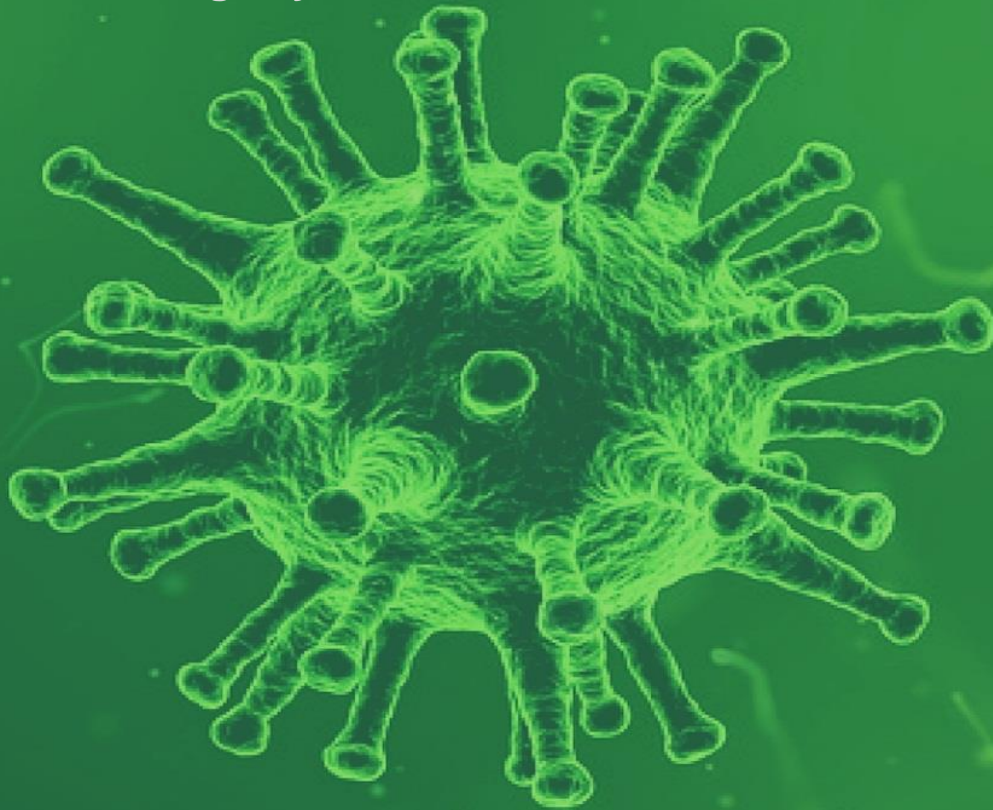


ISBN: 978-958-15-0444-2

# POTENCIAL BIOTECNOLÓGICO DE MICROALGAS EN ZONAS ÁRIDAS

Editores.

Javier Vanegas y Ruth Elena Hernández-Benítez



Centro Agroempresarial y Acuícola - SENA Regional Guajira

**POTENCIAL  
BIOTECNOLÓGICO DE LAS  
MICROALGAS ZONAS  
ÁRIDAS**

Primera Edición, 2018

**Editorial**

SERVICIO NACIONAL DE  
APRENDIZAJE - SENA Bogotá  
(978-958-15)

ISBN: 978-958-15-0444-2

Centro Agroempresarial y Acuícola -  
SENA Regional Guajira.  
Fonseca, La Guajira  
Kilómetro 1 salida a Barrancas  
<http://sena-caa.blogspot.com/>



Atribución - Sin Derivar - No  
Comercial

Esta Obra deberá ser citada del  
siguiente modo:

Autores del Capítulo (2018). Nombre  
del Capítulo. En Vanegas J y  
Hernandez-Benítez RH. Potencial  
Biotecnológico de las Microalgas en  
Zonas Áridas. Bogotá, Colombia.

Con el apoyo de  
Universidad Antonio Nariño  
Universidad Jorge Tadeo Lozano  
Universidad Popular del Cesar  
Universidad Militar Nueva Granada



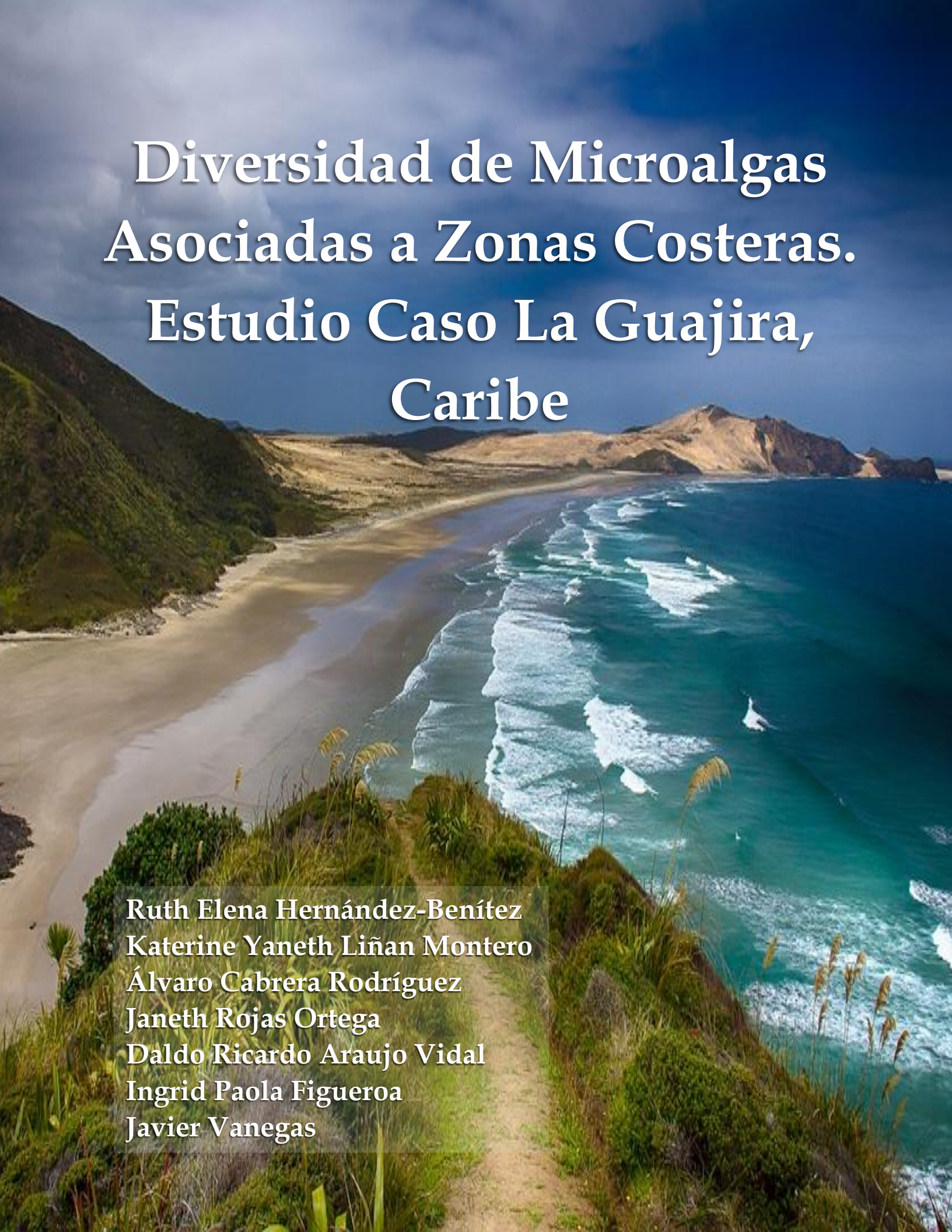
# Tabla de Contenido.

<b>Aplicaciones de las Microalgas</b> .....	9
1. Uso Comercial de las Microalgas.....	10
2. Aplicaciones de las Microalgas en Colombia.....	12
Bibliografía.....	13
<b>Diversidad de Microalgas Asociadas a Zonas Costeras. Estudio Caso La Guajira, Caribe</b> ...	16
1. Introducción.....	18
Contaminación y Reducción de Ecosistemas .....	18
Diversidad Microbiana en Manglares .....	19
Diversidad de Microalgas en Ambientes Salinos .....	19
Diversidad de Microalgas por Métodos no Dependientes de Cultivos.....	20
Técnicas de Secuenciación Masiva .....	20
2. Estudios de Caso .....	21
Cianobacterias de Suelo Rizosférico en Manglar de La Guajira .....	21
Aislamiento y Caracterización de Cianobacterias a Partir de Cultivos de Arroz .....	21
3. Descripción de Cianobacterias Aisladas en Arrozales de Fonseca .....	24
Bibliografía.....	28
<b>Actividad Promotora de Crecimiento Vegetal por Cianobacterias en Ambientes Semiáridos, Caso La Guajira</b> .....	33
1. Introducción.....	35
Producción Agrícola en La Guajira.....	35
Mecanismos de Acción de la Fitoestimulación por Cianobacterias .....	36
Promoción de Crecimiento por Cianobacterias.....	37
Inoculación de Cianobacterias en Cultivos de Arroz.....	37
2. Estudios de Caso .....	39
Bacterias Promotoras del Crecimiento Vegetal Asociadas a <i>Arthrospira platensis</i> .....	39
Sustancias Húmicas como Bioestimulantes que Ayudan al Desempeño de los Biofertilizantes .....	40
Bibliografía.....	42
<b>Las Microalgas en la Industria Cosmética</b> .....	46
1. Introducción.....	48
2. Definición de Cosmético y Biocosmético. ....	50
3. Microalgas y Cosmética. ....	50
Carotenoides .....	54
Antioxidantes .....	54
Vitaminas y Minerales .....	55
4. Mercado Cosmético en Colombia y el Mundo. ....	55
5. Microalgas y Desarrollo Biotecnológico en la Región Caribe Colombiana.....	57
Bibliografía.....	58
<b>Metabolitos Secundarios y sus Derivados, en Microalgas</b> .....	61
1. Microalgas Potenciales en la Obtención de Compuestos Bioactivos.....	63
<i>Spirulina</i> .....	63
Chlorella .....	64
Pyrrhophyta (Dinoflagelados).....	65
Bacillariophyceae (Diatomeas).....	66
Haematococcus.....	67
Amphidinium.....	67
Symbiodinium .....	68
Haptophyceae .....	69
Karenia Brevis .....	70
Capsosiphon Fluvescens .....	72

2. Principales Metabolitos de Microalgas y las Rutas Biosintéticas .....	73
Isoprenoides .....	73
Ácidos Grasos .....	75
Bibliografía.....	77
<b>La Espirulina una Oportunidad Como Alimento Funcional .....</b>	<b>79</b>
1. Introducción.....	81
2. Historia de la Espirulina .....	82
3. Condiciones de Cultivo .....	83
4. Producción a Nivel Mundial y Nacional.....	84
5. Composición Nutricional de la Espirulina.....	85
i. Composición Proximal.....	85
ii. Contenido de Minerales .....	85
iii. Contenido de Vitaminas .....	86
iv. Contenido de Lípidos.....	86
v. Composición de Aminoácidos .....	86
6. Método de Conservación de Espirulina .....	86
La Actividad de Agua (aw) .....	87
i. Técnicas de Secado .....	88
ii. Efecto del Secado Sobre la Calidad de los Alimentos .....	90
7. Alimentos Funcionales .....	92
i. Definición de Alimento Funcional y Características .....	92
ii. Alimentos Funcionales en Japón .....	93
iii. Alimentos Funcionales en Europa.....	95
iv. Alimentos Funcionales en Estados Unidos.....	95
v. Alimentos Funcionales en América Latina .....	95
8. La Espirulina como Alimento Funcional.....	96
i. Proteína .....	96
ii. Aminoácidos .....	96
iii. Ácidos Grasos Esenciales.....	96
iv. Minerales .....	97
v. Vitaminas.....	97
vi. Pigmentos.....	98
vii. Efectos Beneficiosos en la Salud .....	98
viii. Dosis de Espirulina.....	99
9. Productos Comerciales a Base de Espirulina.....	99
Bibliografía.....	100
<b>Arthrospira (<i>Spirulina</i>) platensis: Propiedades, Usos y Perspectivas .....</b>	<b>103</b>
1. Características Generales y Antecedentes Históricos.....	104
2. Propiedades, Usos y Beneficios .....	107
Pigmentos y Vitaminas.....	108
Lípidos y Ácidos Grasos.....	109
Otros Componentes de la Biomasa .....	109
3. Cultivo y Producción .....	110
Iluminación .....	110
Agitación.....	111
Tipos de Fotobiorreactores .....	112
4. Perspectivas.....	114
Medios con Urea Como Fuente de Nitrógeno.....	114
Uso de Dióxido de Carbono Producido en Fermentación Alcohólica .....	114
Reaprovechamiento del Medio.....	117
Uso del Efluente de la Producción de Biogás .....	118
Bibliografía.....	118
<b>Desarrollo y Adaptación de Tecnologías de Producción de Biomasa de Microalgas .....</b>	<b>121</b>
1. Introducción.....	123
2. Sistemas de Producción Comercial de Biomasa de Microalgas .....	123
3. Sistemas Abiertos .....	124

Estanques o Piscinas Abiertas.....	124
Reactor Tipo Raceway .....	124
Reactor de Capa Delgada.....	125
4. Sistemas Cerrados.....	125
Reactor de Paneles Planos.....	126
Reactores Tubulares .....	126
Reactores Horizontales .....	126
Reactores Helicoidales.....	127
5. Principales Parámetros en los Sistemas de Cultivo .....	127
6. Diseño de Fotobiorreactores Para el Cultivo a Escala de Microalgas.....	127
7. Métodos Para la Recuperación de Biomasa de Microalgas .....	129
Floculación .....	130
Flotación .....	130
Filtración .....	131
Centrifugación .....	131
Separación Magnética.....	132
Secado Solar.....	132
Bibliografía.....	133
<b>Diseño y Caracterización de Fotobiorreactores Tipo airlift Para el Cultivo de Microalgas ..</b>	<b>136</b>
1. Introducción.....	138
2. Reactores Tipo airlift .....	139
3. Secciones de un Reactor airlift .....	140
Raiser .....	140
Downcomer .....	141
Separador de Gas .....	141
Base .....	141
4. Retención de Gas.....	141
5. Hidrodinámica de los Reactores airlift .....	142
6. Caracterización de Reactores airlift .....	142
Evaluación de la Hidrodinámica de Reactores .....	143
Evaluación de la Transferencia de Masa en el Reactor.....	144
7. Materiales y Métodos .....	145
Fotobiorreactor .....	145
Ensayo de Trazadores .....	145
Determinación del Coeficiente Volumétrico Global de Transferencia de Masa.....	146
Cultivo de Microalgas y Fijación de CO <sub>2</sub> .....	146
8. Resultados y Discusión.....	146
Ensayo de Trazadores .....	146
Estimación del Coeficiente de Transferencia de Masa gas-líquido .....	148
Ensayos de Crecimiento Celular .....	149
Estimación de la Fijación de Dióxido de Carbono.....	150
9. Conclusiones.....	150
Bibliografía.....	151





# Diversidad de Microalgas Asociadas a Zonas Costeras. Estudio Caso La Guajira, Caribe

Ruth Elena Hernández-Benítez  
Katerine Yaneth Liñan Montero  
Álvaro Cabrera Rodríguez  
Janeth Rojas Ortega  
Daldo Ricardo Araujo Vidal  
Ingrid Paola Figueroa  
Javier Vanegas

# Diversidad de Microalgas Asociadas a Zonas Costeras. Estudio Caso La Guajira, Caribe.

Ruth Elena Hernández-Benítez<sup>1</sup>, Katerine Yaneth Liñan Montero<sup>2</sup>, Álvaro Cabrera Rodríguez<sup>3</sup>, Janeth Rojas Ortega<sup>4</sup>, Daldo Ricardo Araujo Vidal<sup>5</sup>, Ingrid Paola Figueroa<sup>6</sup>, Javier Vanegas<sup>7</sup>

1. Ingeniera Química, MSc en Gerencia de Proyectos de Investigación y Desarrollo, Centro Agroempresarial y Acuícola, Servicio Nacional de Aprendizaje SENA, Riohacha.
2. Microbióloga, Centro Agroempresarial y Acuícola, Servicio Nacional de Aprendizaje SENA, Riohacha.
3. Biólogo Marino, MSc en Ciencias Marinas, Doctor (c) en Ciencias Marinas, Facultad de Ciencias, Universidad de La Guajira, Riohacha.
4. Bióloga Marina, MSc en Ciencias Marinas, Doctora (c) en Ciencias Marinas, Facultad de Ciencias, Universidad de La Guajira, Riohacha.
5. Ingeniero de Alimentos, Especialización en Gerencia de la Ciencia y la Tecnología, MSc en Gerencia de Proyectos de Investigación y Desarrollo, Doctor (c) en Gestión de la Innovación, Centro Agroempresarial y Acuícola, Servicio Nacional de Aprendizaje SENA, Fonseca.
6. Ingeniera Biotecnológica, MSc en Ciencias Microbiológicas, Investigadora, Universidad Antonio Nariño, Bogotá.
7. Biólogo, MSc en Microbiología, Doctor en Biotecnología, Profesor Asistente, Universidad Antonio Nariño, Bogotá.

## Resumen.

La diversidad de microalgas en el país es poco explorada y está amenazada por diversos factores de origen humano. La mayoría de estudios de la diversidad de microalgas se fundamenta en técnicas dependientes de cultivo. Ecosistemas como manglares, el océano y ambientes salinos revelan una alta diversidad de microalgas. Se reportó que las órdenes *Synechococcus*, *Oscillatoria* y *Halomicronema* fueron las cianobacterias predominantes en la desembocadura del Río Ranchería (La Guajira) mediante secuenciación masiva. En campos de arroz de Fonseca (La Guajira) se aislaron las siguientes cianobacterias: *Anabaena* sp, *Aphanocapsa* sp, *Chlorella* sp, *Chroococcus* sp, *Gloeocapsa* sp, *Golenkinia* sp, *Microcystis* sp, *Oedogonium* sp, *Oscillatoria amphibia*, *Oscillatoria limosa*, *Pseudoanabaena* sp, *Scenedesmus obliquus*, *Scenedesmus quadricauda* y *Spirogyra* sp. Estas cianobacterias podrían promover el rendimiento y la productividad de cultivos de interés comercial en la zona.

Palabras Claves: *Diversidad, microalgas, manglares, arroz, cianobacterias.*

## Abstract.

The diversity of microalgae in the country is little explored and is threatened by diverse factors of human origin. Most studies of microalgae diversity are based on culture-dependent techniques. Ecosystems such as mangroves, the ocean and saline environments reveal a high diversity of microalgae. It was reported that the orders *Synechococcus*, *Oscillatoria* and *Halomicronema* were the predominant cyanobacteria at the mouth of the Rio Ranchería (La Guajira) by means of massive sequencing. In rice fields of Fonseca (La Guajira) were isolated the following cyanobacteria: *Gloeocapsa* sp,

*Chlorella sp, Scenedesmus quadricauda, Scenedesmus obliquus, Anabaena sp, Chroococcus sp, Aphanocapsa sp, Microcystis sp, Pseudoanabaena sp, Golenkinia sp, Oscillatoria limosa, Oscillatoria amphibia, Spirogyra sp and Oedogonium sp.* These cyanobacteria could promote the yield and productivity of crops of commercial interest in the area.

*Keywords: Diversity, microalgae, mangroves, rice, cyanobacteria.*

## **1. Introducción.**

Colombia es uno de los países de mayor megadiversidad del mundo (Arbeláez-Cortés, 2013). No obstante, la información generada de la diversidad marina es escasa con respecto a la relación de ecosistemas terrestres (Díaz y Acero, 2003; Arbeláez-Cortés, 2013). Los ecosistemas del Caribe colombiano cuentan con una gran variedad de ecosistemas terrestres, marinos y marino-costeros, que actualmente están amenazados por los efectos de impactos ambientales resultantes de las decisiones políticas de desarrollo y ocupación del territorio (Márquez *et al.*, 2014). El océano y su representación como el hábitat más extenso de la biósfera, alberga una amplia y compleja variedad biológica aún desconocida (Parra, 2006). El estudio de microalgas marinas ha permitido descubrir un repertorio metabólico inmenso al encontrado en Tierra (Duarte, 2006). Se estima que existen entre 200.000-800.000 especies de microalgas, de las cuales solo 35.000 han sido descritas (Cheng y Ogden, 2011) y una pequeña parte se cultivan a escala industrial con fines comerciales (Priyadarshani y Rath, 2012).

El estudio de la biodiversidad de microorganismos se ha basado en métodos dependientes de cultivo que podrían representar solo entre el 0,1-1% de la diversidad total de una muestra (Borneman *et al.*, 1996). El desconocimiento de la biodiversidad taxonómica y funcional de las microalgas en nuestros ecosistemas es una pérdida importante en la implementación de políticas de conservación y procesos de bioprospección para el desarrollo del país (Melgarejo, 2003) ya que las microalgas tiene múltiples usos en el sector comercial e industrial (Priyadarshani y Rath, 2012).

### ***Contaminación y Reducción de Ecosistemas.***

En los últimos 60 años los humanos han alterado los ecosistemas a un ritmo acelerado que en ningún otro período de tiempo a lo largo de la historia, todo esto con el fin de resolver las demandas de agua, alimento, combustible, dulce, fibra y madera etc., generando una pérdida considerable e irreversible de la diversidad de la vida sobre la Tierra (Assessment, 2005). Por ejemplo, se estima que los manglares ocuparon el 75% de las costas tropicales y subtropicales del mundo (Duke *et al.*, 2007). Sin embargo, su cobertura se ha reducido a un 50% (Kairo *et al.*, 2001) debido a diversas actividades de origen antropogénico (Polidoro *et al.*, 2010). Estos disturbios afectan de manera excesiva a los microorganismos como a la macrofauna del manglar y dificultan su funcionamiento, reforestación y rehabilitación (Holguín *et al.*, 2001). Entre los principales factores medio ambientales para el Caribe colombiano encontramos el vertimiento de aguas residuales sin tratamiento, contaminación de fuentes de agua para consumo humano, deforestación y manejo inadecuado de residuos sólidos (Márquez *et al.*, 2014). A pesar de la gran diversidad de ecosistemas que alberga la Guajira solo un 23% de las áreas prioritarias están siendo protegidas y están sujetas a actividad antropogénica que amenazan perder su biodiversidad y servicios ambientales (Márquez *et al.*, 2014).



### **Diversidad Microbiana en Manglares.**

Los microorganismos del manglar tienen una gran relevancia en el ciclaje de nutrientes (Alongi, 2009). No obstante, su diversidad taxonómica y funcional ha sido poco estudiada a nivel genético (Andreote *et al.*, 2012, Nogueira *et al.*, 2015, Alzubaidy *et al.*, 2016). Por ejemplo, la comunidad de cianobacterias de manglares han sido olvidadas y muchas veces subestimadas (Alvarenga *et al.*, 2015). En manglares de borde de Brasil, las cianobacterias predominantes fueron *Prochlorococcus* y *Synechococcus* al usar técnicas moleculares (Rigonato *et al.*, 2013). Por técnicas dependientes de cultivo en la India se han reportado hasta 39 especies de cianobacterias pertenecientes a 12 familias (Silambarasan *et al.*, 2012). Similares resultados han sido reportados por Kathiresan y Sakthivel (2013) con el predominio de especies de *Oscillatoria*, *Lyngbya* y *Phormidium* en la India. No obstante, esta diversidad está influenciada por impactos antropogénicos. De la misma manera, se han identificado hasta 19 géneros de cianobacterias colonizando la filósfera de manglares con predominio del orden *Nostocales* y *Oscillatoriales* (Rigonato *et al.*, 2012). Al igual que importantes cianobacterias diazotróficas (Toledo *et al.*, 1995a, 1995b; Kyaruzi *et al.*, 2003). Estos estudios demuestran la amplia distribución de cianobacterias y su importancia para los manglares.

El Ecosistema Lagunar costero de Navío Quebrado, Santuario de Flora y Fauna Los Flamencos, La Guajira está rodeado por una franja de mangle negro (*Avicennia germinans*) y blanco (*Laguncularia racemosa*), y la productividad primaria está dominada principalmente por diatomeas, algas verdes y cianobacterias, con valores máximos en la primera temporada de lluvias de  $1 \text{ mg Cl}^{-1} \text{ h}^{-1}$ . Esta productividad en el ecosistema soporta la pesquería de camarones, peces y una alta diversidad de aves incluyendo el flamenco rosado (*Phoenicopterus ruber*) y aves marinas entre gaviotas (*Sterna sp*; *Puffinus sp*) cormoranes (*Phalacrocorax sp*), y garzas (*Egreta sp*; *Ardea sp*) (Bravo y Cabrera, 2015).

### **Diversidad de Microalgas en Ambientes Salinos.**

En comparación con el océano, se ha estimado que la diversidad de cianobacterias es mayor en la zona litoral (e.g. supra, meso e infralitoral), donde en general se encuentran géneros bentónicos formadores de tapetes (e.g. *Oscillatoria*, *Lyngbya*, *Scytonema*, *Microcoelus*), de afloraciones (e.g. *Trichodesmium*) endolíticos en esqueletos coralinos vivos y/o muertos (e.g. *Hyella*, *Solenia*) o simbioses (e.g. *Aphanocaspia*, *Prochloron*, *Synechocystis*, *Borzia*, *Richelia*) (Hoffman, 1999). Esta diversidad inesperada de cianobacterias que conforman el picoplancton ha recibido cada vez mayor relevancia en géneros como *Prochlorococcus*, *Synechococcus*, *Trichodesmium* y *Richelia* (Zhaxybayeva *et al.*, 2007; Kathuria y Martiny, 2011) por su contribución de biomasa, nitrógeno y fósforo en ecosistemas marinos-costeros oligotróficos y pelágicos (Hoffman, 1999; Pittera *et al.*, 2014). Aunque los estudios del picoplancton se han dirigido principalmente a la fracción procariota, las aproximaciones a la diversidad del componente eucariota son más extensas de lo que se esperaba en grupos de las clases *Prasinophyceae* (*Chlorophyta*), *Bacillariophyceae* (*Heterokontophyta*), *Prymnesiophyceae* (*Haptophyta*), *Cryptophyceae* (*Chryptophyta*), entre otros (Vaulot *et al.*, 2008).

A largo del gradiente costero oceánico donde la salinidad y penetración lumínica aumenta con la distancia a la costa, las células del fitoplancton de tamaño grande son remplazadas por células de tamaño pequeño, predominando en las aguas oceánicas más claras y las células grandes predominan en las aguas costeras, cerca de ríos. La densidad de nanoplancton de tamaño intermedio es baja e invariable a lo largo del gradiente. Para

todas las clases de tamaño, la respuesta fotofisiológica, parametrizada como capacidad fotosintética disminuye de manera avanzada hacia aguas oceánicas. El componente del microplancton (> 20 µm) muestra un descenso más rápido de este parámetro seguido de la clase de tamaño más pequeña (0,2-2µm), el picoplancton. La clase de tamaño intermedio (2 - 20 µm), que comprende el nanoplancton, muestra la menor variabilidad a lo largo del gradiente. La abundancia de diazótrofos y la actividad de nitrogenasa son mayores en el rango intermedio de salinidad (Torres, 2010).

### ***Diversidad de Microalgas por Métodos no Dependientes de Cultivos.***

La diversidad de microalgas en Colombia es desconocida, la mayoría de estudios se han limitado a técnicas dependientes de cultivo con un enfoque ecológico o taxonómico (Ávila *et al.*, 2015; Toro, 2015; Silva *et al.*, 2016). No obstante, estos acercamientos dependientes de cultivo han perdido espacio frente a la discriminación molecular (Not *et al.*, 2007).

Para establecer la composición de microalgas de un ecosistema es necesario combinar técnicas tanto dependientes e independientes de cultivo (Foster *et al.*, 2009; Williams *et al.*, 2016). Las técnicas independientes de cultivo pueden ser interferidas por el recubrimiento de matrices de polisacáridos de cubiertas de cianobacterias durante la extracción de DNA que resultan en una menor estimación de la diversidad (Foster *et al.*, 2009). Del mismo modo, las técnicas de cultivo están sesgadas por el medio de cultivo, la competencia de las especies dominantes y las condiciones de crecimiento entre otras (Torres Alonso, 2015). Se ha reportado que solo el 30% de la composición de cianobacterias se sobrepone entre técnicas dependientes y no dependientes de cultivo (Donachie *et al.*, 2007).

Las técnicas moleculares se han fundamentado en la detección y caracterización de afloramientos de algas nocivas (Kudela *et al.*, 2010) y la determinación de la diversidad de microalgas (Hubbard *et al.*, 2008). Esta ha sido estimada principalmente mediante el uso de DGGE (Electroforesis en gel con gradiente de desnaturalización) y RFLP (Polimorfismos de longitud de fragmentos de restricción) al amplificar genes filogenéticos (Bukowska *et al.*, 2014, Bhatt *et al.*, 2016, Jasser *et al.*, 2017). En la actualidad las técnicas de secuenciación masiva han permitido explorar la diversidad de cianobacterias en costras de suelo (Williams *et al.*, 2016) y tapetes acuáticos de la antártica que han permitido revelar una mayor diversidad que la reportada por métodos tradicionales (Pessi *et al.*, 2016).

### ***Técnicas de Secuenciación Masiva.***

Los nuevos acercamientos de secuenciación masiva están reemplazando técnicas ampliamente usadas como las librerías clonales, sin embargo necesitan un fuerte componente bioinformático ya que se generan millones de secuencias (Metzker, 2010). Estas técnicas han permitido estimar la diversidad eucariota de microalgas a partir de secuencias de 18S RNAr (Shalchian-Tabrizi *et al.*, 2011) y de cianobacterias por el gen 16S RNAr (Williams *et al.*, 2016). Las tecnologías de secuenciación masiva más importantes son Roche/GS-FLX (454), Illumina/Genome Analyzer IIx (GAIIx), Illumina/HiSeq2000, ABI/SOLiD v.4, Pacific Biosciences/PacBio RS. Estas tecnologías varían con respecto a su rendimiento, longitud de lectura de pares de bases y marcos de lectura (Ebenezer *et al.*, 2012).

Las estrategias de metagenómica y metatranscriptómica hacen uso de técnicas de secuenciación de alto rendimiento que, a través de herramientas bioinformáticas, han permitido revelar con elevada resolución la diversidad taxonómica y funcional de comunidades microbianas (Simon y Rolf, 2011; Segata *et al.*, 2013). Mientras, la metagenómica permite saber el contenido genético de la comunidad microbiana, la transcriptómica revela el contenido de expresión genética en un específico momento y lugar (Mitra *et al.*, 2011). La metagenómica supera las limitaciones de técnicas como la PCR en tiempo real y los microarreglos al no limitarse el número de genes y sondas a estudiar, no es necesario seleccionar genes objetivo (Moran, 2009) y requiere de bajos recursos comparativos para estudiar la diversidad microbiana (Warnecke y Hess, 2009). No obstante, existen grandes retos en el análisis bioinformático debido a la complejidad de la información que se pretende abordar; la mayor parte de las técnicas se basan en interpolar resultados sobre datos ya existentes. Por otra parte, la información biológicamente significativa y organizada no está disponible en cantidades deseables. Debido a la rápida evolución de la genómica, es necesaria la creación de herramientas matemáticas e informáticas de alta flexibilidad que permitan manejar grandes volúmenes de datos con un acceso ordenado y racional a repositorios públicos de información (Moore *et al.*, 2010; Pereira de Castro *et al.*, 2013).

## **2. Estudios de Caso.**

### ***Cianobacterias de Suelo Rizosférico en Manglar de La Guajira.***

Mediante un estudio de la diversidad de cianobacterias presentes en suelo rizosférico del mangle *Avicennia germinans* en la desembocadura principal del río Ranchería, brazo Riito, en el Departamento de La Guajira, se detectaron cianobacterias mediante técnicas independientes de cultivo, aislamiento de ADN total del suelo, amplificación y secuenciación parcial del gen 16S RNAr.

Los órdenes de cianobacterias identificados fueron *Halomicronema*, *Oscillatoria* y *Synechococcus*. El orden *Synechococcus* ha sido reportado como uno de los grupos de cianobacterias más abundantes en ambientes marinos (DeLong y Karl, 2005; Silva *et al.*, 2014) y coincide con los resultados de bosques de manglar en Brasil (Rigonato *et al.*, 2013). *Synechococcus* alcanza concentraciones de hasta  $10^5$ - $10^6$  células/mL y es considerado como uno de los mayores contribuidores a la fijación de CO<sub>2</sub> que se lleva a cabo en las regiones oceánicas (Partensky *et al.*, 1999). *Oscillatoria* es un orden de cianobacterias que se caracteriza por ser organismos filamentosos que se dividen solo por fisión binaria, el género *Oscillatoria* PCC 7515 se caracteriza por su capacidad de fijación de nitrógeno (MacGregor *et al.*, 2001). *Oscillatoria* es un grupo que se encuentra de manera común en el ambiente (Méjean *et al.*, 2010). *Halomicronema hongdechloris* es la primera cianobacteria reportada que posee clorofila f junto con clorofila a (Chen *et al.*, 2012), crece de manera óptima en agua de mar, pero también tolera salinidades más altas (Li *et al.*, 2014).

### ***Aislamiento y Caracterización de Cianobacterias a Partir de Cultivos de Arroz.***

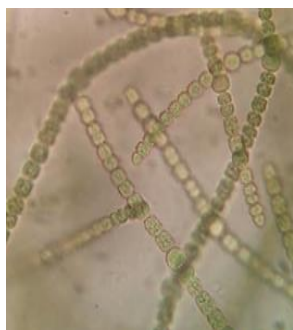
Las cianobacterias son uno de los principales componentes de la microbiota en arrozales, estos contribuyen significativamente a la fertilización (Son *et al.*, 2005). Para conocer la diversidad de cianobacterias de cultivos de arroz de la Guajira en Fonseca se realizaron aislamientos en medio BG11. Mediante observación microscópica se identificaron las siguientes cianobacterias: *Gloeocapsa sp*, *Chlorella sp*, *Scenedesmus quadricauda*,

*Scenedesmus obliquus*, *Anabaena* sp, *Chroococcus* sp, *Aphanocapsa* sp, *Microcystis* sp, *Pseudoanabaena* sp, *Golenkinia* sp, *Oscillatoria limosa*, *Oscillatoria amphibia*, *Spirogyra* sp y *Oedogonium* sp (Figura 1).

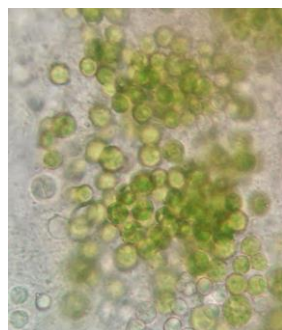
Dey *et al.*, (2010) reportaron la presencia en cultivos de arroz de la India de 58 taxas, 19 cianobacterias eran formadoras de heterocistos y 39 no formadoras de heterocistos. La cianobacteria más abundante fue *Oscillatoria chalybea* (9,90%) seguida por *Oscillatoria subbrevis* (8,96%), *Phormidium purpurascens* (8,49%), *Cylindrospermum muscicola* (8,01%), *Oscillatoria clorina* (8,01%), *Anabaena constricta* (5,66%), *Oscillatoria princeps* (5,18%) y *Oscillatoria animalis* (4,71%). Selvi *et al.*, (2012) reportaron 30 especies de cianobacterias formadoras de heterocistes provenientes de siete géneros en cultivos de arroz. Las altas abundancias de cianobacterias formadoras de heterocistos fueron asociadas a bajos niveles de nitrógeno (Selvi *et al.*, 2012).

Song *et al.*, (2005) mediante la técnica de biología molecular (DGGE) identificaron 24 filotipos de cianobacterias en cultivos de arroz. Las cianobacterias estaban representadas por 11 géneros, dos cianobacterias filamentosas formadoras de heterocistos (*Nostoc* y *Scytonema*), cinco filamentosas no formadoras de heterocistos (*Leptolyngbya*, *Phormidium*, *Microcoleus*, *Spirulina*, *Chroococcidiopsis*) y cuatro no unicelulares (*Synechococcus*, *Cyanothece*, *Chamaesiphon*, *Synechosystis*). Nueve secuencias presentaron cercanía con el género *Leptolyngbya*, cuatro al género *Nostoc*, tres al género *Synechococcus* y uno de cada uno de los géneros *Chamaesiphon*, *Chroococcidiopsis*, *Cyanothece*, *Microcoleus*, *Phormidium*, *Scytonema*, *Spirulina* y *Synechosystis* (Son *et al.*, 2005).

Mediante observaciones microscópicas Srivastava *et al.*, (2009) encontraron que las comunidades de cianobacterianas de arroz se componían de los géneros *Anabaena*, *Nostoc*, *Aulosira*, *Cylindrospermum*, *Gloeotrichia*, *Rivularia* y *Tolypothrix* del orden *Nostocales*; *Oscillatoria*, *Lyngbya* y *Phormidium* de las *Oscillatoriales*; *Fischerella* y *Hapalosiphon* de *Stigonematales*; y *Aphanothece* y *Gloeothece* de los *Chroococcales*. Adicionalmente, Srivastava *et al.*, (2009) mediante DGGE reporta seis fragmentos de PCR pertenecientes a *Anabaena* (*A. doliolum*, *A. anomala*, *A. oryzae* y *A. variabilis*), cuatro con *Nostoc* (*N. endophytum*, *N. muscorum* y *Nostoc* sp.CCG3), dos con *Aulosira* (*A. fertilissima* y *Aulosira* sp. PP615), *Cylindrospermum* (*Cylindrospermum* sp A1345 y CENA33), *Gloeotrichia* (ambas con *G. echinulata*) y *Hapalosiphon* (*H. welwistchii* y *Hapalosiphon* sp. CCG6), y uno con *Rivularia* (*Rivularia* sp PCC7116), *Tolypothrix* (*Tolypothrix* sp PCC7415) y *Fischerella* (*F. muscicola*). Srivastava *et al.*, (2009) reportaron la presencia de cianobacterias no formadoras de heterocistos como *Lyngbya*, *Oscillatoria*, *Phormidium*, *Aphanothece* y *Gloeothece*. La identificación molecular obtenida por DGGE no compartió identidad con las secuencias obtenidas de las cianobacterias cultivadas, lo que resalta la importancia de desarrollar los dos tipos de acercamiento para entender la biodiversidad de cianobacterias en agroecosistemas como el arroz. Del mismo modo, Srivastava *et al.*, (2009) encontraron que los bajos niveles de salinidad favorecen el crecimiento de cianobacterias formadoras de heterocistos, mientras altas concentraciones de salinidad ( $\geq 4$  ds m<sup>-1</sup>) seleccionan especies no formadoras de heterocistes.



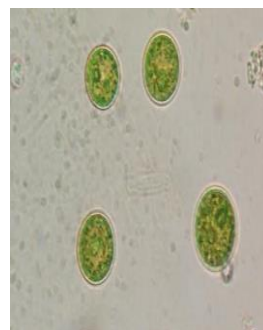
a. *Anabaena* sp (100x)



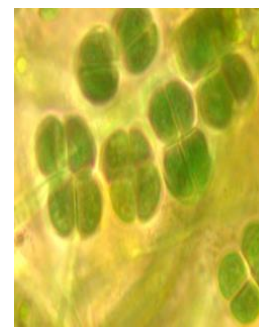
b. *Aphanocapsa* sp (100x)



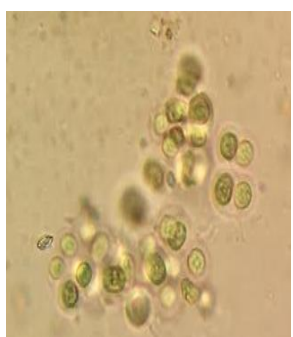
c. *Arthrospira* sp (100x)



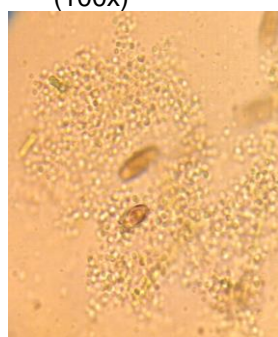
d. *Chlorella* sp (100x)



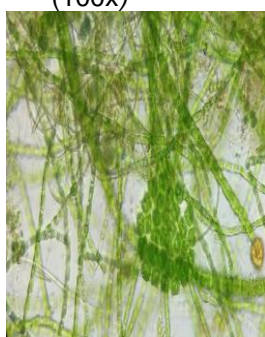
e. *Chroococcus* sp (100x)



f. *Gloeocapsa* sp (100x)



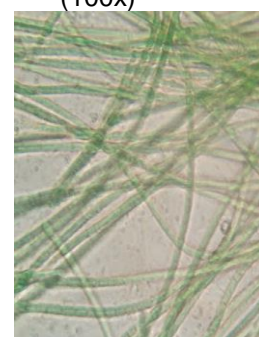
g. *Microcystis* sp (40x)



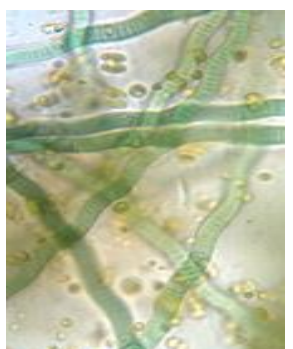
h. *Oedogonium* sp (40x)



i. *Oscillatoria* sp (40x)



j. *Oscillatoria amphibia* (100x)



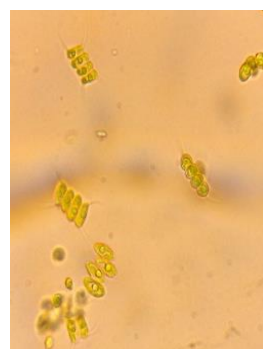
k. *Oscillatoria limosa* (100x)



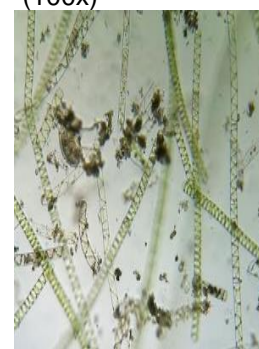
l. *Pandorina* sp (100x)



m. *Scenedesmus obliquus* (100x)



n. *S. quadricauda* (100x)



o. *Spirogyra* sp (100x)

Figura 1. Aislamiento de cianobacterias asociadas a cultivos de arroz en Fonseca Departamento de la Guajira.



### 3. Descripción de Cianobacterias Aisladas en Arrozales de Fonseca.

#### *Anabaena sp*, fig a.

**División:** Cyanophyta  
**Orden:** Nostocales  
**Familia:** Nostocaceae

**Morfología:** Cianobacteria filamentosa, posee células cilíndricas o en forma de barril con diámetros de 3-6  $\mu\text{m}$ , separadas por constricciones en la pared celular. Presenta tricomas profundos o ligeramente sinuosos.

**Medio de cultivo:** BG11.

**Hábitat:** Forman blooms en agua dulce, aguas saladas y varias especies suelen ser encontradas en el suelo, algunas son capaces de vivir en ambientes extremos.

**Usos:** indicador de toxicidad ambiental, biofertilizante, fuente de alimento para peces y aves acuáticas.

**Bibliografía:** Bonilla, 2009.

#### *Aphanocapsa sp*, fig b.

**División:** Cyanophyta  
**Orden:** Chroococcales  
**Familia:** Merismopediaceae

**Morfología:** Células esféricas a irregulares con vaina común homogénea, hialina, amarillenta o incolora, con límites claros, dispuestas irregularmente en las colonias, alejadas entre sí, excepto después de la división; vaina individual poco evidente. Diámetro de las células de 3,0-3,5  $\mu\text{m}$ .

**Medio de cultivo:** BG11.

**Hábitat:** Lagos y estanques, en superficies terrestres y acuáticas como plantas, rocas y suelos. La mayoría de las especies son de agua dulce, otras ocurren en hábitats costeros salobres.

**Usos:** Producción de pigmento ficocianina.

**Bibliografía:** Torres *et al.*, 2012.

#### *Arthrospira sp*, fig c.

**División:** Cyanophyta  
**Orden:** Oscillatoriales  
**Familia:** Phormidiaceae

**Morfología:** Cianobacteria filamentosa con células en forma de espiral (tricomas) y una fina vaina mucilaginosa. El grosor del tricoma varía de 6-12  $\mu\text{m}$  y está compuesta por células cilíndricas. El diámetro de la hélice está entre 30-70  $\mu\text{m}$ .

**Medio de cultivo:** Zarrouk.

**Hábitat:** Flotan de manera libre en lagos tropicales y subtropicales alcalinos ricos en carbonato y bicarbonato. Presentes en cuerpos de agua dulce como ríos, manantiales y estanques (Lu y Vonshak, 2002).

**Usos:** Se elabora un suplemento dietético a base de *Arthrospira*, conocido como *Spirulina*, ayuda a la luchar contra la malnutrición, desnutrición y las deficiencias de proteínas, como la enfermedad Kwashiorkor. Es una fuente de hierro con un alto grado de absorción. Fuente de pigmentos naturales, vitaminas y ácidos grasos.

**Bibliografía:** Rodríguez-Cuesta *et al.*, 2006.

#### *Chlorella sp*, fig d.

**División:** Chlorophyta  
**Orden:** Chlorellales  
**Familia:** Chlorellaceae

**Morfología:** Células pequeñas, verdes, esféricas de 2-12  $\mu\text{m}$  de diámetro, aisladas o formando colonias flojas con forma irregular. Pueden ser confundidas con *Golenkinia* y *Micractinium*, pero estas poseen espinas diminutas. Las células de *Chlorella* se forman por división interna de la célula madre en 4-8 células hijas, que después se liberan.

**Medio de cultivo:** Bristol, Guillard F/2 (Berges *et al.*, 2001).

**Hábitat:** Se encuentran en el suelo y agua dulce pero algunas especies, las más pequeñas se pueden encontrar

formando parte del fitoplancton y como endosimbiontes en invertebrados, esponjas de agua dulce y ciliados.

**Usos:** Tratamiento de agua potable y residual, producción de lípidos.

**Bibliografía:** Infante et al., 2012; Sandoval-Riofrío, 2013.

### ***Chroococcus sp*, fig e.**

**División:** Cyanophyta

**Orden:** Chlorococcales

**Familia:** Chroocaceae

**Morfología:** Colonias microscópicas de células reunidas en grupos de 2-4 células, recubiertas de un mucílago refinado e incoloro, a veces difícilmente visible. Células esféricas de 0,8-1 µm de diámetro y de color verde-azulado.

**Medio de cultivo:** BG11 (Ph 7,6 tamponado con HEPES 20 mM) (Rippka, 1988).

**Hábitat:** Distribuido en aguas dulces, menos en localidades salinas, principalmente en metafitonas de aguas de distinto tipo, también en biótopos aerófitos, térmicos y de suelo. Algunas especies viven en plancton de reservorios de agua sucias.

**Usos:** Producción de oxígeno, depurador de agua residual.

**Bibliografía:** Serrano et al., 2004; Campos et al., 2007.

### ***Gloeocapsa sp*, fig f.**

**División:** Cyanophyta

**Orden:** Chroococcales

**Familia:** Microcistácea

**Morfología:** Las células secretan vainas gelatinosas individuales que a menudo pueden verse como vainas alrededor de células recientemente divididas dentro de las vainas externas. Los pares de células recién divididos a menudo parecen ser solo una célula ya que las nuevas células se unen temporalmente. También se conocen como casquillos de resplandor,

un término derivado del tono amarillento dado por el casquillo.

**Medio de cultivo:** BG11.

**Hábitat:** Algunas especies son halófilas de lagos hipersalinos.

**Usos:** Biofertilizante, descontaminación de aguas.

**Bibliografía:** Hernández-Pérez y Labbé, 2004; Cárdenas y Islas, 2015.

### ***Microcystis sp*, fig g.**

**División:** Cyanophyta

**Orden:** Chroococcales

**Familia:** Microcistácea

**Morfología:** Células ovoides a esféricas entre 3-8 µm de diámetro y de color verdoso o azulado. Cuando se agotan los nutrientes se tornan en amarillento. Posee numerosas vesículas de gas para alcanzar la profundidad adecuada y obtener la intensidad de luz, concentración de oxígeno u otros nutrientes adecuados.

**Medio de cultivo:** BG11 (Msagati et al., 2006).

**Hábitat:** Lagunas salobres y estanques.

**Usos:** Producción de antibióticos.

**Bibliografía:** De León, 2002; Sedan et al., 2004.

### ***Oedogonium sp*, fig h.**

**División:** Chlorophyta

**Orden:** Oedogoniales

**Familia:** Oedogoniaceae

**Morfología:** Filamentos no ramificados, de células cilíndricas o capitadas, con la célula terminal redondeada y la basal de fijación. Cloroplasto parietal reticulado, con varios pirenoides.

**Medio de cultivo:** Guillard F/2, 12,3 mg L<sup>-1</sup> de nitrógeno, 1,12 mg L<sup>-1</sup> de fósforo.

**Hábitat:** En aguas dulces, orillas de lagos y estanques.

**Usos:** Fuente de alimento para animales, producción de biomasa, cosméticos.

**Bibliografía:** Bourgoignon et al., 2011; Lawton et al., 2014.

***Oscillatoria sp*, fig i.**

**División:** Cyanophyta  
**Orden:** Chlorococcales  
**Familia:** Oscillatoriaceae

**Morfología:** Formada por largos filamentos de células aplanadas y sin vaina mucilaginosas de color verde oscuro.

**Medio de cultivo:** BG11.

**Hábitat:** Crecen en esteras en diferentes substratos (lodo, piedras, fondo arenoso, etc.), principalmente en biotopos de aguas poco profundas, en regiones litorales de embalses y mares, en piscinas, ocasionalmente en suelos húmedos.

**Usos:** Producción de antibióticos, biofertilizante, industrias alimentarias y farmacéuticas.

**Bibliografía:** Fuenmayor et al., 2009.

***Oscillatoria amphibia*, fig j.**

**División:** Cyanophyta  
**Orden:** Nostocales  
**Familia:** Oscillatoriaceae

**Morfología:** Tricomas móviles, rectos o ligeramente curvados en finos tapetes. Células terminales de ápices redondeados más o menos paralelos, de 1,8-3 µm de diámetro. Células de 3-9 µm de longitud, con 1-4 gránulos de cianoficina en los septos.

**Medio de cultivo:** BG11, Medio ASN-III (Rippka, 1988) con 100 mg mL<sup>-1</sup> de cicloheximida.

**Hábitat:** Planctónico en tanques de agua dulce, lagos y estanques, en el micro fitoplancton de ríos, en lagos salados, en suelos húmedos y en objetos sumergidos.

**Usos:** Retención de contaminantes.

**Bibliografía:** Alvarez et al., 1984.

***Oscillatoria limosa*, fig k.**

**División:** Cyanophyta  
**Orden:** Oscillatoriales  
**Familia:** Oscillatoriaceae

**Morfología:** Filamentos rectos de 9-16 µm diámetro, verdes azules y verdes amarillentos. Células 2-6 µm largo, relación largo/diámetro 0,1-0,5 veces más anchas que largas, contenido celular granuloso, gránulos pequeños, escasos y dispersos; septos delgados, ápice recto, gránulos pequeños en hilera, una de cada lado, abundantes, sin constricciones; la apical ampliamente redondeada, caliptra delgada.

**Medio de cultivo:** BG11.

**Hábitat:** En aguas dulces o ligeramente salobres. Tolerante a la contaminación, fondos de arena fina.

**Usos:** Remoción de lodos activados, aguas domésticas y agrícolas.

**Bibliografía:** Otaño y Bogarín, 2014; Castrillón et al., 2013.

***Pandorina sp*, fig l.**

**División:** Chlorophyta  
**Orden:** Chroococcales  
**Familia:** Volvocales

**Morfología:** Se agrupa en apretadas y ordenadas formaciones cenobiales de 4, 8, 16 ó 32 células más o menos esféricas, que viven rodeadas de una capa hialina de mucílago de la que sobresalen radialmente los dos largos flagelos de cada uno de los individuos que forman esta agrupación. Cada uno de estos puede presentar un cloroplasto en forma de copa, a veces estriado radialmente, además de una mancha ocular diminuta y de color de rubí.

**Medio de cultivo:** BG11.

**Hábitat:** Agua dulce, en especial en piscinas y zanjas, además aparecen a menudo en cultivos de muestras de suelos secos.

**Usos:** Nutracéuticos.

**Bibliografía:** Coleman, 1977.

***Scenedesmus obliquus*, fig m.**

**División:** Chlorophyta

**Orden:** Chlorococcales

**Familia:** Scenedesmaceae

**Morfología:** Microalgas verde colonial no móvil constituida por células alineadas en una placa plana. La célula contiene un solo cloroplasto parietal, parecido a una placa, con un solo pirenoide. Los cenobios tetra celulares son escasos, con las células externas diferentes de las internas, pero con idéntico citoplasma. Las células ordinarias tienen 2-4/x de ancho, por 8-16/x de longitud.

**Medio de cultivo:** F/2 (Greenbaum et al., 1983).

**Hábitat:** Agua dulce, suelos.

**Usos:** Industrias de alimentos balanceados para animales, tratamiento de aguas residuales, producción de biodiesel, altos niveles de amonio en efluente de digestión anaerobia.

**Bibliografía:** Mandal y Mallick, 2009; Ruiz-Marín et al., 2011.

***Scenedesmus quadricauda*, fig n.**

**División:** Chlorophyta

**Orden:** Chlorococcales

**Familia:** Scenedesmaceae

**Morfología:** Forma cenobios, en los cuales las células del centro son cilíndricas y rectangulares, mientras que los extremos son más convexas (Komárek y Simmer, 1965). Además,

estas células externas poseen dos espinas de longitud similar que se proyectan hacia fuera con un ángulo de 45°C.

**Medio de cultivo:** Bristol, Guillard F/2 (Brown et al., 2001).

**Hábitat:** Especie indicadora de ambientes eutróficos (Schwender et al., 1996) Agua dulce.

**Usos:** Descontaminación de aguas residuales, suplemento alimenticio, biocombustible.

**Bibliografía:** Ortega-Salas y Reyes-Bustamante, 2012; Ortún-Capellán, 2015; Rojo-Cebreros et al., 2016.

***Spirogyra sp*, fig o.**

**División:** Charophyta

**Orden:** Zygnematales

**Familia:** Zygnemataceae

**Morfología:** Células reunidas en forma de filamento simple. Presenta cloroplastos distribuidos a lo largo de una cinta en forma de espiral. Tiene aproximadamente entre 10-100 µm de ancho y puede llegar a varios centímetros de longitud.

**Medio de cultivo:** BG11, Basal Bold.

**Hábitat:** Aguas dulces, como ríos y arroyos. También en aguas estancadas, como charcos y lagunas.

**Usos:** Producción de biocombustible y alimentación animal.

**Bibliografía:** Ruiz-Marín et al., 2011.

## Bibliografía.

- Alongi, D. M. (2009). The energetics of mangrove forests. Springer Science y Business Media. *BV news*. New York, 177 p.
- Alvarenga, D. O., Rigonato, J., Henrique, L., Branco, Z., & Fiore, M. F. (2015). Cyanobacteria in mangrove ecosystems. *Biodiversity & Conservation*, 24 (4), 799-799.
- Alvarez, M., Velasco, J., Parra, F., Morcillo, J. C., Rubio, A., Rodríguez, M., ... & Gallardo, T. (1984). Contribución al Estudio Autoecológico de *Oscillatoria Amphibia* Ca Ag (*Cyaivophyceae*). In *Anales de Biología*, 2 (2), 39-44.
- Alzubaidy, H., Essack, M., Malas, T. B., Bokhari, A., Motwalli, O., Kamanu, F. K., ... & Alam, I. (2016). Rhizosphere microbiome metagenomics of gray mangroves (*Avicennia marina*) in the Red Sea. *Gene*, 576 (2), 626-636.
- Andreote, F. D., Jiménez, D. J., Chaves, D., Dias, A. C. F., Luvizotto, D. M., Dini-Andreote, F., ... & de Melo, I. S. (2012). The microbiome of Brazilian mangrove sediments as revealed by metagenomics. *PLoS one*, 7 (6), 360-386.
- Arbeláez-Cortés, E. (2013). Knowledge of Colombian biodiversity: published and indexed. *Biodiversity & Conservation*, 22 (12), 2875-2906.
- Assessment, M. E. (2005). Ecosystems and human well-being: wetlands and water. *World resources institute*, Washington. 5p.
- Ávila, F. J., Barrios, J. R., & Moreno, Y. M. (2015). Sucesión de microalgas perifíticas en tributarios del Rio Gaira Sierra Nevada de Santa Marta-Colombia. *Acta Biologica Colombiana*, 20 (2), 119-128.
- Bashan, Y., & Holguin, G. (2002). Plant growth-promoting bacteria: a potential tool for arid mangrove reforestation. *Trees-Structure and Function*, 16 (2), 159-166.
- Berges, J. A., Franklin, D. J., & Harrison, P. J. (2001). Evolution of an artificial seawater medium: improvements in enriched seawater, artificial water over the last two decades. *Journal of Phycology*, 37 (6), 1138-1145.
- Bhatt, H. H., Sharma, B. M., & Upasani, V. N. (2016). Studies on Microbial Diversity of a Soda Lake in India by Winogradsky Column Technique. *Int. J. Curr. Microbiol. App. Sci*, 5 (4), 608-614.
- Bonilla, S. (2009). Cianobacterias planctónicas del Uruguay. Manual para la identificación y medidas de gestión. *Documento técnico PHI-LAC*, 7 (16), 87-94.
- Borneman, J., Skroch, P. W., O'Sullivan, K. M., Palus, J. A., Rumjanek, N. G., Jansen, J. L., ... & Triplett, E. W. (1996). Molecular microbial diversity of an agricultural soil in Wisconsin. *Applied and Environmental Microbiology*, 62 (6), 1935-1943.
- Bourgougnon, N., Bedoux, G., Sangiardi, A., & Stiger-Pouvreau, V. (2011). Las algas: potencial nutritivo y aplicaciones cosméticas. En: *Las Algas como Recurso, Valorización, Aplicaciones Industriales y Tendencias*, Centro Tecnológico del Mar-Fundación CETMAR, 1 (1), 81-94.
- Bravo, D., & Cabrera, A. (2015). Ciclo anual de la productividad primaria en la laguna navío quebrado, santuario de flora y fauna los flamencos, corregimiento de Camarones. Facultad de Ciencias. *Universidad de la Guajira*. Riohacha. 1 p.
- Brown, E. J., Button, D. K., & Lang, D. S. (1981). Competition between heterotrophic and autotrophic microplankton for dissolved nutrients. *Microbial ecology*, 7 (3), 199-206.
- Bukowska, A., Bielczyńska, A., Karnkowska, A., Chróst, R. J., & Jasser, I. (2014). Molecular (PCR-DGGE) versus morphological approach: analysis of taxonomic composition of potentially toxic cyanobacteria in freshwater lakes. *Aquatic biosystems*, 10 (1), 2-13.
- Campos, V., Muñoz, D., Straube, M., Lisperguer, S., & Weckesser, J. (2007). Péptidos tóxicos y no tóxicos de cianobacterias en cuerpos de agua dulce de la V Región, Chile. *Boletín Micológico*, 22 (1), 95-100.
- Cárdenas, C. E., & Islas, A. A. (2015). Identificación de algas y cianobacterias. *Jóvenes en la ciencia*, 1 (1), 193-198.
- Castrillón, L. J., Carmona, M. E., & Salazar, Y. V. (2013). Microalgas para la industria alimenticia. Facultad de Ciencias. *Universidad Pontificia Bolivariana*. Medellín. 20 p.
- Chen, M., Li, Y., Birch, D., & Willows, R. D. (2012). A cyanobacterium that contains chlorophyll f—a red-absorbing photopigment. *FEBS letters*, 586 (19), 3249-3254.
- Cheng, K. C., & Ogden, K. L. (2011). Algal biofuels: the research. *Chemical Engineering Progress*, 107 (3), 42-47.



- Coleman, A. W. (1977). Sexual and genetic isolation in the cosmopolitan algal species *Pandorina morum*. *American Journal of Botany*, 64 (3), 361-368.
- De León, L. (2002). Floraciones de cianobacterias en aguas continentales del Uruguay: causas y consecuencias. *Perfil Ambiental del Uruguay*, 1 (1), 28-37.
- DeLong, E. F., & Karl, D. M. (2005). Genomic perspectives in microbial oceanography. *Nature*, 437 (7057), 336-342.
- Dey, H. S., Tayung, K., & Bastia, A. K. (2010). Occurrence of nitrogen-fixing cyanobacteria in local rice fields of Orissa, India. *Ecoprint: An International Journal of Ecology*, 17(1), 77-85.
- Díaz, J. M., & Acero, A. (2003). Marine biodiversity in Colombia: achievements, status of knowledge and challenges. *Biodiversidad marina en Colombia: Estado actual del conocimiento y desafíos futuros*. *Gayana*, 67 (2), 261-274.
- Donachie, S. P., Foster, J. S., & Brown, M. V. (2007). Culture clash: challenging the dogma of microbial diversity. *The ISME journal*, 1 (2), 97-97.
- Duarte, M. (2006). La exploración de la Biodiversidad Marina. Desafíos Científicos y Tecnológicos. Instituto de Estudios Avanzados (IMEDEA). *Universidad de las Islas Baleares*. Bilbao, 160 p.
- Duke, N. C., Meynecke, J. O., Dittmann, S., Ellison, A. M., Anger, K., Berger, U., ... & Koedam, N. (2007). A world without mangroves?. *Science*, 317 (5834), 41-42.
- Ebenezer, V., Medlin, L., & Ki, J. (2012). Molecular detection, quantification, and diversity evaluation of microalgae. *Marine Biotechnology*, 14 (2), 129-142.
- Foster, J., Green, S., Ahrendt, S., Golubic, S., Reid, R., Hetherington, K., & Bebout, L. (2009). Molecular and morphological characterization of cyanobacterial diversity in the stromatolites of Highborne Cay, Bahamas. *The ISME journal*, 3 (5), 573-587.
- Fuenmayor, G., Jonte, L., Rosales-Loaiza, N., & Morales, E. (2009). Crecimiento de la cianobacteria marina *Oscillatoria* sp. MOF-06 en relación al pH en cultivos discontinuos. *Revista de la Sociedad Venezolana de Microbiología*, 29 (1). 21-25.
- Greenbaum, E., Guillard, R. R., & Sunda, W. G. (1983). Hydrogen and oxygen photoproduction by marine algae. *Photochemistry and Photobiology*, 37 (6), 649-655.
- Hernández-Pérez, A., & Labbé, J. I. (2014). Microalgas, cultivo y beneficios. *Revista de biología marina y oceanografía*, 49 (2), 157-173.
- Hoffman, L. (1999). Marine cyanobacteria in tropical regions: diversity and ecology. *European Journal of Phycology*, 34 (4), 371-379.
- Holguín, G., Vazquez, P., & Bashan, Y. (2001). The role of sediment microorganisms in the productivity, conservation, and rehabilitation of mangrove ecosystems: an overview. *Biology and fertility of soils*, 33 (4), 265-278.
- Hubbard, K., Rocap, G., & Armbrust, E. (2008) Inter- and intraspecific community structure within the diatom genus *Pseudo-nitzschia* (Bacillariophyceae). *Journal of Phycology*, 44 (3), 637-649.
- Infante, C., Angulo, E., Zárate, A., Florez, J. Z., Barrios, F., & Zapata, C. (2012). Propagación de la microalga *Chlorella* sp. En cultivo por lote: cinética del crecimiento celular. *Avances en Ciencias e Ingeniería*, 3 (2), 159-164.
- Jasser, I., Bukowska, A., Humbert, J. F., Haukka, K., & Fewer, D. P. (2017). Analysis of Toxigenic Cyanobacterial Communities through Denaturing Gradient Gel Electrophoresis. *Molecular Tools for the Detection and Quantification of Toxigenic Cyanobacteria*, 1 (1), 263-275.
- Kairo, J. G., Dahdouh-Guebas, F., Bosire, J., & Koedam, N. (2001). Restoration and management of mangrove systems a lesson for and from the East African region. *South African Journal of Botany*, 67 (3), 383-389.
- Kathiresan, K., & Sakthivel, K. (2013). Cyanobacterial diversity from mangrove sediment of south east coast of India. *Asian Journal Of Biodiversity*, 4 (1). 190-200.
- Kathuria, S., & Martiny, A. C. (2011). Prevalence of a calcium-based alkaline phosphatase associated with the marine cyanobacterium *Prochlorococcus* and other ocean bacteria. *Environmental microbiology*, 13 (1), 74-83.
- Komárek, J., & Simmer, J. (1965). Synchronization of the cultures of *Scenedesmus quadricauda* (Turp.) Bréb. *Biología Plantarum*, 7 (6), 409-424.
- Kudela, R. M., Howard, M. D., Jenkins, B. D., Miller, P. E., & Smith, G. J. (2010). Using the molecular toolbox to compare harmful algal blooms in upwelling systems. *Progress in oceanography*, 85 (1), 108-121.

- Kyaruzi, J. J., Kyewalyanga, M. S., & Muruke, M. H. (2003). Cyanobacteria composition and impact of seasonality on their in situ nitrogen fixation rate in a mangrove ecosystem adjacent to Zanzibar town. *Western Indian Ocean Journal of Marine Science*, 2 (1), 35-44.
- Lawton, R. J., De Nys, R., Skinner, S., & Paul, N. A. (2014). Isolation and identification of Oedogonium species and strains for biomass applications. *PLoS one*, 9 (3), 1-1.
- Li, Y., Lin, Y., Loughlin, P. C., & Chen, M. (2014). Optimization and effects of different culture conditions on growth of Halomicronema hongdechloris—a filamentous cyanobacterium containing chlorophyll f. *Frontiers in plant science*, 67 (5), 1-25.
- Lu, C., & Vonshak, A. (2002). Effects of salinity stress on photosystem II function in cyanobacterial *Spirulina platensis* cells. *Physiologia plantarum*, 114 (3), 405-413.
- MacGregor, B. J., Van-Mooy, B., Baker, B. J., Mellon, M., Moisander, P. H., Paerl, H. W., ... & Stahl, D. A. (2001). Microbiological, molecular biological and stable isotopic evidence for nitrogen fixation in the open waters of Lake Michigan. *Environmental microbiology*, 3 (3), 205-219.
- Mandal, S., & Mallick, N. (2009). Microalga *Scenedesmus obliquus* as a potential source for biodiesel production. *Applied microbiology and biotechnology*, 84 (2), 281-291.
- Márquez, G., Rodríguez, M., & Vergara, B. (2014). Perfiles de la región Caribe colombiana por dimensiones de desarrollo: Perfil medio ambiental. *Diálogos desde el Caribe: Desarrollo Regional*, 2 (5), 8-22.
- Méjean, A., Mazmouz, R., Mann, S., Calteau, A., Médigue, C., & Ploux, O. (2010). The genome sequence of the cyanobacterium *Oscillatoria* sp. PCC 6506 reveals several gene clusters responsible for the biosynthesis of toxins and secondary metabolites. *Journal of bacteriology*, 192 (19), 5264-5265.
- Melgarejo, L. M. (2003). Bioprospección: Plan Nacional y aproximación al estado actual en Colombia. *Acta Biológica Colombiana*, 8 (2), 73-86.
- Metzker, M. L. (2010). Sequencing technologies—the next generation. *Nature reviews genetics*, 11 (1), 31-46.
- Mitra, S., Rupek, P., Richter, D. C., Urich, T., Gilbert, J. A., Meyer, F., ... & Huson, D. H. (2011). Functional analysis of metagenomes and metatranscriptomes using SEED and KEGG. *BMC bioinformatics*, 12 (1), 1-21.
- Moore, J. H., Asselbergs, F. W., & Williams, S. M. (2010). Bioinformatics challenges for genome-wide association studies. *Bioinformatics*, 26 (4), 445-455.
- Moran, M. A. (2009). Metatranscriptomics: Eavesdropping on Complex Microbial Communities—Large-scale sequencing of mRNAs retrieved from natural communities provides insights into microbial activities and how they are regulated. *Microbe*, 4 (7), 329-329.
- Mtagati, T. A., Siame, B. A., & Shushu, D. D. (2006). Evaluation of methods for the isolation, detection and quantification of cyanobacterial hepatotoxins. *Aquatic toxicology*, 78 (4), 382-397.
- Nogueira, V. L., Rocha, L. L., Colares, G. B., Angelim, A. L., Normando, L. R., Cantão, M. E., ... & Melo, V. M. (2015). Microbiomes and potential metabolic pathways of pristine and anthropized Brazilian mangroves. *Regional Studies in Marine Science*, 2 (1), 56-64.
- Not, F., Gausling, R., Azam, F., Heidelberg, J., & Worden, A. (2007). Vertical distribution of picoeukaryotic diversity in the Sargasso Sea. *Environmental Microbiology*, 9 (5), 1233-1252.
- Ortega-Salas, A. A., & Reyes-Bustamante, H. (2012). Cultivo de las microalgas dulceacuícolas *Kirchneriella obesa*, *Scenedesmus quadricauda* y *Chlorococccum infusorium* empleando tres medios de cultivo. *Avances en Investigación Agropecuaria*, 16 (2), 35-44.
- Ortún-Capellán, S. (2015). Efecto del desinfectante cloruro de benzalconio sobre la microalga dulceacuícola *Scenedesmus quadricauda* (Turpin) Brebisson. Trabajo de grado Microbiología. Facultad de Ciencias. Universidad de la Coruña. La Coruña. 5 p.
- Otaño, S., & Bogarín, C. (2014). *Cylindrospermopsis raciborskii* (Cyanobacteria, Nostocales) productora de microcistinas en Corrientes, Argentina. *Acta Toxicol. Argent*, 22 (3), 145-148.
- Parra, O. (2006). Estado de conocimiento de las algas dulceacuícolas de Chile (Excepto Bacillariophyceae). *Gayana (Concepción)*, 70 (1), 8-15.
- Partensky, F., Blanchot, J., & Vaulot, D. (1999). Differential distribution and ecology of *Prochlorococcus* and *Synechococcus* in oceanic waters: a review. *Bulletin de Institut Oceanographique Monaco*, 74 (1), 457-476.

- Pereira de Castro, A., Regina Silveira Sartori da Silva, M., Ferraz Quirino, B., & Henrique Kruger, R. (2013). Combining "Omics" strategies to analyze the biotechnological potential of complex microbial environments. *Current Protein and Peptide Science*, 14 (6), 447-458.
- Pessi, I. S., Maalouf, P. D. C., Laughinghouse, H. D., Baurain, D., & Wilmotte, A. (2016). On the use of high-throughput sequencing for the study of cyanobacterial diversity in Antarctic aquatic mats. *Journal of phycology*, 52 (3), 356-368.
- Pittera, J., Humily, F., Thorel, M., Grulois, D., Garczarek, L., & Six, C. (2014). Connecting thermal physiology and latitudinal niche partitioning in marine *Synechococcus*. *The ISME journal*, 8 (6), 1221-1236.
- Polidoro, B. A., Carpenter, K. E., Collins, L., Duke, N. C., Ellison, A. M., Ellison, J. C., ... & Livingstone, S. R. (2010). The loss of species: mangrove extinction risk and geographic areas of global concern. *PloS one*, 5 (4), e10095.
- Priyadarshani, I., & Rath, B. (2012). Commercial and industrial applications of micro algae-A review. *J algal biomass utln*, 3 (4), 89-100.
- Rigonato, J., Alvarenga, D., Andreote, F., Dias, A., Melo, I., Kent, A., & Fiore, M. (2012). Cyanobacterial diversity in the phyllosphere of a mangrove forest. *FEMS Microbial Ecology*, 80 (2), 312-322.
- Rigonato, J., Kent, A., Alvarenga, D., Andreote, F., Beirigo, R., Torrado, P., & Fiore, M. (2013). Drivers of cyanobacterial diversity and community composition in mangrove soils in south-east Brazil. *Environmental Microbiology*, 15 (4), 1103-1114.
- Rippka, R. (1988). Methods in enzymology. *Academic Press*, 57 (3), 1-1.
- Rodríguez-Cuesta, A. R., Serrano, T., & Catherine, F. (2006). Evaluación del pH en el cultivo de *Spirulina* spp. (=Arthrospira) Bajo condiciones de laboratorio. Trabajo de grado Microbiología Industrial. Facultad de Ciencias. *Pontificia Universidad Javeriana*. Bogotá. 16 p.
- Rojo-Cebreros, A. H., Morales-Plascencia, M. E., Ibarra-Castro, L., Martínez-Brown, J. M., & Medina-Jasso, M. A. (2016). Floculación de *Nannochloropsis* sp. inducida por hidróxido de sodio: eficiencia de floculación, efecto sobre la viabilidad microalgal y su uso como alimento para rotíferos. *Latin american journal of aquatic research*, 44 (4), 662-670.
- Rudas, G., Marcelo, D., Armenteras, D., Rodríguez, N., Morales, M., Delgado, L., & Sarmiento, A. (2007). Biodiversidad y actividad humana: Relaciones en ecosistemas de bosque subandino en Colombia. Unidad de Sistemas de Información Geográfica. *Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt*. Bogotá. 128 p.
- Ruiz-Marín, A., Mendoza-Espinosa, L. G., & Sánchez-Saavedra, M. D. P. (2011). Photosynthetic characteristics and growth of alginate-immobilized *Scenedesmus obliquus*. *Agrociencia*, 45 (3), 303-313.
- Sandoval-Riofrío, M. A. (2013). Diseño, construcción y puesta en marcha de un fotobioreactor piloto para el crecimiento de la microalga *Chlorella sp* en el laboratorio de biotecnología y energías renovables de la empresa eléctrica. Trabajo de grado Ingeniería en Biotecnología. Facultad de Ciencias. *Escuela Politécnica del Ejército*. Sangolquí. 6 p.
- Schwender, j., Seemann, m., Lichtenthaler, h. k., & Rohmer, m. (1996). Biosynthesis of isoprenoids (carotenoids, sterols, prenyl side-chains of chlorophylls and plastoquinone) via a novel pyruvate/glyceraldehyde 3-phosphate non-mevalonate pathway in the green alga *Scenedesmus obliquus*. *Biochemical Journal*, 316 (1), 73-80.
- Sedan, D., Echenique, R. O., Giannuzzi, L., Andrinolo, D., Rosso, L., Caixach, J., ... & Salerno, G. (2013). Caracterización filogenética y toxicológica de una cepa de *Microcystis aeruginosa* productora de Microcystinas aislada del ambiente. In *VII Congreso de Medio Ambiente*. 7 (1), 1-19.
- Segata, N., Boernigen, D., Tickle, T. L., Morgan, X. C., Garrett, W. S., & Huttenhower, C. (2013). Computational meta9omics for microbial community studies. *Molecular systems biology*, 9 (1), 666-666.
- Selvi, K. T., & Sivakumar, K. (2012). Distribution of heterocystous cyanobacteria in rice fields of Cuddalore District, Tamil Nadu. *International Journal of Life Sciences and Pharmaceutical Research*, 2 (4), 30-39.
- Serrano, A.; Mateo, P.; Perona, E. (2004). Estructura y composición de la comunidad de cianobacterias bentónicas de un arroyo de montaña mediterráneo, el arroyo mediano (Madrid). *Limnetica*, 23 (1/2), 83-94.

- Shalchian-Tabrizi, K. A., Reier-Røberg, K. J., Klaveness, D., & Brate, J. (2011). Marine–freshwater colonizations of haptophytes inferred from phylogeny of environmental 18s rDNA sequences. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, *58* (4), 315-318.
- Silambarasan, G., Ramanathan, T., & Kathiresan, K. (2012). Diversity of marine cyanobacteria from three mangrove environment in Tamil Nadu Coast, South East Coast of India. *Current Research Journal of Biological Sciences*, *4* (3), 235-238.
- Silva, C. S. P., Genuário, D. B., Vaz, M. G., & Fiore, M. F. (2014). Phylogeny of culturable cyanobacteria from Brazilian mangroves. *Systematic and applied microbiology*, *37* (2), 100-112.
- Silva, P. M., Fonseca, J. F. D., & Yustres, J. L. M. (2016). Diversidad de Géneros del Fitoplancton del embalse de Betania–Huila y su importancia como bioindicadores. *Revista Científica*, *2* (25), 241-251.
- Simon, C., & Rolf, D. (2011) Metagenomic analyses: past and future trends. *Applied Environmental Microbiology*, *77* (4), 1153-1161.
- Son, S. J., Reichel, J., He, B., Schuchman, M., & Lee, S. B. (2005). Magnetic nanotubes for magnetic-field-assisted bioseparation, biointeraction, and drug delivery. *Journal of the American Chemical Society*, *127* (20), 7316-7317.
- Song, T., Martensson, L., Eriksson, T., Zheng, W., & Rasmussen, U. (2005). Biodiversity and seasonal variation of the cyanobacterial assemblage in a rice paddy field in Fujian, China. *FEMS Microbiology Ecology*, *54* (1), 131-140.
- Srivastava, A. K., Bhargava, P., Kumar, A., Rai, L. C., & Neilan, B. A. (2009). Molecular characterization and the effect of salinity on cyanobacterial diversity in the rice fields of Eastern Uttar Pradesh, India. *Saline Systems*, *5* (1), 4-4.
- Toledo, G., Bashan, Y., & Soeldner, A. (1995a). Cyanobacteria and black mangroves in Northwestern Mexico: colonization, and diurnal and seasonal nitrogen fixation on aerial roots. *Canadian Journal of Microbiology*, *41* (11), 999-1011.
- Toledo, G., Bashan, Y., & Soeldner, A. (1995b). In vitro colonization and increase in nitrogen fixation of seedling roots of black mangrove inoculated by a filamentous cyanobacteria. *Canadian Journal of Microbiology*, *41* (11), 1012-1020.
- Toro, C. B. (2015). Composición y estructura numérica de la comunidad de microalgas perifíticas del río Quindío departamento del Quindío, Colombia. *Revista de la Asociación Colombiana De Ciencias Biológicas*, *1* (21), 4-12.
- Torres, M. A. (2010). Bacterias Diazotrofas Microaerófilas y hongos de micorriza arbuscular asociados a sistemas agroforestales en dos unidades fisiográficas del departamento del Guaviare. Trabajo de grado Microbiología Industrial. Facultad de Ciencias. Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá. 8 p.
- Torres, R., De Roa, E. Z., & Rodríguez, D. (2012). Aspectos ecológicos de microalgas con potenciales biotecnológicos. Trabajo de postgrado Ecología. Facultad de Ciencias. *Universidad Central de Venezuela*. Caracas. 102 p.
- Vaulot, D., Eikrem, W., Viprey, M., & Moreau, H. (2008). The diversity of small eukaryotic phytoplankton ( $\leq 3 \mu\text{m}$ ) in marine ecosystems. *FEMS microbiology reviews*, *32* (5), 795-820.
- Warnecke, F., & Hess, M. (2009). A perspective: metatranscriptomics as a tool for the discovery of novel biocatalysts. *Journal of Biotechnology*, *142* (1), 91-95.
- Williams, L., Loewen-Schneider, K., Maier, S., & Büdel, B. (2016). Cyanobacterial diversity of western European biological soil crusts along a latitudinal gradient. *FEMS microbiology ecology*, *92* (10).
- Zhaxybayeva, O., Gogarten, J. P., & Doolittle, W. F. (2007). A hyperconserved protein in *Prochlorococcus* and marine *Synechococcus*. *FEMS microbiology letters*, *274* (1), 30-34.

