

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD MULTIDISCIPLINARIA DE OCCIDENTE
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA



“DIAGNÓSTICO DE LAS POBLACIONES DE CIANOBACTERIAS Y MICROALGAS PRESENTES EN EL PROCESO DE POTABILIZACIÓN EN LA PLANTA LAS PAVAS (ANDA), MUNICIPIO DE SAN PABLO TACACHICO, LA LIBERTAD; DURANTE LOS MESES DE ABRIL A NOVIEMBRE DE 2013”

TESIS PARA OPTAR AL TÍTULO DE:

LICENCIADO EN BIOLOGÍA

PRESENTADO POR:

JOSÉ LUIS SIERRA ORTEZ SO08003

ASESOR:

LICDO. DAVID ROSALES ARÉVALO.

FEBRERO, 2014

SANTA ANA

EL SALVADOR

CENTROAMÉRICA.

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD MULTIDISCIPLINARIA DE OCCIDENTE
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA



“DIAGNÓSTICO DE LAS POBLACIONES DE CIANOBACTERIAS Y MICROALGAS PRESENTES EN EL PROCESO DE POTABILIZACIÓN EN LA PLANTA LAS PAVAS (ANDA), MUNICIPIO DE SAN PABLO TACACHICO, LA LIBERTAD; DURANTE LOS MESES DE ABRIL A NOVIEMBRE DE 2013”

TESIS PARA OPTAR AL TÍTULO DE:

LICENCIADO EN BIOLOGÍA

PRESENTADO POR:

JOSÉ LUIS SIERRA ORTEZ SO08003

COORDINADOR GENERAL DEL PROCESO DE GRADO:

LICDO. OSCAR ARMANDO GUERRA ASCENCIO

ASESOR:

LICDO. DAVID ROSALES ARÉVALO.

FEBRERO, 2014

SANTA ANA

EL SALVADOR

CENTROAMÉRICA

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD MULTIDISCIPLINARIA DE OCCIDENTE
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA



“DIAGNÓSTICO DE LAS POBLACIONES DE CIANOBACTERIAS Y MICROALGAS PRESENTES EN EL PROCESO DE POTABILIZACIÓN EN LA PLANTA LAS PAVAS (ANDA), MUNICIPIO DE SAN PABLO TACACHICO, LA LIBERTAD; DURANTE LOS MESES DE ABRIL A NOVIEMBRE DE 2013”

TESIS PARA OPTAR AL TÍTULO DE:

LICENCIADO EN BIOLOGÍA

PRESENTADO POR:

JOSÉ LUIS SIERRA ORTEZ SO08003

COORDINADOR GENERAL DEL PROCESO DE GRADO:

LICDO. OSCAR ARMANDO GUERRA ASCENCIO _____(FIRMA)

ASESOR:

LICDO. DAVID ROSALES ARÉVALO _____(FIRMA)

FEBRERO, 2014

SANTA ANA

EL SALVADOR

CENTROAMÉRICA.

AUTORIDADES DE LA
UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTOR

INGENIERO MARIO ROBERTO NIETO LOVO

VICE - RECTOR ADMINISTRATIVO

MASTER OSCAR NOÉ NAVARRETE ROMERO

VICE - RECTOR ACADEMICO

MAESTRA ANA MARIA GLOWER DE ALVARADO

SECRETARIO GENERAL

DOCTORA ANA LETICIA ZA VALETA DE AMAYA

FISCAL

LICENCIADO FRANCISCO CRUZ LETONA

FEBRERO, 2014

SANTA ANA

EL SALVADOR

CENTROAMÉRICA.

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
AUTORIDADES DE LA
FACULTAD MULTIDISCIPLINARIA DE OCCIDENTE

DECANO
LICENCIADO RAÚL ERNESTO AZCUNAGA LÓPEZ

VICE- DECANO
INGENIERO WILLIAM VIRGILIO ZAMORA GIRÓN

SECRETARIO
LICENCIADO VICTOR HUGO MERINO QUEZADA

JEFE DEL DEPARTAMENTO
LICENCIADO OSCAR ARMANDO GUERRA ASCENCIO

FEBRERO, 2014

SANTA ANA

EL SALVADOR

CENTROAMÉRICA

DEDICATORIA.

A Dios todo poderoso que me bendijo con el regalo más grande de su infinito amor, ¡Mi MADRE! Mujer de espíritu y voluntad inquebrantable que supo conducirme por los buenos caminos de la vida, legándome la mejor herencia del mundo, una buena familia, una educación para la vida y un espíritu de superación y lucha, por el cual hoy día he logrado concluir esta fase de mi vida y estaré eternamente agradecido por todo su amor y enseñanzas.

AGRADECIMIENTOS

A Dios todo poderoso por mostrarme siempre las bendiciones de mi vida y no desampárame nunca.

A mi Madre, Guadalupe, quien con su amor, corrección y sabiduría supo brindarme las herramientas necesarias para mi vida adulta.

A mis Abuelos, Enrique y Teresa, por ser un pilar fundamental en mi vida, mi educación y mi familia.

A mi Abuela Laura, quien con cariño y empeño ayudo de gran manera a mi formación profesional.

A mis Tíos, Santos, Mila y Enrique, por brindarme su apoyo y cariño durante toda mi vida y formación académica.

A mis Hermanos Sergio, Rebeca y Emiliano, a quienes quiero mucho y con los cuales he compartido mi vida y me brindan su apoyo incondicionalmente.

A Fátima, el amor de mi vida, mi ayuda idónea, mi pilar, mi inspiración y la alegría más grande en la vida, por su apoyo incondicional en todos los aspectos y momentos de mi vida.

A mis amigos por compartir alegrías tristezas y de vez en cuando desacuerdos, por darle ese toque de sabor a la vida que solo la amistad puede brindar.

AGRADECIMIENTOS.

A la Administración Nacional de Acueductos y Alcantarillados (ANDA), por brindarme la apertura y apoyo necesario para el desarrollo de la presente investigación.

Al Laboratorio de Toxinas Marinas de la Facultad de Ciencias Naturales y Matemáticas de La Universidad de El Salvador. Por permitirme el uso de sus instalaciones y equipo para el desarrollo de la presente investigación.

Al Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales por su apoyo logístico.

Al Licenciado Douglas Ernesto García, Jefe del Laboratorio de Calidad de ANDA, ya que sin su ayuda esta investigación no hubiese sido posible.

A la Licenciada Zobeyda Marisol Valencia de Toledo, Jefe de la Unidad de Gestión Ambiental. (ANDA), quien fue la responsable de la logística de trabajo y promotora del mismo.

A las Licenciadas Begonia Basagoitia, Patricia Sorto y Marisol Vargas por su gran ayuda y apoyo desinteresado durante el desarrollo de la investigación, en especial durante la fase de campo.

A la Licenciada Ana Jeannette Monterrosa, por su valiosa y desinteresada ayuda durante diversas etapas del desarrollo del proceso de la investigación

A los Licenciados Oscar Amaya y Jaime Espinosa, por su apoyo, consejos y dirección para el desarrollo de la investigación.

A la Licenciada Georgina Mariona, por su apoyo con las gestiones realizadas ante el MARN.

ÍNDICE

ÍNDICE DE TABLAS

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

RESUMEN.....	13
1 INTRODUCCIÓN.....	14
2 REVISION DE LITERATURA.....	16
2.1 Antecedentes	16
2.2 Generalidades	18
2.3 Eutrofización.	21
2.4 Principales Factores Físico Químicos que inciden en el crecimiento algar. 23	
2.4.1 Temperatura.....	23
2.4.2 Radiación Solar	24
2.4.3 Nutrientes.....	24
2.5 Principales grupos fitoplanctónicos a considerar.	26
2.5.1 Cianobacterias (Cyanoprokaryota).....	26
2.5.2 Chlorophytas.	28
2.5.3 Chrysophyta (Ochrophyta).....	30
2.5.4 Pirrophyta.....	32
2.6 El proceso de Potabilización y el Fitoplancton.....	33
2.6.1 Potabilización del agua.	33
Coagulación.	35
Floculación.	36
Sedimentación.	36
Filtración.....	36

Desinfección.....	37
2.7 Calidad del agua.....	38
2.8 Influencia del fitoplancton sobre el proceso de potabilización y la calidad del agua.....	39
2.9 Efectos de las microalgas en la Calidad del Agua.....	42
2.10 Efectos de las Cianobacterias en la Calidad del Agua.....	43
2.10.1 Cianotoxinas.....	44
3 METODOLOGÍA.....	47
3.2 Descripción del Área de Estudio.....	47
3.3 Fase de campo.....	49
3.3.1 Muestras Cualitativas.....	49
3.3.2 Muestras Cuantitativas.....	52
3.3.3 Fijación de las muestras.....	53
3.3.4 Toma de parámetros Físico - Químicos.....	53
3.4 Fase de Laboratorio.....	54
3.4.1 Muestras de Fósforo y Nitrógeno.....	54
3.4.2 Muestras Cualitativas.....	55
3.4.3 Determinación taxonómica de las muestras.....	55
3.4.4 Muestras Cuantitativas.....	55
3.5 Análisis de los datos.....	57
3.5.1 Análisis de las Muestras Cualitativas.....	57
Similaridad.....	57
Constancia.....	58
3.5.2 Análisis de muestras Cuantitativas.....	58
Frecuencia.....	59
Frecuencia relativa porcentual.....	59
4 RESULTADOS.....	61

4.2	Resultados Taxonómicos.....	61
4.2.1	Similaridad.....	63
4.2.2	Constancia.....	64
4.3	Resultados Físico - Químicos.....	65
4.4	Concentración Celular de Fitoplancton.....	69
4.5	Análisis Múltiple.....	85
4.6	Descripción de los Géneros de mayor Abundancia.....	86
5	DISCUSIÓN.....	97
6	CONCLUSIONES.....	109
7	RECOMENDACIONES.....	111
8	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	113
	ANEXOS.....	119

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Características compartidas de las cianobacterias con bacterias y algas eucariotas del plancton.....	21
Tabla 2: Requisitos de calidad microbiológicos de las aguas para consumo humano.	39
Tabla 3: Categorización de los principales géneros productores de problemas en las plantas de tratamiento.	41
Tabla 4: Principales cianotoxinas, efectos, mecanismos de acción y géneros representantes.	46
Tabla 5: Estaciones de muestreo en la zona de Las Pavas.....	49
Tabla 6: Descripción taxonómica del Phylum Chlorophyta en 5 estaciones de muestreo durante los meses de abril a noviembre del 2013.....	61
Tabla 7: Descripción taxonómica del Phylum Cyanoprokaryota en 5 estaciones de muestreo durante los meses de abril a noviembre del 2013.	62
Tabla 8: Descripción taxonómica del Phylum Dinophyta en 5 estaciones de muestreo durante los meses de abril a noviembre del 2013.....	62
Tabla 9: Descripción taxonómica del Phylum en 5 estaciones de muestreo durante los meses de abril a noviembre del 2013.	62
Tabla 10: Descripción taxonómica del Phylum Ochrophyta en 5 estaciones de muestreo durante los meses de abril a noviembre del 2013.....	63
Tabla 11: Resultados del Coeficiente de Similaridad de Sorensen entre estaciones de muestreo.	64
Tabla 12: Valor de Constancia entre géneros y tiempo.	65
Tabla 13: Resultado de los parámetros obtenidos por estación de muestreo durante los meses de abril a mayo del 2013.	66

Tabla 14: Resultados de la concentración celular por género y estación de muestreo durante el mes de abril.....	69
Tabla 15: Resultados de la concentración celular por género y estación de muestreo durante el mes de mayo.....	71
Tabla 16: Resultados de la concentración celular por género y estación de muestreo durante el mes de junio.....	73
Tabla 17: Resultados de la concentración celular por género y estación de muestreo durante el mes de julio.....	75
Tabla 18: Resultados de la concentración celular por género y estación de muestreo durante el mes de agosto.....	77
Tabla 19: Resultados de la concentración celular por género y estación de muestreo durante el mes de septiembre.....	79
Tabla 20: Resultados de la concentración celular por género y estación de muestreo durante el mes de octubre.....	81
Tabla 21: Resultados de la concentración celular por género y estación de muestreo durante el mes de noviembre.....	83
Tabla 22: Valor del Coeficiente de Correlación de Pearson y su valor de Significancia.....	85
Tabla 23: Características de las especies de <i>Anabaena</i> identificadas según el análisis cualitativo.....	88
Tabla 24: Características de las especies de <i>Pediastrum</i> identificadas según el análisis cualitativo.....	92

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

Ilustración 1: Géneros representantes de los principales Órdenes del <i>Phylum Cyanoprokaryota</i> ,	28
Ilustración 2: Géneros representantes del <i>Phylum Chlorophyta</i>	30
Ilustración 3: Partes de una diatomea típica. Fuente: Tomado de la Guía de las diatomeas de la cuenca del Duero.	31
Ilustración 4: Géneros representantes de Dinoflagelados de agua dulce	33
Ilustración 5: Mapa del caserío Las Pavas, porción del río Lempa en el área de Bocatoma e instalaciones de la Planta Potabilizadora Las Pavas.....	48
Ilustración 6: A) Uso de red en E2 B) Uso de red en E1 C) Red de fitoplancton cónica.....	50
Ilustración 7: A) Diagrama de la elaboración de un Cepillo Muestreador. B) Muestra de perifiton en E4. C) Muestra de fitoplancton agregado a un floculo en la E3.....	51
Ilustración 8: A) Elevador de muestra elaborado a partir de una botella pet. B) Toma de muestras subterráneas con el elevador de muestra.....	52
Ilustración 9: Toma de muestra cuantitativa en las pilas de Sedimentación (E4).	52
Ilustración 10: A) Medidor de pH y temperatura. B) toma de pH y temperatura en muestra del área de Bocatoma. C) Toma de penetración de luz con disco Secchi en el área de Bocatoma.....	53
Ilustración 11: Gráfica de los valores de Temperatura (°C) por mes y estación de muestreo.	67
Ilustración 12: Gráfica de los valores de Penetración de luz (Valor de Disco Secchi - cm -) por mes y estación de muestreo	67
Ilustración 13: Gráfica de los valores de pH por mes y estación de muestreo.....	68

Ilustración 14: Gráfica de los valores de Fósforo (mg/l) por mes y estación de muestreo	68
Ilustración 15: Gráfica de los valores de Nitrógeno (mg/L) por mes y estación de muestreo.	68
Ilustración 16: Gráfica de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de abril.....	70
Ilustración 17: Gráfica de la Frecuencia Relativa Porcentual de los géneros cuantificados durante el mes de abril.....	70
Ilustración 18: Gráfica de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de mayo.	72
Ilustración 19: Gráfica de la Frecuencia Relativa Porcentual de los Géneros cuantificados durante el mes de mayo.....	72
Ilustración 20: Gráfico de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de junio.....	74
Ilustración 21: Gráfico de la Frecuencia Relativa Porcentual de los Géneros cuantificados durante el mes de junio.....	74
Ilustración 22: Gráfica de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de julio.	76
Ilustración 23: Frecuencia Relativa Porcentual de los Géneros cuantificados durante el mes de julio.	76
Ilustración 24: Gráfico de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de agosto.	78
Ilustración 25: Grafico de la Frecuencia Relativa Porcentual de los Géneros cuantificados durante el mes de agosto.	78
Ilustración 26: Gráfico de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de Septiembre.	80

Ilustración 27: Gráfico de la Frecuencia Relativa Porcentual de los Géneros cuantificados durante el mes de septiembre	80
Ilustración 28: Gráfico de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de octubre.....	82
Ilustración 29: Gráfico de la Frecuencia Relativa Porcentual de los Géneros cuantificados durante el mes de octubre.	82
Ilustración 30: Gráfico de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de noviembre.....	84
Ilustración 31: Gráfico de la Frecuencia Relativa Porcentual de los Géneros cuantificados durante el mes de noviembre.....	84
Ilustración 32: Gráfica del la dispersión del modelo ajustado de datos observados y esperados de la concentración celular.....	86
Ilustración 33: <i>Anabaena (cf) planctonica</i> , detalle de un heterocisto. (400x).....	87
Ilustración 34: <i>Anabaena (cf) circinalis</i>	87
Ilustración 35: <i>Aphanizomenon sp.</i> Detalle de un heterocisto (H) y la célula terminal (CT).....	89
Ilustración 36: <i>Aphanizomenon sp.</i> A) Células solitarias con sus Heterocistos; B) Colonia o Fascícula.....	90
Ilustración 37: <i>Oscillatoria sp.</i>	91
Ilustración 38: Representantes del Género <i>Pediastrum</i>	92
Ilustración 39: Organismos pertenecientes al <i>Phylum Chlorophyta</i>	93
Ilustración 40: Organismos pertenecientes al <i>Phylum Cyanoprokaryota</i>	94
Ilustración 41: Organismos pertenecientes los <i>Phyla Dinophyta y Euglenophyta</i> ...	95
Ilustración 42: Organismos pertenecientes al <i>Phylum Ochrophyta</i>	96

RESUMEN.

Las proliferaciones de cianobacterias y microalgas, son eventos de multiplicación y acumulación de estos organismos planctónicos en periodos de horas a días (De Leon, 2002), lo cual a la mayoría de operadores de plantas de tratamiento de agua potable les supone una diversidad de problemas, ya que las cianobacterias y microalgas son conocidas por su capacidad de generar olores, sabores y taponamiento de filtros dentro de estas (Palmer, 1959), además de representar un peligro para la salud humana, ya que las cianobacterias son capaces de producir diversos tipos de toxinas (Giannuzzi, 2009). Con el propósito de conocer el comportamiento de estos organismos dentro de la Planta Potabilizadora Las Pavas, se realizaron muestreos mensuales dentro de sus instalaciones durante los meses de abril a noviembre del 2013 en los sitios de: Bocatoma, Floculadores, Sedimentadores y Canal de salida de Filtros, así como también en el badén del río las Pavas, el cual recoge las agua del distrito de riego de Atiocoyo y las incorpora al caudal del Lempa. En las 5 estaciones de muestreo se realizó la identificación y clasificación taxonómica de los organismos fitoplanctónicos, para luego determinar la concentración celular de estos, lo cual conllevó a la comprobación de la dominancia del *Phylum Cyanoprokaryota*, debido a que fue éste el que obtuvo las mayores concentraciones celulares de organismos por unidad de volumen en las muestras analizadas a lo largo del proceso de muestreo. De la misma manera se realizaron tomas de parámetros físico-químico y se determinó que la penetración de luz solar dentro de la columna de agua y el contenido de nitrógeno en el río, son los factores de mayor relevancia para las densidades celulares elevadas del fitoplancton.

1 INTRODUCCIÓN

El agua es un elemento esencial para el desarrollo de la vida de todos los seres humanos, por lo cual se debe disponer de un suministro satisfactorio, es decir que sea suficiente, inocuo y accesible, con lo cual se puede proporcionar beneficios tangibles para la salud humana (OMS¹, 2006).

Las proliferaciones excesivas de microalgas y cianobacterias conocidas como floraciones o "*blooms*", son eventos de multiplicación y acumulación de estos organismos que ocurren ante determinadas condiciones ambientales las cuales están asociadas al fenómeno de eutrofización (De León, 2002), este fenómeno afecta las aguas continentales, de las cuales las plantas potabilizadoras se abastecen, ocasionando una serie de problemas que afectan de manera directa al proceso de potabilización.

En nuestro país Las Pavas, es la principal planta potabilizadora sobre la cuenca del río Lempa, el cual se ve afectado por una serie de actividades humanas que generan un impacto negativo y sucesivo deterioro de la calidad de sus aguas, generando en ocasiones las condiciones propicias para la ocurrencia de proliferaciones algales, lo cual genera una serie de problemáticas propias de esta Planta Potabilizadora.

Es por ello que resulta de vital importancia para el funcionamiento óptimo de la Planta, conocer la composición taxonómica de los organismos fitoplanctónicos que ingresan a esta, así como también su concentración celular y los puntos del proceso donde proliferan de manera más abundante, identificando además las condiciones físico químicas que favorecen la ocurrencia de estas concentraciones celulares.

¹ OMS: Organización Mundial de la Salud

Como respuesta a estas interrogantes, durante los meses de abril a noviembre del 2013, se monitorearon 5 estaciones de muestreo, 4 se ubicaron dentro de las instalaciones de la Planta Potabilizadora Las Pavas y una sobre el río Las Pavas, el cual desemboca en el río Lempa aproximadamente 1.5 km antes de la zona de captación de la planta. Las estaciones monitoreadas dentro de la planta fueron Bocatoma, Floculadores, Sedimentadores y el canal de Salida de Filtros.

Se determinó mediante el análisis fitoplanctónico la ocurrencia de organismos pertenecientes a los *Phyla Chlorophyta, Cyanoprokaryota, Dinophyta, Euglenophyta y Ochrophyta*, representando cada uno, una serie de problemáticas diferentes para el funcionamiento óptimo de la Planta Potabilizadora. En especial las concentraciones celulares de organismos pertenecientes al *Phylum Cyanoprokaryota* resultan de especial interés, debido a que muchos de ellos son potenciales productores de toxinas, por lo cual deben mantenerse bajo monitoreo y vigilancia constante (De Leon, 2002 ;Bonilla S. , 2009; Giannuzzi, 2009).

A pesar de que en nuestro país la Norma Salvadoreña Obligatoria (2009) para agua potable no reconoce a los organismos fitoplanctonicos dentro sus medidas de control, resulta de gran importancia el monitoreo, vigilancia y manejo de las floraciones algares, debido a que estos organismos inciden de manera directa dentro de la generación de agua potable, confiriéndole olor, sabor y color al agua, además de interferir directamente en el proceso de potabilización ocasionando taponamiento de filtros, corroyendo el hormigón y el acero, elevan los costos del tratamiento químico (alteraciones del pH del agua) entre otra serie de problemáticas (Palmer, 1959).

2 REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Antecedentes

El estudio de las aguas continentales, así como el de los organismos que en ellas habitan, ha sido recientemente preponderado, debido a la situación actual de escases de agua para consumo humano. Antiguamente se realizaban estudios botánicos y zoológicos, con el propósito de conocer simplemente los organismos que habitan en las aguas.

En Estados Unidos y la Unión Europea, se han realizado una gran cantidad de estudios, referente a estos ámbitos, y como consecuencia han generado un cúmulo de investigaciones muy importantes, que hoy, debido a la problemática existente en cuanto a la disponibilidad y acceso al recurso hídrico, han logrado ayudar a la toma de decisiones en cuanto al manejo de los cuerpos de agua se refiere. Mediante la generación de la investigación científica, ha sido posible conocer la dinámica estructura y composición biológica de los cuerpos de agua dulce de interés para abastecimiento de agua.

En Europa, la directiva del Marco del Agua, ha jugado un papel importante para manejar el recurso hídrico, mediante legislaciones y promociones de orden político social se ha logrado realizar investigaciones, que explican una serie de fenómenos causados por microorganismos en las aguas (como por ejemplo floraciones de microalgas y cianobacterias), lo que a su vez ha permitido que se desarrollen políticas nacionales en cada país miembro de la Unión Europea en pro de la conservación, manejo y uso sustentable de este recurso natural.

En nuestro país, la mayoría de investigaciones para estudiar organismos fitoplanctónicos se han enfatizado al fitoplancton marino, que debido a las

floraciones algales nocivas que se desarrollan en los ecosistemas marino-costeros, requieren una vigilancia constante de sus poblaciones, es por ello que se ha desarrollado una red de vigilancia guiada por la CONAMAR², en la que participan instituciones como el MAG³, MARN⁴ y el MINSAL⁵.

En El Salvador la investigación sobre el fitoplancton de agua dulce es escasa, existen algunos trabajos desarrollados en el país sobre organismos fitoplanctónicos de agua dulce entre los cuales tenemos los realizados por Ortiz (1990), Evaluación del estado de Eutrofización del lago de Ilopango; Monterrosa Urías (1993), Caracterización de algas, protozoos e insectos acuáticos en un Afluente del Lago de Ilopango y Aguillón (1995), Fitoplancton y su relación con factores fisicoquímicos en el distrito de riego de Zapotitán

En la actualidad se han realizado estudios como el de Bernal & Castro en 2011, el cual se tituló "*Abundancia y distribución de las microalgas presentes en los ríos: Lempa (tramos Citala, Masahuat y la bocatoma de la planta potabilizadora "Las Pavas" de ANDA*)⁶ y *Desagüe durante los meses de mayo a julio de 2011*", siendo el estudio más reciente a la fecha en cuanto a la composición fitoplanctónica de cuerpos de agua dulce, y estableció la primera lista de organismos existentes en ella en la cuenca más importante de nuestro país.

Recientemente Alberto Olivares (estudiante de Biología de la Universidad de El Salvador) desarrolló una investigación sobre poblaciones de cianobacterias en el Lago de Ilopango (2013), la cual será un aporte limnológico importante para conocer y estudiar los fenómenos naturales, ocasionados por la proliferación descontrolada de cianobacterias.

²CONAMAR: Comisión Nacional de Marea Roja

³MAG: Ministerio de Agricultura y ganadería

⁴MARN: Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales

⁵MINSAL: Ministerio de Salud Y Asistencia Social.

⁶ ANDA: Administración Nacional de Acueductos y Alcantarillados

2.2 Generalidades

Dentro del grupo de los protistas (Dominio *Eukarya*, Reino *Protista*) se contempla una gran diversidad de organismos y dentro ellos las algas, término que se refiere, a un grupo variado de protistas fotosintéticos. En una época, los botánicos clasificaron a las algas como plantas, debido a que todas contienen clorofila “a” y llevan a cabo la fotosíntesis en un plastidio enlazado a la membrana. Sin embargo las algas no se desarrollan de un embrión como todas las plantas (Mader, 2008).

En aguas dulces el término “alga” se refiere a un grupo muy diverso de organismos fotoautótrofos, procariotas o eucariotas, en general microscópicos, que se encuentran dispersos en la masa de agua constituyendo el fitoplancton o adheridos a algún sustrato (perifiton) o integrados a las comunidades del fondo (Bentos). Son habitantes comunes y normales de aguas poco profundas y se encuentran mayormente en todo el suministro de agua expuesta al sol, comprende a los talófitos y protistas con clorofila, así como a sus derivados no pigmentados , cuyos órganos de reproducción no están envueltos en un conjunto de células estériles (Giannuzzi, 2009; Palmer, 1959; Lee, 2008).

Pelczar *et. al.*, (1993), establece que las algas abundan en los océanos, mares, lagos salados o de agua dulce, lagunas y arroyos. Muchas viven en suelos húmedos, rocas, cortezas de árboles, plantas y animales. Las pequeñas formas acuáticas forman gran parte de la vida microscópica flotante llamada plancton, que son el principal alimento de los animales que viven en ese medio.

El plancton se divide en 2 grandes grupos, el zooplancton y el fitoplancton, siendo este último el objeto de la presente investigación. El fitoplancton está constituido por la comunidad de microorganismos, en su mayoría fotosintéticos, (microalgas, cianobacterias, flagelados heterótrofos entre

otros) que vive suspendidos flotando a la deriva en los cuerpos de agua (CHE⁷, 2005) y son los principales productores primarios que constituyen la base de las redes tróficas de los ecosistemas acuáticos (Reguera *et. al*, 2011).

El fitoplancton es la comunidad de microalgas que habitan la columna de agua de los sistemas acuáticos. Se distinguen arbitrariamente tres categorías de acuerdo a su talla (dimensión linear mayor): *picofitoplancton* (0,2 - 2 μm), *nanofitoplancton* (2 - 20 μm), *microfitoplancton* (20 - 200 μm)

En todas estas categorías hay representantes de las cianobacterias (el cual es un grupo de organismos fotosintetizadores aeróbicos) que pueden formar floraciones. Algunas cianobacterias de gran tamaño pueden entrar en una cuarta categoría (mayores a 200 μm), el mesofitoplancton. El fitoplancton contribuye a la producción primaria (síntesis de materia orgánica a partir de materia inorgánica) de los sistemas acuáticos, a través de la fotosíntesis, siendo muchas veces la comunidad principal en todo el ecosistema para esta función (González de Infante, 1988; Bonilla, 2009).

Según Smayda (1997) cit. por Bonilla (2009), las cianobacterias y las algas eucariotas del fitoplancton pueden crecer repentinamente bajo determinadas condiciones ambientales aumentando su biomasa en valores significativos con respecto a la concentración original. Este fenómeno se llama floración (en inglés: *bloom*). Los factores que desencadenan las floraciones de las cianobacterias planctónicas, (dependen de su capacidad de optimizar la utilización de los recursos y minimizarlas perdidas de biomasa) son diversos y actúan en forma combinada. Cada floración está formada por una o pocas especies. El fenómeno

⁷ CHE: Comisión Hidrográfica del Ebro, España.

puede generarse en períodos que van desde pocas horas a varios días y desaparecer en un plazo similar.

El principal motivo de preocupación por las floraciones de cianobacterias, es que estos organismos pueden producir toxinas. La alta biomasa concentrada en las floraciones sumada a la presencia de las cianotoxinas puede representar un problema para los otros organismos del medio acuático y para el ser humano ya que puede causar envenenamiento de manera directa o indirecta por el consumo de organismos contaminados, como por ejemplo bivalvos.

El protoplasma celular de las algas eucariotas y las cianobacterias, requiere de aproximadamente 20 elementos químicos para la formación de la nueva biomasa, algunos de ellos son necesarios en grandes cantidades (H, C, O y N) y otros en cantidades relativamente pequeñas (P, S, K, Na, Ca, Mg y Cl). Un conjunto de nutrientes que intervienen en el metabolismo (ej.: estructura de enzimas) son requeridos en concentraciones traza (Si, Fe, Mn, Mo, Cu, Co, Zn, etc.), en la Tabla 1 es posible apreciar las características compartidas entre cianobacterias y microalgas (Martino, 1989; Bonilla, 2009).

El fósforo es un componente esencial del metabolismo celular debido a que sus enlaces actúan como acumuladores y liberadores de energía para las reacciones enzimáticas (ATP, adenosín trifosfato), además de ser esencial en estructura de los ácidos nucleicos y las membranas celulares. Los altos requerimientos de fosfatos (PO_4^{3-}) por el fitoplancton combinado con un suministro ambiental restringido en relación a los otros nutrientes, determina que el fósforo sea el principal elemento limitante del crecimiento fitoplanctónico en ambientes límnicos (Schindler 1977; Hudson *et. al.*, 2000 cit. por Bonilla, 2009).

El metabolismo del nitrógeno en cianobacterias y algas eucariotas es muy similar contrariamente a lo que se pensaba tradicionalmente. La principal diferencia es que el Nitrógeno es un elemento esencial para la síntesis de las vesículas de gas, estructura que se encuentra presente en algunas cianobacterias, otorgándoles la capacidad de fijar nitrógeno atmosférico lo que aunado a su capacidad de migrar dentro de la columna de agua (precisamente debido a la presencia de aerótopos) les brinda una ventaja sobre las algas eucariotas del fitoplancton (Bonilla, 2009).

Tabla 1: Características compartidas de las cianobacterias con bacterias y algas eucariotas del plancton.

Características compartidas de las cianobacterias con:	
Bacterias acuáticas planctónicas. (dominio <i>Bacteria</i>)	Algas acuáticas del fitoplancton. (dominio <i>Eukarya</i>)
<ul style="list-style-type: none"> - Son organismos microscópicos, de vida libre - No poseen núcleo ni organelos (procariotas) - Tienen pared celular tipo bacterias Gram negativas - Son organismos muy antiguos en términos evolutivos (originadas en el Precámbrico) - Se reproducen por fisión binaria - Habitan en la columna de agua - Las cianobacterias más pequeñas (< 2 μm) son controladas por el mismo tipo de depredadores que las bacterias planctónicas 	<ul style="list-style-type: none"> - Son organismos microscópicos, de vida libre - Tienen tilacoides con fotosistemas I y II - Realizan fotosíntesis con liberación de oxígeno - Tienen clorofila a (algunas especies también tienen clorofila como las algas verdes) - Habitan en la columna de agua - Son controladas por el mismo tipo de depredadores

Fuente: Cianobacterias planctónicas del Uruguay (Bonilla, 2009).

2.3 Eutrofización.

La Eutrofización se define como el enriquecimiento de las aguas con nutrientes a un ritmo tal que no puede ser compensado por la eliminación o mineralización total, una de sus principales manifestaciones es la proliferación de algas en función de la carga de nutrientes. En palabras sencillas la Eutrofización es definida como la producción excesiva de materia orgánica en

un cuerpo de agua debido a una gran abundancia de nutrientes (Martino, 1989; Bonilla, 2009; Gianuzzi, 2009).

Cuando la concentración de nutrientes aumenta en una cuenca, las algas, tanto sésiles como planctónicas, crecen en gran cantidad, por lo que el agua se enturbia, las algas y otros organismos al morir, se descomponen gracias a la actividad de las bacterias, disminuyendo la cantidad de oxígeno disponible. Como los nutrientes son directamente responsables del crecimiento de las algas, el enriquecimiento de nutrientes constituye la raíz principal del problema de Eutrofización. (Martino, 1989).

Según señalan varios autores (Gonzales de Infante 1988; Martino, 1989; Bonilla, 2009; Gianuzzi, 2009; Kommineni *et. al* 2009; Domingo & Romero, *s.a.*), los principales nutrientes que influyen en el crecimiento de cianobacterias y otras algas son el Fósforo y el Nitrógeno, la disponibilidad de nutrientes en el agua afectará de manera directa la magnitud, duración y composición de los florecimientos algales.

Dichos elementos deben de estar en una proporción específica, la cual según Redfield (1958) cit. por Bonilla 2009, obedece a una relación de 16 átomos de Nitrógeno por cada 1 átomo de Fósforo, mientras que para Martino (1989) esta proporción obedece al orden de 10 a 15 átomos de Nitrógeno por 1 átomo de Fósforo, ambos autores coinciden que el Fósforo es el principal nutriente limitante. El principio conocido como nutriente limitante se basa en que la tasa de crecimiento alga será restringida por el elemento que se encuentre presente en el medio acuático en menor concentración respecto a la concentración requerida por el alga (Martino, 1989).

El Fósforo es con frecuencia el factor limitante, aunque en la mayoría de los casos el Fósforo y el Nitrógeno son los nutrientes limitantes, como consecuencia, una abundancia excesiva de estos nutrientes conllevaría a un desequilibrio del sistema acuático pues las algas fitoplanctónicas entre ellas incluidas las cianobacterias tendrían la oportunidad de reproducirse hasta llegar a formar un florecimiento masivo, lo cual conllevará a un estado de Eutrofización, si el aporte de los nutrientes es constante (Gonzales de infante, 1988; Martino, 1989; Bonilla, 2009).

2.4 Principales Factores Físico Químicos que inciden en el crecimiento algar.

El crecimiento descontrolado del fitoplancton (Cianobacterias y Microalgas) afecta de manera negativa los usos del recurso hídrico, causando diversos daños a los sistemas de tratamiento del agua. Es por ello que surge la necesidad de identificar y conocer de que manera ciertos factores limitan su crecimiento. La tasa de crecimiento fitoplanctónico depende de cuatro componentes principales: *Temperatura, Radiación solar, Nutrientes (Fosforo y Nitrógeno) y pH* (Martino, 1989).

2.4.1 Temperatura.

Reynolds (2006), manifiesta que con excepción de las especies termófilas, estenotérmicas y de aguas frías reconocidas, la mayoría de las cepas de laboratorio de algas y cianobacterias planctónicas después de ser examinadas lograron sus tasas específicas máximas de replicación en el rango de temperatura de 25-35°C.

Diversos estudios han comprobado que las cianobacterias crecen mejor a temperaturas comprendidas entre los 15°C y los 30°C, sin embargo, Bonilla (2009), propone un rango más estrecho, ente los 25°C y 30°C. Se ha comprobado

que las mayores tasas de crecimiento y reproducción se alcanzan a los 25°C que es la temperatura óptima de crecimiento alga (Domingo & Romero, *s.a.*). Generalmente se considera que las cianobacterias prefieren temperaturas más altas que las algas eucariotas para su crecimiento (Dokulli & Teubner, 200; cit. por Bonilla, 2009).

2.4.2 Radiación Solar

Bonilla (2009), manifiesta que la luz que recibe el fitoplancton (cianobacterias y microalgas) en un cuerpo de agua depende de la profundidad de la zona iluminada. Esta intensidad de luz está relacionada con la producción excesiva ya que al formar parte del proceso de fotosíntesis su disponibilidad afecta el metabolismo del fitoplancton.

Domingo & Romero (*s.a.*) expresan que debido a que las cianobacterias tienen pigmentos fotosintéticos extras denominados ficobilinas o ficobiliproteínas, son altamente eficientes en el aprovechamiento de la luz solar, mientras mayor sea la intensidad de luz (radiación solar), mayor será el metabolismo de las cianobacterias y por ende su tasa de crecimiento y reproducción.

2.4.3 Nutrientes

Dentro de los requerimientos de nutrientes por parte del fitoplancton para su desarrollo destacan dos elementos los cuales son el Nitrógeno (N) y el Fósforo (P). El Nitrógeno es un elemento esencial en la composición de aminoácidos y las reservas celulares se restringen a proteínas ricas en N₂.

Algunos representantes de grupo de las cianobacterias son los únicos organismos del fitoplancton que pueden fijar N₂ atmosférico. El fósforo es un componente esencial del metabolismo celular debido a que sus enlaces actúan

como acumuladores y liberadores de energía para las reacciones enzimáticas (ATP, adenosín trifosfato), además de ser esencial en estructura del ADN y las membranas celulares. (González de Infante, 1988; De Leon, 2002; Bonilla, 2009)

El nitrógeno se encuentra presente de varias formas o estados de oxidación en las aguas naturales. Las más comunes son amonio (NH_4), nitrito (NO_2), nitrato (NO_3) y una gran cantidad de compuestos de nitrógeno orgánico. La mayoría de algas requiere una fuente de nitrógeno en forma combinada para su metabolismo (por ejemplo: nitrato, amonio, nitrito o urea). Sin embargo algunas cianobacterias son capaces de fijar el nitrógeno atmosférico y de esta forma no dependen del suministro de nitrógeno combinado (Martino, 1989).

El fósforo se encuentra presente en las aguas naturales en forma de distintos tipos de fosfatos. Estas formas son clasificadas normalmente como ortofosfatos, polifosfatos y fosfatos complejados orgánicamente. Pueden estar presentes en forma soluble, particulada (detritos) o en los cuerpos de los organismos acuáticos. El ortofosfato es la forma disponible para el crecimiento algal; las algas son capaces de acumularlo y almacenarlo en sus células para usarlo cuando su concentración en el medio sea deficiente para su metabolismo. (Martino, 1989).

Los altos requerimientos de fosfatos por el fitoplancton combinado con un suministro ambiental restringido en relación a los otros nutrientes, determina que el P sea el principal elemento limitante del crecimiento fitoplanctónico (Schindler 1977; Hudson et. al. 2000 cit por Bonilla, 2009).

La relación entre estos dos nutrientes es de vital importancia para las floraciones algales y en general se plantea que la relación Nitrógeno-Fósforo debe de ser de 16 a 1 (Redfield, 1958; en Bonilla, 2009), aunque otros autores

manifiestan que relaciones de 9:1 (Vollenweider, 1983; en Martino, 1989), 10-15:1 (Martino, 1989) y 7:1 (Del León, 2002) son suficientes para incidir en la proliferación excesiva del fitoplancton.

2.5 Principales grupos fitoplanctónicos a considerar.

En general las algas se clasifican de acuerdo a los pigmentos y otras características en: Cianobacterias (conocidas tradicionalmente como algas verde azules), verdes, doradas, rojas y pardas. Entre ellas, las Cianobacterias en agua dulce y los dinoflagelados (organismos en general unicelulares y móviles por dos flagelos) en el mar se han destacado por la capacidad de reproducirse rápidamente y originar floraciones tóxicas (Gianuzzi, 2009), en este sentido tenemos a continuación una breve descripción de algunos grupos importantes de algas.

2.5.1 Cianobacterias (Cyanoprokaryota).

Las Cianobacterias - *Cyanophyta*, *Cyanoprokaryota* o algas verde azules - (del gr. *Kyanos*, azul, y *Bacterion*, bastoncillo) son organismos procariotas que presentan fotosíntesis oxigénica y contienen tanto pigmentos fotosintéticos típicos como pigmentos específicos, las ficobilinas, que le confieren el típico color verde azulado, no presentan núcleo delimitado por carecer de membrana nuclear (ver ilustración 1).

Se originaron en el período Pre-cámbrico, hace aproximadamente 2700 millones de años y dominaron la biota del planeta por más de 1500 millones de años. Las cianobacterias fueron los organismos responsables de crear la atmósfera oxidante que hoy conocemos mediante la fotosíntesis con liberación de oxígeno, utilizando el pigmento clorofila "a". A partir de las cianobacterias con clorofila "a" (y en algunos grupos también con clorofila "b"), se originaron los cloroplastos de las algas eucariotas fotosintetizadoras.

Pertenecen al dominio Bacteria (eubacterias) y comparten algunas características estructurales con las bacterias heterótrofas, y otras funcionales con las algas, organismos eucariotas también fotosintetizadores (OMS, 1998; Bonilla, 2009; Giannuzzi, 2009; Gómez & Quezada, 2011; Rosales *et al.*, 2012; ver tabla 1).

Desde el punto de vista microbiológico son bacterias Gram negativas con un número poco común de características. El tamaño de las células de las cianobacterias oscila entre 1 y 50 μm de ancho, pueden ser unicelulares, filamentosas y estar dispuestas en colonias, poseen Heterocistos (*Nostocales*), que son células de paredes gruesas sin núcleo donde ocurre la fijación de nitrógeno (Mader, 2008), la estructura celular es procariótica, el material nuclear no se encuentra en un núcleo limitado por membranas. No tiene cloroplastos típicos, sus pigmentos están dispersos en el citoplasma en forma laminar o en tilacoides (Pelczar *et al.*, 1993).

Gianuzzi (2009) manifiesta que las Cianobacterias, bajo ciertas condiciones ambientales, tales como: temperaturas elevadas, altas cargas de nutrientes, baja relación N:P, pH alcalino y por su capacidad de fijar Nitrógeno atmosférico, presencia de vesículas de gas, capacidad para crecer y reproducirse bajo distintas condiciones de luz, calma ambiental, bajo caudal, entre otras, resultan un grupo competitivamente exitoso en relación a otros del fitoplancton.

Estas características posibilitan la formación de densas poblaciones que pueden ser evidentes por acumulación en la superficie del agua, siendo detectables a simple vista y pudiendo producir un cambio de color en el agua. A estas proliferaciones se les conoce con el nombre de floraciones, *blooms* algales o desarrollos masivos.

Un aspecto muy importante sobre las cianobacterias es la presencia de metabolitos secundarios en muchos de los taxones, que en algunas ocasiones, pueden ser tóxicos para los otros organismos de los ecosistemas, incluyendo a los humanos. Estos metabolitos secundarios tóxicos se denominan genéricamente **cianotoxinas** (ver tabla 4) y se clasifican por los efectos que producen en los animales.

Así, entre las cianotoxinas más habituales se encuentran por una parte, las *hepatotóxicas*, que afectan las células del hígado, representadas principalmente por las microcistinas y las nodularinas y, por otra parte, las *neurotoxinas*, que afectan la transmisión del impulso nervioso estas son representadas por las saxitoxinas y las anatoxinas. Existen otros grupos de toxinas importantes como son las *citotoxinas*, fundamentalmente la cilindropermopsina y las *dermatotoxinas* como la aplisiatoxina. (Gómez y Quezada, 2011; Leflaive & Ten-Hage, 2007 cit por Bonilla, 2009; Bonilla, 2009).



Ilustración 1: Géneros representantes de los principales Órdenes del Phylum Cyanoprokaryota, A) *Anabaena* (*Nostocales*); B) *Chroococcus* (*Chroococcales*); C) *Oscillatoria* (*Oscillatoriales*)

2.5.2 Chlorophytas.

Esta división comprende unas 7500 sp. de organismos conocidos como algas verdes. Habitan en diferentes medios, entre ellos océanos, agua dulce, bancos de nieve y corteza de árboles, la mayoría de las algas verdes son unicelulares; sin embargo hay formas filamentosas y coloniales, estas poseen

clorofila a y b, estos pigmentos son similares a los de las plantas superiores. Sin embargo las algas verdes no siempre son verdes; algunas contienen pigmentos que les dan una tonalidad naranja, roja o parda. (Mader, 2008)

Los individuos pertenecientes a esta división, son caracterizados por poseer uno o varios cloroplastos en cada célula o unidad protoplasmática. La mayoría de cloroplastos contiene uno o más pirenoides (masa fundamentalmente proteica, incolora, y muy refringente que se observa en el estroma de los plastos de muchas algas eucarióticas de distintos grupos), los cuales acumulan almidón como reserva energética, además la pared celular es semirrígida con presencia o no de espinas, sus células poseen núcleos evidentes en la mayoría de los casos y carecen de mancha ocular y flagelo (Prescott, 1982; Kommineni *et al* 2009).

Algunos ejemplos de esta división, representan formas de organización muy variada, entre ellas se encuentran algas verdes unicelulares como las del género *Chlamydomona*, otras como *Spirogyra*, filamentos que se forman en un solo plano después de la división celular, además hay otras multicelulares como *Ulva (marina)* y coloniales como *Pediastrum*, *Scenedesmus* y *Coelastrum* (ver Ilustración 2). La importancia de estos organismos radica en su capacidad de alterar las propiedades organolépticas del agua, confiriéndole olor, sabor y color (Mader, 2008).

Las algas verdes pueden ser las especies dominantes en un medio eutrófico comúnmente durante los meses verano (Horne and Godman, 1994 cit por Kommineni *et al* 2009). Otras especies de algas verdes son comúnmente encontradas en aguas de baja dureza con alto contenido de Carbono orgánico total, ya que requieren bajas concentraciones de Calcio y Magnesio. Ciertas especies también pueden crecer en aguas heladas, incluso bajo hielo siempre y

cuando exista una disponibilidad de luz adecuada para su crecimiento (Kommineni *et. al.*, 2009).

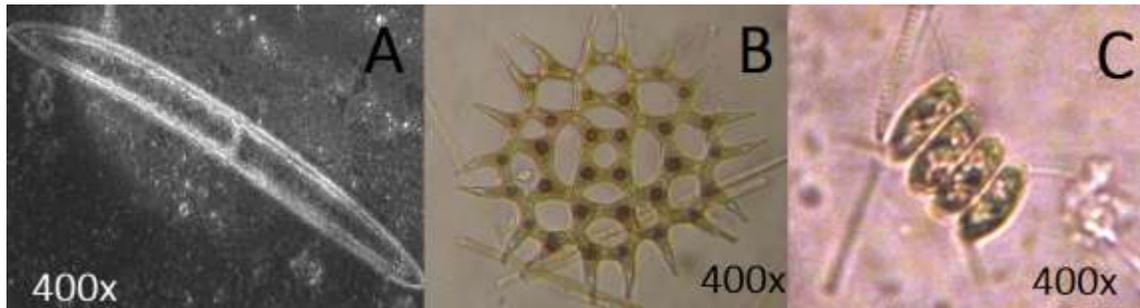


Ilustración 2: Géneros representativos del Phylum Chlorophyta: A) *Closterium* B) *Pediastrum* C) *Scenedesmus*.

2.5.3 Chrysophyta (Ochromphyta)

Dentro del *Phylum Chrysophyta*, se encuentra la clase *Bacillariophyceae* (Diatomeas) que según CHD⁸ (2010), son algas microscópicas unicelulares y eucariotas compuestas en un 60% de óxido de silicio (SiO_2), ya que la célula se encuentra protegida por una estructura de silicio llamada frústulo, que le confiere dureza y resistencia. El frústulo se compone de dos mitades que encajan entre sí, llamadas tecas, la superior (epiteca) es siempre mayor y envuelve parcialmente a la inferior (hipoteca). Cada teca está formada por una valva, (respectivamente epivalva e hipovalva) y un cíngulo (epicínculo e hipocínculo, ver ilustración 3).

Las valvas, pueden estar cubiertas por estriaciones y marcas que forman un patrón muy característico cuando se observa al microscopio, costillas, poros areolas o todas, estas ornamentaciones en realidad son depresiones o poros a través de los cuales los organismos se contactan con el exterior y pueden ser utilizadas como criterios taxonómicos para su identificación (Mader, 2008).

⁸CHD: Confederación Hidrográfica del Duero, España.

Este grupo consta de unas 11 mil especies de diatomeas (del griego. *Día*, a través de, y *temno*, cortar), son importantes para el ser humano debido a que son capaces de desarrollar floraciones en cuerpos de agua continental, que en las plantas de tratamiento para potabilizar el agua, pueden ocasionar obstrucción de los filtros debido a que sus paredes celulares son ricas en sílice y no se degradan fácilmente (Mader, 2008).

Las diatomeas son más densas que el agua, debido a esto, deben de mantenerse en las zonas de mezcla en los cuerpos de agua, para mantenerse en suspensión, poseen diversas características que les ayudan a mantenerse a flote, tales como la presencia de aceites y grasas que son menos densos que el agua, superficies irregulares con evaginaciones que incrementan el área de la superficie, reduciendo así la tasa de sedimentación de estas (Kommineni *et al* 2009).

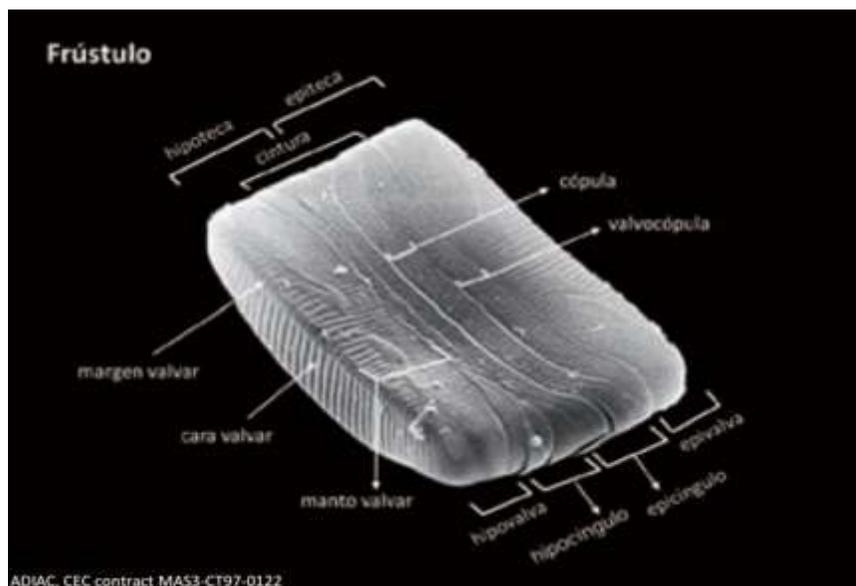


Ilustración 3: Partes de una diatomea típica. Fuente: Tomado de la Guía de las diatomeas de la cuenca del Duero.

2.5.4 Pirrophyta

Dentro del *Phylum Pirrophyta* se incluye la clase *Dinophyceae* (dinoflagelados), los cuales representan un componente importante de las comunidades del fitoplancton (Dawes, 1991). Generalmente los dinoflagelados de agua dulce son una minoría en comparación al medio marino, sin embargo algunas especies son capaces de producir floraciones, uno de los organismos mejor conocido capaz de generar estas floraciones es *Ceratium hirundinella*, fenómenos que han sido estudiado en Estados Unidos, Europa, Canadá, África, Japón entre otros (Wehr & Sheath, 2003).

Algunos dinoflagelados son comúnmente encontrados en cuerpos de agua lénticos, pero otros son comunes de cuerpos de agua grande, como lagos y embalses, son importantes debido a su capacidad de generar floraciones densas, especialmente en presencia de altos niveles de nitratos y fosfatos (Wehr & Sheath, 2003). Alberga una gran variedad de formas unicelulares que se caracterizan por su morfología asimétrica y por poseer dos flagelos diferentes en forma y función, si bien hay muchas especies sin flagelos. Pueden ser unicelulares solitarias o agruparse en colonias (CMA⁹, s.a.)

Los dinoflagelados poseen dos flagelos, los cuales son utilizados para regular su posición dentro de la columna de agua, estos crecen mejor en épocas de baja precipitación. Algunos géneros tales como *Ceratium* y *Pedirinium* (ver Ilustración 4) son bastante tolerables a las variaciones químicas del agua, mientras que otros están más condicionados por los rangos de pH, calcio, materia orgánica disuelta y temperatura (Kommineni *et al.*, 2009).

⁹ CMA: Consejería de Medio Ambiente, Andalucía, España.

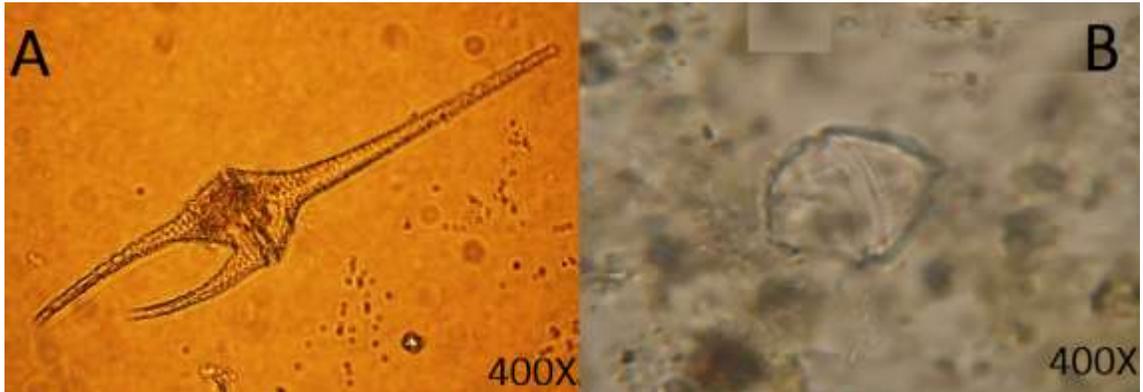


Ilustración 4: Géneros representantes de Dinoflagelados de agua dulce: A) *Ceratium* y B) *Peridinium*.

2.6 El proceso de Potabilización y el Fitoplancton.

2.6.1 Potabilización del agua.

El proceso utilizado para eliminar las impurezas del agua se llama potabilización y se realiza agregando al agua diversas sustancias químicas que destruyen las bacterias. El proceso de potabilización de agua, es en verdad una obra de ingeniería bastante compleja, y tiene en su haber aspectos no solo hidráulicos, sino que abarca el proceso de control de calidad donde intervienen aspectos, físicos, químicos y biológicos, todos de vital importancia para garantizar que este proceso sea adecuado y no afecte de manera negativa a aquellas poblaciones que recibirán el producto de la potabilización (COMAPA¹⁰, consultado el 20/02/12).

ANDA (2010), Manifiesta que existen diferentes tecnologías para potabilizar el agua. Habitualmente se incluyen diversos procesos donde toda el agua que se trata puede pasar por tratamientos de filtración, coagulación, floculación o decantación. Uno de los métodos populares es

¹⁰ COMAPA: Comisión Municipal de Agua Potable y Alcantarillado, del municipio de Nuevo Laredo, Tamaulipas, México

a través de la filtración del agua con arena, en donde únicamente se eliminan las sustancias sin disolver. Por otro lado mediante la cloración se logra eliminar microbios peligrosos.

Existen técnicas más avanzadas de purificación del agua como la ósmosis inversa. También existe el método de desalinización, un proceso por el cual se retira la sal del agua de mar; sin embargo, es costoso por el elevado gasto de energía eléctrica y suele emplearse con más frecuencia en las zonas costeras con clima árido.

Al proceso de conversión de agua común en agua potable se le denomina potabilización, el cual se realiza en una **Planta de tratamiento de agua potable** la cual es un conjunto de estructuras en las que se trata el agua cruda de manera que se vuelva apta para el consumo humano. Existen diferentes tecnologías para potabilizar el agua, pero todas deben cumplir los mismos principios:

1. Combinación de barreras múltiples (diferentes etapas del proceso de potabilización) para alcanzar bajas condiciones de riesgo.
2. Tratamiento integrado para producir el efecto esperado.
3. Tratamiento por objetivo (cada etapa del tratamiento tiene una meta específica relacionada con algún tipo de contaminante).

En la ANDA se utilizan plantas de tratamiento de agua potable que cumplen con altos estándares de construcción como de potabilización, así tenemos la mayor planta de tratamiento de El Salvador, conocida como Planta Las Pavas, la cual trata el agua proveniente del río Lempa y la distribuye por gran parte del gran San Salvador llevando el beneficio a muchos salvadoreños y salvadoreñas.

La ANDA posee plantas de tratamiento de tecnología convencional, las cuales incluyen procesos de coagulación, floculación, decantación (o sedimentación), filtración y la desinfección

La ANDA, manifiesta que el proceso de tratamiento consta básicamente de dos etapas, la primera de clarificación, en la cual se eliminan las partículas que le quitan claridad al agua y la desinfección que consiste en eliminar los microorganismos patógenos presentes. Los procesos unitarios que se desarrollan son: coagulación, floculación, sedimentación y filtración que conforman la etapa de clarificación y la desinfección, la cual se desarrolla posterior al proceso de filtración y recibe un refuerzo del agente desinfectante (cloro), en tanques terminales a lo largo de la red de distribución.

A continuación se describen los procesos unitarios llevados a cabo en la planta Las Pavas de ANDA¹¹:

Coagulación.

Este proceso se encarga de neutralizar las cargas electromagnéticas de las partículas de materia orgánica e inorgánica (cargadas negativamente) suspendida en el agua que se someterá al proceso de potabilización, esta neutralización se logra a través de la adición de un agente coagulante (cargado positivamente), el cual generalmente es sulfato de Aluminio, policloruro de Aluminio y Sulfato Férrico.

¹¹ La descripción del proceso de potabilización que se describe en el documento es de acuerdo con la DESCRIPCIÓN DE LOS PROCESOS DE TRATAMIENTO PARA LA POTABILIZACIÓN DE LAS AGUAS SUPERFICIALES, documento de la autoría de ANDA.

Este proceso tiene una duración de unos pocos segundos y es necesario que se produzca una agitación violenta para que el coagulante se mezcle completamente con el agua en un tiempo lo más corto posible. La alcalinidad es imprescindible para la coagulación. El agua debe tener alcalinidad suficiente para satisfacer la demanda producida por el coagulante.

Floculación.

Una vez neutralizadas las cargas electromagnéticas de las partículas suspendidas en el agua, se procede a disminuir la velocidad de mezcla, para permitir de esta manera que las partículas coaguladas al chocar se vayan uniendo para dar lugar a otras de mayor tamaño, llamadas flóculos. El éxito de este proceso depende de la agitación adecuada que reciba el agua en los tanques de floculación.

Sedimentación.

La sedimentación o decantación, es la primera etapa efectiva de separación de partículas del agua donde se logra una reducción de turbiedad y color con respecto al agua bruta. En el sedimentador, al reducirse la velocidad de circulación del agua, se produce por acción de su propio peso, una caída de las partículas hacia el fondo de la unidad. En los Sedimentadores, si las condiciones anteriores de tratamiento son adecuadas, se separan del agua aquellas partículas que tienen una densidad superior, mientras que los flóculos más pequeños y livianos, denominados Microfloc, son eliminados posteriormente por filtración.

Filtración.

La filtración que consiste en pasar el agua a través de un medio poroso, en la mayoría de los casos formado por arena seleccionada, es la

etapa final del proceso de clarificación y la que debe dar las garantías de que el agua cumpla con las normas de calidad en cuanto a turbiedad y color. En el filtro se retienen aquellas partículas de menor densidad (floculos pequeños), y las que por algún motivo no fueron eliminadas en el sedimentador. Además de lo indicado, en la actualidad se considera a la filtración como una de las barreras principales para la retención de microorganismos patógenos.

Desinfección.

Tiene por objetivo garantizar la potabilidad del agua desde el punto de vista microbiológico, asegurando la ausencia de microorganismos patógenos. Esta etapa se realiza después de sedimentar y filtrar el agua, luego que por estos procesos se haya eliminado gran parte de las partículas y microorganismos presentes en el agua bruta y consiste en agregar al agua un agente químico para destruir microorganismos, que puedan transmitir enfermedades utilizando el agua como vehículo pasivo.

El agente desinfectante más común y universalmente usado es el cloro, el cual es eficiente, sencillo en su aplicación y tiene la capacidad de dejar una porción residual, que sigue actuando en las redes de distribución. El Cloro puede ser utilizado en forma de cloro gaseoso, almacenado bajo presión en cilindros metálicos o a través de alguna de sus sales, como el Hipoclorito de Calcio. El punto de aplicación del desinfectante, debe estar ubicado de modo de clorar el agua ya filtrada previo ingreso al depósito de reserva, de modo que se garantice un tiempo de contacto de al menos media hora.

2.7 Calidad del agua.

El acceso al agua potable es fundamental para la salud, uno de los derechos humanos básicos y un componente de las políticas eficaces de protección de la salud. El acceso al agua potable es una cuestión importante en materia de salud y desarrollo en los ámbitos nacional, regional y local. En algunas regiones, se ha comprobado que las inversiones en sistemas de abastecimiento de agua y de saneamiento pueden ser rentables desde un punto de vista económico, ya que la disminución de los efectos adversos para la salud y la consiguiente reducción de los costos de asistencia sanitaria es superior al costo de las intervenciones (OMS, 2006).

Por lo anterior, existen a nivel internacional y nacional, guías y reglamentaciones establecidas para garantizar que las aguas destinadas al consumo humano cumplan con una serie de requisitos para garantizar así la salud de la población que la utiliza. Las normas sobre el agua de consumo pueden diferir, en naturaleza y forma, de unos países o regiones a otros. En nuestro país, la NORMA SALVADOREÑA OBLIGATORIA NSO 13.07.01:08 para agua potable, es el instrumento que regula y establece estos parámetros.

Según la NSO 13.07.01:08 el agua para consumo humano no debe ser un vehículo de transmisión de enfermedades, por lo que es importante establecer parámetros y sus límites máximos permisibles para garantizar que sea sanitariamente segura, así mismo define el agua potable, como aquella apta para el consumo humano y que cumple con los parámetros físicos, químicos y microbiológicos establecidos en ella.

Tabla 2: Requisitos de calidad microbiológicos de las aguas para consumo humano.

Parámetro.	Límite Máximo Permissible.		
	Técnicas.		
	Filtración por membrana.	Tubos múltiples.	Placa vertida
Bacterias coliformes Totales	0 UFC ¹² /100 ml	<1.1 NMP/100 ml	---
Bacterias coliformes fecales o termotolerantes	0 UFC/100 ml	<1.1 NMP/100 ml	---
<i>Escherichia coli</i>	0 UFC/100 ml	<1.1 NMP ¹³ /100 ml	---
Conteo de bacterias heterótrofas y aerobias mesófilas	100 UFC/ ml	---	100 UFC/ ml
Organismos patógenos	Ausencia.		

Los organismos del fitoplancton no han sido tomados en cuenta dentro de la Norma Salvadoreña Obligatoria para el agua potable destinada al consumo humano, a pesar que desde el año de 1993, la Organización Mundial de la Salud a reconocido su importancia (Vieyetz¹⁴, B. com. per., 2013).

2.8 Influencia del fitoplancton sobre el proceso de potabilización y la calidad del agua.

Martino (1989), manifiesta que el deterioro en la calidad del agua y la proliferación algal afecta los principales usos del recurso hídrico, suponiendo incluso un peligro potencial para la salud de los consumidores, dichas condiciones generan una serie de impactos dentro de un sistema de abastecimiento que pueden ser englobados en 2 categorías:

1. Impacto en las operaciones de utilidad del agua (sistemas de tratamiento)
2. Impactos en los usuarios del recurso.

¹² UFC: Unidades Formadoras de Colonias.

¹³ NMP: Número Más Probable.

¹⁴ Begonia María Vieyetz Basagoitia, Técnico Ambiental, Unidad de Gestión Ambiental, ANDA. begonia.vieyetz@anda.gob.sv (06 marzo 2013)

Los cambios que se producen en la calidad del agua tienen efectos directos en las operaciones y costos del tratamiento para suministro de agua potable, reflejándose de la siguiente manera:

Efectos en la floculación al incrementar los costos químicos y de operación para el control del pH (Martino, 1989).

Efectos en la filtración. Las algas filamentosas y partículas orgánicas obstruyen los filtros de las plantas de tratamiento e incrementan la pérdida de agua y los costos de energía de la planta (Martino, 1989).

Efectos en la desinfección que incluyen: incremento en la demanda de cloro, por el exceso de materia orgánica, descenso en la efectividad debido a las turbiedades altas, aumento de la formación de hidrocarburos clorinados (como trihalometanos) por reacción de cloro con los compuestos orgánicos (Martino, 1989).

Efectos en la distribución como: desarrollo bacteriano al incrementar el contenido orgánico, incremento de los problemas de olor y sabor que requieren de tratamientos costosos (carbón activado) que requieren para su completa eliminación, incremento en la deposición de Hierro y Manganeseo. Si las plantas potabilizadoras no poseen unidades especiales para la eliminación de estos minerales, pasan al sistema de distribución (Martino, 1989).

Otros efectos económicos incluyen: costos de programas de muestreo para el control de los procesos de tratamiento, tratamientos especiales para la remoción de Fe y Mn y prevención de la intrusión algal, tratamientos para eliminar el olor y sabor, aplicación de algicidas entre otros (Martino, 1989).

Los impactos al consumidor pueden clasificarse de acuerdo a los efectos perjudiciales a la salud y efectos económicos adversos, de la siguiente manera:

Riesgo a la salud por exposición a algas y bacterias tóxicas. De acuerdo con Kay *et. al.* (1980) cit. por Martino (1989), investigaciones epidemiológicas han establecido una elevada correlación entre epidemias gastrointestinales y la presencia de grandes concentraciones de algas verde- azules en los sitios de abastecimiento público.

Riesgo a la salud por exposición a compuestos orgánicos potencialmente tóxicos o cancerígenos. Hoehn *et. al.*, (1980) cit. por Martino (1989), demostraron experimentalmente que el fitoplancton es una fuente importante de precursores de trihalometanos. La biomasa algar (verde y verde-azul) y sus productos extracelulares reaccionan con el cloro en las plantas de tratamiento para producir triahalometanos y otros halógenos tóxicos.

Debido a que incrementan los costos de tratamiento asociados a la presencia de Fe y Mn, además de la corrosión, aumentan las tarifas del uso del agua, para pagar por los nuevos costos de tratamiento.

Tabla 3: Categorización de los principales géneros productores de problemas en las plantas de tratamiento.

ALGAS QUE:				
Producen lama.	Causan coloración	Corroen el hormigón	Corroen el acero	Persisten en el sistema de distribución
Anacystis Chaetophora Cymbella Euglena Gloeotrichia Oscillatoria Palmella Spirogyra Tetraspora	Anacystis Ceratium Chlorella Euglena Oscillatoria	Chrococcus Chaetophora Diatoma Euglena Phormidus Protococcus	Oscillatoria	Anabaena Microcystis Anacystis Aphanizomenon Gloeotrichia Lyngbya Nodularia

Fuente: Algas en los Suministros de agua (Palmer, 1959).

2.9 Efectos de las microalgas en la Calidad del Agua.

Palmer (1959), establece que debido a la amplia distribución de las algas en las fuentes de agua, junto con su exclusiva combinación de características, permiten que ejerzan su acción en muchos lugares y de diferentes maneras. Las algas han sido culpadas de producir limo en los abastecimientos de agua para la industria, de impartir color al agua, de corroer el hormigón y metales, de reducir la potabilidad del agua purificada, en virtud de su presencia en el sistema de distribución, de obstaculizar el tratamiento químico del agua y causar intoxicaciones humanas y animales.

Algunas algas de aguas poco profundas tienen la capacidad de crear manchas, las cuales pueden causar problemas en embalses, lagos y ríos, particularmente durante periodos de calor y sin viento. En ocasiones estas acumulaciones superficiales causan la muerte de organismos acuáticos debido a que obstruyen el paso de luz causando la reducción de la fotosíntesis y en consecuencia la producción de oxígeno dentro de la masa de agua, los principales grupos reconocidos que causan este tipo de problemas son: las Chlorophytas *Hydrodictyon*, *Chlorella* y *Ankistrodesmus*, las diatomeas *Synedra* y *Cyclotella* y los flagelados *Cynura*, *Euglena* y *Chlamydomonas*. (Palmer, 1959).

Relacionados con el problema de las manchas se encuentran también las esteras o mantos, los cuales están compuestos mayormente de Chlorophytas entre ellas *Spirogyra*, *Zygnema*, *Oedogonium* y *Cladophora* causando aspecto, olor y sabor desagradable al agua, favoreciendo la reproducción de mosquitos y otros insectos perjudiciales para la salud humana (Palmer, 1959).

Otro importante problema atribuido a las algas, en los procesos de potabilización es la **corrosión**, contribuyendo ya sea de manera directa, en determinados lugares donde pueden crecer, e indirectamente, al modificar las

condiciones físico-químicas del agua. Palmer (1959), manifiesta la presunción de que la masa mucilaginosa que envuelve a las algas junto con los ácidos carboxílicos, oxálico y silícico que estas producen, son la causa de la corrosión del cemento.

Algunas algas que no causan problemas en ambientes controlados, al exponerse de manera directa a la luz solar o artificial causan daños en las estructuras, se ha informado haber encontrado algas que causaron corrosión en tanques metálicos expuestos a la luz del sol, el desarrollo de algas favoreció la corrosión liberando oxígeno, el cual se combinaba con la película protectora de óxido que cubría el acero generando los ácidos mencionados anteriormente (Palmer, 1959).

Otra singular característica de las algas es, que en el supuesto caso que pudieran llegar a la red de distribución, estas causarían daños dentro de la misma. Como la inmensa mayoría de las algas son incapaces de crecer y multiplicarse sin luz, las únicas que se encontrarían en la tubería del sistema de distribución serían: primero, las que no fueron eliminadas en el proceso de tratamiento; segundo, escasas algas insólitas que por su capacidad de desarrollarse en la oscuridad, y tercero, las que se desarrollan en depósitos descubiertos que contienen agua tratada, algunas algas son resistentes al tratamiento con cloro y dentro de estas se encuentran *Elaktothrix gelatinosa*, *Gomphosphaeria aponina*, *Clostridium*, *Cosmarium* y *Chlorella*, (Palmer 1959). Otro grupo específico es el de las Diatomeas, que pueden ser utilizadas como indicadores biológicos de la contaminación del medio acuático (CHD, 2010).

2.10 Efectos de las Cianobacterias en la Calidad del Agua.

Las Cianobacterias, que debido a sus características (sección 2.5.1), posibilitan el desarrollo de densas poblaciones que pueden ser evidentes por su

acumulación en la superficie del agua, haciéndolas detectables a simple vista y pudiendo producir un cambio de color en el agua, afectando significativamente la calidad de la misma.

El principal motivo de preocupación ante el desarrollo de floraciones de cianobacterias, es que estos organismos son capaces de producir toxinas. Las floraciones de cianobacterias toxígenas afectan la calidad del agua, los recursos pesqueros, animales y la salud humana. Además, alteran el equilibrio acuático y las cadenas tróficas, producen excesiva biomasa, inhiben la capacidad fotosintética de otras algas, producen toxinas, confieren sabor y olor desagradable al agua, pueden ocasionar hipoxia, lo que afecta a los otros organismos acuáticos por la escasa disponibilidad de oxígeno para la respiración (Guannuzzi, 2009).

2.10.1 Cianotoxinas.

Las cianobacterias producen una variedad de metabolitos inusuales, cuya función natural aun no está del todo clara, aunque algunos, tal vez sólo por coincidencia, provocan efectos en otros tipos de biota (cianotoxinas). Estos metabolitos secundarios son un grupo diverso de toxinas naturales, tanto desde los puntos de vista toxicológicos así como desde el punto de vista químico. A pesar de su origen acuático, la mayoría de los metabolitos secundarios que se han identificado hasta la fecha parecen ser más peligroso para los mamíferos terrestres que a la biota acuática. (Chorus & Bartram, 1999).

Los metabolitos secundarios tóxicos de las cianobacterias, se conocen con el nombre genérico de **cianotoxinas**, que en términos de estructura química, las cianotoxinas se dividen en: péptidos cíclicos, alcaloides y lipopolisacáridos y son clasificadas farmacológicamente, por los efectos perjudiciales que causan tanto a seres humanos como animales. Las más relevantes son las neurotoxinas, las

hepatotoxinas y las dermatotoxinas. Por convención y según la OMS, toda floración de Cianobacterias debe ser considerada, en principio, como potencialmente tóxica (Guannuzzi ,2009; Bonilla, 2009).

Según Chorus & Bartram (1999), cit. por Bonilla (2009), afirma que Varias cianotoxinas están presentes en el interior de la célula, siendo liberadas al medio en situaciones de lisis o ruptura celular, lo que ocurre en el proceso de senescencia natural o por acción de factores ambientales, por ejemplo, las floraciones de cianobacterias pueden tener una duración de pocos días y sobre el final de la floración, cuando las células comienzan a morir, se pueden registrar los máximos de cianotoxinas disueltas en el agua. Por este motivo, los métodos de remoción de cianobacterias que impliquen lisis celular pueden ser contraproducentes ya que favorecen la liberación de las toxinas al medio acuático.

Según Palmer (1962), los principales grupos reconocidos que causan este tipo de problemas son: las cianobacterias *Anacystis (Microcystis)*, *Anabaena*, *Aphanizomenon*, y *Oscillatoria*.

A continuación, en la Tabla 4, se presenta una breve descripción de las principales cianotoxinas, sus mecanismos de acción, y géneros representantes:

Tabla 4: Principales cianotoxinas, efectos, mecanismos de acción y géneros representantes.

CLASE	TOXINA	TOXISIDAD (DL50)	MODO DE ACCION.	DAÑO	EFFECTOS AGUDOS	EFFECTOS CRONICOS	GENERO
NEUROTOXINA	ANATOXINA	20–250 µg/kg	Inhibe la acción de la acetilcolina.	Sinapsis nerviosa	Convulsiones, parálisis, insuficiencia respiratoria, muerte	Desconocido	Anabaena, Planktothrix (Oscillatoria), Aphanizomenon
	SAXITOXINA (También conocido como venenos paralizantes de moluscos (PSP))	10 µg/kg	Inhibe la transmisión nerviosa a través del bloqueo de los canales del sodio en las células induciendo a la parálisis muscular.	Axones nerviosos	Hormigueo o entumecimiento en extremidades, parálisis, insuficiencia respiratoria, muerte.	Desconocido	Anabaena, Aphanizomenon, Lyngbya, Cyindrospermopsis
	β-N-metilamino-L-alanina (BMAA)	--	--	--	--	Enfermedad neurodegenerativa	--
HEPATOTOXINA	MICROCISTINA	25 > 1,000 µg/kg	Inhibe las proteínas fosfatasas hepáticas, induciendo la hiperfosforilación de los filamentos del citoesqueleto.	Hígado	Hepatoenteritis aguda, falta de aliento, hemorragia interhepática, choque hemorrágico, insuficiencia cardíaca, muerte	Lesión hepática crónica, promotor de tumores.	Microcystis, Anabaena, Planktothrix, (Oscillatoria), Nostoc, Hapalosiphon, Anabaenopsis.
	NODULARINA	50 µg/kg	Similar a las Microcistinas	Hígado	Similar a las Microcistinas	Promotor de tumores	Nodularia
	CYLINDROSPERMOPSINA	200–2,100 µg/kg	Inhibe la síntesis proteica, teniendo un efecto predominantemente hepatotóxico	Hígado	Produce severas lesiones necróticas en hígado, riñón, pulmón bazo e intestino de mamíferos, además de dañar al corazón, timo y daño suprarrenal.	Potencial carcinógeno, mutageno.	Cyindrospermopsis, Aphanizomenon, Anabaena, Raphidiopsis, Lyngbya.
DERMATOTOXINAS	LYNGBIOTOXINA	300 µg/kg	--	Piel y tracto gastrointestinal.	Dermatitis gastroenteritis severa y	Promotor de tumores	Lyngbya.
	APLISIATOXINA	301 µg/kg	--	Piel y tracto gastrointestinal.	Dermatitis gastroenteritis severa y	Promotor de tumores	Lyngbya, Schizothrix, Planktothrix (Oscillatoria)
	LIPOPOLISACARIDOS	--	--	Es un irritante potencial; afecta cualquier tejido expuesto	--	--	Cyanoprokaryota

FUENTE: Bartram *et. al.* (1998); Chorus & Bartram (1999); Graham *et. al.* (2008); Gianuzzi (2009)

3 METODOLOGÍA

Con el propósito de determinar los principales géneros de cianobacterias y microalgas del fitoplancton presentes en las aguas del río Lempa a la altura de la Bocatoma de la Planta Potabilizadora Las Pavas y dentro de la Planta misma, se establecieron 5 estaciones de muestreo para la colecta de muestras y monitoreo de las cianobacterias y microalgas presentes en dichas estaciones.

3.1 Descripción del Área de Estudio.

Según Rivas (2013), la planta potabilizadora Las Pavas, se encuentra ubicada en el Caserío Las Pavas, Municipio de San Pablo Tacachico, Departamento de La Libertad, cuyas coordenadas geográficas son 14° 2'29.17"N y 89°18'32.88"O. Fue construida entre los años de 1988 y 1993, inició operaciones en 1992 con el fin de mejorar el servicio de agua potable al AMSS¹⁵.

El sistema cuenta con una bocatoma, la cual se encuentra ubicada sobre el río Lempa, y posee en área de 44,929.27 m², una planta de tratamiento que comprende un área de 147,159.02 m² y en ella se encuentran, el área de mezcla, los tanques floculadores, los decantadores o clarificadores y los filtros (procesos unitarios descritos en el capítulo 2.6.1, ver ilustración 1). Finalmente consta con tres estaciones de bombeo, las cuales transportan diariamente 225 mil metros cúbicos a lo largo de 43 kilómetros

En la actualidad la Planta Potabilizadora Las Pavas abastece a 13 municipios del AMSS los cuales son: Antiguo Cuscatlán, Santa Tecla, Apopa, Ayutuxtepeque, Cuscatancingo, Ciudad Delgado, Mejicanos, Nejapa, San Marcos, San Martín, Tonacatepeque, San Salvador y Soyapango), produciendo 225,600 metros cúbicos diarios (Rivas, 2013).

¹⁵ AMSS: Área Metropolitana de San Salvador.



Ilustración 5: Mapa del caserío Las Pavas, porción del Río Lempa en el área de Bocatoma e instalaciones de la Planta Potabilizadora Las Pavas.

Durante la fase de campo de establecieron cinco estaciones de muestreo las cuales fueron denominadas y distribuidas según se muestra en la Tabla 5, así mismo se incluye el tipo de instrumentos utilizados y de muestras y parámetros físico-químicos tomados en cada una de ellas.

Tabla 5: Distribución espacial de las estaciones de muestreo.

PUNTO DE MUESTREO	NOMBRE	UBICACIÓN	INSTRUMENTO UTILIZADO	ACTIVIDADES REALIZADAS, TOMA DE:						
				Mx A ¹⁶	Mx B ¹⁷	pH	T°	Secchi.	P	N
1	Bocatoma, Río Lempa	14°2'41.8"N y 89°18'9.3"O	Red de fitoplancton	√	√	√	√	√	√	√
2	Río Las Pavas	14°03'08.7" N y 89°18'43.0" O	Red de fitoplancton	√	√	√	√	√	√	√
3	Área de Floculadores	Instalaciones P.P.P ¹⁸	Cepillo colector	√		√	√	√	√	√
4	Área de Sedimentadores	Instalaciones P.P.P	Cepillo colector	√	√	√	√	√	√	√
5	Canal de salida de filtros	Instalaciones P.P.P	Elevador de muestra	√	√	√	√		√	√

3.2 Fase de campo

Durante el año 2013, se realizó un total de 8 viajes de muestreo, uno mensual desde abril hasta noviembre, cada uno de los cuales estuvo comprendido de 5 estaciones de muestreos distribuidas entre la Planta Potabilizadora Las Pavas, río Lempa y río Las Pavas (Tributario, ver Tabla 5).

3.2.1 Muestras Cualitativas

Las muestras cualitativas se utilizaron para la identificación de los organismos fitoplanctónicos. Estas se obtuvieron con la ayuda de los instrumentos mencionados en la tabla 5, los cuales se describirán a continuación:

Red de fitoplancton: Para la recolección de las muestras cualitativas en la Bocatoma de la P.P.P. situada en las riveras del Lempa y el río Las Pavas (Tributario), se utilizó una red cónica para fitoplancton de 20 cm de diámetro y 50 cm de longitud, con un poro de malla de 20 μ m, la cual fue proporcionada

¹⁶ Mx A: Muestra fitoplanctónica cualitativa.

¹⁷ Mx B: Muestra fitoplanctónica cuantitativa.

¹⁸ P.P.P.: Planta Potabilizadora Las Pavas.

por el MARN (ver ilustración 6-C). La forma de recolección de la muestra se realizó colocando la red en contracorriente durante un período de 5 minutos para capturar el mayor número de organismos fitoplanctónicos posibles (Ilustración 6-A,B), una vez transcurridos los 5 minutos se procedió a colocar la muestra colectada en frascos de plástico con capacidad de un litro.



Ilustración 6: A) Uso de red en E2 B) Uso de red en E1 C) Red de fitoplancton cónica.

Cepillo colector: Para la obtención de estas muestras cualitativas de perifiton y fitoplancton se utilizaron cepillos colectores (ver ilustración 7), los cuales consisten en un tubo de aluminio de 1 pul. de diámetro, al cual en uno de sus extremos se encuentra sujeto un cepillo de cerdas plásticas rígidas, con el cual se raspo suavemente las paredes de las pilas de sedimentación, para coleccionar los organismos adheridos a ellas, el raspado se realizó introduciendo el cepillo verticalmente, y este se deslizo de abajo hacia arriba, arrastrándolo por la pared, coleccionando todo lo que se encontrara en +/- 50 cm de pared bajo el nivel del agua (Vieytez, B. *com. per.*, 2013; INE¹⁹, 1982).

¹⁹ INE: Instituto Nacional de Ecología, México.

Con el cepillo también se colectaran los flóculos de color verde que se encontraron en el sobrenadante de los tanques de floculación, es decir que la colecta se realizó en las pilas de donde se observen flóculos color verde, los cuales podrían contener Diatomeas, Algas Verdes, Cianobacterias entre otras. Se siguió este método de colecta para asegurarse de colectar los organismos de interés (Vieytez, B. *com. per.*, 2013).



Ilustración 7: A) Diagrama de la elaboración de un Cepillo Muestreador. B) Muestra de perifiton en E4. C) Muestra de fitoplancton agregado a un floculo en la E3.

Elevador de muestra: El elevador de muestra se utilizó únicamente en la estación de muestreo 5, la cual debido a la naturaleza de su función no permitió el uso de la red de fitoplancton. Este elevador de muestra fue elaborado artesanalmente y consistía en una botella pet de 3 litros de capacidad, con ventanas laterales que permitieron la recolección de la muestra y una soga amarrada a la boquilla para su manipulación (ver Ilustración 8).



Ilustración 8: A) Elevador de muestra elaborado a partir de una botella pet. B) Toma de muestras subterráneas con el elevador de muestra.

3.2.2 Muestras Cuantitativas.

La recolección de las muestras cuantitativas, en todos los casos fueron recolectadas de las aguas superficiales, tanto dentro de la PPP como en los sectores de bocatoma y río Las Pavas (Tributario). Las muestras se tomaron en frascos plásticos de 1 litro de capacidad, procediendo primeramente a hacer un enjuague de este con el agua de la estación a muestrear, una vez realizado el enjuague se introducía el frasco de forma horizontal en un ángulo de unos 50° para que solo la mitad de la boca del frasco quedara bajo la superficie del agua.



Ilustración 9: Toma de muestra cuantitativa en las pilas de Sedimentación (E4).

3.2.3 Fijación de las muestras.

Las muestras de fitoplancton para análisis cualitativo y cuantitativo se almacenaron en recipientes de un litro de capacidad y fueron preservadas inmediatamente después de su colecta con lugol, manteniéndolas en la oscuridad para evitar la degradación del fijador, se almacenaron y transportaron en una hielera hasta realizarse el análisis microscópico para la identificación y conteo de las cianobacterias y microalgas presentes en cada una de ellas (Bonilla, 2009; Vieytez, B. *com. per.* 2013).

3.2.4 Toma de parámetros Físico - Químicos.

La toma de parámetros fisicoquímicos se realizó in situ, los parámetros a medir fueron temperatura (T°), potencial de hidrogeno (pH), penetración de luz (Secchi, cm), Fósforo (P, mg/l) y Nitrógeno (N, mg/l). La toma de T° y pH se realizó por medio de un Medidor de pH resistente al agua PH:200 marca HM Digital, con un rango de pH de 0 - 14 y 0 - 80°C de temperatura, con una precisión de +/- 0.02 de pH y de +/- -2% de temperatura (Ver Ilustración 10-A) y para la toma de penetración de luz solar se utilizó un disco Secchi de 30 cm de diámetro con una soga de 6 metros de largo.

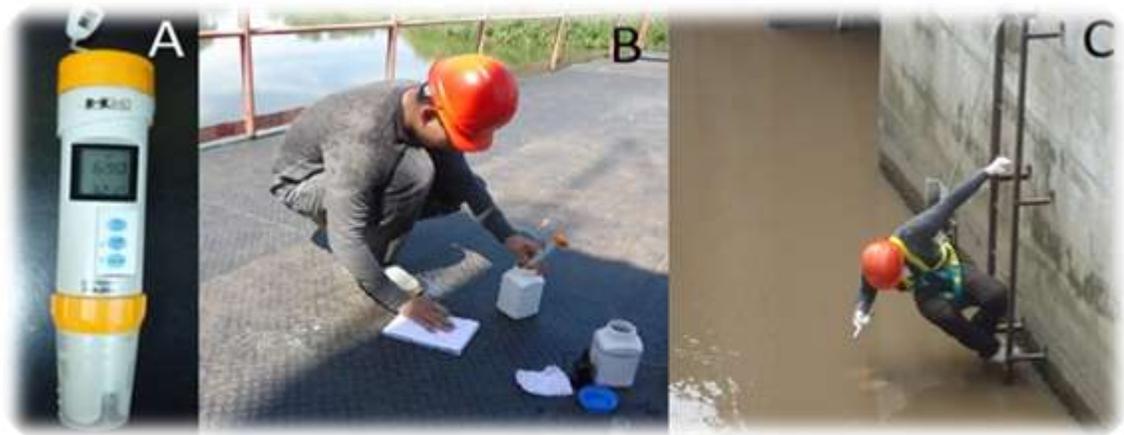


Ilustración 10: A) Medidor de pH y temperatura. B) toma de pH y temperatura en muestra del área de Bocatoma. C) Toma de penetración de luz con disco Secchi en el área de Bocatoma.

Para la toma de los nutrientes P y N, se utilizaron frascos plásticos de 2 litros de capacidad, los cuales se llenaban con la muestra de agua en su totalidad y se almacenaban a una temperatura de 10 °C hasta su análisis, el cual fue realizado en los laboratorios de la Fundación Salvadoreña para investigaciones del café (PROCAFE).

3.3 Fase de Laboratorio.

Una vez realizada la fase de campo, las muestras para análisis biológico fueron transportadas al laboratorio de Toxinas Marinas de la Facultad de Ciencias Naturales y Matemáticas de la Universidad de El Salvador, mientras que las muestras para la determinación de P y N fueron llevadas a los laboratorios de PROCAFE.

Las muestras colectadas inicialmente en un frasco de 1 Lt de capacidad, se dejaban sedimentar durante la noche posterior a su muestreo en el caso de las cualitativas y durante un periodo de 72 horas para el caso de las cuantitativas, empleado lugol como fijador para ambos tipos de muestras, permitiendo que durante el tiempo de sedimentación de cada muestra, este permitiera la acumulación en los organismos volviéndolos más pesados, agilizando este proceso (Cortés-Altamirano *et al.*, 1998 y Boltovskoy, 1995, cit. por Orantes y Vieyetz, 2007).

3.3.1 Muestras de Fósforo y Nitrógeno

Durante el periodo de muestreo, la determinación de los nutrientes se realizó durante los meses de junio a septiembre de 2013. Para la determinación de Fósforo se utilizó el método analítico de Colorimetría y para el nitrógeno se

utilizó el método analítico de Volumetría (Macro Kjeldahl) (Funes²⁰, R. *com. per.* 2013).

3.3.2 Muestras Cualitativas.

Una vez transcurrido el tiempo de sedimentación para las muestras cualitativas se procedió a descartar el líquido sobrenadante hasta reducir la muestra a 100 ml, de la cual se obtenían de 3 a 5 alícuotas para ser observadas en un Microscopio Óptico invertido marca Zeiss, Axiovert 40 CFL de luz transmitida/campo claro y contraste de fases, con objetivos de 10X, 20X, y 40X.

3.3.3 Determinación taxonómica de las muestras.

Para la determinación taxonómica de las especies fitoplanctónicas reportadas se utilizaron diferentes claves y guías taxonómicas como las propuestas por Palmer (1955), Prescott (1954 y 1982), Ortega (1984), Gianuzzi (2009), APHA (2011), Komárek (2011) y Gómez y Quezada (2011), así como también se contó con la colaboración de especialistas del MARN y del Departamento de Biología de la UES²¹ - FMO²².

3.3.4 Muestras Cuantitativas.

Una vez transcurridas las 72 horas de sedimentación de las muestras cuantitativas, se procedió a eliminar el sobrenadante por decantación simple hasta reducir la muestra a razón de dejar solo 95 ml de muestra concentrada. El líquido decantado se coló con un paño de 20 μm de poro de malla, luego este paño era enjugado con 5 ml de agua, para completar una muestra de 100 ml y asegurar la menor pérdida posible de material fitoplanctónico en el proceso (1.5 % de pérdida)

²⁰ Lic. Reina Elizabeth Funes de Cruz, Coordinadora Laboratorio de Servicios Analíticos, PROCAFE.

²¹ UES: Universidad de El Salvador

²² FMO: Facultad Multidisciplinaria de Occidente.

Seguidamente de la muestra concentrada se procedió a tomar dos alícuotas de 1ml cada una las cuales fueron analizadas por separado en una cámara Sedgwick - Rafter, la cual cuenta con una base transparente sobre la cual está montada una cámara de 50 X 20 X 1 mm, por lo que su capacidad es $1000 \text{ mm}^3 = 1 \text{ cm}^3 = 1 \text{ ml}$. Lleva tallado un retículo de 50 columnas y 20 filas quedando dividida su área en 1000 cuadritos de 1 mm^3 , lo cual la vuelve idónea para conteos de células de tamaños entre los 20 y $500 \mu\text{m}$.

Una vez contabilizadas las dos alícuotas de las muestras se procedió a la determinación de la concentración celular mediante el uso un Microscopio Óptico invertido, aplicando una variación del Método Sedgwick Rafter. Primero se realizó una validación de los conteos celulares obtenidos sin ningún tratamiento matemático para determinar si existía diferencia significativa o no entre el valor obtenido entre el conteo de una cámara con el de la siguiente.

Utilizando el Porcentaje (%) del coeficiente de variación haciendo uso de hojas de trabajo electrónicas del programa Excel 2007, se tomaron como conteos validos aquellos en los cuales este porcentaje de variación no fuese mayor al 15% (Reguera et. al., 2011). Una vez validados los conteos, se procedió a la determinación de la concentración celular mediante el uso de la siguiente fórmula:

$$\left[\text{cel}/\text{ml} \right] = \frac{\left(\frac{\sum N_1 N_2 * 100}{2 \text{ ml}} \right)}{X}$$

Donde:

N1= total de células por género de la cámara 1
N2= total de células por género de la cámara 2
X= Factor de concentración.

3.4 Análisis de los datos.

Para el análisis de datos del presente estudio se utilizaron Estadísticos Descriptivos e Inferenciales, mediante el uso de hojas de cálculo electrónicas del programa *Excel 2007* para la tabulación y graficas de los resultados fitoplanctonicos, así como de los registros de parámetros físico-químicos obtenidos durante los muestreos realizados en la P.P.P., y del paquete estadístico *Statgraphics Centurion 16.2* para verificar el grado de asociación existente entre las concentraciones celulares y los factores físico químicos.

3.4.1 Análisis de las Muestras Cualitativas.

Una vez realizado el análisis taxonómico descrito en la sección 3.3.3, para el análisis de las muestras cualitativas se utilizaron los coeficientes de Similaridad y Constancia para evaluar la semejanza en términos de géneros existentes entre cada estación de muestreo, así como la semejanza o diferencia entre los géneros encontradas entre los diferentes meses de la fase de campo.

Similaridad.

El concepto de Similaridad se relaciona con la semejanza o diferencia que puede existir en dos comunidades comparadas y suele ser medida por el coeficiente de Similaridad (Monterrosa Urías, 1993; Humboldt, 2004; Moreno, 2001;). Uno de los índices de Similaridad más utilizados y recomendados es el coeficiente cualitativo de Similaridad de Sorensen, el cual se define mediante la siguiente fórmula:

$$I_s = \frac{2c}{a + b}$$

Donde:

a= Numero de géneros del sitio A

b= Numero de géneros del sitio B

c= Numero de géneros presentes en ambos sitios.

El valor del Coeficiente de Similaridad de Sorensen se utilizó para calificar las similitudes en cuanto a la composición taxonómica de 2 estaciones de muestreo, la calificación utilizada en el presente trabajo es la planteada por Monterrosa Urías (1993), y categoriza la Similaridad de la siguiente manera:

PUNTUACION DEL I_S	SIMILARIDAD
0.0 - <0.5	BAJA
0.5 - <0.75	MEDIA
0.75 - 1.0	ALTA

Constancia.

Otro de los aspectos importantes a conocer es el comportamiento de los géneros fitoplanctonicos en el tiempo, para ello se utilizó el término de Constancia, la cual está definida como la presencia de dichos organismos en el tiempo, y la cual literalmente se conoce como el porcentaje de especies presentes las colectas (Neto et al., 1976, cit. por Monterrosa Urías, 1993), y se expresa de la siguiente manera:

$$C = \frac{P * 100}{N}$$

Donde:

C = Constancia.

P = Número de colectas conteniendo al organismo estudiado.

N = Número total de colectas efectuadas.

3.4.2 Análisis de muestras Cuantitativas.

Para la el análisis cuantitativo de las muestras obtenidas durante el proceso de muestreo de la presente investigación, se hizo uso de la Abundancia celular, entendida como la concentración de células fitoplanctonicas por mililitro

de muestra analizada. A partir del valor de abundancia se obtuvieron los estadísticos de Frecuencia, y Frecuencia relativa porcentual.

Con base al valor calculado "C", se asignan las siguientes categorías propuestas por Bodenheimer (1955, citado por Neto *et al.*, 1976 en Monterrosa, 1993):

Especies u organismos constantes:	Presentes en más del 50% de las colectas
Especies u organismos accesorios:	Presentes entre el 25 y 50% de las colectas
Especies u organismos accidentales:	Presentes en menos del 25% de las colectas.

Frecuencia

Para el análisis de la frecuencia, entendida como el número total de veces que se repitió cada género, durante los ocho muestreos realizados, se procedió a sumar los datos de abundancia obtenidos por género en cada estación de muestreo durante los ocho meses de la fase de campo.

Frecuencia relativa porcentual.

Este cálculo se realizó con los valores obtenidos de Frecuencia Relativa, utilizándose la siguiente fórmula (APHA, 1992; cit. por. Aguillón, 1995):

$$Fr\% = \left(\frac{n}{N}\right) * 100$$

Donde:

Fr % = Frecuencia Relativa Porcentual

n = Frecuencia total de cada género.

N = Sumatoria total de las Frecuencias de cada género.

Para la categorización de los valores obtenidos con del cálculo de la Frecuencia Relativa Porcentual se utilizo la escala planteada por Monterrosa Urías y Gutiérrez Agreda (1992, en Monterrosa Urías, 1993), en la cual se califican los organismos fitoplanctonicos de a cuerdo a su valor porcentual de la siguiente manera:

Escala de Fr%	Presencia de organismos (Categoría).
0 - 1	Esporádica
2 - 20	Poca
21 - 40	Moderada
41 - 60	Abundante
61 - 100	Dominante.

Finalmente, con el propósito de establecer la relación existente entre los parámetros Físico - químicos y la concentración celular (abundancia), se realizaron análisis múltivariados (mediante el paquete estadístico Statgraphics Centurion XVI.III).

4 RESULTADOS.

Durante la presente investigación, denominada, Diagnóstico de las poblaciones de cianobacterias y microalgas presentes en el proceso de potabilización en la Planta Las Pavas (ANDA), municipio de San Pablo Tacachico, La Libertad; durante los meses de abril a noviembre de 2013, se realizó un total de 8 viajes de campo entre los meses de abril a noviembre. Se colectaron un total de 72 muestras de agua, de las cuales 32 fueron para análisis cuantitativo y 40 para análisis cualitativo.

4.1 Resultados Taxonómicos.

Los resultados de los análisis taxonómicos fueron llevados hasta la categoría de especie cuando fue posible, mientras que para los resultados cuantitativos se llegó hasta género, en total se identificaron 5 Phyla, 5 Clases, 21 Ordenes, 31 Familias, 39 Géneros y 35 Especies, dicha descripción taxonómica se encuentra descrita por Phylum en las tablas de la 6 a la 10.

Tabla 6: Descripción taxonómica del Phylum Chlorophyta en 5 estaciones de muestreo durante los meses de abril a noviembre del 2013.

DESCRIPCION TAXONÓMICA							
PHYLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GENERO	AUTORIDAD	ESPECIE	ILUSTRACION
Chlorophyta	Chlorophyceae	Chlorococcales	Coelastraceae	<i>Coelastrum</i>	Nägeli	<i>microporum</i>	39-A
						<i>reticulum</i>	39-B
			Hydrodictyceae	<i>Pediastrum</i>	Meyen	<i>simplex</i>	38-A
						<i>duplex</i>	38-B
			Scenedesmaceae	<i>Crucigenia</i>	Morren	<i>(cf) quadrata</i>	39-C
				<i>Scenedesmus</i>	Meyen	<i>acuminatus</i>	39-D
					<i>disformis</i>	39-E	
					<i>quadricauda</i>	39-F	
		Volvocales	Volvocaceae	<i>Pandorina</i>	Bory		39-G,H
		Zygnematales	Desmidiaceae	<i>Closterium</i>	Nitzsch ex Ralfs		39-I,J
				<i>Staurastrum</i>	Meyen ex Ralfs	<i>gracile</i>	39-K,L
					<i>leptocladum</i>		39-M
Zygnemataceae	<i>Spirogyra</i>	Link		39-N			

Tabla 7: Descripción taxonómica del Phylum Cyanoprokaryota en 5 estaciones de muestreo durante los meses de abril a noviembre del 2013.

DESCRIPCION TAXONOMICA								
PHYLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GENERO	AUTORIDAD	ESPECIE	FIGURA	
Cyanoprokaryota	Cyanophyceae	Chroococcales	Chroococcaceae	<i>Chroococcus</i>	Nägeli	(<i>cf dispersus</i>)	40-A	
			Microcystaceae	<i>Microcystis</i>	Lemmerman	(<i>cf aeruginosa</i>)	40-B	
			Merismopedioidea	<i>Merismopedia</i>	Meyen		40-C	
			Spirulinaceae	<i>Spirulina</i>	Turpin ex Gomont		40-D	
		Nostocales	Nostocaceae		<i>Anabaena</i>	Bory de Sain Vincent	(<i>cf circinalis</i>)	34
							(<i>cf planctonica</i>)	33
					<i>Anabaenopsis</i>	Miller		40-E
					<i>Aphanizomenon</i>	A.Morren ex Bornet & Flahault		35,36
				<i>Raphidiopsis</i>	Fritsch et Rich		40-F,G	
		Oscillatoriales	Oscillatoriaceae		<i>Lyngbya</i>	C. Agardh ex Gomont		40-H,I
	<i>Oscillatoria</i>			Vaucher ex Gomont		37		

Tabla 8: Descripción taxonómica del Phylum Dinophyta en 5 estaciones de muestreo durante los meses de abril a noviembre del 2013.

DESCRIPCION TAXONOMICA							
PHYLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GENERO	AUTORIDAD	ESPECIE	FIGURA
Dinophyta	Dinophyceae	Gonyaulacales	Ceratiaceae	<i>Ceratium</i>	Schrank	<i>hirudinela</i>	41-A,B
		Peridinales	Peridiniaceae	<i>Peridinium</i>	Ehrenberg		41-C,D

Tabla 9: Descripción taxonómica del Phylum en 5 estaciones de muestreo durante los meses de abril a noviembre del 2013.

DESCRIPCION TAXONOMICA							
PHYLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GENERO	AUTORIDAD	ESPECIE	FIGURA
Euglenophyta	Euglenophyceae	Euglenales	Euglenaceae	<i>Euglena</i>	Ehrensberg	<i>viridis</i>	41-G,H
			Phacaceae	<i>Phacus</i>	Dujardin	<i>longicauda</i>	41-E,F

Tabla 10: Descripción taxonómica del Phylum Ochrophyta en 5 estaciones de muestreo durante los meses de abril a noviembre del 2013.

DESCRIPCION TAXONOMICA							
PHYLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GENERO	AUTORIDAD	ESPECIE	FIGURA
Ochrophyta	Bacillariophyceae	Achnanthes	Cocconeidae	<i>Cocconeis</i>	Ehrenberg		42-A
		Alaucoseirales	Aulacosiraceae	<i>Aulacoseira</i>	Thwaites	<i>granulata</i>	42-B
		Bacillariales	Bacillariaceae	<i>Nitzschia</i>	Hassall	<i>angustata</i>	42-E
						<i>linearis</i>	42-F
						<i>signoidea</i>	42-G
		Biddulphiales	Biddulphiaceae	<i>Terpsinoe</i>	Ehrenberg	<i>musica</i>	42-C
		Coscinodiscales	Coscinodiscaceae	<i>Coscinodiscus</i>	Ehrenberg	<i>subtilis</i>	42-H
		Cymbellales	Cymbellaceae	<i>Cymbella</i>	C. Agardh	<i>Tumida</i>	42-I
			Gomphonemataceae	<i>Gomphonema</i>	Ehrenberg	<i>(cf) minutum</i>	42-J
		Fragilariales	Fragilariaceae	<i>Fragilaria</i>	Lynbye	<i>capucina</i>	42-K
				<i>Synedra</i>	Ehrenberg	<i>ulna</i>	42-M
		Naviculales	Pleurosigmataceae	<i>Gyrosigma</i>	Hassall	<i>attenuatum</i>	42-L
			Naviculaceae	<i>Navicula</i>	Bory de Saint Vincent	<i>cuspidata</i>	42-N
						<i>tripunctata</i>	42-O
		Pinnulariaceae	<i>Pinnularia</i>	Ehrenberg	<i>delicata</i>	42-P	
		Rhopalodiales	Rhopalodiaceae	<i>Rhopalodia</i>	Müller (Ehrenberg)	<i>gibba</i>	42-Q
		Sirurellales	Sirurallaceae	<i>Sirurella</i>	Turpin	<i>guatemalensis</i>	42-R
Tabellariales	Tabellariaceae	<i>Tabellaria</i>	Ehrenberg	<i>(cf) flocculosa</i>	42-S		
Thalassiosirales	Sthephanodiscaceae	<i>Cyclotella</i>	Kützing	<i>meneghiniana</i>	42-T		
		<i>Sthephanodiscus</i>	Ehrenberg		42-U		

4.1.1 Similaridad.

Durante el periodo de la fase de campo se reportaron valores de Similaridad entre el rango de 0.21 a 0.89. Siendo el mes de abril el mes con el mayor grado de Similaridad entre las estaciones de muestreo. Durante el mes de agosto la predominancia de Similaridad entre las estaciones fue Media. Finalmente durante el mes de octubre fue donde se determino el menor grado

de Similaridad entre las estaciones de muestreo. El detalle de los valores de Similaridad se muestra en la tabla 11.

Tabla 11: Resultados del Coeficiente de Similaridad de Sorensen entre estaciones de muestreo.

ESTACIONES DE MUESTREO	INDICE DE SIMILARIDAD DE SORENSEN							
	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV
E1 - E2	0.80	0.44	0.40	0.54	0.57	0.56	0.24	0.64
E1 - E3	0.57	0.56	0.48	0.56	0.50	0.52	0.36	0.26
E1 - E4	0.76	0.63	0.62	0.21	0.57	0.50	0.64	0.74
E1 - E5	0.72	0.74	0.52	0.33	0.38	0.64	0.55	0.38
E2 - E3	0.65	0.38	0.45	0.64	0.86	0.73	0.48	0.43
E2 - E4	0.89	0.38	0.54	0.32	0.50	0.40	0.27	0.52
E2 - E5	0.80	0.34	0.40	0.33	0.53	0.37	0.21	0.48
E3 - E4	0.67	0.50	0.54	0.44	0.57	0.69	0.32	0.29
E3 - E5	0.69	0.41	0.50	0.47	0.57	0.46	0.27	0.42
E4 - E5	0.81	0.74	0.67	0.73	0.67	0.61	0.63	0.71

Simbología: Azul: Similaridad Alta; Verde: Similaridad Media; Rojo: Similaridad Baja. Para detalle de las estaciones de muestreo, ver Tabla 5.

4.1.2 Constancia.

Durante el proceso de muestreo de la presente investigación, los géneros catalogados como constantes respecto a su valor C fueron: *Navicula* (97.5%), *Staurastrum* (87.5%), *Aulacoseira* (72.5%), *Pinnularia* (72.5%), *Pediastrum* (70%), *Scenedesmus* (65%), *Fragilaria* (57.5%) y *Anabaena* (55%). Adicionales a estos es de notar los organismos accesorios *Aphanizomenon* (47.5%) y *Chroococcus* (47.5%), debido a su capacidad de formar floraciones fitoplanctónicas perdurables en el tiempo (ver Tabla 12).

Tabla 12: Valor de Constancia entre géneros y tiempo.

GENERO	FR. DE COLECTA	VALOR C %	GENERO	FR. DE COLECTA	VALOR C %	GENERO	FR. DE COLECTA	VALOR C %
<i>Coelastrum</i>	16	40	<i>Anabaenopsis</i>	4	10	<i>Coscinodiscus</i>	10	25
<i>Pediastrum</i>	28	70	<i>Aphanizonemon</i>	19	47.5	<i>Cymbella</i>	17	42.5
<i>Crucigenia</i>	7	17.5	<i>Raphidiopsis</i>	1	2.5	<i>Gomphonema</i>	15	37.5
<i>Scenedesmus</i>	26	65	<i>Lyngbya</i>	12	30	<i>Fragilaria</i>	23	57.5
<i>Pandorina</i>	3	7.5	<i>Oscillatoria</i>	13	32.5	<i>Synedra</i>	28	70
<i>Closterium</i>	11	27.5	<i>Ceratium</i>	13	32.5	<i>Gyrosigma</i>	17	42.5
<i>Staurastrum</i>	35	87.5	<i>Peridinium</i>	5	12.5	<i>Navicula</i>	39	97.5
<i>Spirogyra</i>	4	10	<i>Euglena</i>	6	15	<i>Pinnularia</i>	29	72.5
<i>Chroococcus</i>	19	47.5	<i>Phacus</i>	6	15	<i>Rhopalodia</i>	2	5
<i>Microcystis</i>	7	17.5	<i>Cocconeis</i>	2	5	<i>Sirurella</i>	5	12.5
<i>Merismopedia</i>	3	7.5	<i>Alulacoseira</i>	29	72.5	<i>Tabellaria</i>	2	5
<i>Spirulina</i>	6	15	<i>Nitzschia</i>	30	75	<i>Cyclotella</i>	18	45
<i>Anabaena</i>	22	55	<i>Terpsinoë</i>	9	22.5	<i>Sthephanodiscus</i>	14	35

4.2 Resultados Físico - Químicos.

Para la realización de la presente investigación, se tomaron en cuenta los parámetros Físico - Químicos descritos en la sección 2.4, los resultados obtenidos de estos se muestran en la Tabla 13. En la estación de muestreo 5 no se realizó toma de penetración de luz, debido a que la estación era subterránea, por lo cual se estableció que el valor de Disco Secchi para esta estación de muestreo sería igual a 0.

El promedio mensual de temperatura oscila entre los 24 y 29 °C durante la fase de campo, así mismo el valor promedio de pH y penetración de luz se mantiene entre 6.8 y 7.8 y los 48 y 101 cm respectivamente. La relación N:P más alta fue de 11.3:1 y la más baja de 0.36:1.

Tabla 13: Resultado de los parámetros obtenidos por estación de muestreo durante los meses de Abril a Mayo del 2013.

MES / PARAMETRO	ESTACION 1						ESTACION 2						ESTACION 3						ESTACION 4						ESTACION 5					
	°C	cm	pH	N	P	N:P	°C	cm	pH	N	P	N:P	°C	cm	pH	N	P	N:P	°C	cm	pH	N	P	N:P	°C	cm	pH	N	P	N:P
ABRIL	30	60	7.72	--	--	--	27	60	7.74	--	--	--	30	60	7.79	--	--	--	30	60	7.92	--	--	--	29	0	7.59	--	--	--
MAYO	25	57	8.19	--	--	--	23	53	7.84	--	--	--	24	74	7.68	--	--	--	23	154	7.71	--	--	--	22.5	0	7.71	--	--	--
JUNIO	24	35	7.43	0.92	2.57	0.36	25	28	7.36	0.84	2.06	0.41	25	101	6.41	1.2	0.88	1.36	25	198	6.41	1.76	1.1	1.6	22	0	6.45	0.63	1.47	0.43
JULIO	28	21	6.95	0.63	0.2	3.15	26.3	10	7.1	0.98	0.18	5.44	27.6	73	6.55	1.13	0.26	4.35	27.3	134	6.55	0.49	0.16	2.88	27.6	0	6.7	1.13	<0.10	11.3
AGOSTO	28.3	23	6.95	0.7	<0.1 0	7	28	36	7	0.35	<0.1 0	3.5	28	86	6.9	0.3	<0.1 0	3	27.5	160	6.75	1.6	<0.10	16	27.3	0	6.82	0.3	<0.10	3
SEPTIEMBRE	28.7	30	7.1	0.7	<0.1 0	7	27.5	31	7	0.35	<0.1 0	3.5	27.9	98	7.08	0.3	<0.1 0	3	26.7	199	7	1.6	<0.10	16	26.9	0	6.75	0.3	<0.10	3
OCTUBRE	27.7	44	7.05	--	--	--	27.2	39	7	--	--	--	28.7	113	7.3	--	--	--	20.4	118	6.8	--	--	--	27.3	0	7.02	--	--	--
NOVIEMBRE	28.1	155	7.2	--	--	--	27	37	7.2	--	--	--	27.6	175	7.1	--	--	--	27.8	140	7.13	--	--	--	27.02	0	7.17	--	--	--

Simbología:

°C: Valor de Temperatura medida en grados Celsius

cm: Valor de la medida de profundidad de penetración de luz con el Disco Secchi.

pH: Valor del Potencial de Hidrógeno.

N: Valor de la cantidad de Nitrógeno Total disuelta en el agua, medida en mg/L

P: Valor de la cantidad de Fosforó Total disuelta en el agua, medida en mg/L

N:P: Relación Nitrógeno /Fosforó.

A continuación se presentan las gráficas del comportamiento de los parámetros analizados por estación de muestreo durante los meses de la fase de campo.

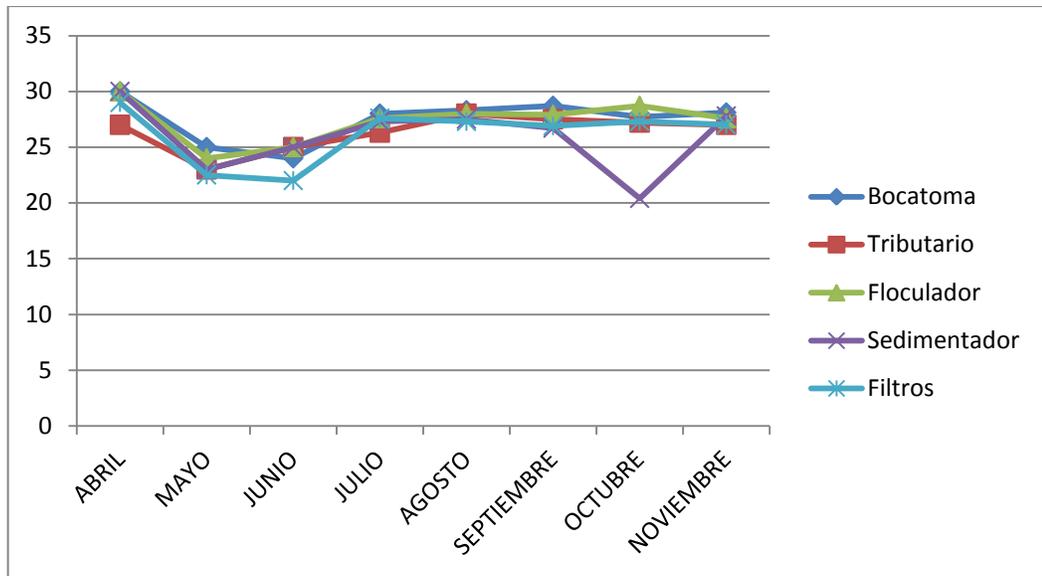


Ilustración 11: Gráfica de los valores de Temperatura (°C) por mes y estación de muestreo.

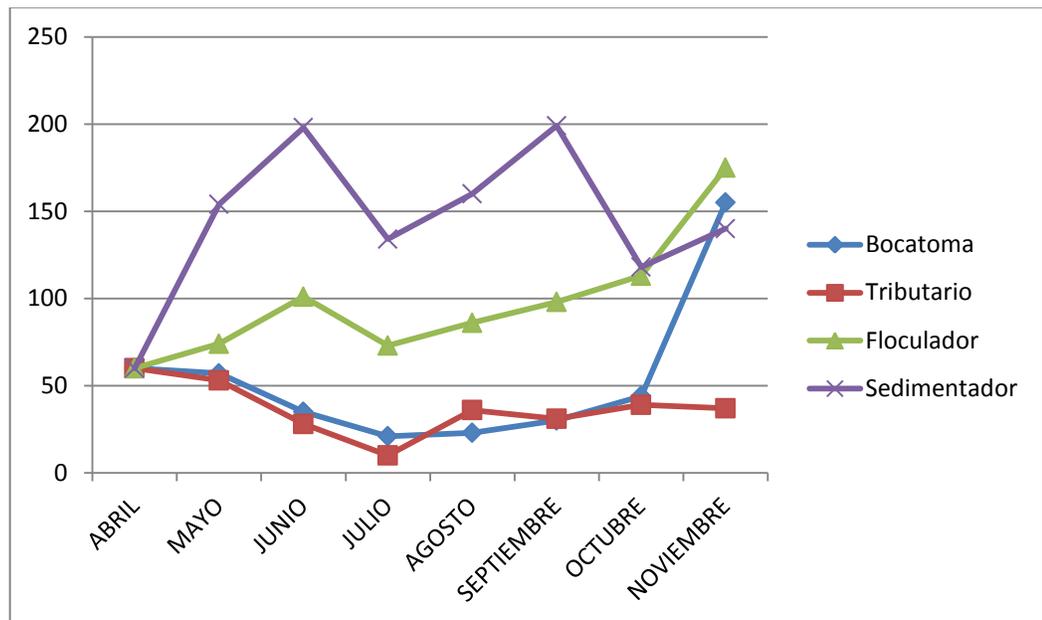


Ilustración 12: Gráfica de los valores de Penetración de luz (Valor de Disco Secchi – cm -) por mes y estación de muestreo

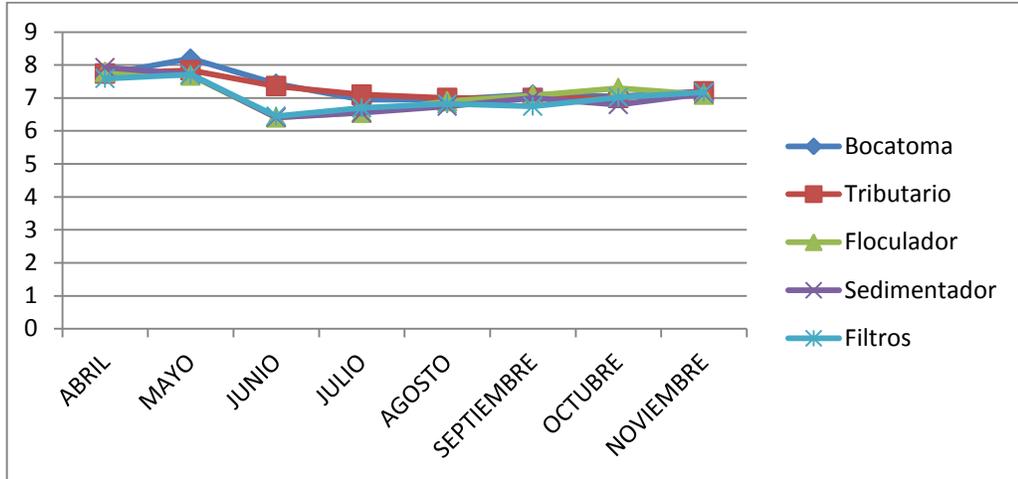


Ilustración 13: Gráfica de los valores de pH por mes y estación de muestreo.

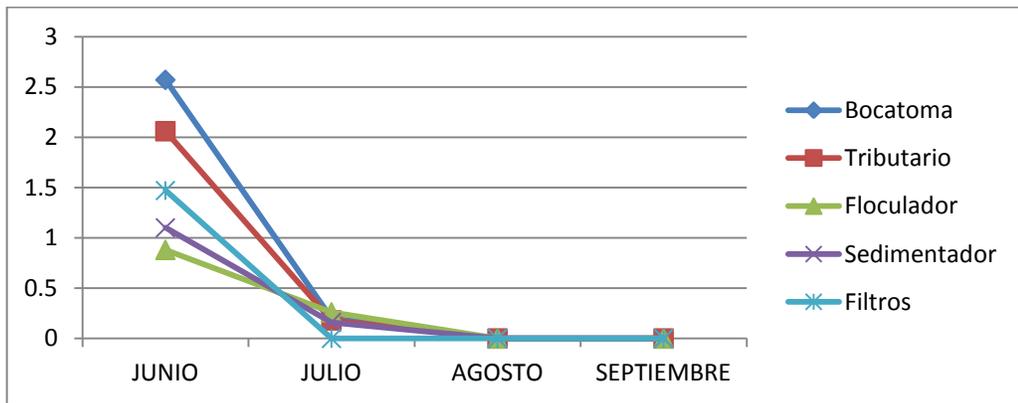


Ilustración 14: Gráfica de los valores de Fósforo (mg/l) por mes y estación de muestreo

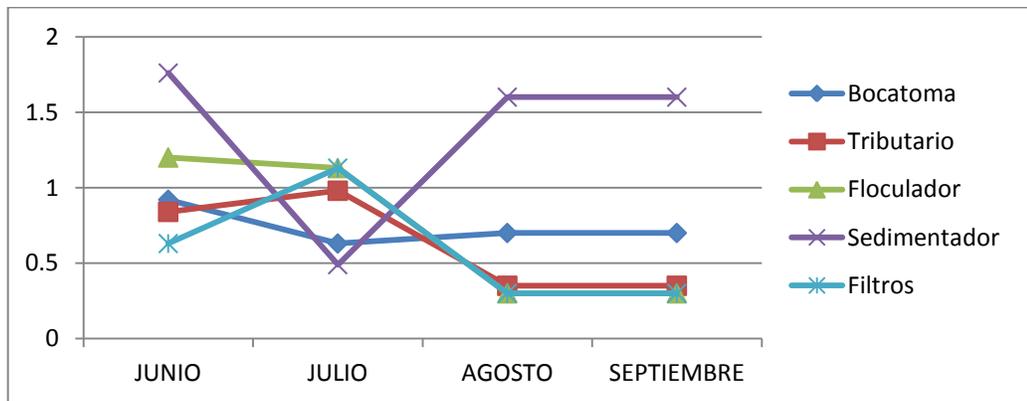


Ilustración 15: Gráfica de los valores de Nitrógeno (mg/L) por mes y estación de muestreo.

4.3 Concentración Celular de Fitoplancton.

ABRIL: Durante el mes de abril se reportaron un total de 25 géneros, de los cuales el género *Pediastrum*, fue el más abundante en las 4 estaciones de muestreo, lo cual se refleja en la tabla 14 y los gráficos de las ilustraciones 16 y 17.

Tabla 14: Resultados de la concentración celular por género y estación de muestreo durante el mes de abril.

CONCENTRACION CELULAR DE FITOPLANCTON DURANTE EL MES DE ABRIL	DESCRIPCION TAXONOMICA		ESTACION DE MUESTREO					(F)	(FR%)
	PHYLUM	GENERO	1	2	3	4	5		
Chlorophyta		Coelastrum	<1	10	A	20	<1	30	0.26
		Pediastrum	4275	1545	P	1245	1100	8165	70.78
		Scenedesmus	40	55	P	10	30	135	1.17
		Staurastrum	15	10	P	55	<1	80	0.69
Cyanoprokaryota		Chroococcus	0	0	P	0	<1	0	0.00
		Microcystis	0	0	P	0	0	0	0.00
		Spirulina	<1	0	P	0	0	0	0.00
		Anabaena	<1	0	P	0	110	110	0.95
		Lyngbya	0	<1	P	<1	<1	0	0.00
		Oscillatoria	0	0	P	<1	0	0	0.00
Dinophyta		Peridinium	0	0	A	0	5	5	0.04
Ochrophyta		Aulacoseira	35	15	P	190	45	285	2.47
		Nitzschia	60	15	P	80	10	165	1.43
		Terpsinoe	15	450	A	35	0	500	4.33
		Cymbella	90	10	P	50	<1	150	1.30
		Gomphonema	85	50	P	170	10	315	2.73
		Fragilaria	95	5	P	20	0	120	1.04
		Synedra	5	<1	A	10	<1	15	0.13
		Gyrosigma	40	10	P	20	<1	70	0.61
		Navicula	375	200	P	270	150	995	8.63
		Pinnularia	165	50	A	135	10	360	3.12
		Rhopalodia	0	0	A	<1	5	5	0.04
		Tabellaria	0	0	P	0	0	0	0.00
		Cyclotella	0	5	A	15	<1	20	0.17
		Sthephanodiscus	0	10	A	0	0	10	0.09

Simbología: (F): Frecuencia; (FR%): Frecuencia relativa porcentual; <1 : Género observado en las muestras cualitativas pero no en las cuantitativas; P: Presente ; A: Ausente.

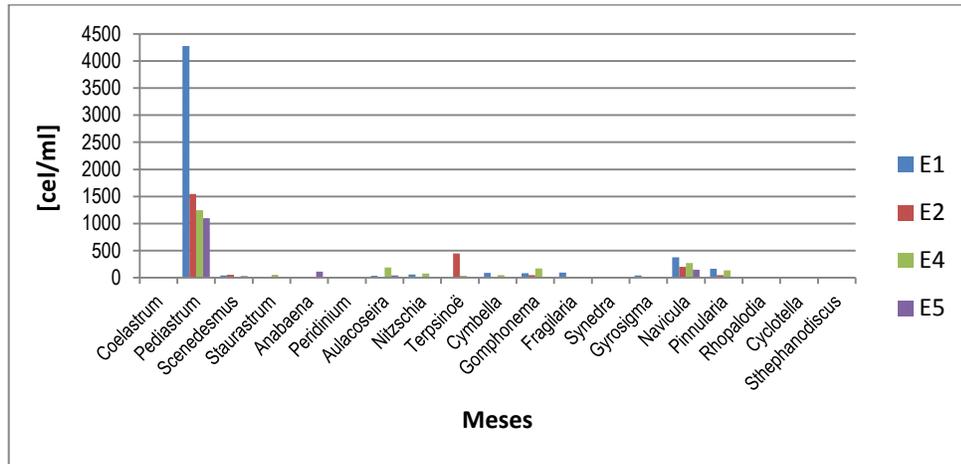


Ilustración 16: Gráfica de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de abril.

El género más abundante con respecto a su concentración celular durante el mes de abril fue, *Pediastrum* con un 70.78% de la concentración celular estimada para este muestreo, lo cual lo ubica dentro del rango de género de Presencia Dominante, mostrando su mayor abundancia en la estación de Bocatoma (Ilustración 16). El gráfico de la ilustración 17, muestra la dominancia del género *Pediastrum*, que respecto a los demás géneros observados.

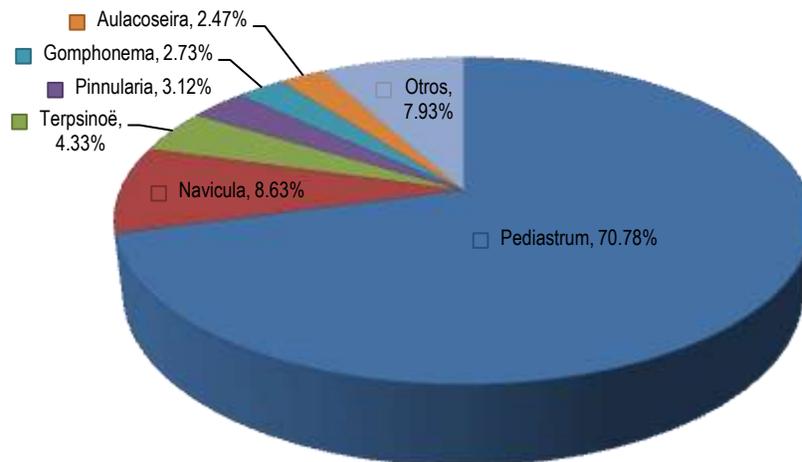


Ilustración 17: Gráfica de la Frecuencia Relativa Porcentual de los géneros cuantificados durante el mes de abril.

MAYO: Durante el mes de mayo se reportaron un total de 30 géneros, de los cuales el género *Aphanizomenon* fue el más abundante en la estación de muestreo 1 y 5, mientras que *Cyclotella* lo fue en la estación 2 y *Anabaena* en la estación 4, lo cual puede apreciarse en la tabla 15 y las ilustraciones 18 y 19.

Tabla 15: Resultados de la concentración celular por género y estación de muestreo durante el mes de mayo.

CONCENTRACION CELULAR DE FITOPLANCTON DURANTE EL MES DE MAYO.	DESCRIPCION TAXONOMICA		ESTACION DE MUESTREO.					(F)	FR%
	PHYLUM	GENERO	1	2	3	4	5		
Chlorophyta		<i>Coelastrum</i>	60	0	A	75	60	195	0.80
		<i>Pediastrum</i>	1280	0	A	2190	1350	4820	19.67
		<i>Scenedesmus</i>	65	30	A	50	20	165	0.67
		<i>Staurastrum</i>	0	0	A	<1	10	10	0.04
Cyanoprokaryota		<i>Chroococcus</i>	0	35	A	55	35	125	0.51
		<i>Microcystis</i>	2150	0	A	<1	200	2350	9.59
		<i>Spirulina</i>	<1	0	A	0	0	0	0.00
		<i>Anabaena</i>	2165	0	A	3985	295	6445	26.30
		<i>Aphanizomenon</i>	2460	0	A	3400	3110	8970	36.60
		<i>Lyngbya</i>	0	0	P	<1	0	0	0.00
Dinophyta		<i>Oscillatoria</i>	0	0	P	<1	0	0	0.00
		<i>Ceratium</i>	<1	0	P	<1	<1	0	0.00
Euglenophyta		<i>Peridinium</i>	0	0	A	5	<1	5	0.02
		<i>Euglena</i>	0	90	A	0	0	90	0.37
Ochrophyta		<i>Phacus</i>	0	<1	A	0	0	0	0.00
		<i>Cocconeis</i>	20	25	A	0	0	45	0.18
		<i>Aulacoseira</i>	150	0	P	225	260	635	2.59
		<i>Nitzschia</i>	5	5	P	20	5	35	0.14
		<i>Terpsinoe</i>	<1	5	A	0	0	5	0.02
		<i>Coscinodiscus</i>	35	0	A	0	0	35	0.14
		<i>Cymbella</i>	5	10	P	0	0	15	0.06
		<i>Gomphonema</i>	0	30	A	<1	0	30	0.12
		<i>Fragilaria</i>	5	0	P	0	<1	5	0.02
		<i>Synedra</i>	15	0	P	75	15	105	0.43
		<i>Gyrosigma</i>	0	5	A	0	0	5	0.02
		<i>Navicula</i>	70	110	P	55	<1	235	0.96
		<i>Pinnularia</i>	10	5	P	20	<1	35	0.14
		<i>Sirurella</i>	<1	0	P	0	0	0	0.00
		<i>Cyclotella</i>	0	150	P	0	0	150	0.61
	<i>Sthephanodiscus</i>	0	0	P	0	0	0	0.00	

Simbología: (F): Frecuencia; (FR%): Frecuencia relativa porcentual; <1 : Género observado en las muestras cualitativas pero no en las cuantitativas; P: Presente ; A: Ausente.

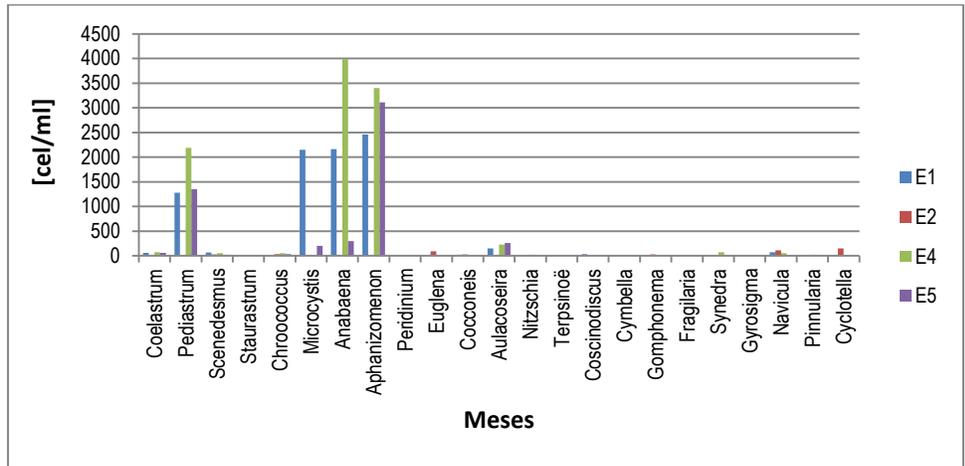


Ilustración 18: Gráfica de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de mayo.

Durante el mes de mayo, el organismo más abundante respecto a su concentración celular es *Aphanizomenon*, con una frecuencia relativa porcentual de 36.60% se ubica como un género dentro del rango de Presencia Moderada. Su mayor abundancia se reporto en la estación de Sedimentadores (Ilustración 18). La Ilustración 19 muestra la proporción de FR% de *Aphanizomenon* respecto al resto de géneros cuantificados.

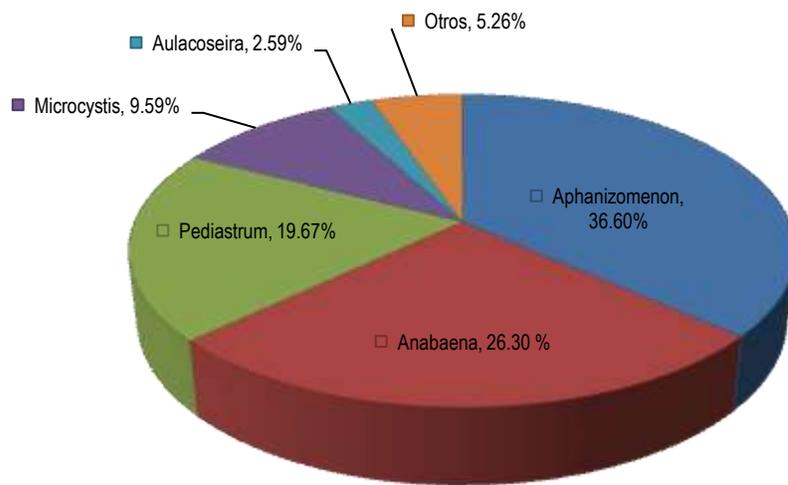


Ilustración 19: Gráfica de la Frecuencia Relativa Porcentual de los Géneros cuantificados durante el mes de mayo.

JUNIO: Durante el mes de junio se reportaron 25 géneros de los cuales el Género *Aphanizomenon* fue el más abundante en las estaciones 1,4 y 5, mientras que el género *Terpsinoe* lo fue en la estación de muestreo 2, lo cual puede apreciarse en la tabla 16 y en las ilustraciones 20 y 21.

Tabla 16: Resultados de la concentración celular por género y estación de muestreo durante el mes de junio.

	DESCRIPCION TAXONOMICA		ESTACION DE MUESTREO					(F)	(FR%)
	PHYLUM	GENERO	1	2	3	4	5		
CONCENTRACION CELULAR DE FITOPLANCTON DURANTE EL MES DE JUNIO	Chlorophyta	<i>Coelastrum</i>	0	5	A	15	0	20	0.19
		<i>Pediastrum</i>	410	0	A	75	635	1120	10.36
		<i>Scenedesmus</i>	20	165	A	0	0	185	1.71
		<i>Staurastrum</i>	10	0	A	0	0	10	0.09
	Cyanoprokaryota	<i>Chroococcus</i>	0	75	A	0	0	75	0.69
		<i>Anabaena</i>	115	0	A	235	0	350	3.24
		<i>Aphanizomenon</i>	1225	0	A	3180	1195	5600	51.80
		<i>Lyngbya</i>	0	0	P	0	0	0	0.00
		<i>Oscillatoria</i>	0	0	P	0	0	0	0.00
	Dinophyta	<i>Ceratium</i>	0	0	P	5	0	5	0.05
		<i>Peridinium</i>	0	0	A	15	5	20	0.19
	Ochrophyta	<i>Aulacoseira</i>	255	0	P	90	65	410	3.79
		<i>Nitzschia</i>	140	40	P	15	0	195	1.80
		<i>Terpsinoe</i>	0	550	A	0	0	550	5.09
		<i>Coscinodiscus</i>	<1	0	A	0	0	0	0.00
		<i>Cymbella</i>	15	0	A	5	0	20	0.19
<i>Gomphonema</i>		25	0	A	0	0	25	0.23	
<i>Fragilaria</i>		40	5	P	10	0	55	0.51	
<i>Synedra</i>		180	0	P	275	70	525	4.86	
<i>Gyrosigma</i>		0	10	A	10	0	20	0.19	
<i>Navicula</i>		455	235	P	95	40	825	7.63	
<i>Pinnularia</i>		290	65	P	0	5	360	3.33	
<i>Sirurella</i>		0	0	P	0	0	0	0.00	
<i>Cyclotella</i>		0	155	P	30	10	195	1.80	
<i>Sthephanodiscus</i>	0	225	A	15	5	245	2.27		

Simbología: (F): Frecuencia; (FR%): Frecuencia relativa porcentual; <1 : Género observado en las muestras cualitativas pero no en las cuantitativas; P: Presente; A: Ausente.

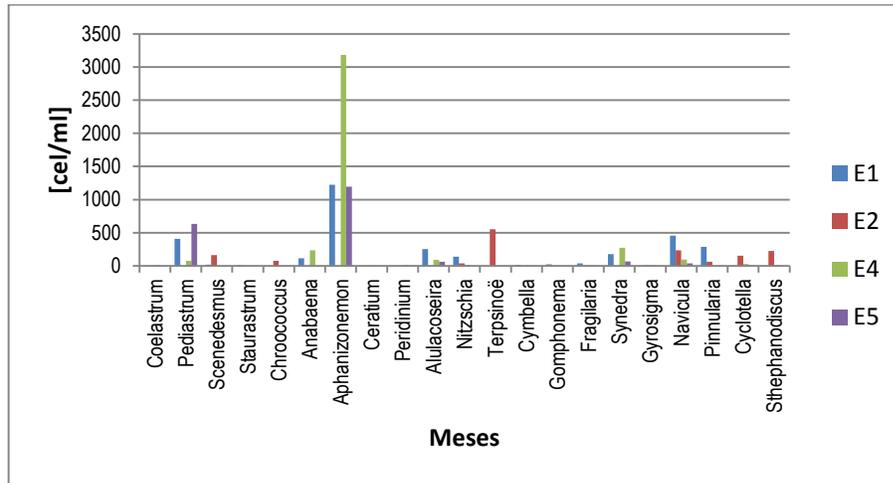


Ilustración 20: Gráfico de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de junio.

El género *Aphanizomenon* obtuvo su mayor concentración en la estación de Sedimentadores (ver Ilustración 20) durante el muestreo del mes de junio. Así mismo *Aphanizomenon* fue el organismo más abundante respecto a su concentración celular, con una Frecuencia relativa Porcentual de 51.80% (ver Ilustración 21), lo cual lo ubica dentro del rango de Género de Presencia Abundante,

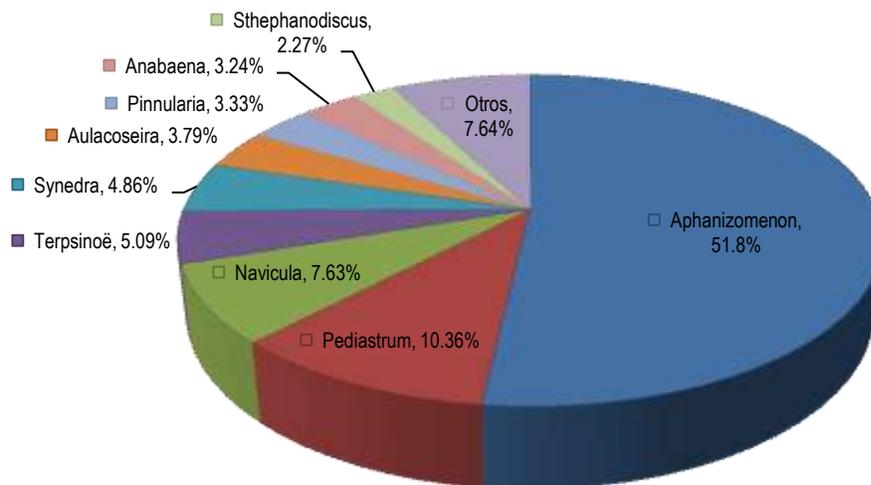


Ilustración 21: Gráfico de la Frecuencia Relativa Porcentual de los Géneros cuantificados durante el mes de junio.

JULIO: Durante este mes se reportaron un total de 21 géneros, de los cuales el género *Oscillatoria* fue el más abundante en la estación de muestreo 1 y 2, mientras que *Aphanizomenon* lo fue en la estación 4 y 5, la tabla 17 y las ilustraciones 22 y 23 dan prueba de ello.

Tabla 17: Resultados de la concentración celular por género y estación de muestreo durante el mes de julio.

	DESCRIPCION TAXONOMICA		ESTACIONES DE MUESTREO					(F)	(FR%)
	PHYLUM	GENERO	1	2	3	4	5		
CONCENTRACIÓN CELULAR DE FITOPLANCTON DURANTE EL MES DE JULIO.	Chlorophyta	<i>Coelastrum</i>	0	40	P	0	0	40	0.64
		<i>Pediastrum</i>	<1	<1	P	0	0	0	0.00
		<i>Scenedesmus</i>	0	60	P	0	0	60	0.96
		<i>Staurastrum</i>	<1	0	P	0	0	0	0.00
	Cyanoprokaryota	<i>Chroococcus</i>	0	275	A	15	0	290	4.62
		<i>Anabaena</i>	115	1370	A	0	0	1485	23.67
		<i>Aphanizomenon</i>	0	0	A	775	170	945	15.06
		<i>Lyngbya</i>	0	0	P	270	0	270	4.30
		<i>Oscillatoria</i>	250	1630	P	0	0	1880	29.96
	Dinophyta	<i>Ceratium</i>	5	0	A	0	0	5	0.08
	Ochrophyta	<i>Aulacoseira</i>	20	<1	P	0	55	75	1.20
		<i>Nitzschia</i>	10	40	P	0	0	50	0.80
		<i>Terpsinoe</i>	0	<1	A	0	0	0	0.00
		<i>Cymbella</i>	5	0	A	0	0	5	0.08
		<i>Fragilaria</i>	<1	0	P	0	0	0	0.00
		<i>Synedra</i>	20	0	P	250	65	335	5.34
		<i>Gyrosigma</i>	<1	0	A	0	0	0	0.00
		<i>Navicula</i>	45	315	P	135	105	600	9.56
		<i>Pinnularia</i>	20	45	A	0	0	65	1.04
		<i>Cyclotella</i>	0	90	P	20	10	120	1.91
		<i>Sthephanodiscus</i>	0	50	A	0	0	50	0.80

Simbología: (F): Frecuencia; (FR%): Frecuencia relativa porcentual; <1 : Género observado en las muestras cualitativas pero no en las cuantitativas; P: Presente ; A: Ausente.

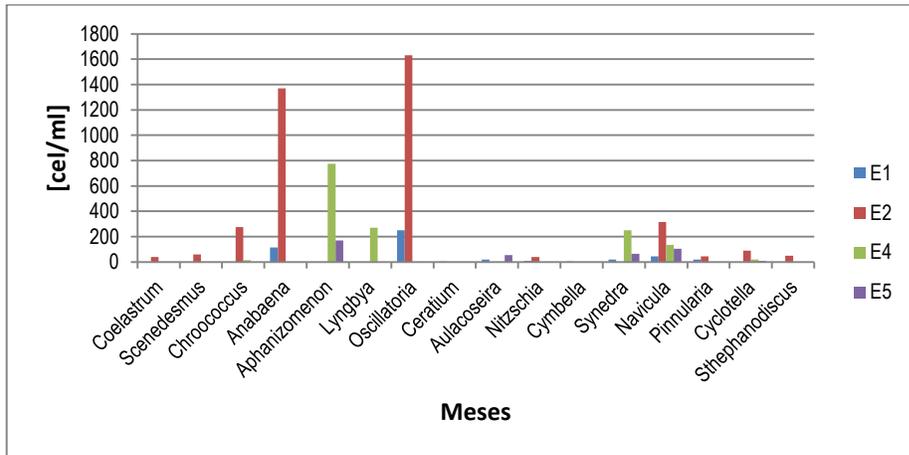


Ilustración 22: Gráfica de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de julio.

Durante el mes de julio el género más abundante respecto a su concentración celular fue *Oscillatoria*, con una frecuencia relativa porcentual de 29.96% la cual ubica como un genero de Presencia Moderada, su mayor concentración ocurrió en la estación del Rio Tributario (ver ilustración 22). El gráfico de la ilustración 23, muestra la distribución de frecuencias entre los géneros cuantificados para este muestreo.

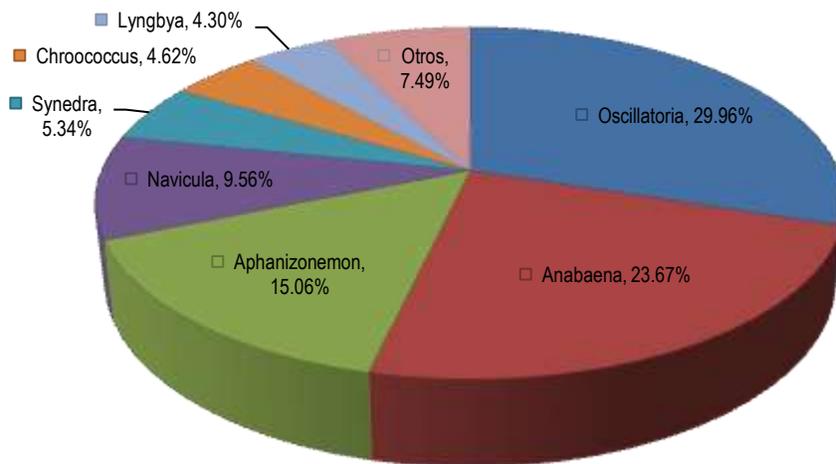


Ilustración 23: Frecuencia Relativa Porcentual de los Géneros cuantificados durante el mes de julio.

AGOSTO: Durante este mes se reportaron 26 géneros, de los cuales, el género *Microcystis* fue el más abundante en la estación de muestreo 1 y 2, *Oscillatoria* lo fue en la estación 4 y *Pediastrum* en la estación 5, la tabla 18 y los gráficos de las ilustraciones 24 y 25 dan muestra de ello.

Tabla 18: Resultados de la Concentración Celular por género y estación de muestreo durante el mes de agosto.

	DESCRIPCION TAXONOMICA		ESTACION DE MUESTREO					(F)	(FR%)
	PHYLUM	GENERO	1	2	3	4	5		
CONCENTRACION CELULAR DE FITOPLANCTON DURANTE EL MES DE AGOSTO	Chlorophyta	<i>Pediastrum</i>	0	0	P	<1	635	635	7.40
		<i>Crucigenia</i>	0	150	A	0	0	150	1.75
		<i>Scenedesmus</i>	40	160	P	260	120	580	6.76
		<i>Pandorina</i>	0	0	A	0	0	0	0.00
		<i>Closterium</i>	0	10	P	0	0	10	0.12
	Cyanoprokaryota	<i>Chroococcus</i>	0	595	P	280	470	1345	15.68
		<i>Microcystis</i>	700	735	A	0	0	1435	16.72
		<i>Spirulina</i>	<1	<1	P	0	0	0	0.00
		<i>Anabaena</i>	180	0	A	140	0	320	3.73
		<i>Aphanizomenon</i>	0	0	A	<1	0	0	0.00
		<i>Lyngbya</i>	<1	0	A	<1	0	0	0.00
		<i>Oscillatoria</i>	0	0	A	1985	0	1985	23.14
	Euglenophyta	<i>Euglena</i>	0	0	P	0	0	0	0.00
	Ochrophyta	<i>Aulacoseira</i>	5	0	A	5	0	10	0.12
		<i>Nitzschia</i>	25	15	P	0	0	40	0.47
		<i>Terpsinoe</i>	0	<1	P	0	0	0	0.00
		<i>Coscinodiscus</i>	0	0	A	10	15	25	0.29
		<i>Cymbella</i>	45	0	A	0	0	45	0.52
		<i>Gomphonema</i>	20	0	A	0	0	20	0.23
		<i>Fragilaria</i>	55	<1	P	20	0	75	0.87
		<i>Synedra</i>	40	0	A	0	0	40	0.47
		<i>Gyrosigma</i>	10	10	P	<1	5	25	0.29
		<i>Navicula</i>	370	225	P	405	315	1315	15.33
		<i>Pinnularia</i>	145	20	P	10	5	180	2.10
		<i>Cyclotella</i>	0	145	P	0	0	145	1.69
		<i>Sstephanodiscus</i>	0	195	P	5	0	200	2.33

Simbología: (F): Frecuencia; (FR%): Frecuencia relativa porcentual; <1 : Género observado en las muestras cualitativas pero no en las cuantitativas; P: Presente ; A: Ausente.

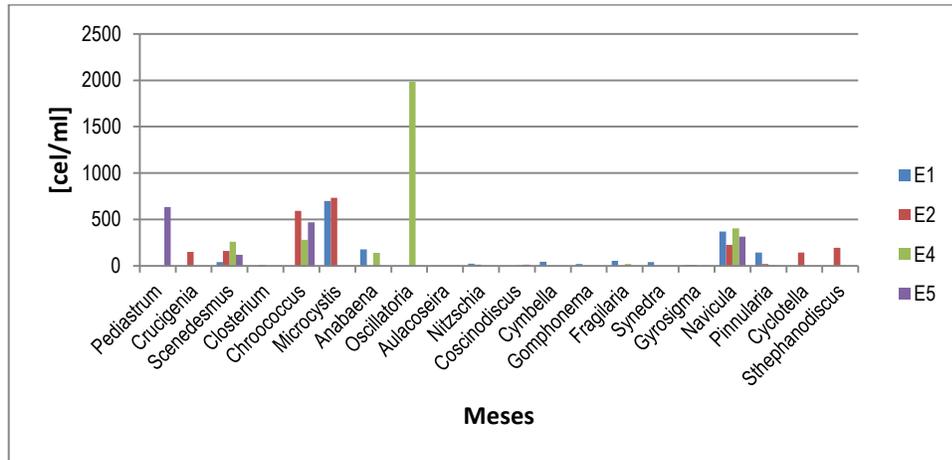


Ilustración 24: Gráfico de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de agosto.

Durante el muestreo del mes de agosto el género más abundante respecto a su concentración celular fue *Oscillatoria*, cuya única presencia ocurrió en la estación de Sedimentadores (ver Ilustración 24), en la cual obtuvo un valor de frecuencia relativa porcentual del 23.14% (ver Ilustración 25), la cual lo ubica en el rango de género de Presencia Moderada,

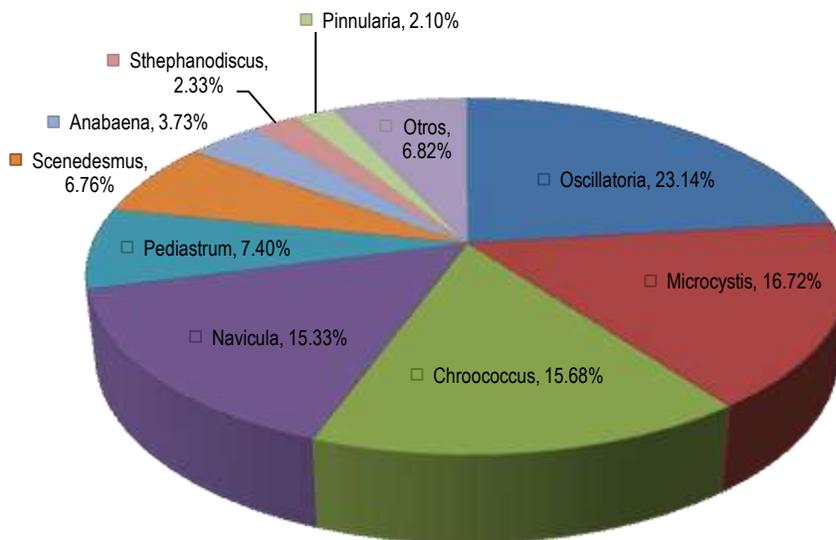


Ilustración 25: Gráfico de la Frecuencia Relativa Porcentual de los Géneros cuantificados durante el mes de agosto.

SEPTIEMBRE: Durante este mes se reportaron un total de 27 géneros de los cuales, el género *Anabaena* fue el más abundante de la estación de muestreo 1, y en conjunto con *Navicula* también de estación 5, en la estación de muestreo 2 el género más abundante fue *Chroococcus* (*Cyanoprokaryota*) y *Oscillatoria* (*Cyanoprokaryota*) lo fue en la estación 4 como puede observarse en la tabla 19 y las gráficas de las ilustraciones 26 y 27.

Tabla 19: Resultados de la concentración celular por género y estación de muestreo durante el mes de septiembre.

	DESCRIPCION TAXONOMICA		ESTACION DE MUESTREO					(F)	(FR%)
	PHYLUM	GENERO	1	2	3	4	5		
CONCENTRACION CELULAR DE FITOPLANCTON DURANTE EL MES DE SEPTIEMBRE	Chlorophyta	<i>Pediastrum</i>	300	0	P	305	130	735	4.16
		<i>Crucigenia</i>	75	20	P	0	0	95	0.54
		<i>Scenedesmus</i>	0	260	P	0	20	280	1.58
		<i>Closterium</i>	0	20	P	0	0	20	0.11
		<i>Spirogyra</i>	0	0	P	<1	0	0	0.00
	Cyanoprokaryota	<i>Chroococcus</i>	90	1555	A	0	100	1745	9.87
		<i>Merismopedia</i>	160	140	A	0	0	300	1.70
		<i>Anabaena</i>	825	0	A	530	205	1560	8.83
		<i>Aphanizomenon</i>	0	0	P	420	130	550	3.11
		<i>Raphidiopsis</i>	0	270	A	0	0	270	1.53
		<i>Oscillatoria</i>	0	0	P	9605	0	9605	54.34
	Euglenophyta	<i>Euglena</i>	0	45	A	0	0	45	0.25
		<i>Phacus</i>	0	5	A	0	0	5	0.03
	Ochrophyta	<i>Aulacoseira</i>	90	0	A	130	175	395	2.23
		<i>Nitzschia</i>	25	40	P	20	0	85	0.48
		<i>Coscinodiscus</i>	15	5	P	0	0	20	0.11
		<i>Cymbella</i>	15	0	A	0	5	20	0.11
		<i>Gomphonema</i>	20	<1	P	0	0	20	0.11
		<i>Fragilaria</i>	10	0	A	0	0	10	0.06
		<i>Synedra</i>	25	<1	P	20	10	55	0.31
		<i>Gyrosigma</i>	0	45	P	0	0	45	0.25
		<i>Navicula</i>	120	485	P	355	205	1165	6.59
		<i>Pinnularia</i>	70	105	P	115	30	320	1.81
		<i>Sirurella</i>	0	0	A	5	0	5	0.03
		<i>Tabellaria</i>	20	0	A	0	0	20	0.11
		<i>Cyclotella</i>	0	115	P	5	0	120	0.68
		<i>Stephanodiscus</i>	0	170	P	15	0	185	1.05

Simbología: (F): Frecuencia; (FR%): Frecuencia relativa porcentual; <1 : Género observado en las muestras cualitativas pero no en las cuantitativas; P: Presente ; A: Ausente.

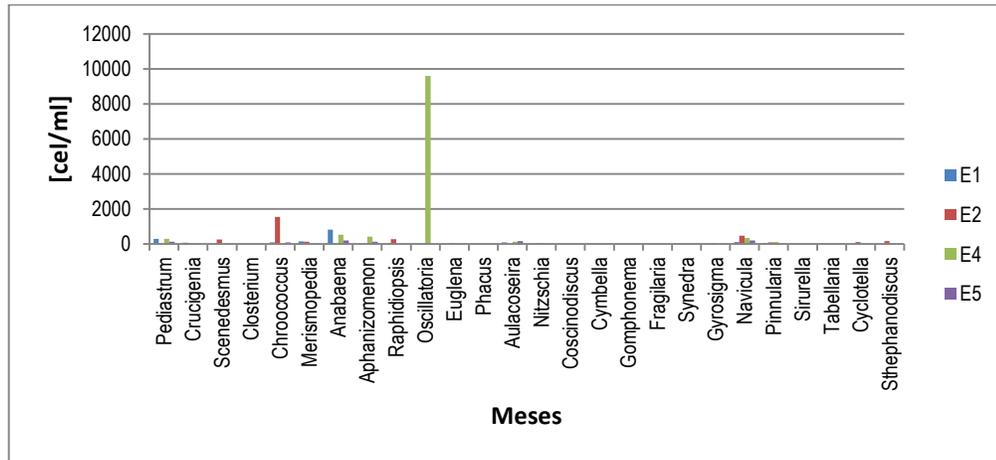


Ilustración 26: Gráfico de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de Septiembre.

A continuación la ilustración 26 muestra que durante el muestreo de mes de Septiembre el género más abundante respecto a su concentración celular fue *Oscillatoria*, cuya única aparición ocurrió en la estación de Sedimentadores al igual que en el mes de Agosto y obtuvo una frecuencia relativa porcentual del 54.34% (ver ilustración 27), lo cual lo ubica en el rango de género de Presencia Abundante,

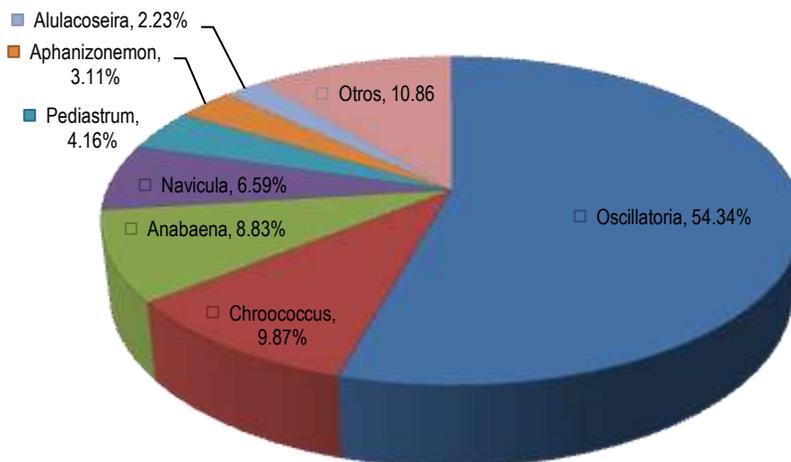


Ilustración 27: Gráfico de la Frecuencia Relativa Porcentual de los Géneros cuantificados durante el mes de septiembre

OCTUBRE: Durante este mes se reportaron un total de 28 géneros, de los cuales, el género *Pediastrum* fue el más abundante en la estación de muestreo 1, mientras que en la estación de muestreo 2, 4 y 5 lo fue *Aphanizomenon*, como puede observarse en la tabla 20 y las ilustraciones 28 y 29.

Tabla 20: Resultados de la concentración celular por género y estación de muestreo durante el mes de octubre.

CONCENTRACION CELULAR DE FITOPLANKTON DURANTE EL MES DE OCTUBRE	DESCRIPCION TAXONOMICA		OCTUBRE					(F)	(FR%)
	PHYLUM	GENERO	1	2	3	4	5		
Chlorophyta	<i>Coelastrum</i>		115	0	A	90	0	205	0.41
	<i>Pediastrum</i>		3690	0	A	1680	1340	6710	13.35
	<i>Crucigenia</i>		0	40	A	0	0	40	0.08
	<i>Scenedesmus</i>		0	80	A	0	0	80	0.16
	<i>Pandorina</i>		0	0	A	170	50	220	0.44
	<i>Closterium</i>		0	35	P	0	0	35	0.07
	<i>Staurastrum</i>		35	0	A	5	0	40	0.08
	<i>Spirogyra</i>		0	0	P	0	0	0	0.00
Cyanoprokaryota	<i>Chroococcus</i>		555	0	A	0	0	555	1.10
	<i>Merismopedia</i>		80	0	A	0	0	80	0.16
	<i>Anabaena</i>		1820	0	A	105	75	2000	3.98
	<i>Anabaenopsis</i>		0	185	A	105	0	290	0.58
	<i>Aphanizomenon</i>		1320	5365	A	30445	1720	38850	77.31
	<i>Lyngbya</i>		0	0	P	0	0	0	0.00
	<i>Oscillatoria</i>		0	0	P	0	0	0	0.00
Dinophyta	<i>Ceratium</i>		45	0	P	60	0	105	0.21
Euglenophyta	<i>Euglena</i>		0	15	P	0	0	15	0.03
	<i>Phacus</i>		0	15	P	0	0	15	0.03
Ochrophyta	<i>Aulacoseira</i>		240	0	P	115	40	395	0.79
	<i>Nitzschia</i>		0	15	P	15	0	30	0.06
	<i>Coscinodiscus</i>		65	35	A	0	0	100	0.20
	<i>Cymbella</i>		5	0	A	0	0	5	0.01
	<i>Fragilaria</i>		20	0	P	0	0	20	0.04
	<i>Synedra</i>		20	0	P	5	5	30	0.06
	<i>Gyrosigma</i>		0		A	0	10	10	0.02
	<i>Navicula</i>		25	290	P	0	95	410	0.82
	<i>Pinnularia</i>		0	15	P	0	0	15	0.03
<i>Sstephanodiscus</i>		0	0	P	0	0	0	0.00	

Simbología: (F): Frecuencia; (FR%): Frecuencia relativa porcentual; <1 : Género observado en las muestras cualitativas pero no en las cuantitativas; P: Presente ; A: Ausente.

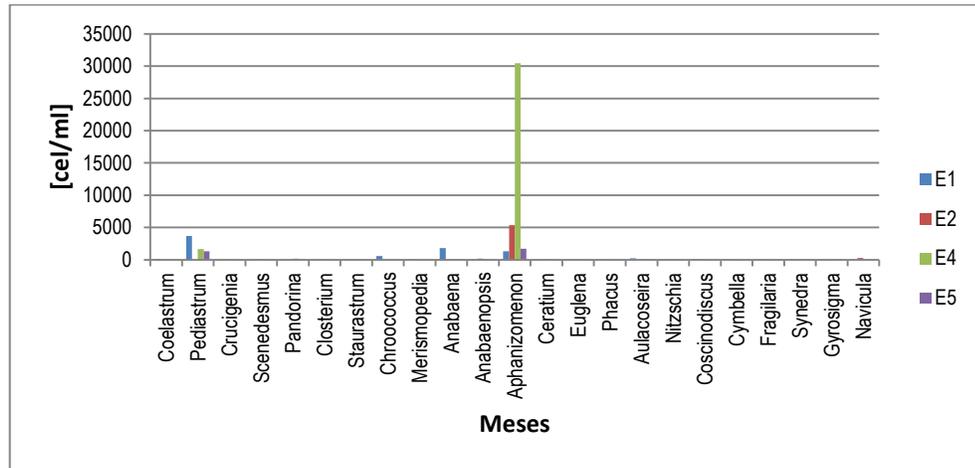


Ilustración 28: Gráfico de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de octubre.

Durante el mes de octubre el género más abundante respecto a su concentración celular es *Aphanizomenon*, dicho género obtuvo su mayor concentración en la estación de Sedimentadores (ver Ilustración 28), en la cual registro una frecuencia relativa porcentual de 77.31%, lo cual lo ubicó en el rango de género con Presencia Dominante (ver Ilustración 29).

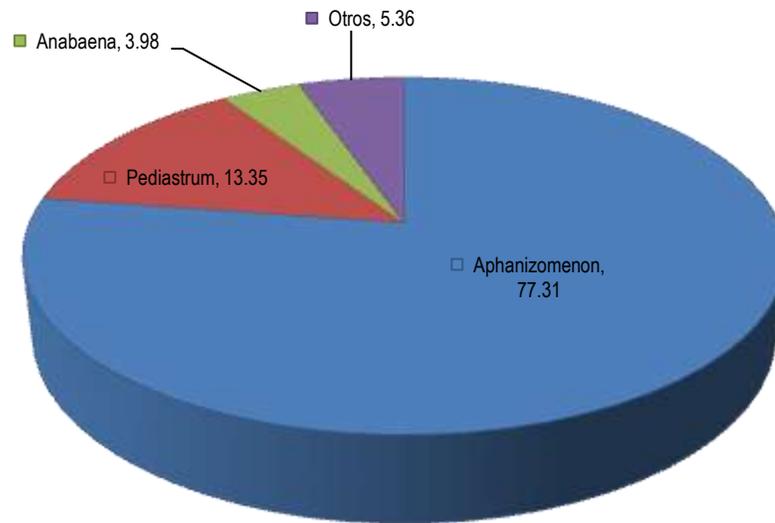


Ilustración 29: Gráfico de la Frecuencia Relativa Porcentual de los Géneros cuantificados durante el mes de octubre.

NOVIEMBRE: Durante este mes se reportaron un total de 25 géneros, de los cuales, el género *Anabaena* fue el más abundante en la estación de muestreo 1 y 5, *Anabaenopsis* en la estación 2 y *Pediastrum* en la estación 4, lo cual puede observarse en la tabla 21 y los gráficos de las ilustraciones 30 y 31.

Tabla 21: Resultados de la concentración celular por género y estación de muestreo durante el mes de noviembre.

CONCENTRACION CELULAR DE FITOPLANCTON DURANTE EL MES DE NOVIEMBRE	DESCRIPCION TAXONOMICA			NOVIEMBRE					(F)	(FR%)
	PHYLUM	FAMILIA	GENERO	E1	E2	E3	E4	E5		
Chlorophyta	Coelastraceae	<i>Coelastrum</i>	4540	1060	A	0	4730	10330	5.83	
	Hydrodictyceae	<i>Pediastrum</i>	27380	700	A	7520	13010	48610	27.44	
	Scenedesmaceae	<i>Crucigenia</i>	190	160	A	0	0	350	0.20	
		<i>Scenedesmus</i>	210	720	P	0	40	970	0.55	
	Volvocaceae	<i>Pandorina</i>	0	0	A	0	20	20	0.01	
	Desmidiaceae	<i>Closterium</i>	180	30	P	65	40	315	0.18	
		<i>Staurastrum</i>	165	0	A	10	35	210	0.12	
	Cyanoprokaryota	Chroococcaceae	<i>Chroococcus</i>	1990	1500	A	175	0	3665	2.07
		Microcystaceae	<i>Microcystis</i>	0	0	A	3000	0	3000	1.69
		Nostocaceae	<i>Anabaena</i>	57220	420	A	6650	20240	84530	47.72
<i>Anabaenopsis</i>			0	5310	P	0	0	5310	3.00	
<i>Aphanizomenon</i>			3905	0	A	1350	1890	7145	4.03	
Oscillatoriaceae	<i>Oscillatoria</i>	0	0	P	0	0	0	0.00		
Dinophyta	Ceratiaceae	<i>Ceratium</i>	0	10	A	20	20	50	0.03	
Euglenophyta	Euglenaceae	<i>Euglena</i>	0	160	A	0	0	160	0.09	
	Phacaceae	<i>Phacus</i>	0	20	A	0	0	20	0.01	
Ochrophyta	Aulacosiraceae	<i>Aulacoseira</i>	385	0	A	85	205	675	0.38	
	Bacillariaceae	<i>Nitzschia</i>	0	0	P	80	155	235	0.13	
	Cymbellaceae	<i>Cymbella</i>	345	0	A	0	55	400	0.23	
	Gomphonemataceae	<i>Gomphonema</i>	100	100	A	<1	0	200	0.11	
	Fragilariaceae	<i>Fragilaria</i>	240	0	A	5350	110	5700	3.22	
		<i>Synedra</i>	0	0	P	0	10	10	0.01	
	Naviculaceae	<i>Navicula</i>	1945	1280	P	1320	530	5075	2.86	
	Pinnulariaceae	<i>Pinnularia</i>	0	160	P	0	0	160	0.09	
	<i>Sthephanodiscus</i>	0	0	P	0	0	0	0.00		

(F): Frecuencia; (FR%): Frecuencia relativa porcentual; <1 : Género observado en las muestras cualitativas pero no en las cuantitativas; P: Presente ; A: Ausente.

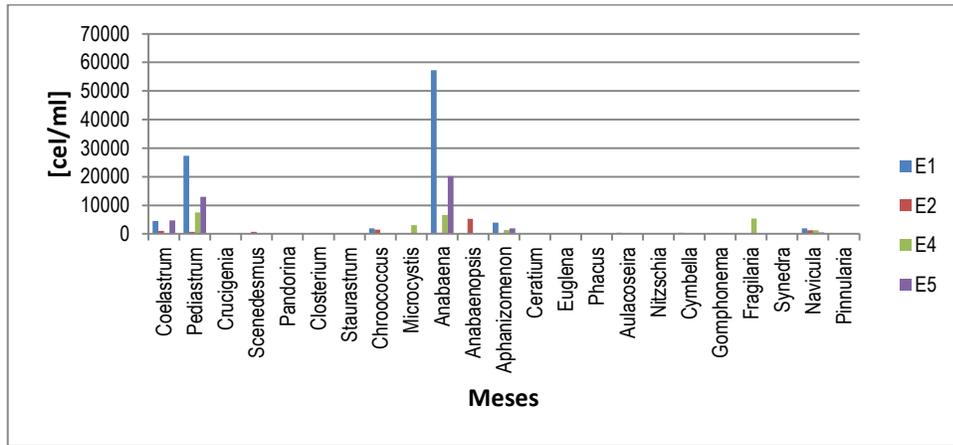


Ilustración 30: Gráfico de la concentración celular de los géneros cuantificados por estación de muestreo durante el mes de noviembre.

Durante el muestreo del mes de Noviembre el género más abundante respecto a su concentración celular fue *Anabaena*, obtuvo su mayor concentración en la estación de Bocatoma (ver Ilustración 30), obteniendo una frecuencia relativa porcentual de 47.72% (ver Ilustración 31), la cual lo ubica en el rango de género con Presencia Abundante.

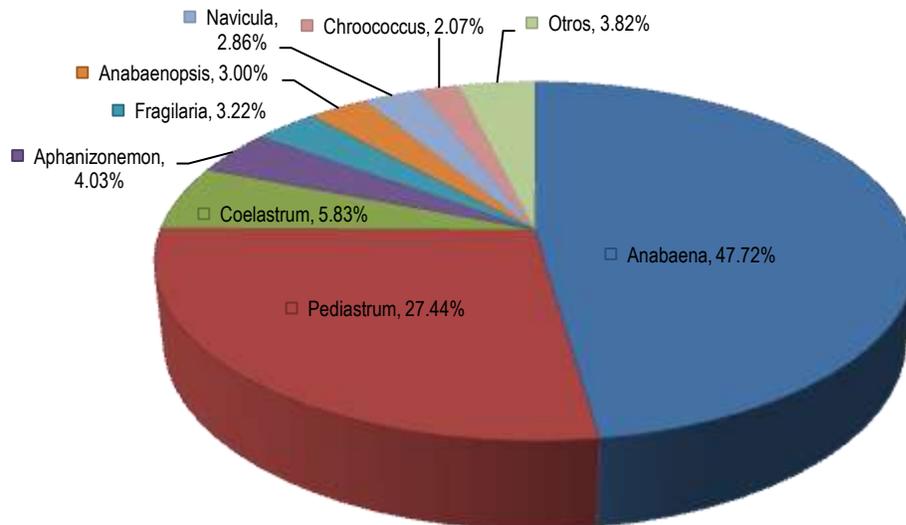


Ilustración 31: Gráfico de la Frecuencia Relativa Porcentual de los Géneros cuantificados durante el mes de noviembre

4.4 Análisis Múltivariable.

Para el análisis de la relación entre los factores Físico - Químicos y la Concentración celular del fitoplancton, se utilizó un modelo de Análisis múltivariable, mediante el cual se empleó el Coeficiente de correlación de Pearson, el cual es una prueba estadística utilizada para analizar la relación entre dos variables, este puede variar de -1 a +1, el signo indica la dirección de la correlación y el valor numérico su magnitud, tomando 0 como ausencia de correlación lineal entre las variables (Hernández Sampieri *et. al*, 1998, ver anexo 6). En la Tabla se presentan los valores de las correlaciones obtenidas para las distintas variables:

Tabla 22: Valor del Coeficiente de Correlación de Pearson y su valor de Significancia.

ESTADISTICOS	[CEL/ML]/ TEMPERATURA	[CEL/ML]/ SECCHI	[CEL/ML]/ PH	[CEL/ML]/ NITROGENO	[CEL/ML]/ FOSFORO
r	-0.1092	0.4836	-0.0386	0.5861	0.0082
VALOR P	0.6114	0.0167	0.8577	0.0452	0.9798

Como podemos apreciar en la tabla anterior los valores r indican el valor del coeficiente de correlación de Pearson, mientras que los valores P indican la significación estadística de estos en un nivel de confianza del 95%. Los valores que demuestran una significancia estadística son [CEL/ML]/SECCHI y [CEL/ML]/NITROGENO, ambos con una correlación positiva de intensidad media.

Una vez obtenidos estos valores se realizó una prueba de regresión múltiple, la cual confirmó dichos valores y devolvió los gráficos de dispersión de dichas variables, lo cual permitió visualizar la Similaridad entre los datos observados y los esperados para la concentración celular.

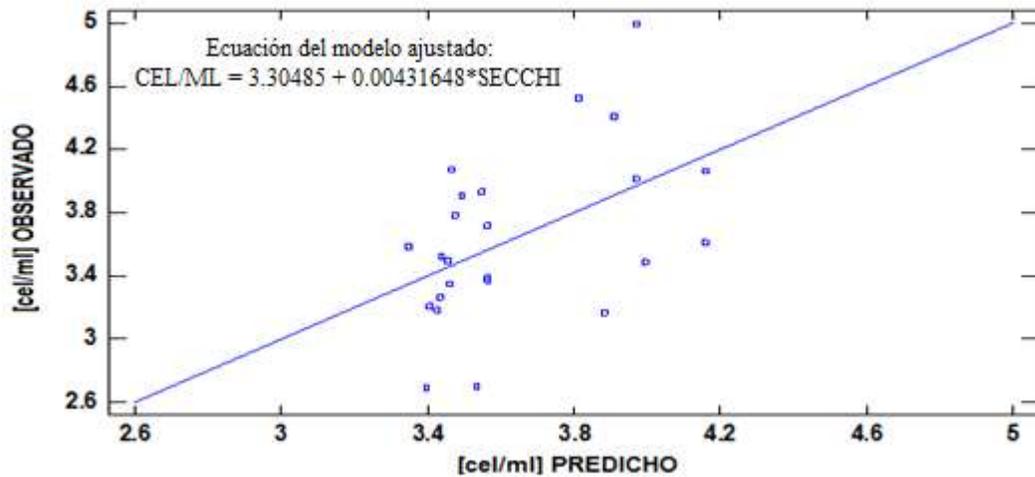


Ilustración 32: Gráfica de la dispersión del modelo ajustado de datos observados y esperados de la concentración celular

4.5 Descripción de los Géneros de mayor Abundancia.

Los géneros de mayor abundancia, de acuerdo a los resultados de abundancia celular de cada mes de muestreo fueron 4: *Anabaena*, *Aphanizomenon*, *Osillatoria* y *Pediastrum*. A continuación se hará una pequeña descripción de estos, así como de otros géneros importantes que inciden de manera negativa durante el proceso de potabilización:

Anabaena.

Anabaena Thwaites ex Bory de Saint-Vincent et Flahault, 1886, es un género del *Phylum Cyanoprokaryota*, presenta filamentos solitarios, en ocasiones formando agregados. Pueden ser rectos o curvados o enrollados regular e irregularmente. Los tricomas no están envueltos por vainas, aunque en algunas especies aparece un mucilago fino (Prescott, 1973; Bonilla, 2009; Gómez y Quezada, 2011).

Las células tienen formas variadas desde sub esféricas hasta cilíndricas, siendo las células terminales muy similares al resto de las células vegetativas del filamento. Es habitual la presencia de vesículas de gas. Heterocistos, usualmente numerosos, en posiciones intercales,

dispersos en el tricoma, de forma esférica, oval o cilíndrica, gonidia redonda, oval o cilíndrica, adyacente o alejada del heterocisto.

Acinetos de forma variada, generalmente cilíndricos con extremos redondeados, por lo general en estado maduro son de mayor tamaño que las células vegetativas. Se encuentran en posiciones intercalares a veces en pares, distantes a los Heterocistos, generalmente con varias células vegetativas entre ambos, aunque también pueden ser adyacentes (Bonilla, 2009; Gómez y Quezada, 2011).

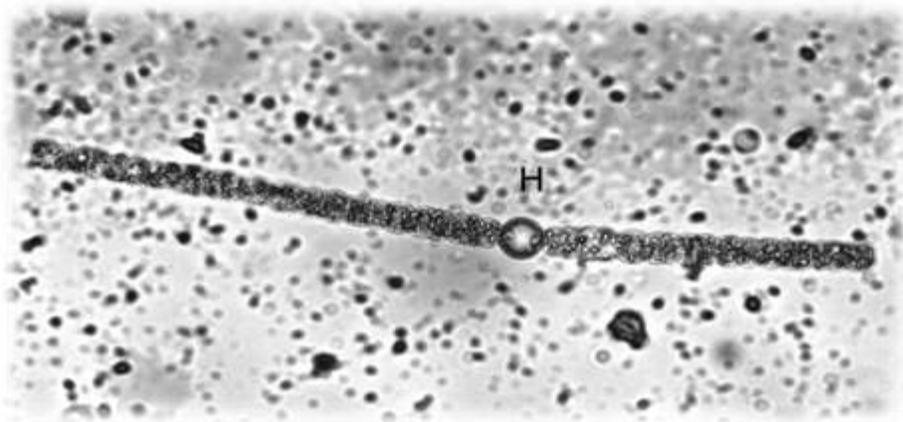


Ilustración 33: *Anabaena (cf) planctonica*, detalle de un heterocisto. (400x)



Ilustración 34: *Anabaena (cf) circinalis*.

Tabla 23: Características de las especies de *Anabaena* identificadas según el análisis cualitativo.

GENERO ANABAENA			
ESPECIES		<i>Anabaena cf planctonica (Dolichospermum planctonicum)</i> , Brunnthaler, 1903.	<i>Anabaena cf circinalis (Dolichospermum circinalis)</i> Ranbenhorst ex Bornet et Flahault, 1888
TRICOMAS		Rectos, solitarios. Con mucílago transparente, incoloro y amplio.	Enrollados en espirales de 1.5 - 3 - 5 vueltas. Los anillos tienen de 60 a 120 µm de diámetro. Mucílago estrecho no evidente
CELULA VEGETATIVA	FORMA	Desde sub esféricas, esféricas hasta en forma de barril, más corta que ancha, con vesícula de gas.	Desde en forma de barril hasta esféricas. Con vesícula de gas.
	ANCHO (µm)	8 a 15	6 a 13
	LARGO (µm)	8 a 12	6 a 12
HETEROCISTO	FORMA	Esféricos	Esféricos
	ANCHO (µm)	7 a 14	7 a 10
	LARGO (µm)	6 a 11	7 a 10
ACINETO	FORMA y POSICION	Desde ovals a cilíndricos. Con bordes redondeados, cónicos o en ocasiones hexagonales.	De ovalados a sub cilíndricos, en ocasiones con extremos cónicos. Distantes de los Heterocistos.
	ANCHO (µm)	8 a 20	8 a 21
	LARGO (µm)	9 a 30	16 a 28
COMENTARIOS TAXONOMICOS.		El género <i>Anabaena</i> ha sido dividido recientemente en 5 nuevos géneros en base a estudios genéticos y morfológicos; <i>Dolichospermum</i> comprende a las <i>Anabaena</i> plantónicas (Komárek com. pers. En Bonilla, 2009)	

Fuente: Bonilla, 2009; Gómez y Quezada, 2011

Aphanizomenon.

Aphanizomenon Morren ex Bornet, 1886, es un género del *Phylum Cyanoprokaryota* que posee unos filamentos rectos, generalmente solitarios o, en algunas especies, formando agregados muy característicos denominados “*fascículos*”. Los filamentos suelen estrecharse hacia los extremos, donde aparecen células terminales de formas variadas (cilíndricas, sub cilíndricas o en forma de flecha) y ligeramente más estrechos que el resto de filamento. Es habitual que dichas células sean total o parcialmente hialinas y de mayor longitud que las células vegetativas (Gómez y Quezada, 2011).

Tricomas relativamente cortos, ligeramente estrechados al final, más largos que anchos, presentando formas diversas desde elipsoidales o en forma de barril hasta cilíndricas. Células cuadra-rectangulares con paredes transversales comprimidas. Los Heterocistos se sitúan en posiciones intercalares y pueden ser sub esféricos, elipsoidales u ovalados. Gonidia cilíndrica, truncada en los ápices, una por tricoma, localizada en la región media pero nunca adyacente al heterocisto (Prescott, 1973; Gómez y Quezada, 2011).

La forma y posición de los acietos son criterios fundamentales tanto para la identificar el género *Aphanizomenon* como para delimitar las especies dentro de dicho género. Los Acinetos presentan formas características de cada especie pudiendo ser sub esféricos, elipsoidales, ovoides o, en algunas especies, cilíndricos. Pueden presentarse inmediatamente al lado del heterocisto o separados de ellos por varias células vegetativas y nunca, salvo rotura del filamento en posición terminal. Cada tricoma contiene un heterocisto y un acineto (raramente 2 de cada uno) cercanos a la región media del tricoma. (Prescott, 1973, 1982).

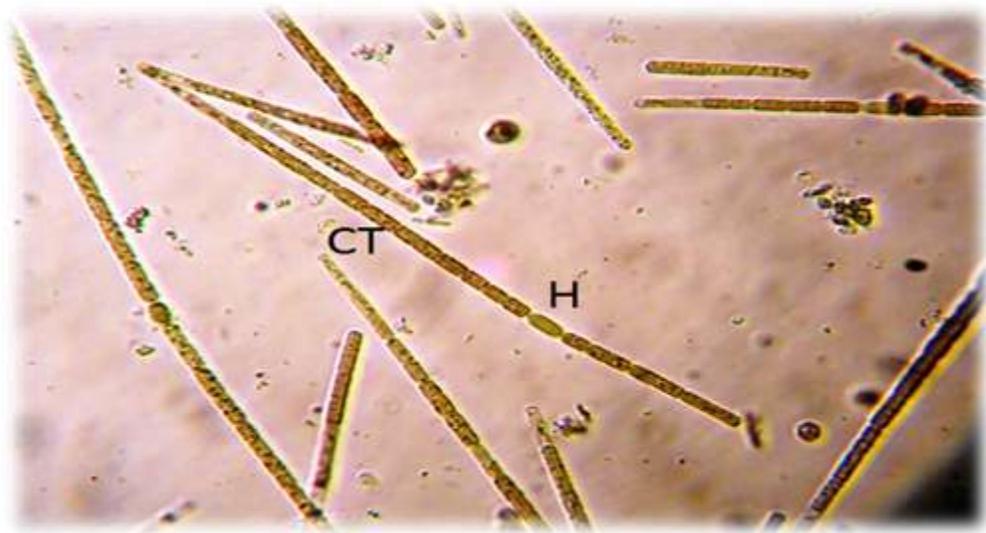


Ilustración 35: *Aphanizomenon* sp. Detalle de un heterocisto (H) y la célula terminal (CT).

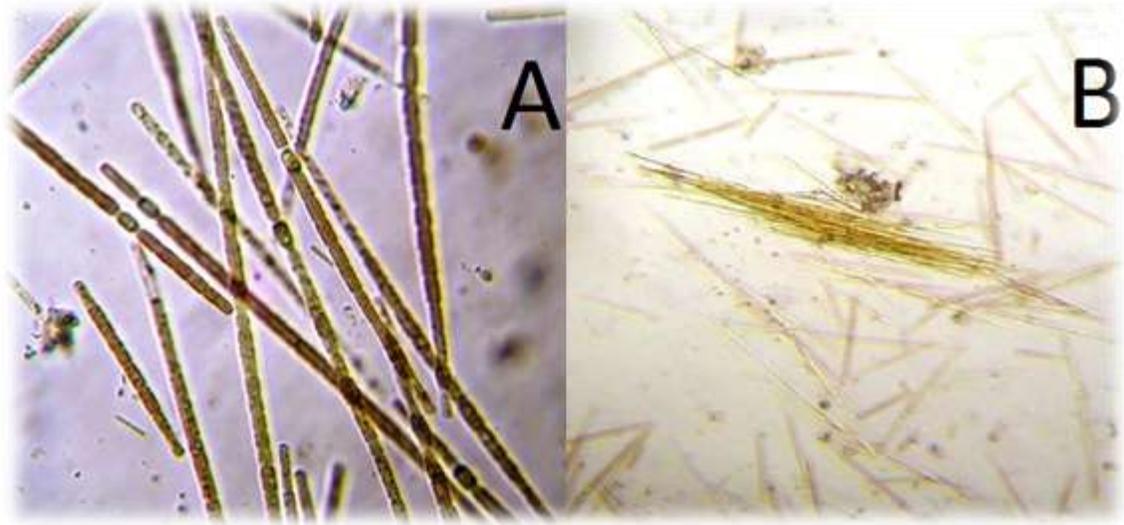


Ilustración 36: *Aphanizomenon* sp. A) Células solitarias con sus Heterocistos; B) Colonia o Fascícula.

Oscillatoria.

Oscillatoria Vaucher ex Gomont, 1892, es un género del *Phylum Cyanoprokaryota*, el cual posee filamentos uniseriados, nunca ramificados, generalmente formando un talo fino, suave, microscópico o macroscópico, rara vez solitarios o en grupos pequeños, móviles (oscilantes, ondulantes, temblorosos); vaina inconspicua; Tricomas isopolares, cilíndricos rectos u ondulados, generalmente mayores de 8.0 μm de diámetro. Células cilíndricas discoides o en forma de barril siempre más cortas que anchas, contenido celular finamente granuloso, verde azul, pardusco o rosado, con tilacoides enrollados, situados principalmente de manera irregular; septos con ápices no atenuados o ligeramente, granulados o gránulos escasos, conspicuos, constreñidos o no, sin aerotopos. Célula apical redondeada, capitada o con caliptra delgada. (Prescott, 1973; Komárek, 2011).

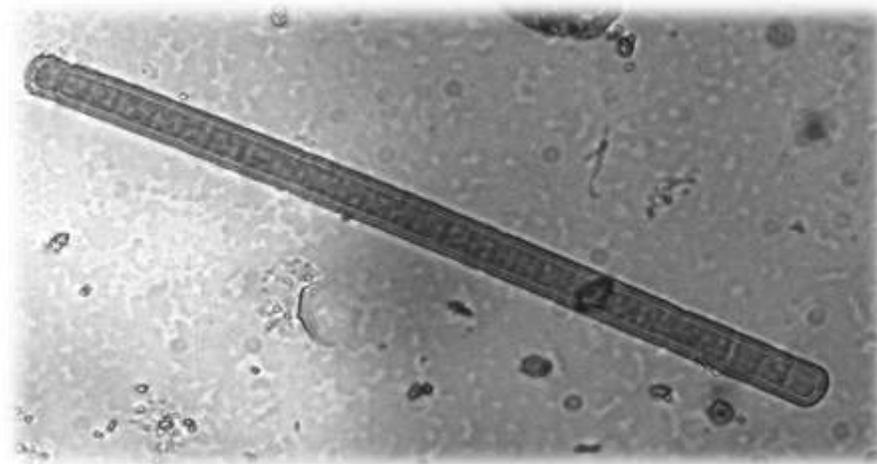


Ilustración 37: *Oscillatoria* sp.

Pediastrum

Pediastrum Meyen 1829, es un género del *Phylum Chlorophyta*, el cual posee cenobios planos, generalmente circulares o irregularmente ovales. Células aplanadas, fuertemente unidas por sus lados, o dejando espacio entre ellas. Pueden distinguirse dos tipos de células; las externas con 1 a 4 proyecciones, y las internas, sin proyecciones y a veces con incisiones. Las proyecciones son simples o bifurcadas, en el mismo plano del cenobio o no, se diferencian morfológicamente en un lóbulo ancho y un ápice estrecho y hialino, y pueden presentar setas hialinas; cloroplasto parietal con pirenóide; pared celular gruesa, lisa u ornamentada. (Fanés, 2008).

Talos coloniales que comprenden 4 a 64 (-128) cenobios unicelulares. Si la colonia está comprendida por 16 células o más, estas tienden a organizarse en anillos concéntricos, cada uno con un número definido de células. El desarrollo del anillo depende de la conducta de zoosporas en formación cenobial. Células de 8-32 μm de diámetro, con formas muy variables, las células interiores típicamente poliédricas con cuatro o más lados; células periféricas similares o

con uno o dos proyecciones. Pared celular lisa, finamente reticulada o muy granulada (McMANUS & Lewis, 2011).

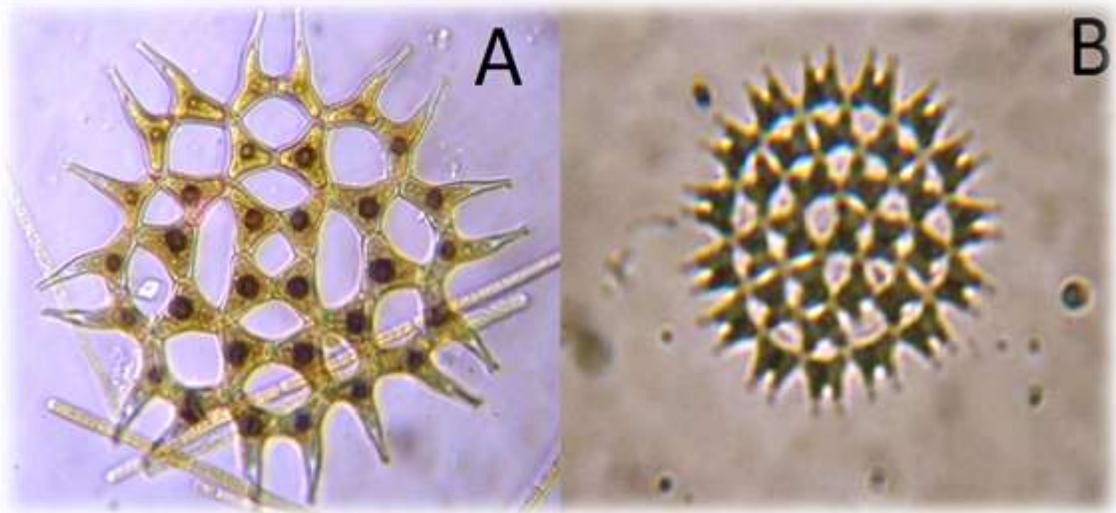


Ilustración 38: Representantes del Género *Pediatrum*. A) *P. simplex* ; B) *P. duplex*.

Tabla 24: Características de las especies de *Pediatrum* identificadas según el análisis cualitativo.

GENERO PEDIASTRUM			
ESPECIES.		<i>Pediatrum simplex</i> , Meyen, 1829.	<i>Pediatrum duplex</i> , Meyen, 1829.
COLONIAS		Cenobios más o menos circulares, perforados o no. A menudo presentan un solo anillo de células marginales con un gran espacio central	Cenobios circulares, planos perforados, formados por células en forma de H, la pared puede contener sílice.
CELULAS PERIFERICAS	FORMA	Con una sola proyección, progresivamente atenuada y estrecha, no ramificada.	Las células marginales son profundamente recortadas, solo fusionadas en la base, presentan 2 lóbulos muy prolongados.
	ANCHO (µm)	7 a 17	8.6 a 20.3
	LARGO (µm)	14 a 35	
CELULAS INTERNAS	FORMA	Células internas poligonales, casi siempre más o menos triangular.	Cada célula presenta dos proyecciones truncadas orientadas hacia el exterior, las cuales son más largas en las células de la periferia del cenobio. En esta especie las células se unen en el interior del cenobio dejando huecos entre ellas
	ANCHO (µm)	7 a 15	6.3 a 20.5
	LARGO (µm)	8 a 20	

Fuente: Prescott, 1973; Leite Sant'Anna *et al.* (2012); Fanés, 2008; Dimar-CIOH, 2011; CMAJA²³, *s. a.*

²³ CMAJA: Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía.

OTROS GÉNEROS:

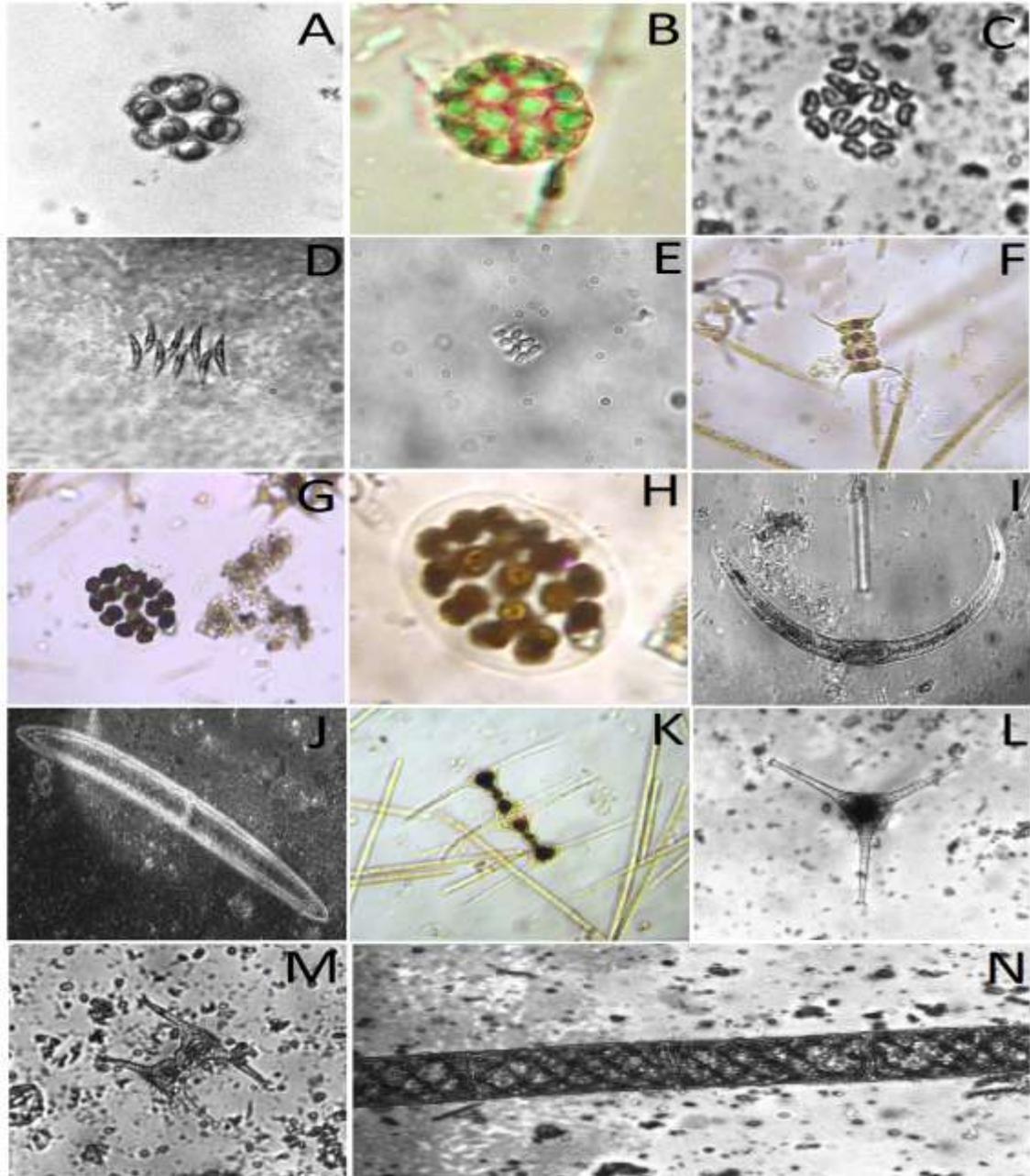


Ilustración 39: Organismos pertenecientes al Phylum Chlorophyta. A) *Coelastrum cf microporum*, B) *C. cf reticulum*, C) *Crucigenia cf quadrata*, D) *Scenedesmus acuminatus*, E) *S. cf difformis*, F) *S. quadricauda*, G,H) *Pandorina sp.*, J) *Closterium sp.* K) *Staurastrum gracile* en vista dorsal, L) *S. gracile* en vista ventral, M) *S. cf leptocladum*, N) *Spyrogira sp.*

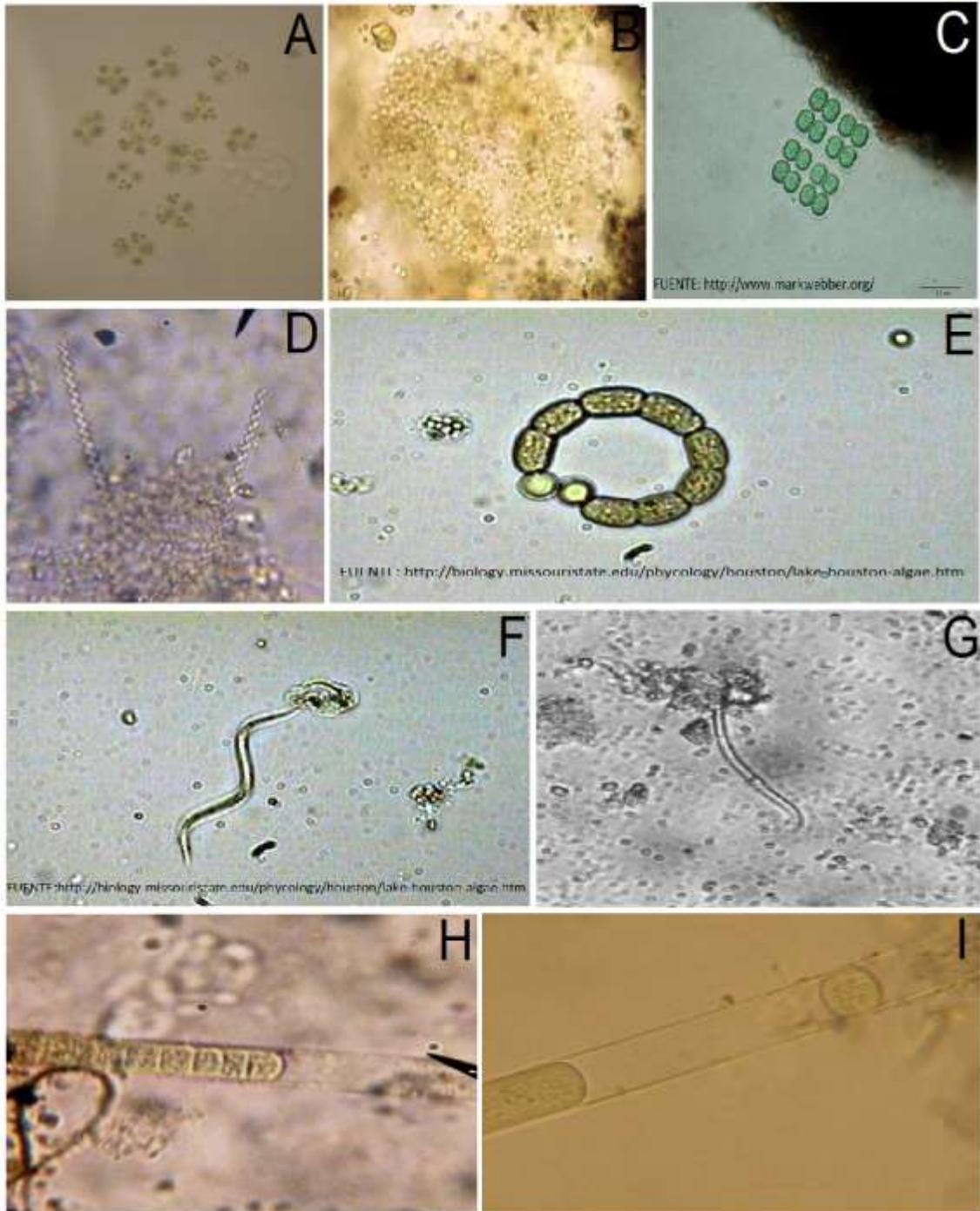


Ilustración 40: Organismos pertenecientes al Phylum Cyanoprokaryota. A) *Chroococcus cf dispersus*. B) *Microcystis cf aeruginosa*. C) *Merismopedia sp.* D) *Spirulina sp.* E) *Anabaenopsis sp.* F, G) *Raphidiopsis sp.* H, I) *Lyngbya sp.*

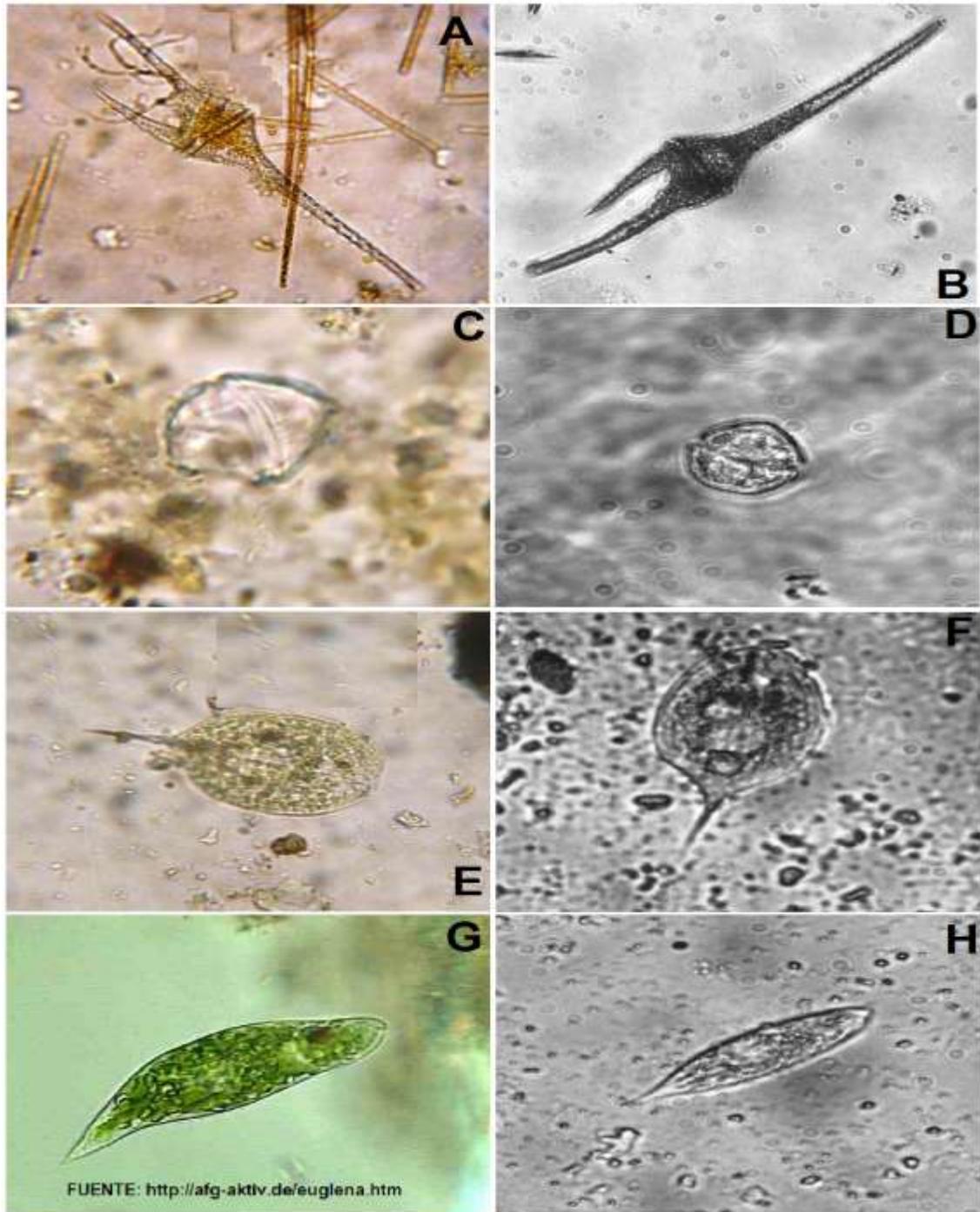


Ilustración 41: Organismos pertenecientes los *Phyla Dinophyta* y *Euglenophyta*. *Dinophyta*: A,B) *Ceratium hirudinella* C,D) *Peridinium* sp. *Euglenophyta*: E,F) *Phacus longicauda* G,H) *Euglena viridis*.

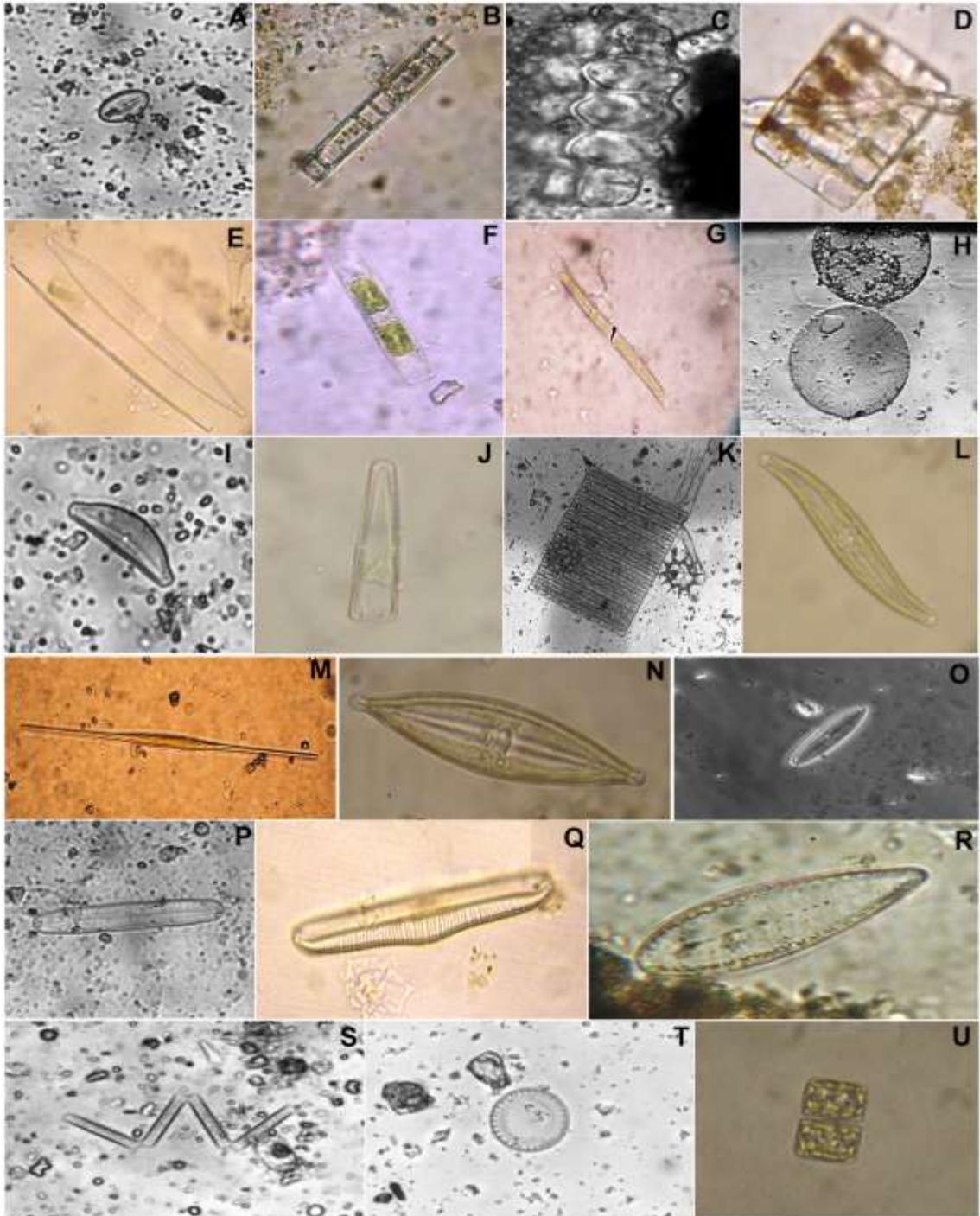


Ilustración 42: Organismos pertenecientes al Phylum Ochrophyta. A) *Cocconeis* sp. B) *Aulacoseira granulata* C) *Terpsinoe musica* (vista valvar) D) *T. musica* (vista conectival) E) *Nitzschia angustata* F) *N. linearis* G) *N. signoidea* H) *Coscinodiscus subtilis* I) *Cymbela tumida* J) *Gomphonema minutum* K) *Fragilaria capucina* L) *Gyrosigma* sp. M) *Synedra ulma* N) *Navicula cuspidata* O) *N. tripunctata* P) *Pinnularia delicata* Q) *Rhopalodia gibba* R) *Sirurella guatemalensis* S) *Tabellaria flocculosa* T) *Cyclotella* sp. U) *Stephanodiscus* sp.

5 DISCUSIÓN

De acuerdo a los resultados taxonómicos obtenidos en la presente investigación, se identificaron para las 5 estaciones de muestreo, un total de 39 géneros durante los meses de abril a noviembre del 2013, de los cuales el 43.59% pertenecen al *Phylum Ochrophyta*, el 25.64% al *Cyanoprokaryota*, el 20.51% al *Chlorophyta*, y los *Phyla Dinophyta* y *Euglenophyta* aportan cada uno el 5.13% del total de géneros reportados (tablas de la 6 a la 10).

Según Rivas *et. al.*, (2010), el grupo de las Diatomeas (*Ochrophyta*), constituye uno de los principales grupos taxonómicos en los sistemas acuáticos, de tal manera que en ríos suponen alrededor del 80 al 90% de la comunidad de microorganismos bentónicos, por lo cual su incidencia dentro de los organismos fitoplanctónicos determinados para la presente investigación es justificable. La presencia de géneros como *Fragilaria*, *Synedra* y *Aulacoseira* coincide con lo expresado por Monterrosa Urías com. per. (2014), quien expresa que las diatomeas filiformes son indicadoras de aguas corridas, por lo cual su presencia en al área de Bocatoma resulta algo normal dentro del período de muestreos de la presente investigación.

Los géneros como *Aulacoseira* y *Fragilaria*, además se der indicadores de aguas corridas como se manifestó anteriormente, resultan de gran importancia taxonómica junto con los géneros *Navicula*, *Nitzschia* y *Pinnularia*, pertenecientes todos al *Phylum Ochrophyta*, debido a que poseen valores de constancia superiores al 50%, lo cual los clasifica como Organismos Constantes dentro de las comunidades fitoplanctónicas existentes en la zona del Río Lempa (Bocatoma) y dentro de la Planta Las Pavas. El género *Navicula* fue el más constante de todos alcanzando un porcentaje de constancia de 97.5%

A pesar de que el *Phylum Ochrophyta* representa el mayor porcentaje de los géneros encontrados y que estos poseen valores de constancia mayores a los de otros Phyla, estos a menudo no alcanzaron concentraciones celulares mayores a las alcanzadas por géneros de los *Phyla Chlorophyta* y *Cyanoprokaryota* lo cual concuerda con lo señalado por Bonilla (2009) y Domingo *s.a.*, quienes manifiestan que esta ventaja es debida al aprovechamiento eficaz de la luz por parte de los organismos pertenecientes a estos Phyla en comparación a los pertenecientes a los del *Phylum Ochrophyta*, lo cual coincide con los valores obtenidos de penetración de luz en la presente investigación.

Por otra parte, el *Phylum Cyanoprokaryota*, se ubica en el segundo lugar, aportando el 25.64% del total de géneros identificados en el análisis cualitativo, a pesar que dentro de este *Phylum* se encontraron los organismos más abundantes para cada muestreo en cuanto a concentración celular se refiere. Cabe mencionar que solamente el género *Anabaena* obtuvo un valor de constancia superior al 50%, mientras que los géneros *Aphanizomenon* y *Oscillatoria* obtuvieron valores de constancia entre el 25 y el 50% lo cual los ubica dentro de la categoría de Organismos Accesorios.

Los bajos valores de constancia obtenidos por los géneros *Aphanizomenon* y *Oscillatoria* podrían responder al hecho de que estos proliferan de manera súbita cuando las condiciones del medio les son favorables y disminuyen sus poblaciones cuando estas condiciones cambian, fenómeno que se pudo observar, al cambiar las estaciones climáticas durante el periodo de investigación, coincidiendo con Bonilla (2009) y Gianuzzi (2009), quienes expresan, que las grandes concentraciones celulares de los géneros pertenecientes a este *Phylum* pueden generarse en períodos que van desde pocas horas a varios días y

desaparecer en un plazo similar, dependiendo de si el medio les es favorable o no.

En cuanto *Phylum Chlorophyta*, este posee alrededor de 5500 especies conocidas, de las cuales el 90% son de agua dulce (Dawes 1991; Lee 2008), durante la presente investigación aporta el 20.51% del total de géneros reportados, siendo el tercer *Phylum* con mayor número de representantes, esto equivale al 0.16% de total de especies conocidas para este grupo, dicho porcentaje se debe a que su principal contendiente, el *Phylum Cyanoprokaryota*, que tal como plantea Gianuzzi (2009), posee una gran variedad de ventajas ecológicas que lo vuelven un grupo competitivamente exitoso, en relación a otros del fitoplancton, por lo cual es comprensible que durante esta investigación sea superado por dicho *Phylum*.

Los géneros *Staurastrum*, *Pediastrum* y *Scenedesmus*, pertenecientes al grupo tradicionalmente conocido como *Desmidiáles*, del *Phylum Chlorophyta* poseen valores de Constancia superiores al 50%, pero solamente el género *Pediastrum* obtuvo concentraciones celulares semejantes, y durante el mes de abril, superiores, al *Phylum Cyanoprokaryota*, lo cual concuerda con lo planteado por Gonzales de Infante (1988), quien manifiesta que el grupo de los *Desmidiáles* es uno de los más importantes en cuanto a la composición del fitoplancton se refiere.

Finalmente para los *Phyla Dinophyta* y *Euglenophyta* se reporta un porcentaje del 5.13% para cada uno, del total de géneros reportados para la presente investigación. Dentro de estos, el género *Ceratium* del *Phylum Dinophyta*, es el que presenta el mayor valor de Constancia, el cual es del 32.5%, confirmando lo manifestado por Gonzales de infante (1988) y otros autores, que

expresan que *Ceratium* y *Peridinium* son los organismos más comunes del grupo de los dinoflagelados en agua dulce.

Coincidentemente el valor del porcentaje de Constancia de *Ceratium* es igual al porcentaje perteneciente al género *Oscillatoria*, pero siendo este último el más abundante en todos casos en cuanto a concentración celular se refiere. Lo anterior indica que aunque sus valores de constancia Cualitativa sean iguales, este no refleja en ningún momento la importancia del género en cuanto a abundancia celular se refiere.

Abundancia celular y parámetros Físico - Químicos.

Durante el período de muestreo analizado, el *Phylum Cyanoprokaryota* fue el más abundante de todos, ya que durante 7 de los 8 meses muestreados aportó el mayor número de organismos fitoplanctónicos. Los géneros *Anabaena*, *Aphanizomenon* y *Oscillatoria*, fueron los más abundantes dentro de este *Phylum* coincidiendo con lo manifestado por Gonzales de Infante (1988) quien expresa que las formas filamentosas de este *Phylum* son las de mayor predominancia señalando además que estos 3 géneros específicamente son de suma importancia dentro de los organismos fitoplanctónicos debido a su capacidad de producir metabolitos secundarios llamados Cianotoxinas y a la generación excesiva de materia orgánica (De León, 2002; Gianuzzi, 2009; Bonilla, 2009).

Los factores ambientales como el aumento de la temperatura del agua por sobre los 20 °C favorece el desarrollo de los *Cyanoprokaryotas*, ya que incrementa las tasas de crecimiento y de reproducción celular (De León, 2002). Específicamente el rango de temperatura a la que generalmente se produce la tasa máxima de crecimiento de cianobacterias, se encuentra entre los 25 y 30 °C (Reynolds 2006 en Bonilla 2011), mientras que la temperatura óptima para su

desarrollo se encuentra en los 25 °C (Chorus & Bartram, 1999), lo cual coincide con los resultados de temperatura obtenidos durante la presente investigación que oscilan entre los 20 y 30 °C (Ver gráfico de Ilustración 11) razón por la cual los organismos pertenecientes a este *Phylum* encuentran las condiciones de temperatura adecuadas para su proliferación..

Le Potencial de Hidrogeno (pH) es de gran importancia para el desarrollo de los organismos *Cyanoprokaryota*, ya que estos tienen un mejor desarrollo en aguas neutras y alcalinas, según manifiesta Domingo (*s.a.*), dicha aseveración coincide con los resultados de pH obtenidos durante la presente investigación, manteniéndose en un rango que va de ligeramente ácido (6.41) a básico (8.19, ver gráfico de Ilustración 12), aunque al realizar la prueba de correlación de Pearson este factor no demostró ser estadísticamente significativo para el crecimiento celular de *Cyanoprokaryotas* y organismos fitoplanctónicos en general.

La penetración de Luz solar en la columna de agua, es otro de los factores ambientales de suma importancia, debido a que delimita el crecimiento del grupo de los *Cyanoprokaryota*, ya que estos poseen pigmentos fotosintéticos adicionales a la clorofila llamados ficobilinas, los cuales son altamente eficientes en el aprovechamiento de la luz solar, porque la absorben en un rango de longitud de onda en el que las algas eucariotas del fitoplancton no pueden.

Lo anterior, planteado por Bonilla (2009), coincide con los resultados obtenidos durante el proceso de muestreo, en los que en la estación 2 (río Tributario) y la estación 5 (canal de salida de filtro), se obtuvieron los valores de penetración de luz más bajos durante todo el período de muestreo así como también los valores concentración celular más bajos. En contraste la estación 4

(Sedimentadores) reporta los mayores valores de penetración de luz solar y de concentración celular (ver gráfico de la Ilustración 12).

Así como los parámetros anteriores, se realizó un monitoreo de los nutrientes, durante los meses de junio a septiembre del 2013. Específicamente se tomaron muestras de Fósforo y el Nitrógeno, los cuales son los nutrientes clave para la proliferación de organismos Cyanoprokaryotas como manifiestan diversos autores.

Durante los meses de monitoreo de los nutrientes se observaron relaciones de N:P en el orden de 5:1, 7:1, 11:1 y 16:1, las cuales según diversos autores son suficientes para que los organismos fitoplanctónicos puedan proliferar de manera efectiva. También como lo muestran los gráficos de las ilustraciones 14 y 15, se observa que a medida avanzan los meses de la estación lluviosa, los niveles de la concentración de Fosforo en el medio disminuyen, mientras que los de Nitrógeno se mantiene constantes, manteniendo hasta cierto punto la relación N:P necesaria para los organismos, en las estaciones 1 (Bocatoma), 3 (Floculadores) y 4 (Sedimentadores), donde se da la mayor concentración celular de organismos *Cyanoprokaryotas*, indicio de la relación de los nutrientes con la abundancia celular.

Mediante la prueba del coeficiente de correlación de Pearson, se compararon los factores ambientales de temperatura, pH, penetración de luz solar, Nitrógeno y Fósforo, demostrándose la existencia de una correlación positiva de mediana intensidad, estadísticamente significativa, entre la abundancia celular y la penetración de luz y entre la abundancia celular y el contenido de Nitrógeno, no así para los factores de temperatura, pH y fósforo los cuales muestran un valor de Pearson cercano al 0, que no es estadísticamente significativo (ver Tabla 22), por lo cual no puede asegurarse que, no exista

relación entre estos factores y la concentración celular, en un intervalo de confianza del 95%.

Abundancia celular, Similaridad y taxonomía por estaciones y mes de muestreo.

El género *Pediastrum*, fue el organismo dominante durante el mes de Abril (ver gráfico de la Ilustración 16), obteniendo altos valores de concentración celular en cada estación de muestreo, hecho que coincide con el valor de Similaridad de Sorencen el cual demostró, que en promedio entre todas las estaciones de muestreo de este mes existió un valor de Similaridad en rango de la categoría Media. Los niveles constantes de penetración de luz, temperatura y un pH en general levemente alcalino, fueron las condiciones propicias para que este organismo *Chlorophyta* prevaleciera ante los demás.

La carga bacteriana del río es constante y en ocasiones alcanza niveles mayores a los establecidos en la Norma Salvadoreña Obligatoria para agua potable, lo cual, asociado a la excesiva cantidad de materia orgánica producida por el género *Pediastrum*, genera condiciones de descomposición de la misma dentro del agua, generando en muchos casos problemas de anoxia, ya que las bacterias anaeróbicas son las que se encargan de la descomposición de esta materia orgánica, generando las condiciones de putrefacción que conllevan a la incorporación de olores y sabores dentro del agua.

Lo anterior coincide con lo expresado por Palmer (1955), Martino (1988) y De León (2002), quienes manifiestan que el género *Pediastrum* es conocido por causar problemas de olores y sabores dentro del proceso de potabilización en asociación con otros organismos fitoplanctónicos como las cianobacterias y los dinoflagelados, dicho problema se debe principalmente a la descomposición de

las altas concentraciones celulares a las que este género es capaz de alcanzar, cuando las condiciones ambientales le son favorables.

Durante el mes de mayo, El género *Aphanizomenon* se ubicó en el rango de organismo de Presencia Moderada (Ver tabla 15 y gráfica de la Ilustración 19), categoría en la que también se incluye los géneros *Anabaena* y *Pediastrum*, notándose un cambio en la composición de la abundancia del fitoplancton para este mes con relación al mes de abril, en donde un solo género fue el organismo más abundantes. El índice de Similaridad de Soresen indica un rango de Similaridad Media entre las estaciones de muestreo de forma general para este mes. Cabe destacar que durante este muestreo las condiciones fisicoquímicas resultaron en temperaturas más bajas, valores del disco de Secchi y pH, en general más altos que el mes anterior.

Los valores de temperatura óptimos para el crecimiento de las *Chlorophytas* se encuentra entre los 30 y 35 °C (Palmer, 1955), un descenso en la temperatura conllevará a la proliferación de grupos taxonómicos con mejores estrategias ecológicas tal como el grupo de los *Cyanoprokaryotas*, tomando en cuenta lo planteado por Gianuzzi (2009), quien manifiesta que debido a su capacidad de migrar dentro de la columna de agua, estos organismos pueden regular su posición en función de la temperatura, acercándose más a la superficie cuando la temperatura del agua desciende.

Durante el mes de junio el género *Aphanizomenon* se ubicó en el rango de Organismo Abundante (ver tabla 16 y gráfico de la ilustración 21), mientras que las condiciones de Similaridad entre las estaciones de muestreo se mantienen iguales al mes anterior. Las condiciones ambientales presentaron valores de temperatura similares a las del mes anterior, mientras que los valores del disco de Secchi aumentaron en la estación 4 (Sedimentadores), donde se obtuvo el

mayor valor de concentración celular, y disminuyendo el pH encontrándose levemente ácido en la misma. Adicionalmente se realizaron tomas de nutrientes, indicando que para este mes se obtuvieron relaciones de N:P deficientes para la proliferación de cianobacterias.

Aun bajo condiciones adversas como la baja relación N:P necesaria para su crecimiento, el género *Aphanizomenon* mostro un aumento en sus concentraciones celulares respecto al mes anterior, debido a su capacidad de optimizar los recursos naturales para su proliferación, lo cual coincide con lo manifestado por Bonilla (2009) quien manifiesta las capacidad de los *Cyanoprokaryotas* de prevalecer ante condiciones ambientales adwersas. La importancia del Género *Aphanizomenon* radica en sus reportes, dentro de las plantas de tratamiento de agua potable, como un género productor de olores y sabores en el agua (Palmer, 1955), lo cual pudo constatarse en la estación de Bocatoma, además de ser reconocido como un potencial organismo productor de toxinas como: anatoxinas, Cilindrospermopsinas, microcistinas y saxitoxinas (ver Tabla 4)

Por otra parte, el género *Oscillatoria* obtuvo valores de FR% que lo ubican como un organismo de presencia Moderada durante los meses de julio y agosto, mientras que para el mes de septiembre se ubicó en el rango de organismo de Presencia Abundante, alcanzando sus máximas concentraciones celulares en la estación 1 (Bocatoma) durante el mes de julio y en la estación 4 (Sedimentadores) para los meses de agosto y septiembre. Durante este meses el grado de Similaridad taxonómica entre las estaciones, continua dentro del rango de Similaridad Media.

Lo anterior responde a un cambio dentro de las relaciones de N:P para cada estación de muestreo, las cuales registran un aumento en el mes de julio

con respecto al mes anterior, y durante los meses de septiembre y agosto obtienen valores de relación N:P que según Martino (1988) son capaces de permitir la proliferación de algas (ver tabla 13).

El género *Oscillatoria* reporta un número considerable de problemas a la hora del tratamiento del agua potable, ya que además de ser un *Cyanoprokaryota* capaz de producir neurotoxinas como manifiesta Gianuzzi (2009), interfiere dentro del proceso de coagulación debido a su nivel de organización celular filamentoso, además de causar la obstrucción de de filtros, crecimiento desmedidamente en la arena del fondo de los tanques de filtración, capacidad que según Palmer (1955) también comparte el grupo de los *Ochrophyta* y otras algas filamentosas del fitoplancton.

Durante el mes de octubre nuevamente *Aphanizomenon* vuelve a ser el género más abundante, pero esta vez como un organismo de Presencia Dominante, bajo condiciones de Similaridad y parámetros de temperatura, valor del disco de Secchi y pH similares a los meses de mayo y junio donde se ubicó en el rango de organismo de Presencia Moderada y Abundante respectivamente. Lo cual indica que como organismo *Cyanoprokaryota* posee ventajas ecológicas de competitividad que garantizan su proliferación, como anteriormente se ha mencionado.

Finalmente durante el mes de noviembre, se reportan las concentraciones celulares más densas de todo el proceso de investigación, obteniendo el género *Anabaena* una clasificación de organismo en el rango de Presencia Dominante, debido a sus concentraciones celulares, las más altas registradas durante este proceso. Estas concentraciones responden al hecho que durante este mes, se registraron los valores de penetración de luz (Disco de Secchi) más altos, el cual,

como pudo comprobarse es un factor determinante en la abundancia celular coincidiendo con lo expresado por Bonilla (2009).

El género *Anabaena* es un potencial productor de toxinas las cuales principalmente son: Anatoxinas, Cilindrospermopsinas, Microcistinas y saxitoxinas (Gómez y Quezada, 2011), razón por la cual el análisis toxicológico en futuras investigaciones debe de ser ineludible, al menos durante la ocurrencia de fenómenos de floración, ya que las concentraciones celulares alcanzadas por este género son de considerable importancia (superando la alerta Nivel 1 propuesta por la OMS).

Lo anterior aunado a que, al igual que el género *Oscillatoria*, también genera diversos problemas durante el proceso de potabilización, interfiriendo con la coagulación y taponando filtros, y además según manifiesta Palmer (1955), es capaz de modificar las condiciones de pH y Oxígeno disuelto en el agua mientras ocurren sus proliferaciones masivas o floraciones.

Importancia del estudio del fitoplancton en el proceso de potabilización.

El estudio de organismos fitoplanctónicos es de vital importancia dentro de una planta potabilizadora, ya que por medio de este pueden elaborarse planes de acción para el manejo de estos organismos, lo cual permitirá hacerle frente de una manera eficaz y oportuna a los fenómenos de floraciones algales, en especial de organismos *Cyanoprokaryotas*, de los cuales desde 1993, la OMS reconoce su importancia como potenciales productores de toxinas (Vieytes, B. com. per.2013). El reconocimiento taxonómico y el conocimiento de la ecología de estos organismos permitirán el desarrollo de estos planes de acción para garantizar así la salud de la población a la cual se abastece.

Debido a la ocurrencia de géneros representantes del *Phylum Cyanoprokaryota* reportados por la literatura como potencialmente tóxicos, presentes en diferentes etapas dentro del proceso de potabilización, es necesario realizar análisis más completos de las estaciones de muestreo al interior de la planta potabilizadora en especial del área de Sedimentadores, los cuales deberán incluir el análisis toxicológico por lo menos para determinación de microcistina, ya que es hasta el momento, la única cianotoxina para la cual la OMS ha establecido un nivel o valor guía.

El género *Anabaena* fue el que alcanzo las mayores concentraciones celulares durante todo el periodo de muestreo superando las 50,000 cel/ml durante el mes noviembre del 2013. Estas concentraciones celulares superan por mucho el nivel de Alerta 1 propuesto por la OMS, por lo cual el proceso de monitoreo y vigilancia de estos organismos en la Planta, en especial en el área de Sedimentadores, y el río Lempa se vuelve fundamental para el buen manejo del recurso hídrico dentro de la potabilizadora.

6 CONCLUSIONES.

La ocurrencia de géneros representantes del *Phylum Cyanoprokaryota* reportados por la literatura como potencialmente tóxicos, presentes en diferentes etapas dentro del proceso de potabilización, plantea la necesidad de realizar análisis más completos y específicos de las estaciones de muestreo al interior de la planta potabilizadora en especial del área de Sedimentadores.

Los valores de concentración celular más altos para cianobacterias y microalgas se reportaron al inicio y al final del periodo de investigación, durante la época transicional seca-lluviosa y la transicional lluviosa seca, respectivamente.

El género *Anabaena* fue el que alcanzó las mayores concentraciones celulares durante todo el periodo de muestreo superando las 50 000 cel/ml durante el mes noviembre del 2013.

Las microalgas más abundantes durante el período de muestreo fueron las pertenecientes al *Phylum Chlorophyta*, especialmente el género *Pediastrum*, presentando concentraciones celulares mayores a las 1000 cel/ml, durante los meses de abril y noviembre del 2013. Dichas concentraciones fueron asociadas con problemas de olor en el agua de la zona de bocatoma.

La E4 (Sedimentadores) fue la estación con las mayores concentraciones celulares después de bocatoma. En ella se obtuvieron los valores de penetración de luz más altos para cada muestreo, así como también la relación de N:P propicia para el crecimiento algar (agosto y septiembre).

Los valores del Coeficiente de Sorensen señalan la existencia un valor de Similaridad Media entre las estaciones de muestreo, lo cual se debe a la

naturaleza misma del proceso de potabilización y la ubicación de las estaciones de muestreo.

Los valores del Coeficiente de Sorensen muestran únicamente la composición taxonómica de cada estación de muestreo, dichos valores se complementan con los de abundancia celular los cuales reportan una disminución en las concentraciones celulares a medida que avanza el proceso de potabilización llegándose a reducir hasta concentraciones relativamente bajas (<200) en la E5.

7 RECOMENDACIONES

Realizar monitoreos periódicos en las instalaciones y la fuente de abastecimiento para la planta Potabilizadora Las Pavas, así como también aumentar el número de estaciones de muestreo sobre el río Lempa y el río Tributario. Se propone que durante los meses de la estación seca los muestreos sean realizados de forma quincenal, mientras que durante la estación lluviosa estos se realicen de forma mensual, aumentando su frecuencia a un muestreo semanal en el caso de ocurrencia de proliferaciones fuera de rango o fenómenos de floración en cualquiera de las dos estaciones anuales. Estos monitoreos deberán de ser acompañados por muestras para la determinación de nutrientes en todos los casos y muestras para la determinación de toxinas en el caso de presentarse un fenómeno de floración.

Crear una dependencia, dentro de su departamento de control de calidad, que vele específicamente por el monitoreo de cianobacterias y microalgas en los cuerpos de agua de los cuales de abastece la institución, así como de las mismas plantas potabilizadoras lo cual le supondrá un recurso más adecuado para manejo de medidas y para la toma de decisiones más oportunas y eficaces a la hora de enfrentarse ante un fenómeno de floración algar.

Elaborar un plan de manejo integrado de riesgos para las floraciones de cianobacterias, el cual incluya un aspecto para tratar el problema desde el enfoque ambiental así como también desde la perspectiva de salud pública, creando vínculos con otras instituciones de gobierno para garantizar la gestión optima del recurso. Dicho plan de manejo de riesgos debe contemplar aspectos como a estimación del riesgo, la evaluación del riesgo y el control del mismo y debe ser ejecutado por un profesional en el Área de Biología, consecuentemente

debe de estudiarse la factibilidad de implementar este plan de manejo a las demás plantas potabilizadoras que posee la institución.

Con el fin de la creación del plan de manejo integrado de riesgo, se realicen investigaciones mas específicas, como por ejemplo tomar un solo Phylum o un conjunto de especies problemáticas y generar más información de línea base que permita llegar a obtener una visión más clara y amplia del espectro del fenómeno de floraciones algares. También es necesario generar investigaciones que permitan abordar el problema desde un enfoque de cuenca, lo cual permitiría que la institución tener más herramientas de respaldo a la hora de realizar propuestas ante organismos estatales sobre la conservación y manejo de la cuenca alta del Lempa.

Implementar medidas de seguridad industrial más rigurosas a la hora del manejo o manipulación de las proliferaciones algares, ya que durante las tareas de limpieza de las pilas de floculación, sedimentación y filtros, la piel del personal entra en contacto directo con el agua y los lodos que contienen organismos del fitoplancton, dentro de los cuales existen poblaciones de cianobacterias que al momento de la manipulación rompen sus células, lo cual podría causar la liberación de cianotoxinas, causando afecciones cutáneas en las personas encargadas de estas tareas.

8 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.

- Aguillón, J. G. (1995). *Relación del fitoplancton con la calidad físico-química del agua en el distrito de riego de Zapotitán*. San Salvador.: Universidad de El Salvador, Tesis de Licenciatura en Biología.
- ANDA. (1 de Octubre de 2010). <http://www.anda.gob.sv/>. Recuperado el 28 de Noviembre de 2013, de http://www.anda.gob.sv/index.php?option=com_content&view=article&id=350&Itemid=266
- APHA. (1992). *Standard methods for the examination of water and wastewater*. EE.UU: American Public Health Association.
- Bartram, J., Pond, K., & Cavalieri, M. (1998). *Guías para ambientes seguros en aguas recreativas* (Vol. Vol. 1: Aguas costeras y aguas dulces.). Ginebra: Department of the Protection of the Human Environment. WHO.
- Bonilla, G. (2000). *Cómo hacer una tesis de graduación con técnicas estadísticas*. San Salvador: UCA Editores.
- Bonilla, S. (2009). *Cianobacterias Planctónicas del Uruguay. Manual para la identificación y medidas de gestión*. Montevideo, Uruguay: UNESCO .Programa Hidrológico Internacional para América Latina y el Caribe.
- Chorus, I., & Bartram, J. (1999). *Toxic Cyanobacteria in Water: A guide to their public health consequences, monitoring and management*. London: F & FN Spon.

- CMAJA. *ATLAS DE ORGANISMOS PLANCTÓNICOS EN LOS HUMEDALES DE ANDALUCÍA*. Andalucía: Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía.
- COMAPA. (s.f.). *COMAPA NUEVO LAREDO*. Recuperado el 20 de FEB de 2012, de <http://www.comapanuevolaredo.gob.mx/sitio/wp-content/uploads/2012/04/PROCESOS-DE-POTABILIZACION.pdf>
- Dawes, C. J. (1991). *Botánica Marina*. México, D. F.: LIMUSA S.A. DE C.V.
- De Leon, L. (2002). *Floraciones de Cianobacterias en Aguas continentales del Uruguay: Causas y consecuencias*. Montevideo.: A. y R. G. Prieto.
- Dimar-CIOH. (2011). *Catálogo de Fitopláncton de la Bahía de Cartagena, Bahía Portete y Agua de Lastre*. Dimar, Serie de Publicaciones Especiales CIOH Vol 5. Cartagena de Indias, Colombia. 135 Pp.
- Domingo, P., & Romero, M. *La cianobacteria. Caso: Lago de Atitlán*. Guatemala.: Autoridad para el Manejo Sustentable de la Cuenca del Lago de Atitlán y su Entorno.
- Fanés Treviño, I. (2008). *Estudios taxonómicos en algas verdes coccales del sur de España*. Granada: Universidad de Granada. Facultad de Ciencias, Departamento de Botánica.
- Giannuzzi, L. (2009). *Cianobacterias y Cianotoxinas. Identificación, Toxicología, Monitoreo y Evaluación de Riesgo*. Buenos Aires, Argentina.: Gobierno de la Provincia de Corrientes.

- Gómez, S., & Quezada, A. (2011). *Catálogo de Cianobacterias Planctónicas potencialmente Tóxicas de las aguas continentales Españolas*. España: Ministerio de Medio Ambiente, y Medio Rural y MArino.
- González de Infante, A. (1988). *El Plancton de las aguas continentales*. Washington, D. C: Secretaría General de la Organización de los Estados Americanos.
- Graham, J. L., Loftin, K. A., Ziegler, A. C., & Meyer, M. T. (2008). *CYANOBACTERIA IN LAKES AND RESERVOIRS: TOXIN AND TASTE-AND-ODOR SAMPLING GUIDELINES*. USA: U.S. Geological Survey Techniques of Water Resources Investigations.
- Hernández Sampieri, R., Fernández Collado, C., & Baptista Lucio, P. (1998). *Metodología de la Investigación*. México, D. F.: Mc Graw-Hill.
- Komárek, J., & Novelo, E. (2011). *Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán. Cyanoprokaryota*. México, D. F.: Universidad Nacional Autónoma de México.
- Kommineni, S., Amante, K., Karnik, B., Smmerfeld, M., & Dempste, T. (2009). *Strategies for Controlling and Mitigating Algal grow within Water Treatment Plants*. Washington, D. C.: Water Research Foundation.
- Lee, R. E. (2008). *Phycology*. Colorado, USA.: Cambridge, Colorado State University, .
- Leite Sant´Anna, C. (2012). *Atlas de cianobactérias e microalgas de águas continentais brasileiras*. Sao Paulo : Instituto de Botânica.
- Mader, S. (2008). *Biología* (Novena ed.). México, D. F.: Mc Graw-Hill Interamericana.

- Martino, P. (1989). *Curso Basico sobre Eutrofizacion*. Organizacion Panamericana de la Salud. Programa de salud Ambiental.
- McMANUS, H. A., & Lewis, L. A. (2011). *www.algaebase.com*. Recuperado el 05 de Enero de 2013, de Molecular phylogenetic relationships in the freshwater family Hydrodictyaceae (Sphaeropleales, Chlorophyceae), with an emphasis on *Pediatrum duplex*. *Journal of Phycology* 47(1): 152-163.: http://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=43414&sk=0
- Monterrosa Urias, A. J. (1993). *Caracterización de algas y protozoos e insectos acuáticos Presentes en las comunidades plantónicas y bentónicas del Lago de Ilopango, El Salvador*. San Salvador.: Universidad de El Salvador, Tesis para optar al título de Licenciada en Biología.
- Moreno, C. E. (2001). *Métodos para medir la Biodiversidad*. Zaragoza: M&T-Manuales y Tesis SEA.
- OMS. (2006). *Guías para la calidad del agua potable: incluye el primer apéndice*. Vol. 1: Recomendaciones. Tercera edición. Genève, Suiza.
- Ortega, M. M. (1984). *Catálogo de las Algas Continentales Recientes de México*. México D. F.: Universidad Nacional Autónoma de México.
- Palmer, C. M. (1959). *Algas en los Suministros de Agua*. Cincinnati, Ohio: U.S. Department of Health education and Welfare. Public Health Service.
- Pelczar, M. J., Reid, R. D., & Chan, E. C. (1993). *Microbiología* (CUARTA ed.). México, D. F.: Mc Graw-Hill.

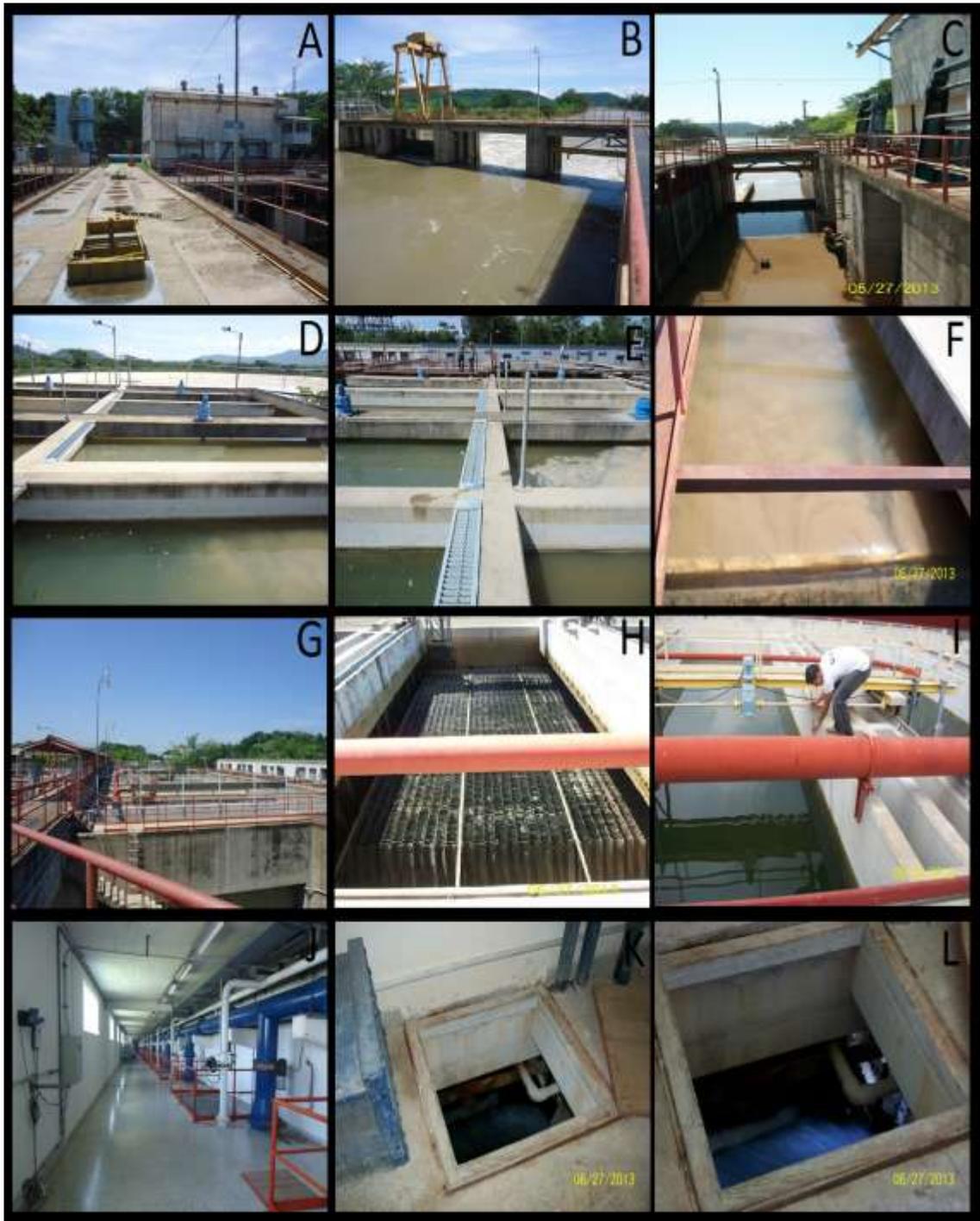
- Prescott, G. W. (1982). *Algae of the Western Great Lakes Area*. Alemania: Michigan State University. Cranbook Institute of Science.
- Prescott, G. W. (1954). *How to Know the Freshwater Algae*. USA: University of Montana.
- Reguera, B., Alonso, R., Moreira, Á., & Méndez, S. (2011). *Guía para el diseño y puesta en marcha de un plan de seguimiento de microalgas productoras de toxinas*. Paris y Viena: UNESCO/OIEA.
- Reynolds, C. S. (2006). *The Ecology of Phytoplankton*. New York, USA: Cambridge.
- Rivas Flores, A. W., Gómez Orellana, R. E., & Monterrosa Urias, A. J. (2010). *Consideraciones Generales para el estudio y monitoreo de Diatomeas en los principales Ríos de El Salvador*. San Salvador: Editorial Universitaria (UES) 48 p.
- Rivas, G. (14 de Febrero de 2013). *Adjudican rediseño planta potabilizadora Las Pavas*. Recuperado el 27 de Febrero de 2013, de www.laprensagrafica.com: <http://www.laprensagrafica.com/adjudican-redisenio-planta-potabilizadora-las-pavas->
- Rosales, R. J., Cayetano Arteaga, M. C., & Cives, ,. H. (2012). *Accion del Cloro y Carbón activado en polvo sobre la remoción de microcistinas en tratamientos de agua potable*. Argentina.: Universidad Nacional de Entre Rios.
- Sar, E. A., Ferrario, M. E., & Reguera, B. (2002). *Floraciones Algales Nocivas en el Cono Su Americano*. Instituto Español deOceanografía .
- Vazquez, A. R., Gonzalez Hernandez, J., Del Torno Abreu, J. J., & Galvan García, M. (1982). *TECNICAS DE MUESTREO Y ANALISIS DE PLANCTON Y PERIFITON*. México, D. F: INE. Instituto Nacional de Ecología.

Villafañe, V., & Reid, F. (1995). Métodos de microscopia para la cuantificación del fitoplancton. En K. Alveal, & M. Ferrario, *Manual de Métodos Ficológicos* (págs. 169-185). Concepción, Chile.

Wehr, J., & Sheath, R. G. (2003). *Freshwater algae of North America. Ecology and classification*. New York: Academic Press.

ANEXOS

Anexo 1: Estaciones de Muestreo ubicadas en los terrenos de la Planta Potabilizadora Las Pavas. A - C) Vistas de la Estación de Muestreo 1 (Bocatoma), D - F) Vistas de la Estación de Muestreo 3 (Floculadores), G - I) Vistas de la Estación de Muestreo 4 (Sedimentadores) J - K) Vistas de la Estación de Muestreo 5 (Canal de salida de Filtros)



Anexo 2: Planta Potabilizadora Las Pavas.



Anexo 3: Distribución de las Estaciones de muestreo



Anexo 4: Ficha de campo.

	<p style="text-align: center;">UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR FACULTAD MULTIDISCIPLINARIA DE OCCIDENTE. DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA PROYECTO: "DIAGNÓSTICO DE LAS POBLACIONES DE CIANOBACTERIAS Y MICROALGAS PRESENTES EN EL PROCESO DE POTABILIZACIÓN EN LA PLANTA LAS PAVAS (ANDA), MUNICIPIO DE SAN PABLO TACACHICO, LA LIBERTAD; DURANTE LOS MESES DE ABRIL A NOVIEMBRE DE 2013"</p>	<p style="text-align: center;">FICHA DE DATOS DE CAMPO CÓDIGO.</p>
Datos de Identificación de la muestra.		
Punto de Muestreo:		
Ubicación del sitio de muestreo:		
Muestreador:		
Identificación de la Muestra:		
Fecha del muestreo:	Hora de inicio:	
Instrumento utilizado:	Hora de finalización:	
Observaciones del lugar de muestreo:		
DATOS FÍSICOQUÍMICOS DEL LUGAR DE MUESTREO.		
Olor:		
Color:		
pH del agua:	Penetración de Luz (Secchi):	
Temperatura del agua:		
Temperatura ambiente:		
Nutrientes:		
Observaciones generales: _____		

Anexo 5: Corrosión del hormigón en los estanques de Sedimentación debido a organismos fitoplanctónicos.



Anexo 6: Puntuaciones del coeficiente de Correlación de Pearson.

Dirección y Magnitud de la Correlación de Pearson.	Interpretación
-0.90	Correlación negativa muy fuerte
-0.75	Correlación negativa considerable
-0.50	Correlación negativa media
-0.10	Correlación negativa débil
0.00	No existe correlación alguna entre las variables
+0.10	Correlación positiva débil
+0.50	Correlación positiva media
+0.75	Correlación positiva considerable
+0.90	Correlación positiva muy fuerte
+1.00	Correlación positiva perfecta

Fuente: Metodología de la Investigación (Hernández Sampieri et. al. 1998)

GLOSARIO

NOTA: Los términos descritos a continuación se encuentran descritos en el documento Cianobacterias plantónicas del Uruguay (Bonilla, 2009)

ACINETE (O ACINETO): célula diferenciada originada a partir del agrandamiento de una célula vegetativa. Presenta una pared celular engrosada, es de mayor tamaño que las células vegetativas y puede tener una vaina mucilaginosa. Cumple función de resistencia y propagación.

AERÓTOPO: conjunto de vesículas de gas que cumplen la función de regular la posición del organismo en la columna de agua. Al microscopio óptico se observan como cuerpos irregulares de color oscuro, negro o refringente.

ALGAS: grupo heterogéneo de microorganismos eucariotas autótrofos pertenecientes a diversos linajes evolutivos (Discicristata, Chromista, Alveolata y Viridiplantae) que tienen en común la ausencia de embrión y la presencia de la clorofila *a*. Habitan ambientes acuáticos límnicos y marinos, subaéreos y terrestres. Su tamaño varía desde *ca.* 1 μm (microalgas) hasta varios metros (grandes algas marinas).

AUTÓTROFO: organismo que utiliza fuentes inorgánicas de carbono (CO_2 , HCO_3) para la formación de nueva materia orgánica y crecimiento.

BIOMASA: masa de organismos vivos en un área o volumen y tiempo dado. Se puede expresar en gramos de peso fresco o seco. Para el fitoplancton se puede derivar del biovolumen.

CALIPTRA: remanentes de vainas mucilaginosas o de células necríticas que forman una capa fina en la pared celular exterior de las células apicales.

CÁMARA DE CONTEO: recipiente especial de volumen conocido, utilizado para la cuantificación de organismos en microscopio óptico, convencional o invertido.

CÉLULA APICAL: célula terminal de los filamentos de las cianobacterias. En muchas especies esta célula difiere morfológicamente de la célula vegetativa (es más larga, o más fina, o recurvada o tiene una caliptra, etc) y tiene valor taxonómico.

CÉLULA VEGETATIVA: célula constituyente básica del organismo. No presenta ninguna especialización funcional o morfológica.

CÉLULAS APICALES (TERMINALES): células terminales en filamentos polarizados y tricomas, su forma es importante para la identificación de especies.

CIANOTOXINAS: sustancias potencialmente aleloquímicas tóxicas para animales y humanos. En los sistemas límnicos, las cianobacterias son los principales integrantes del fitoplancton productores de toxinas.

CLATRADO: con perforaciones o espacios abiertos.

COLONIA: organismo formado por un conjunto de células que no tienen intercambio de material o información en forma directa. En las cianobacterias, las células de las colonias generalmente no se tocan y están embebidas en una matriz mucilaginosa común. Pueden tener variadas formas de acuerdo al plano de división de las células.

CONSTRICTO: depresión o constricción en las paredes transversales de las células de cianobacterias filamentosas, visibles al microscopio óptico.

EUTROFIZACIÓN: es el proceso artificial de enriquecimiento de los ecosistemas acuáticos por fósforo y nitrógeno provenientes de la cuenca de drenaje que conduce gradualmente al incremento de la producción biológica, la disminución de la diversidad y la pérdida de la calidad de agua. Las floraciones de cianobacterias ocurren muy frecuentemente en sistemas eutróficos.

FIJADOR: sustancia que permite matar y preservar a los organismos. Los más comunes utilizados en el fitoplancton son el formol, el lugol y el glutaraldehído. Todos ellos son tóxicos, y en particular el formol y el glutaraldehído son altamente carcinogénicos.

FILAMENTO: tricoma envuelto por una vaina mucilaginosa (evidente o transparente) que lo recubre. También el término filamento se usa en forma más amplia para hacer referencia a organismos que crecen formando hileras de células conectadas.

FITOPLANCTON: plancton autótrofo fotosintetizador con clorofila *a*, formado por diversos grupos de microalgas (eucariotas) y cianobacterias (procariotas). Algunas microalgas pueden ser mixotróficas. Habitan todos

los sistemas de aguas continentales y marinas. Abarcan un amplio rango de tamaños desde *ca.* 1µm hasta visibles a simple vista (*ca.* 3 mm).

FLAGELO: organelo largo y fino (como “pelo”) que emerge de las células y posee función de motilidad. Presente en algunas algas eucariotas del fitoplancton.

FLORACIÓN: crecimiento acelerado en corto plazo de una o varias poblaciones de cianobacterias o algas eucariotas. Típicamente en el fitoplancton. En general las floraciones están formadas por una o pocas especies y pueden durar desde pocos días a todo el año.

HETEROCITO: célula especializada que se forma a partir de la diferenciación de células vegetativas para cumplir la función de fijación de nitrógeno atmosférico. De tamaño similar a las células vegetativas pero fuertemente refringentes y con nódulos polares. Tienen la pared engrosada y pueden presentar vaina mucilaginosa evidente o no. Presentes en los Órdenes Nostocales y Stigonematales.

HETEROPOLAR: tricoma o filamento en el que se diferencian morfológicamente las terminaciones basales y apicales, es una característica importante para la taxonomía de cianobacterias a nivel de géneros o familias.

HETERÓTROFO: organismo que utiliza fuentes de materia orgánica para sintetizar nueva materia orgánica.

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

PARED CELULAR: estructura rígida externa a la membrana celular que rodea a la célula. Puede estar formada de celulosa, sílice, pectina, y otras sustancias, según el grupo filogenético. En las cianobacterias está compuesta por mureína y polisacáridos y es estructuralmente similar a las paredes de las bacterias Gram negativas.

PIRENOIDE: estructura proteica ubicada dentro o asociada a los cloroplastos de las algas eucariotas. Relacionado a las reservas en algunos grupos.

PLANCTON: comunidades de organismos que viven en suspensión en la columna de agua. En los sistemas límnicos se identifican tres comunidades básicas: bacterioplancton, fitoplancton y zooplancton. El icitioplancton (larvas de peces) también forma parte del plancton.

PLASTOS: término alternativo para cloroplasto.

RED DE PLANCTON: instrumento de colecta utilizado para obtener muestras cualitativas de plancton, con una malla de tamaño de poro conocido, usualmente 25 μm para fitoplancton.

TALO: forma general de un alga o cianobacteria. Existen tres tipos básicos que hacen referencia al nivel de organización biológica: unicelulares, coloniales y filamentosos.

TRICOMA: hilera de células sin vaina. Las células están conectadas en una unidad fisiológica (existe transporte fisiológico entre las células, al menos de una parte).

VESÍCULAS DE GAS: micro estructuras formadas por proteínas tubulares rígidas que se ubican dentro de las células de las cianobacterias y contienen gas. Se pueden agrupar formando aerótopos. Las cianobacterias son los únicos organismos del fitoplancton que tienen vesículas de gas. Antiguamente llamadas vacuolas de gas.