



UNNE

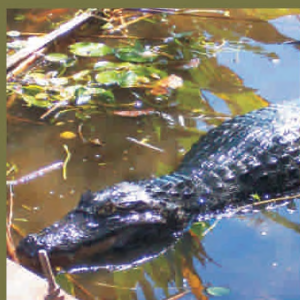
UNIVERSIDAD
NACIONAL DEL
NORDESTE

RECTORADO

CENTRO de GESTIÓN AMBIENTAL y ECOLOGÍA

manual de Biodiversidad de CHACO, CORRIENTES Y FORMOSA

Dirigido por Nora Indiana Basterra y Juan José Neiff
Compilado por Sylvina Lorena Casco



2008

Editorial
Universitaria
de la Universidad
Nacional del Nordeste



Manual de Biodiversidad de Chaco, Corrientes y Formosa

Dirigido por Nora Indiana Basterra y Juan José Neiff

Compilado por Sylvia Lorena Casco

Universidad Nacional del Nordeste
Rectorado
Centro de Gestión Ambiental y Ecología

2008



Manual de Biodiversidad de Chaco, Corrientes y Formosa/
Sylvina Lorena Casco...[et al.]; compilado por Sylvina Lorena
Casco; dirigido por Nora Indiana Basterra y Juan José Neiff. - 1ª
ed. –Corrientes: Universidad Nacional del Nordeste, 2008. 346 p.,
30 x 20 cm

ISBN 978-950-656-114-7

1. Biodiversidad. I. Casco, Sylvina Lorena, comp. II. Basterra,
Nora Indiana, dir. III. Neiff, Juan José, dir.

CDD 574.5

Este Manual contó con el apoyo financiero del Gobierno de la Provincia de Formosa y del Consejo Federal de Inversiones (CFI)

Dirección

NORA INDIANA BASTERRA

Ing. Hidráulica, Mgter. en Gestión Ambiental
Directora del Centro de Gestión Ambiental y Ecología
Universidad Nacional del Nordeste
Resistencia (Chaco)-Argentina

JUAN JOSÉ NEIFF

Mgter. en Ecología Acuática, Dr. en Ciencias Biológicas
Director del Centro de Ecología Aplicada del Litoral
Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas
Corrientes-Argentina

Compilación

SYLVINA LORENA CASCO

Prof. en Biología, Dra. en Ciencias Biológicas.
Área Biodiversidad-Centro de Gestión Ambiental y Ecología
Universidad Nacional del Nordeste.
Resistencia (Chaco)-Argentina

Revisión pedagógica

Dra. Aurora Cristina Armúa, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales y Agrimensura. UNNE.
Lic. María Graciela Fernández, Facultad de Humanidades, UNNE. Dirección de Enseñanza Superior-Corrientes.
Lic. Patricia Demuth, Facultad de Humanidades, UNNE.

Diseño de tapa: Alberto Correa Alarcón

Primera Edición, 2008

EUDENE

Copyright © 2008, Universidad Nacional del Nordeste
25 de mayo 868. (3400) Corrientes. Argentina

Queda hecho el depósito que marca la ley 11.723

ISBN 978-950-656-114-7

Las cianobacterias del Nordeste Argentino: caracteres generales e importancia ecológica

Y. ZALOCAR y M.E. FORASTIER



1. Descripción general

Un aspecto importante que llamó la atención a la población de la ciudad de Corrientes fue la “presencia de algas tóxicas” en el río Paraná durante el verano de 2004 (Lámina I, Fig. 1). Esto se debió al desarrollo de floraciones de *Microcystis aeruginosa* en el embalse de Yacyretá, que fueron transportadas aguas abajo sobre la margen correntina, magnificándose en zonas de remanso o de la costa, debido al prolongado estiaje en que se encontraba el río Paraná en ese momento.

Este hecho fue preocupante por tratarse de un organismo potencialmente tóxico presente en una fuente de abastecimiento para agua potable y porque, por primera vez, se producía una floración de tal magnitud en el río Paraná. El desarrollo de estos organismos está en relación con el creciente deterioro de la calidad del agua producido por las actividades humanas, con un incremento de la fertilidad de los ambientes acuáticos, conocido como eutrofización o eutrofización cultural. Una de las consecuencias de la eutrofización es la proliferación de microalgas planctónicas con un aumento en la incidencia de floraciones de “algas azules” o cianobacterias.

Las floraciones pueden transmitir gusto y olor desagradable al agua, además de alterar el equilibrio ecológico del ecosistema acuático. Algunas especies son productoras de toxinas (cianotoxinas), las que pueden causar síntomas a través del consumo oral, inhalación o contacto por la piel, con la posibilidad de elevados niveles de toxicidad y futuras consecuencias relacionadas con la salud humana y animal.

¿QUÉ SON LAS CIANOBACTERIAS?

Las cianobacterias fueron clasificadas inicialmente como Cyanophyta (algas azules) de acuerdo al Código Internacional de Nomenclatura Botánica. En realidad, la similitud entre algas azules y bacterias fue notada ya en 1853 por el bacteriólogo Ferdinand Chon, quien en 1871/2 las ubicó juntas, en la división Schizophyta. Fue en 1971 cuando un grupo de bacteriólogos encabezados por Stanier, establecieron categóricamente que las algas azules son bacterias (Fogg *et al.*, 1973) y fueron incluidas como tal bajo la denominación de **cianobacterias**. Actualmente existen dos taxonomías para este grupo (botánica y bacteriológica), si bien ambas se encuentran en una convergencia constructiva, es más común referirse a ellas como algas que como cianobacterias.

Este grupo integra el fitoplancton junto con las algas eucarióticas (tratadas en el capítulo anterior) con las que comparten la presencia de clorofila *a* y producción de oxígeno durante la fotosíntesis, aspectos que no poseen las demás bacterias.

En este capítulo, además de los caracteres generales del grupo, se tratarán algunos aspectos de su potencial toxicidad (principales cianotoxinas, mecanismos de acción, etc.), incluyendo una clave ilustrada para la identificación de los principales géneros registrados en el nordeste argentino (NEA).

¿CUÁLES SON SUS CARACTERES GENERALES?

Las cianobacterias son organismos procariotas conocidos comúnmente como **algas azules** o **verde-azuladas**. Presentan una amplia distribución en agua dulce, salada, sobre el suelo, rocas e incluso forman simbiosis con otros organismos.

La antigua denominación de algas azules se debe a que entre sus pigmentos fotosintéticos predominan pigmentos accesorios (ficobiliproteínas) que les confieren un característico tono azulado o verde azulado. En general la proporción de pigmentos suele ser variable, y no todas presentan esa tonalidad; algunas son verdes, negras, púrpura oscuras, marrones o rojas. Esto se debe a que pueden alterar la proporción de pigmentos en respuesta a diferentes calidades de luz incidente, fenómeno conocido como adaptación fotocromática. El color rojizo de algunas cianobacterias se debe a que contienen una gran proporción de ficoeritrina, desarrolladas bajo iluminación débil, en lugares sombríos; mientras que, las especies de color oscuro contienen gran cantidad de ficocianinas, predominando el color azul-verdoso o púrpura oscuro, cuando están expuestas a una iluminación intensa.

Se las puede reconocer bajo el microscopio de luz porque el protoplasto de sus células presenta un aspecto característicamente homogéneo, lo cual se debe a la ausencia de orgánulos limitados por membranas. Carecen de una envoltura nuclear (es decir que el ADN no está confinado dentro de un núcleo verdadero) y tampoco presentan proteínas (histonas) asociadas a él. Estas células también carecen de plastidios, mitocondrias, aparato de Golgi y otros orgánulos compuestos de membrana unitaria característicos de los eucariotas.

En el protoplasma se pueden diferenciar dos regiones principales: una región periférica, pigmentada, llamada cromatoplasma y una región central más clara denominada centroplasma o nucleoplasma, sin un límite definido entre ambas.

En el centroplasma se encuentra el material nuclear (el ADN), cuyas finas fibrillas forman un retículo, y su conjunto puede designarse con el nombre de aparato cromatínico y representan el equivalente al núcleo (Fig. 1). Además un nucleolo bien definido está ausente. Esta falta de membrana que rodea al núcleo y con él la mitosis, ha sugerido el nombre de Prokaryota al grupo de las cianofitas, bacterias y proclorófitas. En la parte central de la célula se encuentran también los carboxisomas o cuerpos polihedrales los que contienen la enzima Rubisco (ribulosa-1,5-bisfosfato carboxilasa /oxigenasa).

En el cromatoplasma se encuentran los tilacoides con los pigmentos fotosintéticos, los que a veces no están restringidos a la periferia, sino distribuidos en todo el protoplasto, lo cual depende de la intensidad de luz incidente y de la edad de la célula. Asociados a los tilacoides se encuentran los ficobilisomas que contienen las ficobiliproteínas (ficocianinas y ficoeritrinas). Los ribosomas (70S) se encuentran dispersos en toda la célula pero están presentes en alta densidad en la región central alrededor del nucleoplasma (Fig. 1).

El protoplasto está rodeado por una pared firme, cuyo principal constituyente es un peptidoglicano (o mureína o glicopéptido o mucopéptido). La ultraestructura y química de la pared es igual al de las Bacterias Gram-Negativas. Externamente suelen presentar envolturas mucilaginosas de consistencia y espesor variables. Esta capa de mucílago (vainas o cápsulas) es fibrilar, tiene la función de proteger a la célula de la desecación y está involucrada en el movimiento. Estas cubiertas mucilaginosas generalmente son visibles al microscopio de luz con o sin técnicas especiales: con contraste de fase, mediante tinción negativa (o sea montando los organismos en tinta china diluida) o mediante tinción con azul de metileno. Un aspecto importante de esta cubierta es que está compuesta fundamentalmente de lipopolisacáridos, los que como veremos más adelante pueden producir irritaciones en la piel de los bañistas.

El exceso fotosintetizado lo acumulan como productos de reserva en el cromatoplasma bajo la forma de: 1) gránulos

de cianoficina (principal reserva de proteínas), 2) almidón de cianofíceas (reserva de carbohidratos) y 3) gránulos de polisfosfato (reserva de fósforo), entre otros.

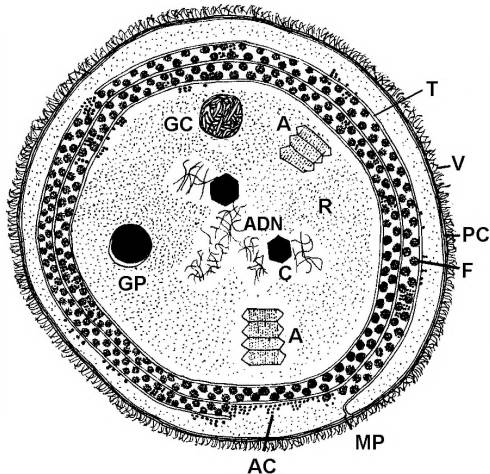


Fig. 1. Esquema de la ultraestructura de una célula de cianobacteria. **ADN:** aparato cromatinico, **C:** carboxisomas o cuerpos polihedrales. **V:** vaina, **PC:** pared celular, **MP:** membrana plasmática, **T:** tilacoides, **F:** ficobilisomas, **AC:** almidón de cianofíceas, **GC:** gránulos de cianoficina, **GP:** gránulos de polisfosfato, **R:** ribosomas, **A:** aerótopos (Tomado de Lee, 1989).

El protoplasma de la mayoría de las cianobacterias presenta además, aerótopos, conocidos antiguamente como vacuolas de gas o pseudovacúolas, y son los responsables de la flotabilidad del organismo, regulando su posición en la columna de agua en relación a la tasa fotosintética. Aquellas células que tienen una tasa de fotosíntesis baja, tienden a incrementar su flotabilidad mediante la formación de aerótopos. Si la presión osmótica de las células es alta (debido a la acumulación de fotosintatos) entonces se reduce su formación. Durante el desarrollo de los aerótopos las cianobacterias se elevan a lo largo de la columna de agua y la aparición “súbita” en la superficie (floración o **waterbloom**), resulta del afloramiento de estos organismos desde las aguas profundas. Curiosamente las floraciones ocurren en formas coloniales o filamentosas en lugar de formas unicelulares. La presencia de aerótopos de estas formas multicelulares les permite ascender o descender más rápidamente en la columna de agua que si se tratara sólo de formas unicelulares. Es decir que existen razones fisiológicas y ecológicas para el desarrollo y mantenimiento de la “colonialidad” entre las cianobacterias. A ello

se suma la rapidez para incorporar los elementos nutritivos compitiendo con las algas eucarióticas.

Al igual que las demás bacterias tienen una morfología relativamente simple y muestran escasa diferenciación celular. En general presentan 3 tipos de organización: 1) unicelular, 2) colonial y 3) filamentosos. La forma más simple es la unicelular y la más compleja es el filamento ramificado.

1) Unas pocas entre las primeras son estrictamente unicelulares, con formas globosas, poco alargadas, morfológicamente muy semejantes a las primitivas de acuerdo a evidencias paleontológicas.

2) Las especies coloniales son aquellas en las cuales un número de células crecen juntas dentro de una vaina mucilaginosa común, la cual aumenta de tamaño por sucesivas divisiones celulares. Las colonias pueden ser esféricas (*Aphanocapsa*), aplanadas (*Merismopedia*), cúbicas (*Eucapsis*) o en agregados irregulares (*Microcystis*). Las colonias esféricas pueden ser compactas o huecas. En esta última las células muestran una diferenciación polar (Lámina II), formando una capa periférica, unidas por cordones mucilagosos (*Gomphosphaeria*).

3) Las formas filamentosas pueden ser ramificadas o no. La división celular restringida a una sola dirección da como resultado un tricoma o filamento no ramificado. El tricoma es la cadena de células sin la vaina mucilaginosa que los envuelve (o sea la estructura viva dentro de la vaina). En cambio se denomina filamento al tricoma más la vaina que los envuelve (Fig. 2).

Ejemplos de géneros filamentosos no ramificados del NEA son *Oscillatoria* y *Lyngbya* (Lámina III, Figs. 25 y 26). En estos géneros no hay diferencia entre los componentes celulares, excepto la célula apical cuya forma puede ser diferente al de las otras células vegetativas. Todas las células del tricoma son capaces de dividirse.

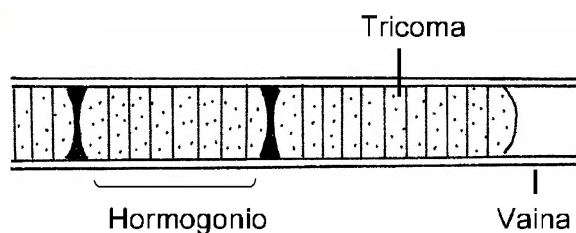


Fig. 2. Filamento de una especie de *Lyngbya*.

En géneros cuyos filamentos presentan diferenciación heteropolar los tricomas se adelgazan y las células terminales vacían su contenido celular originando pelos incoloros. Ejemplos en el NEA son *Calothrix*, *Rivularia* y *Gloeotrichia* (Lámina III, Figs. 40, 42 y 43).

Las ramificaciones son caracteres distintivos fundamentales de algunas especies filamentosas. Estas ramificaciones pueden ser falsas, como en algunas especies de *Scytonema* donde suele haber adelgazamiento de los tricomas pero no se producen pelos (Lámina III, Fig. 28) y, las que presentan ramificaciones verdaderas, como algunas especies de *Stigonema*, los tricomas de los brazos principales y laterales pueden diferenciarse marcadamente en el ancho (Fig. 3).

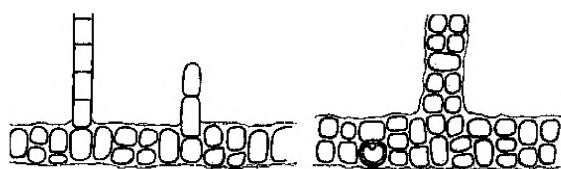


Fig. 3. *Stigonema* (tomado de Anagnostidis y Komárek, 1990).

1) **Ramificaciones verdaderas:** es el tipo más común de ramificación que se da en representantes del orden Stigonematales, donde una célula del tricoma principal se divide siempre perpendicularmente al eje longitudinal del tricoma original, dando lugar así a una nueva rama (Fig. 4).

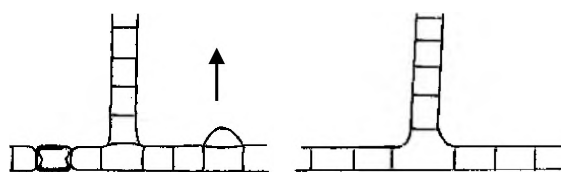


Fig. 4. *Hapalosiphon* (tomado de Anagnostidis y Komárek, 1990).

Por una vía similar, algunas veces se originan tricomas multiseriados a partir de los cuales varias células dan lugar a ramas (Fig. 3).

2) **Ramificaciones falsas:** este tipo de ramificación es característico de los géneros filamentosos con vaina. Se originan por: a) interrupción entre dos células del tricoma, producida por la muerte de una célula (Fig. 5A), b) por la presencia de un heterocito, el tricoma continúa dividiéndose, rompe la vaina y se forma una rama lateral (Fig. 5B), c) en una zona meristemática donde hay un activo crecimiento de un grupo de células, se produce la formación de un lazo o bucle, el cual rompe la vaina en el medio y se forman 2 falsas ramificaciones (Fig. 5C).

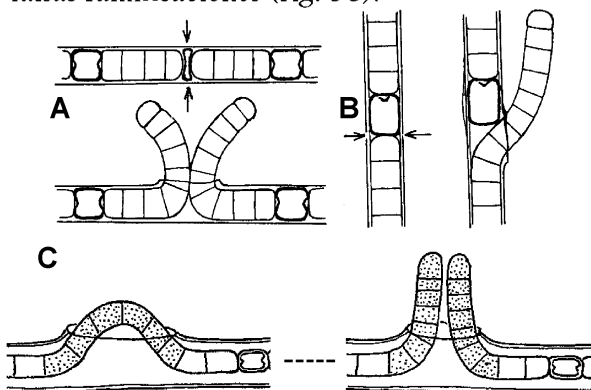


Fig. 5. Ramificaciones falsas (A y B: tomadas de Komárek y Anagnostidis, 1989; C: tomada de Bourrelly, 1970).

Algunas especies filamentosas poseen movimiento cuando están en contacto con un substrato sólido y húmedo. Este movimiento (deslizamiento o **gliding**) llevado a cabo sin órganos evidentes de locomoción, se produce por una especie de propulsión, causada por la secreción de mucilago y también, por ondas contráctiles producidas por microfibrillas superficiales que están sobre la pared celular. El movimiento es una adaptación a la vida bentónica, puesto que permite mantener a los filamentos encima de un substrato que podría sepultarlos. Los filamentos, trepando unos sobre otros, pueden extenderse cual fina telaraña por el agua de charcos y zanjas hasta alcanzar la superficie (Margalef, 1983). El ejemplo más común es el género *Oscillatoria*, el cual puede observarse creciendo sobre las paredes de peceras.

El mecanismo de división celular es, básicamente similar al de las demás bacterias, es decir por fisión binaria transversal.

Una estrategia desarrollada por las cianobacterias para mantener sus poblaciones en elevada densidad (sobre todo cuando comienza el stress ambiental) es una activa multiplicación mediante fragmentación dando lugar a unidades que se transforman en nuevos organismos. En el caso de las formas filamentosas, también pueden liberarse pequeños fragmentos (hormogonios) que darán origen a nuevos individuos (Fig. 2). Tanto los fragmentos originados, como los hormogonios, generalmente rodeados de una vaina de mucílago, pueden tolerar la desecación e hidratarse nuevamente. Pero más resistentes aún son los acinetos, estructuras adaptadas a pasar períodos de reposo soportando condiciones ambientales desfavorables. Los acinetos maduros son más grandes que las células vegetativas, son de forma esférica o elipsoidal y su distribución a lo largo del filamento varía de acuerdo a las especies. Los acinetos son altamente resistentes a las adversidades ambientales y pueden germinar después de largos períodos de reposo (87 años) dando lugar a un tricoma vegetativo.

Algunas cianobacterias unicelulares y coloniales producen estructuras reproductivas conocidas como nanocitos (antiguamente endósporas) y exocitos (o exósporas) (Fig. 6). Las primeras se forman por divisiones endógenas del protoplasto y se liberan con la ruptura de la pared celular. En cambio los exocitos, de manera similar, se forman en el ápice y son descargados gradualmente (por ejemplo *Geitleribactron* y *Chamaesiphon*, Lámina II, Figs. 15 y 16).

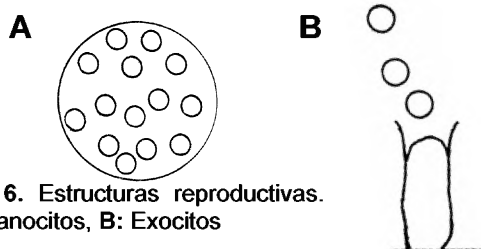


Fig. 6. Estructuras reproductivas. A: Nanocitos, B: Exocitos

Cuando los elementos nutritivos faltan en el agua, particularmente el nitrógeno, algunas especies filamentosas han desarrollado una estrategia particular que las capacita para fijar el nitrógeno atmosférico e

incorporarlo a estructuras especializadas denominadas heterocitos, los que se forman a partir de células vegetativas. Bajo el microscopio de luz, los heterocitos son fácilmente distinguibles del resto de las células vegetativas por su contenido claro y homogéneo, por estar rodeados de una pared gruesa y por la presencia de estructuras refractivas en su unión con las células vegetativas, denominados **nódulos polares** (Fig. 7). Por su posición en el tricoma, éstos pueden ser intercalares o terminales.

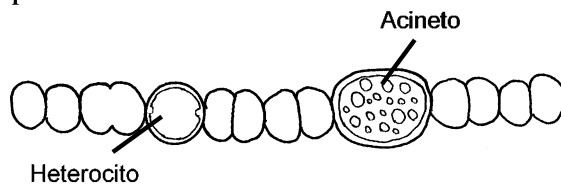


Fig. 7. Forma filamentosas con heterocito y acineto.

La función de los heterocitos fue un enigma durante mucho tiempo, hasta que en el año 1968 Fay y colaboradores (Fogg *et al.*, 1973) demostraron que los heterocitos son los sitios de fijación de nitrógeno (N) y los encargados de transferir el N combinado a las células vegetativas. Pero, además de fijar N atmosférico, es probable que los heterocitos jueguen varios roles porque también participan en la formación de los acinetos adyacentes, regulando su formación; en algunos casos pueden germinar y formar tricomas, como en *Gloeotrichia*; además, los heterocitos senescentes facilitan la fragmentación del filamento. Por estas razones hubo continuas controversias acerca de las funciones que cumplían los heterocitos. Actualmente no hay dudas de que son los sitios de fijación de N. Si durante el crecimiento activo del alga, disminuye o se agota el N del medio, suele haber un incremento en el número de heterocitos. Esto es un ejemplo de la división de labor en un organismo multicelular relativamente primitivo. La contribución de este grupo a los ecosistemas acuáticos supuestamente es mayor que la de las bacterias fijadoras de N. Algunas especies de *Anabaena* y *Nostoc* se encuentran en el interior de plantas tales como algunas hepáticas, helechos de agua y angiospermas donde fijan nitrógeno. *Anabaena azollae* crece en asociación con *Azolla*, helecho de agua utilizado frecuentemente como biofertilizante en

arrozales.

Algunas especies son comestibles, por ejemplo *Nostoc* y *Spirulina* (Lámina III, Figs. 30 y 37). Esta última es producida comercialmente en varias partes del mundo (pastillas, polvo) y consumida por su notable valor proteico y contenido de vitaminas y minerales.

En este grupo, una estrategia de supervivencia es la utilización heterotrófica de la materia orgánica disuelta. Esta representa un medio auxiliar para obtener compuestos de carbono ricos en energía y factores para el crecimiento exógeno. Bajo condiciones afóticas pueden subsistir enteramente con compuestos orgánicos (Paerl, 1988). Esto explica por qué ambientes generalmente ricos en materia orgánica disuelta, ante condiciones ambientales estables, son susceptibles de producir floraciones.

Las cianobacterias son probablemente los más ubicuos de los organismos fotosintéticos. Constituyen un grupo muy antiguo, ellas o grupos muy similares se encontraban hace billones de años en rocas del Precámbrico. Durante su larga historia han experimentado una evolución considerable (incluyendo la transición desde anóxicas a condiciones totalmente oxigenadas) y han prosperado hasta la actualidad (Calijuri *et al.*, 2006). Paradójicamente estos microorganismos exhiben una notable intolerancia a cambios relativamente pequeños entre una variedad de variables básicas físicas y químicas. Significativamente éstas son las variables que regulan las condiciones hidrológicas y ambientales de los ecosistemas de agua dulce. Si bien pueden crecer y reproducirse efectivamente bajo condiciones extremas es relevante para su desarrollo el mantenimiento de la estabilidad ambiental. El éxito en estas condiciones extremas no las superan las algas eucarióticas (ni siquiera las plantas terrestres vasculares), lo cual probablemente se deba a la naturaleza procariótica de sus células (Paerl, 1988).

Además, han desarrollado diversas vías de especialización con sus productos finales de fotosíntesis, entre ellos productos potencialmente tóxicos. Se conocen especies productoras de toxinas que son tóxicas para

el ganado y animales silvestres. Dada la importancia de este tema y por presentar el NEA numerosos géneros potencialmente tóxicos, en el punto siguiente se describen las principales toxinas, sus efectos y las especies que las producen.



2. Estado actual

¿CUÁL ES LA IMPORTANCIA ECO-TOXICOLÓGICA DE LAS CIANOBACTERIAS?

Las toxinas producidas por las cianobacterias, denominadas cianotoxinas, son metabolitos secundarios. Estos incluyen compuestos que actúan como hormonas, antibióticos, aleloquímicos y toxinas, es decir que no son utilizados por el organismo en su metabolismo primario, por ejemplo, en la división celular (Carmichael, 1992). Las floraciones de cianobacterias generalmente van acompañadas de olores característicos, lo cual se debe a la producción de metabolitos secundarios volátiles. Quienes alguna vez visitaron el embalse San Roque, en Córdoba (Lámina I, Fig. 2) seguramente habrán notado el característico olor a “gamexane” que se siente en el aire durante las floraciones de *Microcystis aeruginosa*, lo cual se debe a la producción de geosmina.

Desde el punto de vista toxicológico o sitio de acción en los mamíferos, las cianotoxinas se clasifican en hepatotoxinas, neurotoxinas y dermatotoxinas. Teniendo en cuenta la estructura química, éstos corresponden a péptidos cíclicos, alcaloides y lipopolisacáridos (Tabla 1).

Las cianobacterias más difundidas son las especies productoras de hepatotoxinas, las que son responsables de la mayor parte de casos de intoxicación en el mundo. En bajas concentraciones, incorporadas durante mucho tiempo, tienen un efecto crónico, promoviendo la formación de tumores hepáticos. En el nordeste argentino están representados todos los géneros señalados en la bibliografía mundial como potencialmente tóxicos: *Microcystis*, *Anabaena*, *Nodularia*, *Oscillatoria*, *Nostoc*, *Hapalosiphon*,

Coelosphaerium, *Cylindrospermopsis*, *Gloeotrichia*, *Lyngbya*, *Tolypothrix* y *Anabaenopsis*, aunque en muchas de las especies que integran estos géneros aún no se han aislado la o las toxinas.

Las neurotoxinas están menos extendidas que las anteriores y son producidas por especies y cepas de *Anabaena*, *Aphanizomenon*, *Oscillatoria*, *Raphidiopsis* y *Trichodesmium*. Con la excepción del género *Trichodesmium*, todos tienen amplia distribución en el NEA.

Las cianotoxinas se liberan cuando se produce la ruptura de las células y una vez disueltas en el agua no son eliminadas por los tratamientos convencionales de potabilización. Además, son resistentes a elevadas temperaturas (300°C) y a la cloración. La remoción sólo es eficiente mediante tratamientos con carbón activado y ozonización (Carmichael y Falconer, 1993; Chorus y Bartram, 1999).

Tabla 1: Características generales de las cianotoxinas. Tomado de Chorus y Bartram (1999).

GRUPO DE TOXINAS	ORGANOS BLANCO EN MAMÍFEROS	GÉNEROS DE CIANOBACTERIAS*
PEPTIDOS CICLICOS		
Microcystinas	Hígado	<i>Microcystis</i> , <i>Anabaena</i> , <i>Oscillatoria</i> (<i>Planktothrix</i>), <i>Nostoc</i> , <i>Anabaenopsis</i>
Nodularina	Hígado	<i>Nodularia</i>
ALCALOIDES		
Anatoxina-a	Sinapsis nerviosa	<i>Anabaena</i> , <i>Aphanizomenon</i> , <i>Oscillatoria</i> (<i>Planktothrix</i>)
Anatoxina-a (s)	Sinapsis nerviosa	<i>Anabaena</i>
Cylindrospermopsina	Hígado	<i>Cylindrospermopsis</i> , <i>Aphanizomenon</i> , <i>Umezakia</i>
Lyngbyatoxina-a	Piel, tracto gastrointestinal	<i>Lyngbya</i>
Saxitoxinas	Axones nerviosos	<i>Anabaena</i> , <i>Aphanizomenon</i> , <i>Lyngbya</i> , <i>Cylindrospermopsis</i>
LIPOPOLISACARIDOS	Irritante potencial; afecta los tejidos expuestos	Todas las Cianobacterias

(*) No producido por todas las especies de cada género en particular.

Si bien la muerte de animales asociadas a floraciones de cianofíceas (*Nodularia spumigena*) data de 1878 (Carmichael, 1994), la estructura química de las primeras toxinas fueron identificadas recién a principios de la década del 70 y desde entonces se continúan descubriendo nuevas toxinas y/o variantes de éstas, mediante sofisticadas técnicas de aislamiento e identificación. Paralelamente se han producido importantes avances en el estudio de la biología molecular y de sus efectos sobre los organismos. La mayor parte de estas investigaciones fueron desarrolladas en países del hemisferio norte (Europa, Estados Unidos, Asia, Australia). Estos aspectos son poco conocidos e incluso ignorados en América del Sur (Pizzolón, 1996).

La producción de toxinas varía enormemente entre diferentes cepas de la misma especie, donde las diferencias genéticas y procesos metabólicos pueden ser importantes en su producción. Los estudios demuestran que la capacidad para producir estas toxinas puede variar temporal y espacialmente en un sitio en particular o aún dentro de la misma floración.

➤ Hepatotoxinas

Las hepatotoxinas son pépticos cíclicos. Estas toxinas actúan directamente sobre el funcionamiento del hígado, donde producen hemorragias intrahepáticas. Las más conocidas son las microcystinas, nodularinas y cylindrospermopsinas.

■ **Microcystinas:** su denominación se debe a que fue descubierta primeramente en el género *Microcystis*. Existen más de 60 variedades aisladas a partir de este género. Estas toxinas son producidas por formas Coloniales (*Microcystis*) y filamentosas (*Anabaena*, *Oscillatoria*, *Nostoc* y *Hapalosiphon*), todos ellos representados en el NEA.

■ **Nodularinas:** en 1878 fue publicada la primera descripción de los efectos tóxicos que producía *Nodularia spumigena*. Recién cien años más tarde se descubrió la estructura química de la toxina a partir de una floración registrada en Nueva Zelanda (Watanabe *et*

al., 1996). En el NEA, esta especie fue encontrada en la provincia del Chaco, en un sector interrumpido del curso del río Salado, ambiente de alta salinidad durante el período de aguas bajas.

■ **Cylindrospermopsina:** identificada como un alcaloide, es producida por *Cylindrospermopsis raciborskii*. Esta especie es común en el río Paraná y en lagunas de las provincias de Corrientes y Chaco.

Mecanismo de acción: Las hepatotoxinas tienen su principal sitio de acción en los hepatocitos (células del hígado). Son potentes inhibidores de la enzima fosfatasa con la consecuente desintegración del citoesqueleto (microfilamentos de proteínas que dan forma a las células).

Las microcystinas y nodularinas producen retracción de los hepatocitos los cuales se separan, al igual que el de las células que forman los capilares sinusoidales del hígado. En estos espacios intercelulares se acumula la sangre provocando hemorragias intrahepáticas (Fig. 8). La muerte ocurre en pocas horas o días como resultado de las mencionadas hemorragias y shock hipovolémico (Lahti, 1997).

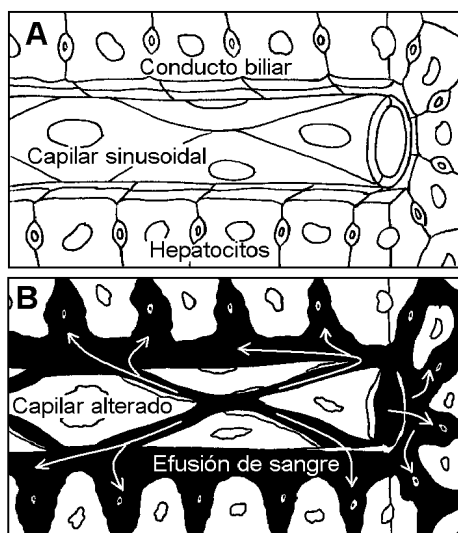


Fig. 8. A: Aspecto general de los hepatocitos y capilares sinusoidales en un hígado sano, B: Hígado después de la acción de las hepatotoxinas. Las flechas señalan la efusión de sangre hacia el tejido hepático provocado por la contracción y separación de los hepatocitos y de las células sinusoidales. Redibujado de Carmichael (1994).

➤ Neurotoxinas

Son alcaloides que tienen como órgano blanco el sistema nervioso. Los neurotóxicos se oponen al funcionamiento normal del sistema nervioso y suelen provocar la muerte en algunos minutos a causa de la paralización de los músculos respiratorios. Se conocen tres familias de neurotoxinas:

■ **Anatoxina-a y homoanatoxina-a:** Imitan los efectos de la acetilcolina. La primera fue encontrada en especies de *Anabaena* (*A. flos-aquae*), *Oscillatoria* y *Aphanizomenon* y, la segunda en *Oscillatoria* (*O. formosa*).

■ **Anatoxina-a (s):** Es una colinesterasa producida por *Anabaena* (*A. flos-aquae*), es más tóxica que la anatoxina *a* y produce mucha salivación en los vertebrados.

■ **Saxitoxinas:** Conocidas como PSPs en la literatura marina, bloquean los canales de sodio de las neuronas. Son producidas por especies de *Aphanizomenon*, *Anabaena*, *Lyngbya* y *Cylindrospermopsis*.

Las dos primeras son exclusivas de cianobacterias, en cambio, las saxitoxinas son producidas también por dinoflagelados marinos que causan las intoxicaciones paralizantes por consumo de ostras afectadas (Carmichael, 1994).

Mecanismo de acción: La anatoxina *a* imita al neurotransmisor acetilcolina. En procesos normales (Fig. 9A), cuando las neuronas que inervan las células musculares, liberan acetilcolina, éstas se unen a receptores que poseen un sitio de unión específico para el neurotransmisor acetilcolina y otro para abrir el canal iónico que atraviesa la membrana celular. En el momento en que la acetilcolina se une a los receptores que se encuentran en la membrana (a), los canales iónicos se abren, produciéndose un movimiento iónico, el cual causa la contracción muscular (b). Luego estos canales se cierran, y la acetilcolinesterasa elimina la acetilcolina que queda en el medio (c), evitando la hiperestimulación del músculo (e).

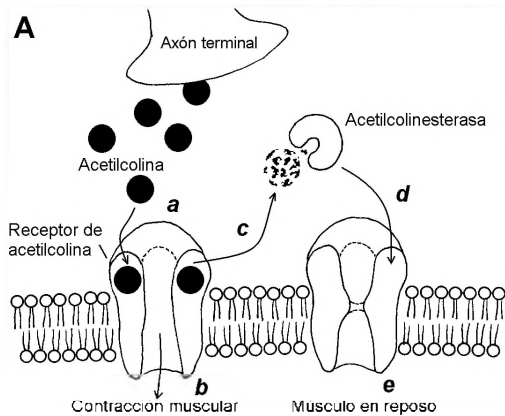


Fig. 9. A: Detalle de los mecanismos involucrados en la contracción muscular en condiciones normales.

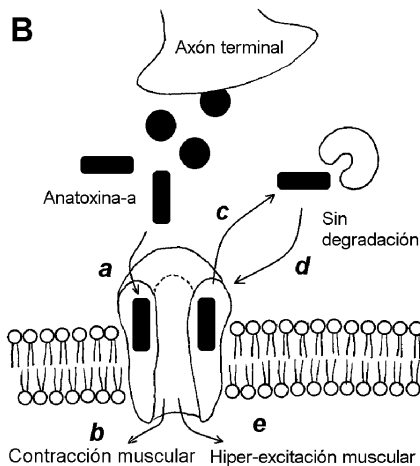


Fig. 9. B: Efectos de la Anatoxina-a. Modificado de Carmichael (1994).

Ante la presencia de anatoxina-a (Fig. 9B), como ésta imita al neurotransmisor acetilcolina no puede degradarse por la enzima acetilcolinesterasa (a-c). De este modo se produce una estimulación constante del músculo (d-e) induciendo contracciones musculares y calambres, seguidos de fatiga y parálisis.

La anatoxina a (s), en cambio, actúa indirectamente permitiendo que la acetilcolina se una a su receptor induciendo la contracción, pero impidiendo que la acetilcolinesterasa degrade la acetilcolina.

Las saxitoxinas interrumpen la comunicación entre neuronas y células musculares. En este caso impiden la liberación de la acetilcolina por parte de las neuronas (Carmichael, 1994).

Normalmente durante la propagación del impulso nervioso por el axón de la neurona, se produce un flujo de iones de

sodio y potasio a través de los canales del axón y cuando el impulso alcanza un axón terminal se produce la liberación de la acetilcolina (Fig. 10A). Las saxitoxinas bloquean el flujo de iones de sodio hacia el interior a través de los canales de la membrana, por consiguiente el impulso nervioso no llega al músculo inhibiendo la liberación de la acetilcolina para producir la contracción muscular (Fig. 10B).

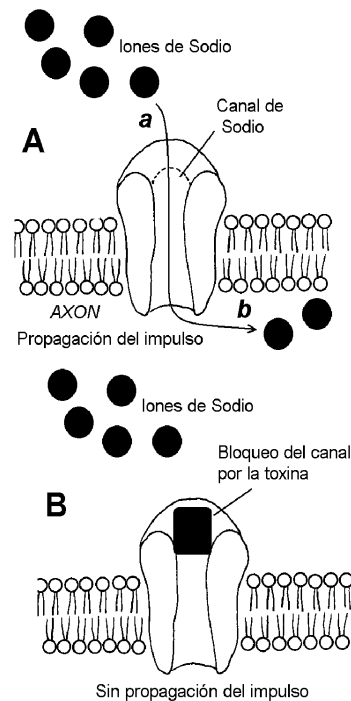


Fig. 10. A: Propagación normal del impulso nervioso. **B:** Ante la presencia de saxitoxinas se interrumpe la propagación del impulso hacia las neuronas. Modificado de Carmichael (1994).

➤ Dermatotoxinas

Son lipopolisacáridos (endotoxinas), componentes de la pared celular, implicados en la irritación de la piel y trastornos intestinales a causa de la ingestión de agua que contiene cianotoxinas.

Efectos en la salud humana: El género *Microcystis* es una de las cianobacterias que más fácilmente forma floraciones en los cuerpos de agua y es la que posee mayores registros como causante de intoxicación en humanos. La intoxicación puede producirse vía oral y/o dermatológica. Las principales fuentes suelen ser ríos y lagunas con fines

recreativos. Los síntomas se manifiestan como irritación de piel y ojos, fiebre, mareos, fatiga y gastroenteritis.

Ante la presencia de cianobacterias el agua cambia de color, lo que nos advierte sobre el riesgo que puede tener para nuestra salud un lugar recreativo. Se puede conocer cuándo un cuerpo de agua es apto para actividades recreativas a través del recuento del número de células de cianobacterias que hay en el agua (de acuerdo a una metodología determinada) estableciéndose niveles de emergencia. Por ejemplo para Australia, el número de células de cianobacterias apto para un cuerpo de agua recreativo es entre 15.000 y 20.000 células/ml.

Existen algunas actividades acuáticas que exponen a las personas a un mayor riesgo de intoxicación que otras (Tabla 2).

Tabla 2: Clasificación de riesgos cianobacteriales para actividades recreativas específicas (Watanabe *et al.*, 1996).

Exposición alta	Exposición media	Pequeña o sin exposición
Natación	Andar en canoa	Pesca
Buceo	Barco	Picnic
Ski		Caminata

Hay casos documentados de muerte de personas por consumo de cianotoxinas en Australia y en EEUU en donde el agua a potabilizar era tratada con sulfato de cobre, el cual produce la ruptura o lisis de las células y como consecuencia la liberación de las toxinas en el agua. Los síntomas incluyen dolor estomacal, náuseas, vómitos, diarrea, dolor de cabeza, ampollas en los labios y neumonía atípica.

Efectos en la salud animal: Muchos animales sufren intoxicaciones con cianotoxinas (incluyendo pájaros, perros, animales silvestres y peces). Estos tienen diferente sensibilidad a la acción de las toxinas e influye el tamaño, el peso y la especie. En casi todos los países del mundo, el ganado es uno de los más afectados. La mayoría de los casos ocurre cuando éstos beben agua de fuentes con alta concentración de cianobacterias y como consecuencia en muchos casos alta concentración de toxinas.

La intoxicación puede ocurrir a través del consumo directo de células que hay en el agua o indirectamente a través del consumo de otros animales que se alimentaron de cianobacterias y acumularon las toxinas en sus órganos. Es decir que las toxinas tienen capacidad de acumulación en otros organismos, proceso conocido como biomagnificación (Chorus y Bartran, 1999).

Cuando los peces son forzados a vivir en un lugar donde existe alta concentración de cianobacterias y a alimentarse de ellas, luego de un tiempo, éstos tienen los mismos síntomas que sufren los mamíferos en el laboratorio. Los principales órganos que afectan son las branquias, tracto digestivo e hígado (Whitton y Potts, 2000).



3. Importancia regional, nacional e internacional

La mayoría de los géneros señalados como productores de hepatotoxinas y neurotoxinas se encuentran representados en el nordeste argentino, de los que no se han documentado antecedentes de toxicidad. A esto debe sumarse la escasez de estudios taxonómicos y ecológicos del grupo (Tell, 1994).

En Argentina hay pocos casos documentados de floraciones (Kühnemann, 1965). En 1974, Apesteguía y colaboradores señalaron la presencia de una floración de *Microcystis aeruginosa* en el lago del Parque General Belgrano (Santa Fe). Posteriormente, 10 años después, Odriozola *et al.* (1984) registraron mortandad de ganado (72 vacas) en la provincia de Buenos Aires, producida por una floración de *M. aeruginosa*. Por primera vez en nuestro país, mediante bioensayos de toxicidad con ratones, comprobaron que esa mortandad había sido producida por una cianotoxina presente en el agua. En 1997 García de Emiliani y Emiliani, señalaron la mortandad de ganado y de aves silvestres en un cuerpo de agua de la planicie de inundación del río Paraná (en Santa Fe), si bien no fue comprobada la presencia de la toxina, fue atribuido a una floración de *Anabaena spiroides*, cianobacteria señalada en la literatura como potencialmente neurotóxica.

El resto de las publicaciones de la década del 90 comprenden trabajos de revisión e inventarios de ambientes con floraciones (Accorinti, 1993; Pizzolón, 1996; Pizzolón *et al.*, 1999). Pizzolón *et al.* (1999) incluyen 15 ambientes de Argentina (la mayoría represas) con riesgos de envenenamiento por cianobacterias, reclamando una mayor atención por parte del gobierno nacional en la prevención y control de los procesos de eutrofización y proliferación cianobacterial en aguas continentales de Argentina.

La presencia de géneros y especies particulares de cianobacterias en todo el mundo aparentemente está influenciada por diferencias regionales en las condiciones climáticas y en la química del agua. Por ejemplo *Cylindrospermopsis raciborskii* es de aguas tropicales pero no se encuentra en climas templados (Chorus y Bartram, 1999). Esta especie es característica y abundante en embalses brasileros del Paraná Superior (Andrade *et al.*, 1988) y fue la mejor representada durante la década del 70 y 80 en aguas del Alto Paraná (tramo argentino), hasta la ciudad de Corrientes, sobre la margen izquierda (Zalocar de Domitrovic y Vallejos, 1982). Esta misma especie fue dominante en densidad en las lagunas Aeroclub y Soto en estudios realizados en 1995-1996 (Zalocar de Domitrovic *et al.*, 1998; Asselborn *et al.*, 1998). También fue registrada en el sistema del Iberá en las lagunas ubicadas hacia el norte, tales como las lagunas Luna, Galarza e Iberá (Zalocar de Domitrovic, 2003). Es de destacar que esta especie es potencialmente tóxica, y la toxina fue descubierta en el año 1992 (Chorus y Bartram, 1999).

Como fuera mencionado inicialmente, llamativa fue la floración producida en el verano de 2004, en la represa de Yacyretá y, aguas abajo en el río sobre la margen correntina, lo que se intensificó por presentar el río Paraná un pronunciado período de estiaje. Esto a su vez estaría influenciado por un mayor tiempo de permanencia del agua en represas del Paraná Superior. Este fue el primer caso histórico de una floración de tal magnitud en el río Paraná, donde la especie dominante en biomasa fue *Microcystis aeruginosa*. Paralelamente se registraron también floraciones de esta especie en el Río

de La Plata (INA, 2004).

La presencia de estas algas potencialmente tóxicas en el Litoral Fluvial Argentino cobró interés nacional, motivo por el cual, en agosto de 2004, en el Congreso de la Nación, se realizaron las “Primeras Jornadas de intercambio y análisis sobre las floraciones de Cianobacterias tóxicas en aguas interiores del MERCOSUR”, donde se convocó a especialistas en el tema, ecólogos, ficólogos, también médicos (humanos y veterinarios), bioquímicos e hidrólogos de los países que integran el MERCOSUR, debido a que esta problemática requiere un tratamiento interdisciplinario y un manejo integrado a nivel de cuencas hidrográficas.

De esta convocatoria nacional surgió la necesidad de realizar investigaciones básicas y análisis de toxicidad, particularmente en áreas relacionadas a floraciones. La falta de laboratorios y equipos especializados causa dificultades para el desarrollo de investigaciones de toxicidad y por lo tanto, de las posibles consecuencias para el ambiente y la salud pública.

Para el nordeste argentino se realizó un relevamiento de las especies de cianobacterias para 6 provincias: Misiones, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Chaco, Santa Fe y los dos grandes ríos: Paraná y Paraguay (Zalocar de Domitrovic y Forastier, 2005), presentando una lista de 158 taxones distribuidos en 48 géneros. Entre ellos el 12% es potencialmente tóxico y la mayoría de ellos son productores de floraciones.

En las publicaciones de fitoplancton suelen incluirse sólo las especies más abundantes, pero no figuran las representadas en baja densidad y que en buena medida contribuyen a la biodiversidad. Incluso estas especies (algunas consideradas tóxicas), podrían proliferar si las condiciones ambientales son propicias para su desarrollo, como se ha observado en estudios ecológicos del fitoplancton en las lagunas del NEA e incluso en grandes ríos como el Paraná. El número de taxones de este grupo es mayor que el presentado por Zalocar de Domitrovic y Forastier (2005) debido a que un alto porcentaje aún no fue determinado a nivel específico. Este aspecto probablemente vaya en aumento a medida que se continúe con la revisión de material coleccionado y que se

incorporen nuevos muestreos y áreas de estudio.

En total se conocen 33, 91, 24 y 49 taxones infragenéricos para las provincias de Chaco, Corrientes, Formosa y el río Paraná, respectivamente (Tabla 3), los que se hallan comprendidos en cuatro de los siguientes Ordenes taxonómicos:

-Chroococcales: representado por formas unicelulares y coloniales. Las colonias están formadas por numerosas células incluidas en una vaina mucilaginosa. Los agregados de células pueden formar pseudofilamentos.

-Oscillatoriales: incluye formas filamentosas, uniseriadas y, si hay ramificaciones, éstas son falsas. Se reproducen mediante formación de hormogonios y no forman acinetos ni heterocitos. Junto con Chroococcales, es el mejor representado en el NEA por la amplia variedad de especies que contiene.

-Nostocales: incluye formas filamentosas que también se reproducen por hormogonios, pero hay formación de acinetos y heterocitos.

-Stigonematales: contiene formas filamentosas frecuentemente multiseriadas con ramificaciones verdaderas y formación de hormogonios, acinetos y heterocitos. No tiene representantes en el plancton. Sólo fue registrado el género *Hapalosiphon* (con 3 especies) en la provincia de Corrientes.

Tabla 3. Número de especies de cianobacterias registradas en cada Orden taxonómico y lista de taxones potencialmente tóxicos hallados en las provincias de Chaco (CH), Corrientes (C), Formosa (F) y en el río Paraná (R.P.). X: presencia, - Sin registro. Fuente: Zalocar de Domitrovic y Forastier (2005).

	CH	C	F	R.P.
Chroococcales	10	37	7	23
<i>Coelosphaerium kuetzingianum</i> Nag.	-	X	-	X
<i>Microcystis aeruginosa</i> Kütz.	X	X	X	X
<i>Microcystis viridis</i> (A. Braun) Lemm.	X	X	-	-
<i>Snowella lacustris</i> (Chod.) Kom. & Hind.	-	X	-	-
<i>Synechococcus</i> sp.	-	-	-	X
<i>Synechocystis</i> sp.	-	-	-	-
Oscillatoriales	9	31	13	14
<i>Oscillatoria</i> sp.	X	X	X	X
<i>Phormidium tenue</i> (Ag. ex Gom.) Anagn. & Kom.	-	-	-	X
<i>Pseudanabaena catenata</i> Lauterb.	-	X	X	X
Nostocales	14	20	4	12
<i>Anabaena circinalis</i> Rabenh.	-	X	-	X
<i>Anabaena flos-aquae</i> (Lyngb.) Bréb.	-	X	-	-
<i>Anabaena spirroides</i> Kleb.	X	X	-	X
<i>Aphanizomenon flos-aquae</i> (Linn.) Ralfs ex Bom. & Flah.	-	X	-	X
<i>Cylindrospermopsis raciborskii</i> (Wolosz.) Seen. & Subba Raju	X	X	-	X
<i>Gloeoetrichia echinulata</i> (J.E. Smith) Richter	-	X	-	-
<i>Nodularia spumigena</i> Mertens ex Bom. & Flah.	-	-	-	X
<i>Nostoc</i> sp.	-	X	-	-
<i>Raphidiopsis curvata</i> Fritsch & Rich	-	X	-	-
<i>Raphidiopsis mediterranea</i> Skuja	X	X	X	X
Stigonematales	-	3	-	-
Total de Cianobacteria	33	91	24	49

En la práctica la mayoría de los ficólogos identifican a este grupo a partir de muestras obtenidas de su hábitat natural basándose en caracteres morfológicos de las células, colonias y/o filamentos como así también en el tipo de reproducción. Este sistema de identificación taxonómica, basado en Geitler (1932) y Desikachary (1959) fue utilizado en este trabajo para la confección de una clave dicotómica con ilustraciones para identificar los principales géneros de cianobacterias representados en el NEA (Láminas II y III). Para la ubicación de los taxones se siguió la reciente clasificación propuesta por Anagnostidis y Komárek (1985, 1988, 1990) y Komárek y Anagnostidis (1986, 1989, 1999, 2005).

Clave dicotómica para la identificación de géneros de Cianobacteria (Cyanophyceae) del Nordeste Argentino

1. Células aisladas, agregadas o formando colonias.....2
1. Filamentosos aislados, agregados o formando colonias.....17
 2. Células generalmente isopolares.....3
 2. Células siempre heteropolares.....16

3. División celular entre 1 y 3 planos.....4
3. División celular en más de 3 planos.....15
4. División celular en 1 plano.....5
4. División celular en 2 ó 3 planos.....8
5. Células solitarias.....6
5. Células formando colonias.....7
6. Células fusiformes con extremos aguzados.
- Myxobaktron*** (Fig. 1)
6. Células cilíndricas o ampliamente ovales, contenido celular homogéneo o granuloso
- Synechococcus*** (Fig. 2)
7. Células fusiformes o cilíndricas, con extremos aguzados
- Rhabdogloea*** (Fig. 3)
7. Células ampliamente ovales a cilíndricas irregularmente ordenadas.
- Aphanothece*** (Fig. 7)
8. División celular en 2 planos..... 9
8. División celular en 3 planos.....14
9. Formas unicelulares
- Synechocystis*** (Fig. 6)
9. Formas coloniales.....10
10. Colonias tabulares, células esféricas dispuestas regularmente en hileras paralelas.
- Merismopedia*** (Fig. 5)
10. Colonias esféricas o irregulares.....11
11. Colonias compactas con células que ocupan todo el interior del mucílago.
- Aphanocapsa*** (Fig. 4)
11. Colonias huecas con células dispuestas en la periferia.....12
12. Colonias sin cordones mucilaginosos, células esféricas generalmente sin aerótopos.
- Coelosphaerium*** (Fig. 12)
12. Colonias con cordones mucilaginosos..13
13. Haces mucilaginosos delgados, en forma de hilo, divididos dicotómicamente.
- Snowella*** (Fig. 13)
13. Haces mucilaginosos gruesos, generalmente más anchos que las células, células obovóides que permanecen juntas después de la división celular y adquieren forma cordiforme.
- Gomphosphaeria*** (Fig. 11)
14. Colonias irregulares, células sin vaina mucilaginosa individual, aerótopos siempre presentes.
- Microcystis*** (Fig. 9)
14. Colonias irregulares, células o grupos de células con vaina mucilaginosa individual, aerótopos ausentes.
- Gloeocapsa*** (Fig. 14)
15. Células esféricas o hemisféricas, solitarias o en colonias con pocas células, con envoltura mucilaginosa amplia.
- Chroococcus*** (Fig. 10)
15. Colonias con células densamente agrupadas, formando paquetes.
- Myxosarcina*** (Fig. 8)
16. Células sésiles, sin envoltura mucilaginosa, con producción de exocitos en el extremo libre de la célula.
- Geitleribactron*** (Fig. 15)
16. Células sésiles, con envoltura mucilaginosa abierta en el extremo; con uno o varios exocitos que son inmediatamente liberados por la abertura distal.
- Chamaesiphon*** (Fig. 16)

17. Tricomas sin heterocitos.....18	largas.....26
17. Tricomas con heterocitos.....29	25. Células cuadrangulares o subcuadrangulares.....39
18. Células más largas que anchas; tricomas delgados (3 µm de diámetro como máximo).....19	26. Tricomas agrupados formando fascículos.
18. Células más anchas que largas; tricomas anchos (4 µm de diámetro como mínimo).....25	<i>Trichodesmium</i> (Fig. 24)
19. Tricoma con vaina mucilaginosa firme.....20	26. Tricomas generalmente solitarios.....27
19. Tricoma sin vaina mucilaginosa o apenas con mucílago difluente.....24	27. Tricomas sin vaina mucilaginosa.
20. Vaina amplia y cerrada; con más de un tricoma por vaina.	<i>Oscillatoria</i> (Fig. 25)
<i>Schizothrix</i> (Fig. 20)	27. Tricomas con vaina mucilaginosa....28
20. Vaina delgada, abierta; con 1 tricoma por vaina.....21	28. Filamentos no ramificados.
21. Tricomas agrupados y enmarañados.....22	<i>Lyngbya</i> (Fig. 26)
21. Tricomas solitarios.....23	28. Filamentos ramificados, un único tricoma por vaina.
22. Tricomas adheridos al substrato a lo largo de su extensión.	<i>Plectonema</i> (Fig. 27)
<i>Leptolyngbya</i> (Fig. 17)	29. Tricomas con ramificaciones falsas o sin ramificaciones.....30
22. Tricomas adheridos al substrato por la base.	29. Tricomas con ramificaciones verdaderas. Filamentos uniseriados.
<i>Heteroleibleinia</i> (Fig. 19)	<i>Hapalosiphon</i> (Fig. 29)
23. Tricomas planctónicos.	30. Tricomas isopolares (los dos ápices son iguales).....31
<i>Planktolyngbya</i> (Fig. 18)	30. Tricomas heteropolares atenuados hacia el ápice y terminados en un pelo.....44
23. Tricomas epifíticos.	31. Tricomas con ramificaciones falsas y frecuentes. Célula apical redondeada. Filamentos enmarañados.
<i>Leibleinia</i> (Fig. 21)	<i>Scytonema</i> (Fig. 28)
24. Tricomas cortos (en general hasta 8 células), curvos, sigmoideos o espiralados.	31. Tricoma sin cualquier tipo de ramificación.....32
<i>Romeria</i> (Fig. 22)	32. Colonias globosas irregulares, tricomas enmarañados.
24. Tricomas más largos, siempre rectos; células generalmente sin aerótopos, cuando presentes, localizados solo en los polos.	<i>Nostoc</i> (Fig. 30)
<i>Pseudanabaena</i> (Fig. 23)	32. Filamentos o tricomas aislados.....33
25. Células muy cortas; como mínimo 4 veces más anchas que	33. Tricomas sin heterocitos.
	<i>Raphidiopsis</i> (Fig. 31)
	33. Tricomas con heterocitos.....34

34. Tricomas con heterocitos terminales.....35
34. Tricomas con heterocitos intercalares.....37
35. Heterocitos originados de una célula intercalar, tornándose posteriormente terminal al fraccionarse el tricoma.
Anabaenopsis (Fig. 32)
35. Heterocitos originados directamente de la célula apical.....36
36. Acinetos subterminales, separados del heterocito por algunas células; hábito planctónico.
Cylindrospermopsis (Fig. 33)
36. Acinetos siempre junto al heterocito; hábito perifítico.
Cylindrospermum (Fig. 34)
37. Heterocitos y acinetos subterminales; tricomas atenuados.
Aphanizomenon (Fig. 35)
37. Heterocitos y acinetos distribuidos más o menos regularmente a lo largo del tricoma; tricomas no atenuados.....38
38. Acinetos redondeados o alargados, siempre de mayor tamaño que las células vegetativas, contiguas o alejadas de los heterocitos por algunas células.
Anabaena (Fig. 38)
38. Acinetos comprimidos, siempre más cortos que anchos, apenas más anchos que las células vegetativas, formados entre dos heterocitos.
Nodularia (Fig. 36)
39. Tricomas regularmente espiralados, con septos poco evidentes.
Spirulina (Fig. 37)
39. Tricomas rectos, flexuosos, ondulados, o en pocos casos, con espiras irregulares.....40

40. Células con aerótopos.
Planktothrix (Fig. 39)
40. Células sin aerótopos.....41
41. Tricomas con ramificaciones. Filamentos enmarañados formando una masa postrada.
Pseudophormidium (Fig. 41)
41. Tricomas sin ramificaciones.....42
42. Un tricoma por vaina.....43
42. Más de un tricoma por vaina.....44
43. Tricoma con vaina gruesa, lamelada, generalmente pigmentada.
Porphyrosiphon (Fig. 44)
43. Tricoma con vaina delgada, homogénea, generalmente hialina.
Phormidium (Fig. 45)
44. Filamentos aislados o ligeramente agregados formando una costra sobre el substrato.
Calothrix (Fig. 40)
44. Filamentos formando colonias esféricas o hemisféricas; heterocitos basales.....45
45. Colonias esféricas; acinetos presentes, contiguos a los heterocitos basales.
Gloeotrichia (Fig. 43)
45. Colonias hemiesféricas; acinetos ausentes.
Rivularia (Fig. 42)



4. Bibliografía

1. Accorinti, J. 1993. Algas tóxicas. 1-Cianofíceas (algas azul-verdosas o cianobacterias). *Cienc. Invest.* 43: 141-144.
2. Anagnostidis, K. y J. Komárek. 1985. Modern approach to the classification system of cyanophytes 1-Introduction. *Archiv. Hydrobiol./Supplementband 71, Algological Studies 38/39*: 291-302.
3. Anagnostidis, K. y J. Komárek. 1988. Modern approach to the classification system of cyanophytes. 3- *Oscillatoriales*. *Archiv. Hydrobiol./Supplementband 80, Algological*

- Studies* 50-53: 327-472.
- Anagnostidis, K. y J. Komárek. 1990. Modern approach to the classification system of cyanophytes. 5- *Stigonematales*. *Archiv. Hydrobiol./Supplementband* 86, *Algological Studies* 59: 1-73.
 - Andrade, L.F., R.F. Brunkow, C.F. Xavier y L.L. Domingues. 1988. Fitoplancton e características físico-químicas do reservatório de Itaipu, Parana-BR, pp. 205-268. En: Tundisi, J.G. (Ed.), *Limnologia e manejo de represas. Monografias em Limnologia*. Vol. I, Tomo 1. Universidade de Sao Paulo, Escola de Engenharia de Sao Carlos, centro de Rec. Hidricos e Ecol. Aplic., Brasil.
 - Apesteguía C., J.M. Marta y M.O. García de Emiliani. 1974. Floración acuática de algas verdes-azules en el "Lago del Parque Belgrano" (Santa Fe). *Temas de Sanidad* 1 (2): 29-49.
 - Asselborn, V.M., Y. Zalocar de Domitrovic y S.L. Casco. 1998. Estructura y variaciones del fitoplancton de la laguna Soto (Corrientes, Argentina). *Bol. Soc. Arg. Bot.* 33 (3-4):17-27.
 - Bourrelly, P. 1970. Les algues d'eau douce. III: Les algues bleues et rouges. N. Boubeé, París, Francia.
 - Buchanan, R.E. y N.E. Gibbons. 1974. *Bergey's manual of determinative bacteriology*. 8th ed. Williams and Wilkins, Baltimore, Estados Unidos.
 - Calijuri, M.C., M.S.A. Alves y A.C.A. Dos Santos. 2006. Cianobactérias e cianotoxinas em águas continentais. RiMa, São Carlos, Brasil.
 - Canter-Lund, H. y J.W.G. Lund. 1995. Freshwater algae their microscopic world explored. Biopress Ltd., Bristol, Inglaterra.
 - Carmichael, W.W. 1992. Cyanobacteria secondary metabolites-the cyanotoxins. *J. Appl. Bacteriol.* 72: 445-459.
 - Carmichael, W.W. 1994. Toxinas de cianobacterias. *Investigación y Ciencia* 210: 22-29.
 - Carmichael, W.W. y I.R. Falconer. 1993. Diseases related to freshwater blue-green algal toxins, and control measures, pp. 187-209. En: Falconer, I.R. (Ed.), *Algal toxins in seafood and drinking water*. Academic Press Ltd, London, Inglaterra.
 - Carmichael, W.W. y L.D. Schwartz. 1984. Preventing livestock deaths from blue-green algae poisoning. *United States Department of Agriculture, Farmers' Bulletin* 2275: 1-12.
 - Chorus, I. y J. Bartram (Eds.) 1999. Toxic Cyanobacteria in water. A guide to their public health consequences, monitoring and management. WHO, E & FN Spon, London, Inglaterra.
 - Desikachary, T.V. 1959. Cyanophyta. Indian Council of Agricultural Research, New Delhi, India.
 - Fogg, G.E., W.D.P. Stewart Fay y A.E. Walsby. 1973. The blue-green algae. Academic Press, London, Inglaterra.
 - García de Emiliani, M.O. 1978. Ciclo anual del fitoplancton en el Lago del Parque General Belgrano (Santa Fe, Argentina). *Ecología* 3: 73-80.
 - García de Emiliani, M.O. y Emiliani, F. 1997. Mortandad de ganado y aves silvestres asociada con una floración de *Anabaena spiroides* Kleb. *Natura Neotropicalis* 28 (2): 150-157.
 - Geitler, L. 1932. Cyanophyceae. En: Rabenhorst (ed.), *Kryptogamen-Flora*, 14, Leipzig, Alemania.
 - INA (Instituto Nacional del Agua). 2004. Río de La Plata: alarma por la presencia de algas tóxicas en las tomas de agua. Informe del INA. *Diario Hoy.net*, La Plata, 04-03-2004.
 - Komárek, J. y K. Anagnostidis. 1986. Modern approach to the classification system of cyanophytes. 2- *Chroococcales*. *Archiv. Hydrobiol./Supplement band* 73, *Algological Studies* 43: 157-226.
 - Komárek, J. y K. Anagnostidis. 1989. Modern approach to the classification system of cyanophytes. 4- *Nostocales*. *Archiv. Hydrobiol./Supplement band* 82, *Algological Studies* 56: 247-345.
 - Komárek, J. y K. Anagnostidis. 1999. Cyanoprokariota 1. Teil: Chroococcales. En: Ettl, H. *et al.* (Eds.), *Süßwasserflora von Mitteleuropa*. Gustav Fischer, Jena, Alemania.
 - Komárek, J. y K. Anagnostidis. 2005. *Cyanoprokariota 2. Teil/2nd Part: Oscillatoriales*. En: Büdel, B., Krienitz, L., Gärtner, G., Schagerl, M. (Eds.) *Süßwasserflora von Mitteleuropa*. Elsevier Spektrum Akademischer Verlag, München, Alemania.
 - Kühnemann, O. 1965. Floraciones acuáticas y nivales ocasionadas por algas. *Ann. Soc. Cient. Arg.* 180: 1-18.
 - Lee, R.E. 1989. Phycology. Cambridge University Press, USA.
 - Lahti, K. 1997. Cyanobacterial hepatotoxins and

drinking water supplies—aspects of monitoring and potential health risks. *Monographs of the Boreal Environment Research* 4: 1-40.

30. Margalef, R. 1983. Limnología. Omega, Barcelona, España.

31. Odriozola E., N. Ballabene y A. Salamanca. 1984. Intoxicación en ganado bovino por algas-verdes azuladas *Rev. Arg. Microbiol.* 16: 219-24.

32. Pizzolón, L. 1996. Importancia de las cianobacterias como factor de toxicidad en las aguas continentales. *Interciencia* 21 (6): 239-245.

33. Pizzolón L., B. Tracanna, C. Prósperi y R. Guerrero. 1999. Cyanobacterial blooms in Argentinean inland waters. *Lakes & Reservoirs: Research and Management* 4: 1-5.

34. Paerl, H.W. 1988. Growth and reproductive strategies of freshwater blue-green algae (Cyanobacteria), pp. 261-315. En: Sandgren, C.D. (Ed.). *Growth and reproductive strategies of freshwater phytoplankton*. Cambridge University Press, Cambridge, Inglaterra.

35. Prescott, G.W. 1975. *Algae of the Western Great Lakes Area*. W.M. C. Brown Company Publishers, Estados Unidos.

36. Tell, G. 1994. Planktonic Cyanophyceae from northeastern Argentina. *Revue d'Hydrobiologie Tropical* 27 (4): 347-360.

37. Watanabe, M.F., K. Harada, W.W. Carmichael y H. Fujiki. 1996. *Toxic Microcystis*. CRC Press, Inc. Florida, Estados Unidos.

38. Whitton, B.A. y M. Potts (Eds.). 2000. *The ecology of Cyanobacteria. Their diversity in time and space*. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, Holanda.

39. Zalocar de Domitrovic, Y. 2003. Fitoplancton de lagunas y cursos de agua del sistema Iberá, pp. 85-142. En: Poi de Neiff, A.S.G. (Ed.), *Limnología del Iberá: Características físicas, químicas y biológicas de las aguas*. EUDENE, Corrientes, Argentina.

40. Zalocar de Domitrovic, Y. 2005. Biodiversidad del fitoplancton en el eje fluvial Paraguay-Paraná, pp. 229-242. En Aceñolaza, F.G. (Ed.): *Temas de la Biodiversidad del Litoral Fluvial Argentino II*. INSUGEO, Miscelánea 14. Tucumán, Argentina.

41. Zalocar de Domitrovic, Y. y M.E. Forastier. 2005. Biodiversidad de Cyanophyceae (Cyanobacteria) y especies toxigénicas del litoral fluvial argentino, pp. 213-228. En: Aceñolaza, F.G. (Ed.): *Temas de la Biodiversidad del Litoral Fluvial Argentino II*.

INSUGEO, Miscelánea 14. Tucumán, Argentina.

42. Zalocar de Domitrovic, Y. y E.R. Vallejos. 1982. Fitoplancton del río Alto Paraná. Variación estacional y distribución en relación a factores ambientales. *Ecosur* 9 (17): 1-28.

43. Zalocar de Domitrovic, Y., V.M. Asselborn y S.L. Casco. 1998. Variaciones espaciales y temporales del fitoplancton en un lago subtropical de Argentina. *Rev. Bras. Biol.* 58 (3):359-382.



5. Para seguir aprendiendo...



Actividades en laboratorio

a. Lee el artículo: **Represas, eutrofización y cambio climático actuarían en un mayor desarrollo de algas en el Paraná** extraído de la siguiente página web, del sitio de la Universidad Nacional del Nordeste: <http://revistacyt.unne.edu.ar/salud22.html>.

b. Teniendo en cuenta el artículo periodístico responde las siguientes preguntas:

1. ¿Cuáles son los factores que incrementan la proliferación de las Cianobacterias?
2. ¿Qué cambios producen las represas en el curso del río Paraná?
3. ¿Qué es la eutrofización y cuáles son sus efectos en los cuerpos de agua?

c. Completa las siguientes oraciones:

1. Las cianobacterias son organismos.....conocidos comúnmente como.....

2. Las toxinas producidas por las cianobacterias se denominan.....

3. Las floraciones de cianobacterias generalmente van acompañadas de....., lo cual se debe a la producción de.....

4. Desde el punto de vista toxicológico o sitio de acción en los mamíferos, las.....se clasifican en.....



SALUD
TECNOLOGÍA
CIENCIAS SOCIALES
AGROARIAS
VETERINARIAS
SEC. CIENCIA Y TÉCNICA

► Biología y Salud

Represas, eutrofización y cambio climático actuarían en un mayor desarrollo de algas en el Paraná

Estudios de profesionales de la UNNE que caracterizaron la distribución y diversidad de cianobacterias o algas azules en la región, reveló que el 12% de las 158 especies de cianobacterias registradas hasta ahora, son potencialmente tóxicas. La represa de Yacyretá y otras reclusas que actúan sobre el Paraná, asociadas al incremento de su eutrofización, acelerarían la proliferación de algas, al igual que el cambio climático.



Campo de estudio. A escala global, uno de los problemas de calidad de agua más extendido es el aumento progresivo de la eutrofización de los ambientes acuáticos, es decir incremento de la concentración de nutrientes que genera aumento en la producción de algas. Sus efectos producen cambios en la composición taxonómica y abundancia del fitoplancton. Aumenta la frecuencia e intensidad de floraciones y las cianobacterias desplazan a otros grupos de algas interfiriendo significativamente en el uso y calidad estética del cuerpo de agua.

Represa. Analizando el caso de Yacyretá, otro trabajo de Zalocar de Domitrovic, evidencia la importancia del embalse de la central hidroeléctrica como función de fuerza determinante de los cambios en la composición y abundancia del fitoplancton en el curso del río, 220 km aguas abajo de la misma.

En abril de 1990 el control del flujo del agua impuesto por el cierre de la represa de Yacyretá, alteró las condiciones normales de escurrimiento y provocó modificaciones en las comunidades acuáticas ubicadas aguas abajo. En agosto de 1994 se completó el llenado a cota 76 m, y desde entonces, el embalse Yacyretá ha sido objeto de numerosos estudios relacionados con sus características limnológicas y su potencial tóxico. La elevación a cota 76 y la futura suba a cota 83 volvería a modificar el panorama.

El creciente represamiento del río Paraná y el progresivo incremento de su eutrofización, asociados a cambios climáticos y al mayor tiempo de residencia del agua, se manifiestan en la proliferación de cianobacterias ocurridas en los últimos años. El Paraná, como fuente de abastecimiento de agua más importante de la región, demanda acciones inmediatas de gerenciamiento, protección y recuperación a nivel de cuenca hidrográfica.

Centro de Ecología Aplicada del Litoral (CONICET), Cátedra de Ficología (Departamento de Biología), Facultad de Ciencias Exactas y Naturales y Agrimensura (UNNE), Av. Armenia 5600, 3400-Corrientes, Argentina.
E-mail: yzalocar@arnet.com.ar, marinaforastier@hotmail.com

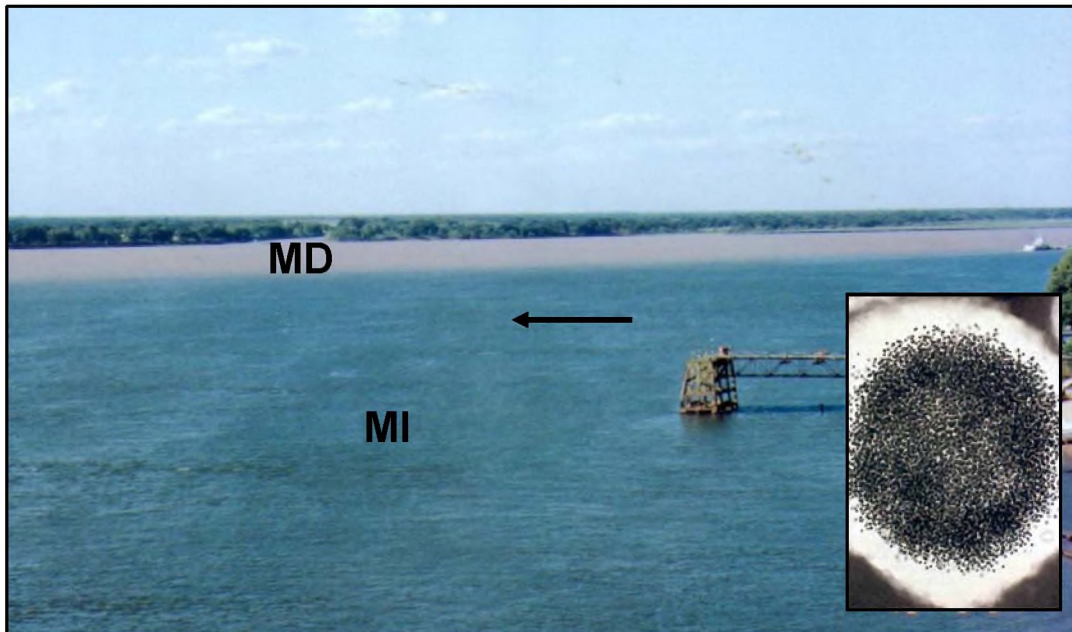


Fig. 1. Vista general del río Paraná a la altura de la ciudad de Corrientes donde se observa la diferencia en el color de las aguas. Sobre la margen derecha (MD) fluyen las aguas del río Paraguay y sobre la margen izquierda (MI) las del Alto Paraná que contiene cianobacterias. El recuadro muestra el detalle microscópico de una colonia joven de *Microcystis aeruginosa* montada sobre tinta china para destacar la vaina de mucílago que rodea las células de la colonia. La flecha indica la dirección del flujo del agua.

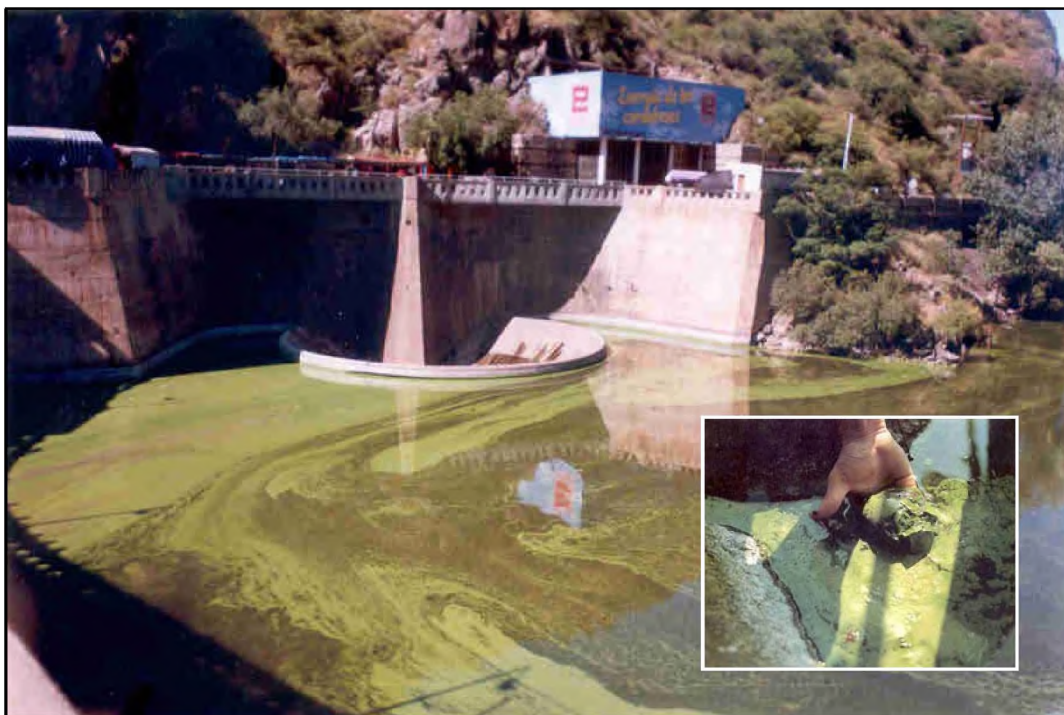


Fig. 2: Floración de *Microcystis aeruginosa* en el Embalse San Roque (Córdoba). En el recuadro se muestra un detalle de la acumulación de colonias en la costa de otro ambiente.

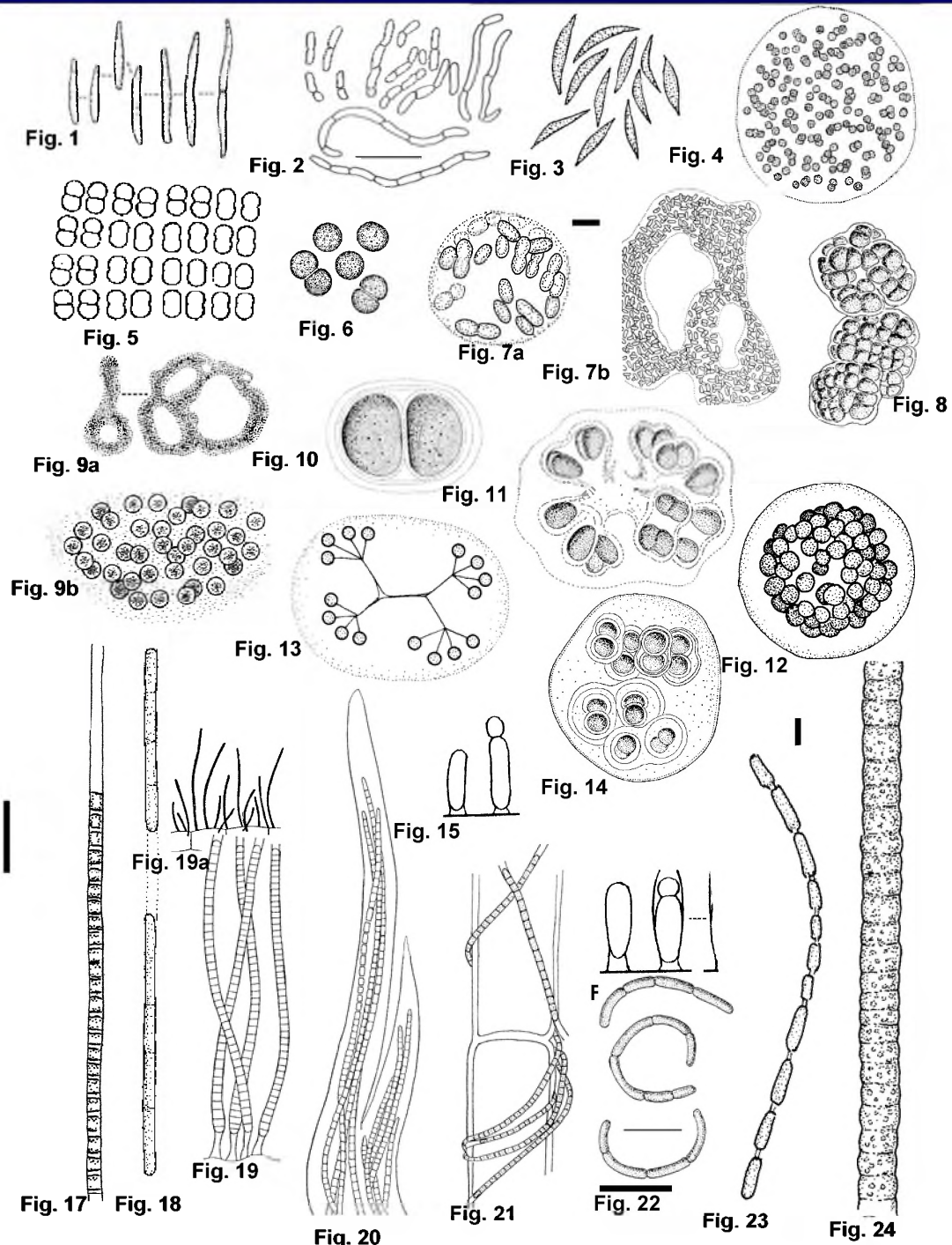


Fig. 1: *Myxobaktron*; Fig. 2: *Synechococcus*; Fig. 3: *Rhabdogloea*; Fig. 4: *Aphanocapsa*; Fig. 5: *Merismopedia*; Fig. 6: *Synechocystis* (grupo de células); Fig. 7: *Aphanothece*; a: detalle, b: aspecto general de una colonia; Fig. 8: *Myxosarcina*; Fig. 9: *Microcystis*; a: aspecto general de las colonias, b: detalle de las células; Fig. 10: *Chroococcus*; Fig. 11: *Gomphosphaeria*; Fig. 12: *Coelosphaerium*; Fig. 13: *Snowella*; Fig. 14: *Gloeocapsa*; Fig. 15: *Geitleribaktron*; Fig. 16: *Chamaesiphon*; Fig. 17: *Leptolyngbya*; Fig. 18: *Planktolyngbya*; Fig. 19: *Heteroleibleinia*; a: aspecto general, b: detalle de los filamentos; Fig. 20: *Schizothrix*; Fig. 21: *Leibleinia*; Fig. 22: *Romeria*; Fig. 23: *Pseudanabaena*; Fig. 24: *Trichodesmium*. Las escalas de las Figs. 2 y 22 corresponden a 5 μ m, las demás a 10 μ m.

LÁMINA II

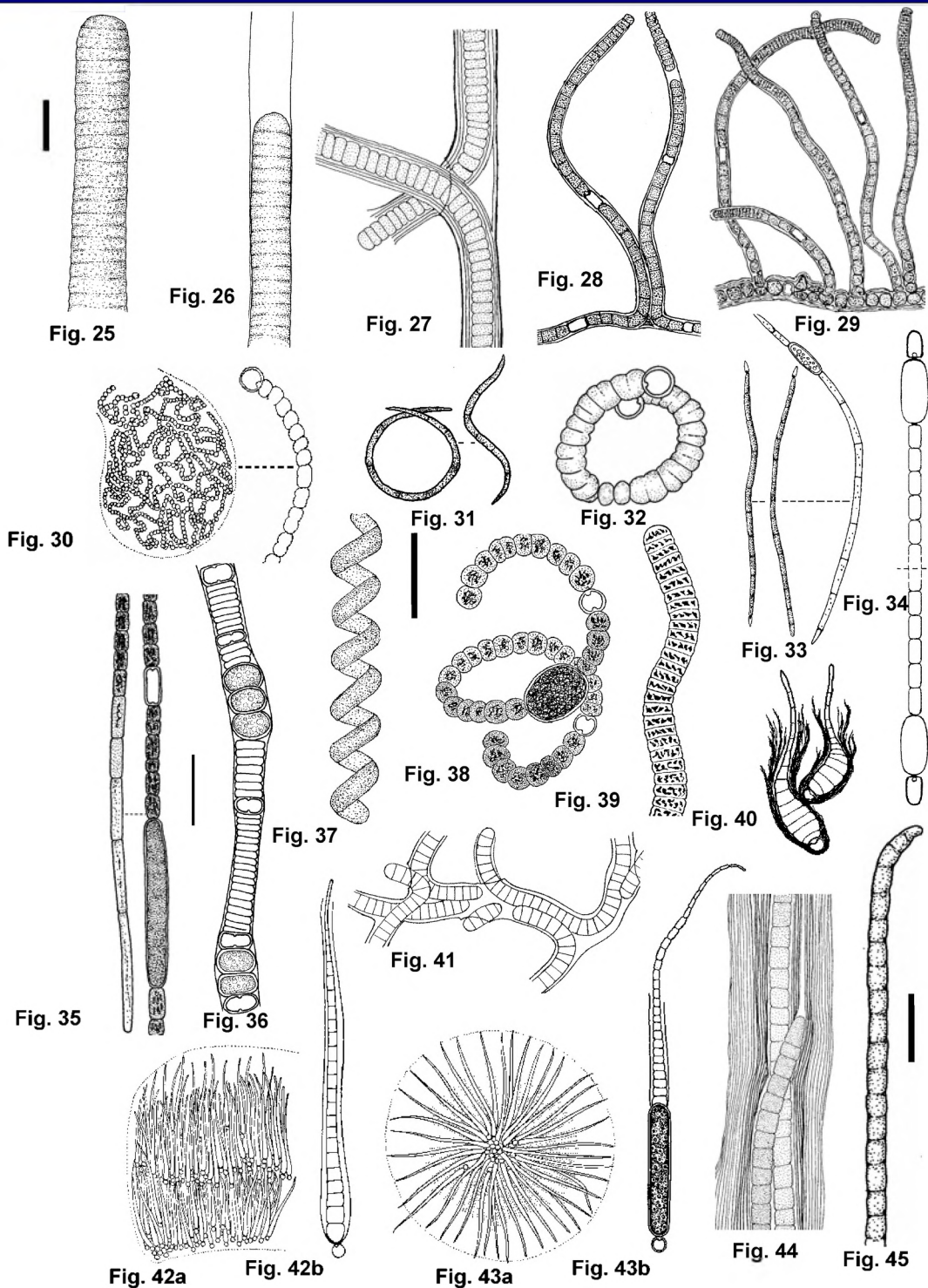


Fig. 25: *Oscillatoria*; Fig. 26: *Lyngbya*; Fig. 27: *Plectonema*; Fig. 28: *Scytonema*; Fig. 29: *Hapalosiphon*; Fig. 30: *Nostoc*; Fig. 31: *Raphidiopsis*; Fig. 32: *Anabaenopsis*; Fig. 33: *Cylindrospermopsis*; Fig. 34: *Cylindrospermum*; Fig. 35: *Aphanizomenon*; Fig. 36: *Nodularia*; Fig. 37: *Spirulina*; Fig. 38: *Anabaena*; Fig. 39: *Planktothrix*; Fig. 40: *Calothrix*; Fig. 41: *Pseudophormidium*; Fig. 42: *Rivularia*; a: aspecto parcial de una colonia, b: detalle de un filamento; Fig. 43: *Gloeotrichia*; a: aspecto general de una colonia, b: detalle de un filamento; Fig. 44: *Porphyrosiphon*; Fig. 45: *Phormidium*. Las escalas corresponden a 10 μ m.

LÁMINA III