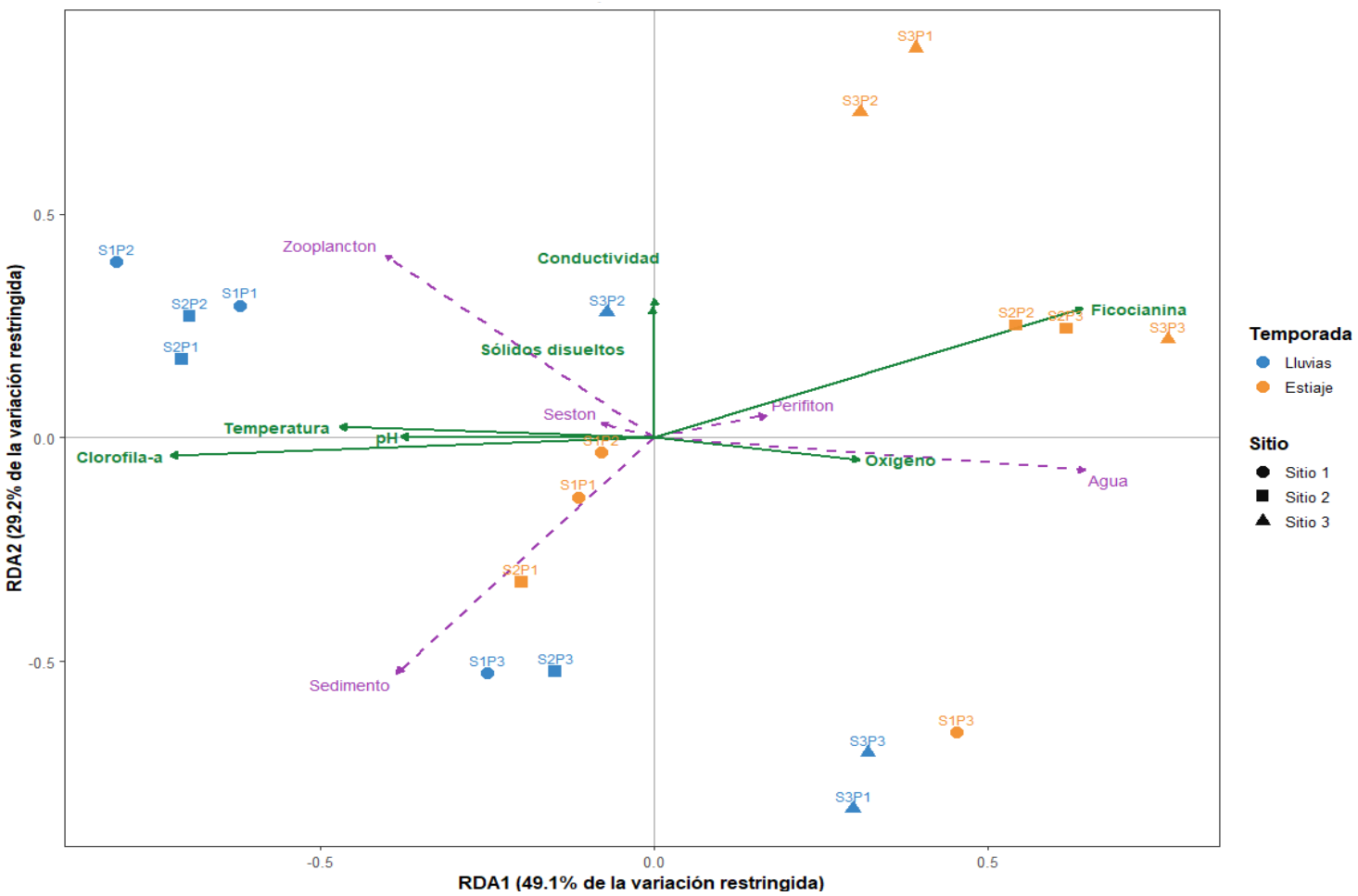


Figura 10. Análisis de redundancia (RDA) de la relación entre la distribución de microcistinas en agua, seston, zooplancton, sedimento y perifiton y las variables ambientales de la Presa El Carmen, Querétaro.

VII. DISCUSIÓN GENERAL

La dinámica de las microcistinas en la Presa El Carmen mostró diferencias entre temporadas y sitios, relacionadas con las condiciones ambientales y la composición de las comunidades biológicas. Las cianobacterias estuvieron presentes durante las lluvias y el estiaje, lo que sugiere condiciones que permitieron su permanencia. La disponibilidad de nutrientes, la luz y la renovación del agua pueden contribuir al desarrollo de estas comunidades (Paerl & Otten, 2013; Huisman et al., 2018).

Durante el estiaje, la conductividad y los sólidos disueltos aumentaron, lo que se relaciona con una menor dilución del agua, aunque también puede depender de los materiales que llegan desde la cuenca y de los procesos internos del embalse (Anshumali & Ramanathan, 2007). La menor renovación pudo favorecer la permanencia de las cianobacterias, como se ha observado en cuerpos de agua donde aumenta el tiempo de residencia o disminuye el nivel del agua (Romo et al., 2013; Brasil et al., 2016). La elevada ficocianina y la sobresaturación de oxígeno también sugieren una mayor participación de este grupo y una mayor actividad fotosintética. Sin embargo, el oxígeno depende además de la respiración y del intercambio con la atmósfera, por lo que su aumento no puede atribuirse únicamente a las cianobacterias (Ahn et al., 2007; Whitton & Potts, 2012).

Los nitratos y fosfatos por debajo del límite de cuantificación no indican que el agua careciera de nutrientes. Estos pudieron encontrarse dentro de los organismos, en formas que no se analizaron o disponibles mediante el reciclaje de la materia orgánica. Por ello, las concentraciones medidas en el agua no representan necesariamente todos los nutrientes disponibles para las cianobacterias (Paerl & Otten, 2013; Aubriot, 2019).

Microcystis fue el género con mayor representación en los tres sitios durante ambas temporadas, aunque los géneros acompañantes cambiaron. Durante el estiaje, Dolichospermum aumentó en la entrada de la presa y disminuyó cerca de la cortina y en la zona media, mientras que Cylindrospermum tuvo una menor abundancia en todos los sitios. También se registraron géneros que no se observaron durante las lluvias, como Woronichinia. Estos cambios muestran que la comunidad no respondió de la misma

manera en toda la presa. La renovación del agua y las distintas formas de obtener nutrientes pueden contribuir a estos cambios en la comunidad fitoplanctónica (Reynolds, 2006; Wan et al., 2019). No obstante, identificar géneros potencialmente productores de microcistinas no demuestra que todas sus poblaciones produjeran toxinas.

Durante lluvias, las concentraciones relativamente mayores de microcistinas en seston, zooplancton y sedimento fueron compatibles con una mayor abundancia de células de cianobacterias y partículas contaminadas. Los escurrimientos que llegan a la presa y la mezcla del agua pudieron ayudar a mover y redistribuir estos materiales. El zooplancton puede incorporar las toxinas al consumir células y partículas, mientras que parte del material suspendido puede hundirse y llegar al sedimento. La participación de ambos componentes en la dinámica de las microcistinas se ha documentado en otros cuerpos de agua (Sotton et al., 2014; Song et al., 2015). Una vez en el fondo, las toxinas pueden adherirse a las partículas del sedimento o degradarse, por lo que su concentración no necesariamente corresponde con las condiciones del agua al momento del muestreo (Schmidt et al., 2014).

Durante el estiaje, el aumento de las microcistinas disueltas y de las asociadas con el perifiton sugirió una mayor disponibilidad de toxinas en el agua y las superficies colonizadas. Mientras las células de cianobacterias permanecen íntegras, parte de las microcistinas se mantiene dentro de ellas. Cuando se dañan o se rompen, las toxinas pueden liberarse al agua. Este proceso, junto con la menor dilución, pudo contribuir al aumento de la fracción disuelta (Jones & Orr, 1994; McKindles et al., 2020). En el perifiton, las microcistinas pudieron proceder de material incorporado por las comunidades adheridas o de cianobacterias productoras presentes en ellas, como se ha registrado en otros ambientes bentónicos (Mohamed et al., 2006; Gaget et al., 2017). Estos mecanismos no se evaluaron directamente en la presa.

El ANOVA mixto permitió reconocer las diferencias estadísticas entre las variables analizadas. El agua presentó diferencias más claras, posiblemente relacionadas con una menor dilución durante el estiaje y con la liberación de toxinas desde la biomasa, pero la falta de significancia en otros componentes no implica que no ocurrieran procesos biológicos, debido a que la concentración de toxinas depende de cuánto se incorpora, se

retiene, se degrada o se pierde en cada componente (Martins & Vasconcelos, 2009; Schmidt et al., 2014). En el seston, la cantidad de partículas no necesariamente tiene que estar vinculada a la concentración de microcistinas, ya que incluye organismos y materiales con diferentes niveles de toxicidad (Sinang et al., 2013). Tales variaciones podrían dificultar la identificación de un patrón estacional constante.

El RDA mostró diferencias entre temporadas y cambios entre sitios en la relación de las microcistinas con las condiciones ambientales. Algunas muestras de lluvias y estiaje compartieron características semejantes, lo que indica que su distribución no dependió únicamente de la temporada. La circulación del agua, la profundidad y los aportes de materiales pudieron generar condiciones particulares dentro de la presa. De igual forma se ha visto que estos factores influyen en la dinámica del fitoplancton (Reynolds, 2006; Romo et al., 2013). Los patrones observados complementan las diferencias identificadas por el ANOVA, aunque no permiten confirmar qué procesos las originaron ni demostrar el traslado de toxinas entre componentes.

Bosmina longirostris dominó el zooplancton en ambas temporadas, aunque su proporción cambió entre sitios. Durante el estiaje aumentó cerca de la cortina y en la entrada, pero disminuyó en la zona media. El alimento disponible, la circulación del agua y la depredación pudieron contribuir a estas diferencias. Sin embargo, los porcentajes no permiten determinar si cambió el número de individuos de Bosmina, ya que también dependen de la abundancia de otros grupos. Esta especie puede seleccionar su alimento según su disponibilidad y su alimentación previa (DeMott, 1982), pero no necesariamente evita las cianobacterias tóxicas (Fulton, 1988). Por ello, su predominio no explica por sí solo las concentraciones de microcistinas. El contenido tóxico del alimento y la capacidad para retener y eliminar las toxinas también pudieron influir en la carga registrada (Ferrão-Filho & Kozlowsky-Suzuki, 2011).

El tamaño también influye en las partículas ingeridas, aunque los organismos grandes no siempre consumen más cianobacterias en relación con su peso (Burns, 1968; Panosso & Lürling, 2010; Agasild et al., 2025). Evaluar este efecto requiere conocer las características del alimento disponible. El zooplancton constituye una posible vía de

exposición para sus consumidores, pero la transferencia de microcistinas no se comprobó directamente en la presa (Sotton et al., 2014).

La detección de microcistinas en el músculo de todas las especies mostró la exposición de peces con distintos hábitos alimentarios. Las concentraciones fueron mayores en *Poecilia mexicana* y *Lepomis macrochirus* y menores en *Chirostoma jordani*. La dieta y el uso del hábitat pudieron contribuir a estas diferencias, pues las toxinas pueden incorporarse mediante el consumo de células, partículas, perifiton o presas contaminadas (Magalhães et al., 2001; Flores et al., 2018). También se han registrado variaciones entre especies y periodos de muestreo en otros cuerpos de agua (Xie et al., 2005; Peng et al., 2020).

Las concentraciones de *P. mexicana* durante las lluvias son compatibles con su consumo de algas y detritos, mientras que las de *L. macrochirus* pudieron relacionarse con la ingestión de zooplancton e invertebrados expuestos. En esta última especie se han encontrado concentraciones mayores que en peces principalmente piscívoros (Cianci-Gaskill et al., 2022). La alimentación variada de *Oreochromis niloticus*, por su parte, pudo mantener su exposición, aunque cambiaran los recursos disponibles entre temporadas (Enawgaw & Lemma, 2018; Temesgen et al., 2022).

Las microcistinas que se encuentran en el músculo pueden venir de una exposición previa a la captura. Su concentración depende tanto de cuánto tiempo permanecen como de cómo se eliminan las cianotoxinas (Dyble et al., 2011; Shahmohamadloo et al., 2022). Los peces pudieron incorporarlas por diferentes vías. Sin embargo, los datos no permiten saber cuáles ni comprobar si pasan de un componente a otro. Además, las concentraciones no aumentaron de manera constante según la posición trófica. Por eso, los resultados no prueban que haya biomagnificación. Kozlowsky-Suzuki et al. (2012) y Kim et al. (2019) describieron un patrón similar en otras redes alimentarias acuáticas.

VIII. CONCLUSIONES

- Todos los elementos analizados (seston, sedimento, zooplancton, agua, peces y perifiton), evidencian la presencia de microcistinas en la red trófica de la presa El Carmen, Querétaro.

- Las condiciones fisicoquímicas del agua en estiaje favorecieron el crecimiento de cianobacterias y se asociaron a un aumento de microcistinas disueltas en el agua.

- El género fitoplanctónico más abundante en la Presa El Carmen fue Microcystis durante ambas temporadas, aunque su abundancia cambió entre sitios.

- La comunidad de zooplancton estuvo dominada por *Bosmina longirostris* durante ambas temporadas, con una mayor abundancia relativa en estiaje.

- La concentración de microcistinas entre agua y seston cambió estacionalmente: en seston fue mayor durante lluvias y en agua durante estiaje.

- La concentración de microcistinas en sedimento fue mayor en lluvias y en perifiton en estiaje.

- Todas las especies de peces analizadas presentaron microcistinas en el músculo, confirmando su bioacumulación en organismos con diferentes hábitos alimentarios y no su biomagnificación, ya que no fue posible trazar una ruta de alguna toxina en la red trófica.

- *Poecilia mexicana* y *Lepomis macrochirus* presentaron las concentraciones más altas de cianotoxinas durante lluvias, lo que puede relacionarse con el consumo de detritus, algas, zooplancton, insectos y macroinvertebrados contaminados, según la dieta de cada especie.

IX. LITERATURA CITADA

Agasild, H., Gonzales Ferraz, M. E., Saat, M., Zingel, P., Piirsoo, K., Blank, K., Kisand, V., Nõges, T., & Panksep, K. (2025). Crustacean zooplankton ingestion of potentially toxic Microcystis: In situ estimation using mcyE gene gut content detection in a large temperate eutrophic lake. Toxins, 17(1), Article 42. https://doi.org/10.3390/toxins17010042

Ahn, C.-Y., Joung, S.-H., Yoon, S.-K., & Oh, H.-M. (2007). Alternative alert system for cyanobacterial bloom, using phycocyanin as a level determinant. *The Journal of Microbiology, 45*(2), 98–104.

Anshumali, & Ramanathan, A. L. (2007). Seasonal variation in the major ion chemistry of Pandoh Lake, Mandi District, Himachal Pradesh, India. *Applied Geochemistry, 22*(8), 1736–1747. https://doi.org/10.1016/j.apgeochem.2007.03.045

Aubriot, L. (2019). Nitrogen availability facilitates phosphorus acquisition by bloom-forming cyanobacteria. *FEMS Microbiology Ecology, 95*(2), Article fiy229. https://doi.org/10.1093/femsec/fiy229

Backer, L. C., Manassaram-Baptiste, D., LePrell, R., & Bolton, B. (2015). Cyanobacteria and algae blooms: Review of health and environmental data from the Harmful Algal Bloom-Related Illness Surveillance System (HABISS) 2007–2011. *Toxins, 7*(4), 1048–1064. https://doi.org/10.3390/toxins7041048

Baganz, D., Staaks, G., Pflugmacher, S., & Steinberg, C. E. W. (2004). Comparative study of microcystin-LR-induced behavioral changes of two fish species, *Danio rerio* and *Leucaspius delineatus*. *Environmental Toxicology, 19*(6), 564–570. https://doi.org/10.1002/tox.20063

Berry, J. P., Lee, E., Walton, K., Wilson, A. E., & Bernal-Brooks, F. (2011). Bioaccumulation of microcystins by fish associated with a persistent cyanobacterial bloom in Lago de Pátzcuaro (Michoacán, Mexico). *Environmental Toxicology and Chemistry, 30*(7), 1621–1628. https://doi.org/10.1002/etc.548

Borcard, D., Gillet, F., & Legendre, P. (2018). *Numerical ecology with R* (2nd ed.). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-319-71404-2

Brasil, J., Attayde, J. L., Vasconcelos, F. R., Dantas, D. D. F., & Huszar, V. L. M. (2016). Drought-induced water-level reduction favors cyanobacteria blooms in tropical shallow lakes. *Hydrobiologia, 770*, 145–164. https://doi.org/10.1007/s10750-015-2578-5

Buratti, F. M., Manganelli, M., Vichi, S., Stefanelli, M., Scardala, S., Testai, E., & Funari, E. (2017). Cyanotoxins: Producing organisms, occurrence, toxicity, mechanism of action and human health toxicological risk evaluation. *Archives of Toxicology, 91*(3), 1049–1130. https://doi.org/10.1007/s00204-016-1913-6

Burns, C. W. (1968). The relationship between body size of filter-feeding Cladocera and the maximum size of particle ingested. Limnology and Oceanography, 13(4), 675–678. https://doi.org/10.4319/lo.1968.13.4.0675

Bustillos-Guzmán, J. J., Turner, A., Hernández-Almeida, O. U., Band-Schmidt, C. J., Romero-Bañuelos, C. A., Hernández-Sandoval, F. E., Núñez-Vázquez, E. J., & Palomino-Hermosillo, Y. A. (2020). Presence of cyanotoxins in a Mexican

subtropical monomictic crater lake. *Applied Sciences, 10*(19), Article 6719. https://doi.org/10.3390/app10196719

Cantoral Uriza, E. A., Asencio Martínez, A. D., & Aboal Sanjurjo, M. (2017). Cianotoxinas: Efectos ambientales y sanitarios. Medidas de prevención. *Hidrobiológica, 27*(2), 241–251. https://doi.org/10.24275/uam/izt/dcbs/hidro/2017v27n2/Cantoral

Carmichael, W. W. (1992). Cyanobacteria secondary metabolites—The cyanotoxins. *Journal of Applied Bacteriology, 72*(6), 445–459. https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.1992.tb01858.x

Carmichael, W. W. (2001). Health effects of toxin-producing cyanobacteria: "The CyanoHABs". *Human and Ecological Risk Assessment: An International Journal, 7*(5), 1393–1407. https://doi.org/10.1080/20018091095087

Carmichael, W. W., Biggs, D. F., & Gorham, P. R. (1975). Toxicology and pharmacological action of *Anabaena flos-aquae* toxin. *Science, 187*(4176), 542–544. https://doi.org/10.1126/science.803708

Chávez Trejo, M. J. (2022). *Análisis de la hidrología forense de la presa El Carmen, El Marqués, Querétaro* [Tesis de maestría, Universidad Autónoma de Querétaro]. Repositorio Institucional de la Universidad Autónoma de Querétaro. https://ri-ng.uaq.mx/handle/123456789/9215

Chen, J., Zhang, D., Xie, P., Wang, Q., & Ma, Z. (2009). Simultaneous determination of microcystin contaminations in various vertebrates (fish, turtle, duck and water bird) from a large eutrophic Chinese lake, Lake Taihu, with toxic *Microcystis* blooms. *Science of the Total Environment, 407*(10), 3317–3322. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2009.02.005

Chen, L., Chen, J., Zhang, X., & Xie, P. (2016). A review of reproductive toxicity of microcystins. *Journal of Hazardous Materials, 301*, 381–399. https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2015.08.041

Chen, W., Li, L., Gan, N., & Song, L. (2006). Optimization of an effective extraction procedure for the analysis of microcystins in soils and lake sediments. *Environmental Pollution, 143*(2), 241–246. https://doi.org/10.1016/j.envpol.2005.11.030

Chorus, I., & Bartram, J. (Eds.). (1999). *Toxic cyanobacteria in water: A guide to their public health consequences, monitoring and management*. E & FN Spon.

Chorus, I., & Welker, M. (Eds.). (2021). *Toxic cyanobacteria in water: A guide to their public health consequences, monitoring and management* (2nd ed.). CRC Press. https://doi.org/10.1201/9781003081449

Cianci-Gaskill, J. A., Knott, K. K., O'Hearn, R., Argerich, A., Niswonger, D., Wenzel, J., Whittier, J. B., & North, R. L. (2022). Microcystin accumulation in sportfish from an agricultural reservoir differs among feeding guild, tissue type, and time of sampling. *Aquatic Toxicology, 250*, Article 106242. https://doi.org/10.1016/j.aquatox.2022.106242

Codd, G. A., Morrison, L. F., & Metcalf, J. S. (2005). Cyanobacterial toxins: Risk management for health protection. *Toxicology and Applied Pharmacology, 203*(3), 264–272. https://doi.org/10.1016/j.taap.2004.02.016

Codd, G. A., Morton, H., & Baker, P. D. (2015). George Francis: A pioneer in the investigation of the quality of South Australia's drinking water sources (1878–

1883). *Transactions of the Royal Society of South Australia, 139*(2), 164–170. https://doi.org/10.1080/03721426.2015.1057093

Comisión Nacional de Acuacultura y Pesca. (2016, 20 de julio). *Presa El Carmen*. Gobierno de México. https://conapesca.gob.mx/wb/cona/presa_el_carmen

Coordinación Municipal de Protección Civil de El Marqués. (2024). *Programa estratégico para la temporada de lluvias y ciclones tropicales 2024*. Gobierno Municipal de El Marqués. https://elmarques.gob.mx/wp-content/uploads/2020/11/pet_lluvias_2024.pdf

Dawson, R. M. (1998). The toxicology of microcystins. *Toxicon, 36*(7), 953–962. https://doi.org/10.1016/S0041-0101(97)00102-5

Deblois, C. P., Aranda-Rodriguez, R., Giani, A., & Bird, D. F. (2008). Microcystin accumulation in liver and muscle of tilapia in two large Brazilian hydroelectric reservoirs. *Toxicon, 51*(3), 435–448. https://doi.org/10.1016/j.toxicon.2007.10.017

DeMott, W. R. (1982). Feeding selectivities and relative ingestion rates of Daphnia and Bosmina. Limnology and Oceanography, 27(3), 518–527. https://doi.org/10.4319/lo.1982.27.3.0518

Dyble, J., Gossiaux, D., Landrum, P., Kashian, D. R., & Pothoven, S. (2011). A kinetic study of accumulation and elimination of microcystin-LR in yellow perch (*Perca flavescens*) tissue and implications for human fish consumption. *Marine Drugs, 9*(12), 2553–2571. https://doi.org/10.3390/md9122553

Dziga, D., Wasylewski, M., Wladyka, B., Nybom, S., & Meriluoto, J. (2013). Microbial degradation of microcystins. *Chemical Research in Toxicology, 26*(6), 841–852. https://doi.org/10.1021/tx4000045

Enawgaw, Y., & Lemma, B. (2018). Seasonality in the diet composition and ontogenetic dietary shifts of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758), in Lake Tinishu Abaya, Ethiopia. *International Journal of Fisheries and Aquatic Research, 3*(1), 49–59.

Falconer, I. R. (2005). *Cyanobacterial toxins of drinking water supplies: Cylindrospermopsins and microcystins*. CRC Press. https://doi.org/10.1201/9780203022870

Falconer, I. R., Burch, M. D., Steffensen, D. A., Choice, M., & Coverdale, O. R. (1994). Toxicity of the blue-green alga (cyanobacterium) *Microcystis aeruginosa* in drinking water to growing pigs, as an animal model for human injury and risk assessment. *Environmental Toxicology and Water Quality, 9*(2), 131–139. https://doi.org/10.1002/tox.2530090209

Falkowski, P. G., Fenchel, T., & DeLong, E. F. (2008). The microbial engines that drive Earth's biogeochemical cycles. *Science, 320*(5879), 1034–1039. https://doi.org/10.1126/science.1153213

Ferrão-Filho, A. S., & Kozlowsky-Suzuki, B. (2011). Cyanotoxins: Bioaccumulation and effects on aquatic animals. *Marine Drugs, 9*(12), 2729–2772. https://doi.org/10.3390/md9122729

Ferrão-Filho, A. S., Domingos, P., & Azevedo, S. M. F. O. (2002). Influences of a *Microcystis aeruginosa* Kützing bloom on zooplankton populations in Jacarepaguá Lagoon, Rio de Janeiro, Brazil. *Limnologica, 32*(4), 295–308. https://doi.org/10.1016/S0075-9511(02)80025-4

Flores, E., & Herrero, A. (2010). Compartmentalized function through cell differentiation in filamentous cyanobacteria. *Nature Reviews Microbiology, 8*(1), 39–50. https://doi.org/10.1038/nrmicro2242

Flores, N. M., Miller, T. R., & Stockwell, J. D. (2018). A global analysis of the relationship between concentrations of microcystins in water and fish. *Frontiers in Marine Science, 5*, Article 30. https://doi.org/10.3389/fmars.2018.00030

Francis, G. (1878). Poisonous Australian lake. *Nature, 18*, 11–12. https://doi.org/10.1038/018011d0

Froscio, S. M., Humpage, A. R., Burcham, P. C., & Falconer, I. R. (2003). Cylindrospermopsin-induced protein synthesis inhibition and its dissociation from acute toxicity in mouse hepatocytes. *Environmental Toxicology, 18*(4), 243–251. https://doi.org/10.1002/tox.10121

Fulton, R. S. (1988). Resistance to blue-green algal toxins by Bosmina longirostris. Journal of Plankton Research, 10(4), 771–778. https://doi.org/10.1093/plankt/10.4.771

Gaget, V., Humpage, A. R., Huang, Q., Monis, P., & Brookes, J. D. (2017). Benthic cyanobacteria: A source of cylindrospermopsin and microcystin in Australian drinking water reservoirs. *Water Research, 124*, 454–464. https://doi.org/10.1016/j.watres.2017.07.073

Garita-Alvarado, C. A., Bermúdez-González, M. P., Bojorge-García, M. G., & Cantoral Uriza, E. A. (2024). Cyanotoxins bioaccumulation by fish in an anthropized reservoir in central Mexico. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental, 40*, 215–230. https://doi.org/10.20937/RICA.54932

Garita-Alvarado, C. A., Bojorge-García, M. G., & Cantoral Uriza, E. A. (2023). Cyanotoxins bioaccumulation in freshwater ecosystems in Latin America: A review. *Hidrobiológica, 33*(3), 353–365. https://doi.org/10.24275/CSUP3520

Garita-Alvarado, C. A., Hernández-Luna, L., Bermúdez-González, M. P., Bojorge-García, M. G., & Cantoral Uriza, E. A. (2025). Persistence of microcystins and saxitoxins in tissues of wild-caught fish after an experimental depuration. *Toxicon, 261*, Article 108364. https://doi.org/10.1016/j.toxicon.2025.108364

Garita-Alvarado, C. A., Silvas-Trujillo, K. I., Bermúdez-González, M. P., Bojorge-García, M. G., & Cantoral Uriza, E. A. (2026). Widespread microcystins accumulation in fish of several trophic guilds in reservoirs of a dry area in Central México. *Toxicon, 276*, Article 109071. https://doi.org/10.1016/j.toxicon.2026.109071

Gaviño de la Torre, G., Juárez López, C., & Figueroa Tapia, H. H. (1990). *Técnicas biológicas selectas de laboratorio y de campo*. Limusa.

Glidewell, D., Beyer, J. E., & Hambright, K. D. (2025). Microcystins bioaccumulate but do not biomagnify in an experimental aquatic food chain. *Harmful Algae, 141*, Article 102768. https://doi.org/10.1016/j.hal.2024.102768

Gobierno Municipal de El Marqués. (2015, 20 de marzo). Acuerdo que autoriza el Programa de Ordenamiento Ecológico Local del Municipio de El Marqués, Querétaro. *La Sombra de Arteaga*, 4201–4300. https://dsiappsdev.semarnat.gob.mx/inai/XXXIII/2015/POEL_Marques_Sombra_Arteaga_20_marzo_2015.pdf

Gray, M. W. (1989). The evolutionary origins of organelles. *Trends in Genetics, 5*(9), 294–299. https://doi.org/10.1016/0168-9525(89)90111-X

Harke, M. J., Steffen, M. M., Gobler, C. J., Otten, T. G., Wilhelm, S. W., Wood, S. A., & Paerl, H. W. (2016). A review of the global ecology, genomics, and biogeography of the toxic cyanobacterium, *Microcystis* spp. *Harmful Algae, 54*, 4–20. https://doi.org/10.1016/j.hal.2015.12.007

Herrero, A., & Flores, E. (Eds.). (2008). *The cyanobacteria: Molecular biology, genomics and evolution*. Caister Academic Press.

Holland, A., & Kinnear, S. (2013). Interpreting the possible ecological role(s) of cyanotoxins: Compounds for competitive advantage and/or physiological aide? *Marine Drugs, 11*(7), 2239–2258. https://doi.org/10.3390/md11072239

Holst, T., Jørgensen, N. O. G., Jørgensen, C., & Johansen, A. (2003). Degradation of microcystin in sediments at oxic and anoxic, denitrifying conditions. *Water Research, 37*(19), 4748–4760. https://doi.org/10.1016/S0043-1354(03)00413-5

Hudnell, H. K. (Ed.). (2008). *Cyanobacterial harmful algal blooms: State of the science and research needs* (Vol. 619). Springer. https://doi.org/10.1007/978-0-387-75865-7

Huisman, J., Codd, G. A., Paerl, H. W., Ibelings, B. W., Verspagen, J. M. H., & Visser, P. M. (2018). Cyanobacterial blooms. *Nature Reviews Microbiology, 16*(8), 471–483. https://doi.org/10.1038/s41579-018-0040-1

Humpage, A. R., & Falconer, I. R. (2003). Oral toxicity of the cyanobacterial toxin cylindrospermopsin in male Swiss albino mice: Determination of no observed adverse effect level for deriving a drinking water guideline value. *Environmental Toxicology, 18*(2), 94–103. https://doi.org/10.1002/tox.10104

Ibelings, B. W., & Chorus, I. (2007). Accumulation of cyanobacterial toxins in freshwater "seafood" and its consequences for public health: A review. *Environmental Pollution, 150*(1), 177–192. https://doi.org/10.1016/j.envpol.2007.04.012

Ibelings, B. W., Bruning, K., de Jonge, J., Wolfstein, K., Dionisio Pires, L. M., Postma, J., & Burger, T. (2005). Distribution of microcystins in a lake foodweb: No evidence for biomagnification. *Microbial Ecology, 49*(4), 487–500. https://doi.org/10.1007/s00248-004-0014-x

Jochimsen, E. M., Carmichael, W. W., An, J., Cardo, D. M., Cookson, S. T., Holmes, C. E. M., Antunes, M. B. C., de Melo Filho, D. A., Lyra, T. M., Barreto, V. S. T., Azevedo, S. M. F. O., & Jarvis, W. R. (1998). Liver failure and death after exposure to microcystins at a hemodialysis center in Brazil. *The New England Journal of Medicine, 338*(13), 873–878. https://doi.org/10.1056/NEJM199803263381304

John, D. M., Whitton, B. A., & Brook, A. J. (Eds.). (2021). *The freshwater algal flora of the British Isles: An identification guide to freshwater and terrestrial algae* (2nd ed.). Cambridge University Press. https://doi.org/10.1017/CHOL9781108784122

Jones, G. J., & Orr, P. T. (1994). Release and degradation of microcystin following algicide treatment of a *Microcystis aeruginosa* bloom in a recreational lake, as determined by HPLC and protein phosphatase inhibition assay. *Water Research, 28*(4), 871–876. https://doi.org/10.1016/0043-1354(94)90093-0

Kaplan, A., Harel, M., Kaplan-Levy, R. N., Hadas, O., Sukenik, A., & Dittmann, E. (2012). The languages spoken in the water body (or the biological role of cyanobacterial toxins). *Frontiers in Microbiology, 3*, Article 138. https://doi.org/10.3389/fmicb.2012.00138

Kardinaal, W. E. A., Tonk, L., Janse, I., Hol, S., Slot, P., Huisman, J., & Visser, P. M. (2007). Competition for light between toxic and nontoxic strains of the harmful cyanobacterium *Microcystis*. *Applied and Environmental Microbiology, 73*(9), 2939–2946. https://doi.org/10.1128/AEM.02892-06

Karjalainen, M., Reinikainen, M., Spoof, L., Meriluoto, J. A. O., Sivonen, K., & Viitasalo, M. (2005). Trophic transfer of cyanobacterial toxins from zooplankton to planktivores: Consequences for pike larvae and mysid shrimps. *Environmental Toxicology, 20*(3), 354–362. https://doi.org/10.1002/tox.20112

Kim, D., Hong, S., Choi, H., Choi, B., Kim, J., Khim, J. S., Park, H., & Shin, K.-H. (2019). Multimedia distributions, bioaccumulation, and trophic transfer of microcystins in the Geum River Estuary, Korea: Application of compound-specific isotope analysis of amino acids. *Environment International, 133*, Article 105194. https://doi.org/10.1016/j.envint.2019.105194

Kobos, J., Błaszczyk, A., Hohlfeld, N., Toruńska-Sitarz, A., Krakowiak, A., Hebel, A., Sutryk, K., Grabowska, M., Toporowska, M., Kokociński, M., Messyasz, B., Rybak, A., Napiórkowska-Krzebietke, A., Nawrocka, L., Pełechata, A., Budzyńska, A., Zagajewski, P., & Mazur-Marzec, H. (2013). Cyanobacteria and cyanotoxins in Polish freshwater bodies. *Oceanological and Hydrobiological Studies, 42*(4), 358–378. https://doi.org/10.2478/s13545-013-0093-8

Komárková, J., & Šimek, K. (2003). Unicellular and colonial formations of picoplanktonic cyanobacteria under variable environmental conditions and predation pressure. *Algological Studies, 109*, 327–340. https://doi.org/10.1127/1864-1318/2003/0109-0327

Kotak, B. G., Zurawell, R. W., Prepas, E. E., & Holmes, C. F. B. (1996). Microcystin-LR concentration in aquatic food web compartments from lakes of varying trophic status. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences, 53*(9), 1974–1985. https://doi.org/10.1139/f96-135

Kozlowsky-Suzuki, B., Wilson, A. E., & Ferrão-Filho, A. S. (2012). Biomagnification or biodilution of microcystins in aquatic foodwebs? Meta-analyses of laboratory and field studies. *Harmful Algae, 18*, 47–55. https://doi.org/10.1016/j.hal.2012.04.002

Lance, E., Brient, L., Carpentier, A., Acou, A., Marion, L., Bormans, M., & Gérard, C. (2010). Impact of toxic cyanobacteria on gastropods and microcystin accumulation in a eutrophic lake (Grand-Lieu, France) with special reference to *Physa* (= *Physella*) *acuta*. *Science of the Total Environment, 408*(17), 3560–3568. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2010.04.050

Lance, E., Neffling, M.-R., Gérard, C., Meriluoto, J., & Bormans, M. (2010). Accumulation of free and covalently bound microcystins in tissues of *Lymnaea stagnalis* (Gastropoda) following toxic cyanobacteria or dissolved microcystin-LR exposure. *Environmental Pollution, 158*(3), 674–680. https://doi.org/10.1016/j.envpol.2009.10.025

Landsberg, J. H. (2002). The effects of harmful algal blooms on aquatic organisms. *Reviews in Fisheries Science, 10*(2), 113–390. https://doi.org/10.1080/20026491051695

Larson, D., Ahlgren, G., & Willén, E. (2014). Bioaccumulation of microcystins in the food web: A field study of four Swedish lakes. *Inland Waters, 4*(1), 91–104. https://doi.org/10.5268/IW-4.1.627

Leão, P. N., Engene, N., Antunes, A., Gerwick, W. H., & Vasconcelos, V. (2012). The chemical ecology of cyanobacteria. *Natural Product Reports, 29*(3), 372–391. https://doi.org/10.1039/C2NP00075J

Llewellyn, L. E. (2006). Saxitoxin, a toxic marine natural product that targets a multitude of receptors. *Natural Product Reports, 23*(2), 200–222. https://doi.org/10.1039/B501296C

Luo, A., Chen, H., Gao, X., Carvalho, L., Xue, Y., Jin, L., & Yang, J. (2022). Short-term rainfall limits cyanobacterial bloom formation in a shallow eutrophic subtropical urban reservoir in warm season. *Science of the Total Environment, 827*, Article 154172. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.154172

MacKintosh, C., Beattie, K. A., Klumpp, S., Cohen, P., & Codd, G. A. (1990). Cyanobacterial microcystin-LR is a potent and specific inhibitor of protein phosphatases 1 and 2A from both mammals and higher plants. *FEBS Letters, 264*(2), 187–192. https://doi.org/10.1016/0014-5793(90)80245-E

Magalhães, V. F., Marinho, M. M., Domingos, P., Oliveira, A. C., Costa, S. M., Azevedo, L. O., & Azevedo, S. M. F. O. (2003). Microcystins (cyanobacteria hepatotoxins) bioaccumulation in fish and crustaceans from Sepetiba Bay (Brasil, RJ). *Toxicon, 42*(3), 289–295. https://doi.org/10.1016/S0041-0101(03)00144-2

Magalhães, V. F., Soares, R. M., & Azevedo, S. M. F. O. (2001). Microcystin contamination in fish from the Jacarepaguá Lagoon, Rio de Janeiro, Brazil: Ecological implication and human health risk. *Toxicon, 39*(7), 1077–1085. https://doi.org/10.1016/S0041-0101(00)00251-8

Malbrouck, C., & Kestemont, P. (2006). Effects of microcystins on fish. *Environmental Toxicology and Chemistry, 25*(1), 72–86. https://doi.org/10.1897/05-029R.1

Martínez Juárez, J. L. (2025). *Bioacumulación de microcistinas relacionada con la talla del charal Chirostoma jordani (Teleostei: Atherinopsidae)* [Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma de Querétaro]. Repositorio Institucional de la Universidad Autónoma de Querétaro. https://ri-ng.uaq.mx/handle/123456789/12327

Martínez-Jerónimo, F., Antuna-González, P. C., Hernández-Zamora, M., Martínez-Jerónimo, L., Munoz, G., Simon, D. F., & Sauvé, S. (2022). Year-long monitoring of phytoplankton community, toxigenic cyanobacteria, and total microcystins in a eutrophic tropical dam supplying the Mexico megacity. *Frontiers in Environmental Science, 10*, Article 984365. https://doi.org/10.3389/fenvs.2022.984365

Martins, J. C., & Vasconcelos, V. M. (2009). Microcystin dynamics in aquatic organisms. *Journal of Toxicology and Environmental Health, Part B, 12*(1), 65–82. https://doi.org/10.1080/10937400802545151

Matthews, R. A. (2016). *Freshwater algae in Northwest Washington, volume I: Cyanobacteria*. Institute for Watershed Studies, Western Washington University. https://cedar.wwu.edu/cedarbooks/6/

McKindles, K. M., Manes, M. A., DeMarco, J. R., McClure, A., McKay, R. M., Davis, T. W., & Bullerjahn, G. S. (2020). Dissolved microcystin release coincident with lysis of a bloom dominated by *Microcystis* spp. in western Lake Erie attributed to a novel cyanophage. *Applied and Environmental Microbiology, 86*(22), Article e01397-20. https://doi.org/10.1128/AEM.01397-20

Merel, S., Walker, D., Chicana, R., Snyder, S., Baurès, E., & Thomas, O. (2013). State of knowledge and concerns on cyanobacterial blooms and cyanotoxins. *Environment International, 59*, 303–327. https://doi.org/10.1016/j.envint.2013.06.013

Miller, A. P., & Tisdale, E. S. (1931). Epidemic of intestinal disorders in Charleston, West Virginia, occurring simultaneously with unprecedented water supply conditions. *American Journal of Public Health and the Nations Health, 21*(2), 198–200. https://doi.org/10.2105/AJPH.21.2.198

Miller, M. A., Kudela, R. M., Mekebri, A., Crane, D., Oates, S. C., Tinker, M. T., Staedler, M., Miller, W. A., Toy-Choutka, S., Dominik, C., Hardin, D., Langlois, G., Murray, M., Ward, K., & Jessup, D. A. (2010). Evidence for a novel marine harmful algal bloom: Cyanotoxin (microcystin) transfer from land to sea otters. *PLOS ONE, 5*(9), Article e12576. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0012576

Mohamed, Z. A., El-Sharouny, H. M., & Ali, W. S. M. (2006). Microcystin production in benthic mats of cyanobacteria in the Nile River and irrigation canals, Egypt. *Toxicon, 47*(5), 584–590. https://doi.org/10.1016/j.toxicon.2006.01.029

Nandini, S., Sánchez-Zamora, C., & Sarma, S. S. S. (2019). Toxicity of cyanobacterial blooms from the reservoir Valle de Bravo (Mexico): A case study on the rotifer *Brachionus calyciflorus*. *Science of the Total Environment, 688*, 1348–1358. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.06.297

Nandini, S., Zamora-Barrios, C. A., & Sarma, S. S. S. (2020). A long-term study on the effect of cyanobacterial crude extracts from Lake Chapultepec (Mexico City) on selected zooplankton species. *Environmental Toxicology and Chemistry, 39*(12), 2409–2419. https://doi.org/10.1002/etc.4875

Necchi, O., Jr. (Ed.). (2016). *River algae*. Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-319-31984-1

O'Neil, J. M., Davis, T. W., Burford, M. A., & Gobler, C. J. (2012). The rise of harmful cyanobacteria blooms: The potential roles of eutrophication and climate change. *Harmful Algae, 14*, 313–334. https://doi.org/10.1016/j.hal.2011.10.027

Oberemm, A., Becker, J., Codd, G. A., & Steinberg, C. (1999). Effects of cyanobacterial toxins and aqueous crude extracts of cyanobacteria on the development of fish and amphibians. *Environmental Toxicology, 14*(1), 77–88. https://doi.org/10.1002/(SICI)1522-7278(199902)14:1%3C77::AID-TOX11%3E3.0.CO;2-F

Osborne, N. J. T., Webb, P. M., & Shaw, G. R. (2001). The toxins of *Lyngbya majuscula* and their human and ecological health effects. *Environment International, 27*(5), 381–392. https://doi.org/10.1016/S0160-4120(01)00098-8

Paerl, H. W., & Barnard, M. A. (2020). Mitigating the global expansion of harmful cyanobacterial blooms: Moving targets in a human- and climatically-altered world. *Harmful Algae, 96*, Article 101845. https://doi.org/10.1016/j.hal.2020.101845

Paerl, H. W., & Huisman, J. (2008). Blooms like it hot. *Science, 320*(5872), 57–58. https://doi.org/10.1126/science.1155398

Paerl, H. W., & Otten, T. G. (2013). Harmful cyanobacterial blooms: Causes, consequences, and controls. *Microbial Ecology, 65*(4), 995–1010. https://doi.org/10.1007/s00248-012-0159-y

Paerl, H. W., & Paul, V. J. (2012). Climate change: Links to global expansion of harmful cyanobacteria. *Water Research, 46*(5), 1349–1363. https://doi.org/10.1016/j.watres.2011.08.002

Paes, T. A. S. V., Costa, I. A. S., Silva, A. P. C., & Eskinazi-Sant'Anna, E. M. (2016). Can microcystins affect zooplankton structure community in tropical eutrophic reservoirs? *Brazilian Journal of Biology, 76*(2), 450–460. https://doi.org/10.1590/1519-6984.21014

Panosso, R., & Lürling, M. (2010). Daphnia magna feeding on Cylindrospermopsis raciborskii: The role of food composition, filament length and body size. Journal of Plankton Research, 32(10), 1393–1404. https://doi.org/10.1093/plankt/fbq057

Peng, L., Tang, Q., Gu, J., Lei, L., Chen, W., & Song, L. (2020). Seasonal variation of microcystins and their accumulation in fish in two large shallow lakes of China. *Ecotoxicology, 29*(6), 790–800. https://doi.org/10.1007/s10646-020-02231-2

Pham, T.-L., & Utsumi, M. (2018). An overview of the accumulation of microcystins in aquatic ecosystems. *Journal of Environmental Management, 213*, 520–529. https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2018.01.077

Pierce, E. F., & Schnetzer, A. (2023). Microcystin concentrations, partitioning, and structural composition during active growth and decline: A laboratory study. *Toxins, 15*(12), Article 684. https://doi.org/10.3390/toxins15120684

Pineda-Mendoza, R. M., Olvera-Ramírez, R., & Martínez-Jerónimo, F. (2012). Microcystins produced by filamentous cyanobacteria in urban lakes. A case study in Mexico City. *Hidrobiológica, 22*(3), 290–298. https://hidrobiologica.izt.uam.mx/hidrobiologica/index.php/revHidro/article/view/730

Poste, A. E., Hecky, R. E., & Guildford, S. J. (2011). Evaluating microcystin exposure risk through fish consumption. *Environmental Science & Technology, 45*(13), 5806–5811. https://doi.org/10.1021/es200285c

Prieto, A. I., Atencio, L., Puerto, M., Pichardo, S., Jos, A., Moreno, I., & Cameán, A. M. (2008). Efectos tóxicos producidos por las microcistinas en peces. *Revista de Toxicología, 25*(1–3), 22–31.

Puschner, B., Galey, F. D., Johnson, B., Dickie, C. W., Vondy, M., Francis, T., & Holstege, D. M. (1998). Blue-green algae toxicosis in cattle. *Journal of the American Veterinary Medical Association, 213*(11), 1605–1607.

Quiblier, C., Wood, S. A., Echenique-Subiabre, I., Heath, M., Villeneuve, A., & Humbert, J.-F. (2013). A review of current knowledge on toxic benthic freshwater cyanobacteria: Ecology, toxin production and risk management. *Water Research, 47*(15), 5464–5479. https://doi.org/10.1016/j.watres.2013.06.042

Ramírez-García, P., Nandini, S., Sarma, S. S. S., Robles-Valderrama, E., Cuesta, I., & Hurtado, M. D. (2002). Seasonal variations of zooplankton abundance in the freshwater reservoir Valle de Bravo, Mexico. *Hydrobiologia, 467*, 99–108. https://doi.org/10.1023/A:1014953119507

Reynolds, C. S. (2006). *The ecology of phytoplankton*. Cambridge University Press. https://doi.org/10.1017/CBO9780511542145

Rogers, E. H., Hunter, E. S., III, Moser, V. C., Phillips, P. M., Herkovits, J., Muñoz, L., Hall, L. L., & Chernoff, N. (2005). Potential developmental toxicity of anatoxin-a, a cyanobacterial toxin. *Journal of Applied Toxicology, 25*(6), 527–534. https://doi.org/10.1002/jat.1091

Romo, S., Soria, J., Fernández, F., Ouahid, Y., & Barón-Sola, Á. (2013). Water residence time and the dynamics of toxic cyanobacteria. *Freshwater Biology, 58*(3), 513–522. https://doi.org/10.1111/j.1365-2427.2012.02734.x

Sanseverino, I., Conduto António, D. S., Loos, R., & Lettieri, T. (2017). *Cyanotoxins: Methods and approaches for their analysis and detection* (EUR 28624 EN). Publications Office of the European Union. https://doi.org/10.2760/36186

Sansores Aquino, S. (2024). *Evaluación del efecto tóxico de la microcistina-LR sobre la actividad de nado en individuos de Poeciliopsis gracilis procedentes de los bordos de La Lagartija y de Mompaní, Querétaro, México* [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Autónoma de México]. Repositorio de la Dirección General de Bibliotecas y Servicios Digitales de Información. https://ru.dgb.unam.mx/server/api/core/bitstreams/046c3661-1b44-4309-b2c8-caf03382cc96/content

Schirrmeister, B. E., Gugger, M., & Donoghue, P. C. J. (2015). Cyanobacteria and the Great Oxidation Event: Evidence from genes and fossils. *Palaeontology, 58*(5), 769–785. https://doi.org/10.1111/pala.12178

Schmidt, J. R., Wilhelm, S. W., & Boyer, G. L. (2014). The fate of microcystins in the environment and challenges for monitoring. *Toxins, 6*(12), 3354–3387. https://doi.org/10.3390/toxins6123354

Schopf, J. W., & Packer, B. M. (1987). Early Archean (3.3-billion to 3.5-billion-year-old) microfossils from Warrawoona Group, Australia. *Science, 237*(4810), 70–73. https://doi.org/10.1126/science.11539686

Semyalo, R., Rohrlack, T., Naggawa, C., & Nyakairu, G. W. (2010). Microcystin concentrations in Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*, caught from Murchison Bay, Lake Victoria and Lake Mburo, Uganda. *Hydrobiologia, 638*, 235–244. https://doi.org/10.1007/s10750-009-0043-5

Shahmohamadloo, R. S., Ortiz Almirall, X., Simmons, D. B. D., Poirier, D. G., Bhavsar, S. P., & Sibley, P. K. (2022). Fish tissue accumulation and proteomic response to microcystins is species-dependent. *Chemosphere, 287*, Article 132028. https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2021.132028

Simiyu, B. M., Oduor, S. O., Rohrlack, T., Sitoki, L., & Kurmayer, R. (2018). Microcystin content in phytoplankton and in small fish from eutrophic Nyanza Gulf, Lake Victoria, Kenya. *Toxins, 10*(7), Article 275. https://doi.org/10.3390/toxins10070275

Sinang, S. C., Reichwaldt, E. S., & Ghadouani, A. (2013). Spatial and temporal variability in the relationship between cyanobacterial biomass and microcystins. *Environmental Monitoring and Assessment, 185*(8), 6379–6395. https://doi.org/10.1007/s10661-012-3031-0

Sivonen, K., & Jones, G. (1999). Cyanobacterial toxins. In I. Chorus & J. Bartram (Eds.), *Toxic cyanobacteria in water: A guide to their public health consequences, monitoring and management* (pp. 41–111). E & FN Spon.

Slim, K., & Fadel, A. (2019). A first study on the zooplankton-cyanobacteria interactions in Karaoun reservoir (Lebanon) during 2016–2017. *Lebanese Science Journal, 20*(2), 248–261. https://doi.org/10.22453/LSJ-020.2.248-261

Smith, J. L., & Haney, J. F. (2006). Foodweb transfer, accumulation, and depuration of microcystins, a cyanobacterial toxin, in pumpkinseed sunfish (*Lepomis gibbosus*). *Toxicon, 48*(5), 580–589. https://doi.org/10.1016/j.toxicon.2006.07.009

Søndergaard, M., Jensen, J. P., & Jeppesen, E. (2003). Role of sediment and internal loading of phosphorus in shallow lakes. *Hydrobiologia, 506–509*, 135–145. https://doi.org/10.1023/B:HYDR.0000008611.12704.dd

Song, H., Coggins, L. X., Reichwaldt, E. S., & Ghadouani, A. (2015). The importance of lake sediments as a pathway for microcystin dynamics in shallow eutrophic lakes. *Toxins, 7*(3), 900–918. https://doi.org/10.3390/toxins7030900

Sotton, B., Guillard, J., Anneville, O., Maréchal, M., Savichtcheva, O., & Domaizon, I. (2014). Trophic transfer of microcystins through the lake pelagic food web: Evidence for the role of zooplankton as a vector in fish contamination. *Science of the Total Environment, 466–467*, 152–163. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2013.07.020

Stewart, I., & Falconer, I. R. (2008). Cyanobacteria and cyanobacterial toxins. In P. J. Walsh, S. L. Smith, L. E. Fleming, H. M. Solo-Gabriele, & W. H. Gerwick (Eds.), *Oceans and human health: Risks and remedies from the seas* (pp. 271–296). Academic Press.

Stewart, I., Seawright, A. A., & Shaw, G. R. (2008). Cyanobacterial poisoning in livestock, wild mammals and birds—An overview. In H. K. Hudnell (Ed.), *Cyanobacterial harmful algal blooms: State of the science and research needs* (pp. 613–637). Springer. https://doi.org/10.1007/978-0-387-75865-7_28

Su, R. C., Meyers, C. M., Warner, E. A., Garcia, J. A., Refsnider, J. M., Lad, A., Breidenbach, J. D., Modyanov, N., Malhotra, D., Haller, S. T., & Kennedy, D. J. (2020). Harmful algal bloom toxicity in *Lithobates catesbeiana* tadpoles. *Toxins, 12*(6), Article 378. https://doi.org/10.3390/toxins12060378

Temesgen, M., Getahun, A., Dejen, E., & Schagerl, M. (2022). Food and feeding biology of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in Lake Langeno, Ethiopia. *Sustainability, 14*(2), Article 974. https://doi.org/10.3390/su14020974

Terao, K., Ohmori, S., Igarashi, K., Ohtani, I., Watanabe, M. F., Harada, K.-I., Ito, E., & Watanabe, M. (1994). Electron microscopic studies on experimental poisoning in mice induced by cylindrospermopsin isolated from blue-green alga *Umezakia natans*. *Toxicon, 32*(7), 833–843. https://doi.org/10.1016/0041-0101(94)90008-6

Testai, E., Buratti, F. M., Funari, E., Manganelli, M., Vichi, S., Arnich, N., Biré, R., Fessard, V., & Sialehaamoa, A. (2016). Review and analysis of occurrence, exposure and toxicity of cyanobacteria toxins in food. *EFSA Supporting Publications, 13*(2), Article 998E. https://doi.org/10.2903/sp.efsa.2016.EN-998

Tornabene, B. J., Smalling, K. L., & Hossack, B. R. (2024). Effects of harmful algal blooms on amphibians and reptiles are under-reported and under-represented. *Environmental Toxicology and Chemistry, 43*(9), 1936–1949. https://doi.org/10.1002/etc.5941

Trejo Sánchez, J. (2021). *Análisis estacional de especies toxigénicas de cianobacterias y cianotoxinas presentes en la presa Santa Catarina, Santa Rosa Jáuregui,*

Querétaro [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Autónoma de México]. Repositorio Institucional de la Universidad Nacional Autónoma de México. https://repositorio.unam.mx/contenidos/3604318

Tsuji, K., Naito, S., Kondo, F., Ishikawa, N., Watanabe, M. F., Suzuki, M., & Harada, K.-I. (1994). Stability of microcystins from cyanobacteria: Effect of light on decomposition and isomerization. *Environmental Science & Technology, 28*(1), 173–177. https://doi.org/10.1021/es00050a024

van Apeldoorn, M. E., van Egmond, H. P., Speijers, G. J. A., & Bakker, G. J. I. (2007). Toxins of cyanobacteria. *Molecular Nutrition & Food Research, 51*(1), 7–60. https://doi.org/10.1002/mnfr.200600185

Vasconcelos, V., Martins, A., Vale, M., Antunes, A., Azevedo, J., Welker, M., Lopez, O., & Montejano, G. (2010). First report on the occurrence of microcystins in planktonic cyanobacteria from Central Mexico. *Toxicon, 56*(3), 425–431. https://doi.org/10.1016/j.toxicon.2010.04.011

Wan, L., Chen, X., Deng, Q., Yang, L., Li, X., Zhang, J., Song, C., Zhou, Y., & Cao, X. (2019). Phosphorus strategy in bloom-forming cyanobacteria (*Dolichospermum* and *Microcystis*) and its role in their succession. *Harmful Algae, 84*, 46–55. https://doi.org/10.1016/j.hal.2019.02.007

Whitton, B. A., & Potts, M. (2012). Introduction to the cyanobacteria. In B. A. Whitton (Ed.), *Ecology of cyanobacteria II: Their diversity in space and time* (pp. 1–13). Springer. https://doi.org/10.1007/978-94-007-3855-3_1

Wiegand, C., & Pflugmacher, S. (2005). Ecotoxicological effects of selected cyanobacterial secondary metabolites: A short review. *Toxicology and Applied Pharmacology, 203*(3), 201–218. https://doi.org/10.1016/j.taap.2004.11.002

Wiese, M., D'Agostino, P. M., Mihali, T. K., Moffitt, M. C., & Neilan, B. A. (2010). Neurotoxic alkaloids: Saxitoxin and its analogs. *Marine Drugs, 8*(7), 2185–2211. https://doi.org/10.3390/md8072185

Wilson, A. E., Gossiaux, D. C., Höök, T. O., Berry, J. P., Landrum, P. F., Dyble, J., & Guildford, S. J. (2008). Evaluation of the human health threat associated with the hepatotoxin microcystin in the muscle and liver tissues of yellow perch (*Perca flavescens*). *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences, 65*(7), 1487–1497. https://doi.org/10.1139/F08-067

Wonnacott, S., & Gallagher, T. (2006). The chemistry and pharmacology of anatoxin-a and related homotropanes with respect to nicotinic acetylcholine receptors. *Marine Drugs, 4*(3), 228–254. https://doi.org/10.3390/md403228

Wood, R. (2016). Acute animal and human poisonings from cyanotoxin exposure—A review of the literature. *Environment International, 91*, 276–282. https://doi.org/10.1016/j.envint.2016.02.026

Wood, S. A., Kelly, L. T., Bouma-Gregson, K., Humbert, J.-F., Laughinghouse, H. D., Lazorchak, J., McAllister, T. G., McQueen, A., Pokrzywinski, K., Puddick, J., Quiblier, C., Reitz, L. A., Ryan, K. G., Vadeboncoeur, Y., Zastepa, A., & Davis, T. W. (2020). Toxic benthic freshwater cyanobacterial proliferations: Challenges and solutions for enhancing knowledge and improving monitoring and mitigation. *Freshwater Biology, 65*(10), 1824–1842. https://doi.org/10.1111/fwb.13532

Wood, S. A., Smith, F. M. J., Heath, M. W., Palfroy, T., Gaw, S., Young, R. G., & Ryan, K. G. (2012). Within-mat variability in anatoxin-a and homoanatoxin-a production

among benthic *Phormidium* (Cyanobacteria) strains. *Toxins, 4*(10), 900–912. https://doi.org/10.3390/toxins4100900

World Health Organization. (2020). *Cyanobacterial toxins: Microcystins. Background document for development of WHO Guidelines for drinking-water quality and Guidelines for safe recreational water environments* (WHO/HEP/ECH/WSH/2020.6). https://iris.who.int/bitstream/handle/10665/338066/WHO-HEP-ECH-WSH-2020.6-eng.pdf

Xiao, M., Li, M., & Reynolds, C. S. (2018). Colony formation in the cyanobacterium *Microcystis*. *Biological Reviews, 93*(3), 1399–1420. https://doi.org/10.1111/brv.12401

Xie, L., Xie, P., Guo, L., Li, L., Miyabara, Y., & Park, H.-D. (2005). Organ distribution and bioaccumulation of microcystins in freshwater fish at different trophic levels from the eutrophic Lake Chaohu, China. *Environmental Toxicology, 20*(3), 293–300. https://doi.org/10.1002/tox.20120

Zamora-Barrios, C. A., Nandini, S., & Sarma, S. S. S. (2019). Bioaccumulation of microcystins in seston, zooplankton and fish: A case study in Lake Zumpango, Mexico. *Environmental Pollution, 249*, 267–276. https://doi.org/10.1016/j.envpol.2019.03.029

Zastepa, A., Pick, F. R., & Blais, J. M. (2014). Fate and persistence of particulate and dissolved microcystin-LA from *Microcystis* blooms. *Human and Ecological Risk Assessment: An International Journal, 20*(6), 1670–1686. https://doi.org/10.1080/10807039.2013.854138

Zhang, D., Xie, P., Liu, Y., & Qiu, T. (2009). Transfer, distribution and bioaccumulation of microcystins in the aquatic food web in Lake Taihu, China, with potential risks to human health. *Science of the Total Environment, 407*(7), 2191–2199. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2008.12.039

Zilliges, Y., Kehr, J. C., Meissner, S., Ishida, K., Mikkat, S., Hagemann, M., Kaplan, A., Börner, T., & Dittmann, E. (2011). The cyanobacterial hepatotoxin microcystin binds to proteins and increases the fitness of *Microcystis* under oxidative stress conditions. *PLOS ONE, 6*(3), Article e17615.

ANEXOS

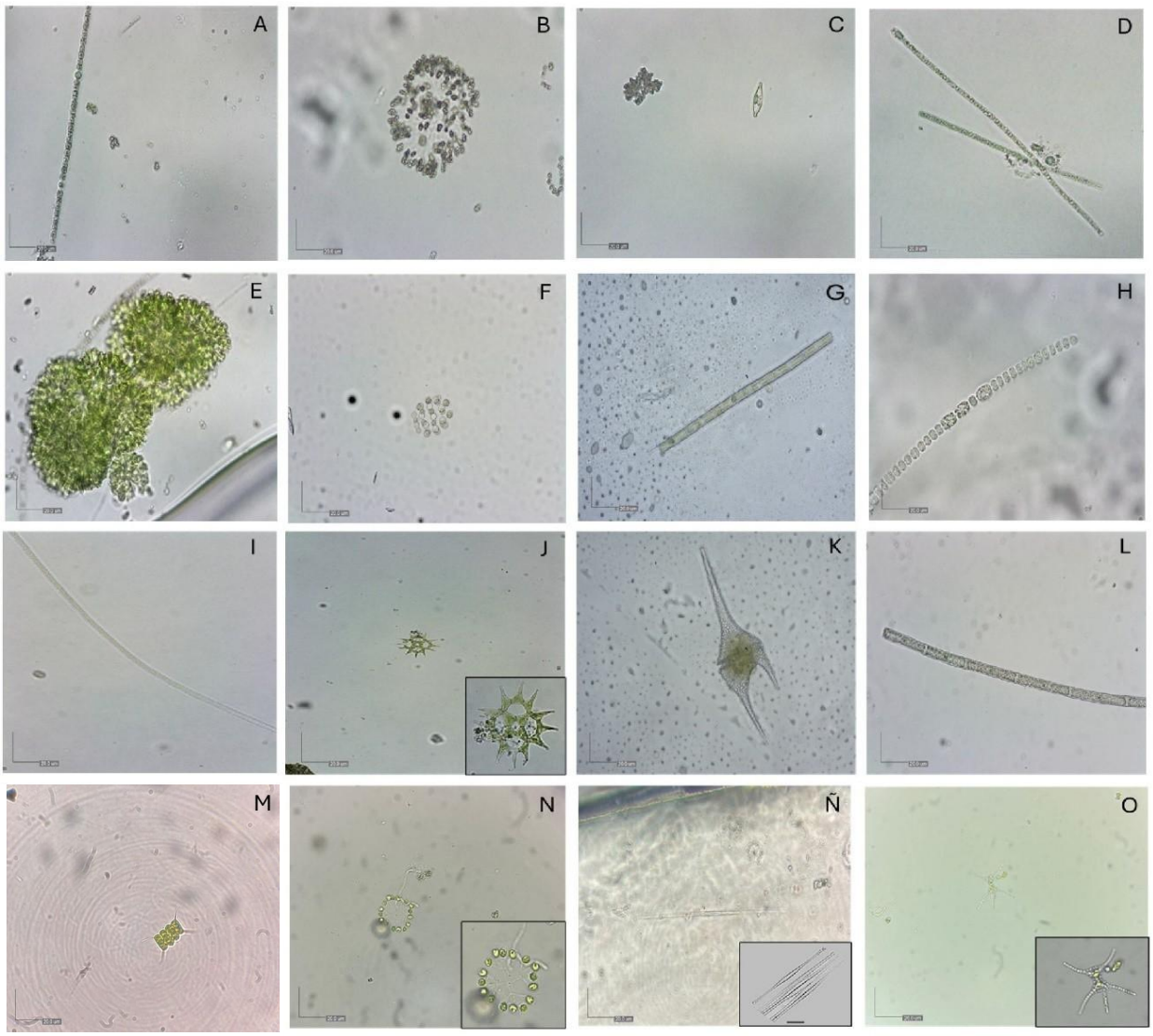
Anexo 1. Cuadro de concentración de aniones y cationes en agua de la Presa El Carmen durante lluvias y estiaje.

Cationes		Temporalidad							
		Luvia				Estiaje			
		Sitio 1	**Sitio 2**	**Sitio 3**	**LOQ**	**Sitio 1**	**Sitio 2**	**Sitio 3**	**LOQ**
Al	mg/L	0.1999	0.2212	0.1580	0.0037	0.2098	0.3176	0.2513	0.0703
As	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.01150	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0143
B	mg/L	--	--	--	--	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0015
Ba	mg/L	0.0551	0.0290	0.0302	0.0002	0.0270	0.0267	0.0268	0.0001
Be	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0003	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0000
Bi	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0116	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0165
Ca	mg/L	11.7903	11.7348	11.9575	0.0014	17.2402	17.3306	16.9271	0.0120
Cd	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0007	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0009
Co	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0020	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0015
Cr	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0048	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0053
Cu	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0006	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0560
Fe	mg/L	0.0840	0.0973	0.0744	0.0016	0.1501	0.1818	0.1604	0.0015
K	mg/L	6.8819	6.8748	6.9194	0.2021	7.2242	7.3849	7.1720	0.1999
Li	mg/L	0.0014	0.0015	0.0014	0.0001	0.0014	0.0014	0.0013	0.0001
Mg	mg/L	3.8946	3.9149	3.9394	0.0008	5.2159	5.2747	5.1565	0.0184
Mn	mg/L	0.0027	0.0022	0.0027	0.0003	0.0069	0.0050	0.0071	0.0003
Mo	mg/L	0.0026	<LOQ	0.0028	0.0024	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0015
Na	mg/L	8.0485	8.0853	8.1601	0.0572	9.0307	9.1031	8.9050	0.3468
Ni	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0035	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0031
P	mg/L	<LOQ	<LOQ	0.0140	0.0124	0.0115	0.0125	0.0108	0.0077
Pb	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0151	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0097
S	mg/L	4.1509	4.1832	4.1915	0.3964	3.5581	3.5440	3.4496	0.0161
Sb	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0153	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0083
Se	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0407	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0208
Si	mg/L	13.4137	13.6635	13.5147	0.0091	14.9236	15.1093	14.7770	0.0108
Sn	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0058	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0055
Sr	mg/L	0.1139	0.1128	0.1145	0.0001	0.1425	0.1405	0.1383	0.0000
Tl	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0073	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.0525
V	mg/L	0.0109	0.0107	0.0108	0.0007	0.0271	0.0273	0.0272	0.0096
Zn	mg/L	0.4210	0.1417	0.0503	0.0006	0.0085	0.0021	0.0041	0.0013

Aniones		Temporalidad							
		Luvia				Estiaje			
		Sitio 1	**Sitio 2**	**Sitio 3**	**LOQ**	**Sitio 1**	**Sitio 2**	**Sitio 3**	**LOQ**
F^-	mg/L	0.3197	0.3204	0.3676	0.05	0.3562	0.4037	0.3749	0.0500
Cl^-	mg/L	3.9574	3.9277	3.9534	0.25	4.8917	4.8829	4.8664	0.2500
NO_2^-	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.25	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.2500
Br^-	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.25	<LOQ	0.2641	0.2550	0.2500
NO_3^-	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.25	<LOQ	<LOQ	0.2631	0.2500
PO_4^{3-}	mg/L	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.5	<LOQ	<LOQ	<LOQ	0.5000
SO_4^{2-}	mg/L	11.0166	11.0320	11.0566	0.25	9.8245	9.7725	9.7963	0.2500

LOQ: Límite de cuantificación (mg/L)

Anexo 2. Género de Fitoplancton registrados en la presa el Carmen. A) *Dolichospermum* (Aphanizomenonaceae; cianobacteria), B) *Microcystis* (Microcystaceae; cianobacteria), C) *Navicula* (Naviculaceae; diatomea), D) *Cylindrospermum* (Nostocaceae; cianobacteria), E) *Woronichinia* (Coelosphaeriaceae; cianobacteria), F) *Eudorina* (Volvocaceae; alga verde), G) *Aulacoseira* (Aulacoseiraceae; diatomea), H) *Anabaena* (Nostocaceae; cianobacteria), I) *Planktothrix* (Microcoleaceae; cianobacteria), J) *Monactinus* (Scenedesmaceae; alga verde), K) *Ceratium* (Ceratiaceae; dinoflagelado), L) *Tribonema* (Tribonemataceae; xantofícea), M) *Scenedesmus* (Scenedesmaceae; alga verde), N) *Dictyosphaerium* (Dictyosphaeriaceae; alga verde), Ñ) *Fragilaria* (Fragilariaceae; diatomea), O) *Staurastrum* (Desmidiaceae; alga verde).



Anexo 3. Género de Zooplancton registrados en la presa el Carmen. (A–B) *Bosmina*, especie *B. longirostris* (Bosminidae; cladócero); C) *Brachionus,* especie *B. falcatus* (Brachionidae; rotífero); D) *Brachionus,* especie *B. havanaensis* (Brachionidae; rotífero); E) *Polyarthra* (Synchaetidae; rotífero); F) *Paramecium* (Parameciidae; ciliado); G–H) Copepoda *(nauplio)* estadios larvales de copépodo; I) *Cyclops* (Cyclopidae; copépodo); J) *Planocarina* (Hyalospheniidae; amebas testadas).



Anexo 4. Concentración media de microcistinas por sitio y temporada en agua, seston, zooplancton, perifiton y sedimento de la Presa El Carmen, Querétaro. Los puntos pequeños representan las observaciones individuales, los puntos grandes indican la media y las barras corresponden a ±1 desviación estándar.

