



Organización
de las Naciones Unidas
para la Educación,
la Ciencia y la Cultura

Oficina Regional de Ciencia de la
UNESCO para América Latina y el Caribe



Programa Hidrológico Internacional

Cianobacterias Planctónicas del Uruguay

Manual para la identificación y medidas de gestión

phi - LAC

Programa Hidrológico Internacional de la UNESCO
para América Latina y el Caribe

Editora: Sylvia Bonilla
Colectivo de autores

PHI-VII / Documento Técnico N° 16





Organización
de las Naciones Unidas
para la Educación,
la Ciencia y la Cultura



Programa Hidrológico Internacional

Cianobacterias Planctónicas del Uruguay

Manual para la identificación y medidas de gestión

PHI-VII / Documento Técnico N° 16



Publicado en el 2009 por el Programa Hidrológico Internacional (PHI) de la Oficina Regional de Ciencia para América Latina y el Caribe de la Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la Ciencia y la Cultura (UNESCO) y la Facultad de Ciencias de la Universidad de la República.

ISBN 978-92-9089-138-3 Documento Técnico PHI N° 16 – Cianobacterias Planctónicas del Uruguay: Manual para la identificación y medidas de gestión.

© UNESCO 2009

Las denominaciones que se emplean en esta publicación y la presentación de los datos que en ella figura no suponen por parte de la UNESCO la adopción de postura alguna en lo que se refiere al estatuto jurídico de los países, territorios, ciudades o zonas, o de sus autoridades, no en cuanto a sus fronteras o límites. Las ideas y opiniones expresadas en esta publicación son las de los autores y no representan, necesariamente, el punto de vista de la UNESCO.

Se autoriza la reproducción, a condición de que la fuente se mencione en forma apropiada, y se envíe copia a la dirección abajo citada. Este documento debe citarse como:

UNESCO. 2009. Cianobacterias Planctónicas del Uruguay. Manual para la identificación y medidas de gestión. Sylvia Bonilla (editora). Documento Técnico PHI-LAC, N° 16

Dentro del límite de la disponibilidad, copias gratuitas de esta publicación pueden ser solicitadas a:

Programa Hidrológico Internacional para
América Latina y el Caribe (PHI-LAC)
Oficina Regional de Ciencia para América
Latina y el Caribe
UNESCO
Dr. Luis P. Piera 1992, 2° piso
11200 Montevideo, Uruguay
Tel.: + 598 2 413 2075
Fax: + 598 2 413 2094
E-mail: phi@unesco.org.uy
<http://www.unesco.org.uy/phi>

ÍNDICE		
AGRADECIMIENTOS		pág. iii
PRÓLOGOS		iv
LISTA DE AUTORES		vi
PARTE I – GENERALIDADES		
CAP. 1 – BIOLOGÍA, FLORACIONES Y DISTRIBUCIÓN DE LAS CIANOBACTERIAS Sylvia Bonilla & Luis Aubriot		1
CAP. 2 – CIANOBACTERIAS PLANCTÓNICAS: FACTORES QUE REGULAN SU CRECIMIENTO Luis Aubriot, Sylvia Bonilla & Carla Kruk		5
CAP. 3 – EUTROFIZACIÓN, CAMBIO CLIMÁTICO Y CIANOBACTERIAS Daniel Conde		12
CAP. 4 – PRODUCCIÓN DE TOXINAS Y OTROS METABOLITOS Beatriz Brena & Sylvia Bonilla		16
PARTE II – METODOLOGÍA Y GESTIÓN		
CAP. 5 – METODOLOGÍAS DE ANÁLISIS DE CIANOBACTERIAS Carla Kruk, Leticia Vidal, Luis Aubriot, Sylvia Bonilla & Beatriz Brena		19
CAP. 6 – MEDIDAS DE GESTIÓN Y SISTEMAS DE VIGILANCIA Sylvia Bonilla, Carla Kruk, Lizet de León, Leticia Vidal & Beatriz Brena		27
CAP. 7 – ¿CÓMO USAR HERRAMIENTAS MULTICRITERIO PARA GESTIONAR FLORACIONES DE CIANOBACTERIAS? Lorena Rodríguez-Gallego		34
PARTE III – IDENTIFICACIÓN		
CAP. 8 – GUÍA DE RECONOCIMIENTO DE FLORACIONES DE CIANOBACTERIAS EN TERRENO Lizet DeLeón & Sylvia Bonilla		37
CAP. 9 – CLAVES TAXONÓMICAS Leticia Vidal & María del Carmen Pérez		41
CAP. 10 – FICHAS DE IDENTIFICACIÓN DE LAS ESPECIES		45
ORDEN CHROOCOCCALES		49
ORDEN OSCILLATORIALES		58
ORDEN NOSTOCALES		63
Leticia Vidal, Amelia Fabre, Lourdes Gabito, Carla Kruk, Ana Gravier, Anamar Britos, María del Carmen Pérez, Luis Aubriot & Sylvia Bonilla		
PARTE IV – CASOS DE ESTUDIO		
CAP. 11 – EMBALSE SALTO GRANDE: LA DIVERSIDAD DEL FITOPLANCTON COMO HERRAMIENTA PARA LA GESTIÓN DE LAS FLORACIONES DE <i>MICROCYSTIS</i> Guillermo Chalar		75
CAP. 12 – FLORACIONES DE CIANOBACTERIAS EN LAGUNAS COSTERAS Daniel Conde, Valeria Hein & Sylvia Bonilla		77
CAP. 13 – FLORACIONES DE LA ESPECIE INVASORA <i>CYLINDROSPERMOPSIS RACIBORSKII</i> EN URUGUAY Leticia Vidal, Carla Kruk, Luis Aubriot, Claudia Piccini, Amelia Fabre & Sylvia Bonilla		79
GLOSARIO		81
ÍNDICE TEMÁTICO		85
BIBLIOGRAFÍA		87

Agradecimientos:

Esta obra fue posible gracias a la colaboración y apoyo de numerosas personas. En primer lugar agradezco a todos los autores que participaron en la redacción del libro quienes han contribuido con dedicación y espíritu crítico buscando optimizar la calidad final de la obra. Agradezco al profesor Dr. Jiří Komárek (Academy of Sciences of the Czech Republic, University of South Bohemia, República Checa) quien, durante su visita a Montevideo, realizó valiosos comentarios acerca de la taxonomía de muchas especies que aquí se presentan. A la profesora Dra. Célia Leite Sant'Anna (Instituto de Botânica de Sao Paulo, Brasil) y el profesor Dr. Antonio Quesada (Universidad Autónoma de Madrid, España) quienes aceptaron el desafío de realizar la revisión del libro y quienes contribuyeron significativamente a mejorar su calidad final. También agradezco los variados aportes y comentarios de los colegas: Rafael Arocena, Federico Quintans, Mauricio González-Piana, Juan Pablo Pacheco, Silvana Masciardi, Gissell Lacerot y Dermot Antoniades. La tabla que resume la distribución de las especies en el país recibió, ya casi sobre la hora de enviar el manuscrito a la imprenta, el valioso aporte de Graciela Ferrari. Agradezco a Soledad Benítez, de la secretaría de Unesco, por su asistencia siempre que fue necesaria. Algunas de las fotografías de tapa fueron generosamente cedidas por Macarena Sarroca y Joaquín Aldabe y la foto de *Microcystis novacekii* por Graciela Ferrari. Un reconocimiento al Profesor Jerold Last, Centro Fogarty, Universidad de California (Davis) por apoyar el desarrollo local de inmunoensayos para cianotoxinas que hacen económicamente viable su monitoreo. La revisión gramatical y ortográfica fue realizada por Elisa Davyt. Esta obra fue posible gracias a la cooperación integrada de las instituciones UNESCO (Programa Hidrológico Internacional), OSE, DINAMA y Facultad de Ciencias de la Universidad de la República.

Sylvia Bonilla
Editora

Montevideo, 09-11-09

Prólogos

Las cianobacterias son unos de los organismos más antiguos del planeta. Fueron los responsables de generar la atmósfera oxidante que hoy conocemos, a través de la fotosíntesis oxigénica. Poseen características comunes con otras bacterias y también con algas eucariotas, lo que los hace únicos en cuanto a su fisiología, tolerancia a condiciones extremas y flexibilidad adaptativa. Han colonizado exitosamente los ecosistemas acuáticos y actualmente se encuentran ampliamente distribuidas en las aguas de todo el mundo. Contribuyen significativamente a la producción primaria acuática, ocupando un papel central en el plancton junto con microalgas eucariotas. Sin embargo, las cianobacterias planctónicas, también son un tema de preocupación para calidad del agua y la salud humana, especialmente en los ecosistemas límnicos, ya que pueden crecer masivamente (floraciones) y producir peligrosas toxinas para el ser humano. Además, el desarrollo masivo de las cianobacterias confiere color, olor, sabor y aspecto alterado al agua, generando limitaciones para la potabilización u otros fines. Por lo cual estos antiguos organismos siguen fascinando a biólogos de diversas áreas, y captando la atención de técnicos de calidad ambiental y gestores.

América del Sur es una de las principales reservas mundiales de agua dulce natural, tanto superficial como subterránea. Sin embargo, las floraciones de cianobacterias ocurren en diversos cuerpos de agua del continente debido a una combinación de factores y por lo tanto se hace necesario realizar una gestión apropiada de esta problemática que parte de la correcta identificación de las especies. Si bien existen algunos libros regionales recientes sobre el tema, la falta de bibliografía adecuada con datos sobre las poblaciones locales (morfometría y distribución) sigue siendo una de las principales dificultades para la gestión de las cianobacterias en Uruguay y otros países del continente. En general, son organismos de difícil identificación microscópica ya que presentan grandes variaciones morfológicas según la región geográfica en que se encuentren. Además, la mayoría de la bibliografía disponible es de difícil acceso, está escrita en otros idiomas, no incluye información ecológica y toxicológica de interés y los ejemplos no reflejan los morfotipos comunes en Uruguay.

En esta obra se busca salir del ámbito académico para brindar información de calidad a un público más amplio. Se pretende brindar herramientas para la mejor comprensión y gestión de las floraciones de cianobacterias en sistemas de agua dulce para ser utilizado por técnicos capacitados, investigadores, estudiantes terciarios y educadores.

El libro tiene 13 capítulos que se agrupan en cuatro partes. La primera parte, Generalidades, aborda conceptos básicos generales sobre la biología, toxicidad y ecología de las cianobacterias. La segunda parte, Metodología y gestión, se refiere a aspectos metodológicos en donde se compilan las metodologías más frecuentes utilizadas para el estudio de cianobacterias planctónicas. La tercer parte del libro, Identificación, se centra en la identificación de estos organismos, incluyendo tablas para la identificación de la presencia de floraciones en terreno, claves para la identificación de los géneros registrados y fichas de identificación por especie. Las tablas de identificación en terreno podrán ser utilizadas por docentes y alumnos, pero también por guardavidas o guardaparques a cargo de diversos ambientes de recreación. Cada ficha de identificación específica contiene información taxonómica, ecológica, toxicológica general y de distribución en el país, además de microfotografías ilustrativas a color en forma de atlas ilustrado. Las claves y fichas fueron elaboradas en base a las especies formadoras de floraciones en sistemas de agua dulce de Uruguay y por lo tanto las fotos y las medidas de las especies corresponden a ejemplares locales, preservados o frescos, provenientes mayormente, de la Facultad de Ciencias y las Obras Sanitarias del Estado (OSE). La última parte del libro, Casos de estudio, recopila tres investigaciones sobre cianobacterias, brindando información y ejemplos sobre la ocurrencia de estos organismos en diversos sistemas acuáticos en el país (embalses, lagunas costeras y lagos someros).

Este proyecto fue posible gracias a la recopilación de información proveniente de varios trabajos de investigación en calidad de agua y fitoplancton llevados adelante por la Sección Limnología de la Facultad de Ciencias, Universidad de la República, desde su creación en 1984.

Sylvia Bonilla
Editora

En cuanto la Editora de esta interesante obra, Dra. Sylvia Bonilla, me invitó a revisar y a prologar el manual sobre cianobacterias aprecié la importancia de la obra en la que se resume con rigor y con acierto el conocimiento que existe sobre las cianobacterias y su problemática y además se orienta a la realidad que sobre el tema existe en Uruguay.

Esta obra recoge el conocimiento más actual de diversas disciplinas relacionadas con las cianobacterias. En primer lugar se describen las generalidades de estos interesantes organismos que llevan sobre la Tierra desde el Precámbrico y se analizan las claves de su éxito ecológico durante sus tres mil millones de años de antigüedad. Se relatan, asimismo, en esta sección los problemas asociados a su presencia. Sin embargo, las peculiaridades 'positivas' de estos organismos, como es la formación y estabilización de suelo, fijación de N_2 , que se ha demostrado eficaz para disminuir la necesidad de fertilización en cultivos como el arrozal uruguayo, se han obviado explícitamente de este manual. En la segunda sección se encuentran las metodologías de análisis y las herramientas de gestión propuestas para el caso uruguayo, con lo que esta obra permanece como un manual, práctico y actualizado. Como parte del pragmatismo de esta obra se encuentran unas claves de identificación de cianobacterias planctónicas orientada hacia la realidad del país. Finalmente, se muestran 3 casos concretos en el país que ilustran la problemática y el posible modo de actuación para minimizar los riesgos asociados a la presencia de las cianobacterias. En referencia a los riesgos asociados a la presencia de cianobacterias es necesario hacer notar que en varios países las autoridades medioambientales y/o sanitarias consideran que los mayores riesgos para la salud humana derivados del agua del consumo son los relacionados con las cianobacterias sobrepasando a los riesgos derivados de los pesticidas o los metales pesados.

Considero que este manual será referencia en el futuro, al menos para todos los países hispanohablantes, y permitirá desarrollar políticas adecuadas para la gestión de las masas de agua dulce, que en estado tan precario se encuentran en todo el mundo.

Antonio Quesada

Dpto. Biología, Universidad Autónoma de Madrid, España

e da água, mas em virtude

Las cianobacterias constituyen un grupo muy particular de organismos por ser procariotas que poseen clorofila *a*, realizan fotosíntesis con producción de oxígeno y agua, son productores primarios y son capaces de fijar nitrógeno. Este conjunto de características, además de su importancia ecológica y para la salud pública, hacen de las cianobacterias un constante e incitante desafío para los investigadores de todo el mundo. Sin embargo, en las últimas décadas, en virtud de la intensa eutrofización de los ambientes acuáticos, las cianobacterias se han destacado mayoritariamente por los problemas causados por sus floraciones y producción de toxinas, principalmente en las aguas destinadas para el abastecimiento público.

De esa forma, gracias a intensos desequilibrios ecológicos causados por el propio hombre es cada vez mayor la demanda de información sobre cianobacterias y su relación con el medio ambiente y la salud pública. Los principales interesados son los profesionales de las áreas de monitoreo, control de calidad de agua y salud pública. Sin embargo, debido a los múltiples usos del agua, tales como: abastecimiento, generación de energía, piscicultura, riego, agricultura y recreación; los profesores, estudiantes y el público en general han aumentado su interés por las cianobacterias y su relación con el medio ambiente.

En este contexto, el presente libro titulado "Cianobacterias planctónicas del Uruguay: manual para la identificación y medidas de gestión" viene a satisfacer perfectamente esa demanda no solo para Uruguay, sino para toda América Latina, que en gran parte continúa carente de información sobre estos organismos. Esta publicación viene a llenar lagunas de la literatura científica del país, pues aborda varios aspectos relativos a las cianobacterias desde su identificación hasta la producción de toxinas y la gestión ambiental.

Otro aspecto importante, es el hecho de que los autores, en los diversos capítulos que componen el libro, logran reunir en forma clara y objetiva toda la información existente en Uruguay sobre las especies de cianobacterias planctónicas que ocurren en este país. Publicaciones como estas constituyen ejemplos interesantes de trabajos exitosos de cooperación entre la Universidad y Organismos Estatales, al servicio de la población.

Célia Leite Sant'Anna

Instituto de Botânica, São Paulo, Brasil

AUTORES

Aubriot, Luis	Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República. c.e.: laubriot@fcien.edu.uy
Bonilla, Sylvia	Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República, c.e.: sbon@fcien.edu.uy
Brena, Beatriz M.	Cátedra de Bioquímica, Facultad de Química, Universidad de la República, c.e.: bbrena@fq.edu.uy
Britos, Anamar	División Análisis Biológicos - Área Hidrobiología, Laboratorio Central Dr. Francisco Alciaturi, Obras Sanitarias del Estado (O.S.E). c.e.: abritos@ose.com.uy
Conde, Daniel	Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República. c.e.: vlad@fcien.edu.uy
Chalar, Guillermo	Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República, c.e.: gchalar@fcien.edu.uy
De León, Lizet	División de Evaluación de la Calidad Ambiental, Departamento de la Calidad de Agua, DINAMA-MVOTMA, c.e.: lizet.deleon@dinama.gub.uy, lizetdl@gmail.com
Fabre, Amelia	Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República, c.e.: ameliafabre@gmail.com
Gabito, Lourdes	Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República, c.e.: lgabito@fcien.edu.uy
Gravier, Ana	División Análisis Biológicos - Área Hidrobiología, Laboratorio Central Dr. Francisco Alciaturi, Obras Sanitarias del Estado (O.S.E), c.e.: agravier@ose.com.uy
Hein, Valeria	Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República, c.e.: vheinuy@yahoo.com.ar
Kruk, Carla	Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República, c.e.: ckruk@yahoo.com
Pérez, María del Carmen	Consultora en fitoplancton límico y costero, Valencia, España perez, c.e.: baliero@gmail.com
Piccini, Claudia	Departamento de Microbiología del Instituto de Investigaciones Biológicas Clemente Estable, c.e.: piccini@iibce.edu.uy
Rodríguez-Gallego, Lorena	Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República, c.e.: dunachirca@gmail.com
Vidal, Leticia	División Análisis Biológicos - Área Hidrobiología. Laboratorio Central Dr. Francisco Alciaturi, Obras Sanitarias del Estado (O.S.E), c.e.: lvidal@ose.com.uy, leti.vidal.bertola@gmail.com

PARTE I – GENERALIDADES

CAP. 1 - BIOLOGÍA, FLORACIONES Y DISTRIBUCIÓN DE LAS CIANOBACTERIAS

Sylvia Bonilla & Luis Aubriot

Las cianobacterias son los organismos fotosintetizadores aeróbicos más antiguos del planeta. Se originaron en el período Pre-cámbrico, hace aproximadamente 2700 millones de años y dominaron la biota del planeta por más de 1500 millones de años (2009). Las cianobacterias fueron los organismos responsables de crear la atmósfera oxidante que hoy conocemos mediante la fotosíntesis con liberación de oxígeno, utilizando el pigmento clorofila *a*. A partir de las cianobacterias con clorofila *a* (y en algunos grupos también con clorofila *b*), se originaron los cloroplastos de las algas eucariotas fotosintetizadoras. Pertenecen al dominio Bacteria (eubacterias) y comparten algunas características estructurales con las bacterias heterótrofas, y otras funcionales con las algas, organismos eucariotas también fotosintetizadores (Tabla 1.1).

Desde sus orígenes hasta el presente, las cianobacterias han colonizado con éxito diversos tipos de ecosistemas. La mayor parte de las especies son de vida libre y se encuentran, principalmente, en ecosistemas acuáticos (marinos y continentales), pero también pueden encontrarse en ecosistemas semi-acuáticos o terrestres. Algunas especies terrestres (ej.: género *Nostoc*) son simbioses con hongos formando el 10% de las especies de líquenes conocidas, o con helechos acuáticos como *Azolla* sp, cuya cianobacteria simbionte es *Anabaena azollae*. Algunas especies son altamente tolerantes a condiciones extremas y pueden encontrarse en aguas termales a más de 60 °C (Ward et al. 1994), en lagos hipersalinos (2000), o formando gruesas matas bentónicas, en lagos de regiones polares (Vincent 2000; Bonilla et al. 2009). Algunas cianobacterias habitan ecosistemas semi-acuáticos como plataformas de hielo en latitudes extremas (Vincent et al. 2004), desiertos, viven en la penumbra de las cavernas (Whitton & Potts 2000) o colonizan superficies de cualquier tipo, incluso pinturas artísticas como frescos (Cappitelli et al. 2009).

Tabla 1.1. Características compartidas de las cianobacterias con bacterias y algas eucariotas del plancton.

Características compartidas de las cianobacterias con:
Bacterias acuáticas planctónicas (Dominio Bacteria)
- Son organismos microscópicos, de vida libre - No poseen núcleo ni organelos (procariotas) - Tienen pared celular tipo bacterias Gram negativas - Son organismos muy antiguos en términos evolutivos (originadas en el Precámbrico) - Se reproducen por fisión binaria - Habitan en la columna de agua - Las cianobacterias más pequeñas (< 2 µm) son controladas por el mismo tipo de depredadores que las bacterias planctónicas
Algas eucariotas del fitoplancton (Dominio Eucaria)
- Son organismos microscópicos, de vida libre - Tienen tilacoides con fotosistemas I y II (*) - Realizan fotosíntesis con liberación de oxígeno - Tienen clorofila <i>a</i> (algunas especies también tienen clorofila <i>b</i> como las algas verdes) - Habitan en la columna de agua - Son controladas por el mismo tipo de depredadores (**)

*: en eucariotas los tilacoides están encerrados dentro de los cloroplastos

**: excepto las de gran tamaño (> 100 µm)

La mayor parte de las especies de cianobacterias se encuentran en los sistemas de aguas continentales (límnico), habitando en la columna de agua o el bentos de lagos, lagunas, ríos y arroyos de todo el mundo (Whitton & Potts 2000). Las que componen el fitoplancton, comunidad de cianobacterias y microalgas eucariotas que habitan la columna de agua, desempeñan un rol clave en la producción primaria acuática (Reynolds 1984). Por otro lado, algunas especies toleran condiciones

de salinidad baja o intermedia y pueden encontrarse en estuarios o lagunas costeras salobres. Finalmente algunas especies planctónicas son netamente marinas, destacándose el grupo de las picocianobacterias (0,5 – 2 μm de diámetro) cumpliendo un papel clave en la producción primaria y ciclo de carbono de los océanos, y especies filamentosas de gran tamaño (Reynolds 2006).

1.1. Características morfológicas y funcionales

Existen especies de cianobacterias en un amplio rango de tamaños, desde especies de ca. 0,5 μm (ej.: *Prochlorococcus* sp.) hasta otras que forman colonias macroscópicas de varios milímetros de diámetro (ej. *Microcystis* sp.).

Los niveles de organización biológica unicelular, colonial y filamentosos están bien representados en las cianobacterias planctónicas (Graham et al. 2009), siendo el grupo que tiene mayor número de especies en el nivel filamentosos en el plancton (Reynolds 2006). Este nivel de organización se caracteriza por organismos uniseriados (Fig. 1.1) con comunicación entre las células vecinas a través de microporos de las paredes transversales de las células vegetativas. Sin embargo, la morfología de las cianobacterias puede alcanzar otros niveles de complejidad. Es así que algunas especies pueden presentar células diferenciadas (heterocitos) a partir de una célula vegetativa (Orden Nostocales y Stigonematales), que cumplen la función de fijar nitrógeno atmosférico (Wolk et al. 1994) (ver capítulos 2 y 3) (Fig. 1.1). En el proceso de diferenciación del heterocito (desorganización de los fotosistemas, engrosamiento de la pared celular) se crean condiciones intracelulares dentro del heterocito que aseguran niveles mínimos de oxígeno, condición requerida para que actúe la enzima responsable de la fijación de nitrógeno atmosférico (nitrogenasa) (van Den Hoek et al. 1995). Los heterocitos pueden ser constitutivos, es decir que siempre se forman, como en el caso particular de las cianobacterias bentónicas, o formarse bajo condiciones ambientales deficientes en nitrógeno inorgánico disuelto, que es el caso corriente de las planctónicas. También a partir de una célula vegetativa se pueden desarrollar células de resistencia (acinetes o acinetos) de gran tamaño, con una alta acumulación de reserva y con engrosamiento de la pared celular. Estas células se generan en condiciones de estrés ambiental (Orden Nostocales y Stigonematales) (Fig. 1.1).

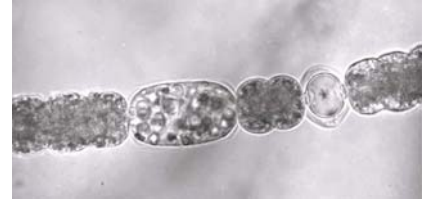


Fig. 1.1. Filamento de *Anabaena planctonica* (1000 aumentos). De izquierda a derecha se observa un acinete y un heterocito. Más detalles: ver capítulo 10

RECUADRO 1.1

Fitoplancton

El fitoplancton es la comunidad de microalgas y cianobacterias que habitan la columna de agua de los sistemas acuáticos.

Se distinguen arbitrariamente tres categorías de acuerdo a su talla (dimensión lineal mayor):

- picofitoplancton (0,2 - 2 μm)
- nanofitoplancton (2 - 20 μm)
- microfitoplancton (20 - 200 μm)

En todas estas categorías hay representantes de las cianobacterias que pueden formar floraciones.

Algunas cianobacterias de gran tamaño pueden entrar en una cuarta categoría (mayores a 200 μm), el mesofitoplancton.

El fitoplancton contribuye a la **producción primaria** (síntesis de materia orgánica a partir de materia inorgánica) de los sistemas acuáticos, a través de la fotosíntesis, siendo muchas veces la comunidad principal en todo el ecosistema para esta función.

Entre las cianobacterias filamentosas bentónicas es posible encontrar especies con filamentos ramificados (ramificaciones falsas o verdaderas) y marcada polaridad. En general las cianobacterias planctónicas no tienen ramificaciones. Estas características diferenciación de células especializadas en una función, polaridad y ramificaciones de los filamentos, hacen que las cianobacterias sean organismos muy complejos, únicos dentro de los procariotas.

La fragmentación de los filamentos como forma de propagación se realiza a través de puntos frágiles de quiebre generados por la muerte programada de una célula que se llama necridio. Los filamentos se parten en trozos pequeños (hormogonios) que luego, por fisión binaria, se multiplican hasta regenerar un filamento (van Den Hoek et al. 1995).

El protoplasma celular del fitoplancton está compuesto por moléculas más densas que el agua (1,3 a 1,7 veces más densas, ej.: carbohidratos, proteínas, ADN), o mucho más densas (2,5 veces, ej: polifosfato, sílice), las que

incrementan la tasa de hundimiento (Reynolds 1984). Mientras las algas eucariotas disminuyen la velocidad de sedimentación mediante la acumulación de moléculas de bajo peso (ej.: lípidos, 0,8 veces), las cianobacterias pueden regular su posición en la columna de agua mediante la presencia de vesículas de gas que se agrupan en las células (aerotopos = grupos de vesículas). La densidad de las cianobacterias sin vesículas es cercana a 1060 kg m^{-3} (densidad del agua: 1000 kg m^{-3}), por lo que para disminuir su densidad, la célula debe acumular vesículas de gas, lo que varía según el

tamaño de la célula y el nivel de organización del organismo (Visser et al. 2005). Las funciones de dicha regulación son: el mejoramiento de la exposición a la luz, la reducción de la mortalidad por sedimentación y el acceso temporal a capas profundas con mayor disponibilidad de nutrientes (Oliver & Ganf 2000) (ver capítulo 2). Las vesículas de gas están compuestas de pequeñas vesículas proteicas cilíndricas (ca. 10000 por célula), con extremos cónicos y paredes impermeables al agua. La presencia de aminoácidos con cadenas alifáticas orientadas hacia el interior de la vesícula les confiere propiedades hidrofóbicas pero que permiten el pasaje de gases (van Den Hoek et al. 1995). El tamaño de la vesícula y la presión que tolera varían entre especies. Por ejemplo, para *Planktothrix rubescens* que habita en el metalimnio en lagos profundos, el diámetro de la vesícula es pequeño (50 nm) pero la presión que tolera es grande (11 bares), mientras que para otros géneros que habitan cerca de la superficie, los tamaños son mayores (65 a 85 nm) y las presiones tolerables menores (6 – 9 bares) (Visser et al. 2005). La mayoría de las cianobacterias planctónicas producen vesículas de gas.

Las cianobacterias tienen clorofila *a*, pigmento universal para realizar la fotosíntesis aeróbica, y una serie de pigmentos accesorios y protectores. Algunas especies pueden tener también clorofila *b* (grupo antiguamente llamado Proclorofita) y una cianobacteria marina presenta clorofila *d*. El típico color verde-azul de las cianobacterias se debe a la presencia de las ficobilinas, pigmentos accesorios a la clorofila *a*. Estos pigmentos están asociados a proteínas y se componen de tres grupos principales: las alloficocianinas (absorbancia máxima, $A_{\max} = 650$ nm), ficocianina ($A_{\max} = 620$ nm) y ficoeritrina ($A_{\max} = 565$ nm). La proporción de estos pigmentos puede ser alterada para aumentar la absorción de la luz en el espectro visible. Las ficobilinas solo se encuentran en las cianobacterias y dos grupos de algas eucariotas (criptofitas y rodofitas). Asimismo, las cianobacterias poseen carotenoides que se pueden encontrar en las algas eucariotas, pero también poseen otros que son exclusivos de las cianobacterias (carotenoides glicosídicos) (Francis et al. 1970) y cumplen, principalmente, una función de protección para las altas intensidades lumínicas, actuando como antioxidantes al desviar el flujo de electrones en exceso para evitar que dañen los fotosistemas (Edge et al. 1997) (ver capítulo 2). Por otro lado, algunos carotenoides de las cianobacterias pueden cumplir funciones protectoras a bajas temperaturas (Várkonyi et al. 2002) o actuar como pigmentos accesorios de la clorofila *a* (Hirschberg & Chamovitz 1994). Se ha demostrado que algunas cianobacterias producen el pigmento scytonemina (solo presente en cianobacterias bentónicas) (García Pichel & Castenholz 1991) u otras sustancias fotoprotectoras de la luz ultravioleta o “pantallas solares”, como los aminoácidos del tipo micosporina (MAA) (Ehling-Schulz & Scherer 1999) (ver capítulo 2).

Si bien en los ecosistemas costeros y marinos es posible encontrar fitoplancton eucariota tóxico como dinoflagelados o diatomeas, en los ecosistemas acuáticos límnicos las cianobacterias son los principales organismos del fitoplancton que sintetizan sustancias tóxicas (cianotoxinas) (Leflaive & Ten-Hage 2007) con el consecuente perjuicio potencial para la salud humana (ver capítulos 4 y 6). También pueden producir sustancias volátiles aromáticas que le confieren fuertes olores característicos (humedad o pesticidas) al agua (ver capítulos 4 y 8).

1.2. ¿Qué son las floraciones de cianobacterias?

Las cianobacterias y las algas eucariotas del fitoplancton pueden crecer bruscamente bajo determinadas condiciones ambientales aumentando su biomasa en valores significativos con respecto a la concentración original. Este fenómeno se llama floración (en inglés: *bloom*) (Smayda 1997). Los factores que desencadenan las floraciones de las cianobacterias planctónicas son diversos y actúan en forma combinada (ver capítulos 2 y 3). Cada floración está formada por una o pocas especies. El fenómeno puede generarse en periodos que van desde pocas horas a varios días y desaparecer en un plazo similar. Sin embargo, algunas floraciones de cianobacterias pueden permanecer por periodos más largos como todo el verano, durante todo el año o incluso en forma permanente. Las floraciones de cianobacterias planctónicas ocurren en los cuerpos de aguas continentales de todo el planeta (Chorus & Bartram 1999). Pueden ser evidentes a simple vista por la coloración generalmente verde y la turbidez que le confieren al agua, o por la presencia de acumulaciones o franjas densas superficiales (ver capítulo 8). Si bien la frecuencia e intensidad de las floraciones han aumentado en el mundo a consecuencia de las actividades humanas y el cambio climático (ver capítulos 2 y 3), el fenómeno no es nuevo. Existen registros de floraciones en lagos de Europa central (ej.: lago Zürich) desde hace varios siglos. Las floraciones de *Planktothrix rubescens* (el “alga sangrienta”) dan un color rojizo al agua lo que originó el mito del lugar que refería a la sangre de los soldados caídos en el lago en la batalla de Burgundy en el siglo XV (Walsby et al. 2006).

El principal motivo de preocupación por las floraciones de cianobacterias, es que estos organismos pueden producir toxinas (ver capítulo 4). La alta biomasa concentrada en las floraciones sumada a la presencia de las cianotoxinas puede representar un problema para los otros organismos del medio acuático y para el ser humano (ver capítulos 4 y 6).

1.3. Floraciones de cianobacterias planctónicas en Uruguay y perspectivas

El fenómeno de las floraciones de cianobacterias es mundial y Uruguay no es la excepción. El desarrollo de floraciones de este tipo es un fenómeno corriente en diversos tipos de agua del país como ríos (Río Uruguay), estuarios (Río de la Plata), lagos y lagunas (Bonilla et al. 1995; Pérez et al. 1999; Bonilla & Conde 2000; Ferrari & Méndez 2000; De León & Yunes 2001; Kruk et al. 2002; Kruk et al. 2003; Ferrari & Méndez 2004; Bonilla et al. 2006; Feola et al. 2006; Ferrari & Vidal 2006; Sienra & Ferrari 2006; Feola et al. 2007, 2008; Ferrari 2009) (ver parte IV: Casos de Estudio). Algunos estudios recientes indican gran proliferación de cianobacterias picoplanctónicas (tipo *Synechococcus*) en la Laguna de Rocha (Vidal et al. 2007) o floraciones de *Cylindrospermopsis raciborskii* en lagos someros (Vidal & Kruk 2008). En la Parte III de este libro, se presentan fichas taxonómicas para todas las especies registradas en Uruguay de cianobacterias planctónicas formadoras de floraciones.

Actualmente, en el país no existen reglamentaciones que se refieran a la prevención o a la gestión de las floraciones de cianobacterias. A los efectos de comprender las causas del desarrollo de las floraciones de cianobacterias e implementar medidas de gestión apropiadas es necesario el desarrollo de la investigación científica. La mayor parte de las especies de cianobacterias deben ser combatidas en estadios tempranos de su desarrollo ya que una vez establecidas, las medidas correctivas, cuando son posibles, son de alto costo y de difícil implementación (Scheffer 1998) (ver capítulo 6). Para predecir y gestionar correctamente las floraciones de cianobacterias es necesario entender cuáles son las condiciones particulares que las favorecen en el ecosistema (ver capítulo 2). Las cianobacterias son un grupo diverso de organismos por lo que no pueden ser estudiadas como una única entidad ya que presentan una alta diversidad de respuestas y efectos ambientales (Reynolds, 2006). En este sentido, (Kruk et al. 2009) han definido siete grupos morfológicos funcionales (GMF) para fitoplancton incluyendo las potenciales condiciones ambientales que los favorecen (temperatura, luz, mezcla, fósforo, nitrógeno, carbono, sílice y zooplancton). Las cianobacterias aparecen en cinco de los siete grupos propuestos. Particularmente las especies que suelen desarrollar floraciones nocivas (filamentosas fijadoras de nitrógeno, filamentosas del orden Oscillatoriales y otras que forman colonias) se encuentran representadas en dos grupos. Actualmente Kruk y colaboradores están desarrollando modelos de predicción (Segura et al en preparación) y experimentos para poner a prueba la ocurrencia y desarrollo de los GMF de cianobacterias nocivas en las condiciones ambientales predichas por el modelo.

Muchas veces, el estudio experimental de una especie en particular permite elucidar las limitaciones y tolerancias ecológicas que expliquen su éxito. *Cylindrospermopsis raciborskii*, especie de origen tropical, ganó la atención científica internacional debido a su aparente comportamiento invasor y por su alta toxicidad. Para comprender el éxito de esta especie se están llevando adelante varios estudios interdisciplinarios (Bonilla y colaboradores). Hasta el presente se han identificado en Uruguay dos morfotipos de la especie con relaciones filogenéticas inciertas (análisis de ARNr 16S e ITS), en lagunas destinadas a la potabilización y la recreación (Piccini et al en preparación). Resultados preliminares de los estudios de crecimiento de *C. raciborskii* MVCC14 indicarían que esta cepa crece mejor en condiciones de alta intensidad lumínica, contrariamente a lo sugerido por otros autores para otras latitudes (Bonilla et al en preparación). Por lo tanto, se está indagando si las poblaciones locales toleran un amplio rango de intensidades de luz lo que le daría a la especie una capacidad competitiva alta para colonizar y explotar diversos cuerpos de agua del país.

El crecimiento de las cianobacterias frente a la disponibilidad de los nutrientes disueltos es otro aspecto que aún requiere investigación. Aubriot y colaboradores están trabajando en aspectos ecofisiológicos sobre la adaptabilidad de la incorporación de nutrientes de las cianobacterias (Aubriot et al. 2000) y datos no publicados). La adaptabilidad del comportamiento de incorporación de fosfato por parte de fitoplancton dominado por la cianobacteria filamentosa *Planktothrix agardhii* trae como consecuencia una mayor eficiencia en la utilización del nutriente, lo que reveló aspectos contradictorios con la visión clásica de competencia por recursos en fitoplancton (Aubriot 2008; Aubriot et al. en revisión). Estudios recientes han sugerido que *C. raciborskii* también posee una gran plasticidad adaptativa a los cambios en la disponibilidad del fosfato. El conocimiento de sus rangos de tolerancia a la deficiencia por el recurso puede contribuir a explicar su éxito en nuestro país (Aubriot et al., datos no publicados).

Los estudios para detectar distintos grupos de cianotoxinas y producir “kits” nacionales (ej.: tipo ELISA: ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas), es otro aspecto relevante que ha comenzado a ser llevado adelante por algunos grupos de investigación del país (Brena et al. 2006).

PARTE I - GENERALIDADES

CAP. 2- CIANOBACTERIAS: FACTORES QUE REGULAN SU CRECIMIENTO

Luis Aubriot, Sylvia Bonilla & Carla Kruk

El crecimiento de las cianobacterias fitoplanctónicas en los ambientes naturales depende de su capacidad de optimizar la utilización de los recursos y minimizar las pérdidas de biomasa. Los recursos necesarios para el crecimiento son la luz y los nutrientes (minerales), mientras que las pérdidas se deben a la depredación, sedimentación hacia zonas afóticas (oscuras) donde no es posible realizar la fotosíntesis y el “lavado” por el arrastre de las corrientes de agua. Las interacciones tróficas entre los organismos en los cuerpos de agua también juegan un papel importante para determinar la dominancia o no de las cianobacterias (Fig. 2.1). Además, las cianobacterias interaccionan con otros productores primarios (algas del fitoplancton y plantas sumergidas) compartiendo los mismos recursos (Fig. 2.1).

En algunas situaciones, las cianobacterias tienen la facultad de dominar el fitoplancton gracias a su capacidad para explotar intensidades de luz muy bajas o altas, optimizar la fotosíntesis mediante la flotación en la columna de agua, soportar amplios rangos de temperatura, crecer en ambientes crónicamente deficientes en nutrientes y resistir la depredación debido a su capacidad de sintetizar toxinas (ver capítulo 4) y a su plasticidad morfológica (Fig. 2.1). Esta flexibilidad fisiológica y morfológica generalmente incide en la modificación de su ambiente y en el establecimiento de las poblaciones. A continuación evaluaremos las principales características fisiológicas y ecológicas que facilitan la dominancia de las cianobacterias en los ecosistemas acuáticos.

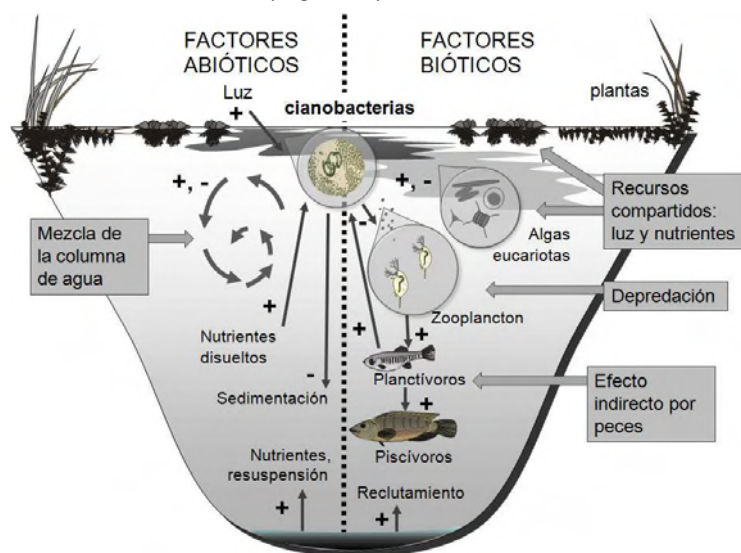


Figura 2.1. Efecto de los factores abióticos y bióticos, simplificados como positivos (+) y negativos (-), en el crecimiento de las cianobacterias planctónicas de los ecosistemas límnicos.

2.1. Disponibilidad de luz y la zona de mezcla

La luz que recibe el fitoplancton (microalgas y cianobacterias) en un cuerpo de agua depende de la profundidad de la zona iluminada, pero también de la profundidad hasta donde se produce la mezcla hidrológica de la columna de agua (Fig. 2.1). La relación entre la zona eufótica (Z_{eu}) y la zona de mezcla de la columna de agua (Z_m) es un indicador del régimen de luz experimentado por los organismos sometidos al movimiento del agua (ver Recuadro 2.1.). Basándose en el cociente Z_{eu}/Z_m , es posible separar ambientes en los que $Z_{eu} \approx Z_m$ y aquellos con $Z_{eu} > Z_m$ o $Z_{eu} < Z_m$. En el primer caso, si bien la luz no alcanza toda la columna de agua, no llega a limitar significativamente el crecimiento (Recuadro 2.1, diagrama 1). Este es el caso de lagos someros productivos, frecuentemente mezclados, en los que generalmente dominan organismos filamentosos no agregados como *Planktothrix agardhii*. En el caso que ocurran estratificaciones por períodos más prolongados, lo que coincide con una mayor profundidad de los sistemas, pueden verse favorecidas las formas coloniales mucilaginosas de gran tamaño (ej. *Microcystis aeruginosa*).

En lagos más profundos y menos productivos, la luz alcanza toda la zona de mezcla y suele ocurrir una fuerte estratificación estacional. En estos lagos pueden desarrollarse poblaciones de cianobacterias metalimnéticas (concentradas en un rango estrecho de profundidad sobre la termoclina) como los géneros *Planktothrix*, *Anabaena* o *Aphanizomenon* (Oliver & Ganf 2000) (ver capítulo 8, Fig. 8.1.B). Si el cociente Z_{eu}/Z_m es ≥ 1 (Recuadro 2.1., diagrama 1 y 2), los organismos estarán circulando en la zona iluminada del lago, mientras que los valores menores a 1 son indicadores de condiciones de luz potencialmente limitantes para el crecimiento (Recuadro 2.1., diagrama 3, (Kirk 1994).

Las cianobacterias pueden crecer en condiciones no óptimas para el fitoplancton en general, gracias a su adaptabilidad a intensidades de luz bajas o extremadamente altas. Adicionalmente pueden acceder a condiciones favorables para el crecimiento por su capacidad de regular su posición en la columna de agua. El típico color verde-azul de las cianobacterias se debe a la presencia de pigmentos accesorios como las ficobilinas (ver capítulo 1). La proporción de estos pigmentos puede ser alterada para aumentar la absorción de la luz en el espectro visible (400 a 700 nm). Esta es una diferencia fundamental entre las cianobacterias y las algas eucariotas (excepto criptofitas), ya que las ficobilinas absorben la luz en un rango de longitud de onda en el que las algas eucariotas del fitoplancton no pueden. Dicho rango de longitud de onda se encuentra entre las bandas de absorción de las clorofilas accesorias *b*, *c* y los carotenoides. Como la intensidad de la luz disminuye exponencialmente en la columna de agua y su calidad espectral cambia, las cianobacterias pueden utilizar parte de esta energía lumínica en rangos del espectro que no son utilizados por otros grupos (Jeffrey et al. 1997). Esta estructura pigmentaria les confiere una alta tolerancia a las condiciones de penumbra. Por ejemplo, *Planktothrix agardhii* generalmente domina lagos someros y turbios (Scheffer et al. 1997) debido, principalmente, a que el inicio de la saturación de la fotosíntesis (I_k) se produce a valores bajos de irradiancia ($I_k = 10 - 20 \mu\text{mol fotón m}^{-2} \text{s}^{-1}$). Esta cianobacteria promueve una retroalimentación positiva a su propia dominancia por su capacidad de tolerar bajas intensidades de luz, a la vez que su propio desarrollo de biomasa restringe aún más el campo lumínico para el desarrollo de otros autótrofos lo que favorece su perpetuación como organismo dominante (estado estable) (Scheffer et al. 1997).

En el otro extremo, algunas cianobacterias (ej: *Microcystis* sp.) pueden tolerar la radiación solar prácticamente directa y crecen y se acumulan próximas a la superficie del agua (ver capítulo 8, Fig. 8.1A, 8.2C y 8.4). Esta tolerancia se basa en su capacidad de alcanzar la saturación de la fotosíntesis a valores de irradiancia altos ($I_k > 200 \mu\text{mol fotón m}^{-2} \text{s}^{-1}$) y a la síntesis de sustancias fotoprotectoras como los aminoácidos del tipo micosporina (MAA) y los carotenoides que desvían el exceso de energía (Sommaruga et al. 2008).

Las plantas sumergidas pueden ser los productores primarios dominantes en sistemas eutróficos someros en determinadas condiciones en donde el cuerpo de agua se mantendrá transparente y con escaso fitoplancton y cianobacterias (Scheffer 2007). Por otro lado, las plantas flotantes pueden colonizar exitosamente ambientes eutróficos en algunas condiciones particulares, cubriendo parcial o totalmente la superficie del cuerpo de agua provocando el sombreamiento sobre las cianobacterias y microalgas del fitoplancton (Fig. 2.1). El desarrollo de estas macrófitas ocurre

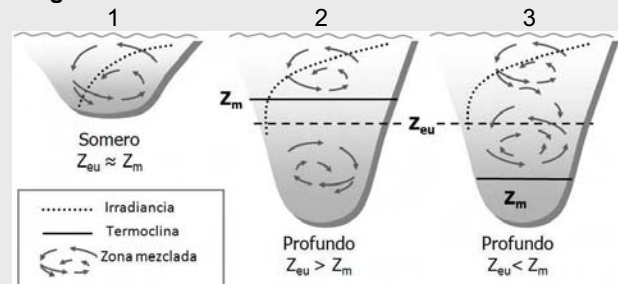
RECUADRO 2.1

Zona eufótica y zona de mezcla en la columna de agua

La capa superior iluminada de la columna de agua se conoce como **zona eufótica** y su límite (Z_{eu}) está definido como la profundidad a la que llega el 1% de la luz subsuperficial (Kirk 1994). El 1% de la luz subsuperficial es un valor convencional y de referencia, en el cual se espera que la producción primaria neta sea igual a cero (**punto de compensación**).

La profundidad de la **zona de mezcla** (Z_m) es la capa de agua por arriba de la termoclina que puede ser mezclada por la acción del viento. En los lagos que no están estratificados, la zona de mezcla abarca toda la columna de agua ($Z_m = Z$).

Diagramas :



Esta estructura pigmentaria les confiere una alta tolerancia a las condiciones de penumbra. Por ejemplo, *Planktothrix agardhii* generalmente domina lagos someros y turbios (Scheffer et al. 1997) debido, principalmente, a que el inicio de la

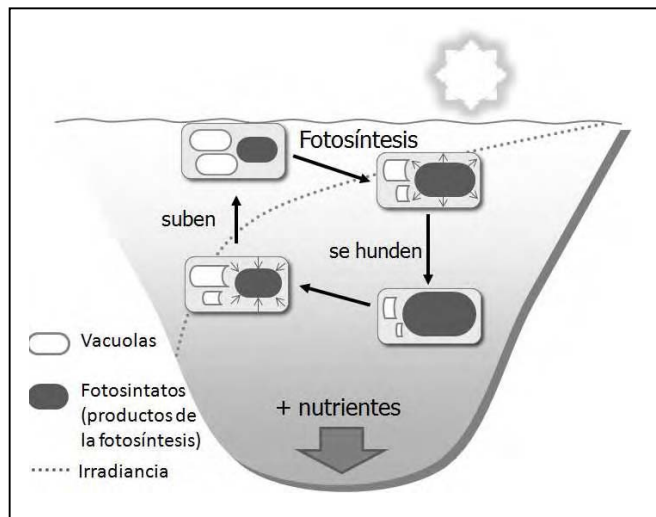


Figura 2.2. Ciclo simplificado de flotación y hundimiento de cianobacterias planctónicas con vesículas de gas a través del aumento o disminución de la presión intracelular provocado por la fotosíntesis.

mayormente en ecosistemas tropicales y subtropicales de aguas con escasa turbulencia (Moss 1998; Meerhoff et al. 2007a). Además, estas plantas pueden producir sustancias alelopáticas que inhiban el desarrollo del fitoplancton. En estos casos, puede existir una fuerte limitación lumínica que impida el desarrollo de las cianobacterias.

2.2. Distribución en la columna de agua

Un requerimiento esencial para lograr el crecimiento continuo del fitoplancton es minimizar la tasa de hundimiento para prolongar su permanencia en la zona eufótica. Las ventajas de dicha regulación son el mejoramiento de la exposición a la luz, la reducción de la mortalidad por sedimentación y el acceso temporal a capas profundas con mayor disponibilidad de nutrientes (Oliver & Ganf 2000).

Las cianobacterias regulan la flotación mediante, al menos, tres mecanismos: la disminución del número de vesículas de gas a medida que avanza la división celular, el colapso de algunas vesículas por aumento de la presión citoplasmática debido a la acumulación de metabolitos de la fotosíntesis (fotosintatos) y, finalmente, mediante la acumulación fotosintética de polímeros (glicógeno) de alto peso molecular para alcanzar la flotación neutra (Reynolds 2006). De este modo, un aumento de la fotosíntesis por mayor exposición a la luz aumenta la presión intracelular por una rápida síntesis de carbohidratos, lo que tiene como resultado el colapso de las vesículas y el consiguiente hundimiento de las colonias o filamentos. Estos mecanismos de regulación permiten a las cianobacterias alcanzar profundidades de 2 a 4 m en horas (Fig. 2.2). Cuando acceden a zonas de intensidad de luz intermedia se logra la flotación neutra y la posterior formación de nuevas vesículas que llevan a los organismos a la superficie nuevamente (Fig. 2.2). Por ejemplo, las colonias de *Microcystis* sp. pueden realizar migraciones diarias en la columna de agua y recuperar la posición vertical luego de eventos de turbulencia. Para muchas especies, el desarrollo de ese ciclo a escala estacional les permite mantener colonias o formas de resistencia, asociadas al sedimento, que pueden retornar a las zonas iluminadas de la columna de agua en condiciones favorables.

De acuerdo a las condiciones de mezcla y estabilidad de la columna de agua y la frecuencia de la estratificación y mezcla de la misma, podemos encontrar tres grupos de cianobacterias planctónicas formadoras de floraciones (Tabla 2.1). Las **acumulativas** crecen en superficie formando grumos o acúmulos visibles en condiciones de estratificación y estabilidad de la columna de agua por períodos prolongados. Las **dispersivas** son aquellas que forman floraciones en condiciones de mezcla continua de toda la columna de agua, y las **semi-acumulativas** son aquellas que aparecen en ambientes donde ocurre estratificación por períodos de días a semanas (Tabla 2.1).

Tabla 2.1. Características de los tres tipos de floraciones de cianobacterias planctónicas en los ecosistemas límnicos. I_k : intensidad de luz de subsaturación de la fotosíntesis. Fuentes: Chorus & Bartram (1999); Graham et al. (2009); Reynolds (2006); J. Padisák com. pers. y datos no publicados.

	Acumulativas	Semi-acumulativas	Dispersivas
Profundidad del lago	Profundo-somero	Profundo-somero	Somero
Luz	Alto I_k	Medio I_k	Bajo I_k
Frecuencia de la mezcla (segundos)	Estacional (10^7)	Diurno (10^5) a diario o semanal	Continuo ($10^3 - 10^4$)
Regulación de la flotación	Excelente regulación de la flotación Migración vertical	Buena, pero puede fallar a altas intensidades de mezcla	Buena
Fijación de nitrógeno	Algunas	Si	Algunas
Tipo de floración	Evidente, floraciones en superficie	Evidente, pueden acumularse en superficie	No es evidente
Ejemplo	<i>Microcystis</i> , <i>Anabaena</i>	<i>Anabaena</i> , <i>Aphanizomenon</i> , <i>Anabaenopsis</i> , <i>Cylindrospermopsis</i> <i>Gloeotrichia</i>	<i>Planktothrix</i> , <i>Cylindrospermopsis</i> , <i>Limnothrix</i>

2.3. Temperatura

El rango de temperatura a la que generalmente se produce la tasa máxima de crecimiento se encuentra entre 25 y 30 °C, según resultados experimentales con cultivos de cianobacterias (Reynolds 2006). Entre el 0 °C y el valor óptimo para cada organismo, se produce un incremento de la tasa de crecimiento en función de la temperatura. Por encima del rango de temperatura óptima ocurre una disminución abrupta de la tasa de crecimiento. Generalmente se considera que las cianobacterias prefieren temperaturas más altas que las algas eucariotas (Dokulil & Teubner 2000). Sin embargo, los rangos óptimos de temperatura de las cianobacterias no termofílicas serían similares a los rangos de las algas eucariotas, por lo que no habría diferencias en cuanto a la preferencia de la temperatura. Por otro lado, las cianobacterias son dominantes en numerosos ecosistemas acuáticos polares, tanto en el bentos formando gruesas matas, como en el fitoplancton, debido a su tolerancia a un amplio rango de temperatura (Vincent 2000).

La alta temperatura, además, no sería la causa *per se* de una floración, sino que las altas temperaturas estarían asociadas con otros fenómenos como la estratificación térmica y cambios en la profundidad de la zona de mezcla, lo que puede favorecer el desarrollo de cianobacterias con vesículas de gas (Oliver & Ganf 2000; Paerl & Huisman 2009). Estos efectos se podrían ver potenciados en el contexto del cambio climático global (ver capítulo 3).

2.4. Disponibilidad de nutrientes

El crecimiento de fitoplancton, requiere de la incorporación de una cuota de nutrientes inorgánicos del medio, en similar proporción a la que contiene la célula. Existe un compromiso entre el requerimiento celular y el suministro desde el ambiente, lo que puede resultar en la limitación del crecimiento por la falta de uno o más de estos elementos (ver recuadro 2.2 y Fig. 2.1).

Los requerimientos celulares están relacionados con su composición atómica. Desde hace varias décadas se conoce que la composición es aproximadamente de 106 átomos de carbono por cada 16 de nitrógeno y 1 de fósforo, conocida como la relación de Redfield (1958). Cuando el suministro de nutrientes desde el ambiente se desvía de esta proporción se produce la deficiencia y posterior limitación del crecimiento celular. Relaciones bajas (ej.: N/P < 10) indican limitación potencial por nitrógeno, mientras que relaciones altas (ej.: N/P > 20) indican limitación potencial por fósforo. Los nutrientes que generalmente limitan el crecimiento del fitoplancton pueden ser N, P, Fe, (Si, en el caso de las diatomeas) o algún elemento traza.

En general, el carbono no es limitante para el fitoplancton debido a los aportes de CO₂ atmosféricos y del sedimento (en sistemas someros y turbulentos) (Jensen et al. 1994). Sin embargo, altas tasas fotosintéticas pueden disminuir la concentración de CO₂. Al disminuir el CO₂ por su incorporación durante la fotosíntesis, se produce un aumento del pH debido a que disminuye el ácido carbónico disuelto. Este aumento de pH hace que la forma más abundante de carbono inorgánico sea el bicarbonato (HCO₃⁻) (y el CO₂ la forma menos abundante). En estos casos puede ocurrir la limitación del crecimiento de las cianobacterias que solo puedan asimilar CO₂. Sin embargo, la mayoría de las cianobacterias y algunas algas eucariotas contienen la enzima anhidrasa carbónica y pueden recurrir al HCO₃⁻ como fuente alternativa de carbono inorgánico (Graham et al. 2009).

El nitrógeno puede ser obtenido del agua a través de la incorporación activa como NH₄⁺, NO₂⁻ y NO₃⁻ (o N inorgánico disuelto, NID). Dependiendo de la fuente de N, la asimilación requiere de varias etapas para reducirlo (nitrato reductasa y nitrito reductasa, para formar finalmente amonio). Por lo tanto, el NH₄⁺ es la fuente de N energéticamente menos costosa de asimilar. A diferencia del ciclo biogeoquímico del P, el N puede escapar del ecosistema hacia la atmósfera como gas (óxido nitroso N₂O o N₂), como resultado de la desnitrificación bacteriana producida en ambientes con zonas anóxicas. Este proceso puede resultar en la limitación del crecimiento fitoplanctónico por N (Arrigo 2005). El metabolismo del nitrógeno en cianobacterias y algas eucariotas es muy similar contrariamente a lo que se pensaba tradicionalmente. La principal diferencia es que el N es un elemento esencial para la síntesis de las vesículas de gas (Oliver & Ganf 2000) y que algunas cianobacterias pueden fijar N₂ atmosférico. Ésta capacidad y la facultad de migrar en la columna de agua para acceder a fuentes de N inorgánico (Oliver & Ganf 2000; Ferber et al. 2004; Arrigo 2005) les permite crecer en ambientes con relaciones atómicas de N:P menores a 10 (ver también capítulo 3). La capacidad de fijar N₂ atmosférico es generalmente considerada como una ventaja de las cianobacterias sobre las algas eucariotas para crecer en ambientes pobres en N (Schindler 1977). La fijación de N₂ requiere del complejo enzimático nitrogenasa localizado en los heterocitos (ver capítulo 1) aunque se ha demostrado que algunas especies no heterocíticas también pueden fijar N₂. Debido a que la enzima nitrogenasa es rica en Fe (Karl et al. 2002) la capacidad de fijar N₂ sería ventajosa en ambientes con disponibilidad de este micronutriente (>0,06 µg Fe l⁻¹). La capacidad de fijar nitrógeno necesita, además, de la disponibilidad de fosfato (PO₄³⁻) (se requieren 12 moles de ATP para fijar un mol de N). Por lo tanto, este proceso implica un alto costo energético y la posibilidad de una co-

limitación por Fe y P (Paerl et al. 1981; Mills et al. 2004; Arrigo 2005). Debido a estas limitaciones estructurales y energéticas, el aporte de nitrógeno por fijación se estima cercano al 10 % de la demanda total de los organismos, como muestran la mayoría de los estudios en ambientes con floraciones (Présing et al. 1999; Ferber et al. 2004). La fijación de N_2 ocurrirá en los casos en que los recursos de NID epilimnéticos y bentónicos sean deficientes, debido a que, tanto las fijadoras como las no fijadoras, pueden acceder a fuentes profundas de NH_4^+ a través de la regulación de la flotación (Ferber et al. 2004).

El fósforo (P) es un elemento frecuentemente limitante para el crecimiento del fitoplancton en los sistemas límnicos (ver recuadro 2.2). En consecuencia, los sistemas celulares de incorporación del nutriente se activan y el PO_4^{3-} disponible es rápidamente utilizado por los organismos (Rigler 1956). Como resultado, la concentración de PO_4^{3-} ambiental decrece hasta un nivel estacionario, llamado valor umbral (ver recuadro 2.3) (Falkner et al. 1989). La incorporación y el crecimiento posterior es posible solo si la concentración ambiental de PO_4^{3-} excede este valor umbral, el cual se encuentra usualmente en rangos nanomolares, debajo de los límites de detección de los métodos analíticos convencionales (Rigler 1956; Falkner et al. 1989; Aubriot et al. 2000). Por lo tanto, la no detección por espectrofotometría de PO_4^{3-} no implica que el nutriente no esté disponible, ya que puede ser incorporado por el fitoplancton hasta dos órdenes de magnitud por debajo del límite analítico (Aubriot 2008). Cuando el fosfato se incorpora de forma activa, es almacenado mediante su agregación en gránulos de polifosfato (Kulaev & Vagabov 1983). En los periodos de ausencia de suministro del nutriente, los gránulos formados serán la fuente de P intracelular para el crecimiento (Liss & Langen 1962). Aparentemente, no existen diferencias entre las cianobacterias y las algas eucariotas en cuanto a la capacidad de acumular polifosfato y a los rangos de velocidad de incorporación del nutriente (Tilman 1982; Reynolds 1993; Oliver & Ganf 2000). Investigaciones con cultivos de una cianobacteria picoplanctónica (*Synechococcus leopoliensis*) y otra filamentosa (*Anabaena variabilis*) determinaron que estas se adaptan a las condiciones variables del suministro de PO_4^{3-} , mediante el aumento de la eficiencia de incorporación (Falkner et al. 1995; Wagner et al. 1995; Falkner et al. 2006). Asimismo, comunidades naturales dominadas por cianobacterias (*Planktothrix agardhii* y *Raphidiopsis mediterranea*) muestran un comportamiento de incorporación de PO_4^{3-} similar (Aubriot et al. 2000). Esta capacidad permite que las poblaciones puedan crecer a expensas de bajos o esporádicos aportes del nutriente (Aubriot 2008). Las respuestas fisiológicas complejas, a corto plazo de este tipo son invisibles a los muestreos de calidad de agua convencionales (ej.: determinación de nutrientes disueltos). Por ejemplo, un aporte de PO_4^{3-} al lago (pulso) puede incorporarse rápidamente y provocar una floración en los días sucesivos (mientras que el PO_4^{3-} puede ser indetectable antes y después del pulso del nutriente; ver recuadro 2.3), con consecuencias dramáticas para los ecosistemas.

2.5. Pérdida por transporte y depredación

2.5.1. Transporte y dilución

El desplazamiento hidráulico puede significar un proceso de pérdida de las cianobacterias (ej. lavado de una floración superficial) de un cuerpo de agua, aunque también es considerado una forma de dispersión de los organismos debido a que no implica necesariamente la muerte de las poblaciones (Reynolds 2006). Este proceso es dependiente del tiempo de residencia (t_R) del agua en un ambiente y la pérdida o no de los organismos del cuerpo de agua dependerá de su tasa de crecimiento. Por ejemplo, si el crecimiento de *Planktothrix* sp. en invierno es aproximadamente 0,16

RECUADRO 2.2

Los requerimientos nutricionales del fitoplancton

El protoplasma celular de las algas eucariotas y las cianobacterias, requiere de aproximadamente 20 elementos químicos para la formación de la nueva biomasa, algunos de ellos son necesarios en grandes cantidades (H, C, O y N) y otros en cantidades relativamente pequeñas (P, S, K, Na, Ca, Mg y Cl).

Un conjunto de nutrientes que intervienen en el metabolismo (ej.: estructura de enzimas) son requeridos en concentraciones traza (Si, Fe, Mn, Mo, Cu, Co, Zn, etc.).

Dos nutrientes clave: nitrógeno y fósforo

El **nitrógeno** es un elemento esencial en la composición de aminoácidos y las reservas celulares se restringen a proteínas ricas en N.

Las cianobacterias (algunas) son los **únicos** organismos del fitoplancton que pueden fijar N atmosférico.

El **fósforo** es un componente esencial del metabolismo celular debido a que sus enlaces actúan como acumuladores y liberadores de energía para las reacciones enzimáticas (ATP, adenosín trifosfato), además de ser esencial en estructura del ADN y las membranas celulares.

Los altos requerimientos de PO_4^{3-} por el fitoplancton combinado con un suministro ambiental restringido en relación a los otros nutrientes, determina que el P sea el principal **elemento limitante** del crecimiento fitoplanctónico en ambientes límnicos (Schindler 1977; Hudson et al. 2000).

días⁻¹, no podría mantenerse en un sistema con un tiempo de residencia ≤ 7 días. En sistemas con tiempos de residencia ≤ 9 días, con buena disponibilidad de nutrientes y luz, se podrían sustentar poblaciones de organismos pico y nanoplanctónicos de crecimiento rápido. El efecto del lavado hidráulico es mayor en ambientes pequeños debido a su reducido volumen. En ambientes más extensos (ej.: >10 km²), el mayor volumen en relación a los aportes promedio (afluentes o escorrentía) aumenta el tiempo de residencia del agua y es posible, a su vez, encontrar cierta heterogeneidad espacial o parches. Estos ambientes pueden tener tiempos de residencia muy bajos en la zona de aguas abiertas y altos en las ensenadas, como ocurre en los embalses. El manejo artificial de la hidrología como por ejemplo en ríos y embalses se puede usar para evitar o eliminar la acumulación de biomasa de cianobacterias (ver capítulo 6).

2.5.2. Depredación y control biológico

La depredación o herbivoría es uno de los factores más importantes que modifican la biomasa y la composición de la comunidad de fitoplancton (microalgas y cianobacterias) (Fig. 2.1). Los principales depredadores son el zooplancton y los moluscos bivalvos bentónicos. El zooplancton de ambientes límnicos está representado, principalmente, por dos grandes grupos. Dentro de los protozoarios, los flagelados y ciliados; y dentro de los metazoarios (animales) los rotíferos y crustáceos (cladóceros y copépodos). Mientras los protozoarios son unicelulares y muy pequeños (~ 3 a 200 μ m), los rotíferos tienen tamaños intermedios (~ 30 μ m a 1 mm) y los crustáceos pueden ser visibles a simple vista (3 mm, en cladóceros) (Kalff 2002). El tamaño del depredador se correlaciona positivamente con la dimensión máxima de presa que puede llegar a consumir. El tamaño mínimo de las partículas alimenticias (algas eucariotas y cianobacterias, detritos) está determinado por la apertura de malla de los apéndices filtradores y casi todos los grupos se solapan en la talla mínima que pueden consumir (Lampert & Sommer 2007). Los flagelados y ciliados pueden alimentarse con fitoplancton de muy pequeño tamaño (de $0,2$ μ m de diámetro), y de tamaños mayores (hasta 5 μ m y 200 μ m de diámetro, flagelados y ciliados respectivamente) por la variedad de sus mecanismos alimenticios (fagocitosis, endocitosis y la utilización de proyecciones). Los rotíferos son principalmente filtradores y consumen partículas de 1 a 20 μ m. Dentro de los crustáceos, los cladóceros son los grandes filtradores generalistas, con una selectividad de las presas nula a baja y un amplio rango de tamaño de partícula (1 a ~ 50 μ m). En cambio, los copépodos se alimentan de partículas de 5 a 100 μ m y tienen una gran capacidad selectiva más o menos desarrollada (selección por quimio-mecanorreceptores), y algunos pueden obtener su alimento por captura de las presas ("raptorales") (Kalff 2002).

Cuando la biomasa de las cianobacterias es baja, o cuando las cianobacterias dominantes son de pequeño tamaño (menor a 50 μ m), el control de los depredadores puede ser eficaz para disminuir dicha biomasa. Sin embargo, en condiciones donde se desarrollan cianobacterias de gran tamaño, la situación cambia. La capacidad de controlar las colonias (ej.: *Microcystis*, hasta 3 mm) o filamentos (ej.: *Planktothrix*, 200 a 400 μ m) de cianobacterias por depredación es relativamente baja debido a que generalmente superan el rango máximo de tamaño de partícula que el zooplancton puede manipular o porque pueden llegar a atascar el aparato filtrador y reducir la eficiencia de

RECUADRO 2.3

Valor umbral de fosfato

Es la concentración ambiental de PO_4^{3-} límite a la que los organismos son capaces de incorporar el nutriente. Cuando el valor umbral se alcanza, se produce un alto gradiente transmembrana: baja concentración ambiental versus alta en el citoplasma celular. Por esta razón, las poblaciones deficientes en P incorporan el PO_4^{3-} disponible hasta valores umbrales nanomolares (nM) ($\leq 0,1$ $\mu\text{g l}^{-1}$). Por ejemplo, en una comunidad dominada por una densa floración de *Planktothrix agardhii* y *Raphidiopsis mediterranea* en el Lago Rodó (Montevideo), se determinó una concentración umbral mínima de $3,8$ nM PO_4^{3-} (utilizando $^{32}\text{PO}_4^{3-}$) (Fig. 2.3) (Aubriot 2008). Esta concentración es tan baja como la encontrada en sistemas oligotróficos (ej: mar de los Sargazos).

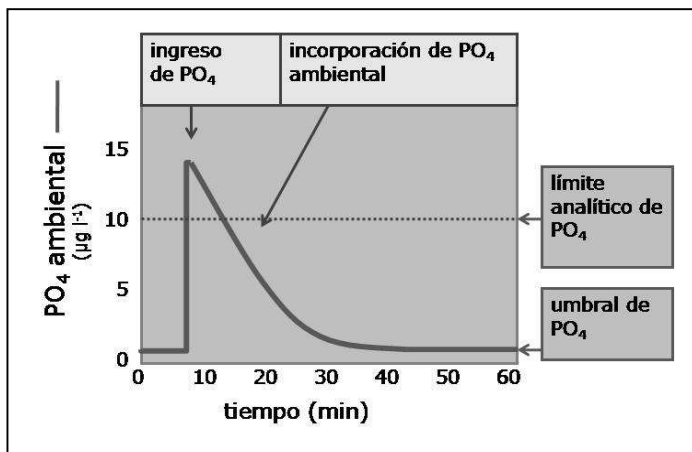


Figura 2.3. Transcurso temporal de la incorporación del PO_4 ambiental por el fitoplancton dominado por cianobacterias deficientes por P.

filtración (DeMott et al. 2001). En el caso de moluscos bivalvos, el tamaño de partícula que pueden filtrar es mayor, aunque su efecto sobre las poblaciones de cianobacterias puede ser antagónico (Visser et al. 2005). Por otro lado, la producción de cianotoxinas (ver capítulo 4) puede inhibir y a veces matar a los cladóceros, copépodos y rotíferos (Jang et al. 2007). En algunos casos, la producción de toxinas se desencadena por la presencia directa o indirecta (agua donde creció zooplancton) de depredadores (Jang et al. 2003).

En comparación con otros grupos del fitoplancton, las cianobacterias tienen un valor nutricional relativamente bajo, pueden ser tóxicas para los herbívoros y pueden escapar de la depredación debido a su tamaño y/o producción de toxinas. Finalmente, en algunos casos, el efecto del zooplancton puede ser contraproducente y favorecer la presencia de cianobacterias coloniales o filamentosas de gran tamaño debido a la mayor presión de consumo que recibe el fitoplancton más palatable (Huisman & Hulot 2005).

Otro tipo de control biológico que provoca la disminución de las poblaciones de cianobacterias son los virus. Las cianobacterias son infectadas por virus cianófagos y cuyo origen es tan antiguo como el de las mismas cianobacterias. Su efecto en la mortalidad de poblaciones naturales es altamente variable principalmente por la selectividad y velocidad de la infección (Suttle 2000). Debido a que la infectividad de los cianófagos decae a altas radiaciones UV, las floraciones superficiales que están expuestas a la luz solar directa serían menos susceptibles de ser atacadas (Suttle 2000). Los factores ambientales y el estado fisiológico de las cianobacterias afectarían su susceptibilidad a la infección por cianófagos, aunque estos procesos e interacciones están pobremente comprendidos.

PARTE I – GENERALIDADES

CAP. 3 - EUTROFIZACIÓN, CAMBIO CLIMÁTICO Y CIANOBACTERIAS

Daniel Conde

3.1. Generalidades y causas de la eutrofización

Eutrofización es un término general usado en ecología para describir un arreglo de síntomas que sufren los ecosistemas acuáticos como respuesta a la fertilización con nutrientes (Recuadro 3.1). El concepto de eutrofización fue acuñado a principios del siglo XX para describir la transformación natural de los cuerpos de agua en zonas de bañado de agua dulce. Solo a partir de 1960 los científicos lograron descifrar el vínculo entre la eutrofización y el exceso de nutrientes provenientes de actividades humanas en las cuencas de drenaje (Schindler 2006). Actualmente, es uno de los procesos más estudiados en ecología acuática y en programas de manejo y rehabilitación de los recursos hídricos (Moss 1998).

La causa primaria que desencadena el pasaje de un estado oligotrófico a uno eutrófico (Recuadro 3.2) es el aporte de una carga de fósforo y/o nitrógeno en una tasa mayor a la que el sistema acuático puede procesar. El origen es siempre diverso, pero se destacan como aportes puntuales los desechos orgánicos urbanos, domésticos e industriales, y los aportes difusos por escorrentía, mayoritariamente inorgánicos, que provienen de la actividad agrícola-ganadera (Kalf 2002).

Si bien los aportes derivados de la actividad antrópica son de fundamental relevancia para disparar el proceso de eutrofización, otros factores pueden modificar la dinámica del fenómeno (Ryding & Rast 1992). Entre ellos cuentan: el clima (que puede controlar la productividad al modificar la entrada de energía solar al sistema), la geología, los tipos de suelos de la cuenca y la hidrología (que determinan los aportes de nutrientes a través de la precipitación, la escorrentía o los afluentes). Otros factores propios del sistema pueden ser relevantes en la evolución del proceso. Una baja transparencia del agua debida a material inorgánico en suspensión (por ejemplo: arcillas) puede reducir la producción primaria por limitación lumínica. Por el contrario, la liberación interna de fósforo desde los sedimentos por mecanismos físico-químicos que ocurren a bajas concentraciones de oxígeno puede resultar en el efecto inverso. La morfología del sistema y el tiempo de residencia del agua son otros aspectos a tener en cuenta, ya que los lagos someros y pequeños son más susceptibles a la eutrofización por su escaso volumen y capacidad de procesamiento del exceso de materia orgánica. Por su parte, los ecosistemas con bajas tasas de renovación del agua facilitan la acumulación del material en exceso.

Varias características, físicas, químicas y biológicas pueden ser usadas como indicadores del estado trófico, como se resume en la Tabla 3.1.

RECUADRO 3.1

Consecuencias de la eutrofización

La eutrofización conduce gradualmente al incremento de la productividad general del ecosistema acuático.

A su vez, esto provoca la reducción de la biodiversidad, crecimiento desmedido de plantas acuáticas, malos olores por falta de oxígeno, mortandad de peces y un deterioro general de la calidad de agua y la dominancia progresiva de ciertas especies oportunistas, incluyendo cianobacterias.

Un efecto indeseado importante es la aparición de floraciones de cianobacterias tóxicas, con el consiguiente riesgo sanitario y la necesidad de implementar tratamientos correctivos costosos (ver capítulos 6 y 7).

RECUADRO 3.2

Estado trófico

Mientras la palabra eutrofización describe el proceso de fertilización del ecosistema acuático, los términos **oligotrófico**, **mesotrófico**, **eutrófico** e **hipertrofico** son utilizados para describir los posibles estados a lo largo del proceso, delineando un gradiente desde aquellos pobres en nutrientes biológicamente disponibles y con escasa biomasa fitoplanctónica o vegetal (oligotrófico), hasta aquellos con alta concentración de nutrientes y elevada biomasa (eutrófico o hipertrofico).

Para describir el **estado trófico** de un ecosistema acuático pueden utilizarse **criterios químicos** (concentración de nutrientes inorgánicos disueltos o totales en el agua), **biológicos** (concentración de clorofila *a*, biomasa de plantas o presencia de especies indicadoras) y/o **físicos** (turbidez del agua). Otros indicadores incluyen la tasa de producción primaria e índices de biodiversidad

Tabla 3.1. Algunas diferencias típicas entre ambientes acuáticos oligotróficos y eutróficos (modificado de Salas & Martino 1990 y Rydi Rast 1992).

Característica	Oligotróficos	Eutróficos
Abióticas		
Contenido de oxígeno en el fondo	Alto todo el año	Bajo o ausente en verano
Fósforo total ($\mu\text{g l}^{-1}$)	4.9 - 13.3*	48 - 189*
Nitrógeno total ($\mu\text{g l}^{-1}$)	371 - 1180*	861 - 4081*
Transparencia (Disco de Secchi, m)	5.9 - 16.5*	1.5 - 4.0*
Biológicas		
Productividad de algal y plantas	Baja	Alta
Biomasa fitoplanctónica (Clorofila <i>a</i> , $\mu\text{g l}^{-1}$)	0.8 - 3.4*	6.7 - 31*
Diversidad de especies	Alta	Media a baja
Floraciones algales	Rara	Frecuente
Cantidad relativa de cianobacterias	Baja	Alta
Grupos de fitoplancton característicos	Eucariotas (Algas verdes, Diatomeas, otros)	Cianobacterias
Vegetación litoral	Macrófitas sumergidas	Algas filamentosas
Biodiversidad del ecosistema	Baja a Alta	Baja
Uso humano del recurso		
Calidad de agua para recreación	Buena	Mala
Potabilización	Sencilla	Costosa; Compleja

* Promedio $\pm$ 1 desvío estándar del rango de valores del estado trófico para lagos templados (Ryding & Rast 1992).

3.2. La eutrofización, una compleja cascada de eventos simples

El concepto de eutrofización está ligado estrechamente al de “nutriente limitante” (ver capítulo 2). Dado que el fósforo, pero también el nitrógeno, son los nutrientes potencialmente limitantes en los ecosistemas acuáticos límnicos, ambos nutrientes han sido el foco de atención en los estudios de eutrofización y en el desarrollo de estrategias de control (ver capítulos 2 y 6). Desde los trabajos pioneros de Vollenweider (1968) se ha resaltado al fósforo, primordial nutriente limitante en ecosistemas límnicos, como desencadenante principal del proceso de eutrofización, aunque, posteriormente, otros estudios demostraron también la importancia del nitrógeno (Vitousek & Howarth 1991).

La cascada de procesos que caracteriza a la eutrofización puede explicarse en base a la dinámica de tres componentes interdependientes (Fig. 3.1): la biomasa viva (B), la biomasa en descomposición (D) y los nutrientes inorgánicos (N). El crecimiento de los organismos acuáticos (B) conecta el primer componente con el segundo, la mortalidad al segundo con el tercero y la remineralización microbiana cierra el circuito de sucesos, reincorporando los nutrientes inorgánicos a la producción. En condiciones de oligotrofia a mesotrofia existe un equilibrio en donde todos los aportes al segundo y tercer componente son procesados completamente, impidiendo la acumulación de biomasa en descomposición (Fig. 3.1, izquierda). Cuando las actividades humanas aportan

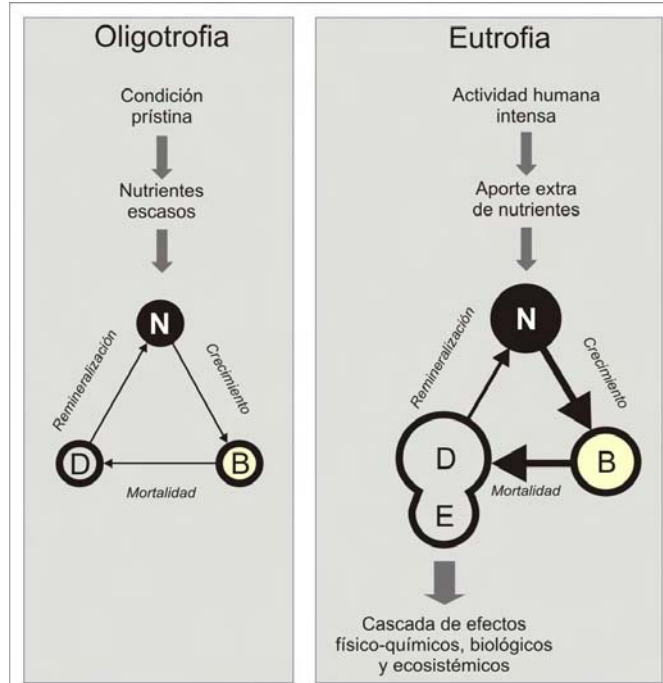


Figura 3.1. Diferencias en el procesamiento de la materia en una condición de oligotrofia (izquierda) y otra de eutrofia (derecha) en cuanto a tres funciones: crecimiento, mortalidad y remineralización. N. Nutrientes; B. Biomasa viva (incluye productores primarios y secundarios); D. Biomasa en descomposición; E. Exceso de biomasa en descomposición no remineralizada. El ancho de las flechas negras indica la intensidad del suceso (modificado de (Ringelberg 1980).

nutrientes en exceso la secuencia de eventos se dinamiza y la fase de crecimiento y mortalidad superan la capacidad de remineralización. Así, luego de cierto umbral, comienza a acumularse biomasa en descomposición que no puede ser metabolizada a tiempo por los descomponedores del sistema y este exceso se acumula en los sedimentos (Fig. 3.1, derecha).

Por otro lado, toda la trama trófica también se ve afectada. Esta se caracteriza por una baja abundancia de peces piscívoros, generando aumento de peces planctívoros y la disminución de los principales predadores del fitoplancton (zooplancton) (Lampert & Sommer 2007), así como una baja abundancia de plantas acuáticas (ver capítulo 2). Estas condiciones también favorecen el desarrollo y las floraciones del fitoplancton (ver Recuadro 3.1).

Si el aporte en exceso se mantiene comienzan a desencadenarse una serie progresiva de eventos más o menos predecibles (Pinckney et al. 2001). Uno de los primeros síntomas es la deficiencia de oxígeno disuelto en el agua, el que es consumido en la degradación microbiana de la biomasa en descomposición. El consumo de oxígeno en el sedimento y en el agua de fondo conduce a la anoxia, especialmente bajo condiciones de estratificación de la columna de agua en verano. Esto puede interferir en los procesos de nitrificación de algunas formas de nitrógeno, permitiendo la acumulación de amonio que es rápidamente utilizado por las algas y cianobacterias. A su vez, la anoxia promueve una serie de mecanismos físico-químicos que culminan con la liberación de fosfato de los flóculos de hidróxido de hierro que lo mantenían retenido en el sedimento bajo condiciones de oxigenación (Kalff 2002). Esta "carga interna" de fósforo contribuye a estimular aún más la producción primaria y fomentar las floraciones de cianobacterias. Así, puede producirse una situación de perpetuación a largo plazo debido a esta retroalimentación positiva entre las causas y las consecuencias del fenómeno, posibilitando incluso presencia constante de floraciones de cianobacterias.

Un lago eutrofizado es un sistema forzado desde el exterior cuya dinámica natural se ha interrumpido y ya no es gobernado solamente por agentes internos (Margalef 1983). Frente a esto, el sistema adapta su funcionamiento de manera de minimizar las consecuencias de la tensión (Margalef 1997), fundamentalmente acelerando algunos procesos (producción primaria y tasas de descomposición) y segregando parte de los elementos en exceso hacia las fronteras: oxígeno y nitrógeno hacia la atmósfera y carbono y fósforo hacia los sedimentos.

La presencia de cianobacterias capaces de fijar nitrógeno atmosférico y/o de regular su flotabilidad mediante vacuolas de gas (ver capítulos 1 y 2) es una característica común en ambientes eutróficos. Ambas capacidades brindan a estas especies ventajas para dominar el fitoplancton y, potencialmente, desplazar a las algas eucariotas (Oliver & Ganf 2000). La dominancia de cianobacterias en el fitoplancton, comúnmente menos apetecible para los herbívoros (Reynolds 2006), resulta en una disminución del alimento y la energía disponible para los niveles tróficos superiores. La cascada de efectos derivados de los cambios en la comunidad algal puede dar como resultado modificaciones importantes de la estructura global del ecosistema (Reynolds 2006). Así, especies relevantes para la estructura trófica o desde el punto comercial pueden ser negativamente impactadas o desaparecer por el proceso de eutrofización.

3.3. Sinergia entre la eutrofización y el cambio climático

Más allá de controversias, existen evidencias científicas y pragmáticas acerca de cambios climáticos en diversas regiones del planeta (IPCC 2007). En este contexto, el aumento de la temperatura y los cambios en los patrones de precipitación pueden tener efectos sinérgicos significativos sobre los procesos de eutrofización en los ecosistemas acuáticos. Sin embargo, las evidencias no son definitivas, y mientras algunos estudios reportan un posible aumento de la biomasa algal como consecuencia del aumento de la temperatura (Jeppesen et al. 2003), otros datos apoyan la posibilidad de que las plantas acuáticas sean favorecidas bajo este escenario (Scheffer et al. 2003). Aunque no es aún claro cómo el fitoplancton responderá globalmente al aumento de la temperatura, resulta evidente que una posible consecuencia es la disminución de los tiempos de generación de las especies, propiciando así la selección de las formas mejor adaptadas a las nuevas condiciones ambientales (Domis et al. 2007). Evidencia experimental y análisis de series históricas han permitido concluir que algunas cianobacterias podrían ser beneficiadas por el aumento de la temperatura (Reynolds 2006; Domis et al. 2007; Paerl & Huisman 2008), si bien esto sigue siendo controversial. Otra evidencia indica que, en zonas templadas, el aumento estival de la estabilidad de la columna de agua por el incremento de la temperatura también resultaría en un factor de fomento de la dominancia de cianobacterias (Huisman et al. 2004).

Mientras el aumento de las precipitaciones puede contribuir a un mayor aporte de nutrientes desde la cuenca, fomentando así el crecimiento de las plantas sumergidas y/o el fitoplancton, su disminución también tendría un potencial efecto positivo sobre la eutrofización, debido a la

concentración de los nutrientes en los cuerpos de agua que vean reducido su volumen al recibir menor precipitación (FWR 2005).

Otro efecto sinérgico asociado a las modificaciones climáticas es el agotamiento de oxígeno por reducción de la mezcla vertical de la columna de agua, lo que favorecería los procesos de autofertilización con fósforo desde el sedimento. Además, el aumento de la biomasa fitoplanctónica comprometería el desarrollo de las plantas sumergidas debido a que dicha biomasa provoca un aumento de la turbidez de la columna de agua, reduciendo así los hábitats y zonas de refugio para los invertebrados planctónicos, depredadores naturales del fitoplancton (Scheffer 2007).

3.4. Perspectivas de gestión de la problemática de la eutrofización

En etapas iniciales de la eutrofización, las posibilidades de gestión serán potencialmente exitosas. En etapas avanzadas, por el contrario, la posibilidad de recuperar el sistema se verá crecientemente comprometida (ver capítulo 6).

La comprensión adecuada de las causas de la eutrofización ha permitido el mejoramiento sustancial de la gestión de la problemática (ver capítulo 6). El simple control de las fuentes puntuales de nutrientes permitió la reversión del proceso (oligotrofización) en ambientes lénticos templados fríos (Dokulil & Teubner 2005), aunque al menos en lagos someros se ha encontrado que el tiempo de retorno a condiciones de equilibrio es diferente para los nutrientes ca. 10 -15 años para el fósforo y 5 -10 años para el nitrógeno; (Jeppesen et al. 2007b). Por otro lado, la reducción de los aportes puntuales de nitrógeno no impide la ocurrencia de cianobacterias, pudiendo incluso fomentar la presencia de las especies fijadoras de nitrógeno atmosférico (Schindler et al. 2008). Esta fijación compensaría la reducción de los aportes externos de nitrógeno al sistema, perpetuando el proceso de eutrofización en el tiempo. Por esta razón, el esfuerzo de gestión debería focalizarse sobre el control del fósforo o ambos nutrientes. Una gestión efectiva requiere considerar un arreglo de factores acumulativos, incluyendo la protección y restauración de numerosos componentes abióticos y biológicos, tanto en los propios ecosistemas como en las cuencas (Schindler 2006) (ver capítulos 6 y 7).

La gestión y control de la eutrofización continuará siendo un reto para científicos y gestores durante varias décadas. La inversión en investigación científica, en educación pública y en la formación de los responsables de tomar decisiones seguramente es la medida más eficaz para reducir paulatinamente esta problemática. Además, la comunidad política y los gestores deberán incluir en sus estrategias de gestión los efectos sinérgicos del cambio climático (Paerl & Huisman 2008), a fin de evitar otro nivel de complejidad en una, de por sí compleja, trama de interrelaciones.

RECUADRO 3.3

La eutrofización en Uruguay

Los sistemas acuáticos ubicados en cuencas sedimentarias comúnmente presentan un estado trófico relativamente avanzado, debido a un mayor aporte de nutrientes por escorrentía. Tal es el caso de los grandes embalses sobre los ríos Negro y Uruguay en nuestro país. Entre 1994 y 2001, el embalse de Rincón del Bonete presentó condiciones de mesotrofia a hipertrofia según la concentración de fósforo total, y de mesotrofia de acuerdo a la concentración de clorofila *a* (Conde et al. 1999). Esta discrepancia se explicaría por la limitación lumínica del crecimiento fitoplanctónico, debido a una alta concentración de material inorgánico en suspensión.

Se han registrado floraciones de cianobacterias desde 1982 en diversos ecosistemas eutróficos del país, principalmente en verano (Bonilla et al. 1995; Bonilla 1997; Kruk & De León 2002; Kruk et al. 2003). Por ejemplo, la mayoría de los lagos de la Costa de Oro (Canelones) son eutróficos por causa de los aportes domésticos que reciben y presentan frecuentemente floraciones de cianobacterias. Se encontraron floraciones de *Cylindrospermopsis raciborskii*, especie tóxica invasora, en diversos lagos someros eutróficos (Vidal & Kruk 2008). Floraciones de *Microcystis aeruginosa* son frecuentes en embalses, lagos someros aguas corrientes y en el Río de la Plata (Quirós & Lucchini 1982; De León & Yunes 2001; Ferrari & Vidal 2006; Sienra & Ferrari 2006), y se ha detectado microcistina en la mayoría de las floraciones analizadas (De León & Yunes 2001) (ver capítulos 11 a 13). Son escasos los antecedentes de gestión de la eutrofización en el país. Se destaca el caso del Lago del Parque Rodó (Montevideo) (ver capítulo 6).

PARTE I - GENERALIDADES

CAP. 4 - PRODUCCIÓN DE TOXINAS Y OTROS METABOLITOS

Beatriz Brena & Sylvia Bonilla

Las cianobacterias producen una gran variedad de metabolitos secundarios, algunos de los cuales son tóxicos para animales y se conocen con el nombre genérico de **cianotoxinas** (Leflaive & Ten-Hage 2007). Estos compuestos pueden afectar la biota acuática y terrestre incluyendo a los seres humanos (Sivonen & Jones 1999). Se dispone de numerosos registros de toxicidad y mortandad de animales como consecuencia de estas toxinas, como por ejemplo aves acuáticas (Alonso-Andicoberry et al. 2002) y ganado vacuno (Thomas et al. 1998; Stewart et al. 2008). Los antecedentes de toxicidad en seres humanos son también abundantes siendo el ejemplo más conocido el trágico caso de un centro de diálisis en Caruaru, Brasil, con más de setenta muertos (Azevedo et al. 2002).

La función que cumplen estas sustancias sigue siendo tema de investigación. Algunos autores han aportado evidencias de que las cianotoxinas están relacionadas con la protección contra los depredadores para evitar la competencia de algas del fitoplancton o plantas (Pflugmacher 2002; Jang et al. 2007; Jang et al. 2007). Alternativamente, otros autores proponen que las mismas son metabolitos secundarios sin función específica conocida (Babica et al. 2006). Por otra parte debe mencionarse que las cianobacterias también producen otras moléculas cuyo rol es inhibir alguna función de potenciales competidores (Briand et al. 2004).

La producción de toxinas varía con el ciclo de vida del organismo: poblaciones senescentes (ej.: con 30 días de cultivo) producen entre 8 y 15 veces más toxinas que las poblaciones de un día (Dyble et al. 2006). En muchos casos, condiciones ambientales de estrés pueden estimular su producción (Ross et al. 2006). A su vez, puede suceder que para la misma especie de cianobacteria algunas cepas produzcan toxinas y otras no (Quesada et al. 2004). Varias cianotoxinas están presentes en el interior de la célula, siendo liberadas al medio en situaciones de lisis o ruptura celular, lo que ocurre en el proceso de senescencia natural o por acción de factores ambientales (Chorus & Bartram 1999). Por ejemplo, las floraciones de cianobacterias pueden tener una duración de pocos días y sobre el final de la floración, cuando las células comienzan a morir, se pueden registrar los máximos de cianotoxinas disueltas en el agua. Por este motivo, los métodos de remoción de cianobacterias que impliquen lisis celular pueden ser contraproducentes ya que favorecen la liberación de las toxinas al medio acuático (ver capítulo 6). Una vez liberadas al ambiente, las cianotoxinas tienen una persistencia variable (pocos días a meses) antes de ser biodegradadas o destruidas mediante fotólisis o biodegradación por bacterias. La destrucción fotoquímica de las microcistinas se acelera por la presencia de pigmentos celulares hidrosolubles (ficobiliproteínas) y de ácidos húmicos, pudiendo alcanzar, en condiciones de alta radiación solar, una destrucción de hasta el 40% en un día (Chorus & Bartram 1999), (Edwards et al. 2008).

4.1. Tipos de cianotoxinas, modos de acción y efectos

Para evaluar el riesgo específico de las toxinas de cianobacterias es necesario comprender sus propiedades químicas y físicas, su ocurrencia en las aguas y los factores que regulan su producción y su desaparición en el ambiente. En términos de estructura química, las cianotoxinas se dividen en: péptidos cíclicos, alcaloides y lipopolisacáridos. Los mecanismos de toxicidad son muy diversos y varían desde efectos hepatotóxicos, neurotóxicos (Tabla 4.1) y dermatotóxicos hasta la inhibición general de la síntesis proteica (Sivonen & Jones 1999).

Las cianobacterias también producen lipopolisacáridos (LPS), que son componentes de la membrana celular formados por carbohidratos (normalmente hexosas) y lípidos (ácidos grasos). Los LPS son endotoxinas pirogénicas también llamadas dermatoxinas capaces de producir irritaciones en la piel, efectos gastrointestinales y alergias (Kuiper-Goodman et al. 1999; Giannuzzi et al. 2009). Sin embargo, aunque los LPS son ampliamente citados en la literatura como responsables de estos efectos, se reconoce la necesidad de más estudios de investigación para establecer su toxicidad y efectos biológicos (Stewart et al. 2006). Recientemente, se ha sindicado al aminoácido no proteico β -metil amino alanina (BMAA), producido por gran variedad de cianobacterias, como una nueva cianotoxina neurotóxica (Cox et al. 2005) que podría ser agente causal de algunos trastornos degenerativos en seres humanos incluyendo el síndrome complejo de esclerosis lateral amiotrófica-demenia parkinsoniana, muy común en poblaciones de Guam (isla del Pacífico occidental).

Tanto en floraciones de cianobacterias de agua dulce como salobre, las cianotoxinas más frecuentes son las microcistinas y las nodularinas. Las microcistinas son una familia de más de 80 heptapéptidos cíclicos, que por su modo de acción (Tabla 4.1) provocan el colapso de la organización

tisular hepática, necrosis y hemorragia intra-hepática (van Apeldoorn et al. 2007). También se ha descrito que la ingestión crónica de pequeñas dosis puede tener efecto promotor de tumores a largo plazo (Svircev et al, 2009). Recientemente se ha reportado que el riñón es otro tejido blanco que puede ser atacado por las microcistinas (Humpage 2008; Dias et al. 2009). En el caso de la microcistina LR (MCLR), se ha determinado que concentraciones micromolares (10 µM) dañan claramente los procesos celulares básicos en células HaCaT (queratinocitos humanos) y por tanto, esta microcistina es queratinotóxica. Estas toxinas son relativamente estables y resistentes a la hidrólisis y oxidación por lo que pueden perdurar por largos períodos en el cuerpo de agua.

Tabla 4.1. Características de las hepatotoxinas y neurotoxinas producidas por cianobacterias de ambientes acuáticos continentales. Se indican el número de variantes químicas conocidas y los géneros que producen cada grupo de toxinas. Aprox.: aproximadamente. Fuentes: Chorus & Bartram (1999), Li et al. (2001), Codd et al. (2005), van Apeldoorn et al. (2007), Yunes et al. (2009).

Toxinas	Compuesto	Modo de acción	Principales géneros
Hepatotoxinas			
Microcistinas	Heptapéptidos cíclicos (más de 80 variantes)	Inhíben las proteína-fosfatasa hepáticas, induciendo la hiperfosforilación de filamentos del citoesqueleto Daños hepáticos	<i>Microcystis</i> <i>Planktothrix</i> <i>Oscillatoria</i> <i>Anabaena</i> <i>Nostoc</i> <i>Anabaenopsis</i> <i>Aphanocapsa</i>
Nodularina	Pentapéptido cíclico (aprox. 8 variantes)	Similar a las microcistinas	<i>Nodularia</i>
Cylindrospermopsina (Algunos autores la clasifican como "citotoxina")	Alcaloide guanidínico cíclico (aprox. 3 variantes)	Inhíbe la síntesis proteica. Efecto predominantemente hepatotóxico Produce severas lesiones necróticas en hígado, riñón, pulmón, bazo e intestino de mamíferos	<i>Cylindrospermopsis</i> <i>Anabaena</i> <i>Aphanizomenon</i> <i>Raphidiopsis</i> <i>Lyngbya</i>
Neurotoxinas			
Saxitoxinas	Alcaloides carbamatos no sulfatados (saxitoxinas), monosulfatados (goniautoxinas) o disulfatados (C-toxinas) (aprox. 20 variantes)	Inhíbe la transmisión nerviosa a través del bloqueo de los canales de sodio en las células induciendo parálisis muscular	<i>Anabaena</i> <i>Aphanizomenon</i> <i>Cylindrospermopsis</i> <i>Lyngbya</i> <i>Raphidiopsis</i>
Anatoxina-a/ Homoanatoxina a	Alcaloides (2 variantes)	Bloquea los receptores nicotínicos y colinérgicos post-sinápticos neuromusculares Mimetizan la acción de la acetilcolina	<i>Planktothrix</i> <i>Oscillatoria</i> <i>Phormidium</i> <i>Anabaena</i> <i>Aphanizomenon</i> <i>Raphidiopsis</i>
Anatoxina-a(s)	Organofosforado natural	Inhíbe la actividad de la acetilcolinesterasa, mas tóxica que la anatoxina-a	<i>Anabaena</i>

La cylindrospermopsina es un alcaloide inhibidor de la síntesis proteica que produce severas lesiones necróticas en diversos órganos de mamíferos (Tabla 4.1) pudiendo además causar efectos genotóxicos severos (Cox et al. 2005). Esta toxina es muy común en el género *Aphanizomenon* y en

Cylindrospermopsis raciborskii, de reciente aparición en nuestro país (Vidal & Kruk 2008), aunque no se ha registrado esta toxina en las cepas americanas (Haande et al. 2008). Es estable en el ambiente y pueden ser tolerantes a la biodegradación por bacterias.

Las saxitoxinas son alcaloides de alta toxicidad (Tabla 1), que presentan igual estructura química y mecanismo de acción que las provenientes de los dinoflagelados marinos que forman las mareas rojas (Chorus & Bartram 1999). Son compuestos estables que pueden perdurar en el ambiente de dos a tres meses (Cybis et al. 2006). Las cepas americanas de *Cylindrospermopsis raciborskii* son productoras de saxitoxinas (Castro et al. 2004) (ver capítulo 13).

Otras cianotoxinas de la familia de los alcaloides, no tan bien caracterizadas, son las aplisiatoxinas y la lyngbyatoxina-a (encontradas en: *Lyngbya*, *Schizothrix* y *Oscillatoria*) potentes promotores de tumores, activadores de la proteína quinasa C, producidas por cianobacterias bentónicas marinas, en particular *Lyngbya majuscula* (Osborne et al. 2001).

Los seres humanos se exponen a las cianotoxinas por diversas vías. La más relevante es la vía oral, ya sea por ingestión de agua de consumo, alimentos, suplementos dietéticos o por ingestión durante actividades recreativas. Otras vías de exposición pueden ser el contacto directo de partes del cuerpo (ejemplo: en baños de recreación) o por inhalación de agua con toxinas o células de cianobacterias. Debido a su carácter hidrofílico, en general, las cianotoxinas no penetran a través de la piel pero pueden producir irritación de piel y mucosas (Chorus & Bartram 1999). Probablemente muchos casos de enfermedades causadas por las cianotoxinas no son bien documentadas, ya que los pacientes o los médicos no asocian los síntomas con estas sustancias. Algunos de los síntomas más comunes, que pueden deberse a la exposición a una o varias toxinas son muy inespecíficos e incluyen: vómitos, diarreas, irritaciones en la piel y mucosas, dolor abdominal y cefaleas (Chorus & Bartram 1999).

4.2. Cianobacterias y su relación con sabor y olor en agua potable

La mayoría de los episodios de sabor y olor en agua potable se deben a la generación microbiana de compuestos volátiles, fundamentalmente geosmina y 2-metilisoborneol (2MIB), que tienen olor similar a “tierra mojada” o humedad. Los mismos son producidos por diversos organismos, entre ellos bacterias filamentosas, actinomycetes y cianobacterias. Se los considera de muy baja toxicidad para los seres humanos pero con efectos tóxicos potenciales sobre otras especies (Höckelmann et al. 2009; Mochida 2009). A pesar de que el tema ha sido muy estudiado en los últimos años, todavía existen dificultades en la predicción, tratamiento y control de estos compuestos (Jüttner & Watson 2007).

Geosmina y 2MIB son alcoholes terciarios que presentan diversos isómeros con diferente potencia, lo que agrega complejidad a su estudio y al desarrollo de capacidades analíticas. Las cianobacterias son la fuente más frecuente de geosmina y 2MIB en el ambiente (Suikkanen et al. 2005), aunque solo unas 50 especies son productoras significativas de estos y otros compuestos orgánicos volátiles (Jüttner & Watson 2007).

Los umbrales de detección de geosmina y 2MIB en humanos son notablemente bajos (menos de 10 ng l^{-1}) por lo que los seres humanos los podemos percibir muy fácilmente. Se ha propuesto que la detección de sabor y olor podría ser usada como indicador de la presencia de cianotoxinas en agua potable. Sin embargo, no hay evidencia de que exista correlación entre la presencia de toxinas y los compuestos que aportan sabor y olor (Chorus & Bartram 1999). A su vez, la ausencia de sabor y olor no implica en absoluto la presencia o la ausencia de cianobacterias.

PARTE II – METODOLOGÍA Y GESTIÓN

CAP 5 - METODOLOGÍAS DE ANÁLISIS DE CIANOBACTERIAS

Carla Kruk, Leticia Vidal, Luis Aubriot, Sylvia Bonilla & Beatriz Brena

Para lograr una correcta evaluación de la ocurrencia de floraciones de cianobacterias y sus cianotoxinas se requiere implementar un monitoreo que incluya la observación del sistema a estudiar, la obtención de muestras para analizar los aspectos bióticos (ej. presencia de cianobacterias y toxinas) y el registro de variables abióticas relacionadas con el crecimiento de las cianobacterias (ej. temperatura, lluvia, tiempo de residencia, nutrientes). En este sentido, la metodología a seguir es clave para obtener datos válidos y confiables. A continuación se presentarán los métodos de muestreo y análisis de muestras más comunes en Limnología, para la determinación de cianobacterias y sus cianotoxinas.

5.1. Muestreo

La estrategia de muestreo, incluyendo lugar y frecuencia, dependerá del uso del agua del sistema acuático (recreación, agrícola, potabilización) (Tabla 5.1). Por ejemplo, en sistemas utilizados para la recreación se muestrean las zonas de contacto con la población y se ajusta la frecuencia del muestreo de acuerdo al uso y al potencial de ocurrencia de floraciones, por ejemplo en primavera y verano. Asimismo, cambios en el sistema como: variaciones en la hidrodinámica, aumento en la entrada de nutrientes, modificaciones en la cantidad de agua removida, o en el tratamiento de potabilización, pueden justificar un incremento en la frecuencia de muestreo.

Tabla 5.1. Estrategia de muestreo según el uso del sistema acuático.

Uso del sistema	Lugar de muestreo	Frecuencia de muestreo
Recreación	Desde la costa, en remansos o zonas de menor caudal, donde la población tenga contacto	En relación con la frecuencia de contacto de la población y potencial desarrollo de floraciones
Fines agrícola-ganaderos	En la toma de agua, por ejemplo para riego o bebederos para ganado	Mayor a mayores temperaturas (primavera y verano)
Potabilización	Diversos puntos, desde la toma del agua (agua bruta) hasta el agua pronta para consumo (ver capítulo 6)	Variable (ver capítulo 6, Tabla 6.3) Mayor frente a modificaciones en el sistema (ej. nivel del agua, remoción de agua, cambio en proceso de potabilización)

El muestreo se debe realizar en el momento de máximo desarrollo de la floración. El muestreo debe abarcar dos aspectos: el cualitativo, que refiere al tipo de organismos existentes (lista de especies, presencia o no de cianobacterias potencialmente tóxicas) y el cuantitativo, que refiere a la cantidad de estos organismos en el agua y sus toxinas (concentración de clorofila, abundancia de células o biovolumen por volumen de agua, concentración de cianotoxinas). Las muestras cuantitativas deben mantener la misma densidad de organismos que el cuerpo de agua muestreado. La concentración de clorofila *a* (C_{lo a}) es un indicador indirecto de la biomasa total fitoplanctónica, ampliamente utilizado en estudios de ecología y calidad de agua (Recuadro 5.5).

5.1.1. Muestreo cualitativo

En primer lugar, se debe observar el aspecto general del sistema acuático considerando la presencia de olor, color, aspecto y distribución de los organismos a simple vista (ver protocolo de observación en terreno, capítulo 8). Sin embargo, la ausencia de estas características no indica la ausencia de cianobacterias. En todo momento es recomendable el uso de guantes de goma o látex para evitar el contacto con las cianobacterias.

Las muestras para el análisis cualitativo pueden ser tomadas con frascos plásticos, redes de arrastre, botellas muestreadoras (Fig. 5.1) o bombas peristálticas. El muestreo con *frascos* se puede realizar manualmente en forma superficial cuando hay floraciones evidentes (Fig. 5.1A). La *red* se utiliza para concentrar los organismos de tamaño mayor al del poro de la malla (en general: 20 a 25 µm) y se hacen arrastres horizontales subsuperficiales u oblicuos para abarcar la mayor parte de la columna de agua (Fig. 5.1B). Se recomienda sacar muestras con *botellas muestreadoras* (tipo

Ruttner, Kemmerer, van Dorn, de 1 litro o más) (Fig. 5.1C) especialmente cuando las floraciones son dispersas. Los frascos y botellas muestreadoras permiten coleccionar organismos menores al poro de la malla (20 a 25 μm), que pueden incluir cianobacterias tóxicas.

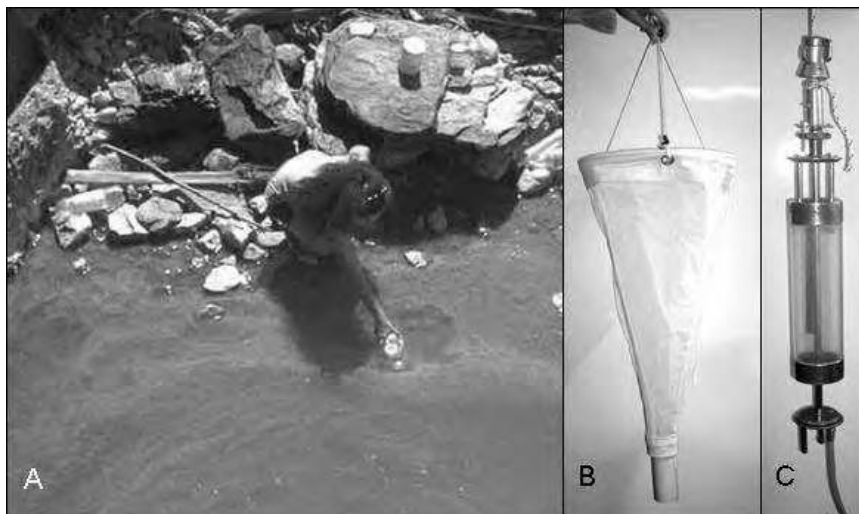


Figura 5.1. Muestreo y equipamiento para muestreo. Muestreo superficial con frasco (A), red de arrastre (B), botella muestreadora vertical tipo

Para almacenar las muestras se debe usar frascos limpios de 300 ml, con tapa de rosca, correctamente rotulados. Las muestras cualitativas se fraccionan en dos. La primera fracción es conservada fresca en refrigerador (sin congelar, en oscuridad y dejando aire en los frascos) para su observación *in vivo* en microscopio, inmediatamente o pocos días después del muestreo. Estas muestras pueden ser utilizadas para aislar y cultivar especies de cianobacterias de interés. La segunda fracción se preserva con solución lugol o formol neutralizado y por lo tanto puede ser guardada por un tiempo prolongado (ver Recuadro 5.1).

5.1.2. Muestreo cuantitativo y conservación de las muestras

Las muestras para el análisis cuantitativo pueden ser tomadas manualmente, con botellas muestreadoras (Figura 5.1C) o bombas de succión. Las botellas muestreadoras, verticales u horizontales, son ideales para colectas a distintas profundidades. Las bombas de succión son útiles para muestrear y/o integrar muchos sitios en poco tiempo. Finalmente, para integrar toda la columna de agua, también se pueden utilizar tubos de PVC de distintas longitudes que se tapan en ambos extremos. Nunca se utilizan redes para los muestreos cuantitativos.

Las muestras para el análisis cuantitativo son fijadas inmediatamente con lugol (0,3 a 1 % según concentración de la muestra) y/o con formol neutralizado (3 a 5 % final) (Recuadro 5.1A) y se conservan en oscuridad. Para el análisis de la fracción picoplanctónica (< 3 μm) las muestras se filtran por mallas de 5 o 10

RECUADRO 5.1

A. Cómo preparar los fijadores

Solución lugol: pesar 10 g de yodo puro, 20 g de yoduro de potasio, agregar 20 ml de ácido acético glacial y completar hasta 200 ml con agua destilada. Mantener la solución en frasco de vidrio ámbar y protegida del sol.

Nota: Se debe renovar el fijador en la muestra luego de algún tiempo ya que es de fácil degradación.

Formol neutralizado: agregar carbonato de calcio o carbonato de sodio hasta sobresaturar una solución de formol comercial (equivalente al 100%). Es más efectivo que el lugol pero puede degradar la muestra y es altamente tóxico para el usuario (producto cancerígeno). Se debe trabajar con las precauciones sugeridas en las cartillas de seguridad para esta sustancia (MSDS) (sciencelab.com; www.sciencelab.com/page/S/PVAR/23027/SLF1426.)

B. Tinciones y tratamientos para identificación taxonómica en microscopio óptico

Lugol: facilita la sedimentación y tinte el almidón en algas verdes (no cianobacterias). Resalta algunas estructuras (ej. paredes, espinas) pero dificulta la identificación de otras (color del organismo, forma de los plastos), también modifica el tamaño de los organismos.



Tinta china: resalta las vainas mucilaginosas hialinas o transparentes. La microfotografía (1000 aumentos) muestra un filamento de *Anabaena* sp. con la vaina transparente en contraste con el campo negro por la tinta china.

Azul de metileno: colorea y resalta las vainas, membranas y paredes transversales en filamentos.

Cloruro de zinc yodado o yoduro de potasio: diferencian paredes celulares transversales en filamentos.

μm de tamaño de poro y posteriormente se fijan con glutaraldehído (2 % final). La manipulación se debe realizar con las precauciones de seguridad adecuadas ya que esta sustancia es tóxica (www.jtbaker.com/msds/englishhtml/g4404.htm).

Las muestras para el análisis de Clo *a* y de toxinas de cianobacterias se obtienen con el mismo procedimiento. Estas deben ser tomadas con botella tipo Ruttner y alcanzar de 0,5 a 1 l, dependiendo de la densidad de los organismos (más volumen cuanto más transparente sea la muestra). Inmediatamente deben ser transferidas a botellas oscuras o bidones opacos, mantenidas en oscuridad total y refrigeración (4 °C) hasta su llegada al laboratorio en un plazo menor a las 8 horas. Idealmente, el filtrado de las muestras para Clo *a* y su extracción deben realizarse inmediatamente después del muestreo. Los extractos se guardan en tubos cerrados a -20 °C hasta un máximo de 30 días para su lectura en espectrofotómetro (ISO 1992), preferentemente bajo atmósfera de nitrógeno o argón para evitar la degradación de los pigmentos. En el caso de no poder realizar la extracción inmediatamente, es posible almacenar los filtros con el material retenido a -20 °C (Jeffrey et al. 1997).

Las muestras destinadas al análisis de cianotoxinas deben ser congeladas inmediatamente al muestreo (-20 °C) y oscuridad hasta su posterior análisis (hasta 4 semanas luego del muestreo).

5.2. Análisis de muestras

5.2.1. Análisis cualitativo: observación, tratamientos e identificación taxonómica

El uso del microscopio óptico es fundamental e insustituible para confirmar la presencia de cianobacterias. Es necesario utilizar microscopios ópticos con oculares de 10 o 15 aumentos provistos de retícula para conteo y regilla y un conjunto de objetivos incluyendo 100 aumentos (Fig. 5.2A). La identificación de los organismos en una muestra requiere experiencia y calificación del técnico así como la utilización de bibliografía especializada y actualizada (ver capítulos 9 y 10). Debido a que la potencialidad tóxica es especie-específica es necesaria la determinación a nivel de género y deseable a nivel de especie en aquellos estudios de agua para potabilización o recreación.

La identificación clásica de microalgas y cianobacterias se realiza considerando la presencia, forma y tamaño de atributos morfológicos utilizando claves (ver capítulo 9 y 10). El análisis microscópico del material incluye la observación general del organismo al microscopio y luego de las células vegetativas y diferenciadas. La muestra fresca es importante porque en ella se observan características que facilitan la identificación como la existencia de motilidad, coloración y tamaños originales. Para la obtención de las medidas de los organismos se utiliza la regilla del ocular (que debe ser calibrada). Además, se pueden utilizar distintas tinciones para resaltar las estructuras morfológicas (ver Recuadro 5.1.B).

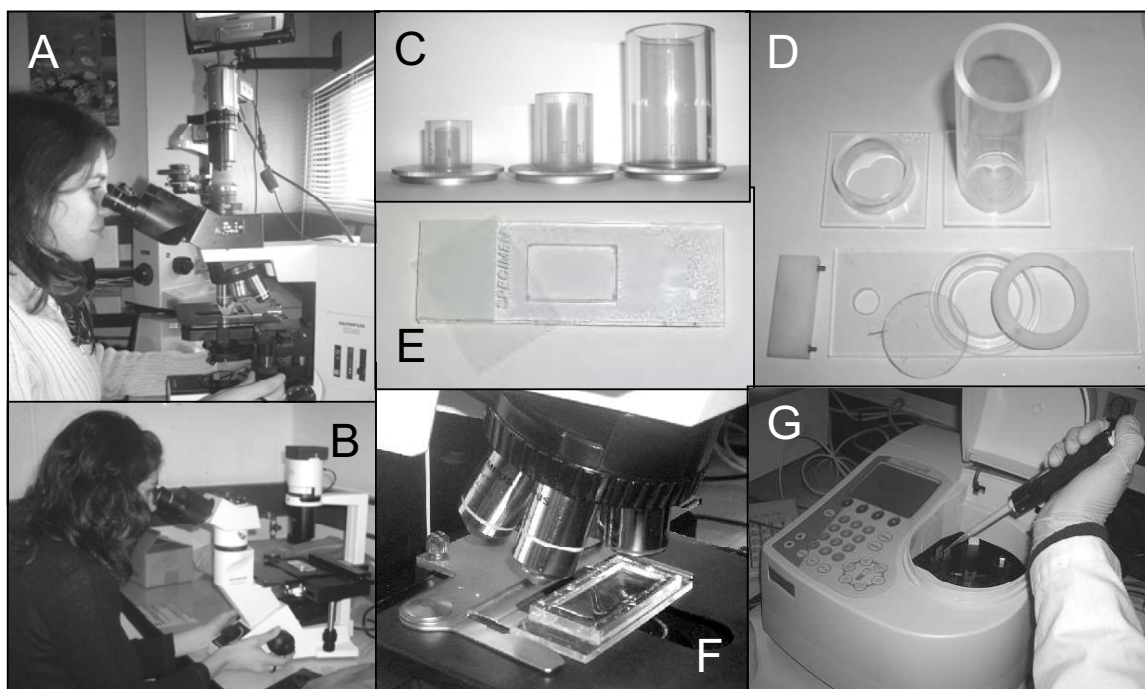


Figura 5.2. Equipamiento para el análisis de cianobacterias: microscopio directo (A), microscopio invertido (B), cámaras de sedimentación para microscopio invertido de izquierda a derecha de 5, 20 y 50 ml (C) y de acrílico con torres desmontables de izquierda a derecha de 10 y 100 ml (D), cámaras de conteo tipo Sedwick-Rafter en acrílico construida con portaobjetos de vidrio y tapa de cubreobjetos (E) y totalmente de acrílico con tapa de portaobjetos ubicada en la platina de un microscopio directo (F). Espectrofotómetro para análisis de Clo *a* (G).

En cuanto al aspecto general del organismo, se debe considerar su nivel de organización (unicelular, colonial o filamentosos) y su forma. Esto se realiza, generalmente, a bajo aumento (objetivos X4 a X20). Se puede tocar suavemente el cubreobjetos con una pinza o varilla para lograr que los organismos giren y apreciar su morfología general. En el caso de los organismos coloniales se debe observar si la colonia es globosa, plana o cúbica. En el caso de los organismos filamentosos, se debe observar si los filamentos o tricomas (filamentos sin vaina mucilagínica) son rectos, flexuosos o espiralados (ver ficha de *Anabaena circinalis* en capítulo 10). En cuanto a las células vegetativas y diferenciadas es posible distinguir cinco formas básicas (ver Recuadro 5.2). Por ejemplo, en los organismos filamentosos, la forma en que están conectadas las células muchas veces tiene valor taxonómico a nivel de género. En algunos organismos las paredes transversales son iguales (o casi iguales) al ancho de la célula (ej. *Planktothrix*), mientras que en otros casos, hay una constricción en la pared transversal y la superficie de contacto entre células es mucho menor (ej. *Anabaena*) (ver Recuadro 5.2 derecha). Si los filamentos tienen células diferenciadas, se debe distinguir si se trata de necridios o de heterocitos y acinetes (Fig. 1.1, capítulo 1). En el caso de los heterocitos y acinetes es importante observar su posición, forma y distribución (solitarios o en grupos; intercalares o apicales) (ver Recuadro 5.3). Los acinetes jamás se desarrollan en el ápice, en cambio, pueden ser subapicales o desarrollarse pareados o en cadena (ej. *Nodularia* sp.). Pueden observarse acinetes apicales cuando los filamentos están quebrados (ver Recuadro 5.3). Por otro lado, los organismos filamentosos pueden tener igual morfología en sus extremos (isopolares) o presentar polaridad (heteropolares), la cual puede ser más o menos marcada. En algunos géneros se puede observar un afinamiento muy claro en las células vegetativas terminales (ej. *Aphanizomenon* sp.), en otros esta diferencia es más sutil (ver Recuadro 5.3).

La identificación de las cianobacterias picoplanctónicas (0,2 a 2 μm) puede realizarse mediante microscopía de fluorescencia, citometría de flujo (Olson et al. 1993), análisis de pigmentos marcadores mediante HPLC (Jeffrey et al. 1997) o una combinación de las mismas (Vidal 2008).

5.2.2. Análisis cuantitativo

La cuantificación puede realizarse mediante recuento de los organismos en microscopio y la estimación del biovolumen específico (Tabla 5.2) o utilizando estimadores globales de la biomasa como Clo a. En general, existe una correspondencia entre estos estimadores de biomasa fitoplanctónica y el estado trófico, aunque pueden existir excepciones (ver capítulo 3).

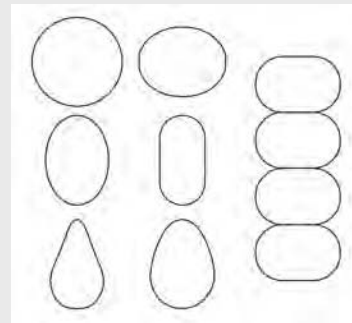
Abundancia y biovolumen

El conteo se realiza en microscopio óptico y el método depende de la concentración de los organismos en la muestra original. El método más comúnmente utilizado es el de Uthermöhl (1958) y consiste en la sedimentación de los organismos en cámaras de volumen conocido para luego cuantificar en microscopio óptico invertido (Fig. 5.2B). El volumen de las cámaras a utilizar (2 a 100 ml) es mayor

RECUADRO 5.2

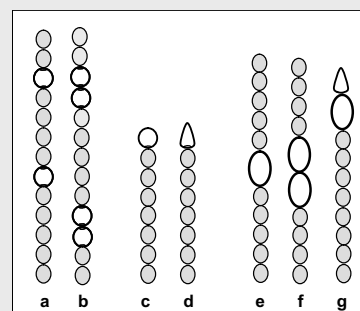
Formas celulares en cianobacterias

Izquierda, de arriba a abajo: esférica, oval y piriforme. Centro, de arriba a abajo: subesférica, cilíndrica y ovoide (poco común). Derecha: filamento de células con forma de barril comunes en el Orden Nostocales.



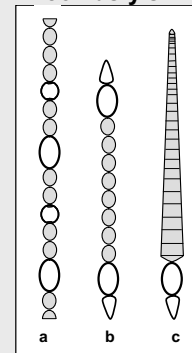
RECUADRO 5.3

A. Distribución y posición de las células diferenciadas en organismos filamentosos



a: heterocitos intercalares y b: intercalares pareados, c y d: dos tipos de heterocitos terminales o apicales, e: acinete intercalare y f: intercalare pareado y g: subterminal, luego del heterocito apical. Los heterocitos apicales (c, d y g) tienen un solo nódulo polar.

B. Tricomas y simetría



a: tricoma isopolar metamérico (heterocitos y acinetes se desarrollan a distancias regulares uno de otro) b: isopolar simétrico (simetría en la ubicación de acinetes y heterocitos) y c heteropolar.

Tabla 5.2. Métodos de rutina para el análisis cuantitativo de muestras de fitoplancton. Se incluye el tipo de estimador, método, equipo, materiales y procedimientos utilizados. Ora.: organismos. cél.: células. M.o.: microscopio óptico.

Estimador	Tipo de estimador	Método	Equipo	Material	Procedimiento general	Ventajas (V) y desventajas (D)
Clorofila <i>a</i> $\mu\text{g l}^{-1}$	Global de biomasa de fitoplancton	Espectrofotómetro	Equipo de filtración y espectrofotómetro	Filtros, etanol 90%, HCl 0,12 N	Extracción de Clo <i>a</i> en etanol 90% caliente, lectura en espectrofotómetro (665 y 750 nm)	V. No es necesaria gran capacidad técnica. Es rápido. D. Es un estimador global (no informa sobre presencia de cianobacterias).
Abundancia org ml^{-1} o cél ml^{-1}	Densidad de organismos	Conteo	M.o. invertido	Cámaras sedimentación (Utermöhl)	Conteo por campos o bandas al azar	V. Genera información a nivel de especie.
		Conteo	M.o. directo	Cámaras (Sedwick-Rafter)	Conteo por campos o bandas al azar	D. La identificación depende de la capacidad del técnico.
Biovolumen $\mu\text{m}^3 \text{ml}^{-1}$ o $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$	Biomasa, peso fresco	Conteo y medidas	M.o. directo con reglilla	Conteo, medidas de organismos y aproximaciones geométricas	Cálculo de volumen específico con aproximación geométrica multiplicado por la densidad específica	V. Más adecuado. Información a nivel de especie. D. Identificación según capacidad técnica.

a medida que disminuye la concentración de los organismos (Fig. 5.2C y D). El tiempo de sedimentación previo al conteo es de 3 horas por centímetro de altura de la cámara (Margalef 1983). Para las muestras muy concentradas se utilizan cámaras de Sedwick-Rafter (0,5 a 3 ml) que se observan en microscopio óptico convencional luego de 15 minutos de sedimentación como mínimo (Fig. 5.2E y F). Si la densidad de organismos en la muestra es muy alta, y no es posible realizar el conteo, se pueden realizar diluciones de la muestra original con agua destilada. Por otra parte, las muestras con muy baja densidad se pueden concentrar mediante filtración por membrana o centrifugación.

El método de conteo también depende de la densidad. En las muestras más densas se utilizan campos al azar y en las menos densas se cuentan bandas o incluso, a veces, es necesario el conteo de la mitad o de toda la cámara (ver Recuadro 5.4). Con el recuento se puede estimar la abundancia de células u organismos de cada especie por unidad de volumen de agua. Asimismo, es posible estimar el biovolumen (en $\mu\text{m}^3 \text{ml}^{-1}$ o $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$), que es un indicador de la biomasa fresca, multiplicando la abundancia por el volumen específico de los organismos. El volumen específico (expresado en μm^3) se calcula utilizando formas geométricas sencillas aproximadas a la forma del organismo (Hillebrand et al. 1999). Para ello es necesario medir las dimensiones de los organismos (largo, ancho y profundidad) u obtenerlas de bases de datos para el sistema o la región a estudiar.

Varias especies de cianobacterias planctónicas presentan vesículas de gas (aerótopos) que les permiten flotar. Esta flotación dificulta su sedimentación al momento de cuantificarlas, ya que generalmente las vesículas persisten aún luego de la fijación con lugol. Existen algunos métodos para la disrupción de las vesículas de gas aplicando presión hidrostática (Walsby 1992), por ejemplo vertiendo la muestra en una jeringa y empujando la misma con el émbolo.

Concentración de la Clo *a*

El método que se presenta en el Recuadro 5.5 puede ser aplicado a todo tipo de muestras de fitoplancton para determinar su biomasa mediante la concentración de Clo *a* (Nusch 1980; ISO 1992; Arocena & Conde 1999). La extracción se basa en la transferencia del pigmento (Clo *a*) a un solvente orgánico caliente sin provocar cambios químicos en la molécula. La concentración de Clo *a* se cuantifica por absorbancia en un espectrofotómetro.

RECUADRO 5.5

Estimación de la concentración de clorofila a con corrección para feopigmentos

Reactivos

Utilizar reactivos de grado analítico (PPA, puro para análisis). Las soluciones deben ser preparadas con agua bidestilada o ultrapurificada (ej. Milli-Q). Ácido clorhídrico HCl 0,12N (*), Etanol (C₂H₅OH) (solución al 90%).

Equipos

1. Espectrofotómetro con: rango de longitud de onda visible hasta 750 nm, resolución de 1 nm, ancho de banda de 2 nm o menos, definición igual o mayor a 0,001 unidades de absorbancia y capacidad para celdas con un trayecto óptico de 1 a 5 cm.
2. Sistema de filtración por vacío con portafiltro (para filtros de 25 mm o 47 mm de diámetro).
3. Baño térmico de agua con termostato apropiado para 75 °C ± 1 °C con porta tubos.
4. Tubos de extracción de vidrio con tapa rosca, con capacidad hasta 20 – 30 ml (*).

Procedimiento

Realizar este procedimiento con la mínima intensidad de luz posible, ya que los pigmentos en solución se degradan fácilmente con la luz.

1. Filtración

- Agitar suavemente las muestras para resuspender todo el material.
- Filtrar un volumen de muestra V_m (usualmente entre 50 ml a 500 ml según la concentración de organismos), a través de un filtro de fibra de vidrio (Whatman GF/C, GF/F o Munktell MGC), que retengan el 99% de partículas mayores a 1 µm.
- Colocar el filtro en el tubo de extracción, con pinza y guardar los tubos en oscuridad (temperatura < 20 °C).

2. Extracción

- Dispensar un volumen del etanol 90% (usualmente 10 ml*, V_e) en el tubo de extracción cubriendo completamente el filtro con el solvente. Tapar bien y agitar para resuspender el material del filtro.
- Colocar el tubo en el baño térmico a 75 °C ± 1 °C, y calentar por 5 min, agitando suavemente.
- Retirar los tubos y enfriar a temperatura ambiente y oscuridad durante 15 min. Luego, el extracto puede ser mantenido en refrigerador y oscuridad hasta un máximo de 3 días pero se recomienda que el tiempo entre la extracción y la medición en el espectrofotómetro sea mínimo.

3. Espectrofotometría

- Clarificar el extracto mediante filtración con un filtro de fibra de vidrio (GF/F o GF/C) o centrifugación y transferir el extracto a un tubo limpio. Minimizar la evaporación del extracto manteniendo el mismo tapado.
- Realizar la línea de base de calibración del espectrofotómetro con etanol 90%.
- Transferir con una pipeta una parte del extracto clarificado a la cubeta del espectrofotómetro
- Medir la absorbancia del extracto a 665 nm (A₆₆₅) y a 750 nm (A₇₅₀) que debe estar entre 0,01 y 0,8 unidades de absorbancia.
- Acidificar el extracto agregando 50 - 100 µl de HCl 0,12 N a la cubeta (de largo L, cm) (*). Agitar y medir la absorbancia a 665 nm y 750 nm luego de 5 min (o hasta obtener un valor estable*).

Calcular el cociente ácido según: $(A_{665} - A_{750}) / (A_{a665} - A_{a750}) < 1,7$

Los valores normales para este cociente en aguas naturales van de 1,4 a 1,6. Si la relación es menor, será necesario adicionar más ácido o esperar más tiempo para completar la degradación de la Clo a. Si el valor supera 1,7, será necesario realizar toda la lectura nuevamente, agregando menos volumen de ácido. La concentración de Clo a se expresa en µg l⁻¹ y se calcula según la ecuación (*):

$$\text{Clo a } (\mu\text{g l}^{-1}) = 29,6 * [(A_{665} - A_{750}) - (A_{a665} - A_{a750})] * (V_e/V_m) L$$

El factor 29,6 se obtiene del cociente ácido para la clorofila pura y del coeficiente de extinción específico en etanol (en litro µg⁻¹ cm⁻¹). Para la determinación de feofitinas (feof) en µg l⁻¹ se puede utilizar la ecuación:

$$\text{Feof } (\mu\text{g l}^{-1}) = 20,8 * (A_{a665} - A_{a750}) * V_e/V_m L - \text{Clo a}$$

Nota: La estimación de feof es menos confiable que la de Clo a. La variabilidad de la medición del feof puede alcanzar de 6% a 46%, mientras que para la Clo a puede ser de 5% a 11%, de acuerdo a estudios de intercalibración entre laboratorios.

*: Pasos modificados de ISO (1992).

5.3. Determinación de cianotoxinas

Las cianotoxinas en los cuerpos de agua pueden estar presentes tanto en forma soluble (toxinas libres o extracelulares) o dentro de las células de las cianobacterias (toxinas intracelulares). La proporción relativa de ambas fracciones depende de numerosos factores tales como la especie de cianobacteria, la etapa del crecimiento, o el tipo de toxina (ver capítulo 4). Por lo tanto, los procedimientos analíticos deben ser capaces de determinar ambas fracciones o el total de las cianotoxinas presentes (Tabla 5.3). Dado que los métodos existentes detectan solo la toxina en su forma soluble, la determinación de la fracción intracelular requiere la ruptura de las células por mecanismos como congelado y descongelado, liofilización o sonicación, entre otros procedimientos (Chorus & Bartram 1999; Giannuzzi et al. 2009).

Tabla 5.3. Resumen de los métodos más utilizados para la determinación de cianotoxinas. Cual: cualitativo, Cuanti: cuantitativo, S: sensibilidad, P: precisión. SinPC: no requiere pre-concentración, PC: requiere pre-concentración.

Tipo de cianotoxina	Método	Tipo de método/ Características	Resultado	Desventajas
Microcistinas y nodularinas	Bioensayo con ratón	Screening. Cual. Pobre: S y P	Mide equivalentes de toxicidad	Muchos ratones
	Ensayo: inhibición proteína fosfatasa	Screening. S. Sin PC	Resultado global: suma del total de equivalentes de toxicidad si MC-LR se usa para la calibración	
	Inmunoensayo ELISA	Screening. Inmunoquímico. Alta S. Sin preparar muestra	Resultado global, suma de las diversas microcistinas dependiendo de la reactividad cruzada del anticuerpo	La reactividad cruzada determina si existe riesgo de sub-estimar alguna variante. Costo: bajo
	HPLC con diferentes métodos de detección (UV, MS)	Cuanti y robusto. Baja S. PC Base del Método Standard ISO	- Detección: UV o arreglo de diodos. Determina toxinas individuales Sujeto a disponibilidad de estándares. - Detección MS: identificación de toxinas individuales; cuantificación sujeta a disponibilidad de estándares. Resultado en Equivalentes de toxicidad, si se identifican todas las variantes	- Costoso. Detección y precisión según método utilizado * - Muy costoso
Cylindrospermopsina	HPLC	Cuanti y robusto	- Detección: UV o arreglo de diodos. - Detección MS/MS: directa en agua (LD 0,1 µg l ⁻¹)	- Costoso, PC - Muy costoso
Saxitoxina	Bioensayo ratón	Screening. Cual.	Mide equivalentes de toxicidad	Muchos ratones
	Ensayo neuroblastoma	Screening. Bloqueo canales de sodio celular	Equivalentes de toxicidad: como equivalentes de STX. Existen kits de costo medio y uso sencillo	Óptimo para extractos de mariscos. Requiere mucha concentración para agua
	Inmunoensayo ELISA	Screening. Inmunoquímico	Resultado global, suma de las diversas variantes, dependiendo de la reactividad cruzada del anticuerpo	Baja disponibilidad de kits comerciales para diferentes tipos de neurotoxinas
	HPLC	- Cuanti y robusto. - S, PC	-Detección ¹ Determina toxinas individuales o grupos - Detección MS: poca experiencia	- Costoso. Interferencias - Tres análisis separados necesarios
Anatoxina a/ Homoanatoxina a	Bioensayo ratón	Screening. Cual.	Mide equivalentes de toxicidad	Muchos ratones
	ELISA	Screening. Inmunoquímico	Resultado global. (LD 1 µg l ⁻¹)	Baja disponibilidad de kits
	HPLC	- Cuanti y robusto. - S variable	- Detección ² - MS. Detección ³	Interferencia: productos de degradación (se corrige con MS/MS)
	GC	- Cuanti y robusto - Muy sensible	Detección ⁴ MS. Detección ⁵	Costoso Muy costoso
Anatoxina-a-S	Bioensayo ratón	Screening. Cual.	Mide equivalentes de toxicidad	Muchos ratones
	ELISA	Screening. Inmunoquímico	Resultado global. (LD 1 µg l ⁻¹)	Baja disponibilidad de kits

*: (Para 5 l de muestra LD: 0,02 µg l⁻¹); 1: fluorescencia y derivatización post-columna; 2: derivatización y detección por fluorescencia. S baja (LD: 20 ng l⁻¹ de agua); 3: actualmente no requiere derivatización (LD: 0,6 ng l⁻¹ de agua); 4: captura electrónica, prederivatización anhídrido heptafluoro-butírico (LD: 3 ng l⁻¹); 5: muy sensible (0,3 ng l⁻¹ agua)

La conservación de la muestra congelada (-20 °C) luego del muestreo, promueve la liberación de la cianotoxina intracelular (Chorus & Bartram 1999; van Apeldoorn et al. 2007). Se puede realizar descongelado y congelado en forma repetida (3 o 4 veces) para promover la liberación de las toxinas. Es recomendable congelar las muestras en recipientes de vidrio ya que las toxinas se pueden absorber al plástico. La mayoría de las cianotoxinas son fotosensibles, por lo que las muestras se deben proteger siempre de la luz. La siguiente etapa es la extracción de la cianotoxina, que se realiza en medio acuoso, según el tipo de molécula, y se pueden agregar proporciones variables de ácido acético, o metanol, como co-solventes. Una vez extraída la muestra se procede a la etapa analítica propiamente dicha. Los métodos de análisis son variados (Tabla 5.3, Recuadro 5.6) y existen numerosas revisiones bibliográficas exhaustivas (Nicholson & Burch 2001; Msagati et al. 2006; van Apeldoorn et al. 2007). En Uruguay, el Departamento de Toxinas Naturales del LATU, realiza servicios a terceros para la determinación de MC – LR por HPLC en aguas. La técnica utilizada está acreditada por el United Kingdom Accreditation Service (UKAS), según la norma ISO 17025.

RECUADRO 5.6

Los inmunoensayos para la detección de cianotoxinas

La inmunodetección es posible debido a que los anticuerpos pueden reconocer específicamente cualquier estructura química. La técnica **ELISA** ("Enzyme-Linked ImmunoSorbent Assay", ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas) se basa en este principio y contempla la detección de un antígeno en una fase sólida mediante anticuerpos que reaccionan dando un producto coloreado que es posible medir por espectrofotometría. Se trata de métodos muy adecuados para screening recomendándose su validación y comparación con otros métodos.

Ventajas del ensayo ELISA:

1. Alta sensibilidad y especificidad
2. Menor pretratamiento de la muestra
3. Económicos
4. Adaptables a aplicaciones de campo
5. Permite el procesamiento en paralelo de un alto número de muestras
6. Simples y fáciles de instrumentar en laboratorios con escaso equipamiento

En nuestro país en el Departamento de Biociencias, Centro Fogarty, Facultad de Química, Universidad de la República, produce kits de ELISA para microcistinas totales, destinadas a investigación, actividades académicas y de gestión en instituciones públicas (National Institutes of Health, Fogarty International Center training grant, TW- 05718).

Existen distintos kits de **ELISA comerciales** (ejemplos: EnviroLogix Inc., Portland, Me, USA; Strategic Diagnostics Inc., Newark, DE, USA; Wako Chemicals, Osaka, Japon). Los resultados son generalmente expresados como $\mu\text{g ml}^{-1}$ de MC-LR que constituye el estándar del kit. Operan con una sensibilidad que permite estimar la concentración de microcistinas por debajo del límite recomendado por la OMS.

PARTE II - METODOLOGÍA Y GESTIÓN

CAP. 6 - MEDIDAS DE GESTIÓN Y SISTEMAS DE VIGILANCIA

Sylvia Bonilla, Carla Kruk, Lizet De León, Leticia Vidal & Beatriz Brena

Para una exitosa implementación de programas de control de cianobacterias es necesario conocer su biología y ecología, así como el funcionamiento e historia del cuerpo de agua a estudiar, y las características propias del país y la región (ver capítulos 1, 3, 7 y 11 a 13). A diferencia de Europa y América del Norte, en América del Sur la gestión y rehabilitación de los cuerpos de agua es una disciplina incipiente (Jeppesen et al. 2007a). Además, es necesario poner a prueba y reformular las estrategias desarrolladas en zonas templadas del hemisferio norte, para su aplicación exitosa en nuestros sistemas ya que poseen distintas características ecológicas (Jeppesen et al. 2007a; Jeppesen et al. 2007b). Por lo tanto es imprescindible desarrollar la investigación y crear redes de comunicación integradas por científicos, técnicos y autoridades relacionadas con la gestión del agua. También es imprescindible informar a los usuarios acerca de qué son las floraciones de cianobacterias, cómo reconocerlas, dónde y por qué ocurren, así como sus efectos y cuáles son las formas de disminuir la exposición a las mismas (ver capítulos 1, 2, 3 y 8).

La gestión de las floraciones de cianobacterias involucra dos aspectos complementarios: la gestión integral del cuerpo de agua y el monitoreo de las poblaciones de cianobacterias y su toxicidad mediante sistemas de vigilancia. Ambos enfoques serán tratados en este capítulo.

6.1. Medidas preventivas y de mitigación

Las causas que promueven la aparición de las floraciones son múltiples (ver capítulos 2 y 3) y, por lo tanto, las medidas destinadas a prevenir o regular este fenómeno son complejas. Existen dos tipos de medidas; las preventivas o precautorias y las de mitigación o rehabilitación.

Las medidas preventivas tienen el objetivo de evitar la ocurrencia de floraciones o problemas asociados. Para ello, es fundamental el mantenimiento de programas de investigación y monitoreo de los ciclos naturales y los cambios asociados a las actividades humanas, previamente a la aparición de las floraciones.

Las medidas de mitigación o rehabilitación se aplican luego de establecida la floración y tienen como objetivo controlar su desarrollo y disminuir sus efectos negativos (Chorus & Bartram 1999; Manage et al. 2000; Moss 2007) buscando mejorar la condición del sistema acuático para asegurar un uso determinado (potabilización, recreación, riego, refrigeración, navegación). Diferentes autores utilizan diversos términos para referirse a este concepto incluyendo: restauración, manejo, gestión, remediación, entre otros, todos ellos con ligeras diferencias. En este capítulo utilizaremos los términos mitigación o rehabilitación, por entenderlos menos ambiguos.

Tanto la prevención como la mitigación involucran medidas o procedimientos físicos, químicos y/o biológicos que no son excluyentes y se pueden clasificar de acuerdo a su escala de aplicación espacial y temporal de aplicación. Estas involucran desde medidas a nivel de *cuenca* con efectos a largo plazo, medidas *locales* (en el cuerpo de agua) con efectos a mediano y largo plazo, y *puntuales*, con efectos a corto plazo, dirigidas a aspectos particulares como la remoción directa de la floración establecida (Tablas 6.1 y 6.2).

La aplicación y selección de medidas han evolucionado desde el control único de las cargas externas de fósforo (Ryding & Rast 1992), a un enfoque más ecosistémico, que involucra una combinación de factores abióticos y bióticos (Hosper 1997). Las medidas a aplicar pueden ser varias y no tienen necesariamente un efecto único; por ejemplo, la recuperación de la morfología de un cuerpo de agua puede mejorar la circulación del agua pero además disminuir la entrada de nutrientes por recuperación de la vegetación litoral (Tabla 6.1). Asimismo, es posible que al manipular una variable se generen efectos secundarios indeseables.

6.1.1. Medidas aplicadas a nivel de cuenca

La cuenca hidrográfica constituye la unidad territorial que determina la calidad del cuerpo de agua que drena, por lo tanto su control y protección es crítico. Las medidas preventivas tienen por objetivo preservar la calidad de agua de los afluentes del cuerpo de agua principal así como la explotación racional de la cuenca. El aporte de nutrientes y de materia orgánica, desde la cuenca a los cuerpos de agua (carga externa), puede provenir de entradas difusas o puntuales (Kalff 2002). Las entradas difusas pueden derivar de la escorrentía natural de los suelos (transporte de agroquímicos o materia orgánica dispersa), o de fumigaciones aéreas.

Las medidas para el control de las entradas puntuales, por ejemplo efluentes de una fábrica, deben considerar el tratamiento adecuado para cada caso específico. Cuando existe deterioro de la

cuenca y floraciones de cianobacterias ya establecidas, se debe proceder a las medidas de mitigación para revertir la situación mediante la eliminación del exceso de aporte de nutrientes o materia orgánica por entradas difusas o puntuales.

Tabla 6.1. Medidas aplicadas a escala de cuenca y local para lograr la prevención (P) o la mitigación (M) de floraciones de cianobacterias.

Escala	Objetivo	Medidas	Objetivo particular	
Cuenca	Reducción de la carga externa de nutrientes y materia orgánica	Desviación de aportes directos y tratamiento de efluentes	Controlar o disminuir las entradas puntuales de nutrientes al sistema	M, P
		Mejoramiento del sistema de saneamiento	Evitar la descarga de aguas domésticas al sistema	M, P
		Mantenimiento o recuperación y construcción de bañados en las zonas litorales	Proteger áreas de filtro natural (o crearlas) para disminuir los aportes difusos y puntuales desde la cuenca	M, P
Local	Medidas físicas y morfológicas	Recuperación de la morfología y cauce (en ríos).	Disminuir el tiempo de residencia y las zonas de remansos. Recuperar las zonas litorales	M, P
		Mantenimiento o recuperación de márgenes naturales y zona litoral	Promover el desarrollo de vegetación litoral para estabilizar los sedimentos, oxigenar la zona litoral y aumentar la transparencia del agua	P
		Re- conexión con tributarios y planicies de inundación	Exportar los nutrientes y la biomasa de cianobacterias, disminuir el tiempo de residencia	M
	Medidas físicas de manejo hidrológico	Control de la frecuencia de descarga de agua por compuertas	Disminuir el tiempo de residencia.	M
		Mezcla artificial del agua con bombeo para evitar la estratificación	Generar intolerancia para algunas especies (ej. <i>Microcystis</i> sp.)	M
		Disminución del tiempo de residencia del agua mediante el suministro de agua subterránea	Disminuir (por dilución) la concentración de los nutrientes y de la biomasa de cianobacterias	M
		Aplicación de ultrasonido en la zona donde se acumulan las cianobacterias en superficie	Desagregar las colonias de algunas especies (ej. <i>Microcystis</i> sp.) provocando su sedimentación. Método efectivo en escalas espaciales muy reducidas	M
	Control de la carga interna de nutrientes	Precipitación del fósforo hacia el sedimento (ej. aluminio)	Evitar la disponibilidad de este nutriente	M, P
		Entrampamiento de fósforo con columnas de filtración biorreactivas	Remover el fósforo de la columna de agua	M
		Renovación del agua (en sistemas cerrados) o aporte de mayor volumen en sistemas fluviales	Disminuir el tiempo de residencia del agua	M
		Aporte de agua limpia con menor concentración de nutrientes	Diluir la concentración de los nutrientes que mantienen el crecimiento de la floración.	M
		Remoción de plantas acuáticas previo inicio de descomposición	Evitar la liberación de nutrientes dentro del lago por descomposición	M, P
		Construcción de islas flotantes de plantas acuáticas para cosecha	Remover los nutrientes atrapados en la biomasa vegetal	M, P
	Control de la carga de nutrientes en el sedimento	Remoción del sedimento sin vaciamiento (húmeda) o con vaciamiento del sistema (seca)	Eliminar el reservorio de nutrientes atrapado en este compartimento	M
		Inactivación química del fósforo en el sedimento (ej. oxigenación con aireadores, aplicación de amonio)	Evitar la anoxia que favorece la liberación de nutrientes al agua.	M
	Manejo de la trama trófica y biomanipulación	Mantenimiento de trama trófica natural y control de especies invasoras (peces, bivalvos)	Evitar cambios en la trama trófica que favorecen las floraciones o modificar la trama trófica para favorecer la eliminación de las cianobacterias o evitar su aparición	P
		Manejo de peces (biomanipulación)		M

6.1.2. Medidas aplicadas a nivel local

Control de la carga interna de nutrientes

La mayor parte de los planes de manejo de floraciones deben incluir el control del aporte de nutrientes y materia orgánica que favorece el desarrollo de las floraciones, particularmente de nitrógeno y fósforo (Gulati & van Donk 2002) (ver capítulos 2 y 3). En los casos en que las floraciones ya estén establecidas, las medidas buscarán reducir los nutrientes. Las estrategias a aplicar pueden ser: la eliminación o desviación de las entradas de nutrientes, la inmovilización de los mismos en el sedimento (por precipitación) o su remoción del cuerpo de agua (por bombeo o dragado) (Tabla 6.1 y Recuadro 6.1). Muchas veces es necesario implementar varias medidas simultáneamente para obtener los resultados esperados (Scasso et al. 2001; Gulati & van Donk 2002; Rodríguez-Gallego et al. 2004). Los efectos de reducir la carga de nutrientes se observan a largo plazo, por ejemplo de 10 a 15 años para el fósforo y de meses a 5 años para el nitrógeno para lagos templados del hemisferio norte (Anderson et al. 2005). Esto es consecuencia de la acumulación de reservas de nutrientes en el sedimento y de la plasticidad de las cianobacterias que pueden tolerar y adaptarse a grandes cambios en la concentración de fósforo o nitrógeno (Aubriot et al. 2000; Gulati & van Donk 2002) (ver capítulos 2 y 3).

Tabla 6.2. Medidas aplicadas a escala puntual para la mitigación de floraciones de cianobacterias.

Objetivo	Medidas	Objetivo particular
Remoción de las cianobacterias por métodos químicos*	Aplicación de herbicidas en etapa temprana o inicial de la floración	Evitar el crecimiento exponencial de la floración. Solo recomendable en floraciones incipientes, previo a la mayor producción de toxinas
	Aplicación de floculantes o coagulantes, como sulfato de aluminio o de cobre	Formar partículas de mayor tamaño para retenerlas en filtros o extraerlas por métodos mecánicos
Remoción de las cianobacterias por métodos mecánicos	Filtración lenta en filtros de arena	Retener las células enteras antes que liberen toxinas. La filtración lenta también la elimina toxinas
	Aspiración del agua por bombeo y traslado (tanques, camiones) a terrenos para secado	Remover las floraciones que se acumulan en superficie o en áreas de exposición de población o de animales (playas, reservas de agua potable, abrevaderos)
	Aislamiento de la zona afectada, mediante la instalación de barreras de contención	Impedir el avance de floraciones hacia zonas de uso en recreación o potabilización. Aplicable a floraciones que se acumulan (capítulo 8, Fig. 8.2)
Remoción de las cianotoxinas extracelulares	Con métodos de adsorción: carbono activado en polvo o granulado (mayor eficiencia)	Atrapar las moléculas tóxicas (y otras que causan olor o sabor) en las partículas de carbono
	Por métodos de desinfección con ozono, peróxido de hidrógeno en baja concentración, o cloro	Degradar las moléculas de cianotoxinas. Debe controlarse la formación de trihalometanos como residuo de tratamientos con cloro
	Remoción por filtración lenta en filtros de arena	Favorecer la biodegradación de las toxinas en los filtros, con desarrollo de una comunidad microbiana que degrada las toxinas y otros metabolitos disueltos en el agua
	Fotodegradación molecular por radiación UV	Romper las moléculas de las cianotoxinas

*: Se deben usar con precaución ya que pueden generar productos tóxicos o provocar la lisis de las células de cianobacterias, promoviendo la liberación de toxinas.

Manipulación de la hidrología y morfometría

La alteración de las características morfométricas de los sistemas acuáticos, por ejemplo embalsamiento o canalización, o la alteración de sus márgenes y vegetación litoral pueden promover la aparición de floraciones. El aumento del tiempo de residencia del agua y el incremento de la

frecuencia de estratificación térmica, particularmente en los embalses artificiales, favorece el desarrollo de cianobacterias (Chalar 2006) (ver capítulos 2 y 11). Asimismo, las márgenes naturales de los cuerpos de agua juegan un papel clave en asegurar la dinámica natural de los ecosistemas acuáticos, ya que la vegetación litoral y zonas de bañado actúan como barreras de retención de sólidos y nutrientes impidiendo que estos lleguen al agua, además de competir por luz y nutrientes con la comunidad de cianobacterias (Moss 1998). Todas estas razones hacen a la conservación de la morfometría e hidrología natural de los ecosistemas acuáticos como medidas preventivas eficaces y de relativo bajo costo. Sin embargo, muchas veces son medidas preventivas poco consideradas en los planes de gestión.

Las medidas de mitigación en embalses, pueden incluir el control de la frecuencia de descarga del agua por las compuertas (Padisák et al. 1999). Asimismo, provocar la mezcla e impedir la estratificación pueden ser útiles para evitar el desarrollo de algunas cianobacterias del tipo acumulativas (ver capítulo 2). Esto puede ser logrado de distintas maneras, por ejemplo, mediante sistemas de bombeo de aire a través de tuberías subacuáticas (Visser et al. 1996) pero son de alto costo. La utilización combinada de ultrasonido y recirculación con equipos portátiles (Nakano et al. 2001), tiene por objetivo disgregar las colonias de cianobacterias (ultrasonido) al mismo tiempo que evitar la estratificación de la columna de agua. Sin embargo, estos métodos resultan costosos, de efecto puntual y de difícil implementación.

Manejo biológico

La trama trófica de un sistema natural involucra a todos sus organismos y sus interacciones. La modificación de sus componentes puede tener efectos drásticos en la comunidad y llevar al desarrollo de floraciones de cianobacterias. Los lagos eutróficos son muy susceptibles al desarrollo de floraciones de cianobacterias (ver capítulo 3). Además, la desaparición de peces nativos (ej. tararira, *Hoplias malabaricus*) o la introducción de especies foráneas o invasoras (ej. *Tilapia* spp) pueden favorecer aún más este proceso, inclusive provocando cambios catastróficos en toda la cadena trófica (Verschuren et al. 2002).

La biomanipulación es una medida de mitigación en la cual se altera de forma deliberada la densidad de ciertas especies para llevar al sistema hacia un estado deseado, como la ausencia de cianobacterias (Perrow et al. 1997). En la mayoría de los casos involucra el aumento de la proporción de peces piscívoros *versus* planctívoros (remoción de planctívoros e introducción de piscívoros) (Lammens et al. 1990) o el restablecimiento de plantas sumergidas, favoreciendo el crecimiento del zooplancton y por ende el control del fitoplancton (ver capítulos 1 y 2). Los resultados exitosos en las regiones templadas, se han visto en lagos de pequeño tamaño, poco profundos y luego de 4 a 6 años de implementación con un monitoreo continuo y repetición de las medidas. Sin embargo, la obtención de resultados a más largo plazo (ej. 10 años) es difícil (Søndergaard et al. 2007) (ver Recuadros 6.1 y 6.2).

RECUADRO 6.1

Historia de una rehabilitación

El lago Finjasjön (Suecia) (profundidad media: 3 m, área: 11 km²), recibió aguas domésticas cargadas de materia orgánica y nutrientes a inicios de 1920 y más tarde comenzó con problemas de floraciones de cianobacterias (década del '40).

A partir de los años '70 se instrumentaron medidas correctivas: dragado de los sedimentos, precipitación de fósforo en sedimento, biomanipulación de peces, construcción de zonas de bañados y mejoramiento de las plantas de tratamiento de las aguas domésticas.

A partir de 1990 se observaron cambios significativos en el fitoplancton y una desaparición progresiva de las cianobacterias. El proyecto llevó varias décadas y tuvo un costo aproximado equivalente a 9 millones de dólares americanos (Annadotter et al. 1999).

RECUADRO 6.2

Rehabilitación en Uruguay

Son escasos en el país los ejemplos de gestión integrada de lagos con floraciones de cianobacterias. Se destaca el caso del Lago del Parque Rodó (Montevideo) (área: 10⁻² km², profundidad máxima: 2.5 m), sistema hipereutrófico utilizado con fines recreativos. El exceso de nutrientes y floraciones de cianobacterias (*Planktothrix agardhii*, Clo a > 300 µg l⁻¹ en 1992 (Sommaruga 1995) fue abordado en 1996 mediante técnicas de rehabilitación, con el objetivo de revertir la condición del sistema (Scasso et al. 2001; Kruk et al. 2002).

Se realizó el vaciamiento total del lago, se extrajeron los sedimentos superficiales y luego se volvió a llenar con agua subterránea. Posteriormente se implementaron varias medidas como la biomanipulación de peces y un sistema de recirculación del agua a través de humedales artificiales que retenían nutrientes disueltos (Rodríguez-Gallego et al. 2004), entre otros. Sin embargo, no se lograron los resultados esperados en forma sostenida en el tiempo y actualmente el lago presenta floraciones de cianobacterias permanentes (*Planktothrix agardhii*, *Raphidiopsis* sp., Clo a: 45 a 412 µg l⁻¹, 2003 – 2007) (Aubriot 2008).

En los ecosistemas subtropicales, como en nuestro país, las tramas tróficas son más complejas que en los sistemas templados. En general, dominan peces de pequeño tamaño que se reproducen varias veces en el año y que se alimentan simultáneamente en distintos niveles tróficos, (Meerhoff et al. 2007b; Kruk et al. 2009; Quintans et al. 2009) (ver capítulo 2). Por lo tanto, es muy difícil predecir los efectos de la biomanipulación en este tipo de ecosistemas.

6.1.3. Medidas aplicadas a nivel puntual

Las medidas aplicadas a nivel puntual buscan obtener un cambio rápido a corto plazo frente a la presencia de floraciones de cianobacterias establecidas y se deben complementar con otras (ver los ítems anteriores) a los efectos de lograr una situación sostenida en el tiempo. Generalmente se aplican en sistemas acuáticos que son utilizados para la potabilización (Tabla 6.2). Se destacan las medidas que remueven los organismos y las que remueven las cianotoxinas disueltas en el agua.

Remoción de los organismos

Para la remoción directa de las cianobacterias, existen básicamente, métodos químicos y mecánicos (Chorus & Bartram 1999). Más recientemente se han comenzado a explorar métodos biológicos como patógenos específicos que infectan a las cianobacterias (Manage et al. 2000) (ver capítulo 2). Es importante considerar que la mayoría de los métodos químicos generan efectos contraproducentes como productos secundarios tóxicos o lisis celular y liberación de cianotoxinas al agua (Tabla 6.2) (ver capítulo 4). Las medidas mecánicas involucran desde la remoción directa de los organismos hasta el control de la ubicación espacial de las floraciones y generan menos efectos negativos que las medidas químicas. Finalmente, cuando la floración no pueda eliminarse y sea imprescindible utilizar el agua a pesar de ello, existen medidas específicas que controlan o eliminan las cianotoxinas disueltas en el cuerpo de agua.

Remoción de las cianotoxinas

Una combinación de métodos como coagulación/floculación, filtración, desinfección y adsorción con carbono activado han dado resultados positivos en muchos sistemas (Tabla 6.2). La filtración lenta en arena, ha demostrado ser efectiva y de bajo costo (Gruützmacher et al. 2002). Asimismo, en el filtro de arena se desarrollan bacterias que degradan las cianotoxinas luego de algunos días de iniciado el filtrado (Lawton & Robertson 1999; Westrick 2008). La concentración efectiva en la aplicación de desinfectantes, como soluciones de cloro, hipoclorito de calcio o de sodio, o de ozono, es variable según las condiciones de pH, alcalinidad y temperatura del agua; así como el tipo y concentración de toxinas (Keijola et al. 1988). El ozono es uno de los oxidantes más poderoso que se conoce. Keijola et al. (1988) demostraron que la pre-ozonización a 1 mg l^{-1} fue suficiente para eliminar completamente la toxicidad causada tanto por hepatotoxinas como por la anatoxina-a. La fotodegradación de las moléculas tóxicas por radiación UV es un método ecológicamente amigable porque no deja residuos tóxicos, aunque económicamente poco rentable (Westrick 2008). En Uruguay y otros países, se aplica con frecuencia el carbono activado en polvo (PAC) o granulado (GAC), más eficiente, que actúa capturando por adsorción las moléculas de cianotoxinas, así como otros metabolitos productores de sabor y olor en el agua (ver capítulo 4).

6.2. Niveles de vigilancia y alerta temprana

La presencia de cianotoxinas en sistemas para potabilización ha generado el establecimiento de medidas de control estricto para asegurar el uso sin causar perjuicios a la población. Chorus & Bartram (1999) proponen una estrategia de monitoreo y de acción para plantas de potabilización de agua en función de la magnitud de la floración de cianobacterias (Tabla 6.3), mediante “árboles de decisión”. En ellos se establecen valores críticos ordenados en tres niveles de alerta: nivel de vigilancia, nivel de alerta I y nivel de alerta II, que indican el riesgo de exposición (bajo, medio y alto respectivamente para cada nivel). El árbol de decisión permite instrumentar medidas de acuerdo a cada situación particular (Fig. 6.1). Este tipo de metodología ha sido incorporado eficazmente en la reglamentación brasilera (Cybis et al. 2006) y de otros países (Tabla 6.3, 6.4 y Fig. 6.1).

Con respecto a las concentraciones de Clo *a* como estimador global de la biomasa fitoplanctónica, en Chorus & Bartram (1999) se presentan valores límite de $1 \text{ } \mu\text{g l}^{-1}$ en agua potable para pasar a nivel de alerta I. En el caso de aguas destinadas a baños recreativos, se sugiere el valor de $50 \text{ } \mu\text{g l}^{-1}$ Clo *a* como límite por encima del cual existe un riesgo potencial a corto plazo: irritaciones en la piel, problemas gastrointestinales y a largo plazo para los usuarios.

6.3. Valores guía de cianotoxinas

En forma complementaria a los sistemas de vigilancia, numerosos países han desarrollado valores guía para las cianotoxinas en agua potable y en algunos casos también para aguas de uso recreativo o para la acuicultura (Chorus & Bartram 1999; Burch 2008) (Tabla 6.4). En general, las diferentes reglamentaciones internacionales siguen la propuesta de la Organización Mundial de la

Salud (1998) que fijó un valor límite guía provisional $1 \mu\text{g l}^{-1}$ para microcistina-LR en agua potable, (http://www.who.int/water_sanitation_health/dwq/guidelines/en/index.html), basado en bioensayos con ratones. En la región, Brasil tiene una de las normativas más completas, con valores estándar mandatorios para microcistinas, saxitoxinas y cylindrospermopsinas (Tabla 6.4). Debido a que es posible encontrar diversas toxinas o variantes de una toxina simultáneamente en una muestra, se ha comenzado a utilizar el concepto de *equivalentes de toxicidad* (Burch 2008). Para ello se define la variante más tóxica como unidad de toxicidad (factor de toxicidad =1) y el número total de equivalentes de toxicidad se obtiene sumando las concentraciones de las diversas variantes presentes, multiplicadas por su respectivo factor de toxicidad relativo.

Tabla 6.3. Niveles de vigilancia (V) y de alerta (A) con sus respectivas variables a estimar para el monitoreo de floraciones de cianobacterias potencialmente tóxicas en fuentes de agua para potabilizar. Simplificado de varias fuentes (Chorus & Bartram 1999; Brasil 2004; Cybis et al. 2006). Nivel I: monitoreo normal, Nivel II: monitoreo intensivo, Nivel III: medidas correctivas. Fito: fitoplancton total, T: temperatura.

Nivel	Frecuencia muestreo	Variables a estimar	Dónde
V	1-Mensual	1- Conteo y biovolumen cianobacterias y fito. Clo a	Zona de toma de agua bruta
	2-Diario	2- Agua: pH, T, transparencia, nivel del agua, gusto u olor	
AI	1-Semanal	1- Conteo y biovolumen: cianobacterias y fito. Clo a	Zona de toma de agua bruta
	2-Diario	2- Agua: pH, transparencia, T	
All	1-Dos a tres veces por semana	1- Conteo y biovolumen de cianobacterias y fito. Clo a	Zona de toma de agua bruta, agua tratada (salida), agua de centros de diálisis e industrias relacionadas
	2-Diario	2- Agua: pH, T, transparencia; análisis de cianotoxinas	

Tabla 6.4 Valores guía y límites máximos recomendados de concentración de cianotoxinas en agua y dosis letales en bioensayos con ratones (intraperitoneal). MC LR: microcistina LR; eq. saxi: equivalentes de saxitoxinas. Ref: referencias.

Cianotoxina	Controles estándar internacionales	Límite tolerable concentración de toxina)	Dosis letal 50, bioensayo en ratón (intraperitoneal)	Referencias
Microcistinas	a- Para consumo b- Para recreación	a- $1 \mu\text{g l}^{-1}$ (MC LR) (*) b- $10 - 20 \mu\text{g l}^{-1}$ (*)	MC LR $50 \mu\text{g kg}^{-1}$ Otras variantes: $25 - 1000 \mu\text{g kg}^{-1}$	1, 2, 3
Cilindrospermopsina	Recomendaciones para consumo humano	$15 \mu\text{g l}^{-1}$ $1 \mu\text{g l}^{-1}$	$200 - 2100 \mu\text{g kg}^{-1}$	4, 5 3, 6
Saxitoxina	Recomendaciones para consumo humano	$3 \mu\text{g l}^{-1}$ (eq. saxit.)	$10 - 30 \mu\text{g kg}^{-1}$	3, 4, 7

1: Chorus & Bartram (1999), 2: OMS (http://www.who.int/water_sanitation_health/dwq/en/), 3: Codd et al. (2005), 4: Brasil, Regulación MS n° 518/2004, 5: Cybis et al. (2006), 6: van Apeldoorn et al. (2007), 7: Burch (2008) (*): Los valores guía son provisionales porque comprende solo la microcistina LR debido a la limitada información existente para las otras variantes de microcistinas y demás cianotoxinas

En nuestro país no existen normativas que regulen los niveles de cianotoxinas en agua potable o de recreación. Por lo cual, la OSE (Obras Sanitarias del Estado) ha establecido como norma interna el valor máximo de concentración de microcistina en agua potable propuesto por la OMS (ver página anterior). Recientemente (19/12/2008) el Instituto Uruguayo de Normas Técnicas (UNIT) también estableció el valor de $1 \mu\text{g l}^{-1}$ MC LR en la norma de calidad de agua potable 833:2008. La Dirección Nacional de Medio Ambiente a través del Grupo de Estudios Ambientales, GESTA-Agua, ha propuesto una modificación del decreto 253/79 para incorporar valores guía de concentración de cianobacterias y cianotoxinas en aguas de recreación que deberán ser ajustados luego de un período mínimo de cinco años a la luz de la información científica y técnica que pueda ser obtenida para el país.

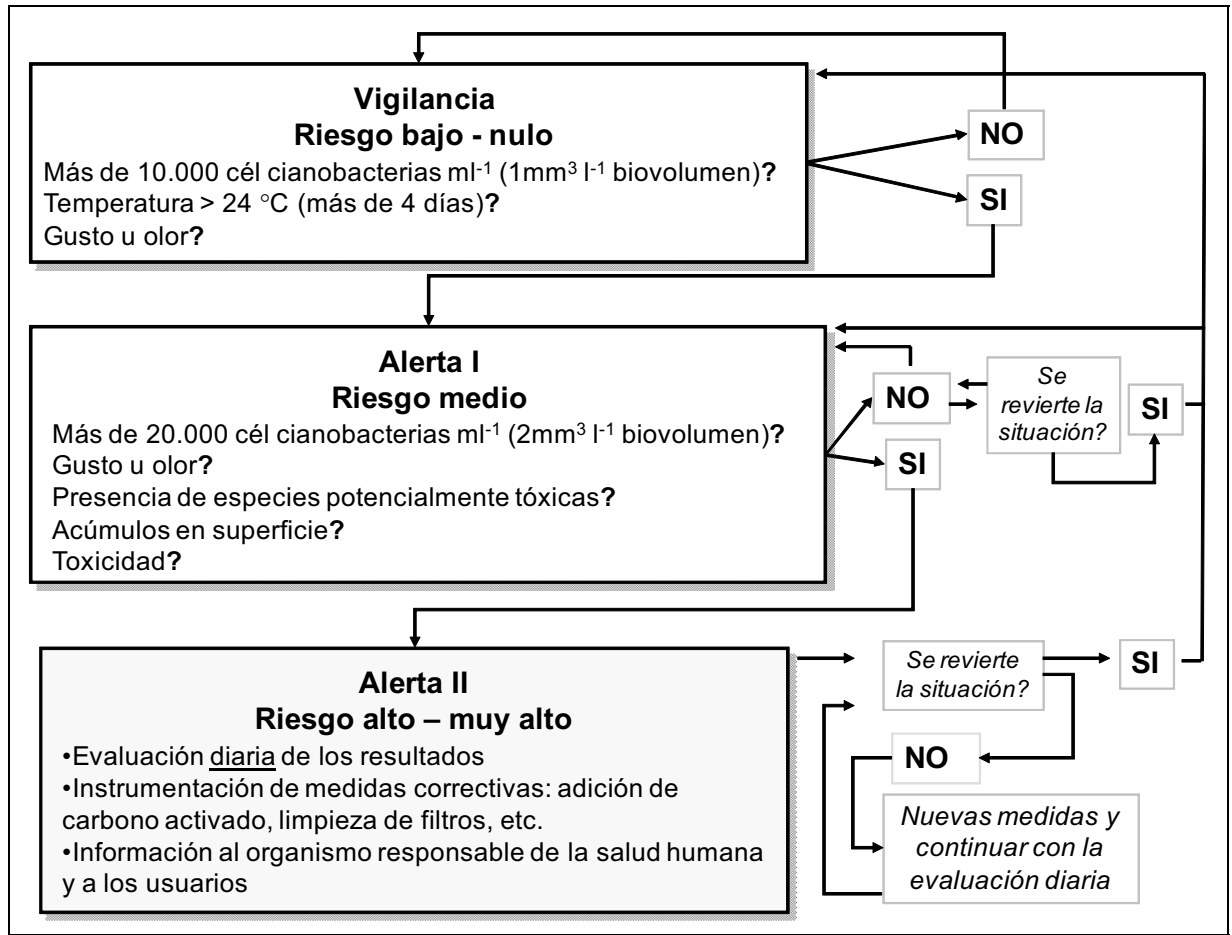


Figura 6.1. Árbol de decisión incorporando los tres niveles, vigilancia, alerta I y alerta II para el monitoreo de floraciones de cianobacterias potencialmente tóxicas en fuentes de agua para potabilizar. Las variables a estimar y dónde muestrear se presentan en la Tabla 6.3. Simplificado de varias fuentes (Chorus & Bartram 1999; Brasil 2004; Cybis et al. 2006).

PARTE II – METODOLOGÍA Y GESTIÓN

CAP. 7- ¿CÓMO USAR HERRAMIENTAS MULTICRITERIO PARA GESTIONAR FLORACIONES DE CIANOBACTERIAS?

Lorena Rodríguez-Gallego

7.1. Introducción

Los modelos multicriterio son utilizados para ordenar y seleccionar alternativas de gestión en base a una serie de criterios o variables (Smith & Theberge 1987). Estos pueden ser ecológicos, estéticos, económicos, políticos, entre otros. Es una técnica de planificación racional, que permite resolver un problema e identificar las metas a alcanzar con un plan de gestión, sustituyendo a las elecciones intuitivas por decisiones justificadas (Lahdelma et al. 2000). Una de sus principales fortalezas es que permite la participación de todos los actores involucrados: científicos, ciudadanos, productores, políticos y gestores en las diferentes etapas del proceso. Estos modelos son útiles para la gestión de ecosistemas con conflictos por usos múltiples, por ejemplo ríos con extracción de agua potable y/o con funciones de cría y alimentación de peces, que a la vez tienen usos productivos, portuarios, etc. En este capítulo se describen los modelos multicriterio como herramienta para seleccionar alternativas de gestión de floraciones de cianobacterias.

7.2. Descripción de las herramientas multicriterio para la gestión de floraciones

El proceso comienza procurando consensuar la meta de gestión que se pretende alcanzar; en nuestro caso, evitar o mitigar las floraciones de cianobacterias potencialmente tóxicas en ecosistemas acuáticos.

Posteriormente se sigue una serie de pasos sucesivos: la determinación de alternativas de gestión, la selección, valoración, transformación y ponderación de atributos. Por último, para cada alternativa se calcula la aptitud como la suma ponderada de los valores transformados de cada atributo multiplicado por su ponderación. En la Fig. 7.1 se presenta el esquema jerárquico del análisis y, a continuación, se describe la metodología en siete pasos sucesivos.

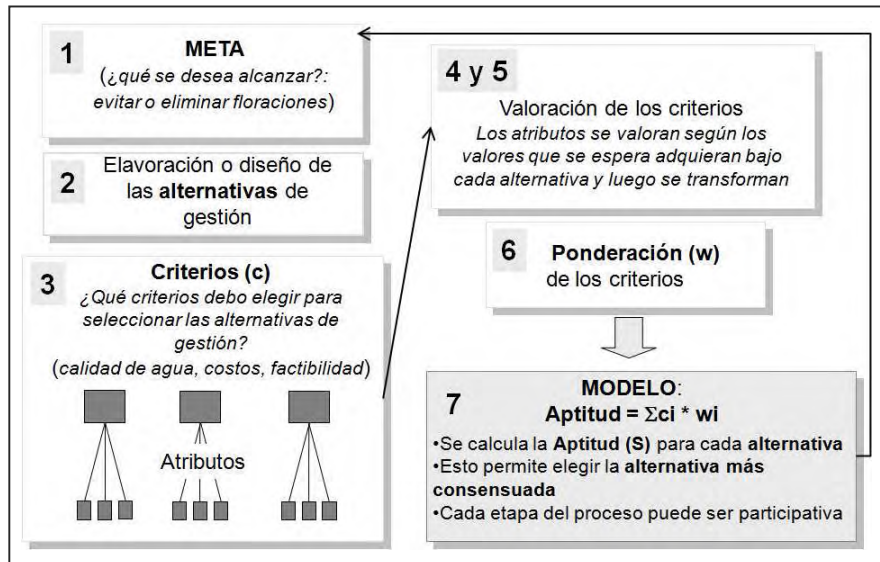


Figura 7.1. Esquema jerárquico de los pasos sucesivos de un modelo multicriterio aplicado al control de floraciones de cianobacterias. Primero se establece la meta que se pretende alcanzar (1), luego se determinan las alternativas de gestión (2) y se definen los criterios y sus atributos (3). Se valoran (4 y 5) y ponderan (6) los criterios y por último se calcula la aptitud (7) de cada alternativa para alcanzar la meta en base al valor que toman los criterios transformados y su ponderación (4 a 6).

7.3. Pasos a seguir

Paso 1. Enunciar la meta que se quiere alcanzar con el plan de gestión

Una vez que se reconoce la problemática o conflicto ambiental (ejemplo: floraciones de cianobacterias potencialmente tóxicas en sistemas utilizados para potabilización de agua o para recreación) y que se decide elaborar un plan para manejar el conflicto, se debe consensuar la meta de calidad ambiental a la que se quiere llegar con el plan. La meta a consensuar dependerá de los usos del sistema y de los actores involucrados en el proceso, por lo que se debe propiciar una participación representativa de todos los intereses. Un ejemplo de meta de calidad ambiental en sistemas con floraciones algales recurrentes podría ser: “evitar el desarrollo de floraciones algales o minimizar su duración e intensidad, sin comprometer otros usos del sistema”.

Paso 2. Elaboración o diseño de alternativas de gestión para alcanzar la meta

Se deben proponer diferentes alternativas de gestión del ecosistema y que, eventualmente, pueden combinarse diferentes medidas de gestión. Las alternativas pueden ser a nivel de cuenca, locales o puntuales y atacar el problema directamente o sus factores causales (ver capítulo 6). Las medidas pueden surgir de antecedentes de otros países, estándares internacionales, propuestas de actores locales (técnicos, gestores, vecinos, etc.), de la problemática puntual o de las posibilidades técnicas, de infraestructura, entre otras. Por ejemplo, las medidas de mitigación de floraciones de cianobacterias en un embalse que se utiliza para extracción de agua para la potabilización podrían ser: 1- mezcla de la columna de agua mediante bombeo para evitar la estratificación, 2- control de la frecuencia de descarga de agua por las compuertas, 3- precipitación de fósforo hacia el sedimento, 4- filtración lenta del agua superficial con cianobacterias en filtros de arena y 5- mantener la gestión actual sin modificaciones (alternativa nula). En las tablas 6.1 y 6.2 se resumen las alternativas de prevención y mitigación más comúnmente usadas (ver capítulo 6).

Paso 3. Selección de criterios y atributos

Los criterios son los descriptores del problema y suelen estar compuestos, a su vez, por una serie de atributos. Los atributos pueden ser variables de calidad de agua (ej. transparencia) y pueden surgir de discusiones técnicas o participativas. A continuación se muestra un ejemplo de criterios y sus atributos.

A- Criterio Calidad del Agua. Atributos seleccionados: 1) transparencia de la columna de agua, 2) temperatura del agua, 3) biomasa total de fitoplancton, como concentración de Clo *a*, 4) concentración de fósforo total y nitrógeno total del agua, 5) fósforo total del sedimento superficial.

B- Criterio Económico. Atributos seleccionados: 6) costo de implementación de cada alternativa y 7) costo de mantenimiento de cada alternativa.

C- Criterio Factibilidad. Atributos seleccionados: 8) factibilidad, es la probabilidad de que una alternativa sea adecuadamente implementada y mantenida en el tiempo. Este atributo surge de la percepción de los participantes y por tanto es categórico (factibilidad alta, intermedia o baja).

Se debe seleccionar el mínimo número de criterios y atributos que describan la problemática, sin omitir atributos relevantes y evitando que sean redundantes. A su vez estos deben ser sencillos de medir e interpretar. En todos los casos se debe argumentar por qué se selecciona cada atributo.

Paso 4. Valoración de los atributos

Se construye una matriz con los atributos en las filas y las alternativas en las columnas. En cada celda se indica el valor que se estima adquiera cada atributo bajo la aplicación de cada alternativa. La valoración puede surgir del juicio experto, de datos experimentales extrapolables al sistema o de antecedentes de otros casos. Por ejemplo, si se precipita el fósforo al sedimento es posible que la carga de fósforo en el agua se reduzca, o si se abren las compuertas de un embalse la concentración de Clo *a* podría disminuir por lavado. En los casos que los atributos tengan valores nominales, por ejemplo la factibilidad, estos deben ser convertidos a una escala numérica, para lo cual existen diferentes metodologías (Rodríguez-Gallego 2003).

Paso 5. Transformación de los atributos (ci)

Debido a que todos los atributos están expresados en unidades de medida diferentes (mg l⁻¹, \$U, kilos, etc) los valores deben ser transformados a una misma unidad, de manera de hacerlos comparables. Para esto se construyen funciones de utilidad que permiten transformar los valores de cada atributo a una escala de 0 y 1 (ver Rodríguez-Gallego 2003). Estas funciones indican cuán “útil” es el valor de cada atributo para alcanzar la meta deseada. Por ejemplo, concentraciones de Clo *a* menores a 10 µg l⁻¹ en aguas de recreación alcanzan la máxima utilidad ya que representan riesgos muy bajos de floraciones (ver capítulo 6). Sin embargo, a medida que la concentración de Clo *a* se incrementa la utilidad cae linealmente hasta valores de 0 cuando la floración está establecida (por ejemplo con Clo *a* = 100 µg l⁻¹).

Paso 6. Ponderación de los atributos (wi)

Los atributos deben ser ponderados para determinar la importancia relativa que los participantes (ej.: técnicos, funcionarios o actores locales que participan del proceso) les asignan. Por ejemplo el costo de implementación de una alternativa puede ser menos importante que el costo de mantenimiento, ya que algunas medidas requieren baja inversión pero implican sincronizar actividades entre las diferentes instituciones, lo cual puede ser muy difícil de lograr.

Un método sencillo de ponderación es la comparación de a pares (citado en Canter 1996), en el que se genera una matriz de doble entrada con los atributos en las filas y columnas, los que se

comparan de a pares. Cuando los participantes consideran que un atributo es más importante que otro se le asigna un valor de 1, mientras que el menos importante será 0 y si se consideran equivalentes se les pondera a ambos con 0,5. Luego se calcula el coeficiente de importancia o ponderación para cada atributo (w_i) como la sumatoria de la ponderación de un atributo dividido la sumatoria de todas las ponderaciones.

Paso 7. Cálculo de la aptitud (S) de las alternativas de gestión

Para cada alternativa, la aptitud se calcula como la suma ponderada de los atributos:

$$S(\text{aptitud}) = \sum(c_i * w_i)$$

donde, c_i es el valor transformado de cada atributo y w_i es la ponderación de dicho atributo.

La aptitud se calcula para cada alternativa y las que obtengan el mayor valor son las que se recomendarán para la gestión, ya que son las que más contribuyen a alcanzar la meta establecida.

Considerando el ejemplo hipotético del paso 2, la precipitación del fósforo hacia el sedimento sería la alternativa recomendada, seguida de la filtración lenta del agua superficial con cianobacterias en filtros de arena, mientras que mantener la gestión actual sería la menos apta (Fig. 7.2).

La aptitud de cada análisis realizado no es extrapolable para ser utilizada en otro sistema o a otro contexto, ya que la selección de criterios, los valores que toman y su ponderación dependerán de cada ambiente y de las percepciones y opiniones de los participantes.

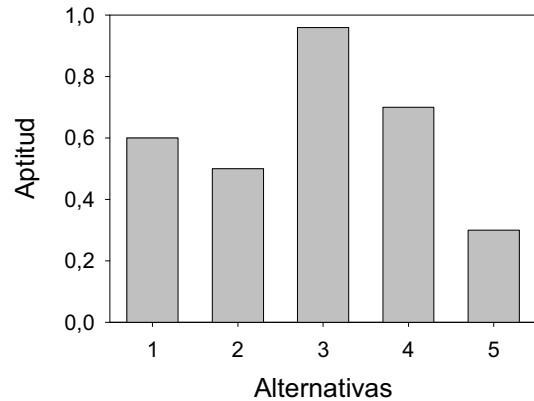


Figura 7.2. Ejemplo hipotético del resultado de un modelo multicriterio aplicado a la gestión de floraciones, donde se representa gráficamente la aptitud obtenida de las 5 alternativas analizadas en el paso 2. La alternativa 3 sería la recomendada para su aplicación.

7.4. Aspectos relevantes para el diseño de un modelo multicriterio

El diseño de un modelo multicriterio implica determinar *a priori* qué tipo de participación se quiere propiciar, ya sea exclusivamente de técnicos y/o expertos o integrando las opiniones de la sociedad (empresas, políticos, gestores, organizaciones de vecinos). Es recomendable que todas las opiniones, incluso las más contrarias estén representadas, lo que evitará que se omitan atributos relevantes, preferencias u opiniones, maximizando el consenso sobre la decisión alcanzada.

Esta metodología es muy flexible y se puede adaptar a los diferentes problemas a analizar. Por ejemplo Kruk et al. (2006) utilizaron un modelo multicriterio para evaluar de un total de 18 lagos someros en la costa uruguaya, cuáles tenían condiciones para mantener o desarrollar altas concentraciones de fitoplancton. Rodríguez-Gallego (2003) construyó un modelo multicriterio para determinar la gestión del Lago Rodó para reducir la carga interna de nutrientes con el objetivo de mitigar los efectos de la eutrofización y floraciones de cianobacterias. La jerarquización de las alternativas obtenidas con modelos multicriterio se pueden presentar en formato de árbol de decisión (ver capítulo 6). Por ejemplo, las medidas de gestión se pueden ordenar de acuerdo a su aptitud y la recomendación de su aplicación puede ser secuenciada según las características del sistema o del problema.

PARTE III – IDENTIFICACIÓN

CAP. 8 - GUÍA DE RECONOCIMIENTO DE FLORACIONES DE CIANOBACTERIAS EN TERRENO

Lizet De León & Sylvia Bonilla

El primer contacto del usuario de un cuerpo de agua con una floración de cianobacterias es usualmente visual y/o olfativo. Sin embargo, en general la población o los técnicos relacionados a la gestión del agua no cuentan con información simple que sirva de orientación primaria frente a un problema potencial de floraciones. Esto lleva muchas veces a confundir el fenómeno que se está observando o a no informar a las autoridades competentes. La información brindada en forma de guía simple puede ser muy útil en programas de educación u orientación para facilitar el reconocimiento de floraciones potenciales de cianobacterias por parte de la población afectada (Chorus & Bartram 1999; Leitão & Couté 2005). Además, el uso de este tipo de guía por parte de los usuarios puede facilitar la relación con los entes responsables de la gestión y preservación del agua, mejorando la comunicación y acortando los tiempos de respuesta. Se debe destacar que los resultados primarios que se obtengan de este tipo de evaluación primaria siempre deben confirmarse con un muestreo apropiado y un análisis posterior en microscopio por técnicos capacitados (ver capítulos 5, 9 y 10).

Las floraciones de cianobacterias confieren al cuerpo de agua una coloración característica que varía desde el verde-azulado al verde pálido. Sin embargo, además de las cianobacterias, algunas algas eucariotas fitoplanctónicas (ver capítulo 1) pueden desarrollar floraciones que colorean el agua con diversos tonos de verdes, marrones o rojizos. Por otro lado, también algunas plantas acuáticas de pequeño tamaño o algas filamentosas adheridas a sustratos pueden colorear el agua. Por lo tanto, las manchas o coloraciones pueden ser causadas por floraciones de cianobacterias o por otros organismos (Tablas 8.1 y 8.2), lo que hace posible confundir a simple vista sobre qué fenómeno se observa.

Según la especie dominante en la floración de cianobacterias, los organismos pueden acumularse a diferentes profundidades o mantenerse dispersos en la columna de agua (Fig. 8.1).

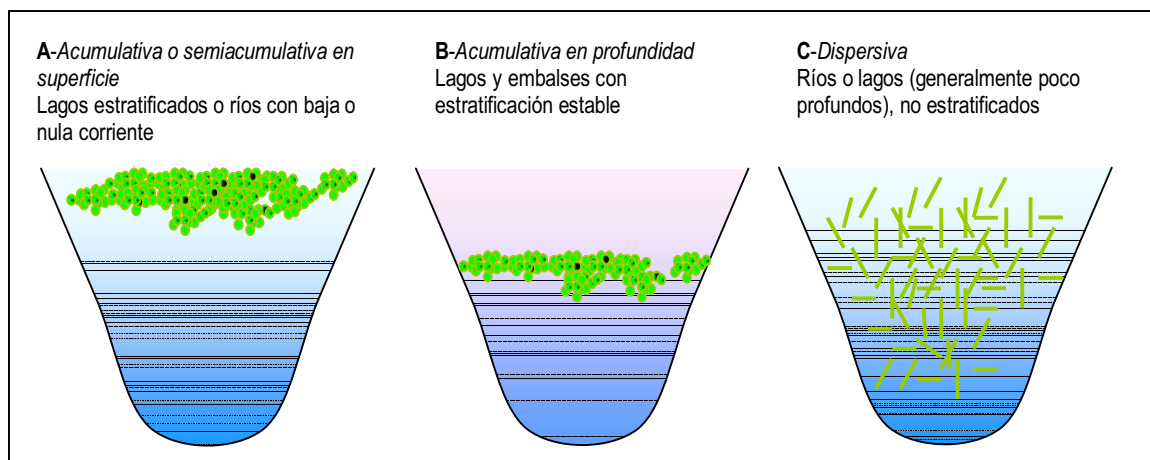


Figura 8.1. Tipos de floraciones de cianobacterias y su distribución en la columna de agua. Se indica en qué tipo de sistema y condición aparece cada forma de distribución. **A:** acumulativa o semiacumulativa en superficie, **B:** acumulativa en profundidad y **C:** dispersiva en toda la columna de agua. Las floraciones semi-acumulativas tienen el mismo aspecto que las acumulativas.

Algunas especies de cianobacterias pueden regular su posición debido a las vacuolas de gas que poseen (ver capítulo 1), situándose a la profundidad más favorable para su desarrollo (Chorus & Bartram 1999; Oliver & Ganf 2000) lo que puede variar a lo largo del día (migraciones verticales). Es frecuente observarlas en la superficie de lagos o ríos (en zonas litorales con corriente baja o nula) (Fig. 8.1 A), siendo evidentes a simple vista como manchas o acúmulos de color verde (Fig. 8.2 E y 8.3). Este tipo de floración es muy común durante el período estival en cuerpos de agua de nuestro país (ejemplo: bahías de ríos y lagos). Algunos representantes de este grupo son: *Microcystis* spp., *Anabaena* spp. y *Aphanizomenon* spp (ver capítulos 11 y 13). En los cuerpos de agua con una estratificación estable, algunas especies se acumulan en el metalimnio (ej.: *Planktothrix rubescens* que le da un color rojizo al agua), dificultando su visualización desde la superficie (Fig. 8.1 B). Este fenómeno, que no se ha registrado en Uruguay, se presenta generalmente en lagos o embalses profundos y con buena penetración de la luz. Finalmente, otras especies, principalmente filamentosas (*Planktothrix agardhii*, *Cylindrospermopsis raciborskii*, *Limnospira* sp., *Raphidiopsis* sp.), se dispersan en toda la columna de agua (Fig. 8.1 C), dando una coloración verdosa y un aspecto más homogéneo (Fig. 8.4). Este caso es común en lagos someros (menores de 4 m de profundidad) o de

profundidades medias (10 m), que no presentan estratificación de la columna de agua. En su mayoría, los cuerpos de agua de Uruguay tienen estas características (ver capítulos 11 a 13). Por lo tanto, el aspecto general de un sistema acuático con floraciones de cianobacterias puede variar siendo necesario realizar una observación guiada que contemple estos casos.

La guía que se propone en este capítulo consta de dos tablas que deben ser usadas en forma complementaria. La Tabla 8.1 busca orientar al usuario en su primer contacto con el cuerpo de agua. Luego de la observación del mismo, se debe tomar una muestra de la zona afectada en un recipiente transparente para observar el fenómeno con mayor proximidad y detención siguiendo la Tabla 8.2.

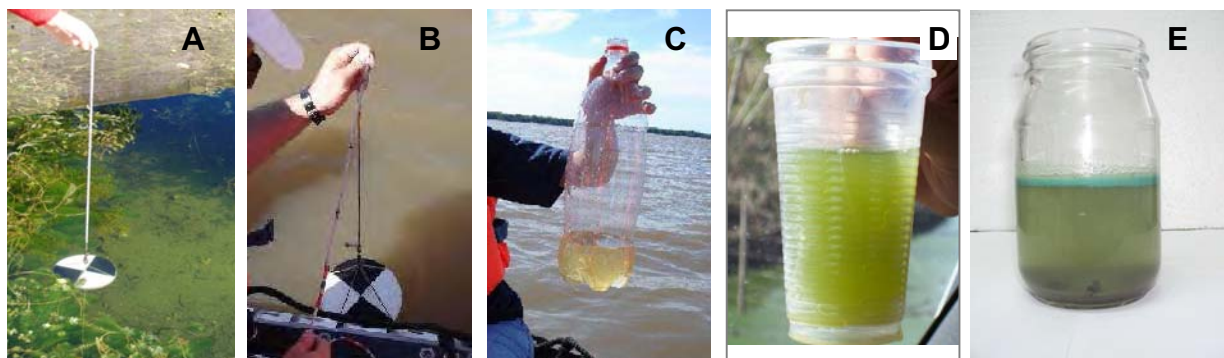


Figura 8.2. Coloración más frecuente del agua: **A-** agua transparente, **B y C** – agua turbia debido a la presencia de partículas inorgánicas o microalgas de color marrón, **D-** agua turbia con floración de cianobacterias dispersivas y **E-** de cianobacterias acumulativas. Fotos de la Sección Limnología. En A y B se presenta un disco de Secchi para medir transparencia.



Figura 8.3. Floraciones de cianobacterias de tipo dispersivas en distintos cuerpos de agua: **A-** en un lago urbano, **B-** en un arroyo y **C-** en un embalse. Fotos de la Sección Limnología.



Figura 8.4. Floraciones de cianobacterias de tipo acumulativas en la superficie de distintos cuerpos de agua. **A:** Foto aérea de la formación de una mancha costera acumulada por el viento y las corrientes superficiales, **B:** Mancha superficial acumulada en un sistema léntico y **C:** Mancha densa formando espuma en la zona litoral de un embalse. Fotos de la Sección Limnología.

En el caso de estar frente a una floración potencial de cianobacterias se debe dar aviso a las autoridades competentes según el uso del cuerpo de agua: OSE en el caso de sistemas para potabilización, e Intendencias Departamentales o la DINAMA en el caso de sistemas para la recreación u otros fines. En este último caso, los guardavidas municipales pueden ser el nexa natural para plantear este tipo de inquietudes.

Tabla 8.1. Guía para reconocimiento primario de floraciones de cianobacterias en terreno. Primera parte. La guía se puede aplicar en cuerpos de agua continental, en función de la coloración más frecuente del agua. La probabilidad de estar frente a una floración aumenta desde la columna 1 (muy poco probable) a la 4 (altamente probable). Las columnas 3 y 4 se refieren a situaciones donde se pueden presentar floraciones de cianobacterias.

Color del agua	1 Sin coloración, transparente	2 Marrón a rojizo	3 Diversos tonos de verde	4 Verde azulado o esmeralda
Intensidad de la coloración	Transparente (fig. 8.2 A)	Pálido, difuso a intenso (fig.8.2 B y C)	Pálido a intenso (fig. 8.2 D)	Brillante intenso (fig.8.2 E)
Aspecto del agua	Transparente. Pueden observarse acumulaciones vegetales o parches en la zona litoral sumergida (orilla) como matas o pelos adheridos al suelo o las rocas.	Turbia, homogénea, coloreada. El agua puede parecer “espesa”.	Turbia, homogénea o con manchas apenas evidentes, en toda la columna de agua (fig. 8.3).	Turbia, con gránulos tipo yerba, o acúmulos dispersos que forman manchas, o una película densa espesa (1 a 50 cm) (fig.8.4). Acumulación en sector protegido*, o cobertura de toda la superficie del agua.
Olor del agua	Sin olor	Sin olor	Posible olor a tierra húmeda o pesticida	Posible olor a tierra húmeda o pesticida
Probabilidad de una floración de cianobacteria	NULA O MUY BAJA	NULA O MUY BAJA	MEDIA A ALTA	ALTA A MUY ALTA
Organismos o partículas que pueden predominar	a) Escasas microalgas del fitoplancton b) Plantas acuáticas sumergidas c) Algas adheridas a sustratos (perifiton) (fig. 8.5)	a) Microalgas del fitoplancton como diatomeas o dinoflagelados b) Partículas inorgánicas en suspensión (ej. arcillas) (fig.8.2 B y C)	a) Cianobacterias b) Abundantes microalgas del fitoplancton (ej. algas verdes, euglenas, otras)	a) Cianobacterias, que se acumulan en la superficie (fig. 8.4) b) Pequeñas plantas acuáticas flotantes tipo “lentejas de agua” (fig. 8.6)
Tipo de ambiente más probable	Arroyos o ríos con lecho de roca o arena o con plantas sumergidas; lagos con plantas acuáticas sumergidas; lagos profundos de canteras	Grandes ríos o arroyos turbios por transporte de minerales; lagunas someras y embalses con mezcla frecuente	Lagunas someras o lagos con mezcla frecuente o continua; grandes ríos o arroyos con escaso transporte de minerales (limos y arcillas)	Grandes ríos o arroyos de circulación lenta; embalses con baja tasa de renovación del agua, tajameres, lagunas y lagos con estratificación térmica
¿Cómo diferenciarlas en terreno?	Tomar una muestra en recipiente transparente, observar e ir a la Tabla 8.2			

*: sector protegido puede ser bahía, remanso, orilla



Figura 8.5. Acumulaciones de algas filamentosas en la zona litoral sumergida. **A-** en un arroyo; **B-** en un estanque; **C-** aspecto de las algas en observación cercana a simple vista en una caja de Petri. Fotos de la Sección Limnología.



Figura 8.6. Proliferación de las plantas acuáticas “lentejas de agua” (*Lemna* spp). Aspecto de la acumulación en la superficie del agua en **A** y **B**: zonas litorales de sistemas fluviales y **C**: aspecto de las plantas en un recipiente de vidrio. Fotos de la Sección Limnología.

Tabla 8.2. Guía para reconocimiento primario de floraciones de cianobacterias en terreno, segunda parte. Para seguir correctamente esta tabla se recomienda obtener una muestra del agua en un recipiente transparente (vaso de vidrio o similar), observarla inmediatamente y luego de dejarla reposar de 15 a 30 minutos. MI: material inorgánico, OS: organismos senescentes o envejecidos.

Aspecto del agua de la muestra con coloración debido a floraciones	Organismo probable	Figura
1. La muestra de agua se ve transparente con algas filamentosas formando matas. Se deben desprender las algas filamentosas del sustrato con una pinza o similar para facilitar su observación: las algas se ven como hilos o pelos enredados entre sí. OS: se ven pálidos o blanquecinos y se desprenden de las matas originales.	Perifiton: algas o cianobacterias filamentosas adheridas a un sustrato	8.5
2. La muestra se ve turbia, en tonos de pardo a rosado, tenue. Puede acumularse un residuo marrón en el fondo del recipiente, en mayor o menor tiempo (minutos) según el tamaño de las partículas.	Microalgas marrones (*) o MI en suspensión	8.2 B y C
3. La muestra puede ser verde muy tenue a intenso (Fig. 8.2 D). Los organismos pueden alcanzar tamaños visibles a simple vista. Observando el recipiente con atención o con la ayuda de una lupa, pueden identificarse fibras finas como pelos (<2 mm de largo) dispersas en la muestra. OS: forman un residuo más oscuro que se deposita en el fondo del recipiente luego de minutos (ej. 15 min)	Cianobacterias, en floración de tipo dispersiva	8.1 C, 8.2 D, 8.3
4. La muestra se ve de color verde vivo, intenso. En el recipiente transparente pueden observarse gránulos verdes dispersos (ca. 1 a 3 mm) que se acumulan en la superficie luego de unos minutos (ej. 5 min). Al tacto se adhieren, tienen consistencia gelatinosa y se disgregan. Cuando las floraciones son muy densas, la muestra presenta un aspecto cremoso, espeso. OS: se ven como manchas blanquecinas.	Cianobacterias, en floración de tipo acumulativa	8.1 A, 8.2 E, 8.4
5. La muestra se ve de color verde “pasto”, con aspecto granulado. En el recipiente pueden observarse pequeñas plantas (ca. 3 a 10 mm de diámetro) flotando en la superficie, formadas por hojas redondeadas (tamaño de una lenteja). Al tacto tienen consistencia sólida y no se disgregan.	Plantas acuáticas de tipo “lentejas de agua” (ej: <i>Lemna</i> sp.)	8.6

*: generalmente diatomeas, criptofitas o dinoflagelados

PARTE III – IDENTIFICACIÓN

CAP. 9 - CLAVES TAXONÓMICAS

Leticia Vidal & María del Carmen Pérez

A la hora de identificar las especies de cianobacterias presentes en una muestra de agua es importante utilizar claves de identificación jerárquicas (ver Recuadro 9.1). Por lo tanto, en primer lugar es necesario diferenciar las cianobacterias de los otros grupos de fitoplancton (microalgas eucariotas), que aparecen junto a las cianobacterias en una muestra de agua. La taxonomía clásica, aún utilizada en estudios ecológicos o de monitoreo de rutina, se basa en caracteres morfológicos (ver capítulo 5). En este sentido se considera el aspecto, forma y tamaño del organismo y de las células (ver Recuadros 5.2 y 5.3, capítulo 5). Recientemente la clasificación de las cianobacterias y las algas eucariotas ha incorporado caracteres moleculares y se ha adoptado el concepto filogenético de especie para definir dominios (o supergrupos o reinos) en el “árbol de la vida” (Baldauf et al. 2000; Graham et al. 2009).

En este capítulo se presentan claves dicotómicas taxonómicas generales a nivel de Clase para la identificación de los principales grupos de algas eucariotas y de cianobacterias que aparecen representados en el fitoplancton de sistemas límnicos. Se busca brindar una primera orientación a la persona que comienza a analizar una muestra. Luego se presentan Claves dicotómicas para la identificación de las cianobacterias planctónicas formadoras de floraciones registradas en el país desde Ordenes a géneros.

Recuadro 9.1

Niveles jerárquicos de clasificación

Clase (ej: Cyanobacteria)
Orden (ej: Oscillatoriales)
Familia (ej: Pseudanabaenaceae)
Género (ej: *Pseudanabaena*)
Especie (ej: *Pseudanabaena mucicola*)

9.1. CLAVE PARA LA IDENTIFICACIÓN DE LOS PRINCIPALES GRUPOS FITOPLANCTÓNICOS (basado en van Den Hoek et al., 1995)

- 1a. Ausencia de cloroplastos y núcleo procariotas.....**CYANOBACTERIA**
- 1b. Presencia de cloroplastos y núcleo (eucariotas)**2**
- 2a. Cloroplastos verdes, sustancia de reserva en forma de almidón (reacción positiva con lugol) o paramylon.....**3**
- 2b. Cloroplastos verde-amarillo o de otro color, sustancia de reserva en forma de aceites.....**4**
- 3a. Organismos unicelulares, coloniales o filamentosos (simples o ramificados), sustancia de reserva en forma de almidón, en fase vegetativa sin flagelos o con dos flagelos iguales apicales**CHLOROPHYCEAE**
- 3b. Organismos unicelulares, generalmente con numerosos cloroplastos discordes, sustancia de reserva en forma de paramylon, en la fase vegetativa siempre con un flagelo apical visible**EUGLENOPHYCEAE**
- 4a. Cloroplastos verde-amarillo, principal pigmento accesorio fucoxantina.....**5**
- 4b. Cloroplastos dorados o marrones, principales pigmentos accesorios: carotenos, ficobilinas y ficoeritrina.....**6**
- 5a. Organismos con dos flagelos apicales y desiguales en la fase vegetativa, algunos con cubierta celular de escamas silíceas.....**CHRYSTOPHYCEAE**
- 5b. Organismos sin flagelos en la fase vegetativa, pared celular de sílice formada de dos partes (tecas).....**BACILLARIOPHYCEAE**
- 6a. Organismos unicelulares o formando filamentos simples o ramificados, generalmente sin flagelos en fase vegetativa.....**XANTHOPHYCEAE**
- 6b. Organismos generalmente unicelulares, siempre con flagelo en la fase vegetativa.....**7**
- 7a. Organismos unicelulares, con dos flagelos desiguales en posición sub-apical.....**CRYPTOPHYCEAE**
- 7b. Organismos unicelulares o en cadenas, con dos flagelos desiguales y de diferente orientación (uno transversal y otro longitudinal), célula con dos surcos (transversal y longitudinal) donde se ubican los flagelos.....**DINOPHYCEAE**

9.2. CLAVES PARA IDENTIFICACION DE CIANOBACTERIAS PLANCTÓNICAS

Inicialmente la clasificación taxonómica de las cianobacterias fue realizada principalmente en base a características morfológicas (Geitler 1925). Posteriormente, fueron utilizadas también características fisiológicas, ecológicas y ultraestructurales (Rippka et al. 1979, Castenholz 2001, Anagnostidis & Komárek 1985, Anagnostidis & Komárek 1988, Komárek & Anagnostidis 1989, 1999, 2005).

Actualmente, la clasificación ha sido modificada de acuerdo a los avances científicos y la incorporación de técnicas moleculares para la distinción filogenética de los grupos. Estudios moleculares recientes han demostrado que la presencia o ausencia de ramificaciones verdaderas no es una característica relevante para separar Ordenes (Hoffmann et al. 2005). Estos autores han propuesto una nueva clasificación que agrupa todos los talos filamentosos heterocitados con ramificaciones falsas y verdaderas o sin ramificaciones en un mismo Orden (Nostocales), eliminando el Orden Stigonematales (con ramificaciones verdaderas). En este manual se utilizará la clasificación propuesta por Hoffmann et al. (2005) para el nivel de Orden y para familias y géneros se utilizarán los trabajos de Anagnostidis & Komárek (1989) y Komárek & Anagnostidis (1999, 2005).

9.2.1 Ordenes de cianobacterias y clave para su identificación

En Uruguay se han registrado 15 géneros de cianobacterias planctónicas formadoras de floraciones, de los 3 Ordenes: Chroococcales (5), Oscillatoriales (4) y Nostocales (6). No se han registrado organismos filamentosos con ramificaciones verdaderas (antiguo Orden Stigonematales).

Dentro del Orden Chroococcales los géneros registrados pertenecieron a las familias Synechocaceae (1), Merismopediaceae (3) y Microcystaceae (1). Todos los géneros registrados del Orden Nostocales pertenecieron a la familia Nostocaceae (7) y los del Orden Oscillatoriales a las familias Pseudanabaenaceae (3) y Phormidiaceae (1).

- | | |
|---|------------------------------|
| 1a. Organismos unicelulares o coloniales..... | Orden Chroococcales |
| 1b. Organismos filamentosos..... | 2 |
| 2a. Filamentos formados sólo por células vegetativas..... | Orden Oscillatoriales |
| 2b. Filamentos formados por células vegetativas y diferenciadas (heterocitos y/o acinetes)..... | Orden Nostocales |

9.2.2 Principales características del Orden Chroococcales (fichas, páginas 49 – 57) y claves de identificación

- Talo unicelular y colonial
- Las colonias y algunos individuos unicelulares presentan una envoltura mucilaginosa que incluye a las células y puede ser difluente o claramente delimitada. Este mucílago puede ser transparente y por lo tanto difícil de distinguir en el microscopio a menos que se utilice algún colorante.
- Reproducción por fisión binaria o múltiple, beocitos y exosporas
- División celular en uno, dos, tres o más planos
- Tilacoides dispuestos de diversas formas dependiendo del grupo (parietal, periférica, radial, dispersos en toda la célula)

Si bien existen 10 familias en este Orden, que incluyen especies planctónicas y bentónicas, en las muestras de Uruguay se registraron solamente tres familias de hábito planctónico con especies que formaron floraciones. La clave no incluye las 9 familias que no han sido registradas para el país. Las familias del Orden Chroococcales se clasifican de acuerdo al plano de división de las células (Komárek & Anagnostidis 1999):

Clave de familias

- | | |
|---|-------------------------|
| 1a. División celular en 1 plano..... | Synechocaceae |
| 1b. División celular en 2 o más planos..... | 2 |
| 2a. División celular en 2 planos..... | Merismopediaceae |
| 2b. División celular en 3 planos..... | Microcystaceae |

Clave de géneros

- 1a. Colonias esféricas o irregulares, células elipsoidales a cilíndricas, irregularmente dispuestas en el mucílago común.....**Aphanothece**
- 1b. Colonias planas, esféricas o irregulares, células semiesféricas a redondeadas.....**2**
- 2a. Colonias planas, células semiesféricas, distribuidas en el plano de la colonia en hileras perpendiculares.....**Merismopedia**
- 2b. Colonias esféricas o irregulares, células redondeadas.....**3**
- 3a. Colonias compactas; células redondeadas, sin aerotopos, distribuidas irregularmente en el mucílago común.....**Aphanocapsa**
- 3b. Colonias huecas o compactas, células redondeadas, con aerotopos.....**4**
- 4a. Colonias huecas, esféricas o irregulares, células redondeadas, dispuestas en un estrato único en la superficie colonial.....**Sphaerocavum**
- 4b. Colonias compactas, a veces clatradas, redondeadas o irregulares, células redondeadas, distribuidas irregularmente en el mucílago común..... **Microcystis**

9.2.3 Principales características del Orden Oscillatoriales (fichas, páginas 58 – 62) y claves de identificación

- Talo filamentosos homocitados (sin heterocitos ni acinetes)
- Filamentos uniseriados
- Filamentos sin ramificaciones
- División celular en un plano, siempre perpendicular al eje del tricoma
- Formación de hormogonios con o sin necridios
- Tilacoides dispuestos de forma variable según la familia (radial, parietal, irregular)

Si bien existen 6 familias en este Orden que incluyen especies planctónicas, en las muestras de Uruguay se registraron solamente tres familias de este hábito. Las 3 familias que no han sido registradas para el país no están incluidas en la clave. Las familias del Orden Oscillatoriales encontradas en Uruguay se clasifican de acuerdo a: la disposición de los tilacoides, a la relación largo/ancho de las células y a la formación o no de necridios (Komárek & Anagnostidis 2005).

Clave de familias

- 1a. Filamentos o tricomas hasta 4 µm de ancho, células más largas que anchas, fragmentación de tricomas sin formación de necridios, tilacoides dispuestos paralelamente..... **Pseudanabaenaceae**
- 1b. Filamentos o tricomas con mínimo de 4 µm de ancho, células isodiamétricas o más anchas que largas (hasta 2-3 veces), fragmentación de tricomas mediante formación de necridios, tilacoides dispuestos radialmente.....**Phormidiaceae**

Clave de géneros

- 1a. Tricomas solitarios, rectos, cilíndricos o ligeramente atenuados; células isodiamétricas o 3 veces más anchas que largas como máximo, con aerotopos.....**Planktothrix**
- 1b. Tricomas solitarios o en matas, rectos, curvos o espiralados, no atenuados, células siempre más largas que anchas, con o sin aerotopos.....**2**
- 2a. Tricomas solitarios, rectos o espiralados, siempre con vaina.....**Planktolyngbya**
- 2b. Tricomas solitarios o en matas, rectos o curvos, sin vaina.....**3**
- 3a. Tricomas en delicadas matas o a veces solitarios, con o sin aerotopos, células generalmente constrictas.....**Pseudanabaena**
- 3b. Tricomas generalmente solitarios, con aerotopos, generalmente sin constricciones o levemente constrictas.....**Limnothrix**

9.2.4 Principales características del Orden Nostocales (fichas, páginas 63 – 74) y claves de identificación

- Talo filamentosos, heterocitado (con heterocitos y/o acinetes), uniseriado o multiseriado
- Tricomas isopolares o heteropolares, sin o con ramificaciones falsas o verdaderas
- División celular en un plano, siempre perpendicular al eje del tricoma
- Reproducción mediante hormogonios o hormocitos
- Tilacoides algo helicoidales o en grupos distribuidos irregularmente en la periferia o en todo el volumen de la célula vegetativa.

Si bien existen 8 familias en este Orden, solamente la familia Nostocaceae incluye especies planctónicas con registros en Uruguay.

El límite entre los géneros de Nostocaceae aun no está esclarecido totalmente y en los últimos años diversas investigaciones en base a estudios moleculares y morfológicos han propuesto nuevas clasificaciones. En el caso de los géneros *Anabaena* y *Aphanizomenon*, algunas especies planctónicas presentan similitudes de acuerdo a análisis moleculares y morfológicos (Rajaniemi et al. 2005a; Willame et al. 2006; Stüken et al. 2009) (ver Recuadro 10.2). A su vez dentro del género *Aphanizomenon* las morfoespecies como *A. issatschenkoi* y morfotipos similares con tricomas atenuados han sido agrupados en un nuevo género: *Cuspidothrix* sp. (Rajaniemi et al. 2005b; Komárek & Komárková 2006). Dentro del género *Anabaena*, los morfotipos planctónicos y bentónicos han sido separados de acuerdo a su hábito en la columna de agua, de modo que las especies planctónicas han sido incluidas en un nuevo género denominado *Dolichospermum* (Ralfs ex Bornet et Flahault) comb. nova (Wacklin et al. 2009) (ver Recuadro 10.2).

Clave de géneros

- | | |
|---|--|
| 1a. Tricomas atenuados, sin heterocitos | <i>Raphidiopsis</i> |
| 1b. Tricomas atenuados o no, con heterocitos..... | 2 |
| 2a. Heterocitos terminales..... | 3 |
| 2b. Heterocitos intercalares..... | 4 |
| 3a. Tricomas no atenuados, heterocitos formados a partir de células vegetativas intercalares, pero después de la ruptura del tricoma, pasan secundariamente a ser terminales..... | <i>Anabaenopsis</i> |
| 3b. Tricomas atenuados; heterocitos formados siempre a partir de células vegetativas terminales | <i>Cylindrospermopsis</i> |
| 4a. Tricomas no atenuados, metaméricos..... | 5 |
| 4b. Tricomas atenuados, subsimétricos..... | 6 |
| 5a. Acinetes redondeados o elipsoidales, aislados o de a pares, formados próximos a un heterocito, células con aerotopos..... | <i>Dolichospermum</i> (<i>Anabaena</i> de hábito planctónico) |
| 5b. Acinetes achatados, en cadena, formados entre dos heterocitos, células con o sin aerotopos | <i>Nodularia</i> |
| 6a. Tricomas agrupados en haces o colonias, gradual y levemente atenuados, células terminales alargadas y generalmente redondeadas..... | <i>Aphanizomenon</i> |
| 6b. Tricomas solitarios, abruptamente atenuados, célula terminal puntiaguda..... | <i>Cuspidothrix</i> |

PARTE III - IDENTIFICACIÓN

CAP. 10 – FICHAS DE IDENTIFICACIÓN DE LAS ESPECIES

Leticia Vidal, Amelia Fabre, Lourdes Gabito, Carla Kruk, Ana Gravier, Anamar Britos, María del Carmen Pérez, Luis Aubriot & Sylvia Bonilla

En este capítulo se presenta la descripción de las **26 especies registradas** en floraciones en sistemas de agua dulce y salobre del país (Tabla 10.1) para las que se cuenta con información taxonómica, morfológica y ecológica. Cada ficha está compuesta por: la descripción taxonómica de la especie, medidas del organismo obtenidas de las muestras locales, información de su distribución en el país y aspectos ecológicos y toxicológicos.

La información sobre la distribución de las especies registradas en floraciones en Uruguay (Tabla 10.1 y fichas taxonómicas) se basa en las fuentes bibliográficas que se indican a continuación.

Orden Chroococcales:

Aphanocapsa delicatissima (Brugnoli et al. 2001) y datos no publicados de la Sección Limnología.

Aphanothece stagnina datos no publicados de la Sección Limnología.

Merismopedia tenuissima (Mazzeo et al. 1999; Aubriot et al. 2000; Mazzeo et al. 2000; Paradiso et al. 2000; Brugnoli et al. 2001; De León et al. 2001).

Microcystis aeruginosa (Pintos et al. 1986; Bonilla et al. 1995; Conde et al. 1996; Conde et al. 1999; Chalar & Conde 2000; Ferrari & Méndez 2000; Paradiso et al. 2000; De León et al. 2001; De León & Yunes 2001; Ferrari 2001; Kruk 2001; Conde et al. 2002; De León et al. 2002; Kruk et al. 2002; Vidal 2002; Chalar et al. 2002a; Feola et al. 2006; Ferrari & Vidal 2006; Sienna & Ferrari 2006; Feola et al. 2007; Chalar 2008; Feola et al. 2008; Ferrari 2009) y datos no publicados de la Sección Limnología.

Microcystis cf. *flos-aquae* (Ferrari 2001; Sienna & Piaggio 2004; Píriz Sosa 2007).

Microcystis novacekii (Ferrari 2001; De León et al. 2002) y datos no publicados de la Sección Limnología.

Microcystis panniformis (De León et al. 2002; Vidal 2002) y datos no publicados de la Sección Limnología.

Microcystis protocystis (De León et al. 2002; Vidal 2002) y datos no publicados de la Sección Limnología.

Sphaerocavum brasiliense datos no publicados de la Sección Limnología.

Orden Oscillatoriales:

Limnothrix redekei (Kruk 2001; Kruk et al. 2002) y datos no publicados de la Sección Limnología.

Planktolyngbya limnetica (Bonilla 1997; Conde et al. 1999; Pérez & Odebrecht 2005).

Planktothrix agardhii (Sommaruga 1995; Mazzeo et al. 1999; Kruk 2001; Scasso et al. 2001; Kruk & De León 2002; Kruk et al. 2002) y datos no publicados de la Sección Limnología.

Pseudanabaena moniliformis (Conde et al. 2004).

Pseudanabaena mucicola (Bonilla et al. 1995) y datos no publicados de la Sección Limnología.

Orden Nostocales:

Anabaenopsis elenkinii datos no publicados de la Sección Limnología.

Aphanizomenon gracile (ex *Aphanizomenon gracile*) (Mazzeo et al. 1999; Kruk 2001; Kruk et al. 2002) y datos del Área Hidrobiología - Laboratorio Central "Dr. Francisco Alciaturi", OSE.

Cuspidothrix issatschenkoi (ex *Aphanizomenon issatschenkoi*) datos no publicados de la Sección Limnología y datos del Área Hidrobiología - Laboratorio Central "Dr. Francisco Alciaturi", OSE.

Cylindrospermopsis raciborskii (Píriz Sosa 2007) y datos no publicados de la Sección Limnología.

Dolichospermum circinalis (*Anabaena circinalis*) (Bonilla et al. 1995; De León 2000; Paradiso et al. 2000; Brugnoli et al. 2001; De León et al. 2001; Ferrari 2001; De León et al. 2002; Ferrari 2009) y datos del Área Hidrobiología - Laboratorio Central "Dr. Francisco Alciaturi", OSE.

Tabla 10.1. Especies de cianobacterias registradas en floraciones en sistemas acuáticos límnicos de Uruguay. Se indican las especies encontradas agrupadas en sistemas lóticos o lénticos por región del país. Entre paréntesis se indican los Departamentos incluidos en cada región

Zonas	Sistemas acuáticos	Especies registradas formando floraciones
NORTE (Artigas, Salto, Paysandú, Rivera)	Lóticos: Río Uruguay, Arroyo Cuñapiru	Chroococcales: <i>Microcystis panniformis</i> Nostocales: <i>Aphanizomenon gracile</i> , <i>Cuspidothrix issatschenkoi</i> , <i>Dolichospermum circinalis</i> , <i>Dolichospermum crassa</i> , <i>Dolichospermum plactonicum</i> , <i>Dolichospermum viguieri</i>
	Lénticos: Embalse sobre el río Uruguay, Laguna de las Lavanderas	Chroococcales: <i>Merismopedia tenuissima</i> <i>Microcystis aeruginosa</i> , <i>Microcystis panniformis</i> , <i>Microcystis protocystis</i> Nostocales: <i>Dolichospermum circinalis</i> , <i>Dolichospermum viguieri</i>
CENTRO (Durazno, Río Negro, Cerro Largo)	Lóticos: Río Uruguay, Río Yi	Chroococcales: <i>Microcystis aeruginosa</i> , <i>Microcystis novacekii</i> , <i>Microcystis panniformis</i> , <i>Microcystis protocystis</i> Nostocales: <i>Dolichospermum circinalis</i> , <i>Dolichospermum spiroides</i> , <i>Dolichospermum plactonicum</i>
	Lénticos: Embalses sobre el Río Negro Laguna Merín	Chroococcales: <i>Merismopedia tenuissima</i> , <i>Microcystis aeruginosa</i> , <i>Microcystis novacekii</i> , <i>Microcystis panniformis</i> , <i>Microcystis protocystis</i> Oscillatoriales: <i>Planktolyngbya limnetica</i> Nostocales: <i>Dolichospermum circinalis</i> , <i>Dolichospermum plactonicum</i> , <i>Dolichospermum solitarium</i> , <i>Dolichospermum spiroides</i>
CENTRO- SUR (Flores, Florida, Lavalleja)	Lóticos: Paso Severino, Arroyo Porongos, Arroyo Sta. Lucía Chico	Oscillatoriales: <i>Pseudanabaena</i> sp. Nostocales: <i>Dolichospermum circinalis</i> , <i>Dolichospermum plactonicum</i> , <i>Dolichospermum viguieri</i>
	Lénticos: Embalse sobre el Río Negro	Chroococcales: <i>Microcystis aeruginosa</i> Nostocales: <i>Dolichospermum circinalis</i> , <i>Dolichospermum spiroides</i> , <i>Dolichospermum plactonicum</i>
SUR (San José, Montevideo, Canelones)	Lóticos: Costa (playas) del Río de la Plata	Chroococcales: <i>Microcystis aeruginosa</i> , <i>Microcystis</i> cf. <i>flos-aquae</i> , <i>Microcystis panniformis</i> , <i>Microcystis novacekii</i> Nostocales: <i>Dolichospermum spiroides</i> , <i>Dolichospermum circinalis</i>
	Lénticos: Lagos artificiales urbanos y suburbanos	Chroococcales: <i>Aphanocapsa delicatissima</i> , <i>Merismopedia tenuissima</i> , <i>Microcystis aeruginosa</i> , <i>Microcystis</i> cf. <i>flos- aquae</i> , <i>Microcystis novacekii</i> , <i>Microcystis panniformis</i> , <i>Microcystis protocystis</i> , <i>Sphaerocavum brasiliense</i> Oscillatoriales: <i>Limnothrix redekeii</i> , <i>Planktothrix agardhii</i> , <i>Pseudanabaena mucicola</i> , <i>Raphidiopsis mediterranea</i> Nostocales: <i>Dolichospermum circinalis</i> , <i>Dolichospermum solitarium</i> , <i>Aphanizomenon gracile</i> , <i>Cylindrospermopsis raciborskii</i>
OESTE (Soriano, Colonia)	Lóticos: Costa (playas) del Río de la Plata, Arroyo Rosario	Chroococcales: <i>Microcystis aeruginosa</i> , <i>Microcystis</i> cf. <i>flos- aquae</i> , <i>Microcystis novacekii</i> , <i>Microcystis panniformis</i> Nostocales: <i>Dolichospermum circinalis</i> , <i>Dolichospermum spiroides</i>
ESTE (Maldonado, Rocha y Treinta y Tres)	Lóticos: Costa (playas) Punta del Este y Piriápolis; Arroyo la Palma	Chroococcales: <i>Microcystis aeruginosa</i> Nostocales: <i>Cuspidothrix issatschenkoi</i> , <i>Dolichospermum plactonicum</i> , <i>Dolichospermum viguieri</i>
	Lénticos: Lagos naturales y artificiales Lagunas costeras (Sauce, Blanca, Rocha, Garzón y Merín)	Chroococcales: <i>Aphanocapsa delicatissima</i> , <i>Aphanothece stagnina</i> *, <i>Microcystis aeruginosa</i> , Oscillatoriales: <i>Planktolyngbya limnetica</i> , <i>Pseudanabaena moniliformis</i> Nostocales: <i>Anabaenopsis elenkinii</i> , <i>Cuspidothrix issatschenkoi</i> , <i>Apnaizomenon gracile</i> , <i>Cylindrospermopsis raciborskii</i> , <i>Dolichospermum circinalis</i> , <i>Nodularia spumigena</i>

*: especie bentónica que forma matas que se desprenden por acción del viento y pasan a la columna de agua.

- Dolichospermum crassa* (ex *Anabaena crassum*) datos del Área Hidrobiología - Laboratorio Central "Dr. Francisco Alciaturi", OSE.
- Dolichospermum plactonicum* (*Anabaena planctonica*) (Bonilla et al. 1995; Bonilla 1997; Paradiso et al. 2000) y datos del Área Hidrobiología - Laboratorio Central "Dr. Francisco Alciaturi", OSE.
- Dolichospermum solitarium* (ex *Anabaena solitaria*) (Bonilla et al. 1995; De León 2000; De León et al. 2002).
- Dolichospermum spiroides* (*Anabaena spiroides*) (Conde et al. 1999; Brugnoli et al. 2001; De León et al. 2001; Ferrari 2001; De León et al. 2002; Sienra & Piaggio 2004; Ferrari 2009).
- Dolichospermum viguieri* (ex *Anabaena viguieri*) datos del Área Hidrobiología - Laboratorio Central "Dr. Francisco Alciaturi", OSE.
- Nodularia spumigena* (Pérez et al. 1999; Bonilla & Conde 2000).
- Raphidiopsis mediterranea* (Aubriot et al. 2000; Kruk 2001; Kruk & De León 2002) y datos no publicados de la Sección Limnología.

Cada uno de los tres Ordenes representados está identificado por un color diferente, celeste para Chroococcales, naranja/marrón para Oscillatoriales y verde para Nostocales. Cada ficha se inicia indicando el Orden y el nivel de organización al que pertenece la especie (Fig. 10.1). Luego se muestran fotos obtenidas a diferentes aumentos en microscopio y se indica una escala de referencia en micras (µm). Se presentan dos tablas donde se reúnen los caracteres básicos y las medidas de la especie (promedios, mínimos y máximos) de valor taxonómico. A continuación se describe la especie complementando la información anterior. Finalmente se brindan diversos aspectos sobre la distribución de la especie en el país. La información concerniente a la toxicidad ha sido recopilada de la bibliografía y busca ilustrar los tipos de toxinas que cada especie puede producir. En muy pocos casos existe información confirmada de la presencia de cianotoxinas en muestras uruguayas analizadas.

Recientemente, se han publicado libros con información taxonómica y/o ecológica valiosa sobre cianobacterias formadoras de floraciones para la región (Argentina y Brasil) que se recomienda especialmente consultar (Cybis et al. 2006; Sant'Anna et al. 2006; Giannuzzi et al. 2009)

Recuadro 10.2

Cambios recientes en la nomenclatura de los géneros del Orden Nostocales *Anabaena* y *Aphanizomenon*

La taxonomía del Orden Nostocales ha sido revisada por algunos autores y actualizada recientemente (ver comentarios en el texto de este capítulo). Como resultado, algunos géneros frecuentes en sistemas límnicos se han subdividido y transferido a nuevos géneros. De acuerdo a las especies registradas en Uruguay, para las que se presentan fichas de identificación, las siguientes han sido modificadas:

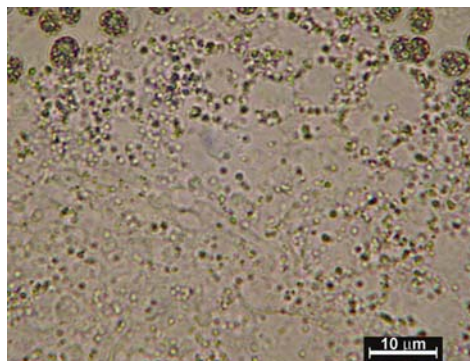
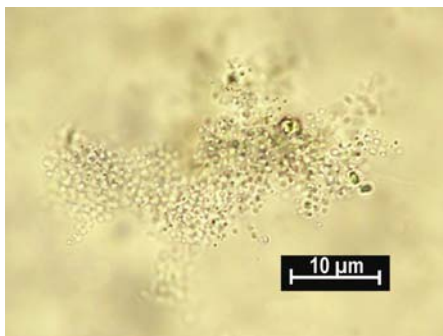
Nombre antiguo (basónimo)	Nombre actual o nuevo
<i>Aphanizomenon issatschenkoi</i>	<i>Cuspidothrix issatschenkoi</i>
<i>Anabaena circinalis</i>	<i>Dolichospermum circinalis</i>
<i>Anabaena crassa</i>	<i>Dolichospermum crassum</i>
<i>Anabaena planctonica</i>	<i>Dolichospermum planctonicum</i>
<i>Anabaena solitaria</i>	<i>Dolichospermum solitarium</i>
<i>Anabaena spiroides</i>	<i>Dolichospermum spiroides</i>
<i>Anabaena viguieri</i>	<i>Dolichospermum viguieri</i>

Nota: Se debe tener en cuenta que a la hora de buscar información sobre la ecología y toxicidad de estas especies, la mayoría de las publicaciones hasta el presente se refieren a los nombres antiguos (o basónimos).

Orden: Orden al que pertenece la especie		Nivel de organización
Nombre de la especie y autores que la describieron por primera vez		
Fotografías escala en micras (µm)		
Célula vegetativa	Se describe la morfología y se indica si la especie forma vacuolas de gas (aerótopos) y/o células diferenciadas	
Mucílago		
Célula apical		
Células diferenciadas		
Aerótopos		
	largo promedio (mín– máx)	ancho promedio (mín– máx)
Célula (µm)	Se indican las medidas registradas en los ejemplares uruguayos	
Heterocito (µm)		
Acinete (µm)		
Características morfológicas: descripción taxonómica del organismo		
Comentarios taxonómicos: se indica si hay variaciones dentro de la especie, si se puede confundir con especies similares, si el nombre ha sido cambiado recientemente, etc.		
Tipo de floración: se indica que tipo de floraciones produce (acumulativa, semi-acumulativa o dispersiva) y el aspecto de las mismas.		
Tipos de ambientes: se indica en qué tipo de ambientes y bajo qué condiciones se ha registrado la especie, con énfasis en nuestro país.		
Toxinas: se señala la potencialidad de la especie de producir cianotoxinas de acuerdo a la información disponible en la literatura uruguaya.		
Zonas de registro: se señalan las zonas de registro para el país. Estas corresponden solamente a eventos de floraciones .		
Fuente: Se indica la procedencia del material consultado.		

Figura 10.1. Información presentada en cada ítem de las fichas taxonómicas por especie. El color de la ficha se refiere al Orden. Las fotografías se obtuvieron con microscopio óptico a diversas magnificaciones (200 a 1000). Abreviaturas: T: temperatura, PT: fósforo total, NT: nitrógeno total.

Aphanocapsa delicatissima W. et G.S. West 1912



Célula vegetativa	Esférica
Mucílago	Transparente
Célula apical	No corresponde
Células diferenciadas	No corresponde
Aerotopos	No forma

	Largo promedio (mín – máx)	Ancho promedio (mín – máx)
Colonia (µm)	29,5 (3,00 – 100)	5,3 (20 – 4,0)
Célula (µm)	0,7 (0,5 – 0,9)	0,7 (0,5 – 0,9)
Heterocito (µm)	No corresponde	No corresponde
Acinete (µm)	No corresponde	No corresponde

Características morfológicas: colonias irregulares con mucílago transparente e incoloro. Células esféricas, sin aerotopos y de color verde claro dispuestas irregularmente en el mucílago.

Comentarios taxonómicos: el género *Aphanocapsa* comprende numerosas especies, bentónicas y planctónicas, algunas de difícil identificación. Existen cerca de 50 especies bien definidas. Parte de su ciclo de vida comprende el picoplancton (pequeñas colonias de hasta 3 µm).

Tipo de floración: no evidente.

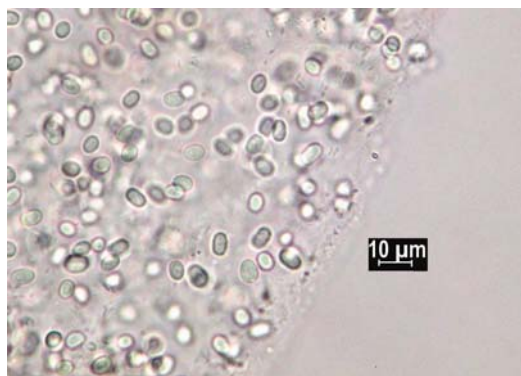
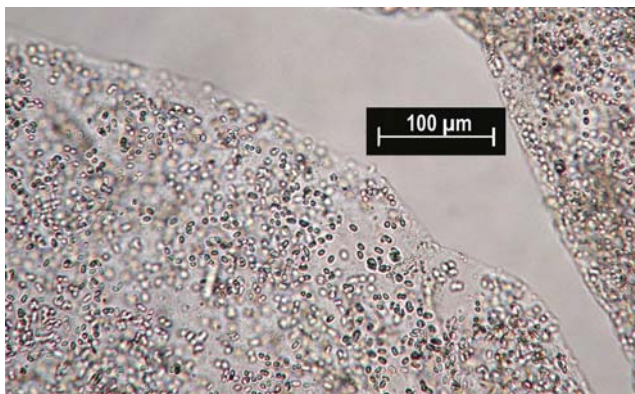
Tipos de ambientes: para el género se citan especies que habitan ambientes límnicos a salobres. Especie planctónica, común en aguas estancadas y en ambientes límnicos mesotróficos de América del Norte durante el período estival (Komárek 2003).

En nuestro país se ha registrado en primavera y otoño en ambientes someros (Zmáx: 1,3 a 1,7 m) de diferente tamaño (0,6 y 7200 Ha) y de salinidad variable, a temperaturas bajas (ca. 14 °C), fósforo total: 15 µg l⁻¹ y nitrógeno total: 9 µg l⁻¹

Toxinas: el género *Aphanocapsa* produce microcistinas y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zonas Sur y Sur-Oeste (ver Tabla 10.1). Citada para el lago Canteras y la Laguna de Rocha.

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Aphanothece stagnina (Sprengel) A. Braun in Rabenhorst 1863

Célula vegetativa	Ovaladas a cilíndricas
Mucílago	Transparente, evidente
Célula apical	No corresponde
Células diferenciadas	No corresponde
Aerotopos	No forma

	Largo promedio (mín – máx)	Ancho promedio (mín – máx)
Colonia (μm)	2013 (575,0 – 4750)	2000 (375,0 – 5000)
Célula (μm)	6,1 (4,0 – 10)	4,0 (4,0 – 4,0)
Heterocito (μm)	No corresponde	No corresponde
Acinete (μm)	No corresponde	No corresponde

Características morfológicas: colonias redondeadas lobadas y no clatradas. Mucílago evidente y transparente que no sobrepasa el límite de las células. Células ovaladas a cilíndricas con ápices redondeados, desordenadas dentro del mucílago, sin aerotopos y de color verde pálido homogéneo.

Comentarios taxonómicos: las preferencias ambientales son fundamentales para la correcta identificación de la especie. El género tiene unas 60 especies que se distribuyen en diversos ambientes. El mucílago es firme y claramente identificable.

Tipo de floración: acumulativa y en superficie, forma grumos evidentes. Las colonias macroscópicas se desprenden del bentos por la acción del viento.

Tipos de ambientes: costeros, salobres (lagunas o estuarios) y someros.

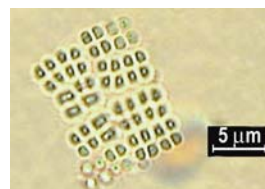
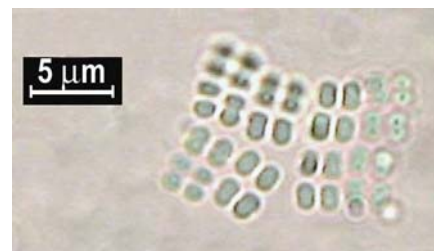
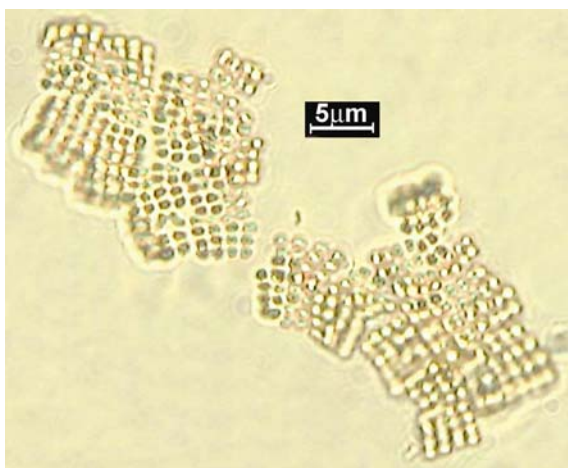
En nuestro país es común registrarla en forma de matas bentónicas macroscópicas en lagunas costeras salobres. Estas matas se desprenden y pasan al plancton. Ha sido registrada en períodos estivales con temperaturas mayores a 20 °C en condiciones variables de salinidad.

Toxinas: el género *Aphanothece* produce lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zona Este (ver Tabla 10.1). Citada para las Lagunas Garzón y Rocha.

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Merismopedia tenuissima Lemmermann 1898



Célula vegetativa	Esféricas a subesféricas
Mucílago	Transparente
Célula apical	No corresponde
Células diferenciadas	No corresponde
Aerotopos	No forma

	Largo promedio (mín – máx)	Ancho promedio (mín – máx)
Colonia (µm)	17,0 (11,0 – 23,0)	13,5 (10,0 – 17,0)
Célula (µm)	0,9 (0,6 – 1,2)	0,8 (0,6 – 1,2)
Heterocito (µm)	No corresponde	No corresponde
Acinete (µm)	No corresponde	No corresponde

Características morfológicas: colonias planas usualmente rectangulares, a veces onduladas, pueden formar agregados de subcolonias. Células distribuidas en hileras en el plano de la colonia. Mucílago transparente e incoloro, a veces presentan mucílago individual para cada célula. Células esféricas y subesféricas antes de la división, color verde pálido homogéneo.

Comentarios taxonómicos: se conocen más de 30 especies de *Merismopedia* distribuidas en aguas límnicas o salobres.

Tipo de floración: no evidente.

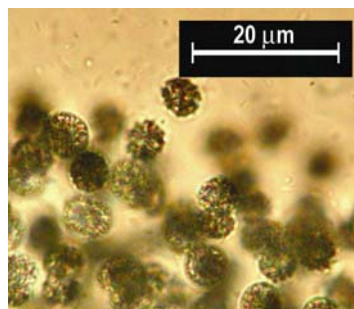
Tipos de ambientes: *M. tenuissima* ocurre muy comúnmente en sistemas límnicos mesotróficos. En nuestro país se han registrado floraciones de esta especie en sistemas pequeños (1,3 a 5,0 Ha) y someros (1 a 2 m). Las floraciones más densas fueron registradas en lagos someros urbanos hipereutróficos (Clo a: 143 µg l⁻¹) durante el período estival (28 °C), con disco de Secchi = 0,15 m y concentraciones de fosfato elevadas = 962 µg l⁻¹. También ha sido registrada, con biomasa bajas en embalses mesotróficos (profundidad: ca 28 m; entre 10000 y 10700 Ha).

Toxinas: el género *Merismopedia* produce microcistinas LR y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zonas Norte, Centro y Sur (ver Tabla 10.1). Citada para los embalses Baygorria y Rincón del Bonete, la costa de San Gregorio, los Lagos Canteras, Rivera y Rodó.

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República. **FOTO:** Área Hidrobiología-Laboratorio Central "Dr. Francisco Alciaturi", OSE y Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Microcystis aeruginosa (Kützinger) Kützinger 1866



Célula vegetativa	Esférica
Mucílago	Transparente
Célula apical	No corresponde
Células diferenciadas	No corresponde
Aerotopos	Si

	Largo promedio (mín – máx)	Ancho promedio (mín – máx)
Colonia (µm)	352 (55,0 – 650)	402 (55,0 – 725)
Célula (µm)	4,9 (3,0 – 7,0)	4,9 (3,0 – 7,0)
Heterocito (µm)	No corresponde	No corresponde
Acinete (µm)	No corresponde	No corresponde

Características morfológicas: colonias lobadas, globosas y generalmente clatradas, mucílago difuso y transparente que sobrepasa ampliamente el límite de las células. Células esféricas y oscuras, debido a la gran densidad de aerótopos, concentradas en el centro de las colonias.

Comentarios taxonómicos: la densidad y la forma de la colonia pueden variar según el estadio del ciclo de vida (Reynolds et al. 1981; Vidal 2002). Esta especie se confunde con otras del género *Microcystis* (ej.: *M. protocystis*), pero también con otros géneros (*Radiocystis* sp. y *Sphaerocavum* sp.) debido a su gran variabilidad morfológica. Algunos autores denominan a los morfotipos no identificados como pertenecientes al “complejo *M. aeruginosa*”. Especie tipo del género.

Tipo de floración: acumulativa y en superficie, forma grumos evidentes de color verde brillante. Pueden acumularse en la zona litoral y/o superficie con aspecto de “grajeas” de varios milímetros de diámetro. Es una de las especies formadoras de floraciones más estudiada en el mundo.

Tipos de ambientes: aguas quietas (zonas remansadas de ríos o lagos).

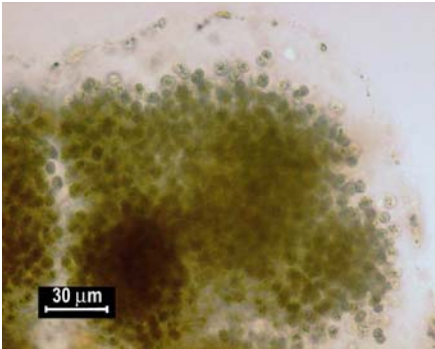
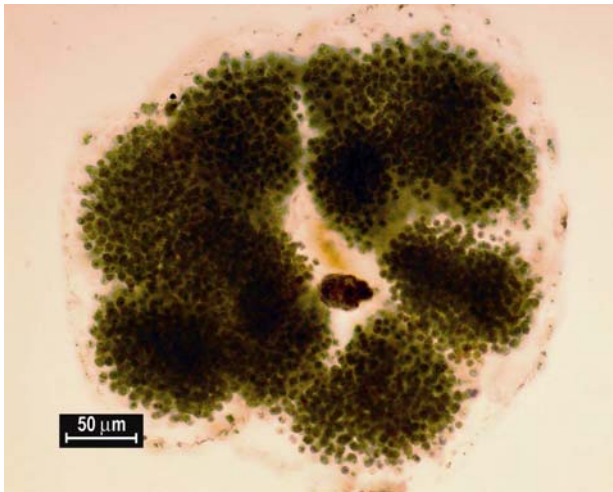
En nuestro país se registraron floraciones en un amplio rango de condiciones (T: 11 - 30 °C, Secchi: 0,2 - 1,3 m, pH: 6 - 9, conductividad: 47 - 836 µS cm⁻¹, fósforo total: 54 - 6524 µg l⁻¹) y en diversos sistemas: límnicos de más de 5 m con estratificación, remansos de ríos y zonas costeras del Río de la Plata (probablemente por arrastre desde ríos). Las floraciones se han registrado en todas las estaciones del año, siendo muy frecuentes durante el período estival. Poseen muy pocos depredadores, que ingieren sólo colonias pequeñas.

Toxinas: esta especie produce microcistinas (variedades: YM(O), YR, LR, RR, LA, LabA, YA, LY, LW, LL, LF, VF). Para el género *Microcystis* están citadas otras variedades de microcistinas, lipopolisacáridos (LPS), cyanoginosinas y compuestos sulfurados volátiles. Se ha demostrado toxicidad en floraciones de nuestro país en las costas del Río de la Plata en Colonia (microcistinas: 101,0 a 1074 µg g⁻¹ peso seco) y Montevideo (microcistinas: 97 - 1145 µg l⁻¹) y en embalses y ríos (ver Cap. 11) (De León & Yunes 2001; Sienra & Ferrari 2006).

Zonas de registro: muy frecuente en todo el país (ver Tabla 10.1). Citada para embalses (Baygorria, Palmar, Rincón del Bonete, Salto Grande), lagos urbanos (Jardín, Rodó, Ton Ton, Laguna de las Lavanderas), costas del Río de la Plata (Colonia, Montevideo, San José y Maldonado) y ríos (Yí, Uruguay y Río Negro).

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Microcystis novacekii (Komárek) Compère 1974



Célula vegetativa	Esféricas
Mucílago	Transparente
Célula apical	No corresponde
Células diferenciadas	No corresponde
Aerotopos	Si

	Largo promedio (mín – máx)	Ancho promedio (mín – máx)
Colonia (μm)	350	300
Célula (μm)	5 (7 – 9)	5 (7 – 9)
Heterocito (μm)	No corresponde	No corresponde
Acinete (μm)	No corresponde	No corresponde

Características morfológicas: colonias lenticulares y globosas que pueden agregarse en subcolonias, muy densas, generalmente con células aisladas en la periferia. Mucílago transparente e incoloro. Células esféricas, color oscuro por la gran densidad de aerotopos.

Comentarios taxonómicos: la densidad y la forma de la colonia pueden variar según el estadio del ciclo de vida en el que se encuentre (Reynolds et al. 1981; Vidal 2002). Esta especie se confunde con otras especies de *Microcystis* (*M. aeruginosa*). Algunos autores denominan a los morfotipos no identificados como pertenecientes al “complejo *M. aeruginosa*”.

Tipos de floración: acumulativa y evidente. Ver comentarios para *M. aeruginosa*.

Tipos de ambientes: ver comentarios para *M. aeruginosa*.

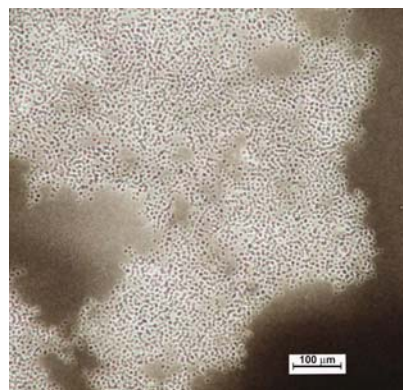
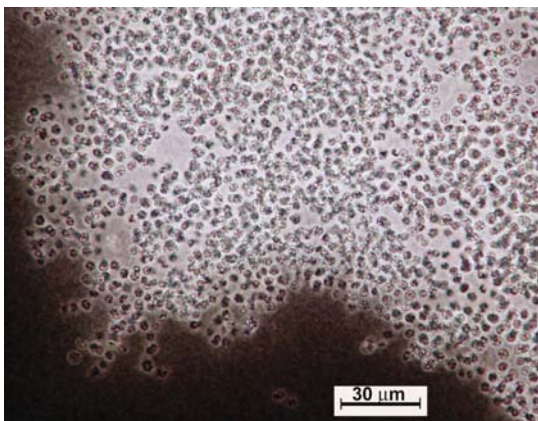
En nuestro país se han registrado floraciones de esta especie en embalses y lagos urbanos (profundidad: 5 - 28 m) de diverso tamaño (8 - 10700 Ha), durante verano u otoño y en las siguientes condiciones ambientales (para embalses Bonete y Baygorria): disco de Secchi: 0,6 - 0,8 m, temperatura: 25 - 27 °C, fósforo total: 51 - 78 μg l⁻¹ y nitrógeno total: 484 - 611 μg l⁻¹.

Toxinas: para el género *Microcystis* están citadas microcistinas (variedades YR, M(O)R, HllR, AR, FR, (O)R, WR, LR) y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zonas Centro, Oeste y Sur (ver Tabla 10.1). Citada para los embalses de Baygorria y Rincón del Bonete y para los lagos Jardín, La Botavara y Ton Ton.

FUENTE: Sección limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República, **FOTO:** Laboratorio Tecnológico del Uruguay-LATU (Graciela Ferrari).

Microcystis panniformis Komárek et al 2002



Célula vegetativa	Esférica
Mucílago	Transparente
Célula apical	No corresponde
Células diferenciadas	No corresponde
Aerotopos	Si

	Largo promedio (mín – máx)	Ancho promedio (mín – máx)
Colonia (µm)	1267 (1000 – 1450)	1000 (950,0 – 1100)
Célula (µm)	3,9 (3,0 – 5,0)	3,9 (3,0 – 5,0)
Heterocito (µm)	No corresponde	No corresponde
Acinete (µm)	No corresponde	No corresponde

Características morfológicas: colonias subesféricas o irregulares, lobadas y en general muy densas, a veces clatradas en colonias viejas. Mucílago fino, difuso e incoloro que no sobrepasa el límite de las células. Células esféricas, color oscuro, con aspecto granuloso por la presencia de aerótopos.

Comentarios taxonómicos: esta especie se confunde fácilmente con *Sphaerocavum brasiliense* por presentar similitudes en la forma, tamaño y aspecto de las células y en la forma de colonias. La diferencia más evidente es que la colonia de *S. brasiliense* es hueca.

Tipo de floración: acumulativa y evidente. Ver comentarios para *M. aeruginosa*.

Tipos de ambientes: aparece en ambientes límnicos eutróficos estratificados. Ver otros comentarios para *M. aeruginosa*.

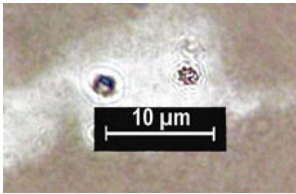
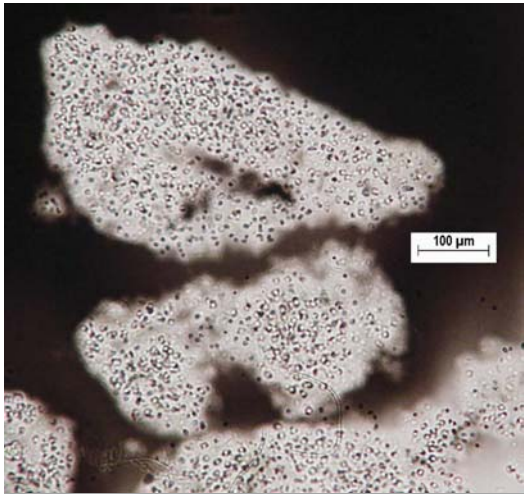
En nuestro país ha sido registrada en embalses y lagos suburbanos de variado tamaño (profundidad: 5 - 28 m; área: 8 - 78000 Ha) en verano y otoño.

Toxinas: esta especie produce microcistina LR. Para el género *Microcystis* están citadas microcistinas (variedades YR, M(O)R, HILR, AR, FR, (O)R, WR, LR) y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zonas Norte, Centro y Sur (ver Tabla 10.1). Citada para los embalses Baygorria y Salto Grande y para el lago La Botavara.

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Microcystis protocystis Crow 1923



Célula vegetativa	Esféricas
Mucílago	Transparente
Célula apical	No corresponde
Células diferenciadas	No corresponde
Aerotopos	Si

	Largo promedio (mín – máx)	Ancho promedio (mín – máx)
Colonia (µm)	2125 (2000 – 2250)	1813 (1500 – 2125)
Célula (µm)	4,0 (3,0 – 6,5)	4,0 (3,0 – 6,5)
Heterocito (µm)	No corresponde	No corresponde
Acinete (µm)	No corresponde	No corresponde

Características morfológicas: colonias irregulares con límites difusos. Mucílago transparente e incoloro, a veces individual para cada célula. Células esféricas dispuestas desordenadas y dispersas dentro del mucílago, de color oscuro por la presencia de aerotopos, se observan difusas por el efecto de la envoltura mucilaginoso.

Comentarios taxonómicos: la densidad y la forma de la colonia pueden variar según el estadio del ciclo de vida en el que se encuentre (Reynolds et al. 1981; Vidal 2002). Esta especie se confunde con otras especies de *Microcystis* (*M. aeruginosa*). Algunos autores denominan a los morfotipos no identificados como pertenecientes al “complejo *M. aeruginosa*”.

Tipo de floración: acumulativa y evidente. Ver comentarios para *M. aeruginosa*.

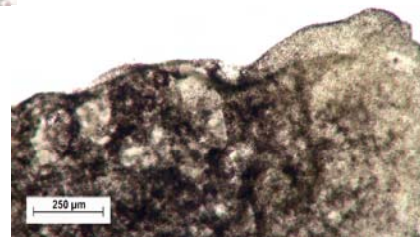
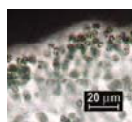
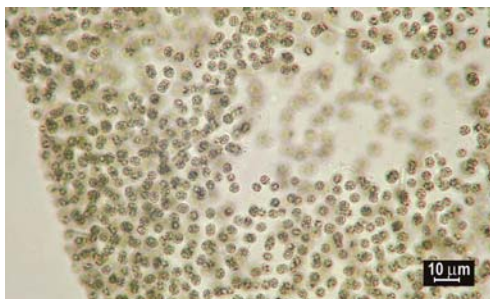
Tipos de ambientes: límnicos eutróficos. Ver comentarios para *M. aeruginosa*. En nuestro país ha sido registrada en embalses de diferente tamaño (profundidad: 6 - 35 m, área: 10000 - 78000 Ha) y lagos suburbanos, durante verano y otoño.

Toxinas: para el género *Microcystis* están citadas microcistinas (variedades YR, M(O)R, HIR, AR, FR, (O)R, WR, LR) y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zonas Norte, Centro y Sur (ver Tabla 10.1). Citada para los embalses Baygorria y Salto Grande y para el lago Jover.

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Sphaerocavum brasiliense Azevedo et Sant' Anna 2003



Célula vegetativa	Esférica
Mucílago	Transparente
Célula apical	No corresponde
Células diferenciadas	No corresponde
Aerotopos	Si

	Largo promedio (mín – máx)	Ancho promedio (mín – máx)
Colonia (µm)	732 (470 – 1100)	517 (410 – 650)
Célula (µm)	5,0 (4,0 – 5,5)	5,0 (4,0 – 5,5)
Heterocito (µm)	No corresponde	No corresponde
Acinete (µm)	No corresponde	No corresponde

Características morfológicas: colonias huecas con células dispuestas en un estrato único en la superficie, más o menos esféricas o irregulares, a veces clatradas en estadios tempranos. Mucílago fino, transparente, no sobrepasa el límite de las células. Células esféricas, de color oscuro por su alta densidad de aerotopos.

Comentarios taxonómicos: el género *Sphaerocavum* solo comprende esta especie (monoespecífico) que se puede confundir con *Microcystis aeruginosa* u otras *Microcystis*. La principal diferencia es que *Sphaerocavum* presenta colonias huecas como resultado de la división celular en dos planos, mientras que el género *Microcystis* tienen células distribuidas en toda la colonia.

Tipo de floración: acumulativa y evidente. Ver comentarios para *M. aeruginosa*.

Tipos de ambientes: límnicos eutróficos. Ver también comentarios para *M. aeruginosa*.

El género fue descrito por Azevedo & Sant'Anna (2003), como característico de ambientes tropicales y subtropicales en sistemas límnicos eutróficos de Brasil y Uruguay. De acuerdo a estos autores, forma floraciones densas y evidentes en primavera y verano que se pueden confundir con *Microcystis* sp.

En nuestro país ha sido registrada en lagos urbanos someros eutróficos a hipereutróficos en verano y otoño.

Toxinas: hasta el presente no se han reportado toxinas para la especie (Azevedo & Sant'Anna 2003).

Zonas de registro: zona Sur (ver Tabla 10.1). Citada para los lagos Jover y Rodó.

FUENTE: Sección limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Especies no confirmadas*Microcystis* cf. *flos-aquae* (Wittrock) Kirchner 1898

Características morfológicas: colonias más o menos esféricas o irregulares, no clatradas y generalmente densas. Mucilago fino, transparente, que no sobrepasa el límite de las células. Células dispuestas en tres planos dentro de la colonia, esféricas (3 a 5 µm) color oscuro por su alta densidad de aerotopos.

Comentarios taxonómicos: esta especie se confunde con *Microcystis panniformis*. Hasta el momento la distribución conocida de la especie incluye sólo zonas templadas (Komárek com. personal), pero ha sido registrada en nuestro país.

Tipo de floración: acumulativa, evidente (ver comentarios para *M. aeruginosa*). Puede aparecer en floraciones co-dominando junto a *M. aeruginosa*.

Tipos de ambientes: sistemas límnicos eutróficos de zonas templados, con estratificación.

Toxinas: para esta especie está citada la producción de microcistina LR. Para el género están citada microcistinas de las variedades: YR, M(O) R, HllR, AR, FR, (O)R, WR, y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zona Sur (ver Tabla 10.1). Citada para el embalse Rincón del Bonete y para el lago Cantera Chica.

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Limnothrix redekei (Van Goor) Meffert 1988



Célula vegetativa	Cilíndrica
Mucílago	No presenta
Célula apical	Cilíndrica con ápice redondeado
Células diferenciadas	No corresponde
Aerotopos	Si

	largo promedio (mín – máx)	ancho promedio (mín – máx)
Célula (μm)	4,7 (3,0 – 6,0)	1,9 (1,0 – 2,0)
Heterocito(μm)	No corresponde	No corresponde
Acinete(μm)	No corresponde	No corresponde

Características morfológicas: tricomas solitarios o en pequeños grupos, rectos o suavemente curvados, sin mucílago, no atenuados en los extremos. Célula vegetativa cilíndrica, con aerotopos dispuestos cerca de los septos, generalmente sin constricciones en las paredes transversales. Célula apical cilíndrica con ápice redondeado, sin caliptra.

Comentarios taxonómicos: algunas especies del género son de difícil identificación y se pueden confundir con especies de *Pseudanabaena* con aerotopos, si bien estas últimas presentan constricciones en las paredes celulares transversales.

Tipo de floración: dispersiva, no evidente. Forma floraciones en sistemas someros de mezcla continua. También puede formar floraciones en co-dominancia con o reemplazando a *Planktothrix agardhii*.

Tipos de ambientes: sistemas límnicos mesotróficos a eutróficos de todo el mundo, principalmente es común en zonas templadas frías. *L. redekei* es la especie más común del género.

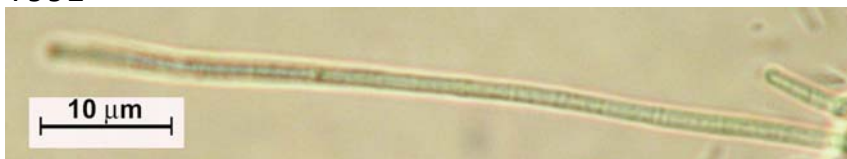
En nuestro país ha sido registrada en lagos someros (profundidad máxima: 1,7 - 2,5 m), urbanos, pequeños (0,6 - 1,3 Ha) y hipereutróficos, tanto en verano como en invierno.

Toxinas: el género *Limnothrix* produce lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zona Sur (ver Tabla 10.1) Citada para los lagos Canteras y Rodó.

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Planktolyngbya limnetica (Lemmermann) Komárková-Legnerová et Cronberg 1992



célula vegetativa	Cilíndricas
Mucílago	Fino
Célula apical	Cilíndrica con ápice redondeado
Células diferenciadas	No corresponde
Aerotopos	No

	largo promedio (mín – máx)	ancho promedio (mín – máx)
Célula (μm)	3,0 (1,6 – 5,3)	1,0 (0,8 – 1,2)
Heterocito (μm)	No corresponde	No corresponde
Acinete (μm)	No corresponde	No corresponde

Características morfológicas: tricomas solitarios, rectos o espiralados, muy finos. Células vegetativas cilíndricas, con vaina fina. Contenido celular homogéneo, septos poco evidentes, sin aerotopos. Células apicales cilíndricas con ápice redondeado.

Comentarios taxonómicos: se han descrito más de 15 especies para el género, principalmente en zonas templadas frías. Muchas especies del género pertenecían antes al género *Lyngbya*.

Tipo de floración: dispersiva, no evidente. En sistemas con mezcla de la columna de agua.

Tipos de ambientes: sistemas templados mesotróficos.

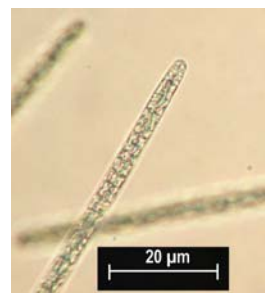
En nuestro país ha sido reportada en ambientes de muy diverso tamaño (0,6 - 375000 Ha) (embalses, lagunas costeras y lagos urbanos), principalmente durante el período estival

Toxinas: el género *Planktolyngbya* produce saxitoxina, microcistina LR, lyngbyatoxina-a y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zonas Centro y Sur-Este (ver Tabla 10.1). Citada para el embalse Rincón del Bonete y la Laguna Merín

FUENTE: Área Hidrobiología-Laboratorio Central “Dr. Francisco Alciaturi”, OSE, **FOTO:** Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Planktothrix agardhii (Gomont) Anagnostidis et Komárek 1988



Célula vegetativa	Más corta que ancha
Mucílago	No definido
Célula apical	Convexa con caliptra
Células diferenciadas	No corresponde
Aerótopos	Si

	largo promedio (mín - máx)	ancho promedio (mín - máx)
Célula (µm)	3,1 (2,5 - 3,0)	3,8 (3,5 - 4,0)
Heterocito (µm)	No corresponde	No corresponde
Acinete (µm)	No corresponde	No corresponde

Características morfológicas: tricomas solitarios, rectos o ligeramente curvados, gradualmente atenuados en los ápices, sin mucílago. Células vegetativas más cortas que anchas o isodiamétricas, con aerótopos, color verde-azulado. Célula apical convexa, generalmente con caliptra.

Comentarios taxonómicos: el género comprende unas 15 especies, planctónicas. *Planktothrix agardhii* era antiguamente identificada como *Oscillatoria agardhii*.

Tipo de floración: dispersiva, no evidente. Una de las especies más frecuentes en floraciones de lagos someros eutróficos templados (ej.: Europa central). Tolerancia muy bien condiciones de baja disponibilidad de luz, muchas veces provocada por el propio desarrollo de la biomasa de los organismos (tercer estado estable) (Scheffer et al. 1997). Tiene pocos depredadores.

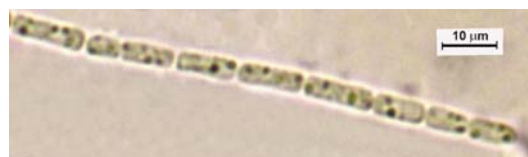
Tipos de ambientes: sistemas eutróficos someros con mezcla continua y baja disponibilidad de luz. En nuestro país ha sido encontrada formando floraciones permanentes en algunos lagos eutróficos someros alcanzando biomasa muy altas (ca. 410 µg l⁻¹ de clorofila a), en variadas condiciones ambientales de temperatura (10 - 28 °C), zona eufótica (0,5 - 1,3 m), baja disponibilidad de luz (Zeu/Zmix: 0,25 - 0,9), fósforo (indetectable - 114 µg l⁻¹), fósforo total (83 - 430 µg l⁻¹) y nitrógeno total (1287 - 4327 µg l⁻¹). Ver recuadro 6.2.

Toxinas: el género *Planktothrix* produce microcistinas (variedades: RR, LR, Dirr) anatoxina-a, aplysiatoxina, STX y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zona Sur (ver Tabla 10.1) Citada para los lagos Marañón y Rodó.

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Pseudanabaena moniliformis Komárek et Kling 1991



Célula vegetativa	Cilíndricas
Mucílago	Transparente
Célula apical	Cilíndrica con ápice redondeado
Células diferenciadas	No corresponde
Aerotopos	No

	largo promedio (mín- máx)	ancho promedio (mín- máx)
Célula (µm)	4,0 (3,0 – 6,5)	1,7 (1,3 – 2,3)
Heterocito (µm)	No corresponde	No corresponde
Acinete (µm)	No corresponde	No corresponde

Características morfológicas: Tricomas solitarios, rectos o levemente curvados, constrictos. Células cilíndricas. Contenido celular claro, sin aerotopos, con baja densidad de gránulos. Células apicales cilíndricas con ápices redondeados.

Comentarios taxonómicos: Se conocen unas 30 especies para el género. Algunas *Pseudanabaena* pueden encontrarse en la literatura antigua como *Oscillatoria*.

Tipo de floración: dispersiva, no evidente.

Tipos de ambientes: sistemas límnicos eutróficos.

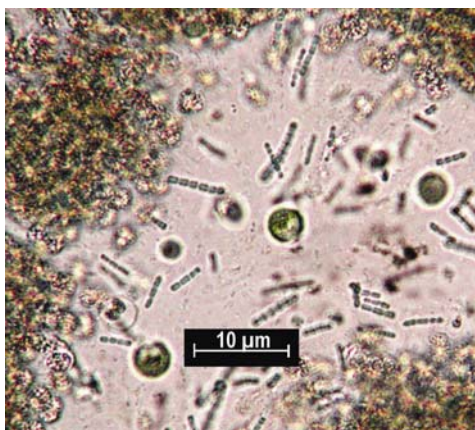
En nuestro país ha sido reportada en una laguna costera salobre (salinidad: 16) durante el período estival (Ver capítulo 12).

Toxinas: esta especie produce de microcistina LR. El género *Pseudanabaena* produce lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zonas Sur-Este (ver Tabla 10.1). Citada para la Laguna de Rocha

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Pseudanabaena mucicola (Naumann et Huber–Pestalozzi) Bourrelly 1973



Célula vegetativa	Cilíndricas
Mucílago	Habitan en el de otras células
Célula apical	Cilíndrica con ápice redondeado
Células diferenciadas	No corresponde
Aerotopos	No

	largo promedio (mín – máx)	ancho promedio (mín – máx)
Célula (µm)	2,9 (2,5 – 3,5)	2,6 (2,0 – 3,0)
Heterocito (µm)	No corresponde	No corresponde
Acinete (µm)	No corresponde	No corresponde

Características morfológicas: tricomas rectos o levemente curvados, solitarios, no atenuados, constrictos y cortos. Células vegetativas cilíndricas, sin aerotopos, granuladas o no. Células apicales cilíndricas con ápices redondeados.

Comentarios taxonómicos: habitan en el mucílago de especies de Chroococcales, principalmente del género *Microcystis*.

Tipo de floración: Al desarrollarse en el mucílago de otras especies, el tipo de floración corresponde a la especie en donde crece. Ver comentarios para *Microcystis aeruginosa*.

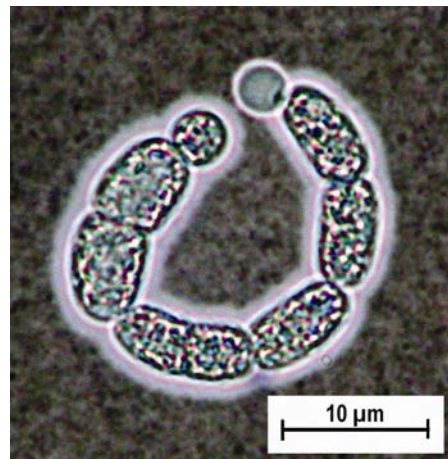
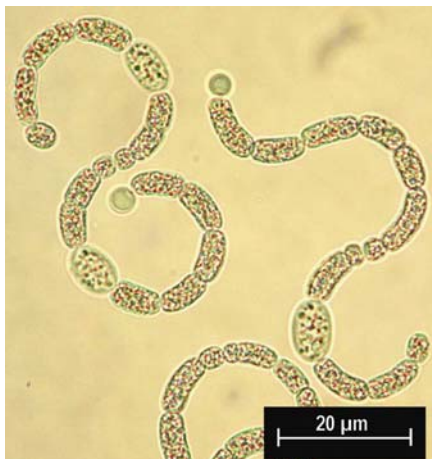
Tipos de ambientes: Ver comentarios para *Microcystis aeruginosa*. En nuestro país ha sido reportada en el mucílago de *Microcystis* sp.

Toxinas: esta especie produce microcistina LR. El género *Pseudanabaena* produce lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zona Sur (ver Tabla 10.1). Citada para lago Jardín, Ton Ton, embalses del Río Negro y Salto Grande (río Uruguay).

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Anabaenopsis elenkinii Miller 1923



Célula vegetativa	Cilíndrica
Mucílago	Transparente
Célula apical	Cilíndrica con ápice redondeado
Células diferenciadas	Heterocitos y acinetes
Aerotopos	Si

	largo promedio (mín – máx)	ancho promedio (mín – máx)
Célula (µm)	8,8 (4,0 – 15)	4,0 (4,0 – 4,0)
Heterocito (µm)	4,6 (4,0 – 5,0)	4,6 (4,0 – 5,0)
Acinete (µm)	10 (8,0 – 12)	Sin datos

Características morfológicas: tricomas solitarios, flexuosos y espiralados, con mucílago transparente, fino y no evidente. Células vegetativas cilíndricas, con constricciones bien marcadas, con aerotopos. Heterocitos esféricos, secundariamente apicales. Acinetes ovales, separados entre ellos y distantes de los heterocitos.

Comentarios taxonómicos: según la bibliografía los tricomas forman espiras de entre 27,6 y 35,0 µm de diámetro. (Werner 2002). Los heterocitos intercalares son secundariamente apicales cuando se quiebra el filamento a la altura de los heterocitos, punto frágil. Los heterocitos tienen un único nódulo polar.

Tipo de floración: semi-acumulativa o dispersiva. La mayoría de las especies conocidas para el género producen densas floraciones.

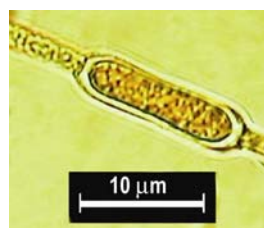
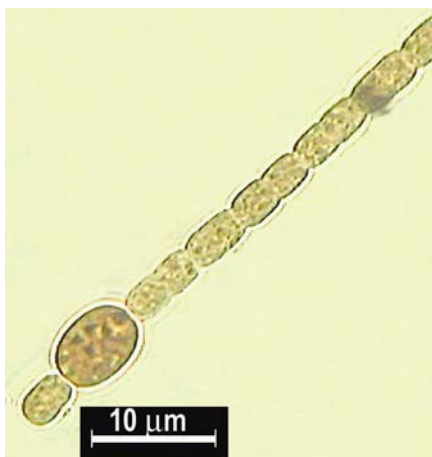
Tipos de ambientes: sistemas límnicos mesotróficos a eutróficos de latitudes templadas. En nuestro país ha sido registrada en lagos artificiales eutróficos durante el período estival.

Toxinas: el género *Anabaenopsis* produce microcistina RR y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zonas Sur-Este, (ver Tabla 10.1) Citada para la Laguna Pajarera (Santa Teresa).

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Aphanizomenon gracile Lemmermann 1910



Célula vegetativa	Cilíndrica
Mucílago	Transparente
Célula apical	Redondeada, cónica en forma de gota
Células diferenciadas	Heterocitos y acinetes
Aerotopos	Si

	largo promedio (mín – máx)	ancho promedio (mín – máx)
Célula (μm)	5,4 (2,5 – 7,5)	3,2 (2,5 – 5,0)
Heterocito (μm)	2,9 (2,0 – 4,5)	2,1 (1,0 – 3,8)
Acinete (μm)	6,2 (5,3 – 7,3)	4 (3,9 – 4,1)

Características morfológicas: tricomas solitarios, rectos. Células vegetativas cilíndricas o con forma de barril, con aerotopos. Células apicales levemente afinadas, redondeadas, cónicas o en forma de gota. Heterocitos intercalares, cilíndricos o en forma de barril. Acinetes cilíndricos, ovales o redondeados, con estructuras en forma de copa en la conexión con la célula vegetativa, solitarios o en pares, distantes o adyacentes a heterocitos.

Comentarios taxonómicos: la bibliografía indica la presencia de mucílago fino y transparente para esta especie (Hindák 2000). El género *Aphanizomenon* es muy heterogéneo y ha sido recientemente dividido en *Aphanizomenon* (donde se encuentra *A. gracile*) y *Cuspidothrix* (ver capítulo 9).

Tipo de floración: dispersiva, poco evidente, en sistemas con mezcla de la columna de agua.

Tipos de ambientes: sistemas límnicos eutróficos con mezcla frecuente.

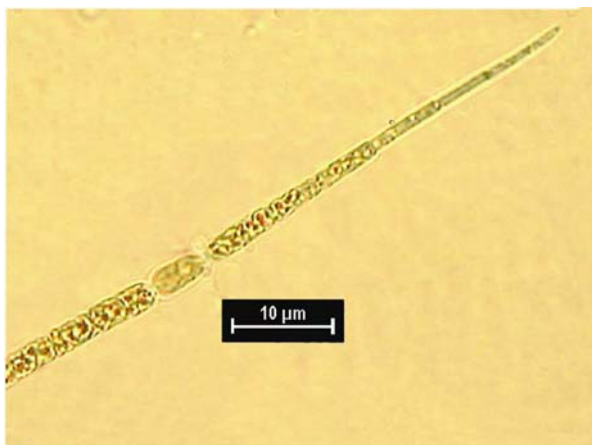
En nuestro país, ha sido registrada en lagos someros urbanos hipereutróficos no estratificados, desde primavera a finales del verano (temperatura > 18 °C).

Toxinas: para esta especie está citada la producción de: anatoxina-a, cilindropermopsina y saxitoxina y para el género además lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zonas Norte, Sur y Sur-Este (ver Tabla 10.1).

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República, FOTOS: Área Hidrobiología - Laboratorio Central "Dr. Francisco Alciaturi", OSE.

Cuspidothrix issatschenkoi (Usac.) Rajaniemi et al. 2005 – basónimo
Aphanizomenon issatschenkoi (Usac) 1938)



Célula vegetativa	Cilíndrica
Mucílago	No
Célula apical	Afinada con extremo puntiagudo
Células diferenciadas	Heterocitos y acinetes
Aerotopos	Si

	largo promedio (mín – máx)	ancho promedio (mín – máx)
Célula (μm)	4,9 (2,6 – 15)	2,4 (1,1 – 3,1)
Heterocito (μm)	5,1	3,4
Acinete (μm)	8,2 (6,4 – 11)	2,8 (2,3 – 3,8)

Características morfológicas: tricomas rectos a levemente curvos, algo constrictos en las paredes transversales. Células vegetativas cilíndricas, con abundantes gránulos y/o aerotopos. Células apicales afinadas con extremos puntiagudos. Heterocito cilíndrico a ovalado (se observó raramente). Acinetes cilíndricos, solitarios o contiguos, distantes de los heterocitos.

Comentarios taxonómicos: el género *Aphanizomenon* es muy heterogéneo y ha sido recientemente dividido en *Aphanizomenon* y *Cuspidothrix* (ver capítulo 9). *Cuspidothrix issatschenkoi* es la especie tipo de este nuevo género. Las características diacríticas de *Cuspidothrix* incluyen tricomas subsimétricos, solitarios con células terminales finas puntiagudas.

Tipo de floración: dispersiva, poco evidente, en sistemas con mezcla de la columna de agua.

Tipos de ambientes: sistemas límnicos eutróficos con mezcla frecuente. En nuestro país se ha registrado en diversos sistemas lóticos (ríos) o lénticos con mezcla de la columna de agua.

Toxinas: para esta especie está citada la producción de: anatoxina-a y saxitoxina.

Zonas de registro: zonas Norte y Sur-Este (ver Tabla 10.1). Citada para embalse Cerro Chato, Laguna del Sauce, Arroyo La Paloma y Río Uruguay.

FUENTE: Área Hidrobiología - Laboratorio Central “Dr. Francisco Alciaturi”, OSE.

Cylindrospermopsis raciborskii (Woloszynska) Seenaya et Subba Raju 1972



Célula vegetativa	Cilíndrica
Mucílago	No
Célula apical	Cónica, acuminada
Células diferenciadas	Heterocitos y acinetes
Aerotopos	No

	largo promedio (mín – máx)	ancho promedio (mín – máx)
Célula (μm)	7,4 (4,0 – 15)	2,2 (2,0 – 3,0)
Heterocito (μm)	9,0 (6,0 – 10)	3,0 (2,0 – 4,0)
Acinete (μm)	18 (17 – 19)	4,0 (3,0 – 5,0)

Características morfológicas: tricomas solitarios, rectos o levemente curvos, atenuados en los extremos, sin mucílago. Células vegetativas cilíndricas, color verde claro, aspecto granulado por la presencia de aerotopos de densidad variable. Células apicales cónicas, acuminadas. Heterocitos terminales, redondeados o cónicos (puntiagudos), color verde claro homogéneo, siempre apicales y solitarios. Acinetes ovalados, de aspecto granulado, solitarios o de a pares, intercalares y separado de los heterocitos por algunas células.

Comentarios taxonómicos: la especie presenta morfotipos con tricomas rectos, como los registrados en nuestro país, pero también curvos y/o enrollados. Un estudio comparativo de los morfotipos encontrados en nuestro país se puede consultar en Vidal & Kruk (2008). Todas las especies del género son planctónicas y forman floraciones. En ambientes ricos en nitrógeno disuelto se pueden encontrar poblaciones sin heterocitos, y en este caso se puede confundir con *Raphidiopsis*.

Tipo de floración: dispersiva, no evidente.

Tipos de ambientes: en sistemas someros eutróficos mezclados. Tolerancia baja disponibilidad lumínica. Es una especie de origen tropical que se considera con comportamiento invasor, y ha comenzado a colonizar zonas subtropicales y templadas. Muy común en Brasil de donde se supone la especie se ha dispersado hacia nuestro país. Ver capítulo 13.

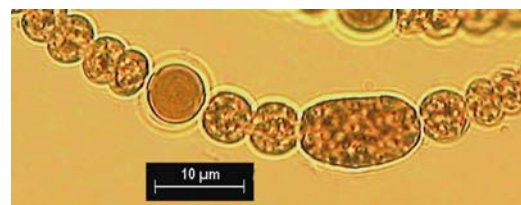
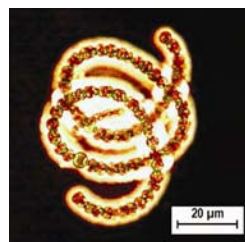
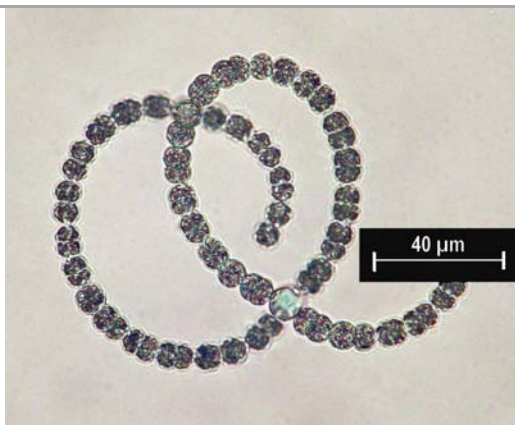
En nuestro país se ha registrado en lagos someros (profundidad: 1,6 - 4 m) eutróficos mezclados de diverso tamaño (área: 0,5 - 450 Ha) principalmente en el período estival formando floraciones (temperatura > 23 °C) pero también en alta abundancia en invierno (temperatura: 12 °C) (Vidal & Kruk 2008, Fabre et al. en prep.). Se han registrado las floraciones bajo diversas condiciones ambientales (Zeu/Zmix: 0,5 - 1,25; PT: 46 - 223 μg l⁻¹; NT: 30 - 2079 μg l⁻¹) (ver capítulo 13).

Toxinas: esta especie puede producir microcistina LR, cilindrospermopsina, saxitoxina, neosaxitoxina y neusaxitoxina. El género *Cylindrospermopsis* produce lipopolisacáridos (LPS). Según algunos autores, la producción de las diferentes toxinas varía según las cepas de cada continente (para América están reportadas cepas productoras de saxitoxinas). Se ha probado la presencia de saxitoxina en alta concentración en dos cepas de nuestro país (ver capítulo 13).

Zonas de registro: zonas Sur y Sur-Este (ver Tabla 10.1). Citada para el lago Javier, Laguna Chica, Laguna Blanca y estanque en Santa Teresa.

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Dolichospermum circinalis (Rabenhorst ex Bornet et Flahault) comb. nov. –
basónimo: *Anabaena circinalis* Rabenhorst ex Bornet et Flahault, 1888)



Célula vegetativa	Esférica a forma de barril
Mucílago	Estrecho, no evidente
Célula apical	Esféricas
Células diferenciadas	Heterocitos y acinetes
Aerotopos	Si

	largo promedio (mín – máx)	ancho promedio (mín – máx)
Célula (µm)	7,8 (6,3 – 12)	7,8 (6,3 – 13)
Heterocito (µm)	7,8 (7,0 – 10)	8,0 (7,0 – 10)
Acinete (µm)	21 (16 – 26)	11 (8,4 – 13)

Características morfológicas: tricomas solitarios raramente enredados, regular o irregularmente espiralados. Mucílago transparente, incoloro y fino. Células vegetativas con forma de barril, con aerotopos. Heterocitos esféricos, intercalares. Acinetes cilíndricos con extremos redondeados, intercalares, a veces de a pares, distantes a heterocitos.

Comentarios taxonómicos: según la bibliografía la distancia entre espiras es entre 25 y 50 mm y la espira tiene entre 75 y 100 mm de diámetro (Sant'Anna et al. 2007). Esta especie se confunde fácilmente con *D. crassum* por su morfología pero los tricomas de esta última siempre son regularmente espiralados (Komárek & Zapomelová, 2007). El género *Anabaena* ha sido dividido recientemente en cinco nuevos géneros en base a estudios genéticos y morfológicos; *Dolichospermum* comprende las *Anabaena* planctónicas (Komárek com pers).

Tipo de floración: semi-acumulativa o acumulativa, generalmente evidente. Puede acumularse en la superficie o zonas de remansos.

Tipos de ambientes: Sistemas límnicos eutróficos, con estratificación semanal a estacional. Forma floraciones comúnmente durante el período estival.

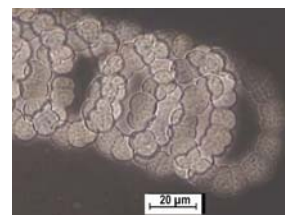
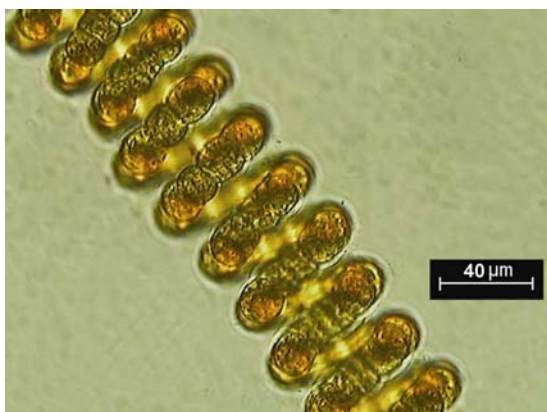
En nuestro país se registra frecuentemente en sistemas límnicos moderadamente profundos (8 - 28 m; lagos y embalses), durante el período estival bajo diversas condiciones (temperatura: 22 - 34 °C; zona eufótica: 1,6 - 2, 3 m; PT: 53 - 690 µg l⁻¹; NT: 400 - 750 µg l⁻¹, pH: 6 - 9).

Toxinas: esta especie produce anatoxina-a, anatoxina-a(S), saxitoxinas, STXs gonyautoxina y neosaxitoxina. El género *Anabaena* produce microcistinas (variedades RR, LR, EE(OMe), E(OMe), HphR, HtyR) y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zonas Norte, Centro, Sur, Sur-Centro y Sur-Este (ver Tabla 10.1). Citada para los embalses de Batlle y Ordoñez, Baygorria, Palmar, Paso Severino, Rincón del Bonete, San Gregorio, para el lago Ton Ton, para la Laguna Merín y para el Río Uruguay y el Río Yí.

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República; Área Hidrobiología Laboratorio Central "Dr. Francisco Alciaturi", OSE. FOTOS: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República; Área Hidrobiología Laboratorio Central "Dr. Francisco Alciaturi", OSE.

Dolichospermum cf. *crassum* Wacklin et al. – syn. *Anabaena crassa* (Lemmermann) Komárek–Leng et Cronberg 1992)



Célula vegetativa	Esférica a forma barril
Mucílago	Transparente, ancho
Célula apical	Esférica
Células diferenciadas	Heterocitos y acinetes
Aerotopos	Si

	largo promedio (mín – máx)	ancho promedio (mín – máx)
Célula (µm)	7,6 (6,4 – 9,1)	7,6 (6,4 – 9,1)
Heterocito (µm)	7,6	7,6
Acinete (µm)	Sin datos	Sin datos

Características morfológicas: tricomas solitarios, espiralados. Espiras regulares de 10,1 a 13,4 µm de diámetro. Célula vegetativa en forma esférica o de barril. Célula apical esférica. Contenido celular verde-azulado con aerotopos. Heterocitos más o menos esféricos. Acinetes de forma oval, solitarios, distantes de los heterocitos (no observados en nuestras muestras).

Comentarios taxonómicos: el tamaño de las células encontrado es menor a la descripción original de esta especie (9,5 a 12 µm). Según la bibliografía la distancia entre espiras es de 4,9 a 9,7 µm (Werner 2002). Esta especie se confunde frecuentemente con *D. circinalis* (Bas. *Anabaena circinalis*) por su proximidad morfológica pero se distingue por presentar siempre filamentos regularmente espiralados del mismo diámetro (Komárek & Zapomělová 2007). El género *Anabaena* ha sido dividido recientemente en cinco nuevos géneros en base a estudios genéticos y morfológicos; *Dolichospermum* comprende las *Anabaena* planctónicas (Komárek com pers).

Tipo de floración: semi-acumulativa o acumulativa, generalmente evidente. Puede acumularse en la superficie o zonas de remansos.

Tipos de ambientes: sistemas límnicos eutróficos con estratificación semanal a estacional.

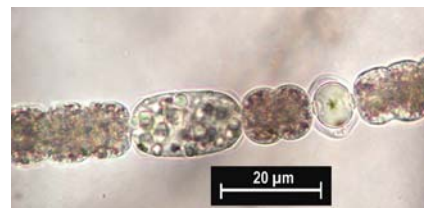
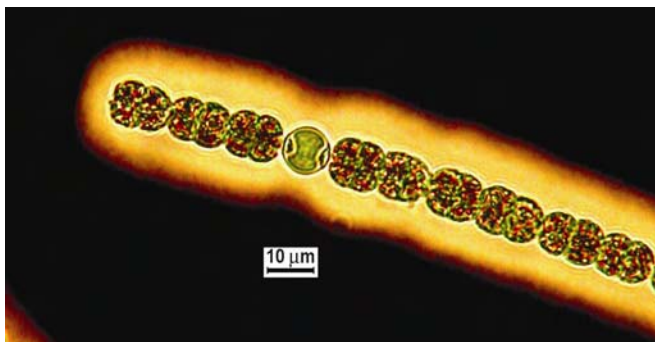
En nuestro país ha sido registrada en zonas de remansos del Río Uruguay durante el período estival.

Toxinas: produce anatoxina-a y anatoxina-a(S). El género *Anabaena* produce microcistina (variedades RR, LR, EE(OMe), E(OMe), HphR, HtyR), saxitoxina y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zona Norte (ver Tabla 10.1) Citada para el Río Uruguay.

FUENTE: Área Hidrobiología - Laboratorio Central “Dr. Francisco Alciaturi”, OSE.

Dolichospermum planctonicum (Brunnthal) comb. nova – basónimo:
Anabaena planctonica Brunnthal 1903)



Célula vegetativa	Subesféricas o con forma de barril
Mucílago	Transparente, amplio
Célula apical	Redondeada
Células diferenciadas	Heterocitos y acinetes
Aerotopos	Si

	largo promedio (mín – máx)	ancho promedio (mín – máx)
Célula (µm)	11 (8,0 – 12)	11 (8,0 – 13)
Heterocito (µm)	8,8 (6,0 – 11)	10 (7,0 – 14)
Acinete (µm)	20 (9,0 – 30)	12,37 (8,0 – 19)

Características morfológicas: tricomas solitarios, rectos o levemente curvados, con mucílago transparente, incoloro y amplio. Células vegetativas con forma de barril, con aerotopos. Células terminales más redondeadas que las del resto. Heterocitos esféricos a ovoides, con mucílago propio transparente y evidente, intercalados. Acinetes ovales, intercalares, aislados o pareados, distantes de los heterocitos.

Comentarios taxonómicos: el género *Anabaena* ha sido dividido recientemente en cinco nuevos géneros en base a estudios genéticos y morfológicos; *Dolichospermum* comprende las *Anabaena* planctónicas (Komárek com pers).

Tipo de floración: semi-acumulativa o acumulativa, generalmente evidente. Puede acumularse en la superficie o zonas de remansos.

Tipos de ambientes: sistemas límnicos eutróficos con estratificación semanal a estacional.

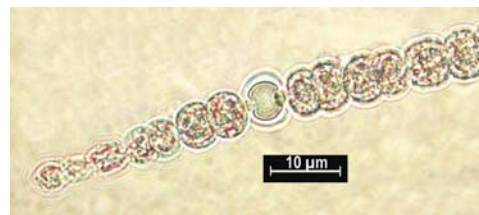
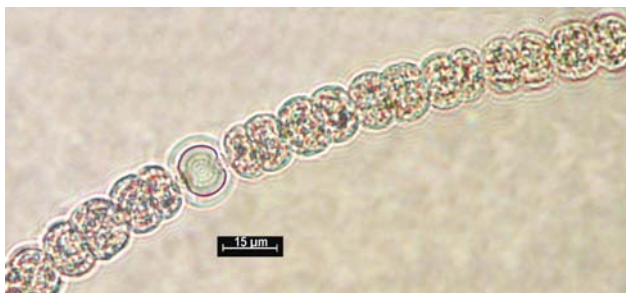
En nuestro país ha sido registrada en zonas de remansos de ríos y embalses durante el período estival bajo diversas condiciones ambientales (temperatura: 21 - 24 °C; zona eufótica: 1,9 - 2,3 m; fosfato: 3,8 - 225 µg l⁻¹; fósforo total: 20 - 690 µg l⁻¹; nitrógeno inorgánico disuelto: 127 - 230 µg l⁻¹; nitrógeno total: 194 - 760 µg l⁻¹, pH: 7 - 7,5).

Toxinas: esta especie produce anatoxina-a y cilindrospermopsina. El género *Anabaena* produce microcistina (variedades RR, LR, EE(OMe), E(OMe), HphR, HtyR), saxitoxinas y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zonas Centro, Sur-Centro y Sur-Este (ver Tabla 10.1). Citada para los embalses de Baygorria, Palmar, San Gregorio y Rincón del Bonete, para el Arroyo La Palma, Arroyo Porongos y Arroyo San Francisco y para el Río Yí.

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República; Área Hidrobiología - Laboratorio Central "Dr. Francisco Alcíaturi", OSE.

Dolichospermum solitarium (Klebahn) comb. nova – basónimo: *Anabaena solitaria* Klebahn 1895)



Célula vegetativa	Esférica a ovalada
Mucílago	Transparente
Célula apical	Esféricas a alargadas
Células diferenciadas	Heterocitos y acinetes
Aerotopos	Si

	largo promedio (mín – máx)	ancho promedio (mín – máx)
Célula (µm)	6,0 (3,5 – 9,0)	7,0 (4,5 – 9,0)
Heterocito (µm)	6,1 (4,0 – 11)	6,6 (5,0 – 9,0)
Acinete (µm)	23 (17 – 26)	12 (10 – 13)

Características morfológicas: tricomas solitarios rectos o levemente curvos, con mucílago transparente e incoloro. Células vegetativas esféricas a ovaladas, con aerotopos. Células apicales esféricas o algo alargadas. Heterocitos esféricos intercalares. Acinetes cilíndricos, solitarios, algo distantes de los heterocitos (1 a 4 células).

Comentarios taxonómicos: el género *Anabaena* ha sido dividido recientemente en cinco nuevos géneros en base a estudios genéticos y morfológicos; *Dolichospermum* comprende las *Anabaena* planctónicas (Komárek com pers).

Tipo de floración: semi-acumulativa o acumulativa, generalmente evidente. Puede acumularse en la superficie o zonas de remansos.

Tipos de ambientes: sistemas límnicos eutróficos con estratificación semanal a estacional.

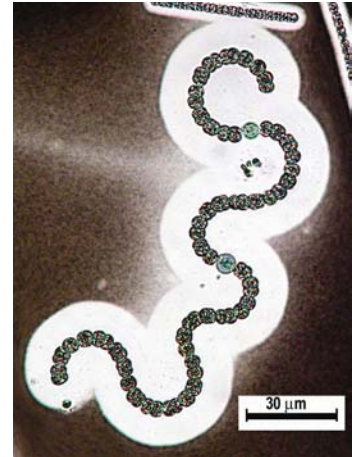
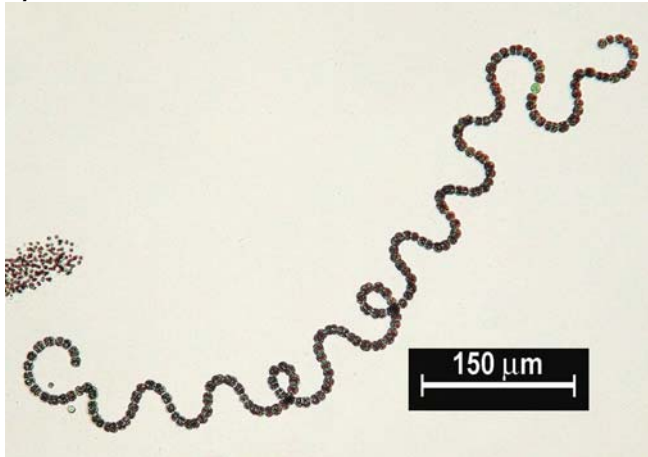
En nuestro país ha sido registrada en sistemas lénticos profundos (8 - 28 m) durante el período estival bajo diversas condiciones ambientales (temperatura: 26 - 34 °C; zona eufótica: 1,5 - 1,8 m; fósforo total*: 74 µg l⁻¹; nitrógeno total*: 580 µg l⁻¹) (*: un único dato para embalse Rincón del Bonete).

Toxinas: el género *Anabaena* produce microcistina (variedades RR, LR, EE(OMe), E(OMe), HphR, HtyR), anatoxina-a, anatoxina-a(S), saxitoxinas y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zonas Centro y Sur (ver mapa). Citada para el embalse de Rincón del Bonete y el lago Ton Ton.

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Dolichospermum spiroides (Klebahn) comb. nova – basónimo: *Anabaena spiroides* Klebahn 1895



Célula vegetativa	Esférica a forma de barril
Mucílago	Transparente, amplio
Célula apical	Esférica
Células diferenciadas	Heterocitos y acinetes
Aerotopos	Si

	largo promedio (mín – máx)	ancho promedio (mín – máx)
Célula (μm)	6,2 (4,0 – 8,0)	6,6 (6,0 – 8,0)
Heterocito (μm)	5,0 (5,0 – 5,0)	6,0 (6,0 – 6,0)
Acinete (μm)	5,0 (4,0 – 6,0)	6,5 (6,0 – 7,0)

Características morfológicas: tricomas solitarios, flexuosos, a veces formando espiras regulares o irregulares. Mucílago transparente y amplio. Células vegetativas esféricas o con forma de barril. Células terminales esféricas. Presencia de aerotopos. Heterocitos esféricos, intercalares. Acinetes cilíndricos con extremidades redondeadas, solitarios, distantes de los heterocitos.

Comentarios taxonómicos: según la bibliografía el diámetro de la espira es entre 27,9 y 59,3 μm , la distancia entre espiras es entre 23,1 y 37,6 μm (Werner 2002). Se puede confundir con *Dolichospermum circinalis* (Bas. *Anabaena circinalis*) (ver comentarios taxonómicos en *D. circinalis*). El género *Anabaena* ha sido dividido recientemente en cinco nuevos géneros en base a estudios genéticos y morfológicos; *Dolichospermum* comprende las *Anabaena* planctónicas (Komárek com pers).

Tipo de floración: semi-acumulativa o acumulativa, generalmente evidente. Puede acumularse en la superficie o zonas de remansos.

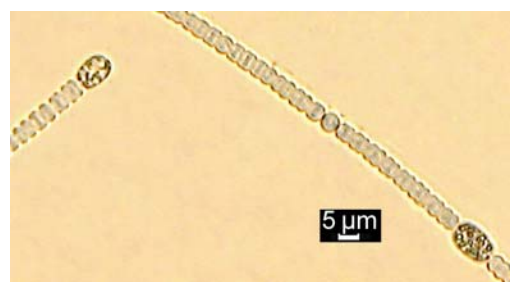
Tipos de ambientes: sistemas límnicos eutróficos con estratificación semanal a estacional. En nuestro país ha sido registrada en embalses y ríos durante el período estival bajo diversas condiciones ambientales (temperatura: 20 - 28 °C; zona eufótica: 1,6 - 2,3 m; fósforo total: 43 - 690 $\mu\text{g l}^{-1}$; nitrógeno total: 395 - 761 $\mu\text{g l}^{-1}$).

Toxinas: esta especie produce de anatoxina-a(S). El género *Anabaena* produce microcistinas (variedades RR, LR, EE(OMe), E(OMe), HphR, HtyR, VF,) anatoxina-a, saxitoxinas, GTX3 y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zona Centro (ver Tabla 10.1). Citada para los embalses Baygorria, Rincón del Bonete, Palmar, San Gregorio y para el Río Yí.

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Dolichospermum viguieri Wacklin et al. – syn. *Anabaena viguieri* Denis et Frey 1923–24



Célula vegetativa	Esférica a forma de barril
Mucílago	Fino, no evidente
Célula apical	Esférica
Células diferenciadas	Heterocitos y acinetes
Aerotopos	Si

	largo promedio (mín – máx)	ancho promedio (mín – máx)
Célula (μm)	4 (3,0 – 7,0)	7,2 (5,0 – 11)
Heterocito (μm)	5,8 (4,8 – 6,3)	5,3 (4,8 – 5,9)
Acinete (μm)	9,5 (8,4 – 12)	6,6 (5,9 – 8,5)

Características morfológicas: tricomas solitarios, rectos o levemente curvos, a veces afinados hacia los extremos. Mucílago fino, no evidente. Células vegetativas esféricas o en forma de barril, con aerotopos. Células apicales esféricas. Heterocitos esféricos o forma de barril. Acinetes ovales o elipsoidales, solitarios o a veces en pares, distantes de los heterocitos.

Comentarios taxonómicos: el género *Anabaena* ha sido dividido recientemente en cinco nuevos géneros en base a estudios genéticos y morfológicos; *Dolichospermum* comprende las *Anabaena* planctónicas (Komárek com pers).

Tipo de floración: semi-acumulativa o acumulativa, generalmente evidente. Puede acumularse en la superficie o zonas de remansos.

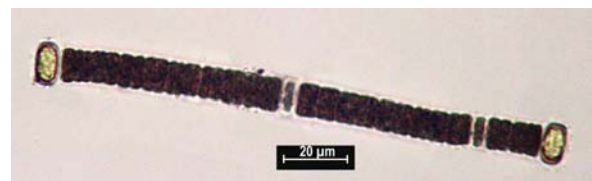
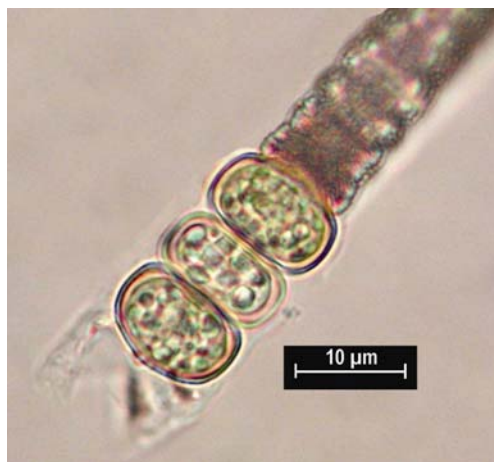
Tipos de ambientes: sistemas límnicos eutróficos con estratificación semanal a estacional. En nuestro país ha sido registrada en ríos durante el período estival.

Toxinas: el género *Anabaena* produce microcistina, anatoxina-a, anatoxina-a(S), saxitoxina y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zonas Sur-Centro, Sur-Oeste, Sur-Este (ver Tabla 10.1), citada para Arroyo La Palma, Arroyo Santa Lucía Chico y Arroyo Rosario.

FUENTE: Área Hidrobiología - Laboratorio Central "Dr. Francisco Alciaturi", OSE.

Nodularia spumigena Mertens ex Bornet et Flahault 1888



Célula vegetativa	Forma elipsoidal, achatadas
Mucílago	Transparente, grueso
Célula apical	No diferenciada
Células diferenciadas	Heterocitos y acinetes
Aerotopos	Si

	largo promedio (mín – máx)	ancho promedio (mín – máx)
Célula (µm)	2,9 (1,7 – 4,5)	11 (11 – 11)
Heterocito (µm)	4,3 (3,5 – 5,0)	Sin datos
Acinete (µm)	9,6 (7,8– 12)	15 (13 – 15)

Características morfológicas: tricomas solitarios, rectos. Mucílago transparente, grueso, incoloro y lamelado transversalmente. Células vegetativas siempre más cortas que anchas, oscuras por la alta densidad de aerotopos. Heterocitos de forma similar a las células vegetativas, siempre más cortos que anchos, solitarios o en cadena, conectados de forma sutil a las células vegetativas. Acinetes con forma elíptica, pared celular gruesa, solitarios o en cadena.

Comentarios taxonómicos: habita sistemas salobres (importante para la determinación de la especie). En la bibliografía también se citan tricomas flexuosos. Las poblaciones registradas en nuestro país en 1990 presentaron características intermedias entre *Nodularia spumigena* y *Nodularia baltica* (Pérez et al 1999), ver capítulo 12.

Tipo de floración: semi-acumulativa, puede ser evidente y acumularse en zonas de remansos. Confiere fuerte olor al agua.

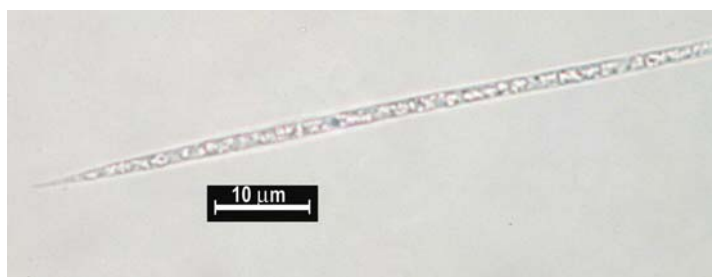
Tipos de ambientes: aparece en ambientes salobres eutróficos. Forma densas floraciones en el Mar Báltico. Se conoce poco su distribución en América del Sur (Komárek et al. 2003). En nuestro país ha sido registrada en una laguna costera salobre (salinidad: 3 - 5), durante el período estival (temperatura > 20 °C), ver capítulo 12.

Toxinas: esta especie produce nodularina. El género *Nodularia* produce microcistinas (variedades: RR, VF) anatoxina-a, anatoxina-a(S), saxitoxinas, GTX3 y lipopolisacáridos (LPS).

Zonas de registro: zona Sur-Este (ver Tabla 10.1), citada para la Laguna de Castillos.

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

Rhaphidiopsis mediterranea Skuja 1937



Célula vegetativa	Cilíndrica
Mucílago	Si
Célula apical	Puntiagudas, cónicas
Células diferenciadas	Acinetes
Aerotopos	Si

	largo promedio (mín - máx)	ancho promedio (mín - máx)
Célula (μm)	8,5 (5,0 - 12)	3,0 (2,0 - 4,0)
Heterocito (μm)	No forma	No forma
Acinete (μm)	No detectados	No forma

Características morfológicas: tricomas solitarios, rectos o curvados, sin constricciones, atenuados, con ápices que terminan en punta. Células vegetativas cilíndrica, con aerotopos. Células apicales puntiagudas, rectas o levemente curvas. Sin heterocitos. Acinetes intercalares, solitarios o en pares.

Comentarios taxonómicos: se puede confundir con *Cylindrospermopsis raciborskii* en el caso en que *Cylindrospermopsis* no presente heterocitos (ver comentarios taxonómicos en *Cylindrospermopsis*). Las especies del género son mayormente planctónicas.

Tipo de floración: dispersiva, no evidente. De amplia distribución mundial.

Tipos de ambientes: en sistemas someros eutróficos mezclados. Tolera baja disponibilidad lumínica. En nuestro país ha sido registrada en lagos someros eutróficos a hipereutróficos urbanos (profundidad: 1,7 - 2,5 m; área: 0,6 - 1,3 Ha) durante todo el año (temperatura: 8 - 28 °C) en altas biomásas y en co-ocurrencia con otras cianobacterias (clorofila a: 260 µg l⁻¹).

Toxinas: el género *Raphidiopsis* produce microcistina, lipopolisacáridos (LPS), homoanatoxina-a, anatoxina-a, 4-hidroxihomoanatoxina-a.

Zonas de registro: zona Sur (ver Tabla 10.1). Citada para los lagos Canteras y Rodó.

FUENTE: Sección Limnología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República.

PARTE IV - CASOS DE ESTUDIO

CAP. 11- EMBALSE SALTO GRANDE: LA DIVERSIDAD DEL FITOPLANCTON COMO HERRAMIENTA PARA LA GESTIÓN DE LAS FLORACIONES DE *MICROCYSTIS*

Guillermo Chalar

El embalse Salto Grande (Río Uruguay) (Tabla 11.1), recibe una alta carga de fósforo originada principalmente por la erosión de los suelos y el uso intensivo de fertilizantes agrícolas en su cuenca media y alta (Chalar 2006). Dicha carga está relacionada en forma directa con el caudal del río, el cual presenta un patrón de variación anual con registros históricos máximos en primavera (setiembre-octubre) y mínimos en verano (diciembre-febrero).

Diversos estudios indican que el sistema presenta una alta turbidez inorgánica relacionada con la erosión de los suelos, lo que produce una limitación lumínica al desarrollo del fitoplancton (Quirós & Lucchini 1982; Beron 1990; O'Farrel & Izaguirre 1994). Ella se expresa en una relación inversamente proporcional entre el coeficiente de extinción vertical de la luz (Kd) y la abundancia y biomasa de fitoplancton. Sin embargo, la disminución de los aportes hidrológicos durante los meses más cálidos promueve el aumento de la estabilidad de la columna de agua, lo que favorece los procesos de sedimentación y

11.1), recibe una alta carga de fósforo

Tabla 11.1. Algunas características morfológicas del Embalse Salto Grande.

Superficie km ²	780
Volumen Hm ³	5109
Caudal de ingreso medio anual m ³ s ⁻¹	4640
Profundidad media (m)	6,4
Profundidad máxima (m)	35,0
Tiempo de residencia (días)	11,3

precipitación y conduce al establecimiento de una fase de agua clara. Estos procesos, sumados a las altas temperaturas y la disponibilidad de nutrientes (ej.: fósforo), crean las condiciones óptimas para el aumento de la biomasa del fitoplancton y el desarrollo de floraciones dominadas por *Microcystis* (Chalar et al. 2002a; De León & Chalar 2003), cianobacteria colonial que puede acumularse en la superficie del agua. Como consecuencia de la eutrofización y el desarrollo de floraciones en Salto Grande, han sido constatadas las siguientes problemáticas ambientales: toxicidad en el agua debida a altas concentraciones de microcistina, mortandad de peces, aumento del costo de potabilización del agua, malos olores, restricciones en el uso del cuerpo de agua para actividades de recreación.

A pesar de que las causas de la eutrofización son conocidas desde hace más de 30 años y de que se conocen exhaustivamente muchos de los procesos que conducen al deterioro ambiental, lamentablemente en la mayoría de las cuencas de la región y especialmente en la del Río Uruguay la problemática tiende a agravarse (Chalar 2006). Por ello resulta relevante buscar mecanismos de gestión a corto plazo basados en modelos científicos predictivos, que alerten sobre la ocurrencia potencial de floraciones algales. En esta breve exposición, se resume la propuesta de un modelo basado en la teoría de ecosistemas que relaciona positivamente la estabilidad con la diversidad de los ecosistemas (Thébault & Loreau 2005; Tilman et al. 2006). Este estudio se basó en 12 muestreos realizados entre setiembre de 2000 marzo de 2002, en 5 estaciones del embalse Salto Grande (Chalar 2008). En el estudio se calculó la diversidad del fitoplancton (H'), estimada mediante el índice Shannon & Weaver (1949) y la estabilidad del ecosistema fue considerada como la capacidad del mismo para resistir la ocurrencia de una floración (Roelke & Buyukates 2002). La relación teórica directa esperada entre la estabilidad y la diversidad, fue verificada empíricamente para Salto Grande entre la diversidad (H') y la abundancia total de fitoplancton (AF) y entre la diversidad y el coeficiente de extinción vertical de la luz (K_d) (Chalar 2008). A partir del ajuste de las observaciones a una función continua se estimaron los puntos de inflexión y se relacionaron con la dinámica del ecosistema.

Los resultados obtenidos (Fig. 11.1), indican que una baja densidad de fitoplancton se corresponde con valores moderados de H' . Esta situación estaría explicada por el bajo tiempo de residencia y una alta limitación lumínica. A medida que las condiciones ambientales se hacen más favorables para el crecimiento del fitoplancton (mayor disponibilidad de luz y tiempo de residencia), su abundancia aumenta y la diversidad registra los valores máximos, previo al punto de inflexión ($AF = 3000 \text{ cel ml}^{-1}$; $H' = 2,7 \text{ bit cel}^{-1}$). Este momento indicaría el comienzo de la competencia por recursos cuya dinámica favorecería a *Microcystis* y podría conducir al desarrollo de una floración algal. De manera similar (Fig. 11.2) se puede inferir que a valores de $K_d > 2,5 \text{ m}^{-1}$, la limitación lumínica favorece la competencia y mantiene valores medios y altos de diversidad. Cuando la limitación por luz se hace menos importante, ($K_d < 2,5 \text{ m}^{-1}$), la diversidad comienza a caer desde el punto de inflexión ($1,9 \text{ bit cel}^{-1}$), hasta los mínimos registros. Además de estas relaciones, durante las floraciones de *Microcystis*, se registraron valores indetectables de fósforo reactivo soluble, altas temperaturas y altos tiempos de residencia. Es importante señalar, además, que el 100% de las muestras analizadas presentaron toxinas (microcistina total), la que varió entre 231 y 2020 $\mu\text{g g peso seco}^{-1}$ (Chalar et al. 2002b).

RECUADRO 11.1

Algunos cálculos

Coeficiente de Extinción Vertical de la Luz (K_d , m^{-1})

Según la ley de Lambert-Beer que relaciona la absorción de la luz con el material (agua) que atraviesa:

$$I_z = I_0 e^{-K_d z}$$

Donde, I_z : Intensidad de la luz a la profundidad z ,

I_0 : Intensidad de la luz incidente ($z = 0$)

z : profundidad (en m)

Índice de Diversidad de Shannon-Weaver (H') (medida de la diversidad basada en la teoría de la información)

$$H' = - \sum P_i \log_2 p_i$$

Donde, P_i : proporción de individuos de la especie i (n_i), respecto al total de individuos N , ($P_i = n_i/N$).

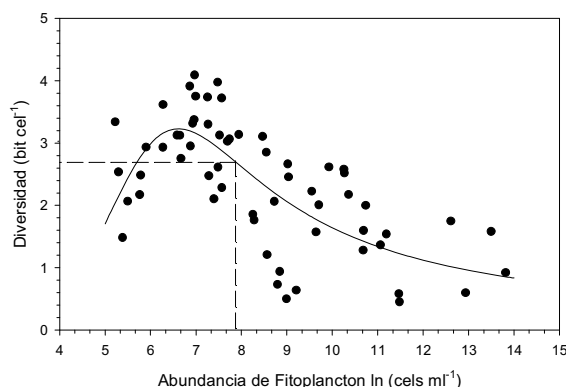


Figura 11.1. Índice de diversidad de Shannon-Weaver de la abundancia de fitoplancton. Se presenta la función de ajuste (línea continua) para los valores observados ($y = (-0,5167+0,153X)/(1-0,303X+ 0,0265X^2)$) y el punto de inflexión estimado (intersección de líneas punteadas), por medio de la segunda derivada de y .

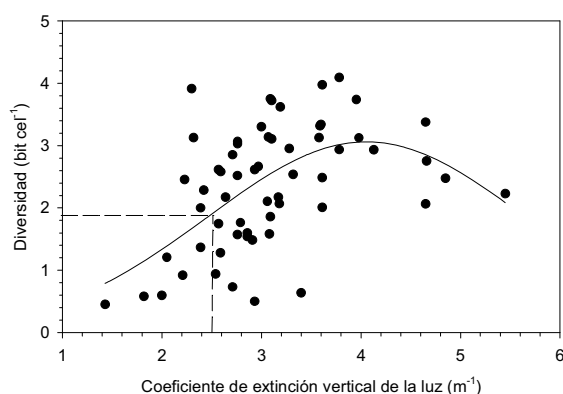


Figura 11.2. Índice de diversidad de Shannon de fitoplancton en función del coeficiente de extinción vertical de la luz. Se presenta la función de ajuste (línea continua) para los valores observados ($y = 3,0549 \cdot e^{-(x-4,0612)^2} / (2 \cdot (1,6038)^2)$) y el punto de inflexión estimado (intersección de líneas punteadas), por medio de la segunda derivada de y .

Los patrones de diversidad y los umbrales determinados podrían integrarse para construir un modelo predictivo de la ocurrencia de floraciones. En términos prácticos y para la formulación de una política de gestión, podría esperarse que, si los umbrales estimados de diversidad, K_d y abundancia de fitoplancton se alcanzan y no ocurre ningún tipo de disturbio ya sea natural o artificial, la probabilidad de ocurrencia de una floración de *Microcystis* a corto plazo (días a semanas) en el embalse sea alta. La continuidad de los trabajos de investigación permitirá validar este modelo y mejorarlo, posibilitando una mayor comprensión de los procesos que gobiernan la dinámica de las cianobacterias. Resulta importante remarcar la urgencia de incluir los costos ambientales en los procesos productivos, como la generación hidroeléctrica, que involucra el uso, casi sin restricciones, del agua y el manejo de todo un ecosistema, del que además dependen múltiples actividades con mayor o similar prioridad social.

PARTE IV – CASOS DE ESTUDIO

CAP. 12 - FLORACIONES DE CIANOBACTERIAS EN LAGUNAS COSTERAS

 Daniel Conde, Valeria Hein & Sylvia Bonilla

En las últimas tres décadas, estuarios y lagunas costeras de todo el mundo han visto modificado su equilibrio ecológico a consecuencia de la intensificación de las actividades antrópicas o por factores climáticos (Hallegraeff 1993). En este contexto, la presencia de floraciones de cianobacterias son eventos cada vez más comunes en la zona costera (Pinckney et al. 2001), provocando el deterioro general de la calidad del agua.

Las lagunas costeras son sistemas muy dinámicos y frágiles desde el punto de vista ecológico y contribuyen a la transferencia de materia desde el subsistema terrestre a la zona costera. En estos ecosistemas y sus humedales asociados se alcanzan los mayores valores de productividad de la Biosfera (Knoppers 1994). En Uruguay, las lagunas costeras de Rocha y de Castillos (Departamento de Rocha) son ambientes relevantes por su alta calidad ambiental e integran la Reserva de Biosfera Bañados del Este. Son áreas de cría y alimentación de peces y crustáceos comerciales, y mantienen poblaciones de aves endémicas y migratorias (Bonilla et al. 2006). Aunque las cianobacterias están normalmente en baja biomasa (Bonilla et al. 2005), bajo ciertas condiciones, pueden verse favorecidas, afectando la estructura y los usos de estas lagunas, como la producción pesquera. El aporte excesivo de nutrientes, las modificaciones hidrológicas y los fenómenos climáticos extremos son factores que pueden asociarse a la presencia de floraciones de cianobacterias en las lagunas costeras de la región (Abreu et al. 2009).

Se presentan a continuación, dos ejemplos de floraciones de cianobacterias en las lagunas costeras de Castillos (área: 90 km², profundidad media: 1,3 m) y de Rocha (área: 72 km² y profundidad media: 0,6 m), ambas con conexión periódica con el océano.

Nodularia en la Laguna de Castillos

Pérez et al. (1999) reportaron una floración de *Nodularia spumigena* en la Laguna de Castillos (Rocha, Uruguay) en verano de 1990. La composición de fitoplancton durante el estudio incluyó 30 taxa, y si bien *Nodularia* fue registrada en todo el período, su máxima contribución a la abundancia total fue en febrero y marzo (58 – 85 %). Los organismos presentaron características morfológicas intermedias entre *N. spumigena* y *N. baltica*. Durante el evento, la temperatura del agua varió entre 21 y 27 °C y la conductividad entre 7 y 8 mS cm⁻¹ (4 a 5 de salinidad).

Una segunda floración, reportada como *Nodularia* cf. *spumigena*, fue observada desde diciembre de 1996 a febrero de 1997 en la misma laguna (Bonilla & Conde 2000), con una abundancia de hasta 10⁴ filamentos ml⁻¹, presencia de heterocitos y acinetes, y valores de clorofila *a* de ca. 74 µg l⁻¹. Las condiciones ambientales durante la floración indicaron un máximo de temperatura en enero (24,3 °C), una conductividad de 5 – 9 mS cm⁻¹ (3 a 5 de salinidad) y una relación atómica nitrato:fósforo que disminuyó hacia el final del período (valores mínimos = 2,4 y 4,7 para enero y febrero, respectivamente). Las concentraciones de nitrógeno y fósforo fueron variables en ese período (742 – 1309 µg l⁻¹ y 42 – 272 µg l⁻¹ para nitrógeno y fósforo, respectivamente). Los valores de la clorofila *a* alcanzados durante la floración fueron ca. 27 veces más altos que el promedio registrado durante un ciclo anual en dos estaciones (2,3 ± 2,7 µg l⁻¹) de dicha laguna (Bonilla et al. 2006).

Floraciones de esta especie, de considerable duración, también han sido reportadas en otros ecosistemas costeros o salinos del mundo, por ejemplo en el Mar Báltico, estuarios de Australia y América del Norte (Finni et al. 2001; Komárek et al. 2003), pero su distribución es poco conocida en América del Sur (Pérez et al. 1999). Si bien algunas floraciones de *N. spumigena* han sido relacionadas con procesos de eutrofización, baja relación nitrógeno:fósforo y temperatura superior a 22 °C (Józwia et al. 2008), en otros casos su presencia se relacionó a cambios en la conductividad (Jaanus et al. 2009). Esta especie se distribuye exitosamente en ambientes de baja salinidad (Komárek et al. 2003) e incluso ha sido encontrada a valores de salinidad menores a 3 (Show & Kemp 2006), por lo que su desarrollo puede responder a una combinación de factores favorables, incluyendo esa variable.

En el caso de la Laguna de Castillos, el fenómeno habría sido disparado por las condiciones meteorológicas y limnológicas imperantes, ya que este sistema no tiene actividad antrópica importante en su cuenca (Rodríguez-Gallego et al. 2009). Cambios en la influencia oceánica (que determinan bajos valores de salinidad) sumado a las altas temperaturas, largo fotoperíodo y altas intensidades de luz en verano, son factores que explicarían el fenómeno. Por otro lado, los valores

observados de la relación nitrato:fosfato en la laguna de Castillos sugieren una limitación potencial por nitrógeno, lo que favorece el desarrollo de cianobacterias fijadoras de nitrógeno atmosférico como *Nodularia* sp. La especie *N. spumigena* produce acinetes que pueden permanecer en el sedimento hasta germinar en condiciones ambientales favorables, por lo que este fenómeno podría repetirse en esta laguna. *Nodularia spumigena* es una especie potencialmente tóxica que produce nodularina, una potente hepatotoxina, que representaría un riesgo para las pesquerías artesanales típicas de este ecosistema costero. En ambos eventos (1990 y 1996-1997), si bien no fue posible realizar pruebas de toxicidad, se registró fuerte olor a humedad y mal sabor en carne de peces y crustáceos capturados por los pescadores artesanales, lo que redundó en un perjuicio económico. Son necesarios más estudios científicos para comprender y predecir las condiciones que disparan las floraciones de esta especie.

***Pseudanabaena* cf. *moniliformis* en la Laguna de Rocha**

Durante un estudio (marzo 2003) en donde se evaluó que la dinámica de la conexión es un hecho relevante para el funcionamiento natural de la Laguna de Rocha, se registró la primera floración de cianobacterias en el sistema (Conde et al. 2004). La floración fue dominada por la cianobacteria *Pseudanabaena* cf. *moniliformis* (volumen específico: $18 - 22 \mu\text{m}^3$), aunque también estuvo presente la cianobacteria colonial *Aphanotece* aff. *minutissima*. También se identificaron 47 taxa de microalgas, 30% perteneciente a la clase Bacillariophyceae (diatomeas) y el resto a Chlorophyta, Cyanobacteria y Cryptophyta.

Durante la floración, la concentración de clorofila *a* alcanzó $62,8 \mu\text{g l}^{-1}$, superando en un orden de magnitud los valores promedio registrados entre 1996 y 2000 para la laguna (Bonilla et al. 2006). En la Fig. 12.1 se presenta la variación de dos indicadores de la biomasa total fitoplanctónica (biovolumen y concentración de clorofila *a*) durante el estudio. Las condiciones durante el evento fueron 22°C de temperatura, 25 mS cm^{-1} de conductividad (16 de salinidad) y una relación atómica nitrato:fosfato de ca. 300, indicando una posible limitación potencial por fósforo. El género *Pseudanabaena* presenta varias especies planctónicas que toleran condiciones de mezcla continua como las que comúnmente registra esta laguna. La floración de *P. moniliformis* fue registrada bajo salinidad intermedia, pero mucho mayor que la salinidad de la Laguna de Castillos (ejemplo anterior) durante las floraciones de *Nodularia* sp. Si bien *P. moniliformis* es una especie de agua dulce, otra especie del mismo género (*P. limnetica*), ha sido registrada en alta biomasa en lagunas costeras con salinidades intermedias (Chomerat et al. 2007), evidenciando una alta tolerancia a la salinidad de algunas especies del género. Recientemente, se ha determinado que *P. moniliformis* puede producir microcistina, una hepatotoxina (Nguyen et al. 2007), por lo que una floración de esta especie podría afectar la biota de la laguna y los usos recreativos y pesqueros.

Sin descartar que el evento puede ser una consecuencia de cambios en el estado trófico del sistema por modificaciones progresivas en el uso de la tierra y el aporte de nutrientes (Aubriot et al. 2005; Rodríguez-Gallego et al. 2007), es probable que condiciones favorables de salinidad, nutrientes e hidrodinámica hayan promovido el fenómeno. Coincidente con esta floración, un evento similar fue registrado en la vecina Lagoa dos Patos (Abreu et al. 2009), lo que sugiere que ambos eventos podrían ser consecuencia de una combinación de factores favorables y la ocurrencia del fenómeno de El Niño, imperante en el período previo a los registros.

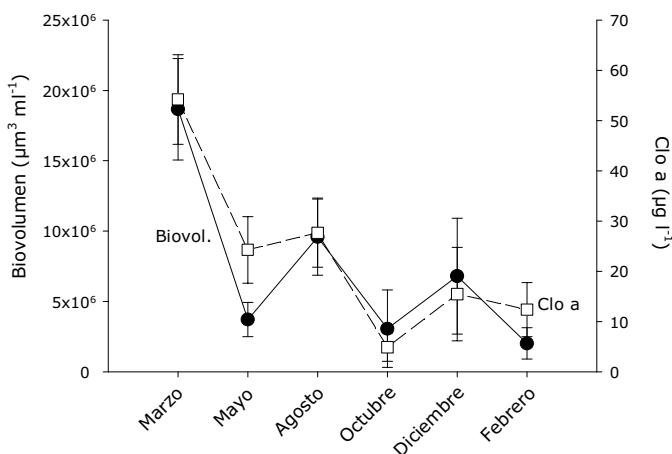


Figura 12.1. Variación de la clorofila *a* (cuadrados blancos) y el biovolumen fitoplanctónico (círculos negros), promedios y desvíos estándar (barras verticales) entre marzo 2003 y febrero 2004 en la zona Sur Laguna de Rocha. La floración ocurrió al inicio del período (Marzo).

PARTE IV -CASOS DE ESTUDIO

CAP. 13 - FLORACIONES DE LA ESPECIE INVASORA *CYLINDROSPERMOPSIS RACIBORSKII* EN URUGUAY

Leticia Vidal, Carla Kruk, Luis Aubriot, Claudia Piccini, Amelia Fabre & Sylvia Bonilla

Cylindrospermopsis raciborskii (Orden Nostocales) es una especie planctónica que presenta una alta potencialidad tóxica, ya que puede producir saxitoxina y cylindrospermopsina (ver capítulo 4) y otras toxinas de estructura química desconocida. Por lo tanto las floraciones de esta especie pueden ser perjudiciales para la salud humana. *C. raciborskii* es una especie de origen tropical, pero recientemente ha comenzado a expandir su distribución invadiendo latitudes más frías, lo que ha generado alerta en la comunidad científica internacional (Padisák 1997; Wiedner et al. 2007; Vidal & Kruk 2008).

Varias hipótesis han sido planteadas para explicar el éxito en su dispersión y el comportamiento invasivo de esta especie (Komárek 2002). Por un lado, se mencionan sus características fisiológicas que la hacen una mejor competidora, como la tolerancia a amplios rangos de luz y temperatura (Padisák 1997), que a su vez pueden verse incrementadas por el aumento de la temperatura debido al calentamiento global (Briand et al. 2004). Estudios ecofisiológicos han señalado que si bien *C. raciborskii* crece a temperaturas por encima de los 20 °C, se ha registrado su presencia en regiones subtropicales y templadas donde crece durante el período estival (Hamilton et al. 2005). Algunos estudios indican diversos mecanismos fisiológicos que le confieren a *C. raciborskii* ventajas competitivas como: adaptación a bajas intensidades lumínicas, fijación de nitrógeno atmosférico (heterocitos), alta afinidad por el fósforo y presencia de células de resistencia (acinetes) (Padisák 1997; Mur et al. 1999). Otras hipótesis incluyen la radiación adaptativa de la especie luego de la última glaciación (Gugger et al. 2005). Estudios de su diversidad genética sugieren una dispersión reciente a lo largo de América y Europa desde pequeñas áreas cálidas en cada continente (Gugger et al. 2005). Asimismo, se menciona como ventaja dispersiva para esta especie la baja presión de depredación por el zooplancton (Branco & Senna 1994; Figueredo et al. 2007).

Recientemente en Uruguay, se han registrado floraciones de *Cylindrospermopsis raciborskii* en diversos sistemas eutróficos en Canelones (lagos de canteras artificiales), Maldonado (Laguna Blanca) y Rocha (tajamares artificiales) en períodos estivales. Asimismo, también se han encontrado altas biomásas de la especie en lagos de Canelones y Montevideo en invierno (temperatura: 12 °C, clorofila *a*: 55 µg l⁻¹) (Vidal & Kruk 2008; Fabre et al. en revisión), lo que podría indicar una tolerancia mayor a las bajas temperaturas. A su vez, ya ha sido registrada en baja abundancia en el Río Uruguay (Prosperi 2007) y con mayor densidad en regiones cercanas a nuestro país, como en el sur de Brasil (Rio Grande do Sul) (Bouvy et al. 2000).

Las poblaciones uruguayas de esta especie fueron inicialmente identificadas mediante caracteres morfológicos, comparando las características diacríticas de las mismas con ejemplares registrados mundialmente (Vidal & Kruk 2008). Se encontró una gran variabilidad morfológica dentro y entre los ecosistemas estudiados (Lagunas: Blanca, del Sauce y Chica y Lago Javier) (Vidal & Kruk 2008). Los ejemplares analizados fueron todos filamentos rectos con células vegetativas generalmente cilíndricas (5 – 20 µm de largo y 1 – 4,8 µm de ancho) sin constricciones en la pared celular (excepto en Laguna Chica) con aerotopos y sin gránulos. Sin embargo, mostraron una gran variación morfológica en otras características (Vidal & Kruk 2008), encontrándose filamentos con acinetes (de 1 a 3 contiguos) o sin acinetes y con heterocitos (1 a 2 siempre terminales) o sin heterocitos. Los acinetes registraron formas elipsoides o con forma de barril, (2,5 – 18 µm de largo y 2 – 4,8 µm de ancho) mientras que los heterocitos registraron forma de gota con o sin caliptra (2 – 12 µm de largo y 1,4 – 3,0 µm de ancho). No se observaron diferencias entre los morfotipos de diferentes regiones geográficas. Sin embargo, nuestros morfotipos presentaron más similitudes entre sí que con los del resto del mundo. La gran plasticidad fenotípica que tiene esta especie (McGregor & Fabbro 2000) ha dificultado diferenciarla de otras del mismo género (*C. philippinensis*, *C. cuspidis* y *C. africana*) así como de otras cianobacterias del Orden Nostocales (*Anabaenopsis*, *Raphidiopsis* y *Cylindrospermum*). En base a dos cepas nativas, la identidad de esta especie registrada en Uruguay fue confirmada mediante métodos moleculares (secuencias del gen para ARNr 16S, ITS y gen *nifH*) (Piccini et al. en preparación).

Debido al impacto que puede tener esta especie en la salud humana, recientemente se comenzaron a realizar estudios experimentales en nuestro país acerca de su ecofisiología, genética y toxicología. Actualmente se están realizando estudios de laboratorio con dos cepas nativas, a fin de determinar las preferencias ecológicas de la especie y su potencial invasor en las condiciones locales

(Sección Limnología, Facultad de Ciencias). Los resultados preliminares indican que las poblaciones nativas crecen mejor en condiciones de alta intensidad lumínica ($100 \mu\text{moles fotones m}^{-2} \text{s}^{-1}$, fotoperíodo 16:8) (Fig. 13.1) y no a bajas intensidades como es sugerido por otros autores (ej: Padisák 1997). Además, estas poblaciones pueden tolerar temperaturas de 14°C (crecimiento, $\mu = 0,003 \text{ días}^{-1}$).

Los análisis de la composición pigmentaria realizados por HPLC permitieron determinar zeaxantina, mixoxantofila y otros pigmentos glicosídicos próximos (4-keto-mixoxantofila) como los pigmentos cianobacterianos más representativos en poblaciones de *C. raciborskii*. En particular, se encontró un pigmento cercano a la mixoxantofila pero con tiempo de retención y características espectrales diferentes (diferentes máximos de absorción), que podría tener implicancias fisiológicas en la tolerancia a variaciones en la temperatura, como ocurre con la mixoxantofila (Várkonyi et al. 2002). Los resultados preliminares realizados mediante inmunoensayos (ELISA) para la detección de cylindrospermopsina y saxitoxina indican que las dos cepas locales producen saxitoxina, mientras que no ha sido detectada, hasta el momento, cylindrospermopsina (fuente: Area Hidrobiología, OSE). Estudios preliminares sobre la presencia de un gen que codifica para una de las enzimas involucradas en la síntesis de cylindrospermopsina (amidinotransferasa) sugieren que este no estaría presente en la cepa MVCC14, aunque sí estaría presente en otra cepa uruguaya (MCCC19) (Piccini et al., resultados no publicados). Más aún, diversos estudios toxicológicos realizados por varios autores coinciden en que las poblaciones de Australia y Asia son productoras de cylindrospermopsina, mientras que las americanas producen saxitoxinas (Haande et al. 2008).

Para comprender la proliferación de esta especie en nuestro país y evaluar sus potenciales efectos en la salud de la población así como en su proceso de invasión y efecto sobre las comunidades naturales, es necesario continuar los estudios científicos combinando información tanto de laboratorio como de campo (Limnología, ecofisiología y ecología molecular). De esta manera será posible desarrollar políticas dirigidas a evitar los posibles impactos negativos sobre los ecosistemas acuáticos y la salud humana.

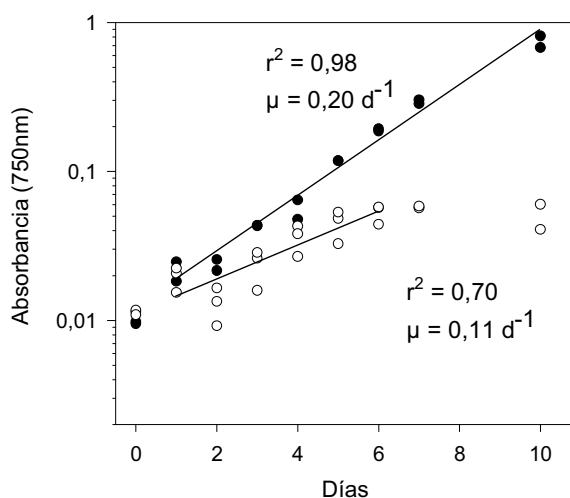


Fig. 13.1. Curvas de crecimiento de la cepa MVCC14 en dos condiciones de luz, alta ($100 \mu\text{moles m}^{-2}\text{s}^{-1}$; círculos negros) y baja ($30 \mu\text{moles m}^{-2}\text{s}^{-1}$; círculos blancos). Fotoperíodo 16:8., burbujeo continuo, temperatura 25°C . En el gráfico se indican las tasas de crecimiento (μ) para cada caso, calculadas en fase exponencial de crecimiento (Bonilla et al, en preparación).

GLOSARIO

- ACINETE (O ACINETO):** célula diferenciada originada a partir del agrandamiento de una célula vegetativa. Presenta una pared celular engrosada, es de mayor tamaño que las células vegetativas y puede tener una vaina mucilaginosa. Cumple función de resistencia y propagación.
- AERÓTOPO:** conjunto de vesículas de gas que cumplen la función de regular la posición del organismo en la columna de agua. Al microscopio óptico se observan como cuerpos irregulares de color oscuro, negro o refringente.
- ALGAS:** grupo heterogéneo de microorganismos eucariotas autótrofos pertenecientes a diversos linajes evolutivos (Discicristata, Chromista, Alveolata y Viridiplantae) que tienen en común la ausencia de embrión y la presencia de la clorofila *a*. Habitan ambientes acuáticos límnicos y marinos, subaéreos y terrestres. Su tamaño varía desde ca. 1 μm (microalgas) hasta varios metros (grandes algas marinas).
- APOHETEROCÍTICO, ACINETES:** acinetes que se desarrollan en una zona “entre heterocitos”. Pueden diferenciarse en acinetes todas las células vegetativas de una zona entre dos heterocitos. Generalmente dos veces más grandes que las células vegetativas. Ejempl: *Trichomus*, *Nodularia*.
- AUTÓTROFO:** organismo que utiliza fuentes inorgánicas de carbono (CO_2 , HCO_3) para la formación de nueva materia orgánica y crecimiento.
- BIOMANIPULACIÓN:** control biológico basado en el manejo experimental (por ejemplo: extracción de peces planctívoros, adición de peces piscívoros o plantas acuáticas) de la red trófica para rehabilitar ecosistemas acuáticos.
- BIOMASA:** masa de organismos vivos en un área o volumen y tiempo dado. Se puede expresar en gramos de peso fresco o seco. Para el fitoplancton se puede derivar del biovolumen.
- BIOVOLUMEN DE LA COMUNIDAD O POBLACIÓN:** Indicador de la biomasa de la comunidad o población. Se calcula multiplicando el biovolumen específico por la abundancia por unidad de área o volumen. Se expresa como $\mu\text{m}^3\text{m l}^{-1}$, mm^3l^{-1} o mg l^{-1} .
- BIOVOLUMEN ESPECÍFICO:** volumen ocupado por un organismo (especie). Se calcula aproximando el volumen de la forma geométrica más sencilla. Se expresa en μm^3 .
- BOTELLA MUESTREADORA:** instrumento para la obtención de muestras cuantitativas. Generalmente se trata de un cilindro de volumen conocido con un sistema de cierre automático.
- CALIPTRA:** remanentes de vainas mucilaginosas o de células necróticas que forman una capa fina en la pared celular exterior de las células apicales.
- CÁMARA DE CONTEO:** recipiente especial de volumen conocido, utilizado para la cuantificación de organismos en microscopio óptico, convencional o invertido.
- CARBÓN ACTIVADO:** es un derivado del carbón, modificado y muy poroso (microporos) que adsorbe eficientemente cianotoxinas disueltas en el agua, entre otras sustancias.
- CARGA INTERNA:** fósforo liberado desde los sedimentos a la columna de agua de un ecosistema acuático por procesos físico-químicos en condiciones de anoxia.
- CÉLULA APICAL:** célula terminal de los filamentos de las cianobacterias. En muchas especies esta célula difiere morfológicamente de la célula vegetativa (es más larga, o más fina, o recurvada o tiene una caliptra, etc) y tiene valor taxonómico.
- CÉLULA VEGETATIVA:** célula constituyente básica del organismo. No presenta ninguna especialización funcional o morfológica.
- CÉLULAS APICALES (TERMINALES):** células terminales en filamentos polarizados y tricomas, su forma es importante para la identificación de especies.
- CIAOBACTERIAS:** micro-organismos procariotas que realizan fotosíntesis oxigénica. Habitan todos los sistemas acuáticos, donde pueden formar parte del fitoplancton, y algunos ecosistemas terrestres. La mayor diversidad de especies se encuentra en los ecosistemas límnicos. Son principalmente de vida libre.
- CIAOTOXINAS:** sustancias potencialmente aleloquímicas tóxicas para animales y humanos. En los sistemas límnicos, las cianobacterias son los principales integrantes del fitoplancton productores de toxinas.
- CLATRADO:** con perforaciones o espacios abiertos.

- COEFICIENTE DE EXTINCIÓN VERTICAL DE LA LUZ (K_v):** es la disminución de la intensidad de la luz al atravesar un estrato de la columna de agua debida a la absorción y a la refracción.
- COLONIA:** organismo formado por un conjunto de células que no tienen intercambio de material o información en forma directa. En las cianobacterias, las células de las colonias generalmente no se tocan y están embebidas en una matriz mucilaginosa común. Pueden tener variadas formas de acuerdo al plano de división de las células.
- CONSTRICCIÓN:** depresión o constricción en las paredes transversales de las células de cianobacterias filamentosas, visibles al microscopio óptico.
- CUENCA HIDROGRÁFICA:** es la porción o área de terreno donde las aguas de escorrentía fluyen hacia un cuerpo de agua determinado.
- DIFLUENTE:** que se dispersa o diverge.
- EPILIMNIO:** capa superficial cálida en un lago térmicamente estratificado.
- ESTADO TRÓFICO:** fase en la que se encuentra un ecosistema acuático respecto a la concentración de nutrientes y el nivel de la productividad primaria.
- EUTRÓFICO:** fase avanzada del proceso de eutrofización de un ecosistema acuático, caracterizada por alta concentración de nutrientes y de biomasa fitoplanctónica.
- EUTROFIZACIÓN:** es el proceso artificial de enriquecimiento de los ecosistemas acuáticos por fósforo y nitrógeno provenientes de la cuenca de drenaje que conduce gradualmente al incremento de la producción biológica, la disminución de la diversidad y la pérdida de la calidad de agua. Las floraciones de cianobacterias ocurren muy frecuentemente en sistemas eutróficos.
- FIJADOR:** sustancia que permite matar y preservar a los organismos. Los más comunes utilizados en el fitoplancton son el formol, el lugol y el glutaraldehído. Todos ellos son tóxicos, y en particular el formol y el glutaraldehído son altamente carcinogénicos.
- FILAMENTO:** tricoma envuelto por una vaina mucilaginosa (evidente o transparente) que lo recubre. También el término filamento se usa en forma más amplia para hacer referencia a organismos que crecen formando hileras de células conectadas.
- FISIÓN BINARIA:** la fisión binaria o bipartición es una forma de reproducción asexual que se lleva a cabo en bacterias, algunas levaduras y en algas unicelulares.
- FITOPLANCTON:** plancton autótrofo fotosintetizador con clorofila *a*, formado por diversos grupos de microalgas (eucariotas) y cianobacterias (procariotas). Algunas microalgas pueden ser mixotróficas. Habitan todos los sistemas de aguas continentales y marinas. Abarcan un amplio rango de tamaños desde ca. 1 μm hasta visibles a simple vista (ca. 3 mm).
- FLAGELO:** organelo largo y fino (como "pelo") que emerge de las células y posee función de motilidad. Presente en algunas algas eucariotas del fitoplancton.
- FLEXUOSO:** torcido o doblado, con los dobleces dispuestos alternamente en sentidos opuestos.
- FLORACIÓN:** crecimiento acelerado en corto plazo de una o varias poblaciones de cianobacterias o algas eucariotas. Típicamente en el fitoplancton. En general las floraciones están formadas por una o pocas especies y pueden durar desde pocos días a todo el año.
- GESTIÓN AMBIENTAL:** conjunto de acciones o técnicas que tienden a ordenar el uso, conservación o aprovechamiento de los recursos naturales y del medio ambiente en general con el fin de lograr un adecuado desarrollo humano, previniendo o mitigando los impactos ambientales.
- GRÁNULOS:** inclusiones en el citoplasma, visibles bajo microscopio óptico como corpúsculos redondeados refringentes o de color oscuro. Pueden ser granos de reserva.
- HETEROCITO:** célula especializada que se forma a partir de la diferenciación de células vegetativas para cumplir la función de fijación de nitrógeno atmosférico. De tamaño similar a las células vegetativas pero fuertemente refringentes y con nódulos polares. Tienen la pared engrosada y pueden presentar vaina mucilaginosa evidente o no. Presentes en los Órdenes Nostocales y Stigonematales.
- HETEROPOLAR:** tricoma o filamento en el que se diferencian morfológicamente las terminaciones basales y apicales, es una característica importante para la taxonomía de cianobacterias a nivel de géneros o familias.
- HETERÓTROFO:** organismo que utiliza fuentes de materia orgánica para sintetizar nueva materia orgánica.
- HIPOLIMNIO:** capa de agua más fría y densa, profunda, por debajo de la termoclina, en un lago térmicamente estratificado.

HORMOCITO: hormogonio con vaina.

HORMOGONIO: secciones cortas de tricomas de cianobacterias filamentosas que se separan del tricoma original por fragmentación en puntos frágiles de quiebre o necridios, constituyendo estructuras de reproducción.

ISOPOLAR: tricoma o filamento regular en el que los extremos no se diferencian morfológicamente. No tienen polaridad.

LÉNTICO: término utilizado en Limnología para referirse a los ecosistemas de aguas estancadas como lagos, lagunas y charcos.

LIMNOLOGÍA: rama de la ecología que estudia la ecología de los ecosistemas de aguas superficiales continentales (sistemas lénticos y lóticos).

LÓTICO: término utilizado en Limnología para referirse a los ecosistemas de aguas que fluyen en una dirección como ríos, arroyos y cañadas.

MESOTRÓFICO: estado trófico intermedio en el proceso de eutrofización de un ecosistema acuático.

MEDIDAS DE MITIGACIÓN O REHABILITACIÓN: medidas correctivas que se aplican luego de establecida una floración. Buscan controlar su desarrollo y disminuir sus efectos negativos.

MEDIDAS PREVENTIVAS O PRECAUTORIAS: medidas de gestión tendientes a prevenir y evitar la ocurrencia de floraciones o problemas asociados a ellas, controlando los factores causales.

METALIMNIO: zona de máximo cambio en la temperatura en un lago térmicamente estratificado. Incluye a la termoclina.

METAMÉRICO: tricoma o filamento compuesto por metámeros, segmentos que se repiten regularmente.

MODELOS MULTICRITERIO: son herramientas que permiten seleccionar alternativas de gestión en base a una serie de criterios o variables de decisión, las cuales pueden ser de diverso origen (cualitativas, cuantitativas, biológicas, socioeconómicas, de percepción, etc.). Estos modelos sustituyen elecciones intuitivas por decisiones justificadas y argumentadas y permiten la participación de múltiples interesados.

MONITOREO: observación, medición y evaluación continua o repetida de un ambiente para propósitos definidos, considerando la variación espacial y temporal, utilizando métodos comparables para la colecta y la medición de datos.

MUCÍLAGO: envoltura de consistencia gelatinosa formada de polisacáridos excretados por las propias células, generalmente transparente. En especies coloniales las células quedan embebidas en el mucílago (cerrado) y en las filamentosas puede ser firme como una vaina (abierto).

MUESTRA: parte o porción de un todo. Fracción representativa de una población o de un universo estadístico (acepción: estadística).

MUESTREO: técnica para la selección y obtención de una muestra a partir de una población (acepción: estadística). Al elegir una muestra se espera que sus propiedades sean extrapolables a toda la población.

NECRIDIO (Células Necrídicas): células muertas que generan un punto de quiebre o que determinan ramificaciones falsas o diferenciación de hormogonios.

NIVEL TRÓFICO: posición en la red trófica definido por el número de transferencias energéticas hasta dicha posición.

NÓDULOS POLARES: paredes transversales de los heterocitos. Durante la diferenciación de una célula vegetativa en un heterocito, las paredes transversales se modifican profundamente engrosando su pared y aumentando la constricción.

NUTRIENTE LIMITANTE: nutriente cuya concentración relativa en el ambiente sea la menor en relación a la proporcionalidad de nutrientes requerida para el crecimiento del organismo.

NUTRIENTES: elementos esenciales para el crecimiento. En el caso del fitoplancton los más importantes son carbono, hidrógeno, oxígeno, nitrógeno y fósforo.

OLIGOTRÓFICO: fase inicial del proceso de eutrofización de un ecosistema acuático, caracterizada por baja concentración de nutrientes y baja biomasa fitoplanctónica.

PARAHETEROCÍTICO, ACINETES: Acinetes que se desarrollan cerca de los heterocitos, en separados o no por células vegetativas. Si se desarrollan en cadena, lo hacen en dirección opuesta al heterocito. En general son pocos (máximo: 5 en cadena) y muy grandes (evidentes).

PARED CELULAR: estructura rígida externa a la membrana celular que rodea a la célula. Puede estar formada de celulosa, sílice, pectina, y otras sustancias, según el grupo filogenético. En las

- cianobacterias está compuesta por mureína y polisacáridos y es estructuralmente similar a las paredes de las bacterias Gram negativas.
- PIRENOIDE:** estructura proteica ubicada dentro o asociada a los cloroplastos de las algas eucariotas. Relacionado a las reservas en algunos grupos.
- PLANCTÍVOROS:** peces que depredan sobre el zooplancton.
- PISCÍVOROS:** peces que depredan sobre otros peces.
- PLANCTON:** comunidades de organismos que viven en suspensión en la columna de agua. En los sistemas límnicos se identifican tres comunidades básicas: bacterioplancton, fitoplancton y zooplancton. El icitioplancton (larvas de peces) también forma parte del plancton.
- PLASTOS:** término alternativo para cloroplasto.
- POLISACÁRIDOS:** sustancias formadas por polímeros de glucosa.
- PRODUCCIÓN PRIMARIA:** proceso de síntesis de nueva materia orgánica a partir de materia inorgánica. Principalmente se realiza a través de la fotosíntesis en los sistemas acuáticos por: cianobacterias, microalgas, macroalgas y plantas acuáticas.
- RAMIFICACIONES FALSAS:** tricomas ordenados de forma tal (en doblez, enfrentados, etc) que dan el aspecto de una ramificación. Sin embargo, no hay cambio en el plano de división de las células respecto al eje principal del tricoma.
- RAMIFICACIONES VERDADERAS:** son el resultado de un cambio en el plano de división de las células del tricoma. Las nuevas células se dividen perpendicularmente al eje original del tricoma generando una verdadera ramificación.
- RED DE PLANCTON:** instrumento de colecta utilizado para obtener muestras cualitativas de plancton, con una malla de tamaño de poro conocido, usualmente 25 µm para fitoplancton.
- REFRINGENTE:** aspecto de algunas estructuras celulares que se observan brillantes bajo microscopio óptico debido al poder de difracción de la luz.
- SISTEMAS DE ALARMA:** Sistemas de evaluación de la concentración de cianobacterias potencialmente tóxicas en el medio acuático, que permite tomar medidas de acuerdo a la evaluación continua de la situación.
- TALO:** forma general de un alga o cianobacteria. Existen tres tipos básicos que hacen referencia al nivel de organización biológica: unicelulares, coloniales y filamentosos.
- TERMOCLINA:** es el plano horizontal en la columna de agua donde el cambio de la temperatura con la profundidad es máximo, suficiente como para provocar un cambio abrupto en su densidad y que dificulte su mezcla. En general, la termoclina se produce con una diferencia de 1 °C en un metro.
- TRICOMA:** hilera de células sin vaina. Las células están conectadas en una unidad fisiológica (existe transporte fisiológico entre las células, al menos de una parte).
- VESÍCULAS DE GAS:** micro estructuras formadas por proteínas tubulares rígidas que se ubican dentro de las células de las cianobacterias y contienen gas. Se pueden agrupar formando aerótopos. Las cianobacterias son los únicos organismos del fitoplancton que tienen vesículas de gas. Antiguamente llamadas vacuolas de gas.
- ZONA LITORAL:** la región del cuerpo de agua cercana a la orilla. Suele ser vegetada y estar influida por el sistema terrestre vecino.
- ZOOPLANCTON:** plancton que incluye a los protozoarios heterótrofos (ciliados y flagelados) y a animales metazoarios (rotíferos y microcrustáceos). Son los principales depredadores del fitoplancton y habitan todos los sistemas de aguas continentales y marinas. Tienen tamaños variables: desde pocas micras de largo y a 3 mm.

ÍNDICE TEMÁTICO

2

2-metilisoborneol (2MIB) 18

A

Abundancia y biovolumen 22
Acinete..... 2, 22, 42, 43, 44, 63, 64, 65, 66, 67, 68, 69, 70, 71, 72, 73, 77, 78, 79, 81, 83
Aerótopo 2, 23, 43, 44, 49, 50, 53, 55, 56, 57, 58, 59, 60, 61, 62, 63, 64, 65, 66, 67, 68, 69, 70, 71, 72, 73, 74, 79
Alerta temprana 31, 92
Alga eucariota.....iv, 1, 2, 3, 6, 8, 9, 10, 14, 37, 41, 82, 84
Alternativas de gestión .. 34, 35, 36, 83
Anabaena 1, 5, 7, 9, 17, 22, 37, 44, 45, 46, 47, 67, 68, 69, 70, 71, 72, 74, 93, 94
Anabaenopsis 7, 17, 44, 45, 46, 63, 79
Anatoxina-a..... 17
Anóxía..... 14, 28, 81
Aphanizomenon..... 5, 7, 17, 37, 44, 45, 46, 64, 65, 74, 91, 92, 93, 94
Aphanocapsa..... 17, 43, 45, 46, 49
Aphanocapsa delicatissima . 45, 46, 49
Aphanothece 43, 45, 46, 50
Aphanothece stagnina 45, 46, 50
Aplisiatoxinas..... 18
ARNr 16S..... 4, 79
Aumento de temperatura 14, 79

B

BACILLARIOPHYCEAE 41
Bañado 28
Bioensayo con ratón..... 25
Biomanipulación 28, 30, 31
Blooms..... 3, 57, 89, 90, 92, 93

C

Calidad de agua iv, v, 9, 19, 27, 33, 35, 82, 88, 89, 92
Cambio climáticoii, 3, 8, 12, 14, 15
Caracteres moleculares..... 41
Características morfológicas y funcionales..... 2
Carbono 4, 8, 14, 29, 31, 32, 81, 83
Carbono activado 29, 31, 32
Carga de fósforo 12, 35, 75
Carga interna de fósforo..... 14
Carotenoides 3, 6
Célula vegetativa 2, 22, 44, 59, 64, 81, 83

Ch

CHRYSTOPHYCEAE 41

C

cianobacteria ii, iv, v, 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 18, 19, 20, 21, 22, 23, 24, 27, 28, 29, 30, 31, 32, 33, 35, 36, 37, 38, 39, 40, 41, 42, 46, 47, 57, 74, 76, 77, 78, 79, 81, 82, 83, 84, 93
Cianobacteria picoplanctónica..... 4, 22
Cianófago 11
Cianotoxina .iii, 3, 4, 11, 16, 17, 18, 19, 21, 24, 25, 26, 29, 31, 32, 33, 47, 48, 81, 90
Cladóceros..... 10, 11
Clo a 13, 19, 21, 22, 23, 31, 32, 35, 51
Clorofila a..... v, 1, 3, 19, 23, 60, 74, 77, 78, 79, 81, 82
Cloroplasto..... 1, 41, 84
Coagulante 29
Cociente Z_{eu}/Z_m 5
Comportamiento invasivo 79
Composición atómica 8
Composición pigmentaria 80
Concepto filogenético de especie..... 41
Conteo 21, 22, 23
Controles estándar internacionales . 32
Copépodo 10, 11
Cuspidothrix..... 44, 45, 46, 64, 65
Cuspidothrix issatschenkoi .. 45, 46, 65
CYANOBACTERIA 41
Cylindrospermopsina 17, 79, 80
*Cylindrospermopsis raciborskii*ii, 4, 18, 37, 45, 46, 66, 74, 79, 88, 89, 90, 92, 94

D

Depredación 5, 9, 10, 11, 79
Depredación y control biológico 10
Determinación de cianotoxinas 24
Diversidad.....ii, 4, 75, 76, 79, 81, 82
Dolichospermum..... 22, 44, 45, 46, 47, 67, 68, 69, 70, 71, 72, 74, 94
Dolichospermum circinalis.. 45, 46, 67, 71
Dolichospermum crassum 47
Dolichospermum plactonicum ... 46, 47
Dolichospermum solitarium . 46, 47, 70
Dolichospermum spiroides .. 46, 47, 71
Dolichospermum viguieri 46, 47, 72

E

Ecosistema acuático.....iv, 1, 3, 5, 8, 12, 13, 14, 30, 34, 80, 81, 82
ELISA..... 4, 25, 80, 88
Embalse Salto Grande 75, 89
Equivalentes de toxicidad..... 25, 32

Estabilidad 7, 14, 75
Estado estable 6, 60
Estimador..... 23
Estructuras morfológicas 21
Eutrofización . v, 12, 13, 14, 15, 36, 75, 77, 82, 83, 88, 89, 92, 93

F

Ficobilina..... 3, 6, 41
Fijación de N₂v, 8
Filtración lenta 29, 31, 35, 36
Floculante 29
Floculantes 29
Floraciones ... 3, 7, 8, 9, 16, 27, 28, 29, 31, 35, 37, 38, 39, 40, 48, 49, 50, 51, 52, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 59, 60, 61, 62, 63, 64, 65, 66, 67, 68, 69, 70, 71, 72, 73, 74, 75, 76, 77, 78, 83, 90
Floraciones de cianobacterias.. ii, iv, 3, 4, 7, 14, 16, 17, 19, 27, 28, 29, 30, 31, 32, 34, 35, 36, 37, 38, 39, 40, 77, 82, 89
Floraciones de cianobacterias planctónicas en Uruguay 4
Floraciones que colorean el agua ... 37
Formas básicas 22
Fosfato 4, 8, 9, 14, 51, 60, 69, 77, 78, 88
Fósforo.. 4, 8, 9, 12, 13, 14, 15, 27, 28, 29, 35, 36, 49, 53, 60, 69, 70, 71, 75, 76, 77, 78, 79, 81, 82, 83
Fotosíntesis ... iv, v, 1, 3, 5, 6, 7, 8, 81, 84
Fracción picoplanctónica 20

G

Genes 16, 79, 80
Geosmina 18
Gestión integral 27
Gloeotrichia..... 7
Grupos morfológicos funcionales 4
Guía para reconocimiento primario de floraciones 39, 40

H

Hepatotoxinas..... 17
Herbívoro 11, 14
Heterocito . 2, 8, 22, 42, 43, 44, 63, 64, 65, 66, 67, 68, 69, 70, 71, 72, 74, 77, 79, 81, 83
Heterocitos..... 2, 22
Homoana-toxina a 17, 25

I

Incorporación de nutrientes 4
Interacciones tróficas..... 5

L

- Lago eutrofizado 14
 Lago someroiv, 4, 5, 6, 12, 15, 36,
 37, 51, 58, 60, 64, 66, 74
 Laguna costera ii, iv, 2, 50, 59, 77,
 78, 88, 93, 94
 Laguna de castillos 73, 77, 78
 Laguna de rocha ... 4, 49, 61, 78, 89,
 93
 Limitación del crecimiento celular 8
Limnotherix 7, 43, 45, 46, 58
Limnotherix redekei 45, 46, 58
 Lipopolisacáridos 16, 49, 50, 51, 52,
 53, 54, 55, 57, 58, 59, 60, 61, 62,
 63, 64, 66, 67, 68, 69, 70, 71, 72,
 73, 74
 Luz 3, 4, 5, 6, 7, 10, 11, 26, 30, 33,
 37, 60, 75, 76, 77, 79, 81, 84
 Lyngbyatoxina-a 18, 59

M

- MAA 3, 6
 Medidas físicas y morfológicas 28
 Medidas preventivas y de mitigación ..
 27
Merismopedia 43, 45, 46, 51
Merismopedia tenuissima 45, 46, 51
 Mesotrofia 13
 Meta de gestión 34
 Mezcla artificial 28
 Microcistina. 17, 25, 32, 49, 51, 52, 53,
 54, 55, 57, 60, 67, 71, 73
Microcystis.. ii, iii, 2, 5, 6, 7, 10, 17, 28,
 37, 43, 45, 46, 52, 53, 54, 55, 56,
 57, 62, 75, 76, 88, 89, 91, 92, 93,
 94
 Migraciones diarias 7
 Mitigación 27, 28, 29, 30, 35
 Modelos multicriterio 34, 36
 Monitoreo iii, v, 19, 27, 30, 31, 32,
 41, 90
 Muestreo cualitativo 19
 Muestreo cuantitativo 20
 Muestreos 19, 20, 83, 88, 89

N

- Necridio 2
 Neurotoxinas 17
 Nitrogenasa 2, 8
 Nitrógeno v, 2, 4, 7, 8, 12, 13, 14,
 15, 29, 35, 49, 53, 60, 66, 69, 70,
 71, 77, 78, 79, 82, 83, 89
 Niveles de vigilancia 31, 32
Nodularia 17, 22, 44, 46, 47, 73, 77,
 78, 81, 92
Nodularia spumigena.... 46, 47, 73, 77,
 78
 Nutriente ... 3, 4, 5, 7, 8, 9, 10, 12, 13,
 14, 15, 19, 27, 28, 29, 30, 36, 75,
 77, 78, 82, 83, 93

O

- Oligotrofia 13
 Oligotrófico 12
 Olor a tierra húmeda 39
 Olor en agua potable 18
 Orden chroococcales ii, 42, 45
 Orden nostocales 2, 42, 44, 45, 79
 Orden oscillatoriales 42, 43, 45
 Organismos fotosintetizadores 1
 Ozono 29, 31

P

- Paredes transversales 2, 22, 58, 65,
 82, 83
 pH 8, 31, 32, 52, 67, 69
Planktolyngbya 43, 45, 46, 59
Planktolyngbya limnetica 45, 46, 59
Planktothrix 3, 4, 5, 6, 9, 10, 17, 22, 37,
 43, 45, 46, 58, 60, 94
Planktothrix agardhii . 4, 5, 6, 9, 37, 45,
 46, 58, 60
Planktothrix rubescens 3, 37, 94
 Plasticidad adaptativa 4
 Potabilización del agua 75
 Programas de control 27
 Programas de educación 37
 Protozoario 10, 84
Pseudanabaena 43, 45, 46, 58, 61, 62,
 78
Pseudanabaena cf. Moniliformis 78
Pseudanabaena moniliformis ... 45, 46,
 61
Pseudanabaena mucicola ... 45, 46, 62

R

- Ramificación 2, 42, 43, 44, 83
Raphidiopsis 9, 17, 37, 44, 46, 47,
 66, 74, 79, 91, 95
Raphidiopsis mediterránea 9
 Rehabilitación 12, 27
 Relación de redfield 8
 Remoción de plantas acuáticas 28
 Restauración 15, 27, 91
Rhaphidiopsis mediterranea 47, 74
 Río de la plata 4, 46, 52, 90
 Río Uruguay... 4, 46, 65, 67, 68, 75, 90
 Rotífero 10, 11, 84

S

- Saboriv, 18, 29, 31, 78
 Saxitoxina ... 59, 64, 65, 66, 68, 72, 79,
 80
 Saxitoxinas . 17, 18, 32, 66, 67, 69, 70,
 71, 73, 80
 Simbionte 1
 Síntomas 12, 14, 18
 Sistema forzado 14

- Sphaerocavum* 43, 45, 46, 52, 54,
 56, 57
Sphaerocavum brasiliense 45, 46,
 54, 57
 Sulfato de aluminio o de cobre 29
Synechococcus 4, 9

T

- Tasa de hundimiento 2, 7
 Taxonomía iii, 41, 82
 Temperatura ... 4, 5, 8, 14, 19, 24, 31,
 32, 35, 77, 78, 79, 80, 83, 84
 Teoría de ecosistemas 75
 Termoclina 5, 82, 83, 84
 Tiempo de residencia 9, 12, 19, 28, 30,
 76
 Tipos de cianotoxinas, modos de
 acción y efectos 16
 Toxina ... ii, iv, v, 5, 11, 16, 17, 18, 19,
 21, 24, 25, 26, 29, 31, 32, 47, 56,
 66, 81
 Trama trófica 14, 28, 30
 Transporte y dilución 9

U

- Uruguay i, ii, iv, v, 4, 31, 37, 42, 43,
 44, 45, 46, 52, 53, 56, 57, 62, 77,
 79, 88, 89, 90, 91, 92, 93, 94

V

- Vacuola de gas 14, 37, 48, 84
 Valor límite 31
 Valores guía de cianotoxinas 31
 Variabilidad morfológica 52, 79
 Vesículas de gas 2, 7, 8, 23, 81, 84
 Virus 11
 Vollenweider 13, 94

X

- XANTHOPHYCEAE 41

Z

- Zeaxantina 80
 Zona de mezcla 5, 8
 Zona eufótica ... 5, 7, 60, 67, 69, 70, 71
 Zona litoral 28, 37
 Zooplancton ... 4, 10, 11, 14, 30, 79, 84

B

- β-metil amino alanina (BMAA) 16

BIBLIOGRAFÍA

- Abreu, P. C., M. Bergesch, L. A. Proença, C. A. E. Garcia & C. Odebrecht (2009). Short- and long-term chlorophyll *a* variability in the shallow microtidal Patos Lagoon Estuary, Southern Brazil. *Estuaries and Coasts* doi: 10.1007/s12237-009-9181-9
- Alonso-Andicoberry, C., L. García-Villada, V. López-Rodas & E. Costas (2002). Catastrophic mortality of flamingos in a Spanish national park caused by cyanobacteria. *The Veterinary Record* 151: 706-707
- Anagnostidis, K. & J. Komárek (1985). Modern approach to the classification system of Cyanophytes 1 - Introduction. *Algological Studies* 38/39: 291-302
- Anagnostidis, K. & J. Komárek (1988). Modern approach to the classification system of Cyanophytes 3 - *Oscillatoriales*. *Algological Studies* 50/53: 327-472
- Anderson, N. J., E. Jeppesen & M. Søndergaard (2005). Ecological effects of reduced nutrient loading (oligotrophication) on lakes: an introduction. *Freshwater Biology* 50: 1589-1593
- Annadotter, H., G. Cronberg, R. Aagren, B. Lundstedt, P.-Å. Nilsson & S. Ströbeck (1999). Multiple techniques for lake restoration. *Hydrobiologia* 395/396: 77-85
- Arocena, R. & D. Conde (1999). *Métodos en ecología de aguas continentales con ejemplos de Limnología en Uruguay*. Montevideo, D.I.R.A.C. Facultad de Ciencias: 233pp.
- Arrigo, K. R. (2005). Marine microorganisms and global nutrient cycles. *Nature* 437: 349-355
- Aubriot, L. (2008). Flexibilidad de la cinética de incorporación de fosfato por fitoplancton a las fluctuaciones en el suministro del nutriente. Tesis de Doctorado. PEDECIBA Biología, Opción Ecología. Montevideo, Universidad de la República: 130pp.
- Aubriot, L., D. Conde, S. Bonilla, V. Hein & A. Brito (2005). Vulnerabilidad de una laguna costera reserva de Biósfera: indicios recientes de eutrofización. En: Taller Internacional de Eutrofización y Embalses CYTED VXII B. V. P. I. P. K. J. (Eds.) Santiago de Chile, Patagonia Impresores: 65-87
- Aubriot, L., F. Wagner & G. Falkner (2000). The phosphate uptake behaviour of phytoplankton communities in eutrophic lakes reflects alterations in the phosphate supply. *European Journal of Phycology* 35: 255-262
- Aubriot, L., S. Bonilla & G. Falkner (en revisión). Coherent phosphate uptake behavior in phytoplankton communities suggests capability for processing information about environmental phosphate fluctuations.
- Azevedo, M. T. P. & C. L. Sant'Anna (2003). *Sphaerocavum brasiliense*, a new planktic genus and species of Cyanobacteria from reservoirs of São Paulo State, Brazil. *Algological Studies* 109: 79-92
- Azevedo, S. M. F. O., W. W. Carmichael, E. M. Jochimsen, K. L. Rinehart, S. Lau, G. R. Shaw & G. K. Eaglesham (2002). Human intoxication by microcystins during renal dialysis treatment in Caruaru/Brazil. *Toxicology* 181/182: 441-446
- Baldauf, S. L., A. J. Roger, I. Wenk-Siefert & W. F. Doolittle (2000). A kingdom-level phylogeny of eukaryotes based on combined proteins data. *Science* 290: 972-977
- Beron, L. E. (1990). Features of the limnological behaviour of Salto Grande's reservoir (Argentina - Uruguay). *Ecological Modelling* 52: 87-102
- Bonilla, S. & D. Conde (2000). El fitoplancton como descriptor sensible de cambios ambientales en las lagunas costeras de la Reserva Bañados del Este. *Probedes/UNESCO* 31: 63-74
- Bonilla, S. (1997). Composición fitoplanctónica de tres embalses del Río Negro, Uruguay. *Iheringia, Série Botânica* 49: 47-61
- Bonilla, S., D. Conde, L. Aubriot & M. C. Pérez (2005). Influence of Hydrology on Phytoplankton Species Composition and Life Strategies in a Subtropical Coastal Lagoon Periodically Connected with the Atlantic Ocean. *Estuaries* 28: 884-895
- Bonilla, S., D. Conde, L. Aubriot, L. Rodríguez-Gallego, C. Piccini, E. Meerhoff, L. Rodríguez, P. Gómez & I. Machado (2006). Procesos estructuradores de las comunidades biológicas en lagunas costeras de Uruguay. En: Bases para la conservación y el manejo de la costa Uruguay. R. Menafrá, L. Rodríguez-Gallego, F. Scarabino and D. Conde (Eds.) Montevideo, Vida Silvestre/US-Fish Wildlife Service: 611-630
- Bonilla, S., M. C. Pérez & L. De León (1995). Cianofíceas Planctónicas del Lago Ton-Ton, Canelones, Uruguay. *Hoehnea* 21: 185-192
- Bonilla, S., M. Rautio & W. F. Vincent (2009). Phytoplankton and phytobenthos pigment strategies: implications for algal survival in the changing Arctic. *Polar Biology* doi: 10.1007/s00300-009-0626-1
- Bouvy, M., D. Falcão, M. Marinho, M. Pagano & A. Moura (2000). Occurrence of *Cylindrospermopsis* (Cyanobacteria) in 39 Brazilian tropical reservoirs during the 1998 drought. *Aquatic Microbial Ecology* 23: 13-27
- Branco, C. W. C. & P. A. C. Senna (1994). Factors influencing the development of *Cylindrospermopsis raciborskii* and *Microcystis aeruginosa* in the Paranoá reservoir, Brasília, Brazil. *Algological Studies* 75: 85-96
- Brasil (2004). Regulación MS n.º 518/2004 / Ministério da Saúde. Brasília, Secretaria de Vigilância em Saúde. Coordenação-Geral de Vigilância em Saúde Ambiental. Geral de Vigilância em Saúde Ambiental: 28 pp.
- Brena, B. M., L. Díaz, D. Sienra, G. Ferrari, N. Ferraz, U. Hellman, G. Gonzalez-Sapienza & J. A. Last (2006). ITREOH building of regional capacity to monitor recreational water: development of a non-commercial microcystin ELISA and its impact on public health policy. *International Journal of Occupational and Environmental Health* 12: 377-385
- Briand, J.-F., C. Lebourlanger, J.-F. Humbert, C. Bernard & P. Dufour (2004). *Cylindrospermopsis raciborskii* (Cyanobacteria) invasion at mid-latitudes: selection, wide physiological tolerance, or global warming? *Journal of Phycology* 40: 231-238
- Brugnoli, E., L. De León, M. Paradiso, J. Gorga & D. Conde (2001). Informe Técnico: V Muestreo de calidad de agua en los embalses del Río Negro. Montevideo, Universidad de la República: 20pp.
- Burch, M. D. (2008). Effective doses, guidelines and regulations. *Advances in Experimental Medicine and Biology* 619: 831-853
- Canter, L. (1996). *Environmental Impact Assessment*. Michigan, McGraw-Hill. 660pp.
- Cappitelli, F., P. Abbruscato, P. Foladori, E. Zanardini, G. Ranalli, P. Principi, F. Villa, A. Polo & C. Sorlini (2009). Detection and elimination of Cyanobacteria from frescoes: The case of the St. Brizio Chapel (Orvieto Cathedral, Italy). *Microbial Ecology* 57: 633-639
- Castenholz, R. W. (2001). Phylum BX. Cyanobacteria. Oxygenic Photosynthetic Bacteria. En: Bergey's Manual of Systematic Bacteriology. Volume 1: The Archaea and the Deeply Branching and Phototrophic Bacteria. G. Garrity, D. R. Boone and R. W. Castenholz (Eds.) New York, Springer-Verlag: 474-487
- Castro, D., D. Vera, N. Lagos, C. García & M. Vásquez (2004). The effect of temperature on growth and production of paralytic shellfish poisoning toxins by the cyanobacterium *Cylindrospermopsis raciborskii* C10. *Toxicon* 44: 483-489
- Chalar, G. & D. Conde (2000). Antecedentes y estado actual del conocimiento científico de los embalses de Uruguay. En: El agua en Iberoamérica: acuíferos, lagos y embalses. F. Cirelli (Eds.) Buenos Aires, CYTED-Subprograma XVII: 145-147
- Chalar, G. (2006). Dinámica de la eutrofización a diferentes escalas temporales. Embalse Salto Grande (Argentina-Uruguay). En: Eutrofização na América do Sul: Causas, conseqüências e tecnologias de gerenciamento e controle. J. G. Tundisi, T. Matsumura Tundisi and C. Sidagis Galli (Eds) São

- Carlos, Instituto Internacional de Ecología, Instituto Internacional de Ecología e Gerenciamento Ambiental, Academia Brasileira de Ciências, Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico: 87-101
- Chalar, G. (2008). The use of phytoplankton patterns of diversity for algal bloom management. *Limnologica* 39: 200-208
- Chalar, G., L. De León, E. Brugnoli, J. Clemente & M. Paradiso (2002a). Antecedentes y nuevos aportes al conocimiento de la estructura y dinámica del Embalse Salto Grande. En: El agua en Iberoamérica: de la Limnología a la Gestión en Sudamérica. A. Fernández-Cirelli and G. Chalar (Eds.) Buenos Aires, CYTED Aprovechamiento y Gestión de los Recursos Hídricos: 123- 142
- Chalar, G., L. De León, M. Paradiso, E. Brugnoli & J. S. Clemente (2002b). Informe Técnico: Dinámica de la eutrofización del embalse Salto Grande: Informe del periodo setiembre de 2000- marzo 2002. Montevideo, Sección Limnología-Facultad de Ciencias, Universidad de la República.
- Chomerat, N., R. Garnier, C. Bertrand & A. Cazaubon (2007). Seasonal succession of cyanoprokaryotes in a hypereutrophic oligo-mesohaline lagoon from the South of France. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* 72: 591-602
- Chorus, I. & J. Bartram (1999). *Toxic cyanobacteria in water. A guide to their public health consequences, monitoring and managment*. London, Chapman and Hall. Disponible en: http://www.who.int/water_sanitation_health/resourcesquality/toxiccyanact/en/:416
- Codd, G. A., L. F. Morrison & J. S. Metcalf (2005). Cyanobacterial toxins: risk management for health protection. *Toxicology and Applied Pharmacology* 203: 264-272
- Conde, D., J. Gorga, M. Paradiso, J. Clemente, L. De León & G. Lacerot (1999). Informe Técnico: Calidad de agua en el Embalse del Rincón del Bonete (período 1994 - 1999). Montevideo, Facultad de Ciencias, Universidad de la República: 120pp.
- Conde, D., L. Aubriot, S. Bonilla & R. Sommaruga (2002). Marine intrusions in a coastal lagoon enhance the negative effect of solar UV radiation on phytoplankton photosynthetic rates. *Marine Ecology Progress Series* 240: 57-70
- Conde, D., L. Rodríguez-Gallego, G. Lacerot, V. Hein, C. Piccini, E. Meerhoff, L. Cervetto, L. Rodríguez-Graña, D. Calliari & S. Masciardi (2004). Impacto ecológico de la apertura artificial de una laguna costera propuesta como sitio RAMSAR en Uruguay: fundamentos científicos para la gestión de la Laguna de Rocha. Montevideo, Informe Final RAMSAR - FPS 2 URY / 02 Sección Limnología UDELAR: 29pp.
- Conde, D., S. Bonilla, L. Aubriot, R. De León & W. Pintos (1999). Comparison of the areal amount of chlorophyll a of planktonic and attached microalgae in a shallow coastal lagoon. *Hydrobiologia* 408/409: 285-291
- Conde, D., W. Pintos, J. Gorga, R. De León, R. Sommaruga & G. Chalar (1996). The main factors inducing chemical spatial heterogeneity in the Salto Grande, a reservoir on the Uruguay River. *Archiv für Hydrobiologie Supplement* 113: 571-578
- Cox, P. A., S. A. Banack, S. J. Murch, U. Rasmussen, G. Tien, R. R. Bidigare, J. S. Metcalf, L. F. Morrison, G. A. Codd & B. Bergman (2005). Diverse taxa of cyanobacteria produce beta-N-methylamino-L-alanine, a neurotoxic amino acid. *Proceedings of the National Academy Society* 102: 5074-5078
- Cybis, L. F., M. M. Bendati, C. R. Marodin Maizonave, V. R. Werner & C. D. Domingues (2006). *Manual para estudo de cianobactérias planctônicas em mananciais de abastecimento público: Caso da represa Lomba do Sabão e lago Guaíba, Porto Alegre, Rio Grande do Sul*. Porto Alegre, PROSAB: 144pp.
- De León, L. & G. Chalar (2003). Phytoplankton abundance and diversity at Salto Grande Reservoir (Uruguay - Argentina). Seasonal cycle and spatial distribution. *Limnetica* 22: 103-113
- De León, L. & J. Yunes (2001). First report of a *Microcystis aeruginosa* toxic bloom in La Plata River. *Environmental Toxicology and Water Quality* 16: 110-112
- De León, L. (2000). Características de la comunidad fitoplanctónica de un embalse subtropical: Salto Grande (Uruguay-Argentina). Tesis de Maestría. Facultad de Ciencias Naturales y Oceanográficas. Escuela de Graduados. Concepción, Universidad de Concepción.
- De León, L., E. Brugnoli, J. Gorga, M. Paradiso & D. Conde (2002). Informe Técnico. VI Muestreo de calidad de agua en los embalses del Río Negro (Enero 2002). Montevideo, Universidad de la República: 19pp.
- De León, L., M. Paradiso, E. Brugnoli, J. Gorga & D. Conde (2001). Informe Técnico: II Muestreo de toxicidad y II muestreo de calidad de agua en los embalses del Río Negro. Montevideo, Universidad de la República: 25pp.
- DeMott, W. R., R. D. Gulati & E. Van Donk (2001). *Daphnia*. Food Limitation in Three Hypereutrophic Dutch Lakes: Evidence for Exclusion of Large-Bodied Species by Interfering Filaments of Cyanobacteria. *Limnology and Oceanography* 46: 2054-2060
- Dias, E., M. Andrade, E. Alverca, P. Pereira, M. C. C. Batore, P. Jordan & M. J. Silva (2009). Comparative study of the cytotoxic effect of microcystin-LR and purified extracts from *Microcystis aeruginosa* on a kidney cell line. *Toxicon* 53: 487-495
- Dokulil, M. T. & K. Teubner (2000). Cyanobacterial dominance in lakes. *Hydrobiologia* 438: 1-12
- Dokulil, M. T. & K. Teubner (2005). Do phytoplankton communities correctly track trophic changes? An assessment using directly measured and palaeolimnological data. *Freshwater Biology* 50: 1594-1604
- Domis, L. N. S., W. M. Mooij & J. Huisman (2007). Climate-induced shifts in an experimental phytoplankton community: a mechanistic approach *Hydrobiologia* 584: 403-413
- Dyble, J., P. A. Tester & R. W. Litaker (2006). Effects of light intensity on cylindrospermopsin production in the cyanobacterial HAB species *Cylindrospermopsis raciborskii*. *African Journal of Marine Science* 28: 309-312
- Edge, R., D. J. McGarvey & T. G. Truscott (1997). The carotenoids as anti-oxidants-a review. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology* 41: 189-200
- Edwards, C., D. Graham, N. Fowler & L. A. Lawton (2008). Biodegradation of microcystins and nodularin in freshwaters. *Chemosphere* 73: 1315-1321
- Ehling-Schulz, M. & S. Scherer (1999). UV protection in cyanobacteria. *European Journal of Phycology* 34: 329-338
- Fabre, A., C. Carballo, E. Hernández, P. Piriz, L. Aubriot, S. Bonilla, L. Bergamino, L. Mello, L. González, G. Perez, L. J. G & C. Kruk (en revisión). La concentración de nitrógeno y la morfometría explican las floraciones de cianobacterias en lagos subtropicales artificiales de Uruguay.
- Falkner, G., F. Wagner, J. V. Small & R. Falkner (1995). Influence of fluctuating phosphate supply on the regulation of phosphate uptake by the blue-green alga *Anacystis nidulans*. *Journal of Phycology* 31: 745-753
- Falkner, G., R. Falkner & A. Schwab (1989). Bioenergetic characterization of transient state phosphate uptake by the cyanobacterium *Anacystis nidulans*. *Archives of Microbiology* 152: 353-361
- Falkner, R., M. Priewasser & G. Falkner (2006). Information processing by Cyanobacteria during adaptation to environmental phosphate fluctuations. *Plant Signaling and Behavior* 1: 212-220
- Feola, G., B. Brena, J. Risso & D. Sienra (2006). Programa de Monitoreo de Agua de Playas y Costa de Montevideo. En: Informe Técnico: Playas. Informe temporada estival: 2005-2006. Montevideo, Laboratorio de Calidad Ambiental. Depto de Desarrollo Ambiental. Intendencia Municipal de Montevideo (IMM).

- Feola, G., B. Brena, J. Risso & D. Sienra (2007). Programa de Monitoreo de Agua de Playas y Costa de Montevideo. En: Informe Técnico: Playas. Informe temporada estival: 2006-2007 Montevideo, Laboratorio de Calidad Ambiental. Depto de Desarrollo Ambiental. Intendencia Municipal de Montevideo (IMM).
- Feola, G., B. Brena, J. Risso & D. Sienra (2008). Programa de Monitoreo de Agua de Playas y Costa de Montevideo. En: Informe Técnico: Playas. Informe temporada estival: 2007-2008 Montevideo, Laboratorio de Calidad Ambiental. Depto de Desarrollo Ambiental. Intendencia Municipal de Montevideo (IMM).
- Ferber, L. R., S. N. Levine, A. Lini & G. P. Livingston (2004). Do cyanobacteria dominate in eutrophic lakes because they fix atmospheric nitrogen? *Freshwater Biology* 49: 669-708
- Ferrari, G. & L. Vidal (2006). Fitoplancton de la zona costera uruguaya: Río de la Plata y océano atlántico. En: Bases para la conservación y el manejo de la costa uruguaya. R. Menafra, L. Rodríguez-Gallego, F. Scarabino and D. Conde (Eds) Montevideo, Vida Silvestre: 45-56.
- Ferrari, G. & S. Méndez (2000). Report of phytoplankton species producing coastal water discoloration in Uruguay. *Iheringia, Série Botânica* 54: 3-18
- Ferrari, G. & S. Méndez (2004). Harmful Algal Monitoring in Uruguay Harmful Algae Management and Mitigation. S. Hall, S. Etheridge, D. Anderson et al (Eds.) Asia Pacific Economic Cooperation (Singapore): APEC. 204-MR-04.2: 144-148
- Ferrari, G. (2001). Análisis de fitoplancton, diciembre-enero 2001. Informe de asistencia técnica para el Laboratorio de Calidad Ambiental. Depto de Desarrollo Ambiental. IMM. Programa de Monitoreo de Agua de Playas y Costa de Montevideo. (Inédito). Montevideo, Dirección Nacional de Recursos Acuáticos, DINARA
- Ferrari, G. (2009). Informe sobre la floración en el Río Uruguay, febrero 2009. Informe de ensayo 22099. Montevideo, Laboratorio Tecnológico del Uruguay (LATU): inédito.
- Figueredo, C. C., A. Giani & D. F. Bird (2007). Does allelopathy contribute to *Cylindrospermopsis raciborskii* (Cyanobacteria) bloom occurrence and geographic expansion? *Journal of Phycology* 43: 256-265
- Finni, T., K. Kononen, R. Olsonen & K. Wallström (2001). The history of cyanobacterial blooms in the Baltic Sea. *Ambio* 30: 172-178
- Francis, G. W., S. Hertzberg, K. Andresen & S. Liaan-Jensen (1970). New Carotenoid glycosides from *Oscillatoria limosa*. *Phytochemistry* 9: 629-635
- FWR (2005). The Water Framework Directive-A Summary, Foundation for Water Research.
- García Pichel, F. & R. Castenholz (1991). Characterization and biological implications of scytonemin, a cyanobacterial sheath pigment. *Journal of Phycology* 27: 395 - 409
- Geitler, L. (1925). Synoptische Darstellung der Cyanophyceen in morphologischer und systematischer Hinsicht. *Beiheft zum Botanisches Centralblatt* 41: 163-294
- Giannuzzi, L., A. Colombi, T. Pruyas, A. Aùn, M. Rujana, M. Falcione & J. Zubieta (2009). *Cianobacterias y cianotoxinas: identificación, toxicología monitoreo y evaluación de riesgo*. Corrientes, Moglia Impresiones: 238pp.
- Graham, L. E., J. M. Graham & L. W. Wilcox (2009). *Algae*. San Francisco, Benjamin Cummings
- Gruützmacher, G., G. Böttcher, I. Chorus & H. Bartel (2002). Removal of Microcystins by Slow Sand Filtration. *Toxicology* 17: 386-394
- Gugger, M., R. Molica, B. Le Berre, P. Dufour, C. Bernard & J.-F. Humbert (2005). Genetic Diversity of *Cylindrospermopsis* Strains (Cyanobacteria) Isolated from Four Continents. *Applied and Environmental Microbiology* 71: 1097-1100
- Guillard, R. R. L. (1978). Counting Slides. En: *Phytoplankton Manual*. A. Soumia (Ed.) Paris, Unesco: 182-190
- Gulati, R. D. & E. van Donk (2002). Lakes in the Netherlands, their origin, eutrophication and restoration: state-of-the-art review. *Hydrobiologia* 478: 73-106
- Haande, S., T. Rohrlack, A. Balot, K. Roberg, R. Sikulberg, M. Beck & C. Wiedner (2008). Genetic characterisation of *Cylindrospermopsis raciborskii* (Nostocales, Cyanobacteria) isolates from Africa and Europe. *Harmful Algae* 7: 692 - 701
- Hallegraeff, G. (1993). A review of harmful algal blooms and their apparent global increase. *Phycologia* 32: 79 - 99
- Hamilton, P., M. Linda, D. Stuart & F. R. Pick (2005). The occurrence of the cyanobacterium *Cylindrospermopsis raciborskii* in Constance Lake: an exotic cyanoprokaryote new to Canada. *Phycologia* 44: 17-25
- Hillebrand, H., C. D. Dürselen, D. Kirschtel, T. Zohary & U. Pollinger (1999). Biovolume calculation for pelagic and benthic microalgae. *Journal of Phycology* 35: 403-424
- Hindák, F. (2000) Morphological variation of four planktic nostocalean cyanophytes – members of the genus *Aphanizomenon* or *Anabaena*? *Hydrobiologia* 438: 107-116
- Hischberg, J. & D. Chamovitz (1994). Carotenoids in Cyanobacteria. En: *The Molecular Biology of Cyanobacteria*. D. A. Bryant (Ed.) Dordrecht, Kluwer Academic Publishers. 1: 559-579
- Höckelmann, C., P. G. Becher, S. H. von Reuss & F. Jüttner (2009). Sesquiterpenes of the geosmin producing cyanobacterium *Calothrix* PCC 7507 and their toxicity to invertebrates. *Zeitschrift für Naturforschung C* 64: 49-55
- Hoffmann, L., J. Komárek & J. Kastovsky (2005). System of cyanoprokaryotes (cyanobacteria): State in 2004. *Algological Studies* 117: 95-115
- Hosper, H. (1997). *Clearing lakes. An ecosystem approach to the restoration and management of lakes in the Netherlands* Lelystad, Institute for Inland Water Management and Waste Water Treatments (RIZA): 168pp.
- Hudson, J. J., W. D. Taylor & D. W. Schindler (2000). Phosphate concentrations in lakes. *Nature* 406: 54-56
- Huisman, J. & F. D. Hulot (2005). *Population dynamics of harmful cyanobacteria*. Dordrecht, Springer
- Huisman, J., J. Sharples, J. Stroom, P. Visser, W. Kardinaal, J. Verspagen & B. Sommeijer (2004). Changes in turbulent mixing shift competition for light between phytoplankton species. *Ecology* 85: 2960-2970
- Humpage, A. (2008). Toxin types, toxicokinetics and toxicodynamics. En: *Proceedings of the Interagency, International Symposium on Cyanobacterial Harmful Algal Blooms*. RTP North Carolina, Sept. 2005. H. Hudnell and Kenneth (Eds.) North Carolina. *Advances in Experimental Medicine and Biology*: 384- 415
- IPCC (2007). *Climate Change 2007 The physical science basis summary for policymakers*. Intergovernmental Panel on Climate Change. Ginebra
- ISO (1992). *Water quality measurement of biochemical parameters spectrophotometric determination of chlorophyll-a concentration*. Ginebra, International Organization for Standardization: 1-6
- Jaanus, A., K. Töming, S. Hällfors, K. Kaljurand & I. Lips (2009). Potential phytoplankton indicator species for monitoring Baltic coastal waters in the summer period. *Hydrobiologia* 629: 157-168
- Jang, M.-H., J.-M. Jung & N. Takamura (2007). Changes in microcystin production in cyanobacteria exposed to zooplankton at different population densities and infochemical concentrations. *Limnology and Oceanography* 52: 1454 - 1466

- Jang, M.-H., K. Ha, G.-J. Joo & N. Takamura (2003). Toxin production of cyanobacteria is increased by exposure to zooplankton. *Freshwater Biology* 48: 1540-1550
- Jeffrey, S. W., R. F. C. Mantoura & S. W. Wright (Eds) (1997). Phytoplankton pigments in oceanography. Monographs on oceanographic methodology. Paris, UNESCO: 661pp.
- Jensen, J. P., E. Jeppesen, K. Olrik & P. I. Kristensen (1994). Impact of nutrients and physical factors on the shift from cyanobacterial to chlorophyte dominance in shallow Danish lakes. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 51: 1692-1699
- Jeppesen, E., M. Meerhoff, A. Jacobsen, R. S. Hansen, M. Søndergaard, J. P. Jensen, T. L. Lauridsen, N. Mazzeo & W. C. Branco (2007a). Restoration of shallow lakes by nutrient control and biomanipulation—the successful strategy varies with lake size and climate. *Hydrobiologia* 581: 269-285
- Jeppesen, E., M. Søndergaard & J. P. Jensen (2003). Climatic warming and regime shifts in lake food webs: some comments. *Limnology and Oceanography* 48: 1346-1349
- Jeppesen, E., M. Søndergaard, M. Meerhoff, T. L. Lauridsen & J. P. Jensen (2007b). Shallow lake restoration by nutrient loading reduction: some recent findings and challenges ahead. *Hydrobiologia* 584: 239-252
- Jóźwiak, T., H. Mazur-Marzec & M. Plinski (2008). Cyanobacterial blooms in the Gulf of Gdansk (southern Baltic): The main effect of eutrophication. *Oceanological and Hydrobiological Studies* 37: 115-121
- Jüttner, F. & S. B. Watson (2007). Biochemical and Ecological Control of Geosmin and 2-Methylisoborneol in Source Waters. *Applied and Environmental Microbiology* 73: 4395-4406
- Kalff, J. (2002). *Limnology*. New Jersey, Prentice-Hall: 592pp.
- Karl, D., A. Michaels, B. Bergman, D. Capone, E. Carpenter, R. Letelier, F. Lipschultz, H. Paerl, D. Sigman & L. Stal (2002). Dinitrogen fixation in the world's oceans. *Biogeochemistry* 57: 47-98
- Keijola, A., K. Himberg, A. Esala, K. Sivonen & L. Kiisvirata (1988). Removal of cyanobacterial toxins in water treatment processes: laboratory and pilot plant experiments. *Toxicity Assessment* 3: 643-656
- Kirk, J. T. O. (1994). *Light and photosynthesis in aquatic ecosystems*. Cambridge, Cambridge University Press: 509pp.
- Knoppers, B. (1994). Aquatic primary production in coastal lagoons. Coastal lagoon processes. B. Kjerfve, Elsevier Science Publishers. 60: 243 - 285.
- Komárek, J. & E. Zapomělová (2007) Planktic morphospecies of the cyanobacterial genus *Anabaena* = subg. *Dolichospermum* – 1. part: coiled types. *Fottea* 7: 1-31
- Komárek, J. & J. Komárková (2006). Diversity of *Aphanizomenon*-like cyanobacteria. *Fottea* 6: 1-32
- Komárek, J. & K. Anagnostidis (1989). Modern approach to the classification system of Cyanophytes 4 - *Nostocales*. *Algological Studies* 56: 247-345
- Komárek, J. & K. Anagnostidis (1999). *Cyanoprokaryota* 1 Teil: *Chroococcales*. H. Ettl, G. Gärtner, H. Heynig and D. Mollenhauer (Eds.) Jena, Gustav Fischer: 548pp.
- Komárek, J. & K. Anagnostidis (2005). *Cyanoprokaryota* 2 Teil/ 2nd Part: *Oscillatoriales*. Süßwasserflora von Mitteleuropa 19/2. B. Büdel, L. Krienitz, G. Gärtner and M. Schagerl (Eds.) Heidelberg, Elsevier/Spektrum: 759pp.
- Komárek, J. (2002). Proceedings of Freshwater Harmful Algal Blooms: health risk and control management. S. Melchiorre, E. Viaggiud and M. Bruno (Eds) Istituto Superiore di Sanità. Rapporti ISTISAN 02/9: 103pp.
- Komárek, J. (2003). Coccoid and colonial Cyanobacteria. En: *Freshwater Algae of North America*. J. Wehr and R. Sheath (Eds.) San Diego, Academic Press: 59-116
- Komárek, J., J. Komárková & H. Kling (2003). Filamentous Cyanobacteria. *Freshwater Algae of North America*. J. Wehr and R. Sheath (Eds.) San Diego, Academic Press: 117-196
- Kruk, C. & L. De León (2002). Asociaciones de fitoplancton en lagos y embalses del Uruguay: validación y aplicación a la gestión de sistemas acuáticos. En: *El agua en Iberoamérica: de la limnología a la gestión en Sudamérica*. A. Fernández-Cirelli and G. Chalar (Eds.) CYTED XVII y CETA: 143-155
- Kruk, C. (2001). Sucesión fitoplanctónica en un lago hipereutrófico en proceso de restauración. Tesis de Maestría. PEDECIBA Biología, opción Ecología. Montevideo, Universidad de la República: 107pp.
- Kruk, C., L. Rodríguez-Gallego, F. Quintans, G. Lacerot, F. Scasso, N. Mazzeo, M. Meerhoff & J. Paggi (2006). Calidad de agua y biodiversidad de 18 pequeñas lagunas en la costa sureste de Uruguay. En: *Bases para la conservación y el manejo de la costa uruguaya*. R. Menafra, L. Rodríguez-Gallego, F. Scarabino and D. Conde (Eds.) Montevideo, Vida Silvestre: 599-610
- Kruk, C., L. Rodríguez-Gallego, M. Meerhoff, F. Quintans, G. Lacerot, N. Mazzeo, F. Scasso, J. C. Paggi, E. T. H. M. Peeters & M. Scheffer (2009). Determinants of biodiversity in subtropical shallow lakes (Atlantic coast, Uruguay). *Freshwater Biology* doi:10.1111/j.1365-2427.2009.02274.x
- Kruk, C., L. Vidal & V. Hein (2003). Floraciones de microalgas en sistemas continentales del Uruguay. I Encuentro de Ecología del Uruguay, Montevideo, Libro de Resúmenes. Facultad de Ciencias.
- Kruk, C., N. Mazzeo, G. Lacerot & C. Reynolds (2002). Classification schemes for phytoplankton: a local validation of a functional approach to the analysis of species temporal replacement. *Journal of Plankton Research* 24: 901-912
- Kruk, C., V. L. M. Huszar, E. T. H. M. Peeters, S. Bonilla, L. Costa, M. Lüring, C. S. Reynolds & M. Scheffer (2009). A morphological classification capturing functional variation in phytoplankton. *Freshwater Biology* doi: 10.1111/j.1365-2427.2009.02298.x
- Kuiper-Goodman, T., I. Falconer & J. Fitzgerald (1999). Human health aspects. En: *Toxic Cyanobacteria in Water: A Guide to their public health consequences, monitoring and management*. I. Chorus and J. Bartram (Eds.) London, E&FN Spon: 115-153
- Kulaev, I. S. & M. Vagabov (1983). Polyphosphate metabolism in microorganisms. *Advances in Microbiological Physiology* 24: 83-171
- Lahdelma, R., P. Salminen & J. Hokkanen (2000). Using multicriteria methods in environmental planning and management. *Environmental Management* 26: 595-605
- Lammens, E. H., R. D. Gulati, M. M-L & E. Van Donk (1990). The first biomanipulation conference: a synthesis. *Hydrobiologia*: 619-627
- Lampert, W. & U. Sommer (2007). *Limnology*. New York, Oxford University Press.
- Lawton, L. A. & P. K. Robertson (1999). Physico-chemical treatment methods for the removal of microcystins (cyanobacterial hepatotoxins) from potable waters. *Chemical Society Review* 28: 217-224
- Leflaive, J. & L. Ten-Hage (2007). Algal and cyanobacterial secondary metabolites in freshwaters: a comparison of allelopathic compounds and toxins. *Freshwater Biology* 52: 199-214
- Leitão, M. & A. Couté (2005). *Guide pratique des Cyanobactéries planctoniques du Grand Ouest de la France*. Honfleur, DEPEE-DLM
- Li, R., W. Carmichael, G. K. Eaglesham, G. R. Shaw, Y. Liu & M. Watanabe (2001). First report of the cyanotoxins Cylindrospermopsin and Deoxycylindrospermopsin from *Raphidiopsis curvata* (Cyanobacteria) *Journal of Phycology* 37: 1121-1126

- Liss, E. & P. Langen (1962). Versuche zur Polyphosphatüberkompensation in Hefezellen nach Phosphatverarmung. *Archiv für Mikrobiologie*: 383-392
- Manage, P. M., Z. Kawabata & S. Nakano (2000). Algicidal effect of the bacterium *Alcaligenes denitrificans* on *Microcystis* spp. *Aquatic Microbial Ecology* 22: 111-117
- Margalef, R. (1983). *Limnología*. Barcelona, Omega: 1010pp.
- Margalef, R. (1997). Our Biosphere. En: Excellence in Ecology. O. Kinne (Ed.) Oldendorf, Ecology Institute.
- Mazzeo, N., F. Scasso, J. Gorga, C. Kruk & J. Clemente (1999). Limnological study of an urban hypertrophic lake under restoration process. Proceedings of 8th International Conference on the Conservation and Management of Lakes, Copenhagen.
- Mazzeo, N., G. Lacerot, C. Kruk, J. Gorga, F. Scasso, L. Rodríguez, J. Clemente & J. García (2000). Informe Técnico: Lago Rivera, situación actual y estrategias para su recuperación. Montevideo, Universidad de la República: 22pp.
- McGregor, G. B. & L. D. Fabbro (2000). Dominance of *Cylindrospermopsis raciborskii* (Nostocales, Cyanoprokaryota) in Queensland tropical and subtropical reservoirs: Implications for monitoring and management *Lakes and Reservoirs: Research and Management* 5: 195-205
- Meerhoff, M., C. Iglesias, F. Teixeira De Mello, J. Clemente, E. Jensen, T. L. Lauridsen & E. Jeppesen (2007b). Effects of habitat complexity on community structure and predator avoidance behaviour of littoral zooplankton in temperate versus subtropical shallow lakes. *Freshwater Biology* 52: 1009-1021
- Meerhoff, M., J. M. Clemente, F. Teixeira De Mello, C. Iglesias, A. R. Pedersen & E. Jeppesen (2007a). Can warm climate-related structure of littoral predator assemblages weaken the clear water state in shallow lakes? *Global Change Biology* 13: 1888-1897
- Mills, M. M., C. Ridame, M. Davies, J. La Roche & R. J. Geider (2004). Iron and phosphorus co-limit nitrogen fixation in the eastern tropical North Atlantic. *Nature* 429: 292-294
- Mochida, K. (2009). Evaluation of the cytotoxicity of geosmin and 2-methylisoborneol using cultured human, monkey, and dog cells. *Biocontrol Science* 14: 35-38
- Moss, B. (1998). *Ecology of freshwaters*. Oxford, Blackwell: 557pp.
- Moss, B. (2007). The art and science of lake restoration. *Hydrobiologia* 581: 15-24
- Msagati, T. A., B. A. Siame & D. D. Shushu (2006). Evaluation of methods for the isolation, detection and quantification of cyanobacterial hepatotoxins. *Aquatic Toxicology* 78: 382-397
- Mur, L. R., O. M. Skulberg & H. Utkilen (1999). Cyanobacteria in the environment. En: Toxic cyanobacteria in water. A guide to their public health consequences, monitoring and management. I. Chorus and J. Bartram (Eds.) London, World Health Organization: 15-40
- Nakano, K., T. J. Lee & M. Matsumura (2001). In situ algal bloom control by the integration of ultrasonic radiation and jet circulation to flushing. *Environmental Science and Technology* 35: 4941-4946
- Nguyen, L. T. T., G. Cronberg, H. Annadotter & J. Larsen (2007). Planktic cyanobacteria from freshwater localities in ThuaThien-Hue province, Vietnam. II. Algal biomass and microcystin production. *Nova Hedwigia* 85: 35-50
- Nicholson, B. C. & M. D. Burch (2001). Evaluation of analytical methods for determination and quantification of cyanotoxins in relation to Australian drinking water guidelines, a report to the National Health Authority. Canberra, National Health and Medical Council of Australia: 57pp.
- Nusch, E. A. (1980). Comparison of different methods for chlorophyll and phaeopigments determination. *Archiv für Hydrobiologie Beiheft Ergebnisse der Limnologie* 14: 14-36
- O'Farrel, I. & I. Izaguirre (1994). Phytoplankton ecology and limnology of a River Uruguay Lower Basin (Argentina). *Archiv für Archiv für Hydrobiologie* 112: 155-179
- Oliver, R. L. & G. G. Ganf (2000). Freshwater blooms. En: The Ecology of Cyanobacteria. B. A. Whitton and M. Potts (Eds.) Dordrecht, Kluwer Academic Press: 149-194
- Olson, R. J., E. R. Zettler & M. D. DuRand (1993). Phytoplankton analysis using flow cytometry. En: Handbook of methods in aquatic microbial ecology. P. F. Kemp, B. F. Sherr, E. B. Sherr and J. J. Cole (Eds.) Florida, Lewis Publishers, Boca Raton: 175-186
- Oren, A. (2000). Salts and brines. En: Cyanobacteria: Their Diversity in Time and Space. B. A. Whitton and M. Potts (Eds.) Dordrecht, Kluwer Academic Publishers: 281-306
- Osborne, N. J. T., P. Webb & G. R. Shaw (2001). The toxins of *Lyngbya majuscula* and their human and ecological health effects. *Environment International* 27: 381-392
- Padisák, J. (1997). *Cylindrospermopsis raciborskii* (Woloszyska) Seenayya et Subba Raju, an expanding, highly adaptive cyanobacterium: worldwide distribution and review of its ecology. *Archiv für Hydrobiologie Supplement* 107: 563-593
- Padisák, J., J. Kohler & S. Hoeg (1999). The effect of changing flushing rates on development of late summer *Aphanizomenon* and *Microcystis* populations in a shallow lake, Müggelsee, Berlin, Germany. En: Theoretical reservoir ecology and its applications. G. Tundisi and M. Straskraba (Eds.) Berlin, International Institut of Ecology Backhuys: 411-423
- Paerl, H. W. & J. Huisman (2008). Blooms Like It Hot. *Science* 320: 57-58
- Paerl, H. W. & J. Huisman (2009). Climate change: a catalyst for global expansion of harmful cyanobacterial blooms. *Environmental Microbiology Reports* 1: 27-37
- Paerl, H. W., K. L. Webb, J. Baker & W. Weibe (1981). *Nitrogen fixation in water*. Clarendon, Oxford
- Paradiso, M., L. De León, E. Brugnoli & D. Conde (2000). Informe Técnico: I muestreo de calidad de agua en los embalses del Río Negro. Montevideo, Facultad de Ciencias-Universidad de la República: 21pp.
- Pérez, M. C. & C. Odebrecht (2005). The phytoplankton structure of Merin Lagoon: a Subtropical World Biosphere Reserve System (Brasil-Uruguay). *Acta Botanica Croatica* 64: 247-261
- Pérez, M. C., S. Bonilla, L. De León, J. Smarda & J. Komárek (1999). A bloom of *Nodularia baltica-spumigena* group (Cyanobacteria) in a shallow coastal lagoon of Uruguay, South America. *Algological Studies* 93: 91-101
- Perrow, M. R., M.-L. Meijer, P. Dawidowicz & H. Coops (1997). Biomanipulation in shallow lakes: state of the art. *Hydrobiologia* 342-343: 355-365
- Pinckney, J., H. W. Paerl, P. A. Tester & T. Richardson (2001). The role of nutrient loading and eutrophication in estuarine ecology. *Environmental Health Perspectives* 109: 699-706
- Pintos, W., R. Sommaruga, O. Alfonso, L. De León & D. Conde (1986). Informe Técnico: Reporte limnológico: Estado de la eutrofización del Lago Jardín (Canelones, Uruguay). Montevideo, Facultad de ciencias-Universidad de la República: 9pp.
- Píriz Sosa, P. (2007). Tesis de Grado. Profundización en Ecología. Grupos funcionales de fitoplancton en lagos artificiales del Uruguay. Departamento de Ecología-Sección Limnología. Montevideo, Universidad de la República: 30pp.

- Présing, M., S. Herodek, L. Vörös, T. Preston & G. Abrusan (1999). Nitrogen uptake by summer phytoplankton in Lake Balaton. *Archiv für Hydrobiologie Supplement* 145: 93-110
- Prosperi, C. (2007). Informe Final: Establecimiento de un sistema de alerta temprana en poblaciones afectadas por aguas eutrofizadas con florecimientos estacionales de cianofíceas y posibilidades de abatimiento de los mismos en bocas de entrada a plantas de potabilización de aguas. Córdoba, Universidad Nacional de Córdoba-Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales-Laboratorio de Hidrobiología.
- Quesada, A., D. Sanchis & D. Carrasco (2004). Cyanobacteria in Spanish reservoirs. How frequently are they toxic? *Limnetica* 23: 109-118
- Quintans, F., F. Scasso, M. Loureiro & A. Yaffe (2009). Diet of *Cnesterodon decemmaculatus* (Poeciliidae) and *Jenynsia multidentata* (Anablepidae) in a hypertrophic shallow lake of Uruguay. *Iheringia, Série Zoologia* 99: 105-111
- Quirós, R. & L. Lucchini (1982). Características limnológicas del Embalse de Salto Grande, III: Fitoplancton y su relación con parámetros ambientales. *Revista Asociación Ciencias Naturales Litoral* 13: 49-66
- Rajaniemi, P., J. Komárek, P. Hrouzek, R. Willame, K. Kaštovská, L. Hoffmann & K. Sivonen (2005b). Taxonomic consequences from the combined molecular and phenotype evaluation of selected *Anabaena* and *Aphanizomenon* strains. *Algological Studies* 117 371-391
- Rajaniemi, P., P. Hrouzek, K. Kaštovská, R. Willame, A. Rantala, L. Hoffmann, J. Komárek & K. Sivonen (2005a). Phylogenetic and morphological evaluation of the genera *Anabaena*, *Aphanizomenon*, *Trichormus* and *Nostoc* (Nostocales, Cyanobacteria). *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* 55: 11-26
- Redfield, A. C. (1958). The biological control of chemical factors in the environment. *American Scientist* 46: 205-222
- Reynolds, C. S. (1984). *The Ecology of Freshwater Phytoplankton*. Cambridge, Cambridge University Press: 390pp.
- Reynolds, C. S. (1993). Scales of disturbance and their role in plankton ecology *Hydrobiologia* 249: 157-171
- Reynolds, C. S. (2006). *Ecology of phytoplankton*. Cambridge, Cambridge University Press: 550pp.
- Reynolds, C., G. H. M. Jaworski, H. A. Cmiech & G. F. Leedale (1981). On the annual cycle of the blue-green alga *Microcystis aeruginosa* Kütz. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences* 293: 419-477
- Rigler, F. H. (1956). A tracer study of the phosphorus cycle in lake water. *Ecology* 37: 550-562
- Ringelberg, J. (1980). Eutrophication: introduction to the process and some ecological implications. *Aquatic Ecology* 14: 30-35
- Rippka, R., J. Deruelles, J. B. Waterbury, M. Herdman & R. Y. Stanier (1979). Generic assignments, strain histories and properties of pure cultures of cyanobacteria. *Journal of General Microbiology* 111: 1-61
- Rodríguez-Gallego, L. (2003). Tesis de la Maestría en Ciencias Ambientales. Estrategias para el control de la carga de nutrientes del Lago Rodó. Montevideo, Facultad de Ciencias, Universidad de la República: 105pp.
- Rodríguez-Gallego, L. R., N. Mazzeo, J. Gorga, M. Meerhoff, J. Clemente, C. Kruk, F. Scasso, G. Lacerot, J. García & F. Quintans (2004). The effects of an artificial wetland dominated by free-floating plants on the restoration of a subtropical, hypertrophic lake. *Lakes and Reservoirs: Research and Management* 9: 203-215
- Rodríguez-Gallego, L., D. Conde, M. Achkar & R. Arocena (2007). Uso del suelo en las cuencas de las lagunas costeras de Uruguay. *Boletín Vida Silvestre* 71: 4-5
- Rodríguez-Gallego, L., D. Conde, M. Achkar, V. Sabaj, E. Rodó & R. Arocena (2009). Impacto del uso del suelo en la cuenca de la Laguna de Rocha. IV Congreso Nacional de Áreas Protegidas y V Encuentro Nacional de Ecoturismo y Turismo Rural, Trinidad, Flores.
- Roelke, D. & Y. Buyukates (2002). Dynamics of phytoplankton succession coupled to species diversity as a system-level tool for study of *Microcystis* population dynamics in eutrophic lakes. *Limnology and Oceanography* 47: 1109-1118
- Ross, C., L. Santiago-Vázquez & V. Paul (2006). Toxin release in response to oxidative stress and programmed cell death in the cyanobacterium *Microcystis aeruginosa*. *Aquatic Toxicology* 78: 66-73
- Ryding, S. O. & W. Rast (1992). *El control de la eutrofización en lagos y pantanos*. Madrid, Pirámide: 375pp.
- Salas, H. J. & P. Martino (1990). *Metodologías simplificadas para la evaluación de eutrofización en lagos cálidos tropicales*. H. J. Salas and P. Martino (Eds) Lima, Programa Regional CEPIS/HEP/OPS 1981-1990 CEPIS: 79pp.
- Sant'Anna, C., M. T. Azevedo, L. Aujaro, M. Carvalho, L. Carvalho & R. de Souza (2006). *Manual ilustrado para identificação e contagem de cianobactérias planctônicas de águas continentais brasileiras*. Rio de Janeiro, Interciências - Sociedade Brasileira de Ficologia: 57pp.
- Sant'Anna, C. L., S. S. Melcher, M. d. C. Carvalhol, M. P. Gelmeo & M. T. de P. Azevedo (2007). Planktic Cyanobacteria from upper Tietê basin reservoirs, SP, Brazil. *Revista Brasileira de Botânica* 30: 1-17
- Scasso, F., N. Mazzeo, J. Gorga, C. Kruk, G. Lacerot, J. Clemente & S. Bonilla (2001). Limnological changes in a sub-tropical shallow hypertrophic lake during its restoration: two years of a whole-lake experiment. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems* 11: 31-44
- Scheffer, M. (1998). *Ecology of shallow lakes*. London, Chapman and Hall: 357pp.
- Scheffer, M. (2007). Shallow lakes theory revisited: various alternative regimes driven by climate, nutrients, depth and lake size. *Hydrobiologia* 584: 455-466
- Scheffer, M., D. Straile, E. H. van Nes & H. Hosper (2003). Climatic effects on regime shifts in lakes: A reply. *Limnology and Oceanography* 48: 1353-1356
- Scheffer, M., S. Rinaldi, A. Gagnani, L. Mur & E. H. van Nes (1997). On the dominance of filamentous Cyanobacteria in shallow, turbid lakes. *Ecology* 78: 272-282
- Schindler, D. W. (1977). Evolution of phosphorus limitation in lakes. *Science* 195: 260-262
- Schindler, D. W. (2006). Recent advances in the understanding and management of eutrophication. *Limnology and Oceanography* 51: 356-363
- Schindler, D., A. Wolfe, R. Vinebrooke, A. Crowe, J. Blais, B. Miskimmin, R. Freed & B. Perren (2008). The cultural eutrophication of Lac la Biche: A paleoecological study. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 65: 2211-2223
- sciencelab.com Formaldehyde 37% solution, Material Safety Data Sheet (MSDS). Disponible en: www.sciencelab.com/page/S/PVAR/23027/SLF1426
- Shannon, C. E. & W. Weaver (1949). *The mathematical theory of communication*. Illinois, University of Illinois Press, Urbana
- Show, J. J. & A. Kemp (2006). Cyanobacterial blooms in the wetlands of the Perth region, taxonomy and distribution: An overview. *Journal of the Royal Society of Western Australia* 89: 51-56
- Sienra, D. & G. Ferrari (2006). Monitoreo de cianobacterias en la costa de Montevideo. En: Bases para la conservación y el manejo de la costa uruguaya. R. Menafrá, L. Rodríguez-Gallego, F. Scarabino and D. Conde (Eds.) Montevideo, Vida Silvestre: 413-419
- Sienra, D. & R. Piaggio (2004). Presencia de Algas verdes (cianobacteria) en las playas de Montevideo. Verano 2003-2004. (Inédito). Montevideo, Unidad de laboratorio de Higiene Ambiental. Intendencia Municipal de Montevideo
- Sivonen, K. & G. Jones (1999). Cyanobacterial toxins. En: Toxic cyanobacteria in water; A guide to their public health consequences, monitoring and management. I. Chorus and J. Bartram (Eds.) London, Chapman and Hall: 41-111

- Smayda, T. (1997). What is a bloom? *Limnology and Oceanography* 42: 1132-1136
- Smith, P. G. R. & J. B. Theberge (1987). Evaluation natural areas using multiple criteria: Theory and practice. *Environmental Management* 11: 447-460
- Sommaruga, R. (1995). Microbial and classical food webs: a visit to a hypertrophic lake. *Microbiology Ecology* 17: 257-270
- Sommaruga, R., Y. Chen & Z. Liu (2008). Multiple Strategies of Bloom-Forming *Microcystis* to Minimize Damage by Solar Ultraviolet Radiation in Surface Waters. *Microbial Ecology* doi: 10.1007/s00248-008-9425-4
- Søndergaard, M., E. Jeppesen, T. L. Lauridsen, C. Skov, E. H. van Nes, R. Roijackers, E. Lammens & R. Portielje (2007). Lake restoration: successes, failures and long-term effects. *Journal of Applied Ecology* 44: 1095-1105
- Stewart, I., A. A. Seawright & G. R. Shaw (2008). Cyanobacterial poisoning in livestock, wild mammals and birds--an overview. *Advances in Experimental Medicine and Biology* 619: 613-637
- Stewart, I., P. Schluter & G. Shaw (2006). Cyanobacterial lipopolysaccharides and human health - a review. *Environmental Health: A Global Access Science Source* 5:7:doi:10.1186/1476-069X-5-7
- Stüken, A., R. J. Campbell, A. Quesada, A. Sukenik, D. P. K & C. Wiedner (2009). Genetic and morphologic characterization of four putative cylindrospermopsin producing species of the cyanobacterial genera *Anabaena* and *Aphanizomenon*. *Journal of Plankton Research* 31 465-480
- Suikkanen, S., G. O. Fistarol & E. Granéli (2005). Effects of cyanobacterial allelochemicals on a natural plankton community. *Marine Ecology Progress Series* 287: 1 - 9
- Suttle, C. A. (2000). *Cyanophages and their role in the ecology of cyanobacteria*. Dordrecht, Kluwer Academic Press
- Svircev, Z., S. Krstic, M. Miladinov-Mikov, V. Baltic & M. Vidovic (2009). Freshwater cyanobacterial blooms and primary liver cancer epidemiological studies in Serbia. *Journal of Environmental Science and Health - Part C: Environmental Carcinogenesis & Ecotoxicology Reviews* 27:36-55
- Thébault, E. & M. Loreau (2005). Trophic Interactions and the Relationship between Species Diversity and Ecosystem Stability. *The American Naturalist* 166: 95-114
- Thomas, A. D., M. L. Saker, J. H. Norton & R. D. Olsen (1998). Cyanobacterium *Cylindrospermopsis raciborskii* as a probable cause of death in cattle in northern Queensland. *Australian Veterinary Journal* 76: 592-594
- Tilman, D. (1982). *Resource competition and community structure*. Princeton, Princeton University Press
- Tilman, D., P. B. Reich & J. M. H. Knops (2006). Biodiversity and ecosystem stability in a decade-long grassland experiment. *Nature* 441: 629-632
- Utermöhl, H. (1958). Zur Vervollkommen der quantitativen Phytoplankton-Methodik. *Mitteilungen Internationale Vereinigung fuer Theoretische und Angewandte Limnologie* 9: 1-38
- van Apeldoorn, M. E., H. P. van Egmond, G. J. A. Speijers & G. J. I. Bakker (2007). Toxins of cyanobacteria. *Molecular Nutrition and Food Research* 51: 7-60
- van Den Hoek, C., H. M. Jahns & C. van Den Hoek (1995). *Algae. An Introduction to Phycology*. Cambridge, Cambridge University Press
- Várkonyi, Z., K. Masamoto, M. Debreczeny, O. Zsiros, B. Ughy, Z. Gombos, I. Domonkos, T. Farkas, H. Wada & B. Szalontai (2002). Low-temperatureinduced accumulation of xanthophylls and its structural consequences in the photosynthetic membranes of the cyanobacterium *Cylindrospermopsis raciborskii*: An FTIR spectroscopic study. *Proceedings of the National Academy Society* 99: 2410-2415
- Verschuren, D., T. C. Johnson, H. J. Kling, D. N. Edgington, P. R. Leavitt, E. T. Brown, M. R. Talbot & R. E. Hecky (2002). History and Timing of Human Impact on Lake Victoria, East Africa. *Proceedings: Biological Sciences* 269: 289-294
- Vidal, L. & C. Kruk (2008). *Cylindrospermopsis raciborskii* (Cyanobacteria) extends its distribution to Latitude 34°53'S: taxonomical and ecological features in Uruguayan eutrophic lakes. *Pan-American Journal of Aquatic Sciences* 3: 142-151
- Vidal, L. (2002). Variación temporal de la morfología de *Microcystis aeruginosa* Kützinger (Cyanophyceae) en el embalse de Salto Grande (Uruguay - Argentina). Tesis de Grado. profundización en Limnología. Sección Limnología. Montevideo, Facultad de Ciencias-Universidad de la República: 39pp.
- Vidal, L. (2008). Estructura y biomasa del fitoplancton en lagunas costeras; relevancia del picoplancton autótrofo. Tesis de Maestría. PEDECIBA. Biología. Sección Limnología. Montevideo, Facultad de Ciencias-Universidad de la República.
- Vidal, L., S. Bonilla, L. Rodríguez-Gallego, D. Conde & M. Martínez-López (2007). Biomass of autotrophic picoplankton in subtropical coastal lagoons: Is it relevant? *Limnética* 26: 441-452
- Vincent, W. F. (2000). Cyanobacterial dominance in the polar regions. En: *Cyanobacteria: Their Diversity in Time and Space*. B. Whitton and M. Potts (Eds.) Dordrecht, Kluwer Academic Publishers: 321-338
- Vincent, W. F., D. Mueller & S. Bonilla (2004). Ecosystems on ice: the microbial ecology of Markham Ice Shelf in the High Arctic. *Cryobiology* 48: 103-112
- Visser, P. M., B. W. Ibelings, B. van der Veer, J. Koedood & M. Luuc (1996). Artificial mixing prevents nuisance blooms of the cyanobacterium *Microcystis* in Lake Nieuwe Meer, the Netherlands. *Freshwater Biology* 36: 435-450
- Visser, P. M., B. W. Ibelings, L. R. Mur & A. E. Walsby (2005). *The ecophysiology of the harmful cyanobacterium Microcystis: features explaining its success and measures of its control*. J. Huisman, H.C.P.P. Matthijs, and M. Visser (Eds.) Dordrecht, Springer:109-142
- Vitousek, M. & R. Howarth (1991). Nitrogen Limitation on Land and in the Sea: How Can It Occur? *Biogeochemistry* 13: 87-115
- Vollenweider, R. (1968). Scientific fundamentals of the eutrophication of lakes and flowing waters, with particular reference to nitrogen and phosphorus as factors in eutrophication. Technical Report DAS/DSI/68.27. Paris: 274pp.
- Wacklin, P., L. Hoffmann & J. Komárek (2009). Nomenclatural validation of the genetically revised cyanobacterial genus *Dolichospermum* (Ralfs ex Bornet et Flahault) comb. Nova. *Fottea* 9: 59-64
- Wagner, F., R. Falkner & G. Falkner (1995). Information about previous phosphate fluctuations is stored via an adaptive response of the high-affinity phosphate uptake system of the cyanobacterium *Anacystis nidulans*. *Planta* 197: 147-155
- Walsby, A. E. (1992). The control of gas-vacuolated Cyanobacteria. Eutrophication: Research and Application to Water Supply. D. W. Sutcliffe and G. Jones. Windermere, Freshwater Biological Association: 143-162
- Walsby, A., F. Schanz & M. Schmid (2006). The Burgundy-blood phenomenon: a model of buoyancy change explains autumnal waterblooms by *Planktothrix rubescens* in Lake Zürich. *New Phytologist* 169: 109-122
- Ward, D. M., M. J. Ferris, S. C. Nold, M. M. Bateson, E. D. Kopczynski & A. L. Ruff-Roberts (1994). Species diversity in hot spring microbial mats as revealed by both molecular and enrichment culture approaches - relationship between biodiversity and community structure. En: *Microbial Mats. Structure, development and environmental significance*. L. J. Stal and P. Caumette (Eds.) Berlin, Springer-Verlag. 35: 33-44
- Werner, V. (2002) Cyanophyceae/Cyanobacteria no sistema de lagoas e lagunas da planície costeira do Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. Rio Claro, Brasil, Universidade Estadual Paulista.

- Westrick, J. A. (2008). Cyanobacterial toxin removal in drinking water treatment processes and recreational waters. En: Cyanobacterial Harmful Algal Blooms: State of the Science and Research Needs. Advances in Experimental Medicine and Biology. H. K. Hudnell (Ed) New York, Springer. 619: 500pp.
- Whitton, B. & M. Potts (2000). *The ecology of cyanobacteria*. Dordrecht, Kluwer Academic Publishers: 669pp.
- Wiedner, C., J. Rücker, R. Brüggemann & B. Nixdorf (2007). Climate change affects timing and size of populations of an invasive cyanobacterium in temperate regions. *Oecologia* 152: 473-484
- Willame, R., C. Boutte, S. Grubisic, A. Wilmotte, J. Komárek & L. Hoffmann (2006). Morphological and molecular characterization of planktonic cyanobacteria from Belgium and Luxembourg. *Journal of Phycology* 42: 1312-1332
- Wolk, C. P., A. Ernst & J. Elhai (1994). Heterocyst metabolism and development. The Molecular Biology of Cyanobacteria. D. A. Bryant (Ed) New York, Kluwer Academic Publishers: 769-823.
- Yunes, J., S. De La Rocha, D. Giroldo, S. B. D. Silveira, R. Comin, M. D. Bicho, S. S. Melcher, C. L. Sant' Anna & A. A. Vieira (2009). Release of carbohydrates and proteins by a subtropical strain of *Raphidiopsis brookii* (cyanobacteria) able to produce saxitoxin at three nitrate concentrations. *Journal of Phycology* 45: 585-591

Cianobacterias Planctónicas del Uruguay

Manual para la identificación y medidas de gestión



Oficina Regional de Ciencia de la
UNESCO para América Latina y el Caribe



Programa Hidrológico Internacional

UNESCO
Programa Hidrológico Internacional
Oficina Regional de Ciencia
para América Latina y el Caribe
Edificio Mercosur - Dr. Luis Piera 1992, 2° piso
Casilla de Correo 859
11200 Montevideo, Uruguay
Tel.: (598-2) 413 20 75, Fax: (598-2) 413 20 94
phi@unesco.org.uy
<http://www.unesco.org.uy/phi>

