



# CATÁLOGO DE CIANOPROCARIONTES DEL ORIENTE DE CUBA

**Dra.C. Liliana María Gomez Luna**

Lic. José Angel Valdés Lao; Dr.C. José Carlos Rodríguez Tito; MSc. Amanda E. Moya Gómez; MSc. Yadenis Ortega Díaz; MSc. Agustín Pulgares Balart; Lic. Leira Delgado Pérez; Lic. Cynthia Ramos Frómeta





UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTÓNOMA DE HUANTA  
VICEPRESIDENCIA DE INVESTIGACIÓN

# CATÁLOGO DE CIANOPROCARIOTES DEL ORIENTE DE CUBA

| **DRA. C. LILIANA MARÍA GOMEZ LUNA** |

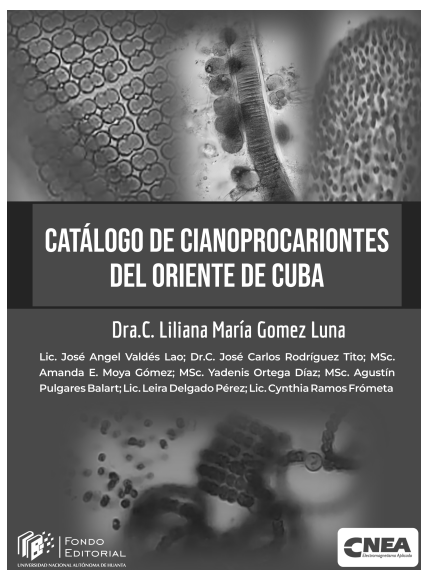


FONDO  
EDITORIAL

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE HUANTA



# CATÁLOGO DE CIANOPROCARIONTES DEL ORIENTE DE CUBA



**DRA. C. LILIANA MARÍA GOMEZ LUNA**

**Liliana María Gomez Luna**

Catálogo de cianoprocariontes del oriente de Cuba / 1ra ed. Huanta: Universidad Nacional Autónoma de Huanta, Fondo Editorial, 2024.

107 pp.; 17x23cm

Catálogo de cianoprocariontes del oriente de Cuba

**Editado por:**

©Universidad Nacional Autónoma de Huanta, Fondo Editorial. Jr. Manco Cápac No 497, El Bosque, local administrativo, Huanta, Ayacucho - Perú.

**ISBN: 978-612-49667-9-8**

1ª edición Digital – agosto 2024

**HECHO EL DEPÓSITO LEGAL EN LA BIBLIOTECA NACIONAL DEL PERÚ  
Nº 2024-10317**

Libro electrónico disponible en: <https://doi.org/10.37073/feunah.52>

**Créditos**

Compilación: Dra. C. Liliana María Gomez Luna

Edición científica: Dra. C. Liliana María Gomez Luna

Curaduría: Dra. C. Liliana María Gomez Luna y Lic. José Angel Valdés Lao

Diseño: Dra. C. Liliana María Gomez Luna

**Equipo de muestreo de campo y gabinete**

**Dr. C. José Carlos Rodríguez Tito:** muestreos en embalses de la región oriental y procesamiento de muestras. **Dra.C. Amanda E. Moya Gómez:** captura de imágenes y procesamiento de muestras de ecosistemas de Santiago de Cuba. **Lic. Yadenis Ortega Díaz:** muestreos en diferentes ecosistemas de Santiago de Cuba. **MSc. Agustín Pulgares Balart:** procesamiento de muestras y captura de imágenes en ecosistemas de Camagüey. **Lic. Leira Delgado Pérez:** muestreos, procesamiento de muestras y captura de imágenes en arrecifes de coral. **Lic. Cynthia Ramos Frómata:** muestreos, procesamiento de muestras y captura de imágenes en diferentes ecosistemas de la región oriental. **Lic. José Angel Valdés Lao:** muestreos y captura de imágenes en diferentes ecosistemas de la provincia de Las Tunas.

**Fotos panorámicas**

Dr.C. José Carlos Rodríguez Tito, Dra.C. Amanda E. Moya Gómez, Lic. Leira Delgado Pérez, Axel Campos Castro.

**Fotomicrografías**

Dra.C. Amanda E. Moya Gomez, MSc. Agustín Pulgares Balart y Lic. Cynthia Ramos Frómata.

**Diseño de cubierta y diagramación de interiores**

Antony Aguilar Ozejo

**Publicado en el Perú / Published in Peru**

Todos los derechos reservados. Prohibida la reproducción total o parcial de esta obra, sin autorización escrita del autor.

*Lic. José Angel Valdés Lao*  
*Dr.C. José Carlos Rodríguez Tito*  
*Dra.C. Amanda E. Moya Gómez*  
*MSc. Yadenis Ortega Díaz*  
*MSc. Agustín Pulgares Balart*  
*Lic. Leira Delgado Pérez*  
*Lic. Cynthia Ramos Frómeta*





# INDICE

PRÓLOGO .....	15
INTRODUCCIÓN .....	17
MUESTREOS: PROTOCOLO Y RECOMENDACIONES.....	21
<b>Equipos y reactivos .....</b>	<b>22</b>
Equipos para recolección de muestras.....	22
Equipos para determinación de parámetros físicoquímicos in situ .....	23
Otros equipos y medios de protección.....	23
Reactivos.....	23
<b>Determinación del número y localización de puntos de muestreo .....</b>	<b>24</b>
<b>Procedimientos de muestreo.....</b>	<b>27</b>
<b>Recomendaciones en caso de floraciones algales.....</b>	<b>30</b>
LA IDENTIFICACIÓN DE CIANOBACTERIAS: CONSIDERACIONES RELEVANTES ....	31
ESPECIFICIDADES DE ESTE CATÁLOGO .....	37
CYANOPROKARYOTA .....	43
CLASE CYANOPHYCEAE .....	43
ORDEN CHROOCOCCALES, R. VON WETTSTEIN 1923, RABERHORST, 1863 .....	43
<b>Familia Chroococcaceae Nägeli 1849 .....</b>	<b>43</b>
<i>Chroococcus</i> Nägeli 1849.....	43
<i>Cyanokybus</i> Schiller 1956 .....	44
<i>Cyanosarcina</i> Kovacik 1988.....	44
<b>Familia Choelosphaeriaceae, Elenkin 1933 .....</b>	<b>44</b>
<i>Woronichinia</i> Elenkin 1933 .....	44
<b>Familia Microcystaceae Elenkin 1993 .....</b>	<b>45</b>
<i>Aphanocapsa</i> Nägeli 1849 .....	45
<i>Anacystis</i> Meneghini 1837.....	46
<i>Aphanothece</i> Nägeli 1849 nom. cons.....	46
<i>Coelosphaerium</i> Nägeli 1849 .....	47
<i>Coelomoron</i> Buell 1938.....	47
<i>Cyanotetras</i> Hindák 1988 .....	47
<i>Eucapsis</i> Clements & Shantz 1909 .....	47

<i>Gloeotheca</i> Nägeli 1849 .....	48
<i>Merismopedia</i> Meyen 1839 .....	48
<i>Microcystis</i> Kützing ex Lemmermann 1907 nom. cons. ....	49
<i>Radiocystis</i> Skuja 1948 .....	51
<i>Snowella</i> Elenkin 1938 .....	51
<i>Synechocystis</i> Sauvageau 1892 .....	51
<b>Familia Gomphosphaeraceae Elekin 1933.....</b>	<b>52</b>
<i>Gomphosphaeria</i> Kützing 1836 .....	52
<b>Familia Pleurocapsaceae Geitler 1925 .....</b>	<b>53</b>
<i>Stanieria</i> Komárek & Anagnostidis 1986 .....	53
ORDEN CHROOCOCCIDIOPSISIDALES KOMÁREK, KAŠTOVSKÝ, J. MARES & J.R. JOHANSEN 2014.....	53
<b>Familia Aliterellaceae J. Rigonato &amp; al. 2016 .....</b>	<b>53</b>
<i>Gloeocapsa</i> Kützing 1843 .....	53
ORDEN GOMONTIELLALES STRUNECKY & MARES 2023.....	53
<b>Familia Cyanothecaceae Komárek, Kaštovský, Mareš &amp; J.R. Johansen 2014.....</b>	<b>53</b>
<i>Cyanotheca</i> Komárek 1976.....	53
ORDEN SYNECHOCOCCALES HOFFMANN, KOMÁREK & KAŠTOVSKÝ 2005 ....	54
<b>Familia Synechococcaceae J. Komárek &amp; Anagnostidis 1995 .....</b>	<b>54</b>
<i>Rhabdogloea</i> Schröder 1917 .....	54
<i>Synechococcus</i> Nägeli 1849 .....	54
<b>Familia Synechococcales familia incertae sedis .....</b>	<b>55</b>
<i>Jaaginema</i> Anagnostidis & Komárek 1988 .....	55
<b>Familia Prochlorococcaceae Komárek &amp; Strunecky 2024.....</b>	<b>55</b>
<i>Cyanobium</i> R. Rippka & G. Cohen-Bazire 1983 .....	55
ORDEN NOSTOCALES BORZÌ 1914 .....	55
<b>Familia Aphanizomenonaceae Elenkin 1938 .....</b>	<b>55</b>
<i>Anabaena</i> Bory de Saint-Vincent ex Bornet & Flahault 1886 '1888' / Wacklin, Hoffman & Komárek 2009. ....	55
<i>Aphanizomenon</i> Morren ex Bornet & Flahault 1886 '1888' .....	57
<i>Cylindrospermopsis</i> Seenayya & Subba Raju 1972 .....	58
<i>Cylindrospermum</i> Kützing ex Bornet & Flahault 1886 .....	58

<i>Gloeotrichia</i> Agardh ex Bornet & Flahault 1886 .....	58
<i>Raphidiopsis</i> Fritsch & Rich 1929 .....	59
<b>Familia Nodulariaceae Elenkin 1916.....</b>	<b>59</b>
<i>Anabaenopsis</i> Miller 1923.....	59
<b>Familia Nostocaceae Eichler 1886 .....</b>	<b>59</b>
<i>Nostoc</i> Vaucher ex Bornet & Flahault 1886.....	59
<b>Familia Leptobasaceae Elnkin, 1916 .....</b>	<b>59</b>
<i>Fortiea</i> De Toni 1936 .....	59
<b>Familia Rivulariaceae Kütz. 1843 .....</b>	<b>59</b>
<i>Calothrix</i> Agardh ex Bornet & Flahault 1886 .....	59
ORDER OSCILLATORIALES ELENKIN 1934 (T. CAVALIER SMITH) .....	60
<b>Familia Microcoleaceae O. Strunecky, J.R.Johansen &amp; J.Komárek 2013.....</b>	<b>60</b>
<i>Arthrospira</i> Stizenberger 1852.....	60
<i>Lynngbyopsis</i> Gardner 1927 .....	60
<i>Microcoleus</i> Desmazières ex Gomont 1892.....	60
<i>Oscillatoria</i> Vaucher 1803 .....	62
ORDER GEITLERINEMATALES STRUNECKY & MARES 2023.....	63
<b>Familia Geitlerinematales Strunecky &amp; Mares 2023.....</b>	<b>63</b>
Geitlerinema Anagnostidis & Komárek 1988 .....	63
ORDER LEPTOLYNGBYALES STRUNECKY & MARES 2023.....	63
<b>Familia Leptolyngbyaceae Komárek, Kaštovský, Mareš &amp; J.R. Johansen 2014.....</b>	<b>63</b>
<i>Leptolyngbya</i> Anagnostidis & Komárek 1988.....	63
<i>Planktolyngbya</i> Anagnostidis & Komárek 1988.....	64
Familia Phormidiaceae Anag. & Kom. 1988 (Hoffman & al. 2005).....	64
<i>Pseudoscillatoria</i> Siboni, Ben-Dov, Kramarsky-Winter, Loya & Kushmaro 2009.....	64
ORDER SPIRULINALES KOMÁREK, KAŠTOVSKÝ, MAREŠ & J.R. JOHANSEN 2014 ...	65
<b>Familia Spirulinaceae Komárek &amp; al 2014 .....</b>	<b>65</b>
<i>Spirulina</i> Turpin 1829 (Turpin & Gomont, 1892) .....	65
<i>Glaucospira</i> Lagerheim 1892 .....	65
ORDER DESERTIFILALE STRUNECKY & MARES 2023.....	66
<b>Familia Desertifilaceae D. Casamatta, D. Stanic, M. Gantar &amp; L.L. Richardson, 2012.....</b>	<b>66</b>
<i>Roseofilum</i> Casamatta, Stanic, Gantar & Richardson 2012.....	66

ORDEN PSEUDANABAENALES L. HOFFMANN, KOMÁREK & KAŠTOVSKÝ 2005 ....	66
<b>Familia <i>Pseudanabaenaceae</i> K. Anagnostidis &amp; J. Komárek 1988 .....</b>	<b>66</b>
<i>Limnothrix</i> Meffert 1988 .....	66
<i>Pseudanabaena</i> (Lemmerman) Komárek 1974 .....	66
ORDEN NODOSILINEALES STRUNECKY & MARES 2023.....	67
<b>Familia <i>Cymatolegaceae</i> Strunecky &amp; Mares 2023 .....</b>	<b>67</b>
<i>Cyanodictyon Pascher</i> 1914 .....	67
<i>Romeria Hindák</i> 1998 .....	67
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	68
<b>Listado de localidades.....</b>	<b>77</b>
Provincia Granma .....	77
Provincia Guantánamo.....	77
Provincia Holguín .....	78
Provincia Camagüey.....	78
Provincia Santiago de Cuba.....	78
Provincia Las Tunas.....	79
GALERÍA DE FOTOS. LOCALIDADES DE MUESTREO (SELECCIÓN).....	80
<b>Figura 5.</b> Finca Tierra Brava, Guantánamo. ....	80
<b>Figura 6.</b> Reservorio en Finca Villa Josefa, provincia Guantánamo y abrevadero para aves de corral .....	81
<b>Figura 7.</b> Embalse Clotilde, provincia de Guantánamo. ....	82
<b>Figura 8.</b> Embalse Jaibo, provincia de Guantánamo.....	83
<b>Figura 9.</b> Embalse la Yaya, provincia de Guantánamo. ....	84
<b>Figura 10.</b> Río Guaso, provincia de Guantánamo .....	85
<b>Figura 11.</b> Río Miel, Baracoa, Guantánamo.....	86
<b>Figura 12.</b> Laguna San Blas, Camagüey. ....	87
<b>Figura 13.</b> Discoloración de las aguas y formación de grumos y tapetes durante la floración en la Laguna San Blas. ....	88
<b>Figura 14.</b> Apariencia de la Laguna San Blas y de una muestra de agua durante el primer muestreo de seguimiento durante una floración de cianobacterias. ....	89
<b>Figura 15.</b> Muestra de agua de reservorio, Biofábrica de Santiago de Cuba. ....	90
<b>Figura 16.</b> Laguna Baconao, Santiago de Cuba. Formación de masas laxas en la superficie del agua y tapete sobre rocas sumergidas y espumas. ....	91

<b>Figura 17.</b> Laguneta del Sistema de Lagunas Baconao y Laguna Baconao durante una floración con presencia de espumas, costras y discoloración visible del agua. ....	92
<b>Figura 18.</b> Laguna de Baconao floración de cianobacterias en transición a una de la bacteria púrpura <i>Chromatium vinosum</i> y floración posterior de la bacteria púrpura. ....	93
<b>Figura 19.</b> Embalse Baraguá, Santiago de Cuba. ....	94
<b>Figura 20.</b> Embalse Chalóns, Santiago de Cuba. Discoloración del agua y presencia de espumas. ....	95
<b>Figura 21.</b> Embalse Paradas, Santiago de Cuba. Discoloración de las aguas y formación de espumas en las orillas. ....	96
<b>Figura 22.</b> Abrevadero para ganado vacuno en agroecosistema del municipio Las Tunas, provincia Las Tunas. ....	97
<b>Figura 23.</b> Recipiente para abrevar ganado ovino caprino en agroecosistema del municipio Jesús Menéndez, provincia Las Tunas. ....	98
LISTADO DE ESPECIES .....	99
GALERÍA DE FOTOS. ESPECIES DE CIANOBACTERIAS (SELECCIÓN).....	103
<b>Figura 21.</b> Diferentes especies de cianobacterias de la Laguna San Blas. ....	103
<b>Figura 22.</b> <i>Microcystis</i> spp. ....	104
<b>Figura 23.</b> <i>Microcystis viridis</i> ( <b>A. Braun en Rabernhorst</b> ) <b>Lemm. 1903</b> .....	104
<b>Figura 24.</b> <i>Spirulina</i> spp. ....	105
<b>Figura 25.</b> <i>Microcystis novacekii</i> , ( <b>Komárek</b> ) <b>Compère, 1974</b> .....	105
<b>Figura 26.</b> <i>Nostoc commune</i> , <b>Vaucher ex Bornet &amp; Flahault 1888</b> .....	106
<b>Figura 27.</b> <i>Pseudanabaena catenata</i> , <b>Lauterborn 1915</b> .....	106
<b>Figura 28.</b> <i>Gomphosphaeria aponina</i> , <b>Kutzing 1836</b> .....	107



## PRÓLOGO

La experiencia de trabajo en ecosistemas acuáticos, agroecosistemas y sus fuentes de abasto en el Oriente de Cuba, incluidos ríos, embalses, bahías, playas, lagunas costeras, lagunas interiores, ecosistemas arrecifales, reservorios dedicados al abasto de agua para consumo humano y animal; en el caso de los agroecosistemas: reservorios, sistemas de riego y abrevaderos; pozos, manantiales y charcas ha permitido compilar este material sobre "Cianoprocariontes del Oriente de Cuba y Camagüey". Los reportes abarcan las provincias del Oriente de Cuba: Guantánamo, Santiago de Cuba, Holguín, Granma, Las Tunas y Camagüey.

Ha sido un trabajo amplio que recoge la experiencia de trabajo de más de 20 años y responde a varias campañas de monitoreo realizadas en diferentes ecosistemas, como parte de las actividades científicas planificadas por el grupo de Servicios Ambientales y Ecotoxicología del Centro Nacional de Electromagnetismo Aplicado (CNEA), adscrito a la Universidad de Oriente. Los resultados han estado vinculados con proyectos de investigación institucionales, sectoriales e internacionales, y servicios científico-técnicos, asesorías, prácticas de campo con estudiantes, coordinados todos desde el Laboratorio de Ecotoxicología y Servicios Ambientales (LESA) del CNEA.

Se ofrece el listado general de especies, la descripción de algunos géneros, anotaciones importantes sobre su ecología y especies relevantes por su frecuencia de aparición espacio temporal, con indicaciones específicas respecto al potencial tóxico de algunas especies, su presencia en floraciones algales nocivas y su capacidad para la fijación de nitrógeno. Se presentan, además, algunas ilustraciones realizadas durante la investigación.

Aún cuando quedan muchos ecosistemas por analizar, y con la certeza de que muchas más especies serán reportadas y/o descritas en próximas investigaciones, el esfuerzo de muestreo ha permitido caracterizar la flora de cianoprocariotes en varios ecosistemas del Oriente de Cuba. Se espera que este catálogo sea de interés y contribuya a profundizar conocimientos sobre las cianobacterias, así como a mejorar la percepción del riesgo sobre su presencia, asociada a la producción de cianotoxinas por algunas especies.



## INTRODUCCIÓN

Las cianobacterias son microorganismos fotosintéticos que se encuentran en diversos ambientes, incluidos océanos, agua dulce, rocas desnudas y suelos húmedos; destacando su presencia en prácticamente todos los ecosistemas acuáticos y su alta capacidad de adaptación a condiciones extremas. Fueron estos los primeros organismos que realizaron fotosíntesis oxigénica en la Tierra, contribuyendo con la generación de oxígeno y la formación de la atmósfera, hace más de 3 000 millones de años <sup>(1, 2)</sup>.

La importancia ecológica de las cianobacterias es bien conocida; y el interés sobre estas desde el punto de vista de la gestión del agua, específicamente enfocado al conocimiento de aspectos relacionados con la dinámica y potencial tóxico, sus innumerables beneficios y el impacto negativo de algunas especies, es creciente, con repercusión en el estado y gestión de los ecosistemas acuáticos, la salud ambiental, animal y humana. Las cianobacterias pueden desarrollarse eventualmente en grandes masas, denominadas florecimientos o «blooms», especialmente en cuerpos de agua eutróficos <sup>(3)</sup>, eventos que están siendo cada vez más reportados en todo el mundo debido no solo a la eutroficación, sino a los efectos del cambio climático, además de un mayor esfuerzo de monitoreo <sup>(4)</sup>.

Esta situación no solo compromete la calidad del agua, sino la vida de organismos acuáticos, y se agrava en ocasiones, pues un número cada vez mayor de especies de cianobacterias, incluidas las formadoras de floraciones o proliferaciones masivas, producen potentes toxinas, conocidas como cianotoxinas, que pueden tener efectos perjudiciales en los ecosistemas acuáticos, al alterar la estructura trófica y la funcionalidad de la columna de agua, provocando desoxigenación, muerte de peces y otros organis-

mos. <sup>(5)</sup> La presencia de cianobacterias puede asociarse o no a la presencia de cianotoxinas, reportándose en diferentes ecosistemas a nivel mundial envenenamientos que han involucrado alrededor de 50 géneros, siendo los más comunes *Anabaena*, *Aphanizomenon*, *Cylindrospermopsis*, *Lyngbya*, *Microcystis*, *Nostoc* y *Oscillatoria* <sup>(4)</sup>.

En Cuba, varios estudios taxonómicos y limnológicos fueron desarrollados desde la década de 1800, pero relativamente pocos se dedicaron al estudio de las cianobacterias, privilegiando en gran medida la parte central y el occidente del país. En 1887 Lagerheim publicó los primeros registros de algas de Cuba, Jamaica y Puerto Rico <sup>(6)</sup>. Años después, en 1947, Margalef publicó estudios limnológicos en la Laguna de Ariguanabo, Cuba <sup>(7)</sup>. Sin embargo, el pionero en cuanto a los estudios de cianobacterias fue el investigador checo J. Komárek, con una contribución importante a su estudio en Cuba <sup>(8)</sup>, incluso en lo concerniente a especies formadoras de floraciones o blooms. Los estudios de Komárek fueron en su mayoría resultado de la colaboración con el Jardín Botánico de Cienfuegos <sup>(8-13)</sup>, sede del único equipo de investigadores que se dedicaba a esta disciplina en Cuba en aquel momento.

No obstante, es importante señalar que algunas referencias a materiales cubanos (muestras) pueden encontrarse en publicaciones de otros autores como Lukávsky, Novelo, Legnerová, Tavera y Anagnostidis, Komárková-Legnerová y Tavera, Komárek y Anagnostidis <sup>(7, 13-22)</sup>. En el año 2005, Komárek describe morfoespecies de *Anabaena* <sup>(8, 23, 24)</sup>, contribuyendo con los estudios taxonómicos del género. Es importante subrayar que desde finales de la década de 1990 hasta la fecha, destacan en Cuba las contribuciones, tanto en aspectos taxonómicos como ecológicos del Dr. C. Augusto Comas, investigador con gran experiencia y una obra científica notable, quien presentó un "Catálogo de algas y cianobacterias de Cuba" en 2009 <sup>(7, 18-21, 25, 26)</sup>, el que constituye antecedente del presente trabajo.

El año 2010 fue el punto de inicio de los estudios sistemáticos sobre cianobacterias de forma intensiva en el Oriente de Cuba, enfocados no solo a su identificación sino al estudio de especies involucradas en floraciones algales nocivas en diferentes ecosistemas acuáticos <sup>(3, 27-31)</sup>; a su presencia en suelos, con el propósito de desarrollar productos agrobiotecnológicos <sup>(32)</sup>, y en arrecifes de coral, para su evaluación como bioindicadores de corales enfermos. No obstante, es importante resaltar que desde 2001 comenzaron

a realizarse esfuerzos aislados en algunos ecosistemas, fundamentalmente embalses, en los que se involucraron investigadores y estudiantes de la Universidad de Oriente. Estas investigaciones permitieron identificar la presencia de *Microcystis* spp., *Aphanothece minutissima* y *Oscillatoria chalybea*, presentando evidencias sobre la necesidad de desarrollar investigaciones en relación con la calidad de agua y el riesgo potencial que representaba la presencia de especies tóxicas en reservorios destinados al abasto de agua para consumo humano <sup>(3, 33, 34)</sup>.

Estos esfuerzos se extendieron posteriormente a todo el Oriente de Cuba, con resultados que incluyen el monitoreo de 24 embalses y la caracterización del riesgo por presencia de cianotoxinas <sup>(29-31, 35)</sup>, lo que ha permitido ubicar a Cuba entre los países que atienden el tema de las floraciones de cianobacterias tóxicas en el contexto latinoamericano, si bien no hay aún un claro soporte en el ámbito legislativo <sup>(36)</sup>. Este esfuerzo de investigación fue realizado gracias a la colaboración internacional (Proyecto VLIR, Bélgica; TIER II, Canadá; Universidad de Islas Baleares, España) y nacional (Programa Sectorial Salud Animal y Vegetal, CITMA; proyectos institucionales financiados por la Universidad de Oriente y el Centro Nacional de Electromagnetismo Aplicado), a lo que se suman diferentes instituciones colaboradoras en el contexto nacional y foráneo. Gracias a estas alianzas y financiamientos se ha podido comprender la extensión y niveles de riesgo en la región, siendo posible determinar las concentraciones de microcistina-LR y clindrospermopsinas en embalses, así como desarrollar métodos alternativos y herramientas de gestión contextualizadas.

El objetivo principal de este material es contribuir al conocimiento de la biodiversidad de cianobacterias y su potencial tóxico en el Oriente de Cuba y Camagüey. Constituye una herramienta muy útil para científicos, estudiantes, gestores y técnicos que analizan la calidad microbiológica del agua. A futuro, permitirá recopilar información más precisa sobre el problema de las cianobacterias a nivel nacional, lo que contribuirá a tomar medidas efectivas para minimizar el impacto tanto de las floraciones como de las especies productoras de cianotoxinas.

De cada taxon se ofrece la citación completa, sinonimias más importantes, algunos datos sobre su ecología, así como las localidades donde fueron encontradas en el Oriente de Cuba. Si bien es conocido

que los progresos en el campo científico han llegado a grandes avances en sistemática molecular, con profundas implicaciones en los sistemas de clasificación tradicional, es innegable el valor de estos últimos.

Entre los referentes teóricos del presente catálogo se incluye a Comas (2009), el catálogo de cianobacterias planctónicas potencialmente tóxicas de las aguas continentales españolas <sup>(37)</sup> y otros referentes clásicos de consulta obligada <sup>(4, 13, 23, 38-64)</sup>, realizándose una revisión y actualización de órdenes y familias.

## MUESTREOS: PROTOCOLO Y RECOMENDACIONES

Es importante poner en marcha programas de seguimiento del crecimiento del fitoplancton ante los reportes cada vez más frecuentes de proliferaciones algales, y eventos tóxicos y/o nocivos asociados. Los programas de seguimiento deben facilitar el control y evaluación de la composición, abundancia y la biomasa de las comunidades fitoplanctónicas, ya que el fitoplancton es uno de los elementos de calidad biológicos relevantes según establece la guía de calidad de aguas interiores de la OMS. <sup>(49, 76, 77)</sup> Los métodos empleados para controlar cada parámetro de se realizarán conforme a las normas internacionales o nacionales vigentes, en este caso paara Cuba. Sin embargo, para que garanticen el suministro de información de calidad y comparabilidad científica equivalentes deben consultarse informes y artículos generados por expertos en el tema en el país, la región, y los requisitos internacionales regulados por la OMS, específicamente sobre cianobacterias.

Este protocolo en específico es aplicable en Cuba a cuencas hidrográficas, y cualquier reservorio de aguas interiores, en adición a lo establecido por la Ley No. 124 de las Aguas Terrestres en Cuba. <sup>(78)</sup> Se podrá utilizar tanto en los programas operativos de control de vigilancia establecidos en cada país o región, las áreas seleccionadas por un programa y/o proyectos de investigación, o redes de referencia, tanto de las autoridades del agua como sanitarias, o del gobierno, quien indudablemente debe liderar su implementación. El presente protocolo será aplicable a las masas de agua declaradas en la categoría reservorios, embalses o lagos naturales, lo que incluye las masas de agua artificiales o muy modificadas asimilables, con diferentes usos.

El objetivo de este protocolo es establecer un método de muestreo de fitoplancton, de forma que el suministro de información sea de calidad y de comparabilidad científica equivalente entre las demarcaciones hidrográficas, garantizando de este modo el rigor, el seguimiento de los hallazgos y el perfeccionamiento de los sistemas de gestión de los ecosistemas acuáticos.

La normativa de referencia de este protocolo está constituida por: • Ley 124: 2007 de Aguas Terrestres de Cuba, • NC 22: 1999 Lugares de baño en costas y en masas de aguas interiores. Requisitos higiénicosanitarios, • NC 25: 1999 Evaluación de los objetos hídricos de uso pesquero. Especificaciones La

presente Instrucción se ha redactado teniendo en cuenta las siguientes normas: ▪ EN 15204, Water quality – Guidance standard for the routine analysis of phytoplankton abundance and composition using inverted microscopy (Utermöhl technique), 2006 ▪ EN 14996, Guidance on assuring the quality of biological and ecological assessments in the aquatic environment, 2006 ▪ EN ISO 5667-1 Water quality – Sampling – Part 1: Guidance on the design of sampling programmes ▪ EN ISO 5667-2 Water quality – Sampling – Part 2: Guidance on sampling techniques ▪ EN ISO 5667-3 Water quality – Sampling – Part 3: Guidance on the preservation and handling of samples ▪ EN ISO 7027 (1999): Water quality – Determination of turbidity ▪ ISO 5814:1990: Water quality – Determination of dissolved oxygen; electrochemical probe method. ▪ “Water quality - phytoplankton biovolume determination by microscopic measurement of cell dimensions” (CEN TC 230 / WG 2 / TG 3 / N116 / 30.03.2008) ▪ “Water Quality- Guidance on quantitative and qualitative sampling of phytoplankton from inland waters” (CEN TC 230 / WG 2 / TG 3 / N109 / 15.04.2008)

## EQUIPOS Y REACTIVOS

### Equipos para recolección de muestras

- Botellas de vidrio de 125 - 250 ml (para fitoplancton) traslúcida de color ámbar; para proteger las muestras de la luz.
- Viales de vidrio o plástico con tapón hermético para las muestras de fitoplancton tomadas con net de plancton o para toma directa en caso del muestreo de cianobacterias, para lo que se recomienda un volumen mínimo de 1 L si no hay discoloración de las aguas.
- Botellas opacas de plástico (2 L) para clorofila y otros recipientes con cierres herméticos adecuados para las muestras de agua para análisis químicos. El material y los recipientes para análisis químicos deberán estar lavados con ácido sulfúrico 1N y aclarado tres veces con agua destilada.
- Para muestras discretas se utilizará una botella hidrográfica en profundidad.
- Para muestras integradas se podrá utilizar una botella hidrográfica para la composición de muestras integradas a partir de muestras discretas, o alternativamente muestreadores integradores, o un tubo flexible de sílica lastrado de longitud predeterminada y con 2 - 2.5 cm de diámetro.

- Net de plancton de 10-20  $\mu\text{m}$  de luz para muestreos con net.

### **Equipos para determinación de parámetros físicoquímicos in situ**

- Disco Secchi, para medir transparencia a través del porcentaje de penetración.
- Sonda fluorimétrica para determinación de pigmentos: cianopigmentos, clorofila a, carotenos.
- Sonda multiparamétrica con sensores de temperatura, turbidez, conductividad, pH, oxígeno disuelto y profundidad. Puede incluir ecosonda manual para determinar el punto de máxima profundidad.
- Aparato de geolocalización (GPS).
- Neveras portátiles para transporte de las muestras.
- Bolígrafo o rotulador permanente (o cualquier otro útil para etiquetar las muestras). Si se usan etiquetas, estas deben ser resistentes a la humedad.
- Embarcación adecuada para las condiciones específicas con un equipo de seguridad apropiado.

### **Otros equipos y medios de protección**

- Contenedor para la muestra integrada al laboratorio.
- Equipo de filtración para filtrar en el campo la muestra destinada al análisis de pigmentos en el laboratorio.
- Equipo de congelación (temperatura inferior a  $-20^{\circ}$ ) para la conservación de filtros para el análisis de pigmentos (no útil para cianobacterias).
- Medios de protección en el caso de muestrear aguas con discoloración visible incluir gafas, nasobucos, botas y guantes durante los muestreos.

### **Reactivos**

Las muestras para el recuento de fitoplancton se fijarán con solución de Lugol concentrado o al 10% (mezcla de yoduro potásico y yodo). Solución de Lugol para periodos de conservación cortos, unos pocos meses, en la oscuridad. Hay otros métodos de fijación con formalina o formaldehído que también son efectivos, pero en esta guía se detallan las diferentes preparaciones de Lugol.

- Solución ácida de Lugol según Willén (1962). Disolver 100 g de KI (yoduro potásico) en 1 litro de agua desmineralizada; añadir 50 g de cristales de yodo y agitar hasta que se disuelvan; añadir 100 g de ácido

acético glacial; decantar la solución antes de su uso para eliminar los posibles precipitados. Esta solución se utilizará para las muestras de fitoplancton procedentes de masas de agua con  $\text{pH} < 7$ .

- Solución alcalina de Lugol (Utermöhl modificada). Se prepara como la anterior, sólo que, en lugar del ácido acético glacial, se añaden 100 g de acetato de sodio ( $\text{CH}_3\text{COO-Na}$ ). Esta solución se utilizará para las muestras de fitoplancton procedentes de masas de agua con  $\text{pH} \geq 7$ .
- Solución de Lugol concentrado: 5g de  $\text{I}_2$  más 10g de KI diluidos en 85 mL de agua destilada, concentración:  $150 \text{ mgmL}^{-1}$ . Se añade de 0,5 a 1 ml de Lugol por cada 100 ml de muestra hasta obtener un color miel (la cantidad a añadir dependerá siempre del contenido de materia orgánica u otros reductores en la muestra). ■ Solución ya formulada expedida para Laboratorios de Microbiología. El líquido debe estar fuertemente coloreado. Conservar en un recipiente hermético y protegido de la luz para minimizar su sublimación.

En el caso de las determinaciones en el laboratorio se deben observar los protocolos de las técnicas específicas para definir *a priori* los reactivos que se van a necesitar.

## DETERMINACIÓN DEL NÚMERO Y LOCALIZACIÓN DE PUNTOS DE MUESTREO

El número de puntos de muestreo y número de muestras en el perfil vertical por masa de agua dependerá de las características de esta. En general habrá al menos un punto de muestreo por masa de agua, localidad, reservorio; se podrá incluir más de uno, en función de la morfometría de la masa de agua o de los criterios de gestión que se consideren oportunos, debiendo justificar en cualquier caso la elección del número de puntos de muestreo en cualquier programa de monitoreo o plan hidrológico que se elabore. Se seleccionará siempre, al menos un punto de muestreo localizado en la vertical de la parte más profunda de la masa de agua, y se evitarán las muestras litorales (bordes) salvo razón específica que lo justifique (nunca sustituyendo al punto de muestreo de la zona más profunda).

En el caso de embalses, cuando por cuestiones técnicas o logísticas sea necesario considerar un único punto de muestreo, éste se ubicará suficiente-



mente separado de la presa para quedar aguas arriba. La ubicación de los puntos de muestreo tendrá en cuenta aspectos como la morfometría de la cubeta, profundidad, entrada de flujos, presencia de vegetación acuática, usos y posibles vertidos puntuales, debiendo especificar las razones de su elección. La recogida de muestras para análisis del fitoplancton se realizará en los mismos puntos en los que se tomen muestras físicoquímicas, y de existir estudios previos, estos deben ser considerados para poder realizar valoraciones, comparaciones, estudios evolutivos, o llenar los vacíos del conocimiento existentes.

En cada punto de muestreo, se recomienda realizar previo muestreo de fitoplancton, un perfil vertical con el fin de determinar la profundidad a la que se encuentra la termoclina y, por tanto, si la masa de agua se encuentra estratificada o no. El perfil vertical se determinará midiendo las siguientes variables: temperatura del agua (°C) (preferiblemente *in situ*), conductividad eléctrica, oxígeno disuelto (concentración y/o saturación) (preferiblemente *in situ*), pH o Eh (potencial redox referido al hidrógeno), turbidez (preferiblemente *in situ*), perfil *in situ* de la concentración de clorofila-a, y de cianopigmentos. El número de determinaciones de las variables incluidas en el perfil estará en función de la profundidad máxima de la masa de agua y los intereses de cada monitoreo. En este caso recomendamos que, si la profundidad máxima es menor de 10 m, deben situarse los puntos al menos, cada medio metro; si esta es mayor o igual a 10 m, al menos cada un metro.

Entre los parámetros físicos es importante la determinación de la profundidad de penetración o visualización del Disco de Secchi (DS), lo que permitirá incluso una mejor ubicación de los puntos de muestreo. En cada punto el número de muestras a tomar dependerá de las características de la masa de agua, según el siguiente criterio:

- a) Lagos y embalses someros (< 3 m) y humedales: se tomará una muestra integrada de la columna de agua desde la superficie hasta unos 20-30 cm del fondo, evitando acercarse al sedimento o a la cobertura de macrófitos, ya que esta zona formaría parte del bentos. En embalses tropicales sin limitación de luz, con una zona fótica amplia, puede considerar tomar muestras integradas de 1,5 m, 1 m, y hasta 50 cm de la columna de agua.
- b) Lagos y embalses de profundidad > 3 m no estratificados: se tomará una muestra integrada desde la superficie hasta 2,5 DS (penetración del Disco Secchi). Cuando la profundidad sea inferior a 2,5 DS se to-

mará una muestra integrada de toda la columna de agua desde la superficie hasta unos 20-30 cm del fondo, evitando acercarse al sedimento.

- c) Lagos y embalses de profundidad > 3 m estratificados: se presentan dos posibilidades una para el control de vigilancia y otra para el control operativo e investigación.
- Control de vigilancia: se realizará del mismo modo que para los no estratificados.
  - Control operativo, control de investigación y red de referencia: se procederá igual que en el control de vigilancia y, además, se tomarán muestras discretas donde la sonda fluorimétrica detecte picos de clorofila-a y la concentración sea al menos 10 veces superior a las detectadas a 1 m de profundidad.

Respecto a la frecuencia y época de muestreo, el primer plan hidrológico, tanto en el control de vigilancia como en el control operativo la frecuencia de muestreo será anual. Cada año se tomarán dos muestras por cada estación, considerando, específicamente para Cuba que existen dos períodos climáticos reconocidos: lluvioso y poco lluvioso. Esto puede variar según la región y condiciones climáticas. La época en que se tomará cada una de las muestras será:

- 1) Masas de agua permanentes: Se realizarán dos muestreos al año, el primero entre los meses de febrero a marzo (poco lluvioso) y el segundo entre junio y julio o a mediados de septiembre (lluvioso), separándose ambas campañas, para cada masa de agua, un mínimo de seis semanas. No se recomienda muestrear en los meses de transición para fines comparativos. (abril y octubre); hay que considerar, además, que de finales de julio a agosto se dan los máximos de temperatura.

En el caso de que la masa de agua no se estratifique se mantienen las mismas fechas de muestreo. Observar los patrones de estratificación, lo que necesitaría estudios previos durante un año.

- 2) Masas de agua temporales: Se realizarán dos muestreos durante el hidropériodo, el primero aproximadamente un mes después del comienzo del llenado, y el segundo preferiblemente en marzo, ya que abril es un mes de transición y en mayo comienza el período lluvioso. En el caso de masas de agua con hidropériodo más efímero los dos muestreos

se distribuirán de forma equitativa a lo largo del hidropereodo, con criterios similares al del resto de masas de agua temporales. En casos excepcionales se podría alterar la época de muestreo para hacerlo coincidir con las fases de inicio y de máxima estabilidad de la estratificación de la masa de agua, que en el caso de los embalses puede depender del criterio de explotación. En cualquier caso, se deberá motivar cualquier variación en la época de muestreo a la entrega de resultados. Si existe un sistema de vigilancia implementado, cualquier alteración de indicadores primarios, motivaría un muestreo.

Cuando en la masa de agua se den situaciones tales que la toma de dos muestras anuales sea insuficiente (ej. frecuentes blooms algales, masas de agua estratégicas para una región, aumento de situaciones de conflictos de uso en estas masas de agua), se podrá aumentar el número de muestreos por año hasta cuatro. El aumento del número de toma de muestras por año deberá ser justificado a la entrega de resultados.

En posteriores muestreos para el control de vigilancia se atenderán los resultados obtenidos en estudios previos. Es altamente recomendable establecer dos muestreos mínimos anuales y en ecosistemas en riesgo por presencia de blooms algales, tantos como sean necesarios. Además, deben implementarse sistemas de vigilancia y realizar al menos dos muestreos por estación o seguimientos mensuales en puntos críticos; aspecto que es válido para contextos con situaciones similares. No se recomienda realizar muestreos para investigación o análisis comparativos si existan aportes de sólidos en suspensión que afecten de forma significativa a la turbidez del agua, entradas de materia orgánica, eventos meteorológicos extremos, a menos que sea objetivo específico del monitoreo.

## PROCEDIMIENTOS DE MUESTREO

En cada punto de muestreo se tomarán muestras integradas, y una o varias discretas cuando corresponda, de las que se extraerán alícuotas para realizar los análisis correspondientes. Las muestras discretas correspondientes a cada profundidad de la columna de agua se obtienen mediante una botella hidrográfica que se sumerge a la profundidad deseada y se cierra mediante mensajero. En el caso de muestras integradas, las submuestras correspon-

dientes a cada una de las profundidades tomadas se integran finalmente en una única muestra “integrada”. Las submuestras tomadas deben cubrir de manera equidistante en la columna de agua muestreada.

En sistemas lénticos con profundidad inferior a 10 metros la equidistancia no deberá ser mayor de 1 m, en sistemas más profundos no deberá ser mayor de 2 m. Se deberán tomar volúmenes iguales a cada una de las profundidades y homogenizarlos bien, pero de manera suave, en un recipiente de mezcla, para dar lugar a la muestra integrada de la que luego se toman las alícuotas mediante un recipiente adecuado, manteniendo bien la mezcla. Al igual que cualquier utensilio usado en la toma de muestras, tanto el recipiente de mezcla como el dispensador deberán estar bien limpios, de manera que no aporten ningún tipo de contaminación a la muestra.

Alternativamente se podrán utilizar muestreadores integradores homologados por normas internacionales, o bien un tubo de silicona, aunque este sistema presenta ciertos inconvenientes como que no siempre la caída del tubo por la columna es vertical, y que conseguir una buena limpieza del tubo no es sencillo. Por tanto, cuando se utilice el tubo de silicona éste debe ser de longitud adecuada para la masa de agua y con un diámetro exterior de entre 2-2,5 cm, además debe disponer de un lastre en uno de los extremos para que la caída del tubo por la columna de agua sea vertical. Es muy importante que el tubo sea almacenado limpio y seco entre los distintos muestreos, y no debe ser usado para otro propósito que para muestrear fitoplancton u otros parámetros como por ejemplo clorofila-a y nutrientes. Las tomas manuales en los reservorios o ecosistemas acuáticos deberán considerar evitar turbulencias o arrastre de sedimentos. Estas son útiles para sistemas de vigilancias siempre que se involucren especialistas que dominen las técnicas de colecta. En función de las características del sistema el muestreo será el siguiente: Se recomienda tomar muestras integradas en los primeros 50 cm de la columna de agua en reservorios someros.

- a) Lagos, embalses y humedales someros < 3 m: Se podrá utilizar bien la botella hidrográfica para tomar muestras discretas a diferentes profundidades que finalmente se homogenizarán en una única muestra integrada, un muestreador integrador o bien un tubo flexible de 2-2,5 cm de diámetro exterior y longitud adecuada a la profundidad de la masa de agua.
- b) Lagos y embalses de profundidad > 3 m no estratificados - Se utilizará la botella hidrográfica para tomar muestras discretas a diferentes pro-

fundidades que finalmente se homogenizarán en una única muestra integrada o un muestreador integrador.

c) Lagos y embalses de profundidad > 3 m estratificados

- Control de vigilancia: se utilizará la botella hidrográfica para tomar muestras discretas a diferentes profundidades que finalmente se homogenizarán en una única muestra integrada o un muestreador integrador.
- Control operativo y de investigación: se utilizará la botella hidrográfica para tomar muestras discretas a diferentes profundidades que finalmente se homogenizarán en una única muestra integrada o un muestreador integrador. Además, se tomarán muestras discretas a las profundidades de la columna de agua donde la sonda fluorimétrica haya detectado picos de clorofila-a.

Si no dispone de los recursos necesarios, busque alternativas y realice prácticas lo más parecida posibles a las que se describen, pero no limite sus muestreos, no siempre existen las condiciones óptimas.

De la muestra integrada, y de las discretas cuando corresponda, se extraerán alícuotas para identificación y recuento de fitoplancton, para lo que se recoge un volumen de agua mínimo de 125 - 250 mL y hasta 1L. Cuidar al muestrear mantener una cámara de aire para el intercambio gaseoso. Se puede realizar, además, un muestreo cualitativo de fitoplancton con red, utilizando una red de 20 µm de luz de malla. La red se arrastra en el seno del agua, verticalmente si la profundidad lo permite o si no, horizontalmente, hasta conseguir un filtrado visible. Esta muestra tiene como objetivo proporcionar material adicional para la identificación de cianobacterias. Cuidado no contaminarla con restos de sedimento por mal procedimiento en los arrastres.

Todas las muestras y preparaciones deben estar convenientemente etiquetadas de forma que se identifique un código de la muestra. Se usará un rotulador resistente al agua. Para la conservación y transporte de las muestras se seguirá el siguiente procedimiento. Se utilizará una solución de Lugol puro o al 10%. Se seguirá el mismo procedimiento para la muestra cualitativa de fitoplancton con red. El Lugol se degrada por fotooxidación, luego las muestras se deben conservar en lugar fresco y a oscuras. Hay que controlar periódicamente la pérdida de color de la muestra, añadiendo más reactivo si se requiere.

Para el recuento e identificación taxonómica se realizan observaciones microscópicas de muestras frescas y conservadas se llevaron a cabo utilizando microscopía óptica. Se realiza el recuento e identificación hasta el nivel de especie siempre que sea posible. Posteriormente, las muestras se enriquecen con medio Bristol y se incuban de 7 a 15 días, manteniéndolas a  $20 \pm 2$  °C, con luz continua, a 2 300 lux (luz día), y se preservan con el fin de realizar otras observaciones para confirmar resultados obtenidos. El recuento de fitoplancton (total y diferenciado) se realiza utilizando un hemocitómetro Neubauer mejorado. La identificación taxonómica se realiza de acuerdo con criterios de la literatura especializada (15-18) y consultas de Algaebase (19, 20) u otras bases especializadas.

## RECOMENDACIONES EN CASO DE FLORACIONES ALGALES

Ante la presencia de una floración de cianobacterias es indispensable identificar y cuantificar las especies responsables del florecimiento, así como detectar y cuantificar las cianotoxinas presentes. Se recomienda de manera general:

1. Reconocer la identidad taxonómica de la o las especies de cianobacterias responsables de la floración
2. Determinar el número total de células de cianobacterias
3. Determinar la concentración de clorofila-a y cianopigmentos
4. Analizar el biovolumen de las cianobacterias totales
5. Definir la relación de las especies potencialmente tóxicas y toxinas asociadas
6. Evaluar presencia/ausencia de microcistinas totales y/o cianobacterias asociadas a su producción
7. Analizar la concentración de microcistinas totales y/o microcistina LR
8. Evaluar el porcentaje de inhibición de la fosfatasa alcalina
9. Calcular el Índice trófico de la masa de agua

Estos parámetros pueden ser usados como indicadores del nivel de riesgo de la presencia de cianobacterias en cuerpos de agua utilizados para consumo y para actividades recreativas, tanto por la Organización Mundial de la Salud (OMS), como en los protocolos de vigilancia y monitoreo

en varios países del mundo (ej. Brasil, Uruguay, Canadá, Nueva Zelanda, Cuba). Para cada uno de estos indicadores existen valores guía a niveles de riesgo con el fin de prevenir efectos adversos para la salud (riesgo bajo o improbable, moderado y alto).<sup>(29-31, 44, 57, 79)</sup> La selección de las variables indicadoras y los niveles de acción se ajustan a la situación de cada contexto, dependiendo de las características del acuatorio, su ubicación geográfica, red hidrográfica, uso del suelo, niveles de productividad fitoplanctónica,<sup>(43)</sup> disponibilidad de recursos, entre otros. Esto requiere de un conocimiento lo más detallado posible de la situación local, el análisis de antecedentes, y la documentación de cada evento de riesgo.

## LA IDENTIFICACIÓN DE CIANOBACTERIAS: CONSIDERACIONES RELEVANTES

La sistemática de las cianobacterias es compleja y controvertida. El tipo de fotosíntesis que llevan a cabo la mayoría de estos organismos, además de su morfología y tamaño, determinaron su clasificación original como algas verde azules. En la década de 1970, luego del descubrimiento de su naturaleza procariota, el nombre de cianobacteria tuvo mayor aceptación<sup>(80)</sup>. Desde 1979 las cianobacterias se encuentran sujetas a dos sistemas de clasificación: el del Código Botánico "International Code of Botanical Nomenclature" (Cyanophyta, algas verde azules) y el Código Bacteriológico "International Committee on Systematic Bacteriology"<sup>(81)</sup>, donde se reconocen como cianobacterias.

La clasificación bacteriológica se basa entonces fundamentalmente en la información genética y filogenética de las cianobacterias que han podido ser aisladas en cultivos puros. Actualmente, en el phylum Cyanobacteria se incluye a los fotótrofos oxigénicos, a los prochlorales -Prochlorophyta (Lewin, 1976)-, importantes componentes del picoplancton y a las cianobacterias<sup>(45, 82)</sup>. En esta clasificación las cianobacterias fueron agrupadas en cuatro subsecciones, las que a su vez fueron divididas en subgrupos y géneros, definidas principalmente a través de criterios morfológicos, antes del auge de los estudios del genoma. En el año 2002, Cavalier-Smith propuso que la "División Cianobacteria" -una de las ocho Divisiones propuestas para los procariotas- estaría compuesta por dos subdivisiones, tres clases y seis ordenes<sup>(81)</sup>.

Sin embargo, según criterios botánicos y de acuerdo con la clasificación morfológica tradicional, este grupo de organismos procariotas se dividió en cinco subsecciones: las Chroococcales (I) y Pleurocapsales (II) con cianobacterias cocoides unicelulares. Las primeras se dividen por fisión binaria, mientras que las Pleurocapsales también son capaces de dividirse por fisión múltiple, con la consiguiente producción de pequeñas células reproductivas, fácilmente dispersables (baecitos) <sup>(83,84)</sup>. Las Oscillatoriales (III) que incluye filamentos compuestos exclusivamente por células vegetativas, mientras que en las Nostocales (IV) y Stigonematales, algunas células vegetativas pueden diferenciarse en heterocistos o acinetos, presentándose células morfológica y ultraestructuralmente distintas. En el caso de las Stigonematales (V), estas pueden presentar patrones de ramificación complejos <sup>(85)</sup>.

Es relevante, sin embargo, considerar la revisión de la clasificación según el código botánico realizada por Komárek en 1985 <sup>(86)</sup> quien agrupó a las cianobacterias (cianoprocariotas) en cuatro órdenes - Nostocales, Stigonematales, Chroococcales y Oscillatoriales- los que fueron divididos en familias, subfamilias, géneros y especies <sup>(45)</sup>; sistema ampliamente aceptado al basarse en la identificación de las especies directamente en las muestras naturales colectadas sin previo aislamiento, de aquí que deviniera en herramienta valiosa para el estudio de la diversidad de cianobacterias <sup>(39, 45, 82)</sup>. Sin embargo, en las últimas dos décadas ha intentado adoptar un criterio único para la clasificación de estos organismos, respetando la nomenclatura de los Códigos Botánico y Bacteriológico <sup>(87)</sup>. Se sugiere entonces, que el único método aceptable y recomendable para la evaluación taxonómica moderna de los cianoprocariotas sería a través de un abordaje polifásico, empleando métodos de caracterización fenotípica, ultraestructural, ecológica, bioquímica y molecular, de aquí la dinámica de estos reportes taxonómicos.

Las cianobacterias deben ser identificadas mediante técnicas de microscopía. Su clasificación se realiza a partir de la asignación de géneros y especies de manera tradicional siguiendo criterios morfológicos (aspecto) observables al microscopio, de aquí el cuidado que debe ponerse en cada detalle. En los últimos años las técnicas genéticas y ecofisiológicas están añadiendo más elementos de juicio para la identificación de estos microorganismos <sup>(37)</sup>, pero en la práctica la microscopía sigue siendo un método efectivo. La identificación se realiza siguiendo los criterios morfológicos y ecológicos recogidos en las claves taxonómicas clásicas, y cri-



terios actualizados reconocidos, por lo que es necesario garantizar una constante actualización. Es importante, además, examinar trabajos realizados en contextos o regiones afines, y observar sitios con bases de datos que puedan servir de referencia actualizada como AlgaeBase, Cyanobase<sup>(40, 65)</sup>, entre otras, que ofrecen valiosas herramientas para su identificación, clasificación y aspectos genómicos.

La microscopía óptica de campo claro es la técnica más usada, utilizando microscopios equipados con objetivos de 10x, 20x, 40x y 100x, aunque otras técnicas como el contraste de fases y la interferencia diferencial de Nomarski pueden ser útiles para diferenciar algunos taxones<sup>(37)</sup>. Siempre es mejor utilizar microscopios con cámaras acopladas para realizar fotografías y poder documentar sus hallazgos, y entrenarse en el uso de cámaras digitales con buenas prestaciones. Estas técnicas, permiten observar características importantes para la identificación de las cianobacterias, como son la coloración, forma, tamaño de las células; movilidad de tricomas y hormogonios; presencia y forma de las colonias, existencia o no de mucílago, y su aspecto general. Las dimensiones juegan un papel fundamental en la identificación, por lo que es necesario disponer de una regla micrométrica acoplada al microscopio o, en caso de tener la posibilidad de tomar fotografías, alguna aplicación informática para realizar mediciones. Se recomienda que las medidas se tomen con la mayor magnificación posible, utilizando objetivos de 40x o 100x, y cuando realice los reportes poner siempre la barra de escala como referencia.

Los elementos morfológicos diacríticos en los que el identificador debe poner su atención varían en función del grupo de cianobacterias estudiado. Así, en cianobacterias coloniales del orden Chroococcales (por ejemplo, el género *Microcystis*), es importante el tamaño y forma de las células, la forma de las colonias y el aspecto del mucílago. En cianobacterias filamentosas del orden Oscillatoriales (por ejemplo, *Planktothrix*), los parámetros más destacados son la forma y dimensiones de los tricomas y el de la célula terminal, su aspecto y tamaño (sobre todo la relación- largo: ancho). En las filamentosas del orden Nostocales (por ejemplo, *Aphanizomenon*), a los criterios reseñados para las Oscillatoriales se sumarían las características de las células diferenciadas, heterocistos y acinetos: forma, tamaño y posición relativa<sup>(37)</sup>. Resulta relativamente más sencillo realizar identificaciones taxonómicas con una metodología comparativa, por lo que es importante observar ilustracio-

nes o microfotografías de especies reportadas por otros autores reconocidos.

En este sentido se recomienda la observación minuciosa de varios campos de una preparación con muestras frescas, y posteriormente añadir algún fijador como el formaldehído o el lugol para su preservación considerando la necesidad de observaciones posteriores. En este caso si al muestrear ud. prefiere usar algún fijador, recomendamos dejar una muestra complementaria sin aditivo alguno para la observación en fresco. Es importante siempre tener en cuenta que las cianobacterias son dominantes por su ubicuidad y abundancia, que son de pequeño tamaño y con estructuras más simples que las células eucariotas. Su metabolismo es acelerado y presentan altas tasas de reproducción. Son microorganismos versátiles en cuanto a sus fuentes de alimentación, requerimientos ecológicos y muy resistentes a condiciones casi incompatibles con la vida <sup>(66)</sup>, si bien algunas especies son difíciles de mantener en colecciones biológicas.

Generalmente, la concentración de organismos en las muestras de campo es baja, no permitiendo recoger toda la diversidad mediante la toma de una sola muestra en origen, ni de una sola alícuota en el montaje en un portaobjetos. Para evitar sobreesfuerzos en la observación se recomienda entonces la concentración de las muestras, previa observación microscópica, bien mediante la sedimentación de las mismas luego de la adición de Lugol <sup>(67)</sup> o bien aprovechando la capacidad de flotación natural de las cianobacterias (técnica de flotación) <sup>(37, 68, 69)</sup>. Es bien conocida, además, la técnica de Utermöhl <sup>(67)</sup> que permite, además, una cuantificación precisa de las cianobacterias. Un aspecto relevante es la importancia de tomar medidas adecuadas para la protección del personal que realiza los muestreos y análisis, dada la toxicidad de algunas especies.

Según Komárek et al. (2014) las cianobacterias son algas procariontes oxifototróficos clasificadas en el reino Eubacteria, pertenecientes a ocho órdenes<sup>(70)</sup>, en su nuevo sistema de clasificación taxonómica basado en análisis filogenéticos y patrones ultraestructurales de los tilacoides: <sup>1</sup>**Gloeobacterales**, orden que contiene solo un género típico (*Gloeobacter*), y que según estudios filogenéticos tiene la posición basal más temprana<sup>(71)</sup>, los demás grupos han dado diversos resultados. Este es, además, el único género de las cianobacterias que carece de tilacoides. <sup>2</sup>**Synechococcales**: con más de 70 géneros tanto unicelulares (coloniales) como filamentosos,

los que tienen en común la presencia de tilacoides parietales. <sup>3</sup>**Spirulinales:** orden que se caracteriza por tricomas en espiral, regularmente como tornillos. <sup>4</sup>**Chroococcales:** cianobacterias unicelulares o coloniales, o en filamentos no verdaderos. Con frecuencia las colonias forman revestimientos gelatinosos, no tienen heterocistos, presentan una disposición de tilacoides mas o menos irregulares (es decir, se excluyen aquellas con tilacoides parietales que fueron incluidos en Synechococcales).

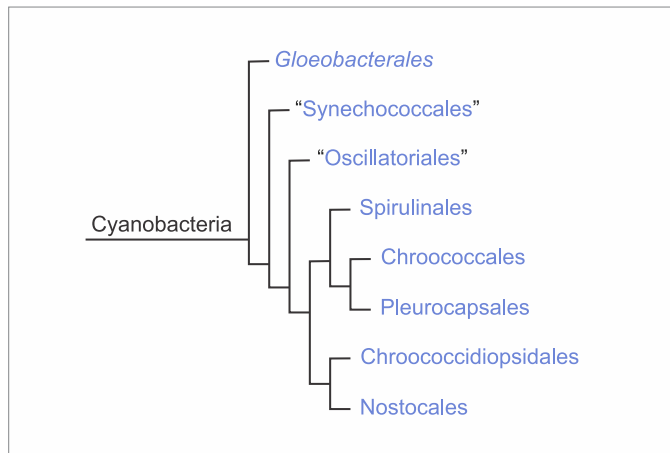
Otro orden que se incluye es el de las <sup>5</sup>**Pleurocapsales:** grupo monofilético basado en las secuencias disponibles. Incluye géneros como *Pleurocapsa*, *Cyanoderma*, *Cyanosaccus*, *Ercegovicia*, *Pascherinema* y *Podocapsa*. <sup>6</sup>**Oscillatoriales:** orden que incluye los taxones filamentosos con una citología más complicada (tilacoides radiales, fasciculados o irregulares), incluyendo también formas cocoides. No incluye taxones filamentosos de tricomas relativamente estrechos y tilacoides parietales (Synechococcales, Spirulinales). Incluye numerosos géneros de amplia distribución, entre los que destacan *Oscillatoria* y *Phormidium*.

El orden <sup>7</sup>**Chroococciopsidales** contiene un solo género (*Chroococciopsis*), que generalmente vive en hábitats extremos; asociado previamente con el orden Pleurocapsales. Y por último, el orden <sup>8</sup>**Nostocales**, representado por un grupo monofilético grande de cianobacterias filamentosas, que poseen el talo diversificado, y células especializadas (heterocistos, acinetos). Contiene tipos ramificados y no ramificados isopolares, falsos o verdaderos. Algunos filamentos de escasas familias tienen una estructura heteropolar.

No obstante, la filogenia de las cianobacterias aún no está consensuada, muchos autores se unen a uno u otro criterio o tratan de ser conservadores al ubicar en uno u otro orden o familia. Existen otros estudios y criterios taxonómicos reconocidos, que han sido considerados por diferentes autores en sus sistemas de clasificación <sup>(18, 37)</sup>, pero hay mucha dinámica en estos estudios. Por ejemplo, Cavallier Smith (2002 y 2004) distingue el orden Stigonematales, el que corresponde a una agrupación polifilética <sup>(72)</sup>; y ya en 2014, las Stigonematales se incluyen dentro de las Nostocales <sup>(73)</sup>. Una versión sobre las relaciones filogenéticas sobre la base de secuencias moleculares se presenta en la figura 1, <sup>(74)</sup> reconociéndose que los grupos en comillas figuran como parafiléticos (Oscillatoriales y Synechococcales).

## Figura 1

Relaciones filogenéticas sobre la base de secuencias moleculares. <sup>(74)</sup>



La taxonomía de las cianobacterias está actualmente en revisión y aunque en las bases de datos existentes existe información actualizada, hay obras impresas que aún siguen la nomenclatura botánica propuesta por Cavalier-Smith en 2002<sup>(75)</sup> (Figura 2), sin considerar las actualizaciones sugeridas por revisiones recientes, como la inclusión del orden Pseudanabaenales<sup>(40)</sup>.

## Reino Monera

### Figura 2

Taxonomía de las cianobacterias según Cavalier-Smith (2002). <sup>(75)</sup>

- Subreino Negibacteria
  - Infrareino Glycobacteria
    - División **Cyanobacteria**
      - Subdivisión Gloeobacteria
        - Clase Gloeobacteria
          - Orden Gloeobacterales
      - Subdivisión Phycobacteria (clase Cyanophyceae en otros sistemas)
        - Clase Chroobacteria
          - Orden Chroococcales
            - Unicelulares o coloniales con pocas células. Grupo heterogéneo. Algunos ejemplos son Chroococcus, Microcystis (colonias irregulares), Eucapsis (colonias cúbicas), Merispopedia (colonias planas)
          - Orden Pleurocapsales
          - Orden Oscillatoriales - Oscillatoria, Spirulina
        - Clase Hormogoneae
          - Orden Nostocales - Nostoc, Anabaena
          - Orden Stigonematales

Sin embargo, hay dos tendencias marcadas: la utilización de los criterios anteriores y la actualización de la taxonomía disponible en *Algae Base*, la que sirve de referencia a muchos investigadores en la actualidad para realizar clasificación taxonómica de sus hallazgos y será usada en este catálogo.

## ESPECIFICIDADES DE ESTE CATÁLOGO

Este catálogo se ha estructurado según la propuesta sistemática de Komárek et al., 2014, asumida en Guiry & Guiry (2016). Para facilitar su localización en el texto, la ordenación de las diferentes familias, géneros y especies se ha llevado a cabo alfabéticamente.

El mismo permite conocer las especies de cianobacterias más habituales o relevantes para algunos ecosistemas del Oriente de Cuba y Camagüey. Se ha incluido por su interés el indicativo de la toxicidad. En este se especifica orden, clase y familia. Los taxones marcados con **asterisco (\*) no están reportados para Cuba en el catálogo publicado por Comas (2009)**. Aquellas **potencialmente tóxicas se resaltan en rojo**; con un **signo (+)** aparecen **las especies involucradas en floraciones algales nocivas en los muestreos realizados** y, por último, la letra **(d)** indica que la especie es fijadora de nitrógeno. *Aphanocapsa* y *Aphanothecce* spp. han sido incluidas, si bien existe gran dificultad de observación e identificación, y en algunos catálogos se ha preferido omitirlas<sup>(37)</sup>. Los textos subrayados indican la existencia de figuras conexas, especificándose siempre el número como supraíndice.

Se discute el potencial tóxico de determinadas especies; sin embargo, considerando el impacto negativo que estas pueden ocasionar se recomienda tener en cuenta el **principio precautorio** a la hora de asignar toxicidad potencial, o al observar una discoloración de las aguas, aún cuando no se tenga certeza del microorganismo involucrado. Ante la duda se deben consultar especialistas, y considerar que la especie es potencialmente tóxica hasta que no se demuestre lo contrario.

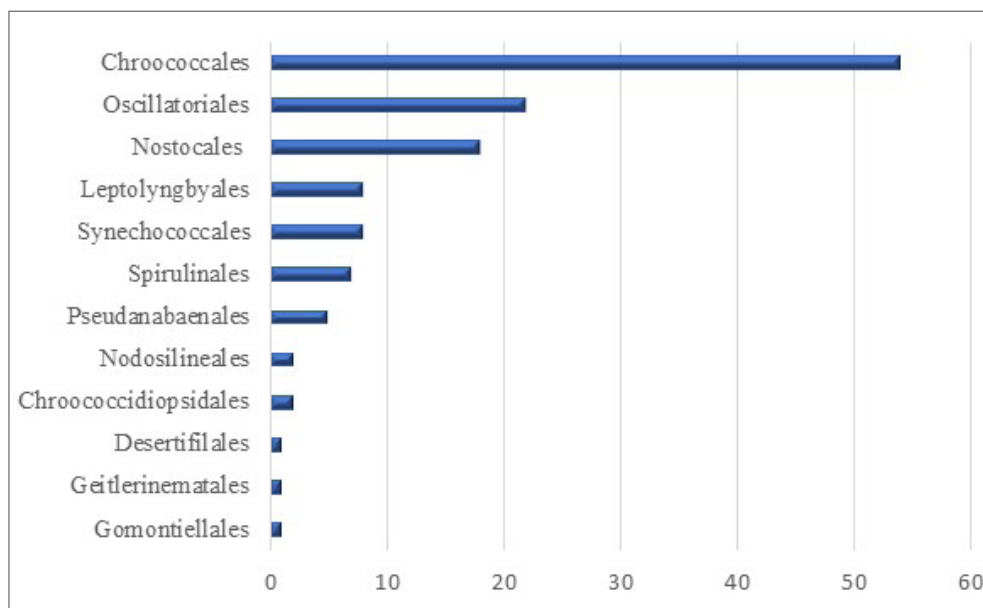
El presente catálogo incluye 139 especies pertenecientes a 12 órdenes, 23 familias y 53 géneros. Los órdenes mejor representados son Chroococ-

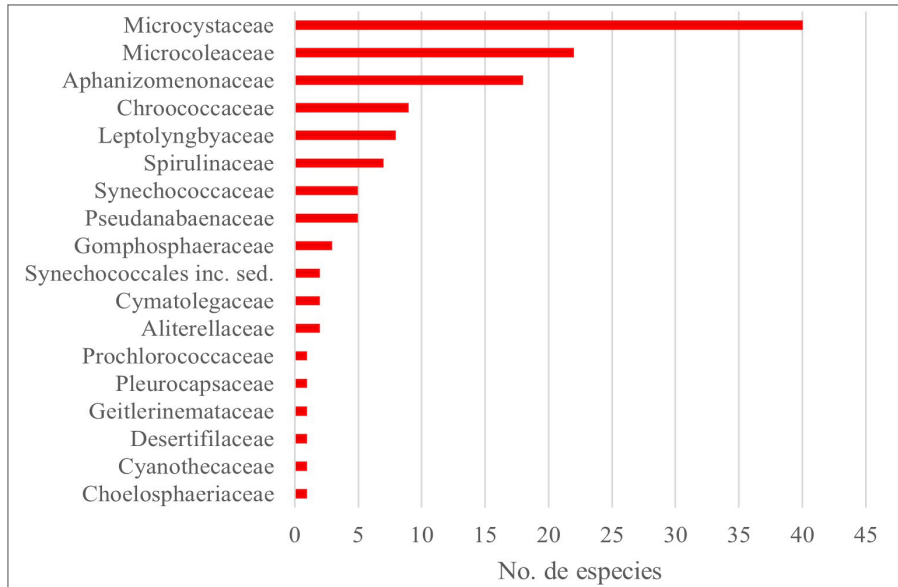
cales; Nostocales y Oscillatoriales (Figura 3); mientras que las familias más diversas fueron: Microcystaceae, Microcoleaceae, y Aphanizomenonaceae; 75 especies constituyen nuevos reportes de localidad (54% del total), existiendo un porcentaje de coincidencias del 46% (64 especies) con Comas (2009) quien reporta 141 especies de cianobacterias<sup>(18)</sup>, de estas solo 24 (17%) para ecosistemas del Oriente de Cuba y Camagüey.

Se reportan, además, 40 especies potencialmente tóxicas que representan el 29% del total; y 27 especies son diazótroficas y 26 formadoras de floraciones. La especie con una presencia espacio temporal más frecuente fue *Microcystis flos-aquae*, reportada en todas las provincias orientales y Camagüey. A continuación, se presenta una tabla resumen de este catálogo (Tabla 1) y la información detallada del listado de especies (Tabla 2).

### Figura 3

Número de especies por órdenes.



**Figura 4***Número de especies por familias.***Tabla 1***Resumen del catálogo.*

Orden/ Subclase	Familia/ Subclase	Especies
<b>Chroococcales</b>	Chroococcaceae	9
	Choelosphaeriaceae	1
	Microcystaceae	40
	Gomphosphaeraceae	3
	Pleurocapsaceae	1
<b>Chroococciopsidales</b>	Aliterellaceae	2
<b>Gomontiellales</b>	Cyanothecaceae	1
<b>Synechococcales</b>	Synechococcaceae	5
	Synechococcales <i>inc. sed.</i>	2
	Prochlorococcaceae	1
<b>Nostocales</b>	Aphanizomenonaceae	18
<b>Oscillatoriales</b>	Microcoleaceae	22
<b>Geitlerinematales</b>	Geitlerinemataceae	1
<b>Leptolyngbyales</b>	Leptolyngbyaceae	8
<b>Spirulinales</b>	Spirulinaceae	7
<b>Desertifilales</b>	Desertifilaceae	1
<b>Pseudanabaenales</b>	Pseudanabaenaceae	5
<b>Nodosilineales</b>	Cymatolegaceae	2

**Tabla 2**

Listado detallado de especies por órdenes, familias y géneros.

Órdenes	Familias	Géneros	Especies	Tóxicas del género
Chroococcales	Chroococcaceae	<i>Chroococcus</i>	<i>Chroococcus deltoides</i>	
			* <i>Chroococcus dispersus</i>	
			<i>Chroococcus limneticus</i>	
			<i>Chroococcus minutus</i>	
			* <i>Chroococcus turgidus</i>	
			* <i>Chroococcus</i> sp.	
		<i>Cyanokybus</i>	<i>Cyanokybus venezuelae</i>	
		<i>Cyanosarcina</i>	* <i>Cyanosarcina</i> sp.	
			* <i>Cyanosarcina thalassia</i>	
		Choelosphaeriaceae	<i>Woronichinia</i>	<i>Woronichinia fremyi</i>
	Microcystaceae	<i>Aphanocapsa</i>	<i>Aphanocapsa elachista</i>	microcistinas y lipopolisacáridos
			<i>Aphanocapsa incerta</i>	
			* <i>Aphanocapsa delicatissima</i>	
			* <i>Aphanocapsa marina</i>	
			* <i>Aphanocapsa minuta</i>	
		<i>Anacystis</i>	* <i>Anacystis microsphaeria</i>	
			* <i>Aphanothece clathrata</i>	
		<i>Aphanothece</i>	<i>Aphanothece comasii</i>	
			* + <i>Aphanothece minutissima</i>	
			* <i>Aphanothece</i> sp.	
			<i>Aphanothece variabilis</i>	
		<i>Coelosphaerium</i>	<i>Coelosphaerium aerugineum</i>	hepatotoxinas, neurotoxinas
			<i>Coelosphaerium kuetzingianum</i>	
		<i>Coelomoron</i>	<i>Coelomoron microcystoides</i>	
			<i>Coelomoron tropicale</i>	
		<i>Cyanotetras</i>	<i>Cyanotetras crucigenielloides</i>	
		<i>Eucapsis</i>	* <i>Eucapsis</i> sp.	
		<i>Gloeothece</i>	* <i>Gloeothece palea</i>	
		<i>Merismopedia</i>	<i>Merismopedia convoluta</i>	
			<i>Merismopedia glauca</i>	
	* <i>Merismopedia marsonii</i>			
	<i>Merismopedia punctata</i>			
<i>Merismopedia tenuissima</i>				
<i>Microcystis</i>	+ <i>Microcystis panniformis</i>	microcistinas		
	+ <i>Microcystis aeruginosa</i>			
	* + <i>Microcystis botrys</i>			
	<i>Microcystis comperei</i>			
	* + <i>Microcystis flos-aquae</i>			
	* <i>Microcystis ichthyoblabe</i>			
	* + <i>Microcystis viridis</i>			
	+ <i>Microcystis wesenbergii</i>			
	<i>Microcystis novacekii</i>			
	* <i>Microcystis protocystis</i>			
* + <i>Microcystis</i> sp.				
<i>Radiocystis</i>	* <i>Radiocystis geminata</i>			
	* <i>Radiocystis</i> sp.			



		<i>Snowella</i>	<i>Snowella lacustris</i> * <i>Snowella</i> sp.	hepatotoxinas
		<i>Synechocystis</i>	+ <i>Synechocystis aquatilis</i> * <i>Synechocystis</i> sp.	microcistinas
	Gomphosphaeraceae	<i>Gomphosphaeria</i>	<i>Gomphosphaeria aponina</i>	
			<i>Gomphosphaeria multiplex</i> * <i>Gomphosphaeria</i> sp.	
	Pleurocapsaceae	<i>Stanieria</i>	<i>Stanieria cyanosphaera</i>	
Chroococciopsidales	Aliterellaceae	<i>Gloeocapsa</i>	* <i>Gloeocapsa conglomerata</i> * <i>Gloeocapsa</i> sp.	
Gomontiellales	Cyanothecaceae	<i>Cyanothece</i>	<i>Cyanothece aeruginosa</i>	
Synechococcales	Synechococcaceae	<i>Rhabdogloea</i>	<i>Rhabdogloea subtropica</i>	
			* <i>Synechococcus elongatus</i>	toxina hemolítica
		<i>Synechococcus</i>	<i>Synechococcus nidulans</i>	
			<i>Synechococcus marinus</i> * + <i>Synechococcus</i> sp.	
	Synechococcales inc. sed. <sup>1</sup>	<i>Jaaginema</i>	<i>Jaaginema neglectum</i> * <i>Jaaginema minima</i>	
	Prochlorococcaceae	<i>Cyanobium</i>	<i>Cyanobium gracile</i>	
Nostocales	Aphanizomenonaceae	<i>Anabaena</i>	<sup>d</sup> <i>Anabaena austroafricana</i>	anatoxinas, microcistinas, saxitoxinas, cilindrospermopsinas
			* <sup>d</sup> <i>Anabaena circinalis</i>	
			* <sup>d</sup> <i>Anabaena flos-aquae</i> f. <i>typica</i>	
			* + <sup>d</sup> <i>Anabaena lemmermannii</i>	
			* <sup>d</sup> <i>Anabaena lemmermannii</i> var. <i>minor</i>	
			* <sup>d</sup> <i>Anabaena maxima</i>	
			+ <sup>d</sup> <i>Anabaena torques-reginae</i>	
			* <sup>d</sup> <i>Anabaena torulosa</i> * <sup>d</sup> <i>Anabaena crassa</i>	
		<i>Aphanizomenon</i>	* + <sup>d</sup> <i>Aphanizomenon flos-aquae</i>	anatoxinas, microcistinas, saxitoxinas, cilindrospermopsinas
			* + <sup>d</sup> <i>Aphanizomenon gracile</i>	
			+ <sup>d</sup> <i>Aphanizomenon volzii</i>	
			* + <sup>d</sup> <i>Aphanizomenon</i> sp.	
		<i>Cylindropermopsis</i>	* + <sup>d</sup> <i>Cylindropermopsis curvispora</i>	saxitoxinas, cilindrospermopsinas
			<sup>d</sup> <i>Cylindropermopsis philippinensis</i>	
			+ <sup>d</sup> <i>Cylindropermopsis raciborskii</i> * + <sup>d</sup> <i>Cylindropermopsis</i> sp.	
	<i>Cylindropermum</i>	<sup>d</sup> <i>Cylindropermum majus</i>		
Nodulariaceae	<i>Gloeotrichia</i>	<i>Gloeotrichia pilgeri</i>		
		<sup>d</sup> <i>Raphidiopsis curvata</i>	anatoxinas, saxitoxinas, cilindrospermopsinas	
		<i>Raphidiopsis</i> sp.		
	<i>Anabaenopsis</i>	+ <sup>d</sup> <i>Anabaenopsis tanganyikae</i>		
Nostocaceae	<i>Nostoc</i>	* <sup>d</sup> <i>Nostoc commune</i>		
		* <sup>d</sup> <i>Nostoc</i> sp.		
Leptobasaceae	<i>Fortia</i>	<i>Fortia monilispota</i>		
Rivulariaceae	<i>Calothrix</i>	* <sup>d</sup> <i>Calothrix crustacea</i>		
		* <sup>d</sup> <i>Calothrix</i> sp. <sup>d</sup> <i>Calothrix viguieri</i>		

1 La expresión latina incertae sedis se usa en taxonomía para señalar la incapacidad para ubicar exactamente un taxón (por ejemplo, una especie o género) dentro de la clasificación. Se abrevia comúnmente como inc. sed.

Oscillatoriales	Microcoleaceae	<i>Arthrospira</i>	<i>Arthrospira fusiformis</i>	
			<i>Arthrospira maxima</i>	
		<i>Lyngbyopsis</i>	<i>Lyngbyopsis willii</i>	
		<i>Microcoleus</i>	* <i>Microcoleus autumnalsi</i>	anatoxinas
		<i>Planktothrix</i>	<i>Planktothrix agardhii</i>	anatoxinas, microcistinas y saxitoxinas
			* <i>Planktothrix</i> sp.	
			* + <i>Planktothrix rubescens</i>	
		<i>Tychonema</i>	* <i>Tychonema bornetii</i>	
		<i>Lyngbya</i>	<i>Lyngbya major</i>	dermatotoxinas, lynbyatoxinas, aplysiatoxinas
			* <i>Lyngbya majuscula</i>	
			* <i>Lyngbya</i> sp.	
		<i>Oscillatoria</i>	<i>Oscillatoria agardhii</i>	microcistinas, anatoxinas, lipopolisacáridos, BMAA (beta-metilamino-L-alanina)
			* <i>Oscillatoria nigroviridis</i>	
			* <i>Oscillatoria chalybea</i>	
			* <i>Oscillatoria formosa</i>	
* + <i>Oscillatoria limosa</i>				
<i>Oscillatoria princeps</i>				
* <i>Oscillatoria thiebautii</i>				
* <i>Oscillatoria tenuissima</i>				
* <i>Oscillatoria rubescens</i>				
<i>Oscillatoria sancta</i>				
* + <i>Oscillatoria</i> sp.				
Geitlerinematales	Geitlerinemataceae	<i>Geitlerinema</i>	+ <i>Geitlerinema splendidum</i>	
Leptolyngbyales	Leptolyngbyaceae	<i>Leptolyngbya</i>	<i>Leptolyngbya boryana</i>	
			<i>Leptolyngbya foveolarum</i>	
			<i>Leptolyngbya nostocorum</i>	
			* <i>Leptolyngbya</i> sp.	
		<i>Planktolyngbya</i>	<i>Planktolyngbya circumcreta</i>	
+ <i>Planktolyngbya limnetica</i>				
* <i>Planktolyngbya lacustris</i>				
	Phormidiaceae	<i>Pseudoscillatoria</i>	* <sup>d</sup> <i>Pseudoscillatoria</i> sp.	
Spirulinales	Spirulinaceae	<i>Spirulina</i>	<i>Spirulina major</i>	
			<i>Spirulina</i> cf. <i>meneghiniana</i>	
			<i>Spirulina subsalsa</i>	
			<i>Spirulina laxissima</i>	
			* <i>Spirulina maxima</i>	
			* <i>Spirulina princeps</i>	
		<i>Glaucospira</i>	* <i>Glaucospira agilissima</i>	
Desertifilales	Desertifilaceae	<i>Roseofilum</i>	* <sup>d</sup> <i>Roseofilum reptotaenium</i>	
Pseudanabaenales	Pseudanabaenaceae	<i>Limnothrix</i>	* <i>Limnothrix</i> sp.	microcistinas
			* <i>Limnothrix redekei</i>	
		<i>Pseudanabaena</i>	<i>Pseudanabaena catenata</i>	
			+ <i>Pseudanabaena limnetica</i>	
		* <i>Pseudanabaena moniliformis</i>		
Nodosilineales	Cymatolegaceae	<i>Cyanodictyon</i>	* <i>Cyanodictyon imperfectum</i>	
		<i>Romeria</i>	* <i>Romeria simplex</i>	

\*: No reportadas en el catálogo de Comas (2009); letras rojas: especies tóxicas; +: especies formadoras de floraciones; d: nitro fijadoras.

# CYANOPROKARYOTA

## CLASE CYANOPHYCEAE

### ORDEN CHROOCOCCALES, R. VON WETTSTEIN 1923, RABERHORST, 1863

#### Familia Chroococcaceae Nägeli 1849

##### *Chroococcus* Nägeli 1849

- *Chroococcus deltoides* Komárek & Novelo, 1994. Especie pantropical en el metafiton y perifiton de pantanos y embalses. **Localidades:** Desembocadura del Río Cauto, Cautillo, **Granma**; zona de manglares en San Miguel de Paradas, Bahía de Santiago de Cuba, **Santiago de Cuba** y Bahía de Guantánamo, **Guantánamo**.
- \* *Chroococcus dispersus* (Keissler) Lemmermann, 1904. (Sin. homotípicos= *C. minor* var. *dispersus* Keissler 1902; *Gloeocapsa menor* f. *dispersa* (Keissler) Hollerbach 1938), (Sin. Heterotípico= *C. limneticus* var. *subsalsus* Lemmeermann 1901. **Localidades:** Río San Juan y embalse Paradas, **Santiago de Cuba**.
- *Chroococcus limneticus* Lemmermann 1898. Nombre actual: *Limnococcus limneticus* (Lemmermann) Komárková, Jezberová, O. Komárek & Zapomelová 2010) (Sin. heterotípicos= *C. helveticus* f. *major* Lagerheim ex Forti 1907; *Anacystis thermalis* f. *major* (Lagerheim) Drouet & Daily 1956). Especie cosmopolita en el plancton de lagunas, pantanos y secundariamente en ríos. De amplia distribución y con preferencia en ambientes eutróficos. **Localidades:** Embalses Hatillo, Chalóns, Charco Mono, Paradas y Joturo, Bahía de Santiago de Cuba, **Santiago de Cuba**; Cautillo, **Granma**; Moa y Gibara, Guisa, **Holguín**. Sobre corales sanos, bioerosionados, con banda blanca y/o blaquedos sobre de los géneros *Millepora*, *Porites*, *Diploria* y *Montastraea*, en biotopos de camellón y plano rocoso en el litoral de Santiago de Cuba; en Siboney y Aguadores, respectivamente, **Santiago de Cuba**

- ***Chroococcus minutus*** (Kützing) Nägeli 1849. (Sin. homotípicos= *Protococcus minutus* Kützing 1843; *Gloeocapsa minuta* (Kützing) Hollerbach 1936) (Sin. heterotípicos= *C. virescens* Hantzsch 1865; *Gloeocapsa minuta* f. típico Hollerbach 1938). Conocida principalmente para las zonas templadas; pero probablemente cosmopolita. **Localidades:** Embalse Joturo, **Santiago de Cuba**.
- \* ***Chroococcus turgidus*** (Kützing) Nägeli 1849. (Sinon. homotípicos= *Protococcus turgidus* Kützing 1846; *Gloeocapsa turgida* (Kützing)) (Sinon. heterotípico= *Gloeocapsa turgida* f. típico Hollerbach 1938). **Localidades:** Abrevadero agroecosistema ganadero, **Las Tunas**. Embalse Mícara, **Santiago de Cuba**.
- \* ***Chroococcus* sp.** **Localidad:** Bahía de Santiago de Cuba, Microembalse La Campana, **Santiago de Cuba**; embalse Bueycito, **Granma**.

#### ***Cyanokybus* Schiller 1956**

- ***Cyanokybus venezuelae*** Schiller, 1956. Especie del plancton y metafiton de pantanos y charcos costeros del Caribe. **Localidades:** Abrevadero Agroecosistema ganadero, **Las Tunas**.

#### ***Cyanosarcina* Kovacik 1988**

- \* ***Cyanosarcina* sp.** Especie del plancton y metafiton de pantanos y charcos costeros del Caribe. **Localidades:** Abrevadero Agroecosistema ganadero, **Las Tunas**; válvula de salida de filtro de agua, reparto Sueño, **Santiago de Cuba**.
- \* ***Cyanosarcina thalassia*** Anagnostidis & Pantazidou 1991. **Localidad:** Sobre corales sanos de los géneros *Millepora*, *Porites*, *Diploria* y *Montastraea*, en biotopos de camellon y plano rocoso en el litoral de Santiago de Cuba; en Siboney y Aguadores, respectivamente. **Santiago de Cuba**.

### **Familia Choelosphaeriaceae, Elenkin 1933**

#### ***Woronichinia* Elenkin 1933**

- ***Woronichinia fremyi*** (Komárek) Komárek & Hindák 1988 (Sin. = *Gomphosphaeria fremyi* Komárek 1984). Especie planctónica de acuatorios tropicales levemente eutróficos. **Localidades:** Embalses Charco Mono, **Santiago de Cuba**; reservorio en Cacocún, **Holguín**.

## Familia Microcystaceae Elenkin 1993<sup>2</sup>

### *Aphanocapsa* Nägeli 1849<sup>3</sup>

- *Aphanocapsa elachista* W. & G. S. West, 1894. Especie común en el plancton de acuatorios eutróficos del trópico. **Localidades:** Embalse Cauto El Paso, **Granma**.
- *Aphanocapsa incerta* (Lemm.) Cronberg & Kom. 1994 (Sin.= *Microcystis incerta* (Lemm.) Lemm. 1907) Común en el plancton de acuatorios eutróficos, cosmopolita. **Localidades:** Embalses Carlos Manuel de Céspedes, Gota blanca, Gilbert, Chalóns, Joturo, Charco Mono y Mícará, **Santiago de Cuba**; Moa, Nipe y Gibara, **Holguín**. Paso Malo, **Granma**; La Yaya, Jaibo, Los Plátanos, Río Guaso, **Guantánamo**.
- \* *Aphanocapsa delicatissima* West & G.S. West, 1912. (Sin. = *Microcystis pulvereae* f. *delicatissima* (West & G.S. West) Elenkin 1938; *M. delicatissima* (West & G.S. West) Starmach 1966). Especie con una amplia distribución probable en aguas eutróficas (Cronberg & Annadotter, 2006). **Localidades:** Embalses Chalóns, Charco Mono y Paradas, **Santiago de Cuba**. Embalse Cauto El Paso, **Granma**. Laguna San Blas y embalse Las Margaritas, **Camagüey**.
- \* *Aphanocapsa marina* Hansgirg, 1890. (Sin. homotípicos= *Anacystis marina* (Hansgirg) Drouet & Daily 1948, *Microcystis marina* (Hansgirg) Kossinskaja 1948, *Microcystis marina* (Hansgirg) P.C. Silva 1996). **Localidades:** Sobre corales de los géneros *Agaricia*, *Montastraea*, *Siderastrea* con banda blanca o blanqueamiento en biotopos de camellón y plano rocoso, en Siboney y Aguadores, respectivamente, **Santiago de Cuba**.
- \* *Aphanocapsa minuta* (Kylin) Witton 2011. (Sin. = *Microcystis minuta* Kylin 1937). Las colonias son planctónicas. Probablemente con una distribución mundial amplia; se ha encontrado en los cuerpos de agua eutróficos. **Localidades:** Embalses Charco Mono, Chalóns, Paradas, Gota Blanca, **Santiago de Cuba**.

2 Previamente ubicado en la familia Synechococcaceae - Komárek, J. en: Wher y Sheath, 2003, luego en la familia Aphanothecaceae, Komárek 2014.

3 Para el género se describe la producción de **microcistinas** y **lipopolisacáridos**

***Anacystis* Meneghini 1837**

- \* *Anacystis microsphaeria* N.L. Gardner 1927. **Localidades:** Río San Juan, Bahía de Santiago de Cuba; embalses Paradas, Charco Mono y Chalóns, **Santiago de Cuba**. Río Miel, Baracoa, **Guantánamo**.

***Aphanothece* Nägeli 1849 nom. cons.<sup>4</sup>**

- \* *Aphanothece clathrata* West & G.S. West, 1906. (Sin.<sup>5</sup> = *A. gracilis* J. Schiller 1954) Especie planctónica; común en lagos someros mesotróficos y/o eutróficos de zonas templadas y tropicales. **Localidades:** Embalses Carlos Manuel de Céspedes, Paradas, Mícara y Chalóns; Bahía de Santiago de Cuba, **Santiago de Cuba**; Bio, Moa, Gibara y Camazán, **Holguín**; Los Plátanos, **Guantánamo**. Embalse Paso Malo y Cautillo, **Granma**.
- *Aphanothece comasii* Kom-Legn. & Tavera, 1996. Especie presente en el plancton y metafiton en lagunas y pantanos de Cuba y del Este de México. **Localidades:** Laguna San Blas, **Camagüey**.
- \* + *Aphanothece minutissima* (West) J. Komárková-Legnerová & G. Cronberg, 1994. Especie común en cuerpos de agua eutróficos, en zonas templadas, reportadas en ambientes tropicales. No reportadas con antelación para Cuba. **Localidades:** Embalse Paradas, Charco Mono, Carlos Manuel de Céspedes, Gilbert, Hatillo, Joturo, Mícara, Gota Blanca y Chalóns; Río San Juan, Bahía de Santiago de Cuba. Suelo y rizosfera de plántulas de *Carica papaya*, reservorio de agua para el riego en la Biofábrica de Santiago de Cuba, Pozos San Juan. Toma de planta potabilizadora de agua en el poblado del Caney, **Santiago de Cuba**; Embalse Cautillo, Paso Malo, Guisa, Bueycito, **Granma**; La Yaya, Clotilde, Jaibo, Los Plátanos **Guantánamo**; Moa, Camazán y Gibara, **Holguín**.
- \* *Aphanothece* sp. Especie plantónica, común en lagos templados y tropicales someros de mesotróficos a eutróficos. **Localidades:** Embalses: Carlos Manuel de Céspedes, Gilbert, Joturo, Chalóns, **Santiago de Cuba**; Cautillo, **Granma**; La Yaya, Clotilde y Jaibo, Embalse Paradas, **Guantánamo**.

4 En nomenclatura taxonómica nomen conservandum (nombre conservado).

5 Sinonimia

- *Aphanothece variabilis* (J. Schiller) Komárek 1995 (Sin. = *Cyanogastrum variabile* Schiller 1956). Presente en pantanos costeros del Caribe, también en Brasil. **Localidades:** Laguna de Baconao (Laguneta), Bahía de Santiago de Cuba, **Santiago de Cuba**.

#### ***Coelosphaerium* Nägeli 1849**

- *Coelosphaerium aerugineum*. Lemm., 1898. **Localidades:** Bahía de Santiago de Cuba, embalses Chalóns y Paradas, **Santiago de Cuba**.
- *Coelosphaerium kuetzingianum* Näg. 1849. Planctónica de aguas mesotróficas, no muy común, probablemente cosmopolita; pero más frecuente en las regiones tropicales (Komárek, 1989). Se asocia a la producción de **hepatotoxinas y neurotoxinas**. Localidad: embalses Gota Blanca, Mícara, Charco Mono y Paradas, **Santiago de Cuba**.

#### ***Coelomoron* Buell 1938**

- *Coelomoron microcystoides* Komárek 1988. Especie tropical del plancton y metafiton de acuatorios con abundante vegetación acuática (Cuba, México y S. África) y zonas lacustres<sup>(9,91)</sup>. Localidades: Embalses Cautillo y Paso Malo, **Granma**. La Yaya, **Guantánamo**.
- *Coelomoron tropicale* Senna *et al.*, 1998. Especie plánctonica presente en acuatorios eutróficos. **Localidades:** Laguna Baconao, **Santiago de Cuba**<sup>6</sup>.

#### ***Cyanotetras* Hindák 1988**

- *Cyanotetras crucigenielloides* Komárek 1995. Especie presente en el metafiton de aguas dulces. Reportada para Cuba y México. Localidades: Laguna San Blas, **Camagüey**; Embalses Paradas, Mícara, Chalóns, Pozo Municipio II Frente, Río Baconao, Río Dos Bocas, Río San Juan. **Santiago de Cuba**.

#### ***Eucapsis* Clements & Shantz 1909**

- \* *Eucapsis* sp. **Localidades:** Embalses Paradas, Gota Blanca, Baraguá, Céspedes, Charco Mono y Chalóns, Joturo, **Santiago de Cuba**; Camazán, Bio, **Holguín**.

<sup>6</sup> Existen reportes previos en este sitio por Comas (2005, 2009)

***Gloeothece* Nägeli 1849**

- \* ***Gloeothece palea*** (Kützing) Nägeli, 1849. (Sin. = *Gloeocapsa palea*). **Localidades:** Embalses Paradas y Chalóns, Santiago de Cuba. Abrevadero para el ganado, **Las Tunas**.

***Merismopedia* Meyen 1839**

- ***Merismopedia convoluta*** Bréb. in Kütz. 1849 (Sin. homotípico= *Pseudoholopedia convoluta* (Kützing) Elenkin 1936) (Sin. heteritípico= *Merismopedia willei* N.L. Gardner 1927). Presente en el metafiton de aguas estancadas, cosmopolita; pero más distribuida en el trópico. **Localidades:** reservorios de aguas en fincas de Guantánamo, Municipio Manuel Tames. Embalses Jaibo y la Yaya, **Guantánamo**. Río San Juan y Embalse Chalóns y Paradas, **Santiago de Cuba**.
- ***Merismopedia glauca*** (Ehrenb.) Kütz. 1845. Presentes en el metafiton y en el bentos, en aguas estancadas no contaminadas o contaminadas; pláncónica facultativa, cosmopolita. **Localidades:** Embalses Charco Mono, Chalóns, Mícará, Joturo, Baraguá, Paradas, Gota Blanca; Río San Juan, Río Cobre, Microembalse La Campana, **Santiago de Cuba**; Embalses Camazán y Bio, **Holguín**. Río Miel, Baracoa, Guantánamo.
- \* ***Merismopedia marsonii***. Lemm. 1900. **Localidades:** metafiton y bentos, en aguas estancadas Laguna San Blas, **Camaguey**.
- ***Merismopedia punctata*** Meyen, 1839. Habita en el plancton y metafiton de acuatorios mesotróficos **hasta eutróficos**, probablemente cosmopolita; pero más distribuida en las zonas cálidas. **Localidades:** Laguna San Blas, **Camaguey**; Embalses La Yaya, Clotilde, Los Plátanos y Embalse y Río Jaibo, **Guantánamo**. Embalses Charco Mono, Mícará, Joturo, Baraguá, Gota Blanca, **Santiago de Cuba**; Embalses Camazán, Nipe, Gibara y Bio, **Holguín**; Cautillo, Paso Malo, **Granma**. Epífita sobre *Ulva fasciata* y *U. rigida*, Bahía de Santiago de Cuba, Laguna de Baconao, **Santiago de Cuba**.
- ***Merismopedia tenuissima*** Lemm. 1898. Especie de acuatorios eutróficos lénticos, presente también en aguas salobres, probablemente cosmopolita. **Localidades:** Embalses La Yaya, Jaibo, **Guantánamo**.



***Microcystis* Kützing ex Lemmermann 1907 nom. cons.**

- + ***Microcystis aeruginosa*** (Kützing) Kütz. 1846. (Sin. homotípico= *Micraloa aeruginosa* Kützing 1833, *Diplocystis aeruginosa* (Kützing) Trevisan 1848, *Polycystis aeruginosa* (Kützing) Kützing 1849, *Clathrocystis aeruginosa* (Kützing) Henfrey 1856) (Sin. heterotípico: *Palmella cyanea* Kützing 1843, *Microcystis aeruginosa* f. *typica* Elenkin 1938, *Anacystis cyanea* (Kützing) F.E. Drouet & W.A. Daily 1952). Especie cosmopolita presente en el plancton de aguas dulces y salobres eutróficas, involucrada en floraciones. Se reporta como tóxica, asociada a la producción de **microcistinas**. Aparecen morfoespecies con modificaciones locales dependiendo de las condiciones ambientales. **Localidades:** Laguna de Baconao, Embalses Chalóns, Paradas, Charco Mono, Gota Blanca y Mícara, Microembalse La Campana, Río San Juan, Río Dos Bocas y abrevadero en agroecosistema San Gayetano, reservorio de almacenamiento de agua a cielo abierto en parcela experimental del CNEA<sup>7</sup>, Toma de planta potabilizadora de agua en el Caney, **Santiago de Cuba**; Embalse Cautillo, Guisa, **Granma**; Laguna San Blas<sup>8</sup>, Camagüey; Río Jaibo, embalses La Yaya, embalse Jaibo, río Guaso, reservorio en agroecosistema Villa Josefa, **Guantánamo**.
- \* + ***Microcystis botrys*** Teiling, 1942. Especie planctónica presente en lagos y lagunas eutróficas. Probablemente tiene una distribución cosmopolita (Crongberg y Annadotter, 2006). Es común en floraciones con otras especies del género. Se asocia a la producción de **microcistinas**. Es formadora de florecimientos en el agua junto con diferentes especies de *Microcystis* y ha sido encontrada en Viet-Nam<sup>(88)</sup>, Brasil<sup>(89)</sup>, el continente africano<sup>(90)</sup>, entre otros. **Localidades:** Embalse Mícara, Río San Juan, **Santiago de Cuba**.
- ***Microcystis comperei*** Kom. 1984. Especie planctónica, forma floraciones en acuatorios eutróficos e hipertróficos en la región del Caribe. **Localidades:** Embalses Carlos Manuel de Céspedes, Chalóns, Gota Blanca, Paradas; Joturo, Río San Juan, Río Sevilla, **Santiago de Cuba**. Embalse Guisa, **Granma**. Laguna San Blas, **Camagüey**. Río Miel, Baracoa, **Guantánamo**.

<sup>7</sup> CNEA: Centro Nacional de Electromagnetismo Aplicado.

<sup>8</sup> Asociada a un evento tóxico con muerte de peces, animales de vida libre, animales domésticos y presencia de lesiones dérmicas en humanos.

- \* + *Microcystis flos-aquae* (Wittrock) Kirchner, 1898. (Sin. = *M. aeruginosa* f. *flos-aquae* (Wittrock) Elenkin 1938 *sensu* Komárek 1984, *Polycystis flos-aquae*). Presente en aguas mesotróficas y eutróficas, a menudo formando floraciones con otras procariontas. Distribuida en zonas templadas y tropicales. Sus propiedades tóxicas aún están en discusión, pero algunos autores la asocian a la producción de **microcistinas**. **Localidades:** Embalses Hatillo, Mícará, Paradas, Gota Blanca y Chalóns, Río San Juan, **Santiago de Cuba**; Cautillo, **Granma**. Embalses Moa, Nipe y Gibara, **Holguín**. Laguna San Blas<sup>9</sup>, **Camagüey**; Río Jaibo, embalse La Yaya, **Guantánamo**. Abrevadero de ganado ovino-caprino municipio Jesús Menéndez, **Las Tunas**.
- \* *Microcystis ichthyoblabe* (G. Kunze) Kutzing, 1843. (Sin. = *Granularia ichthyoblabe* G. Kunze 1823, *Diplocystis ichthyoblabe* (G. Kunze) Trevisan 1848). **Localidad:** Embalses Parada y Mícará, **Santiago de Cuba**. Laguna San Blas<sup>10</sup>, **Camagüey**.
- + *Microcystis panniformis* Komárek, Komárková-Legnerová, Sant'Anna, M.T.P. Azevedo, & P.A.C. Senna 2002). Especie de agua dulce, planctónica, en Cuba componente importante de los florecimientos en acuatorios meso y levemente eutróficos, cosmopolita. Puede estar asociada a la producción de **microcistinas**. **Localidades:** Laguna de Baconao. Embalses Carlos Manuel de Céspedes, Paradas, Hatillo, Baraguá, Gota Blanca y Mícará, **Santiago de Cuba**; Gibara, Camazán, **Holguín**.
- \* + *Microcystis viridis* (A. Braun en Rabernhorst) Lemmermann 1903. Especie común en agua eutróficas interiores. Tiene una amplia distribución y se asocia a la formación de floraciones. Es productora de **microcistinas**. **Localidades:** Embalses Gilbert, Gota Blanca, Hatillo, Charco Mono, Chalóns, Paradas, Mícará, Joturo, Baraguá, Toma de planta potabilizadora de agua en el Caney, **Santiago de Cuba**; Camazán, **Holguín**, Cauto El Paso, Guisa, Bueycito y Cautillo, **Granma**. Laguna San Blas<sup>11</sup>, **Camagüey**. Río Miel, Baracoa, **Guantánamo**.

9 Asociada a un evento tóxico con muerte de peces, animales de vida libre, animales domésticos y presencia de lesiones dérmicas en humanos.

10 *Ibidem*

11 *Ibidem*

- + *Microcystis wesenbergii* (Kom.) Komárek in Kondrateva, 1968. Especie muy variable en dimensiones y morfología, común en el plancton de lagunas eutróficas, rara dominando en los florecimientos, cosmopolita, tóxica. Asociada a la producción de **microcistinas**. **Localidades:** Laguna de Baconao. Embalses Gilbert, Chalóns, Paradas, Mícara, Gota Blanca, **Santiago de Cuba**, Cauto El Paso, Bueycito y Cautillo, **Granma**.
- *Microcystis novacekii* (Kom.) Compère, 1974. Asociada a la producción de **microcistinas**. **Localidades:** Embalses Paradas y Chalóns, **Santiago de Cuba**.
- \* *Microcystis protocystis* Crow, 1923. **Localidades:** Laguna San Blas, **Camagüey**.
- \* + *Microcystis sp.* **Localidad:** Bahía de Santiago de Cuba; Río San Juan, Río Dos Bocas y embalses Paradas, Charco Mono y Mícara, Pozos San Juan, **Santiago de Cuba**. Abrevadero en agroecosistema ganadero, **Las Tunas**.

#### *Radiocystis* Skuja 1948

- *Radiocystis geminata* Skuja, 1948. **Localidad:** Embalse Paradas, Charco Mono, **Santiago de Cuba**.
- *Radiocystis sp.* **Localidad:** Sobre corales sanos de los géneros *Diploria* y *Acropora* en biotopo plano rocoso, Aguadores, **Santiago de Cuba**.

#### *Snowella* Elenkin 1938

- *Snowella lacustris* (Chod.) Kom. ♂ Hind. 1988. (Sin. homotípicos= *Gomphosphaeria lacustris* Chodat 1898, *Coelosphaerium lacustre* (Chodat) Ostenfel 1907). Plánctónica, característica de acuatorios lénticos desde meso hasta eutróficos, probablemente cosmopolita. Se relaciona con la producción de hepatotoxinas. **Localidades:** Río San Juan, Embalse Paradas, **Santiago de Cuba**.
- \* *Snowella sp.* **Localidad:** Embalse Chalóns, **Santiago de Cuba**.

#### *Synechocystis* Sauvageau 1892

- + *Synechocystis aquatilis* Sauvageau, 1892. Especie del plancton o metafiton de acuatorios eutróficos. Se asocia a la producción de **microcistinas**. **Localidades:** Embalses Gilbert, Charco Mono,

Chalóns, Paradas, Baraguá, Gota Blanca y Mícará, Microembalse La Campana, Pozos San Juan; Río Dos Bocas y agroecosistema Finca San Gayetano, reservorio de almacenamiento de agua a cielo abierto en parcela experimental del CNEA<sup>12</sup>, Toma de planta potabilizadora de agua en el Caney, **Santiago de Cuba**; Camazán, Bio, Moa, **Holguín**; Cauto El Paso, Bueycito, Cautillo, **Granma**; Clotilde, Los Plátanos, La Yaya, **Guantánamo**, Laguna San Blas<sup>13</sup>, **Camagüey**.

- \* ***Synechocystis sp.*** Sauvageau, 1892. Especie del plancton o metafiton de acuatorios eutróficos. Se asocia a la producción de **microcistinas**. **Localidades:** Bahía de Santiago de Cuba, Laguna de Baconao, **Santiago de Cuba**, Bahía de Guantánamo, reservorio en agroecosistema Villa Josefa, **Guantánamo**. Abrevadero agroecosistema ganadero, **Las Tunas**.

## Familia Gomphosphaeraceae Elekin 1933

### *Gomphosphaeria* Kützing 1836

- ***Gomphosphaeria aponina*** Kütz. 1836. Especie del metafiton en pantanos desde oligo hasta mesotróficos, también habita en el litoral de lagos y manantiales, raro en el plancton, conocida tanto para las zonas templadas y subtropicales de ambos hemisferios. **Localidades:** Pozo municipio II Frente, Embalse Charco Mono, embalse Paradas, **Santiago de Cuba**; pozo con intrusión salina; litoral ciudad de Baracoa, **Guantánamo**.
- ***Gomphosphaeria multiplex*** (Nyg.) Kom. 1989. En Cuba aparece en el metafiton de pantanos costeros, probablemente tropical. **Localidades:** Laguna Baconao (Laguneta), **Santiago de Cuba**.
- \* ***Gomphosphaeria sp.*** Localidades: Embalses Hatillo, Gota Blanca, Chalóns, Charco Mono y Paradas, **Santiago de Cuba**; Cauto El Paso, **Granma**. Abrevadero de agroecosistema ganadero, **Las Tunas**.

12 CNEA: Centro Nacional de Electromagnetismo Aplicado.

13 Asociada a un evento tóxico con muerte de peces, animales de vida libre, animales domésticos y presencia de lesiones dérmicas en humanos.

## Familia Pleurocapsaceae<sup>14</sup> Geitler 1925

### *Stanieria* Komárek & Anagnostidis 1986

- *Stanieria cyanosphaera* (Komárek & Hindák) Komárek & Anagnostidis 1986 (Sinon. homotípico= *Chroococcidiopsis cyanosphaera* Kom. & Hind. 1975) En el perifiton de pantanos alcalinos y en el litoral de lagunas de Cuba. **Localidades:** Embalse Baraguá, **Santiago de Cuba** y Bio, **Holguín**.

## ORDEN CHROOCOCCIDIOPSIDALES KOMÁREK, KAŠTOVSKÝ, J. MARES & J.R. JOHANSEN 2014

### Familia Aliterellaceae *J. Rigonato & al. 2016*

#### *Gloeocapsa* Kützing 1843

- \* *Gloeocapsa conglomerata* Kützing 1846. **Localidades:** Abrevadero de agroecosistema ganadero, **Las Tunas**.
- \* *Gloeocapsa* sp. **Localidades:** Río San Juan, embalses Paradas y Chalóns, Sierra Maestra y La Gran Piedra, **Santiago de Cuba**. Charcos naturales donde abrevan aves en zonas montañosas de Baracoa, Río Miel, Baracoa, **Guantánamo**.

## ORDEN GOMONTIELLALES STRUNECKY & MARES 2023

### Familia Cyanothecaceae Komárek, Kaštovský, Mareš & J.R. Johansen 2014

#### *Cyanothece* Komárek 1976

- *Cyanothece aeruginosa* (Nägeli) Komárek 1976. Presente en charcos periódicos cercanos a las carreteras (Komárek, 1989). (Sin. homotípico = *Synechococcus aeruginosus* Nägeli 1849 *Coccochloris aeruginosa* (Nägeli) F.E. Drouet & W.A. Daily

<sup>14</sup> Previamente en la familia Dermocarpellaceae Ginsburg-Ardeé ex Christensen 1980

1952) (Sin. heterotípico= *Synechococcus crassus* W. Archer 1867, *S. fuscus* Zeller 1873, *S. grandis* Playfair 1918. **Localidades:** Charcos estacionales en Palma Soriano y Parque Baconao, Santiago de Cuba; Embalse La Yaya, reservorio en agroecosistema Villa Josefa, Río Guaso, **Guantánamo**.

## Orden Synechococcales Hoffmann, Komárek & Kaštovský 2005

### Familia Synechococcaceae J. Komárek & Anagnostidis 1995

#### *Rhabdogloea* Schröder 1917

- *Rhabdogloea subtropica* Hindák 1984. Conocida para Cuba. Localidades no especificadas en reportes previos (Hindák, 1984; Komárek y Anagnostidis, 1999). **Localidades:** Embalses Jaibo y La Yaya, Río Guaso, Guantánamo.

#### *Synechococcus* Nägeli 1849

- \**Synechococcus elongatus* (Nägeli) Nägeli 1849 (Basionym= *Protococcus elongatus*). Especie dulciacuícola, de ambientes oligotróficos. Puede producir **toxina hemolítica y neurotoxinas**. **Localidades:** Embalse Charco Mono, Paradas, Reservorio agroecosistema Villa Josefa, Finca San Gayetano, Río Dos Bocas, Río San Juan, **Santiago de Cuba**. Embalses Guisa y Cautillo, **Granma**. Embalse Camazán, **Holguín**. Río Jaibo, Río Guaso, Embalse La Yaya, Clotilde, Los Plátanos, **Guantánamo**.
- *Synechococcus nidulans* (Pringsheim) Komárek in Bourrely 1970. (Sin. homotípico=*Lauterbornia nidulans* Pringsheim 1968). La especie típica habita en el plancton de acuatorios dulciacuícolas pequeños, raro en lagos o lagunas. Puede producir una **toxina hemolítica y neurotoxinas**. **Localidades:** Embalse Gilbert y Charco Mono, **Santiago de Cuba**. Embalses Guisa, Bueycito y Cautillo, **Granma**.
- *Synechococcus marinus* Ercegović 1932. La especie es típica de ambientes marinos. Puede producir **toxina hemolítica y/o neurotoxinas**.
- \* + *Synechococcus* sp. Nägeli. La especie se asocia a hábitats salobres y marinos, se asocia a la producción de **toxina hemolítica y neurotoxinas**. **Localidades:** Bahía de Santiago de Cuba, Laguna de Baconao; Embalses Paradas, Charco Mono, Gota Blanca y Chalóns, Gilbert, **Santiago de Cuba**. Embalse Guisa, Bueycito, Cautillo, **Granma**.

## Familia Synechococcales familia incertae sedis

### *Jaaginema Anagnostidis & Komárek 1988*

- *Jaaginema neglectum* (Lemmermann) Anagnostidis & Komárek 1988 (Sin. = *Oscillatoria neglecta* Lemm. 1910) Especie común en el metafiton en el litoral o en el bentos de acuatorios. **Localidades:** Embalses Mícara y Paradas, Reservorio de agua para riego, Biofábrica Santiago de Cuba, **Santiago de Cuba**. Embalses La Yaya y Jaibo, reservorio en agroecosistema Villa Josefa, **Guantánamo**.
- *\*Jaaginema minima Gicklhorn* (Anagnostidis & Komárek 1988). **Localidades:** Río San Juan, **Santiago de Cuba**.

## Familia Prochlorococcaceae Komárek & Strunecky 2024

### *Cyanobium R. Rippka & G. Cohen-Bazire 1983*

- *Cyanobium gracile* Rippka & Cohen-Bazire 1983. **Localidades:** Embalse Paradas, Santiago de Cuba.

# ORDEN NOSTOCALES BORZÌ 1914

## Familia Aphanizomenonaceae Elenkin 1938

### *Anabaena Bory de Saint-Vincent ex Bornet & Flahault 1886 '1888' / Wacklin, Hoffman & Komárek 2009.*<sup>15</sup>

- *\*<sup>d</sup>Anabaena austroafricana* Cronberg & Komárek 2004. **Localidades:** Embalse Camazán, **Holguín**. Laguna San Blas, **Camagüey**.
- *\*<sup>d</sup>Anabaena circinalis*. Nueva nom. (*Dolichospermum circinale*)<sup>(45, 92)</sup> (Rabenhorst ex Bornet & Flahault) Wacklin, Hoffman & Komárek, 2009. Se asocia la producción de **anatoxinas, microcistinas, saxitoxinas y cilindrospermopsinas**. **Localidad:** Embalse Camazán, **Holguín**; Laguna San Blas<sup>16</sup>, **Camagüey**. Embalse Paradas, **Santiago de Cuba**.
- *\*<sup>d</sup>Anabaena flos-aquae f. typica* Elenkin, 1938. Nueva nom. (*Dolichospermum flos-aquae*)<sup>(45, 92)</sup>. Especie planctónica y toxi-

15 *Anabaena* es un género común a nivel mundial; alrededor de 110 especies han sido descritas, una gran parte de ellas planctónicas. Algunas floraciones superficiales densas son registradas como tóxicas. Las especies tóxicas se asocian a la producción de **anatoxinas, cilindrospermopsinas, microcistinas y saxitoxinas**.

16 Asociada a un evento tóxico con muerte de peces, animales de vida libre, animales domésticos y presencia de lesiones dérmicas en humanos.

génica, rara en los trópicos, pero ha sido desdrita para algunas regioners tropicales. Se asocia la producción de **anatoxinas, microcistinas y cilindrospermopsinas**. **Localidad:** Río San Juan. **Localidad:** Laguna San Blas<sup>17</sup>, **Camagüey**.

- \* + <sup>d</sup> ***Anabaena lemmermannii***. P.G. Richar, 1903. (*Dolichospermum lemmermannii*)<sup>(45, 93)</sup> Género de amplia distribución, presente en ecosistemas acuáticos someros y en suelos, frecuente en eventos tóxicos en ecosistemas templados, si bien existen algunos reportes en zonas tropicales. Se asocia la producción de **anatoxinas, microcistinas y cilindrospermopsinas**. **Localidades:** Bahía de Santiago de Cuba, epífita sobre *Ulva* spp. Embalses Paradas y Chalóns, **Santiago de Cuba**. Laguna San Blas<sup>18</sup>, **Camagüey**.
- \*<sup>d</sup> ***Anabaena lemmermannii* var. *minor*** J. Komárková-Legnerová, 1988. Se asocia la producción de **anatoxinas, microcistinas y cilindrospermopsinas**. **Localidad:** Río San Juan, **Santiago de Cuba**; Río Guaso, **Guantánamo**.
- \*<sup>d</sup> ***Anabaena maxima*** Cronberg & Komárek, 2004. Especie planctónica, puede aparecer junto a *A. austro-africana* y *A. carmichaelii* formando blooms en cuerpos de agua mesotróficos y eutróficos de África y el neotrópico. Se asocia la producción de **anatoxinas, microcistinas, saxitoxinas y cilindrospermopsinas**. **Localidad:** Río San Juan, **Santiago de Cuba**.
- + <sup>d</sup> ***Anabaena torques-reginae***<sup>19</sup>, Kom. 1984. (Sin. = *Sphaerospermopsis torques-reginae*). Esta especie planctónica es muy polimórfica, influenciadas por las condiciones locales y las características del bloom<sup>(8, 24)</sup>, reportada previamente en localidades de Cuba<sup>(10, 94)</sup>, asociada a ambientes eutróficos. **Localidades:** Laguna San Blas, **Camagüey**.
- \*<sup>d</sup> ***Anabaena torulosa*** Lagerheim ex Bornet & Flahault, 1886. Aparece en sitios de agua dulce, aunque se puede encontrar también en agua salobre o adherida a plantas acuáticas. Ha sido reportada

17 *Ibidem*. Una de las especies mayoritarias en el bloom.

18 *Ibidem*

19 Asociada a un evento tóxico con muerte de peces, animales de vida libre, animales domésticos y presencia de lesiones dérmicas en humanos. Una de las especies mayoritarias en el bloom.



para los trópicos y es probablemente cosmopolita. **Localidades:** Río San Juan, embalse Charco Mono y Bahía de Santiago de Cuba. Sobre corales del género *Porites* muertos en el biotopo de camellones en Siboney, **Santiago de Cuba**.

- \*<sup>d</sup> *Anabaena crassa* (Lemmermann) Komárková-Legnová & Cronberg, 1992. (*Dolichospermum crassum*)<sup>(45, 93)</sup>. Género de amplia distribución. Se asocia la producción de **anatoxinas, microcistinas, saxitoxinas y cilindropermopsinas**. **Localidades:** Laguna de Baconao. Suelo y rizosfera de plántulas de cultivos frutales en la Biofábrica de Santiago de Cuba. Embalses Charco Mono, Mícara y Chalóns, Microembalse La Campana, Bahía de Santiago de Cuba, **Santiago de Cuba**. Abrevadero de ganado ovino-caprino municipio Jesús Menéndez, **Las Tunas**. Embalse Santiago de Cuba. Laguna San Blas, **Camagüey**

#### *Aphanizomenon* Morren ex Bornet & Flahault 1886 '1988'

- \* + <sup>d</sup> *Aphanizomenon flos-aquae* Ralfs ex Bornet & Flahault, 1886. Especie con amplia distribución presente desde aguas templadas a tropicales, fijadora de nitrógeno, vinculada a la producción de cianotoxinas y formadora de floraciones. Se asocia la producción de **anatoxinas, microcistinas, saxitoxinas y cilindropermopsinas**. **Localidades:** Embalses Camazán, Bio, Moa, Nipe y Gibara, **Holguín**; Baraguá, Mícara, Microembalse La Campana, Toma de planta potabilizadora de agua en el Caney **Santiago de Cuba**; embalses La Yaya y Clotilde, agroecosistema Tierra Brava, Río Guaso, **Guantánamo**.
- \* + <sup>d</sup> *Aphanizomenon gracile* Lemm. 1907. Especie con amplia distribución presente desde aguas templadas a tropicales, fijadora de nitrógeno, vinculada a la producción de cianotoxinas y formadora de floraciones. Se asocia la producción de **anatoxinas, microcistinas, saxitoxinas y cilindropermopsinas**. **Localidades:** Emblases: Carlos Manuel de Céspedes, Baraguá, Gota Blanca, Paradas, Santiago de Cuba; Camazán y Moa, **Holguín** y embalse Los Plátanos, **Guantánamo**.
- + <sup>d</sup> *Aphanizomenon volzii* (Lemmermann) Kom. 1984 (= *Anabaena volzii* Lemmermann 1906). En Cuba aparece en el plancton y metafiton de diferentes acuatorios, especialmente en lagunas y arrozales. **Localidades:** Ecosistemas arroceros del municipio Amancio Rodríguez, **Las Tunas**.

- \* + <sup>d</sup> *Aphanizomenon* sp. **Localidad:** Embalse Chalóns, **Santiago de Cuba** y Cauto el Paso **Granma**, La Yaya, Río Jaibo, **Guantánamo**; Embalses Nipe y Gibara, **Holguín**.

### *Cylindrospermopsis* Seenayya & Subba Raju 1972

- \* + <sup>d</sup> *Cylindrospermopsis curvispora* Watanabe, 1995. Especie tropical, que aparece en Cuba en reservorios de Cienfuegos <sup>(21, 95)</sup>. **Localidades:** Hatillo y Baraguá, **Santiago de Cuba**; Camazán, Moa y Gibara, **Holguín**.
- <sup>d</sup> *Cylindrospermopsis philippinensis* (Taylor) Kom. 1984 (= *Anabaenopsis philippinensis* Taylor 1932). Especie tropical, que aparece en Cuba en el plancton de charcos con plantas acuáticas. **Localidades:** Charco temporal cerca de la presa Cautillo, **Granma**.
- + <sup>d</sup> *Cylindrospermopsis raciborskii* (Wolosz.) Seenayya & Subba Raju, 1972. Especie tropical; bien distribuida, en ocasiones forma densas floraciones. Se asocia la producción de **saxitoxinas y cilindrospermopsinas**. **Localidades:** Embalse Chalóns, Paradas, Baraguá, Joturo y Hatillo, **Santiago de Cuba**; Bio, Camazán, **Holguín**.
- \* + <sup>d</sup> *Cylindrospermopsis* sp. especie asociada a una floración mixta con muerte de peces, observada además en branquias de peces muertos de varias especies en el ecosistema. Podría estar asociada a la producción de **saxitoxinas y cilindrospermopsinas**. **Localidades:** Laguna de Baconao, **Santiago de Cuba**.

### *Cylindrospermum* Kützing ex Bornrt & Flahault 1886

- <sup>d</sup> *Cylindrospermum majus* Kütz, 1843. (Sin. homotípico= *Anabaena major* (Kützing) Trevisan 1845). Especie que crece sobre suelos húmedos entre musgos, raro en aguas estancadas. **Localidades:** Estero de la playa Siboney, Gran Piedra, sobre suelo húmedo con abundantes musgos, **Santiago de Cuba**.

### *Gloeotrichia* Agardh ex Bornet & Flahault 1886

- *Gloeotrichia pilgeri* Schmidle, 1901. Especie de distribución tropical. **Localidades:** En la presa Chalóns sobre plantas acuáticas en charcos periféricos, **Santiago de Cuba**; abrevadero en agroecosistema ganadero, **Las Tunas**.

***Raphidiopsis* Fritsch & Rich 1929**

- <sup>d</sup> ***Raphidiopsis curvata*** Fritsch & Rich, 1929. En aguas estancadas y remansos. la producción de **anatoxinas, saxitoxinas y cilindropermopsinas**. Localidades: Río San Juan, **Santiago de Cuba**.
- <sup>d</sup> ***Raphidiopsis* sp.** **Localidades:** Charco Mono, **Santiago de Cuba**.

**Familia Nodulariaceae Elenkin 1916*****Anabaenopsis* Miller 1923**

- + <sup>d</sup> ***Anabaenopsis tanganyikae*** (G.S. West) Wolosz. & Mill. in Mill. 1923. Especie tropical, conocida además para África y la India. Se presenta en filamentos solitarios en una floración. **Localidades:** Laguna de Baconao, **Santiago de Cuba**.

**Familia Nostocaceae Eichler 1886*****Nostoc* Vaucher ex Bornet & Flahault 1886<sup>20</sup>**

- \*<sup>d</sup> ***Nostoc commune*** Vaucher ex Bornet & Flahault, 1888. Localidad: ambiente de cultivo y rizosfera de *Carica papaya* en biofábrica de Santiago de Cuba. Abrevadero de ganado ovino-caprino municipio Jesús Menéndez, Las Tunas.
- \*<sup>d</sup> ***Nostoc* sp.** **Localidad:** Embalse Paradas, **Santiago de Cuba**; Laguna San Blas, **Camagüey**.

**Familia Leptobasaceae Elnkin, 1916*****Fortiea* De Toni 1936**

- ***Fortiea monilispota*** Kom. 1984. **Localidades:** En aguas turbias de un reservorio de la Biofábrica, **Santiago de Cuba**.

**Familia Rivulariaceae Kütz. 1843*****Calothrix* Agardh ex Bornet & Flahault 1886**

- \*<sup>d</sup> ***Calothrix crustacea*** Schousboe & Thuret, 1986. **Localidades:** sobre rocas en zonas costeras de la ciudad de Santiago de Cuba,

<sup>20</sup> Cambios en la morfología de las colonias durante el desarrollo y la reproducción son específicos para cada subgénero; hormogonios móviles se desarrollan entre heterocistes, por la germinación akinete o desintegración de filamentos. *Nostoc* es género común y generalizado, con más de 200 taxones descritos. Las especies de *Nostoc* son principalmente bentónicas, que se producen en muchos hábitats epífitas, epipélicas y epilíticas, en los lagos no contaminados, estanques y piscinas, arroyos y ríos, en los suelos (incluyendo suelos desérticos), algunos alcanzan los 30 cm de diámetro. Unas pocas especies son endófitas en hongos, musgos y helechos y ficobiontes en líquenes.

epífita sobre macroalgas en la desembocadura del Río San Juan y la Bahía de Santiago de Cuba, **Santiago de Cuba**.

- <sup>\*d</sup> *Calothrix* sp. Frémy, 1930. **Localidades:** Suelo de ambientes de cultivo de *Carica papaya*, biofábrica de Santiago de Cuba, **Santiago de Cuba**.
- <sup>d</sup> *Calothrix viguieri*. Frémy, 1930. **Localidades:** Suelo biofábrica de Santiago de Cuba, **Santiago de Cuba**.

## ORDEN OSCILLATORIALES ELENKIN 1934 (T. CAVALIER SMITH)

### Familia Microcoleaceae O. Strunecky, J.R. Johansen & J. Komárek 2013

#### *Arthrospira* Stizenberger 1852

- *Arthrospira fusiformis* (Voronich.) Kom. & Lund, 1990 (= *Spirulina fusiformis* Voronich. 1934). **Localidad:** Río San Juan; Río Boniato, **Santiago de Cuba**.
- *Arthrospira maxima* Setch & Gardn. 1917 (= *Spirulina maxima* (Setch & Gardn.) Geitl. 1932) Especie planctónica de América tropical, África y sur de Europa. **Localidad:** Embalse Las Margaritas, **Camagüey**.

#### *Lynghyopsis* Gardner 1927

- *Lynghyopsis willei* Gardn. 1927. Especie que crece sobre piedras en arroyos montanos de aguas limpias y alcalinas. Conocida anteriormente para Puerto Rico. **Localidades:** Río Yara, **Granma**.

#### *Microcoleus* Desmazières ex Gomont 1892

- *Microcoleus autumnalis* (Gomont) Strunecky, Komárek & J.R. Johansen 2013. (Basionym= *Phormidium autumnale* (Ag.) Gom. 1892). Especie mayormente aerófito sobre muros, troncos y suelos húmedos, poco frecuente en arroyos. **Localidad:** charco cerca de la Carretera, en suelo salinizado, y sobre un tronco, provincia **Guan-tánamo**; Laguna San Blas, suelo húmedo alrededor de la laguna, **Camagüey**.
- *Planktothrix* Anagnostidis & Komárek 1988

- *Planktothrix agardhii*<sup>21</sup> (Gom.) Anag. ♂ Kom. 1988 (Sin. = *Oscillatoria agardhii* Gom. 1892) Especie planctónica de acuatorios débilmente eutróficos las zonas templadas y de los trópicos. Asociada a la producción de **anatoxinas, microcistinas y saxitoxinas**. **Localidades:** Embalse Mícara, **Santiago de Cuba**; Laguna San Blas, **Camagüey**, embalse Bueysito, **Granma**; Abrevadero de ganado ovino-caprino municipio Jesús Menéndez, **Las Tunas**.
- *Planktothrix* sp. **Localidades:** Río San Juan, Embalses Paradas, Gilbert, Mícara y Charco Mono, Chalóns, Gota Blanca, Joturo, Microembalse La Campana, **Santiago de Cuba**. Embalses Jaibo, Los Plátanos, **Guantánamo**. Bio, Nipe, Gibara, **Holguín**; Cauto El Paso, Guisa, Bueysito, **Granma**.
- \* + *Planktothrix rubescens* (De Candolle ex Gomont) Anag. ♂ Kom. 1988. **Localidades:** Abrevadero de ganado ovino-caprino municipio Jesús Menéndez, **Las Tunas**.
- *Tychonema* Anagnostidis & Komárek 1988
- \* *Tychonema bornetii* (Zukal) Anagnostidis ♂ Komárek, 1988 (Basionymia= *Lyngbya bornetii* Zukal). **Localidad:** Río San Juan, **Santiago de Cuba**.
- *Lyngbya* Agardh 1824
- *Lyngbya major* Menegh. 1837. Especie de acuatorios lénticos, sobre el cieno y ocasionalmente en el plancton. Asociadas a la producción de **dermatotoxinas, lynbyatoxinas y aplysiatoxinas**. **Localidades:** Embalse Chalóns, Río San Juan, **Santiago de Cuba**; Abrevadero de ganado vacuno, **Las Tunas** (Hindák, 1970).
- \**Lyngbya majuscula* Harvey ex Gomont, 1892. Organismos marinos y bentónicos. Ha sido reportada en los océanos Atlántico y Pacífico. Asociadas a la producción de **dermatotoxinas, lynbyatoxinas y aplysiatoxinas**. **Localidades:** desembocadura del Río San Juan y Bahía de Santiago de Cuba. Sobre corales del género *Diploria* y *Porites* bioerosionados en biotopo plano rocoso, Aguadores, **Santiago de Cuba**.
- \**Lyngbya* sp. Pueden estar asociadas a la producción de **dermatotoxinas, lynbyatoxinas y/o aplysiatoxinas**. **Localidades:** Río San Juan, embalse Charco Mono y Bahía de Santiago de Cuba, **Santiago de Cuba**. Abrevadero agroecosistema **Las Tunas**.

21 Asociada a un evento tóxico con muerte de peces, animales de vida libre, animales domésticos y presencia de lesiones dérmicas en humanos.

***Oscillatoria* Vaucher 1803<sup>22</sup>**

- \* ***Oscillatoria agardhii*** Gomont, 1892. **Localidades:** Embalses Paradas y Chalóns, **Santiago de Cuba.**
- \* ***Oscillatoria nigroviridis*** Thwaites ex Gomont, 1892 (*Phormidium nigroviridis*). Especie de aguas marinas o frescas y terrestres. **Localidades:** Laguna de Baconao, Santiago de Cuba.
- \* ***Oscillatoria chalybea*** Mertens ex Gomont, 1892. **Localidades:** Embalses Chalóns, Charco Mono y Paradas, Río San Juan, Microembalse La Campana, Bahía de Santiago de Cuba, **Santiago de Cuba.**
- \* ***Oscillatoria formosa*** Bory ex Gom. 1892. **Localidades:** Bahía de Santiago de Cuba, embalses Paradas y Chalóns, **Santiago de Cuba.**
- \*+ ***Oscillatoria limosa*** C. Agardh. 1812. Especie de aguas estancadas o de corrientes lentas, a menudo contaminadas, asentadas sobre el sustrato o flotantes, también de aguas salobres, cosmopolita. Pueden encontrarse en suelos. **Localidades:** Laguna San Blas, **Camagüey.** Bahía de **Guantánamo;** Bio, Holguín y Cauto el Paso y Cautillo **Granma.** Laguna de Baconao. Reservorio para riego de la Biofábrica de Santiago de Cuba. Embalses Baraguá, Chalóns, Charco Mono y Paradas, Microembalse La Campana; Río San Juan y Bahía de Santiago de Cuba epífita sobre *Ulva flexuosa*, *U. lactuca* y *U. fasciata*, **Santiago de Cuba.**
- ***Oscillatoria princeps*** Vauch. 1803. Especie de aguas estancadas o de corrientes lentas, sobre el fondo cenagoso o flotantes, también de aguas termales, cosmopolita. **Localidades:** Embalses Paradas y Mícara. Río San Juan y Bahía de Santiago de Cuba, **Santiago de Cuba.** Laguna San Blas, **Camagüey.**
- \* ***Oscillatoria thiebautii*** (Gomont) Geitler. **Localidad:** Bahía de Santiago de Cuba, **Santiago de Cuba.**
- \* ***Oscillatoria tenuissima*** (Smith & Sowerby) C. Agardh ex Forti, 1892. **Localidades:** Embalses Chalóns, Paradas y Charco Mono, **Santiago de Cuba.**

22 Género muy común que presenta filamentos ramificados (tricomas), pueden aparecer en el plancton o unidos, a menudo en finas capas, estratos suaves (esteras); sin vainas excepto bajo extrema condiciones de cultivo cuando desarrollan recubrimientos delgados, incoloros y firmes abiertos en el vértice. Las especies forman esteras en diferentes sustratos, en los biotopos de aguas poco profundas, en el litoral o bentónico dulce, salobre o hábitats marinos y en suelos húmedos. Algunos asumen un papel planctónico, de esteras macroscópicas flotantes o grupos más pequeños de tricomas con células que desarrollan vesículas de gas. Este género se distribuye en todo el mundo, pero algunas especies son geográficamente más limitadas. Fisiológicamente algunas especies han sido implicadas en la fijación de N<sub>2</sub>, especialmente bajo condiciones microaerofílicas o anóxicas. Este género se asocia a la producción de **microcistinas, anatoxinas, lipopolisacáridos, BMAA (beta-metilamino-L-alanina).**

- \* *Oscillatoria rubescens* De Candolle ex Gomont, 1892. **Localidad:** Río San Juan, **Santiago de Cuba.**
- *Oscillatoria sancta* (Kütz) Gom. 1892. Especie de aguas estancadas y corrientes, asentadas sobre el sustrato o flotantes, también sobre suelo en peñas, cosmopolita. **Localidades:** Laguna San Blas, **Camagüey.**
- \*+ *Oscillatoria sp.* **Localidades:** Embalses Carlos Manuel de Céspedes, Gilbert, Baraguá y Gota Blanca, Paradas, Río San Juan. Bahía de Santiago de Cuba, **Santiago de Cuba.** Bio, **Holguín;** Embalses Cauto El Paso y Cautillo, **Granma.** Abrevadero agroecosistema ganadero, abrevadero de ganado ovino-caprino municipio Jesús Menéndez, **Las Tunas.**

## ORDER GEITLERINEMATALES STRUNECKY & MARES 2023

### Familia Geitlerinematales Strunecky & Mares 2023

#### Geitlerinema Anagnostidis & Komárek 1988

- + *Geitlerinema splendidum* (Grev. ex Gom.) Anagn.1989 (= *Oscillatoria splendida* Grev. ex Gom. 1892; *Phormidium splendidum* (Grev. ex Gom.) Anagn. & Kom. 1988) Especie de aguas estancadas, también puede estar presente en aguas salobres y/o contaminadas; cosmopolita. **Localidades:** Laguna de Baconao, Bahía de Santiago de Cuba; embalse Carlos Manuel de Céspedes, Baraguá, Chalóns, Hatillo, **Santiago de Cuba.** Camazán, **Holguín;** Guisa, **Granma.** Bahía de Guantánamo, **Guantánamo.**

## ORDEN LEPTOLYNGBYALES STRUNECKY & MARES 2023

### Familia Leptolyngbyaceae Komárek, Kaštovský, Mareš & J.R. Johansen 2014

#### *Leptolyngbya* Anagnostidis & Komárek 1988

- *Leptolyngbya boryana* (Gom.) Anag. & Kom. 1988 (= *Plectonema boryanum* Gom. 1899) **Localidades:** Embalse Camazán, **Holguín.**

- *Leptolyngbya foveolarum* (Rabenh. ex Gom.) Anag. & Kom. 1988 (Sin.= *Phormidium foveolarum* Rabenh. ex Gom. 1892). Especie que crece sobre suelos húmedos, también en acuatorios contaminados, probablemente cosmopolita (Komárek en Hindák, 1970). **Localidades:** Embalse Camazán y Bio, **Holguín**. Abrevadero de ganado ovino-caprino municipio Jesús Menéndez, **Las Tunas**.
- *Leptolyngbya nostocorum* (Born. ex Gom.) Anag. & Kom. 1988 (= *Plectonema nostocorum* Born. ex Gom. 1892). **Localidades:** Embalse Baraguá, **Santiago de Cuba**; Laguna San Blas, **Camagüey**.
- \* *Leptolyngbya* sp. **Localidades:** Sobre corales del género *Montrastaea* con blanqueamiento en biotopo de camellones, Siboney, **Santiago de Cuba**.

#### *Planktolyngbya* Anagnostidis & Komárek 1988

- *Planktolyngbya circumcreta* (G. S. West) Anagn. & Kom. 1988. Presente en el plancton de aguas alcalinas tropicales o en zonas cálidas de países templados. **Localidades:** Embalses Carlos Manuel de Céspedes, Gilbert, Hatillo, **Santiago de Cuba**.
- + *Planktolyngbya limnetica* (Lemm.) Kom-Legn. & Cronberg, 1992. Especie cosmopolita. **Localidades:** Embalses Baraguá, Hatillo, Céspedes, Gilbert, Río San Juan, **Santiago de Cuba**; Bio y Moa, **Holguín**; Cautillo, **Granma**; Clotilde, Los Plátanos, Jaibo, reservorio en agroecosistema Villa Josefa, **Guantánamo**.
- \* *Planktolyngbya lacustris* Lemm. 1988. **Localidades:** Río San Juan y embalse Chalóns. Abrevadero de ganado ovino-caprino municipio Jesús Menéndez, **Las Tunas**.

#### Familia Phormidiaceae Anag. & Kom. 1988 (Hoffman & al. 2005)<sup>23</sup>

##### *Pseudoscillatoria* Siboni, Ben-Dov, Kramarsky-Winter, Loya & Kushmaro 2009

- \*<sup>d</sup> *Pseudoscillatoria* sp. (*P. coralii* Rasoulouniriana Siboni, Ben-Dov, Kramarsky-Winter, Loya & Kushmaro *nom. inval.* 2009). **Localidades:** Cianobacteria asociada a la banda blanca. Identificada a partir de corales muertos de los géneros *Porites*, *Montastraea* y *Acropora* del biotopo de camellones, en Siboney, **Santiago de Cuba**.

23 Según la lista de procariotas con nomenclatura establecida (LPSN) en 2005 Hoffman et al. reubican a *Tychonema* en la familia Phormidiaceae.



# ORDEN SPIRULINALES KOMÁREK, KAŠTOVSKÝ, MAREŠ & J.R. JOHANSEN 2014

## Familia Spirulinaceae Komárek & al 2014

### *Spirulina* Turpin 1829 (Turpin & Gomont, 1892)

- *Spirulina major* Kützing ex Gomont 1892. Especie cosmopolita de aguas dulces y salobres. **Localidades:** Bahía de Santiago de Cuba, Embalses Paradas, Chalóns y Charco Mono, río San Juan. Laguna Baconao, **Santiago de Cuba.**
- *Spirulina cf. meneghiniana* Zanard ex Gom. 1892. Especie de aguas salobres. **Localidades:** Bahía de Santiago de Cuba, Laguna de Baconao, **Santiago de Cuba.**
- *Spirulina subsalsa* Oerst. ex Gom. 1842. Especie que vive unida al sustrato o entre otras algas, de aguas estancadas más o menos salobres; es cosmopolita. **Localidades:** Bahía de Santiago de Cuba. Embalses Paradas, Chalóns, Baraguá, Charco Mono, río San Juan; Laguna Baconao, **Santiago de Cuba.** Embalse Las Margaritas, **Camagüey.**
- *Spirulina laxissima* G. S. West, 1907. Especie generalmente del plancton de agua dulce, probablemente tropical. **Localidades:** embalses Chalóns y Paradas, Bahía de Santiago de Cuba, Laguna Baconao, **Santiago de Cuba.**
- \* *Spirulina maxima* (Setchell & N.L. Gardner) Geitler. **Localidad:** Bahía de Santiago de Cuba **Santiago de Cuba.**
- \* *Spirulina princeps* West & G.S. West. 1902. **Localidad:** Bahía de Santiago de Cuba, **Santiago de Cuba.**

### *Glaucospira* Lagerheim 1892

- \* *Glaucospira agilissima* Lagerheim 1892. **Localidades:** Camazán, Bio, Moa, **Holguín.** Embalse Baraguá, **Santiago de Cuba.** Embalse Buyecito, Cautillo, **Granma.**

## ORDEN DESERTIFILALE STRUNECKY & MARES 2023

Familia Desertifilaceae D. Casamatta, D. Stanic, M. Gantar & L.L. Richardson, 2012

*Roseofilum Casamatta, Stanic, Gantat & Richardson 2012*

- *Roseofilum reptotaenium*<sup>(96,97)</sup>. **Localidades:** Sobre corales sanos del género *Acropora* en biotopo de camellón, cercanos a ejemplares con banda negra, Siboney, Santiago de Cuba Familia Pseudanabaenaceae

## ORDEN PSEUDANABAENALES L. HOFFMANN, KOMÁREK & KAŠTOVSKÝ 2005

Familia Pseudanabaenaceae K. Anagnostidis & J. Komárek 1988

*Limnothrix* Meffert 1988

- \* *Limnothrix* sp. **Localidades:** Embalses Bio, Guisa y Camazán, Holguín. Embalse Paradas, Santiago de Cuba.
- \* *Limnothrix redekei* (Goor) Meffert, 1987. (Basionym= *Oscillatoria redekei*). Especie productora de **microcistinas**. **Localidades:** Embalse Baraguá, Santiago de Cuba; Abrevadero en agroecosistema ganadero, Las Tunas.

*Pseudanabaena* (Lemmerman) Komárek 1974

- *Pseudanabaena catenata* Lauterborn 1915. Especie de aguas dulces y salobres, béntica o perifítica, secundariamente en el tichoplancton, tanto de aguas estancadas como corrientes, cosmopolita. **Localidades:** Embalses Baraguá y Carlos Manuel de Céspedes, Santiago de Cuba. Embalses Jaibo y La Yaya, Guantánamo.
- + *Pseudanabaena limnetica* (Lemm.) Kom. 1974 (= *Oscillatoria limnetica* Lemm. 1900) Especie del plancton de embalses y lagos, a menudo de aguas contaminadas. **Localidades:** Embalses Baraguá, Chalóns, Gota Blanca, Camazán, Santiago de Cuba; Camazán, Bio, Moa, Holguín; Cauto El Paso, Cautillo, Guisa, Bueycito, Granma.

- \* *Pseudanabaena moniliformis* Kom. & Kling, 1991. Probablemente de amplia distribución en trópicos y subtrópicos (Crongberg & Annadotter, 2006). Presentes en aguas eutróficas. Localidades: Embalse Los Plátanos, Guantánamo; Carlos Manuel de Céspedes, Paradas y Chalóns, Gilbert, Hatillo, Bahía de Santiago de Cuba, Río San Juan, Santiago de Cuba.

## ORDEN NODOSILINEALES STRUNECKY & MARES 2023

### Familia Cymatolegaceae Strunecky & Mares 2023

#### Cyanodictyon Pascher 1914

- *Cyanodictyon imperfectum* Cronberg & Weibull 1981. **Localidades:** Embalse Paradas, **Santiago de Cuba.**

#### Romeria Hindák 1998

- \* *Romeria simplex*. (Hind 1975) Hind, 1998. (Basionym= *Tubiella simplex* Hindák) Planctónica, presente en lagos y embalses. Cosmopolita. **Localidades:** Embalses Gilbert, Chalóns, Charco Mono, Baraguá, Mícara, Gota Blanca, Paradas, zonas de remanso río San Juan, **Santiago de Cuba**; Camazán, Moa, Nipe, Gibara, Bio, **Holguín**; Bueycito, Paso Malo, **Granma**; Los Plátanos, **Guantánamo**. Sobre *Millepora* en biotopo plano rocoso en localidad Aguadores y camellones en Siboney, asociada a corales con blanqueamiento, **Santiago de Cuba.**

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Whitton BA. Cyanobacterial diversity in relation to the environment. *Nato Scie Peace Secu.* 2008:17-43.
2. Quiblier C, Wood S, Echenique-Subiabre I, Heath M, Villeneuve A, Humbert JF. A review of current knowledge on toxic benthic freshwater cyanobacteria-Ecology, toxin production and risk management. *Water Research.* 2013(47):5464-79.
3. Gomez L, Álamo B, Rodríguez Tito JC. Riesgo de contaminación con cianobacterias en tres embalses de agua de Santiago de Cuba. *Medisan.* 2010;14(2).
4. Carmichael WW. Health effects of toxin-producing cyanobacteria: "The CyanoHABs". *Hum Ecol Risk Assess.* 2001;7(5):1393-407.
5. Bradley WG, Borenstein AR, Nelson LM, Codd GA, Rosen BH, Stommel EW, et al. Is exposure to cyanobacteria an environmental risk factor for amyotrophic lateral sclerosis and other neurodegenerative diseases? *Amyotroph La Scl Fr.* 2013;14(5-6):325-33.
6. Lagerheim G. Algologiska Bidrag II: Ueber einige Algen aus Cuba, Jamaica und Puerto Rico. *Bot Notiser.* 1887 1887:193-9.
7. Comas A. Algunas características de la flora de algas y cianoprocariontes de agua dulce de Cuba. *Sociedad Española de Ficología.* 2005:21-9.
8. Komárek J. Studies on the cyanophytes (Cyanobacteria, cyanoprokaryota) of Cuba 11. Freshwater *Anabaena* species. *Preslia.* 2005;77(2):211-34.
9. Komárek J. Cyanoprokaryota: Teil 1 / Part 1: Chroococcales Süßwasser flora von Mittel europa. *Spektrum Akademischer Verlag* ed2008. p. 548.
10. Komárek J. Sobre las cianofíceas de Cuba: 1) *Aphanizomenon volzii*; 2) *Especies de Fortiea.* *Acta Bot Cubana.* 1984;18:1-30.

11. Komárek J, Anagnostidis, K. Cyanoprokaryota. 1 Teil. Chroococcales In: Ettl H. GG, Heynig H. & Mollenhauer D., editor. Süßwasserflora von Mitteleuropa 19/1, Gustav Fischer, Jena-Stuttgart-Lübeck-Ulm, 1998. p. 548.
12. Komárek J, Hindák F. Taxonomy of the new isolated strains of *Chroococciopsis* (Cyanophyceae). Algological Studies/Archiv für Hydrobiologie, Supplement Volumes. 1975:311-29.
13. Komárek J, Novelo E. Little known *Chroococcus* species (Cyanoprokaryotes). Folia Geobot Phytotax, Praha. 1994(66):1-21.
14. Komárek J, Komárková-Legnerová J, Sant'Anna CL, Azevedo MTD, Senna PAC. Two common *Microcystis* species (Chroococcales, Cyanobacteria) from tropical America, including *M. panniformis* sp. nov. Cryptogamie Algol. 2002;23(2):159-77.
15. Komárková J, Jezberová J, Komárek O, Zapomelova E. Genera *Chroococcus* and *Limnococcus* (Cyanobacteria) on the Basis of 16s Rrna Sequences and Strains' Morphology. Phycologia. 2009;48(4):64-5.
16. Anagnostidis K, Komárek J. Modern approach to the classification system of cyanophytes. 1 Introduction. Arch Hydrobiol Suppl. 1985;71(Algological Studies 38-39):291-302.
17. Komárek J, Kopecky J, Cepak V. Generic characters of the simplest cyanoprokaryotes *Cyanobium*, *Cyanobacterium* and *Synechococcus*. Cryptogamie Algol. 1999;20(3):209-22.
18. Comas A. Catálogo de las algas y cianoprocarioras dulciacuícolas de Cuba. Cienfuegos: Universo Sur, C. Ciencia; 2009. 147 p.
19. Comas A. Cianoprocarioras (cianobacterias, cianofíceas) y microalgas como indicadores de la calidad del agua en el embalse, Paso Bonito, Cienfuegos. Cienfuegos: Instituto de Información Científica y Tecnológica; 2007.
20. Comas A, González A. Cianoprocarioras (cianobacterias, cianofíceas) y microalgas como indicadores de la calidad del agua en el embalse, Paso Bonito, Cienfuegos. Cienfuegos: Instituto de Información Científica y Tecnológica; 2007.
21. Comas A, Moreira A. Cyanobacterial bloom in the Abreus reservoir, Cienfuegos, Cuba. Harmful algal news. 2013(47):16-7.
22. Komárková-Legnerová J, Tavera R. Cyanoprokaryota (Cyanobacteria) in the phytoplankton of lake Catemaco (Veracruz, Mexico). ARCHIV FÜR HYDROBIOLOGIE-SUPPLEMENT-. 1996;117:403-22.

23. Komarek J. Modern taxonomic revision of planktic nostocacean cyanobacteria: a short review of genera. *Hydrobiologia*. 2010;639(1):231-43.
24. Komárek J, Zapomelova E. Planktic morphospecies of the cyanobacterial genus *Anabaena* = subg. *Dolichospermum* - 1. part: coiled types. *Fottea*. 2007;7(1):1-31.
25. Comas A, A. Moreira, A. León, S. Uriza & O. García. Algas y sus relaciones con características ecológicas del río Damují. *Universo Sur, C Ciencia. Cienfuegos*2009. p. 59.
26. Comas A, Sánchez P. Algunas consideraciones y sugerencias sobre la “crisis en la taxonomía tradicional” con especial referencia a las algas verdes unicelulares(Cocales). *Algas* 39. 2008.
27. Gomez Luna L, Zapata Balanqué A, Corona Ochoa Z, Álvarez Arencibia Y, Bouza Alonso JA, Beyris Mazar A. Implementación de un protocolo de gestión de riesgo por presencia de ficotoxinas en la laguna de Baconao, Santiago de Cuba. *Bulletin of Marine and Coastal Research*. 2021;50(1):49-84.
28. Gomez L, Fernández R, Jover Capote A, Delgado L. Variación espacial de la composición de microalgas epífitas de *Ulva* spp. (Chlorophyta: Ulvaceae) en la bahía de Santiago de Cuba. *Revista CICIMAR Océánides* 2012;27(1).
29. Rodríguez Tito JC. Cianobacterias y cianotoxinas en embalses de agua del Oriente de Cuba: niveles, extensión del riesgo y factores ambientales desencadenantes [Tesis de Doctorado]. Santiago de Cuba: Universidad de Oriente; 2022.
30. Rodríguez-Tito JC, Gomez Luna LM, Noppe WN, Alvarez Hubert I. First Report on Microcystin-LR Occurrence in Water Reservoirs of Eastern Cuba, and Environmental Trigger Factors. *Toxins*. 2022;14(3):209.
31. Rodríguez-Tito JC, Gómez-Luna LM. Estado trófico de 24 embalses de agua en el oriente de Cuba. *Rev Cubana Quím.* 2020;32(1):136-53.
32. Ortega Y, Gomez-Luna L, Silveira Font Y. Desarrollo y caracterización de un consorcio de cianobacterias aislado de suelo rizosférico de *Carica papaya*. *Tecnología Química*. 2023;43(2):368-89.
33. Gomez L, Álvarez I, Rodríguez JC. CUBA: Toxic cyanobacteria risk assessment, research and management In: Chorus I, editor. *Current approaches to Cyanotoxin risk assessment, risk management and regu-*

- lations in different countries Germany: Federal Environment Agency (Umweltbundesamt) 2012. p. 40-8.
34. Gomez LM, Álvarez H, I., Rodríguez TJC, Álamo DB. Cianobacterias: un riesgo emergente en embalses de agua de Santiago de Cuba. Santiago de Cuba: Universidad de Oriente; 2011. Available from: [http://www.cnea.uo.edu.cu/index.php?option=com\\_remository&Itemid=130&func=select&id=3](http://www.cnea.uo.edu.cu/index.php?option=com_remository&Itemid=130&func=select&id=3)
  35. Rodríguez-Tito JC, Pérez-Silva RM, Gómez-Luna LM, Álvarez-Hubert I. Evaluación química analítica y microbiológica de los embalses Chalons y Parada de Santiago de Cuba Rev Cubana Quím. 2017;29(3):418-35.
  36. Aguilera A, Almanza V, Haakonsson S, Palacio H, Rodas GAB, Barros MUG, et al. Cyanobacterial bloom monitoring and assessment in Latin America. Harmful Algae. 2023:102429.
  37. Cirés Gomez S, Quesada del Corral A. Catálogo de cianobacterias plactónicas potencialmente tóxicas e las aguas continentales españolas. In: Marino DGdAdlSdEdMryAdMdMyMry, editor. España: Ministerio de Medioambiente y Medio rural y Marino; 2011.
  38. Nakamura Y, Kaneko T, Hirose M, Miyajima N, Tabata S. Cyanobase, a www database containing the complete nucleotide sequence of the genome of *Synechocystis* sp. strain PCC6803. Nucleic Acids Res. 1998;26(1):63-7.
  39. Wehr J, Sheath R. Freshwater Algae of North America. San Diego, California: Academic Press; 2003.
  40. Guiry M, Guiry G. AlgaeBase. World-wide electronic publication. . In: Ireland GNUo, editor. Ireland2014.
  41. Carmichael WW. The toxins of cyanobacteria. Scientific American. 1994:270.
  42. Carmichael WW, Callow JA. The cyanotoxins in advances. Advances in Botanical Research. 1997;27:211-56.
  43. Chorus I. Current approaches to cyanotoxin risk assessment, risk management and regulations in different countries Chorus I, editor: Federal Environmental Agency (Umweltbundesamt) 2005.
  44. Chorus I, editor. Current approaches to Cyanotoxin risk assessment, risk management and regulations in different countries. Germany: Federal Environment Agency, Germany 2012.

45. Wacklin P, Hoffmann L, Komarek J. Nomenclatural validation of the genetically revised cyanobacterial genus *Dolichospermum* (RALFS ex BORNET et FLAHAULT) comb. nova. *Fottea*. 2009;9(1):59-64.
46. Werner VR, Laughinghouse HD, Fiore MF, Sant'Anna CL, Hoff C, Santos KR, et al. Morphological and molecular studies of *Sphaerospermopsis torques-reginae* (Cyanobacteria, Nostocales) from South American water blooms. *Phycologia*. 2012;51(2):228-38.
47. WHO. Cyanobacterial toxins: microcystin-LR in drinking-water. Guidelines for drinking-water quality Health criteria and other supporting information. Addendum to Vol. 22. 2nd ed. Geneva: World Health Organization; 2003.
48. WHO. Guidelines for Drinking-water Quality. 4th ed 2011. p. 541.
49. WHO. Toxic cyanobacteria in water: A guide to their public health consequences, monitoring and management. Ingrid Chorus and Jamie Bartram ed: UNESCO, WHO and UNEP by E&FN Spon; 1999.
50. WHO. Assessment of drinking water and sanitation 2000's in the Americas: Cuba report 2016 [
51. Annadotter H. Mass developing cyanobacteria in temperate and tropical freshwater bodies. Ecology, toxins and effects on human health. Copenhagen: University of Copenhagen; 2006.
52. Cronberg G, Annadotter H, editors. Manual on aquatic cyanobacteria. A Photo guide and a synopsis of their toxicology. Copenhagen, Denmark: IOC-UNESCO. ISSHA; 2006.
53. De Hoyos C. Cianobacterias en los embalses españoles. Centro de Estudios Hidrográficos; 2004.
54. De Hoyos C, Villen de La Fuente L, Martín del Pozo D, Conde Bueno L, Alonso García AM, González Ramos ME, et al. Problemas de las cianobacterias en aguas de recreo y aguas de consumo. *Ingeniería Civil*. 2008;151:63-9.
55. Hindak F. Morphological variation of four planktic nostocalean cyanophytes - members of the genus *Aphanizomenon* or *Anabaena*? *Hydrobiologia*. 2000;438(1-3):107-16.
56. Hindak F, Hindakova A. Checklist of the cyanophytes/cyanobacteria and algae of the Slovak stretch of the Danube river (1926-1999). *Biologia*. 2000;55(1):7-34.



57. Chorus I, Bartram J, editors. Toxic cyanobacteria in water: A guide to their public health consequences, monitoring and management. London and New York: WHO; 1999.
58. Komárek J, Komárková J. Taxonomic review of the cyanoprokaryotic genera *Planktothrix* and *Planktothricoides*. Czech Phycology, Olomouc. 2004;4:1-18.
59. Komárek J, Komárková-Legnerová J. Taxonomic evaluation of the cyanobacterial microflora from alkaline marshes of northern Belize. 1. Phenotypic diversity of coccoid morphotypes. Nova Hedwigia. 2007;84(1-2):65-111.
60. Komárek JyZ, E. Planktic morphospecies of the cyanobacterial genus *Anabaena* = subg. *Dolichospermum* - 1. part: coiled types. Fottea. 2007;7:1-31.
61. Bonilla S, Haakonsson S, Somma A, Gravier A, Britos A, Vidal L, et al. Cianobacterias y cianotoxinas en ecosistemas límnicos de Uruguay INNOTEC. 2015;10:9 - 22.
62. Muñoz Simon N. Cianobacterias bentónicas marinas en el Caribe central y sur de Costa Rica. Rev Mar Cost 2012;4:13-32.
63. Nieto Panqueva CF. Cianobacterias bentónicas arrecifales: Evaluación de sus interacciones alelopáticas mediante ensayos in situ en comunidades coralinas Islas del Rosario, Caribe colombiano 2012.
64. Tavera R, Novelo E, Lopez S. Cyanoprokaryota (Cyanobacteria) in Karst Environments in Yucatan, Mexico. Bot Sci. 2013;91(1):27-52.
65. Gachon CMM, Heesch S, Kupper FC, Achilles-Day UEM, Brennan D, Campbell CN, et al. The CCAP KnowledgeBase: linking protistan and cyanobacterial biological resources with taxonomic and molecular data. Syst Biodivers. 2013;11(4):407-13.
66. Dos Santos MR. Atlas: Algas de Paraguay, Característica e Importancia, Muestreos en Paraguay, Clave de Identificación e ilustraciones. 1ra ed. San Lorenzo, Paraguay 2016.
67. AENOR. Calidad del agua. Guía para el recuento de fitoplancton por microscopía invertida (técnica de Utermöhl). Madrid, España: AENOR; 2007.
68. Carrasco D. Cianobacterias planctónicas y cianotoxinas en embalses españoles [Tesis de Doctorado]. Madrid, España: Universidad Autónoma de Madrid; 2007.

69. Carrasco DM, E.; Sanchís, D.; Wörmer, L.; Paniagua, T.; Del Cueto, A. y Quesada, A. Cyanobacterial abundance and microcystin occurrence in Mediterranean water reservoirs in Central Spain: microcystins in the Madrid area. *Eur J Phycol.* 2006;41(3):281-91.
70. Komárek J, Kaštovský J, Mareš J, Johansen JR. Taxonomic classification of cyanoprokaryotes (cyanobacterial genera) 2014, using a polyphasic approach. *Preslia.* 2014;86(4):295-335.
71. Herrero A, Flores E, editors. *The Cyanobacteria: Molecular Biology, Genomics and Evolution.* 1st ed: Caister Academic Press. ; 2008.
72. Gugger MF, Hoffmann L. Polyphyly of true branching cyanobacteria (Stigonematales). *Int J Syst Evol Micr.* 2004;54:349-57.
73. Komárek J. Review of the cyanobacterial genera implying planktic species after recent taxonomic revisions according to polyphasic methods: state as of 2014. *Hydrobiologia.* 2015;764(1):259-70.
74. Flores E. *The Cyanobacteria: Molecular Biology, Genomics and Evolution.* Horizon2008.
75. Cavalier-Smith T. The neomuran origin of archaeobacteria, the negibacterial root of the universal tree and bacterial megaclassification. *Int J Syst Evol Micr.* 2002;52:7-76.
76. WHO. Algae y cyanobacteria in fresh water. In: Organization WH, editor. *Guidelines for safe recreational water environments Coastal and fresh waters.* 1. 1ra ed. Geneva: UNESCO, WHO and UNEP by E&FN Spon; 2003. p. 136-54.
77. WHO. *Guidelines for Drinking-water Quality.* 4th ed 2017. p. 631.
78. Ley 124 de las aguas terrestres. *Gaceta Oficial de la República de Cuba, Edición Extraordinaria Número 51, La Habana,* pp. 985-1047, (2017).
79. Gomez Luna LM, Steffanie N, Artoi T, Benitez Amaro A, Moya Gomez A, Cuypers A, et al. Cambios fisiológicos, bioquímicos y ultraestructurales inducidos por el campo magnético en *Synechocystis aquatilis*. *Cumbres.* 2016;2(2).
80. Adams DG, Duggan PS. *Transley Reviews.* Heterocyst and akinete differentiation in cyanobacteria. *New Phytol.* 1999;144:3-33.
81. Oren A. A proposal for further integration of the cyanobacteria under the Bacteriological Code. *Int J Syst Evol Micr.* 2004;54:1895-902.
82. Wacklin P. *Biodiversity and Phylogeny of Planktic Cyanobacteria in Temperate Freshwater Lakes.* Helsinki: Universidad de Helsinki; 2006.

83. Tomitani A, Knoll A, Cavanaugh CM, Ohno T. The evolutionary diversification of cyanobacteria: Molecular–phylogenetic and paleontological perspectives. *Proceedings of the National Academy of Sciences of United States of America*. 2006;103(14):5442–7.
84. Tomitani A, Okada K, Miyashita H, Matthijs HCP, Ohno T, Tanaka A. Chlorophyll b and phycobilins in the common ancestor of cyanobacteria and chloroplasts. *Nature*. 1999;400(6740):159-62.
85. Tomitani A, Duggan PS, Adams DG. Molecular mechanism of hormogonia differentiation of filamentous cyanobacteria. *Genes Genet Syst*. 2006;81(6):445-.
86. Komárek J. Cyanobacterial taxonomy: current problems and prospects for the integration of traditional and molecular approaches. *ALGAE-INCHON*-. 2006;21(4):349.
87. Komárek J. Guide to the Nomenclature and Formal Taxonomic Treatment of Oxiphototroph Prokaryotes (Cyanoprokaryotes) Proposal. 1990.
88. Thanh SD, Cronberg G, Nimptsch J, Lan-Chi DH, Wiegand C. Toxic cyanobacteria from Tri An Reservoir, Vietnam. *Nova Hedwigia*. 2010;90(3-4):433-48.
89. Sant’Anna CL, Azevedo MTD. Contribution to the knowledge of potentially toxic Cyanobacteria from Brazil. *Nova Hedwigia*. 2000;71(3-4):359-85.
90. Ahii-Chia M, Ilu A, G C-K, Oluwadare-Blogun E, Ayanronke S, Sturion-Lorenzi A. Genetic diversity of microcystin producers (Cyanobacteria) and microcystin congeners in aquatic resources across Africa: A review paper. *Toxics*. 2022;10(12):772.
91. Komárek J, Anagnostidis K. Modern approach to the classification system of Cyanophytes 4 - Nostocales. *Arch Hydrobiol Suppl*. 1989;82:247-345.
92. Komárek J. Recent changes (2008) in cyanobacteria taxonomy based on a combination of molecular background with phenotype and ecological consequences (genus and species concept). *Hydrobiologia*. 2010;639(1):245-59.
93. Komárek J. Recent changes (2008) in cyanobacteria taxonomy based on a combination of molecular background with phenotype and ecological consequences (genus and species concept). *Hydrobiologia*. 2010;639:245-59.

94. Komárek J. Sobre las cianofíceas de Cuba: 3) Especies planctónicas que forman florecimientos de las aguas. Acta Bot Cubana. 1984;19(1-33).
95. Comas A. Bol Soc Esp Ficol. 2010;44:19-20.
96. Casamatta D, Stanic D, Gantar M, Richardson LL. Characterization of *Roseofilum reptotaenium* (Oscillatoriales, Cyanobacteria) gen. et sp nov isolated from Caribbean black band disease. Phycologia. 2012;51(5):489-99.
97. Richardson LL, Stanić D, May A, Brownell A, Gantar M, Campagna SR. Ecology and physiology of the pathogenic cyanobacterium *Roseofilum reptotaenium*. Life. 2014;4(4):968-87.
98. National Museum of Natural History SI. Encyclopedia of Life. Available from <http://eol.org>. Encyclopedia of Life. 3rd ed2018.

## LISTADO DE LOCALIDADES

### *Provincia Granma*

#### *Embalses*

- Cautillo
- Cauto El Paso
- Bueycito
- Guisa
- Paso Malo

#### *Ríos*

- Desembocadura del Río Cauto

#### *Otros*

- Charco temporal cerca de la presa Cautillo, Granma

### *Provincia Guantánamo*

#### *Agroecosistemas*

- Finca Tierra Brava<sup>Fig. 5</sup>
- Finca Villa Josefa<sup>Fig. 6</sup>

#### *Bahías y lagunas*

- Bahía de Guantánamo

#### *Embalses, reservorios*

- Clotilde<sup>Fig. 7</sup>
- Jaibo<sup>Fig. 8</sup>
- Los Plátanos
- La Yaya<sup>Fig. 9</sup>

#### *Ríos*

- Río Guaso<sup>Fig. 10</sup>
- Río Miel<sup>Fig. 11</sup>
- Río Jaibo

#### *Otros*

- Charcos naturales donde abrevan aves en zonas montañosas de Baracoa
- Pozo con intrusión salina; litoral ciudad de Baracoa
- Reservorios de aguas en fincas de Guantánamo, Municipio Manuel Tames.

## ***Provincia Holguín***

### ***Embalses***

- Bio
- Camazán
- Gibara
- Nipe
- Moa
- Reservorio en Cacocún

## ***Provincia Camagüey***

### ***Agroecosistemas***

#### ***Embalses, reservorios***

- Laguna San Blas Fig. 12-14
- Microembalse Las Margaritas

## ***Provincia Santiago de Cuba***

### ***Agroecosistemas***

- Biofábrica de Santiago de Cuba Fig. 15 (Suelo y rizosfera de plántulas de *Carica papaya*, reservorio de agua para el riego)
- Biofábrica de Santiago de Cuba (Reservorio)
- Abrevadero en agroecosistema Finca San Gayetano, Poblado de Boniato

### ***Bahías, lagunas***

- Bahía de Santiago de Cuba
- Manglares en San Miguel de Paradas, Bahía de Santiago de Cuba
- Laguna de Baconao (Laguneta) Fig. 16-18

#### ***Embalses, reservorios***

- Carlos Manuel de Céspedes
- Baraguá Fig.19
- Chalóns Fig.20
- Charco Mono
- Gilbert

- Gota Blanca
- Hatillo
- Joturo
- Mícará
- Paradas <sup>Fig.21</sup>
- Microembalse La Campana

### ***Ríos***

- Río Baconao
- Río Dos Bocas
- Río Cobre
- Río San Juan
- Río Sevilla

### ***Otros***

- Pozos San Juan. Toma de planta potabilizadora de agua en el poblado del Caney
- Pozo Municipio II Frente
- Siboney (biotopo de camellón)
- Aguadores (biotopo plano rocoso)
- Casa particular Reparto Sueño (Salida filtro de agua)
- Reservorio de almacenamiento de agua a cielo abierto en parcela experimental del CNEA
- Toma de planta potabilizadora de agua en el Caney

## ***Provincia Las Tunas***

### ***Agroecosistemas***

- Abrevadero agroecosistema ganadero, municipio Las Tunas. <sup>Fig.22</sup>
- Abrevadero de ganado ovino-caprino municipio Jesús Menéndez, Las Tunas <sup>Fig. 23</sup>

## GALERÍA DE FOTOS. LOCALIDADES DE MUESTREO (SELECCIÓN)

*Figura 5. Finca Tierra Brava, Guantánamo.*





*Figura 6. Reservorio en Finca Villa Josefa, provincia Guantánamo y abrevadero para aves de corral*



***Figura 7. Embalse Clotilde, provincia de Guantánamo.***



*Figura 8. Embalse Jaibo, provincia de Guantánamo.*



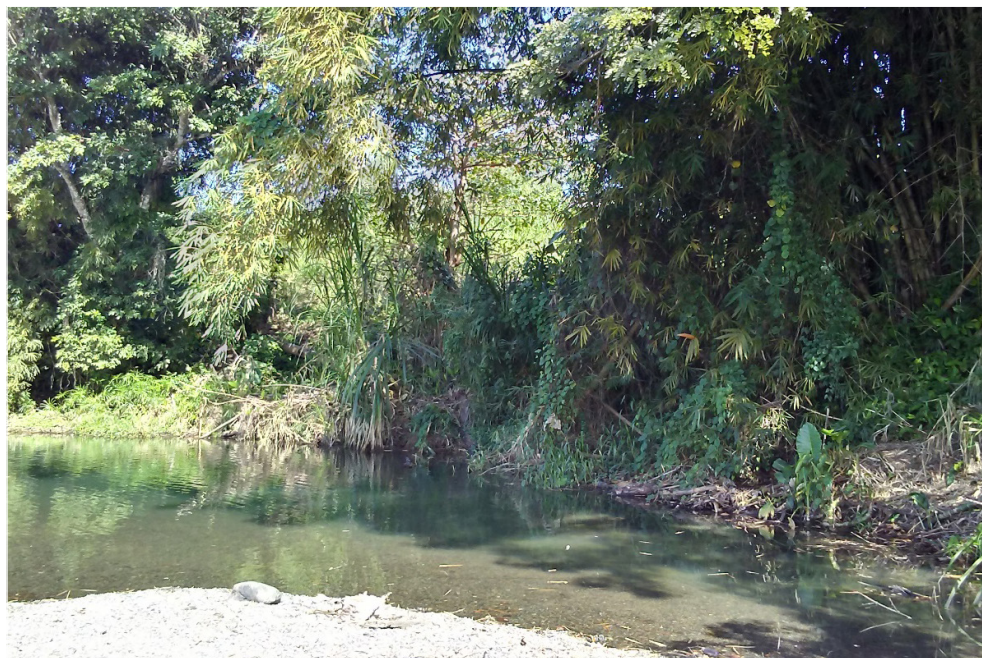
*Figura 9. Embalse la Yaya, provincia de Guantánamo.*



*Figura 10. Río Guaso, provincia de Guantánamo*



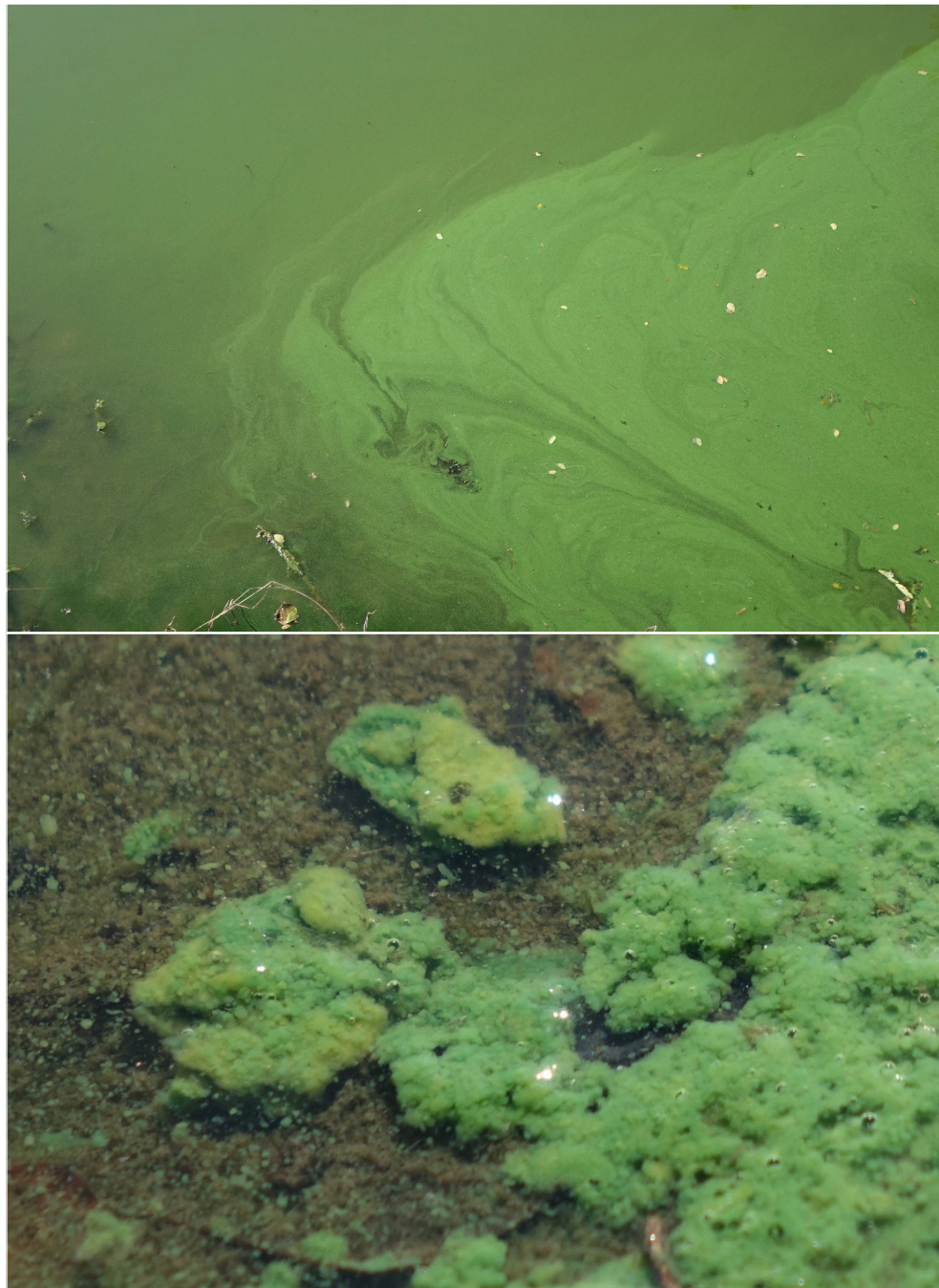
*Figura 11. Río Miel, Baracoa, Guantánamo.*



*Figura 12. Laguna San Blas, Camagüey.*



*Figura 13. Discoloración de las aguas y formación de grumos y tapetes durante la floración en la Laguna San Blas.*





*Figura 14. Apariencia de la Laguna San Blas y de una muestra de agua durante el primer muestreo de seguimiento durante una floración de cianobacterias.*



*Figura 15. Muestra de agua de reservorio, Biofábrica de Santiago de Cuba.*



*Figura 16. Laguna Baconao, Santiago de Cuba. Formación de masas laxas en la superficie del agua y tapete sobre rocas sumergidas y espumas.*



**Figura 17.** *Laguneta del Sistema de Lagunas Baconao y Laguna Baconao durante una floración con presencia de espumas, costras y discoloración visible del agua.*



*Figura 18. Laguna de Baconao floración de cianobacterias en transición a una de la bacteria púrpura *Chromatium vinosum* y floración posterior de la bacteria púrpura.*



*Figura 19. Embalse Baraguá, Santiago de Cuba.*



*Figura 20. Embalse Chalóns, Santiago de Cuba. Discoloración del agua y presencia de espumas.*



*Figura 21. Embalse Paradas, Santiago de Cuba. Discoloración de las aguas y formación de espumas en las orillas.*





*Figura 22. Abrevadero para ganado vacuno en agroecosistema del municipio Las Tunas, provincia Las Tunas.*



*Figura 23. Recipiente para abreviar ganado ovino caprino en agroecosistema del municipio Jesús Menéndez, provincia Las Tunas.*



# LISTADO DE ESPECIES

1. *Anabaena austroafricana*
2. *Anabaena circinalis*
3. *Anabaena crassa*
4. *Anabaena flos-aquae f. typica*
5. *Anabaena lemmermannii*
6. *Anabaena lemmermannii var. minor*
7. *Aphanothece minutissima*
8. *Anabaena maxima*
9. *Anabaena torques-reginae*
10. *Anabaena torulosa*
11. *Anabaenopsis tanganyikae*
12. *Anacystis microsphaeria*
13. *Aphanizomenon flos-aquae*
14. *Aphanizomenon gracile*
15. *Aphanizomenon* sp.
16. *Aphanizomenon volzii*
17. *Aphanocapsa delicatissima*
18. *Aphanocapsa elachista*
19. *Aphanocapsa incerta*
20. *Aphanocapsa marina*
21. *Aphanocapsa minuta*
22. *Aphanothece clathrata*
23. *Aphanothece comasii*
24. *Aphanothece* sp.
25. *Aphanothece variabilis*
26. *Arthrospira fusiformis*
27. *Arthrospira maxima*
28. *Calothrix* sp.
29. *Calothrix viguieri*
30. *Calothrix crustacea*
31. *Chroococcus deltoides*
32. *Chroococcus dispersus*
33. *Chroococcus limneticus*

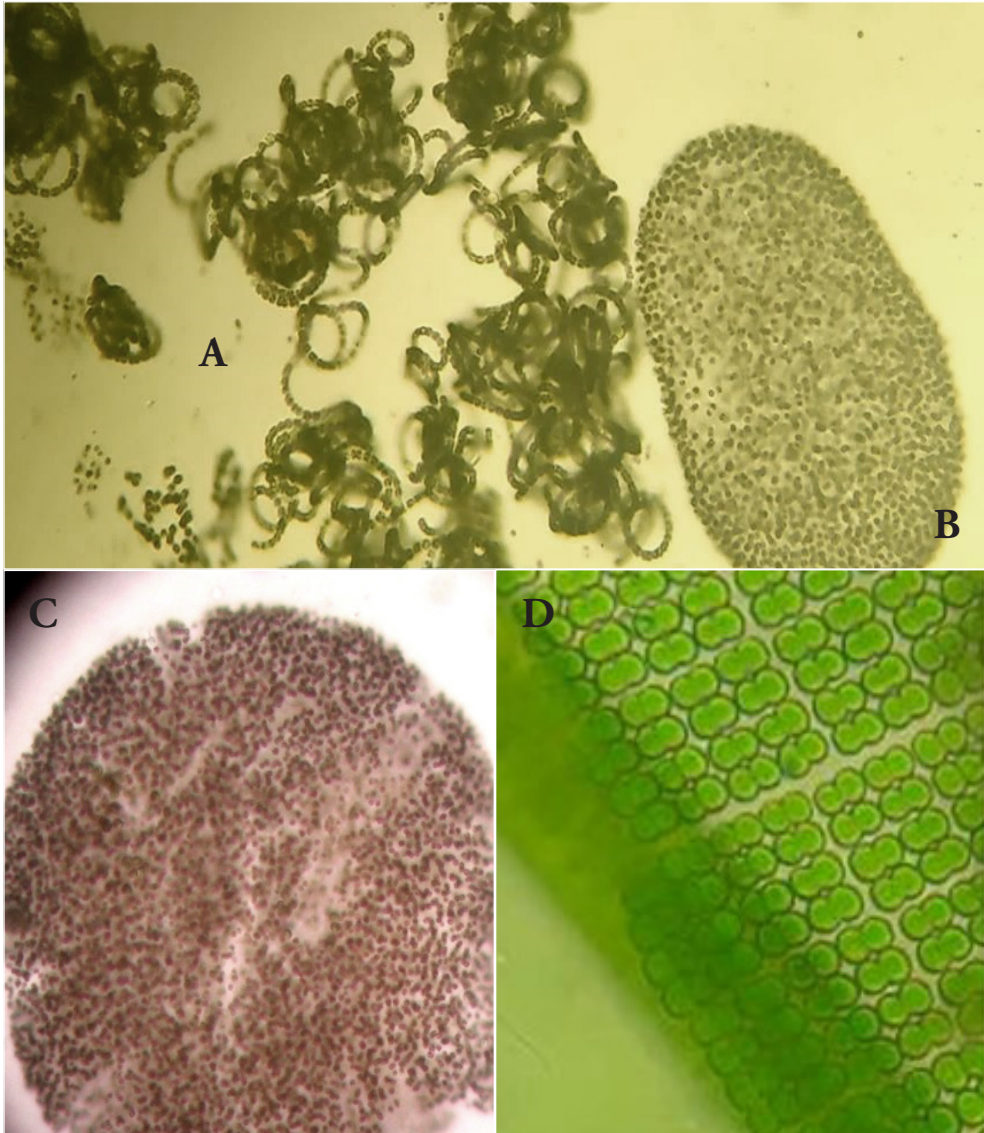
34. *Chroococcus minutus*
35. *Chroococcus* sp.
36. *Chroococcus turgidus*
37. *Coelomoron microcystoides*
38. *Coelomoron tropicale*
39. *Coelosphaerium aerugineum*
40. *Coelosphaerium kuetzingianum*
41. *Cyanobium gracile*
42. *Cyanodictyon imperfectum*
43. *Cyanokybus venezuelae*
44. *Cyanosarcina* sp.
45. *Cyanosarcina thalassia*
46. *Cyanotetras crucigenielloides*
47. *Cyanothece aeruginosa*
48. *Cylindrospermopsis curvispora*
49. *Cylindrospermopsis philippinensis*
50. *Cylindrospermopsis raciborskii*
51. *Cylindrospermopsis* sp.
52. *Cylindrospermum majus*
53. *Eucapsis* sp.
54. *Fortiea monilispora*
55. *Geitlerinema splendidum*
56. *Glaucospira agilissima*
57. *Gloeocapsa conglomerata*
58. *Gloeocapsa* sp.
59. *Gloeotheca palea*
60. *Gloeotrichia pilgeri*
61. *Gomphosphaeria aponina*
62. *Gomphosphaeria multiplex*
63. *Gomphosphaeria* sp.
64. *Jaaginema minima*
65. *Jaaginema neglectum*
66. *Leptolyngbya boryana*
67. *Leptolyngbya foveolarum*
68. *Leptolyngbya nostocorum*

69. *Leptolyngbya* sp
70. *Limnothrix redekei*
71. *Limnothrix* sp.
72. *Lyngbya major*
73. *Lyngbya majuscula*
74. *Lyngbya* sp.
75. *Lyngbyopsis willei*
76. *Merismopedia convoluta*
77. *Merismopedia glauca*
78. *Merismopedia marsonii*
79. *Merismopedia punctata*
80. *Merismopedia tenuissima*
81. *Microcoleus autumnalsi*
82. *Microcystis aeruginosa*
83. *Microcystis botrys*
84. *Microcystis comperei*
85. *Microcystis flos-aquae*
86. *Microcystis ichthyoblabe*
87. *Microcystis novacekii*
88. *Microcystis panniformis*
89. *Microcystis protocystis*
90. *Microcystis* sp.
91. *Microcystis viridis*
92. *Microcystis wesenbergii*
93. *Nostoc commune*
94. *Nostoc* sp.
95. *Oscillatoria agardhii*
96. *Oscillatoria chalybea*
97. *Oscillatoria formosa*
98. *Oscillatoria limosa*
99. *Oscillatoria nigroviridis*
100. *Oscillatoria princeps*
101. *Oscillatoria rubescens*
102. *Oscillatoria sancta*
103. *Oscillatoria* sp.

104. *Oscillatoria tenuissima*  
 105. *Oscillatoria thiebautii*  
 106. *Planktolynghya circumcreta*  
 107. *Planktolynghya lacustris*  
 108. *Planktolynghya limnetica*  
 109. *Planktothrix agardhii*  
 110. *Planktothrix rubescens*  
 111. *Planktothrix* sp.  
 112. *Pseudanabaena catenata*  
 113. *Pseudanabaena limnetica*  
 114. *Pseudanabaena moniliformis*  
 115. *Pseudoscillatoria* sp.  
 116. *Radiocystis geminata*  
 117. *Radiocystis* sp.  
 118. *Raphidiopsis curvata*  
 119. *Raphidiopsis* sp.  
 120. *Rhabdogloea subtropica*  
 121. *Romeria simplex*  
 122. *Roseoflum reptotaenium*  
 123. *Snowella lacustris*  
 124. *Snowella* sp.  
 125. *Spirulina* cf. *meneghiniana*  
 126. *Spirulina laxissima*  
 127. *Spirulina major*  
 128. *Spirulina maxima*  
 129. *Spirulina princeps*  
 130. *Spirulina subsalsa*  
 131. *Stanieria cyanosphaera*  
 132. *Synechococcus elongatus*  
 133. *Synechococcus marinus*  
 134. *Synechococcus nidulans*  
 135. *Synechococcus* sp.  
 136. *Synechocystis aquatilis*  
 137. *Synechocystis* sp.  
 138. *Tychonema bornetii*  
 139. *Woronichinia fremyi*

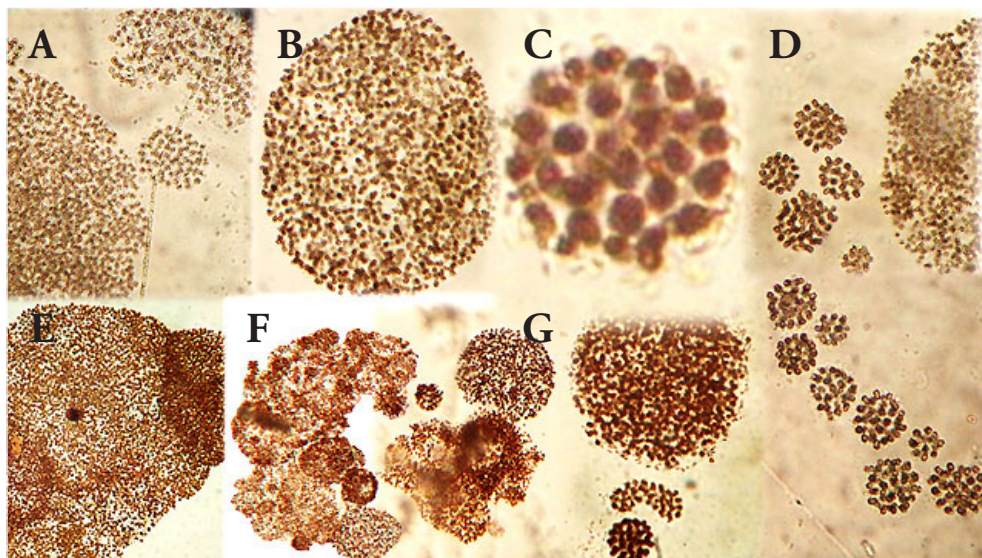
## GALERÍA DE FOTOS. ESPECIES DE CIANO- BACTERIAS (SELECCIÓN)

*Figura 21. Diferentes especies de cianobacterias de la Laguna San Blas.*



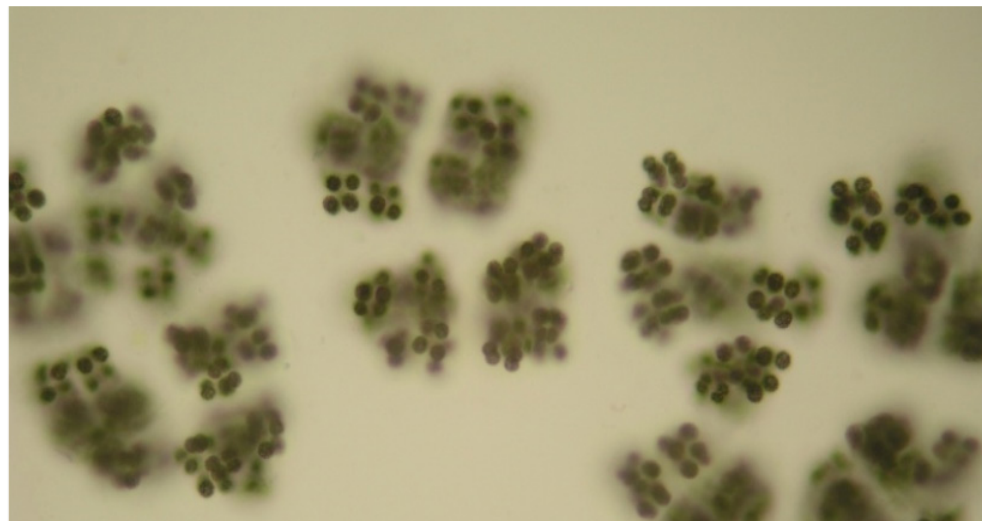
A: *Sphaerosermopsis torques-reginae* y B: *Microcystis flos-aquae*. C: *Microcystis aeruginosa*, D: *Merismopedia marsonii* Imágenes tomada al microscópio 10x. Laguna San Blas, floración de cianobacterias. Barra escala= 10µm.

**Figura 22. *Microcystis* spp.**



Diferentes especies de *Microcystis* del reservorio Micara, Santiago de Cuba. A, D: *Microcystis aeruginosa*. B: *M. flos-aquae*. E, G: *M. panniformis*. F: *M. wensenbergii*. Imágenes tomadas al microscopio óptico (E, F-10x, A, B, D, G- 40x, C-100x). C: *M. panniformis* (100x). Barra escala= 10µm.

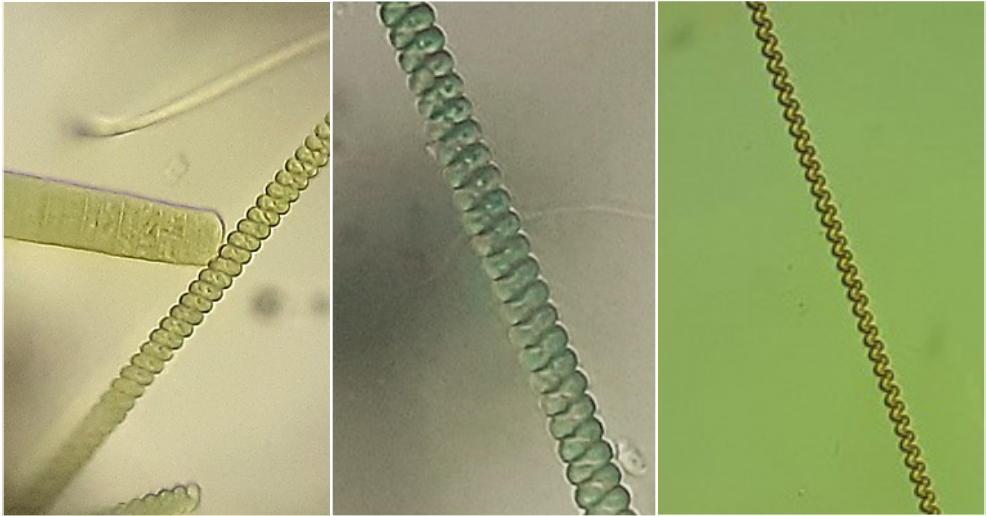
**Figura 23. *Microcystis viridis* (A. Braun en Rabernhorst) Lemm. 1903**



Aislada de muestras de colonias establecidas en la válvula de salida de un filtro de agua en una casa del reparto Sueño, Santiago de Cuba. Imágen tomada al microscopio óptico (40x) Zoom x 6. Barra escala: 10 µm.

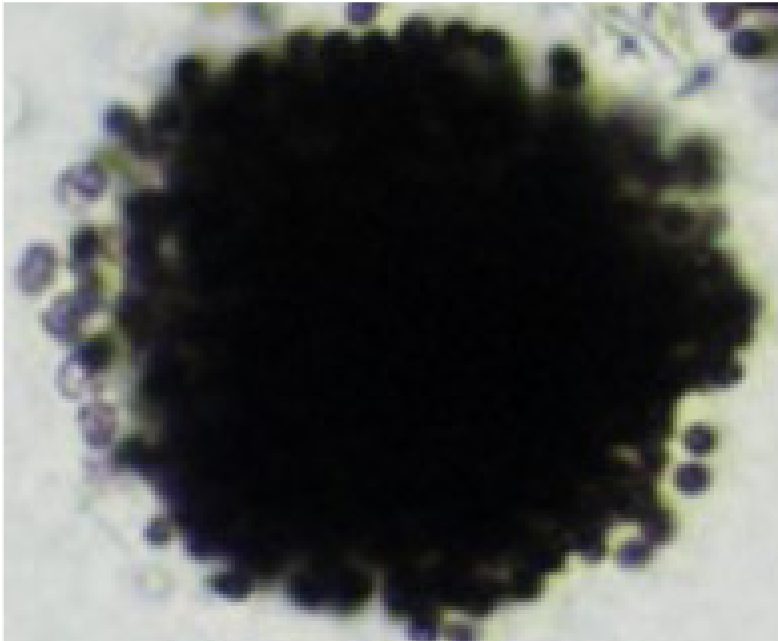


**Figura 24. *Spirulina* spp.**



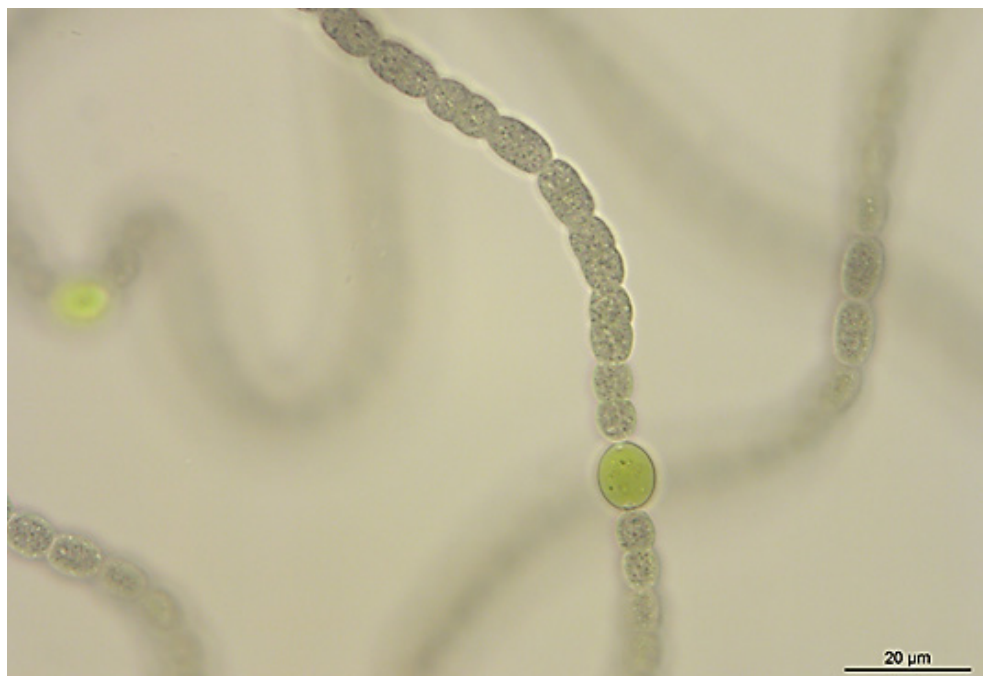
Imágenes tomadas al microscopio óptico (40x) Zoom x 6. Barra escala: 10  $\mu$ m. A, B: *Spirulina subsalsa*. C: *S. meneghiniana*. A\*: *Oscillatoria* sp.

**Figura 25. *Microcystis novacekii*, (Komárek) Compère, 1974**



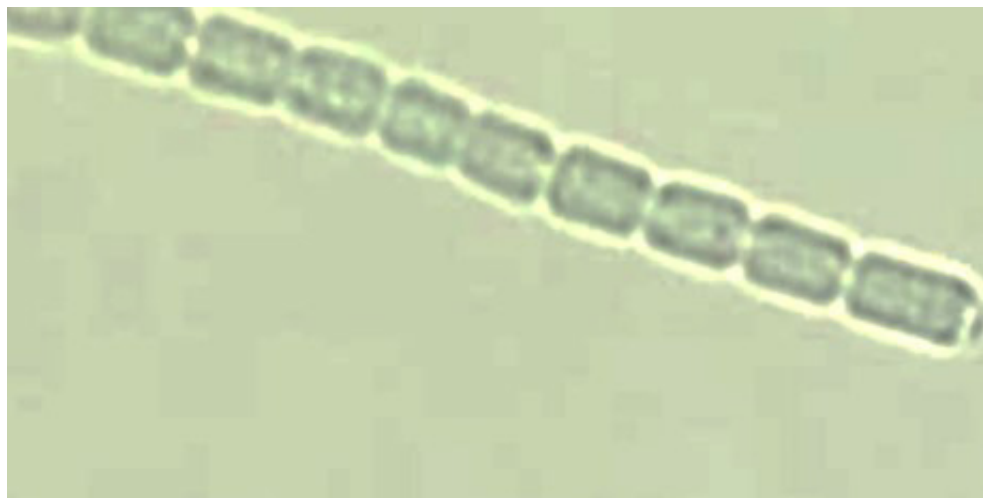
Imágen tomada al microscopio óptico (40x) Zoom x 6. Barra escala: 10  $\mu$ m. Muestra procedente del Embalse Paradas.

**Figura 26. *Nostoc commune*, Vaucher ex Bornet & Flahault 1888**



*Nostoc commune*. Muestra obtenida a partir de aislamiento de rizosfera de *Carica papaya*, Biofábrica de Santiago de Cuba.

**Figura 27. *Pseudanabaena catenata*, Lauterborn 1915**

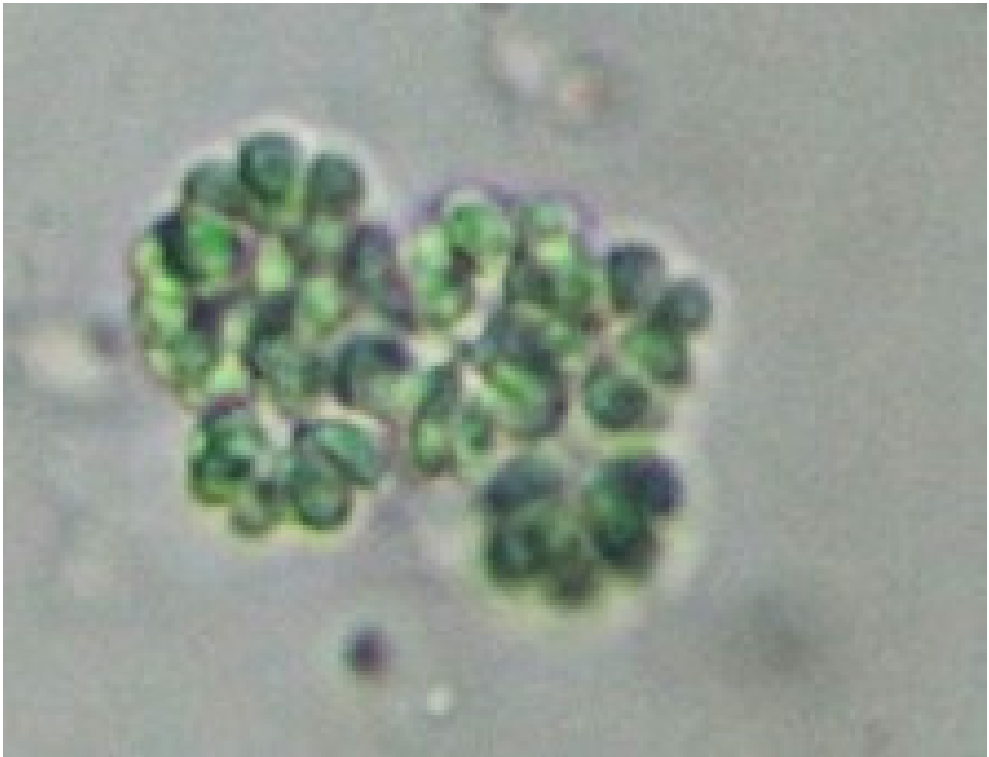


Imágen tomada al microscopio óptico (40x) Zoom x 6. Barra escala: 5 μm. Muestra procedente del embalse Carlos Manuel de Céspedes, Santiago de Cuba.



Imágen tomada al microscopio óptico (40x) Zoom x 6. Barra escala: 2  $\mu$ m. Muestra procedente del embalse Baraguá, Santiago de Cuba.

**Figura 28. *Gomphosphaeria aponina*, Kutzing 1836**



Imágen tomada al microscopio óptico (40x) Zoom x 6. Barra escala: 25  $\mu$ m. Muestra procedente del embalse Charco Mono, Santiago de Cuba.

Libro electrónico disponible en  
<http://fondoeditorial.unah.edu.pe/index.php/fonedi/catalog>  
Publicado en el Perú / Published in Peru.





UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTÓNOMA DE HUANTA

**Dra.C. Liliana María Gomez Luna**

Lic. José Angel Valdés Lao; Dr.C. José Carlos Rodríguez Tito; Dra.C. Amanda E. Moya Gómez; MSc. Yadenis Ortega Díaz; MSc. Agustín Pulgares Balart Lic. Leira Delgado Pérez; Lic. Cynthia Ramos Frómeta

ISBN: 978-612-49667-9-8

