Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua

UNAN-León

Departamento de Biología

Carera de Biología

Tesis para optar al título de Licenciado en Biología

Dinámica de los grupos de fitoplancton Clorofitas y Cianofitas, y su relación con los parámetros físico-químicos en las pilas de estabilización San Isidro. Marzo-agosto 2015.

Presentado por:

Br. Álvaro José Guevara Mayorga

Br. Lucia Lisseth Calix Martínez

Tutores

Dr. Ariel José Aguilar

Lic. Mariela Prado Olivares

León, abril 2018

"A la libertad por la universidad"

Certificación

ARIEL JOSE AGUILAR, profesor titular y MARIELA PRADO OLIVARES, profesora adjunta, en el Departamento de Biología Facultad de Ciencias y Tecnologías.

CERTIFICAN:

Que la presente memoria titulada *"Dinámica de los grupos de fitoplancton Clorofitas y Cianofitas, y su relación con los parámetros físico-químicos en las pilas de estabilización San Isidro. Marzo-agosto 2015"*. Presentado por la Br. Lucia Lisseth Calix Martínez y el Br. Álvaro José Guevara Mayorga, para optar al grado de Licenciado en Biología por la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-León, ha sido realizada bajo nuestra dirección y que hallándose concluida autorizamos su presentación para que pueda ser juzgada por el tribunal correspondiente.

Y para que así conste y surta los efectos oportunos, firmamos el presente en León, a los 04 días del mes de abril 2018.

Dr. Ariel José Aguilar. Lic. Mariela Prado Olivares.

Financiación

La presente tesis de grado ha sido realizada en el Laboratorio de Fisiología Animal, Departamento de Biología, Facultad de Ciencias y Tecnologías de la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, bajo la dirección del Doctor Ariel José Aguilar y la Licenciada Mariela Prado Olivares. La investigación desarrollada en esta tesis ha sido subvencionada por el PRESANCA II-CSUCA a través del proyecto "Relación entre la regulación de la ingesta de alimento en Tilapias (*Oreochromis niloticus*) por factores metabólicos y neuroendocrinos y el estrés producidos por factores ambientales" (código: C5) a cargo del Doctor Ariel José Aguilar.

Dedicatoria

El presente trabajo investigativo lo dedico primeramente a Dios por haberme dado la fuerza para alcanzar una meta más en mi vida y poder culminar este trabajo, de igual forma por haberme dado la sabiduría durante los años de preparación para dar este último paso en mi carrera universitaria.

De igual forma dedico con mucho cariño este estudio a mi madre María Eugenia Mayorga Mayorga, a mi padre Álvaro José Guevara Morales y a toda mi familia que me ha brindado su apoyo moral y económico para poder concluir esta meta, proveyéndome, además de buenos valores para poder formar una buena actitud ante la vida y los retos que esta depara.

Br. Álvaro José Guevara Mayorga

Dedicatoria

Le dedico este trabajo investigativo a:

Primeramente, a Dios por la bendición de la vida y por culminar una meta más.

A mis padres:

Exequiel Ramón Calix Morazán y Veneranda Martínez Espinal, por estar conmigo apoyándome y dándome palabras de aliento para llevar a cabo este trabajo investigativo y la culminación de mi carrera.

A mis hermanos, Yohania del Socorro Calix Martínez y Eris Ramón Calix Martínez por brindarme su apoyo para salir adelante y estar siempre conmigo.

A mi esposo Hansel Edelberto Ríos Hernández por estar en cada paso que doy apoyándome y brindándome su amor incondicional para culminar mis metas.

A mi suegra Ofelia Hernández y mi tío Norlan Alvarado por estar conmigo siempre apoyándome.

¡A mis familiares y amigos!

Br. Lucia Lisseth Calix Martínez

Agradecimiento

A nuestro Dios por brindarnos fe, fuerza y perseverancia para culminar este trabajo investigativo que a pesar de los momentos difíciles que tuvimos, se pudo concluir.

A nuestra asesora Lic. Mariela Prado por darnos el apoyo durante nuestras visitas de campo y en el área de laboratorio, por todos sus consejos y correcciones en el transcurso de la redacción del documento.

Al Dr. Ariel Aguilar por brindarnos su dedicación y apoyo incondicional para las revisiones y correcciones de nuestro trabajo investigativo. Agradecemos además el habernos tomado en cuentas para formar parte de su grupo de investigación en el año 2015.

A la profesora MSc. Claudia Dolmus por habernos aconsejado y brindado su apoyo con las dudas que se nos presentaban durante la redacción del presente documento.

A todos los profesores que nos dieron su incondicional apoyo moral para poder culminar con los 5 años de universidad.

Br. Lucia Lisseth Calix Martínez

Br. Álvaro José Guevara Mayorga

Abreviaturas

ADN: Acido Desoxirribonucleico.

AECID: Agencia Española de Cooperación Internacional para el Desarrollo.

ANOVA: Análisis de Varianza de una Vía.

ARU: Agua Residual Urbana.

Cel/ml: Células por mililitro.

cm: Centímetros.

CO_2: Dióxido de Carbono.

DBO_5: Demanda Biológica de Oxigeno.

DOM: Dissolved Organic Matter.

DQO: Demanda Química de Oxigeno.

EEM: Error Estándar de la Media.

EEUU: Estados Unidos.

ENACAL: Empresa Nicaragüense de Acueductos y Alcantarillados.

EPS: Sustancias Poliméricas Extracelulares.

FAFA: Filtro anaeróbico de flujo ascendente.

HPLC: High Perfomance Liquid Chromatography.

Kms: Kilómetros.

mg/l: Miligramos por litro.

mg C/l: Miligramos de carbono orgánico por litro.

mm: Milímetro.

MO: Materia Orgánica.

MOV: Materia Orgánica Viva.

n: Aploide

N: Norte.

N_2: Nitrógeno.

NH_4: Amonio

NMP: Numero más Probable.

No.: Número

O_2: Oxigeno.

O: Oeste.

OD: Oxígeno Disuelto.

pH: Potencial de Hidrogeno.

POM: Particulate Organic Matter.

PVC: Policloruro de vinilo.

sp: Especie no de terminada.

SPSS: Statistical Package for the Social Sciences

2n: Diploide.

°C: Grados Celsius.

β: Beta.

µl: Microlitro.

µm: Micrómetro.

µg/g: Microgramo por gramo.

µg/l: Microgramo por litro.

Tabla de contenido

Lista de tablas

Lista de figuras

Abstract

The present investigation was carried out in the wastewater treatment plant of ENACAL, in the site known as San Isidro stabilization reservoirs, located in the department of León, in the period March-August 2015. The aim was to evaluate the dynamics of the concentrations of the chlorophytes and cyanophytes microalgae groups and relate them to the fluctuation of the physicochemical parameters. The water samples were taken once a month, using 350 ml amber colored bottles and the physicochemical parameters were measured (temperature, pH, dissolved oxygen and turbidity). The results show that, in general, the cyanophytes group are the microalgae that prevailed throughout the study period and differ significantly ($P \leq 0.05$) from the chlorophytes group. We identified 15 genera in total, of which 7 genera belong to the chlorophytes group and 8 to the cyanophytes group. Likewise, there is a marked tendency to increase the levels of dissolved oxygen, pH and turbidity as the primary battery-secondary battery-tertiary battery, observing significant differences ($P \leq 0.05$) in most months of the study. The batteries module B had a higher number of significant correlations $P < 0.05$ than the batteries module A.

Resumen

La presente investigación se realizó en las pilas de tratamiento de aguas residuales de ENACAL, en el sitio conocido como pilas de estabilización San Isidro, ubicado en el departamento de León, en el periodo marzo-agosto 2015. El objetivo consistió en evaluar la dinámica de las concentraciones de los grupos de microalgas clorófita y cianofita y relacionarlas con la fluctuación de los parámetros físico-químicos. Las muestras de agua se tomaron una vez al mes, usando botellas de 350 ml, color ámbar y se midieron los parámetros fisicoquímicos (temperatura, pH, oxígeno disuelto y turbidez). Los resultados muestran que, de manera general, el grupo cianofita son las microalgas que prevalecieron en todo el periodo de estudio y difieren significativamente ($P \leq 0.05$) del grupo clorófita. Se identificaron 15 géneros en total, de los cuales 7 géneros son pertenecientes al grupo clorófita y 8 al grupo cianofita. Asimismo, se observa una marcada tendencia a incrementar los niveles de oxígeno disuelto, pH y turbidez a medida que se avanza de pila primaria-pila secundaria-pila terciaria, observándose diferencias significativas ($P \leq 0.05$) en la mayoría de los meses de estudio. El módulo de pilas B presentó mayor número de correlaciones significativas $P<0.05$ que el módulo de pilas A.

I. Introducción

Las lagunas o pilas de estabilización de San Isidro, son parte del sistema para el tratamiento de aguas residuales de la Empresa Nicaragüense de Acueductos y Alcantarillados (ENACAL, León). Se crearon el 4 de febrero de 2003 durante el gobierno del ex presidente Ing. Enrique Bolaños Geyer y ejecutado por ENACAL en conjunto con la cooperación de Luxemburgo.

La contaminación de numerosos cuerpos de agua en Nicaragua por vertidos de aguas residuales es ya muy bien conocida, en verano estos cuerpos de agua pueden llegar a tal alto grado de contaminación que se desprenden malos olores producto de la descomposición anaeróbica que en ellos se produce (Bonilla, 2009). La tendencia a que la contaminación de los cuerpos de agua aumente es probablemente alta con el aumento de la población en función del tiempo, tanto que llegará a límites peligrosos y perjudiciales.

En Nicaragua las lagunas de estabilización se vienen usando desde hace algunos años como método de tratamiento para las aguas residuales de varias ciudades del país (León, Chinandega, Masaya, Granada, Rivas, Somoto, etc.) (ENACAL, 2003).

Una laguna de oxidación o de estabilización, es un estancamiento superficial, natural o artificial, de área relativamente extensa y de poca profundidad, de aguas negras o desechos industriales, desprovisto de equipo mecánico, y conservado bajo condiciones específicas, en la cual se controlan, favorecen o intensifican, un conjunto de acciones físicas, químicas y biológicas, verificándose una acción depurativa natural de estabilización, fundamentalmente por medio de procesos naturales de oxidación aerobia y fotosíntesis (Bonilla, 2009).

El complejo de pilas de estabilización San Isidro ubicado en León, cuenta con seis pilas y un sistema de procesamiento previo del agua para luego ser vertida en dichas pilas, el agua tras ser tratada, es recepcionada por el rio El Platanal.

El funcionamiento de la población de grupos de fitoplancton Clorófita y Cianofita, con respecto a los parámetros fisicoquímicos de las aguas de las pilas de estabilización durante el tratamiento de las aguas residuales, es un tema poco estudiado, por ello, se decidió llevar a cabo este estudio con el fin de aportar al conocimiento de la limnología de cuerpos de aguas altamente eutrofizados como son las pilas de estabilización.

II. Objetivos

Objetivo General

- Evaluar la relación de la dinámica fitoplanctónica de los grupos Clorófita y Cianofita con los parámetros fisicoquímicos (temperatura, pH, oxígeno disuelto y turbidez) en el complejo Pilas de Estabilización San Isidro-ENACAL, León. Periodo Marzo – Agosto, 2015.

Objetivos Específicos

- Medir los parámetros fisicoquímicos temperatura, pH, oxígeno disuelto y turbidez en las aguas de las Pilas de Estabilización.
- Cuantificar las concentraciones de los grupos de microalgas Clorófitas y Cianofitas en las Pilas de Estabilización San Isidro-ENACAL.
- Relacionar las fluctuaciones de las concentraciones de los grupos de microalgas Cianofitas y Clorófitas con la fluctuación de los valores de los parámetros fisicoquímicos en las Pilas de Estabilización.

III. Marco Teórico

3.1. Tratamiento de Aguas Residuales en Nicaragua y América Latina

En Latinoamérica solamente el 10% de las aguas de alcantarillado recolectadas son sujetas a cualquier tipo de tratamiento. Además, continúan las dudas acerca del modo apropiado de operar las plantas de tratamiento existentes. Una evaluación de las plantas de tratamientos de aguas residuales en México calcula que solamente el 5% de las plantas existentes están operando de manera satisfactoria. Mientras que cada región tiene sus propias necesidades correspondientes a métodos de tratamientos particulares, cierto número de opciones tradicionales y modernas de tratamiento se encuentran disponibles al diseñar una planta de tratamiento de aguas residuales (Reynolds, 2002).

Tabla 1. Población Servida con Suministro de Agua Publica y Saneamiento en Latinoamérica y el Caribe, 1995.

País	Población (millones, redondeados)		Agua Potable (% hogares conectados)		Saneamiento Publico (% hogares conectados)	
	Urbana	Rural	Urbana	Rural	Urbana	Rural
Argentina	30.3	4.1	68	24	39	42
Bahamas	0.3	**	88	86	16	100
Barbados	0.1	0.2	98	98	4	98
Belice	0.1	0.1	89	51	44	21
Bolivia	4.2	3.0	74	42	31	39
Brasil	124.5	37.2	74	28	35	43
Chile	12.2	2.0	99	47	79	7
Colombia	26.4	10.3	86	32	65	27
Costa Rica	1.5	1.6	100	99	55	95
Dominicana	5.2	2.9	56	55	28	68
Ecuador	6.5	4.7	79	10	61	26
El Salvador	2.7	3.4	78	24	60	65
Guatemala	4.2	6.1	84	48	70	50
Guyana	0.3	0.5	77	69	27	28
Haití	2.2	4.9	29	39	-	16
Honduras	2.8	3.1	77	66	50	71
Jamaica	1.4	1.1	57	53	34	65
México	68.1	22.7	93	57	81	29
Nicaragua	**2.5**	**1.6**	**86**	**28**	**34**	**28**
Panamá	1.6	1.4	98	73	64	81
Paraguay	2.6	2.4	59	6	20	44
Perú	16.8	6.6	63	31	59	23
Surinam	0.3	0.1	95	70	2	36
Trinidad	0.9	0.4	90	88	32	92
Uruguay	2.7	0.3	90	-	56	-
Venezuela	19.8	1.7	73	79	62	60
Total	**340.2**	**122.4**	**79**	**39**	**52**	**39**

***Insignificante, -No disponible*

Fuente: Edelovitch, E., y Ringskog, K. (1997).

Según ENACAL (2003) el volumen recolectado por los 27 sistemas de alcantarillados a nivel nacional se estima en 57.9 millones de metros cúbicos anuales de los cuales solo al 39.4% de esto se le da tratamiento. AECID contempla que el Programa Integral Sectorial de Agua y Saneamiento Humano impulsa un proyecto de saneamiento en 19 ciudades de nuestro país que serán más modernos, lo que implica la incorporación de 13 nuevas plantas de tratamiento de agua residuales lo que beneficiara a al menos 600,000 personas.

Las plantas de tratamientos de aguas residuales en la zona del Pacifico de Nicaragua están organizadas de tal forma que el departamento de León tiene la gran mayoría de estas, en la siguiente tabla se puede apreciar mejor de qué manera están distribuidas (ENACAL, 2003).

Tabla 2. Distribución de Plantas Procesadoras de Aguas Residuales en la región del Pacifico de Nicaragua

Departamento	Localidad	Sistema	No. Unidades	Población Servida AS	Conexas	MEDIC CAUDAL	CAUDAL m^3/d	Cuerpo Receptor
Chinandega	1. Chinandega/Cementerio	Lagunas de Estabilización	2 Módulos (Prim + Secund)	56,810	8,740	Parshall	7,101	Rio Acome
	2. Chinandega/ Hospital	Lagunas de Estabilización	2 Módulos (Prim + Secund)			Parshall		Rio Acome
	3. Chichigalpa	T. Imhoff + Biofiltro	1 Modulo (Imhoff + Biofiltro)	2,085	331	V. Triang	-	Rio La Zopilotera
	4. El Viejo	T. Imhoff + FAFA	2 Módulos	17,696	2,528	V. Triang	1,143	Rio Viejo
León	5. León/Sutiava	Lagunas de Estabilización	2 Módulos (Prim+Secund)	93,042	15,507	Parshall	8,986	Rio Chiquito
	6. León/San Isidro	Lagunas de Estabilización	2 Módulos (Prim+Secund+Madurac)			Parshall	2,765	
	7. León/El Cocal	Lagunas de Estabilización + Macrofitas	2 Prim+1Secund+2Macrofitas			Parshall	3,535	Rio Chiquito
	8. León/San Carlos	Fosa Sept.+FAFA+Zanja infiltracion	1 Modulo	2,000		No	260	Rio Pochote
	9. La Paz Centro	Fosa Séptica + FAFA	4 Módulos	6,804	972	V. Trang	384	Cauce Naural/Infiltración
	10. Nagarote/Santa Elena	Lagunas de Estabilización	1 Modulo (Prim+Secund)	11,879	1,697	No	273	Rio Obraje
	11. Nagarote/El Patriarca		1 Modulo (Prim+Secund)			No	1,106	Rio Obraje
Managua	12. Tipitapa	Lagunas de Estabilización	2 Módulos (Prim+Secund)	16,725	2,573	No		Rio Tipitapa
	13. San Rafael del Sur	Lagunas de estabilización	1 Modulo (Prim+Secund)	2,646	411	No	752	Quebrada El Retiro/Rio Navarrete
Granada	14. Granada	Lagunas de Estabilización	1 Modulo (Prim+Secund)	19,428	3,238	Parshall	3,139	Lago Cocibolca
Masaya	15. Masaya	Lagunas de estabilización	3 Módulos	51,968	7,995	Parshall	5,953	Laguna de Masaya
	16. Masatepe	T. Imhoff+Biofiltro	1 Modulo	1,087	191	Parshall	41	Infiltración/Lag. Masaya
Carazo	17. San Marcos	Lagunas de Estabilización	1 Modulo (Prim+Secund)	9,943	1,102	No	742	Cauce/Laguna de Masaya
	18. Jinotepe	T. Imhoff+FAFA	2 Módulos	1,191	217	Parshall	731	Quebrada El Tigre
Rivas	19. Rivas	Lagunas de estabilización	2 Módulos (Prim+Secund)	12,722	2,052	No	2,982	Rio de Oro/Lago Cocibolca
	20. San Juan del Sur	Lagunas de Estabilización	1 Primaria	2,050	329	No	422	Océano Pacifico

Fuente: ENACAL, 2003.

El artículo 19 del capítulo 10 de las descargas domésticas, industriales y agropecuarias a las redes de alcantarillado del decreto No. 33 – 95 dispone que los parámetros de calidad de vertidos líquidos que sean descargados en las redes de alcantarillado sanitario del país, provenientes de vertidos domésticos y actividades industriales y agropecuarias autorizadas deberán cumplir con los rangos y límites máximos permisibles siguientes:

Tabla 3. Límites máximos o rangos para parámetros físico químicos de vertidos líquidos.

Parámetros	**Límites máximos permisibles**	
	Hasta 75,000 habitantes	**Más de 75,000 habitantes**
pH	6 - 9	6 – 9
Solidos suspendidos totales (mg/l).	100	80
Grasas y aceites (mg/l)	20	10
Solidos sedimentables (mg/l)	1.0	1.0
DBO_5 (mg/l)	110	90
DQO (mg/l)	220	180
Coliformes Fecales (NMP/100ml)	10,000	10,000
Sustancias activas al azul de metileno (mg/l).	3	3

Fuente: Arto. 19 del cap. 10 del decreto No. 33 – 95. Disposiciones para el control de la contaminación proveniente de las descargas de aguas residuales domésticas, industriales y agropecuarias.

3.2. Tipos de Tratamientos de Aguas Residuales

El tratamiento de las aguas residuales es un proceso que puede varias dependiendo de la necesidad que se tenga al momento de tratar el agua, puede ir desde pasos sencillos hasta involucrar un conjunto de subprocesos que a simple vista se pueden considerar como complejos (García *et al.*, 2012).

3.2.1. Tratamientos Convencionales

García *et al.*, (2012), plantean que los tratamientos de aguas residuales convencionales incluyen tres tipos de tratamientos, dentro de estos están el Tratamiento Primario, Secundario y Terciario.

3.2.1.1. Tratamiento primario

Este tratamiento es para realizar una reducción de aceites, grasas, arenas y solidos de tamaño considerablemente mayor. Este paso está enteramente hecho con maquinaria, de ahí conocido también como tratamiento mecánico. Este tipo de tratamiento está asociado a procesos que se mencionan a continuación (García *et al.*, 2012).

- Remoción de solidos

En el tratamiento mecánico, el afluente es filtrado en cámaras de rejas para eliminar todos los objetos grandes que son depositados en el sistema de alcantarillado. Este es el más usado comúnmente mediante una pantalla rastrillada automatizada mecánicamente. Este tipo de basura se elimina porque esto puede dañar equipos sensibles en las siguientes etapas del tratamiento de aguas residuales, además los tratamientos biológicos no están diseñados para tratar residuos sólidos (García *et al.*, 2012).

- Remoción de arena

En este proceso se incluye un canal de arena donde la velocidad de las aguas residuales es cuidadosamente controlada para permitir que el área y las piedras de esta tomen partículas, pero todavía se mantiene la mayoría del material orgánico con el flujo. A este equipo se le llama colector de arena. La arena y las piedras necesitan ser quitadas a tiempo para prevenir el daño en bombas y otros equipos en las etapas restantes del tratamiento del agua (García *et al.*, 2012).

- Investigación y maceración

El líquido libre de abrasivos es pasado a través de pantallas arregladas o rotatorias para remover material flotante y materia grande, así como partículas pequeñas. Los escaneos son recolectados y podrán ser regresados a la planta de tratamiento de fangos o podrán ser dispuestos al exterior, al campo o a su posible incineración. En la maceración los sólidos son cortados en partículas pequeñas a través del uso de cuchillos rotatorios montados en un cilindro revolvente, es utilizado en plantas que pueden procesar esta basura en partículas (García *et al.*, 2012).

- Sedimentación

Muchas plantas tienen una etapa de sedimentación donde el agua residual se pasa a través de grandes tanques circulares o rectangulares. Estos tanques son comúnmente llamados clasificadores primarios o tanques de sedimentación primarios. El propósito de esta etapa primaria es producir generalmente un líquido homogéneo capaz de ser tratado biológicamente y unos fangos o lodos que puedan ser tratados por separado (García *et al.*, 2012).

3.2.1.2. Tratamiento secundario

Diseñado para degradar sustancialmente el contenido biológico del agua residual, el cual deriva de residuos de actividades humanas. La mayoría de las plantas municipales utilizan procesos biológicos aeróbicos para este fin (Edelovitch y Ringskog. 1997).

- Desbaste

Es un proceso de filtración para proteger los equipos involucrados en las siguientes fases del tratamiento del agua residual. Los filtros de desbaste son utilizados generalmente para tratar cargas orgánicas fuertes o variables, típicamente del tipo industrial, para permitir que sean tratados por procesos de tratamiento secundario (Busetti *et al*., 2005).

- Fangos activos

Las plantas con sistema de fangos activos usan una gran variedad de mecanismos y procesos para usar oxígeno disuelto y promover el crecimiento de organismos biológicos que remueven substancialmente materia orgánica (García *et al.*, 2012). También pueden atrapar partículas de material y puede, bajo condiciones ideales, convertir amoniaco en nitrito y nitrato, y en última instancia a gas de nitrógeno (Seames *et al.*, 2002).

3.2.1.3. Tratamiento terciario

Su fin es garantizar el aumento de la calidad del efluente al estándar requerido antes de que sea descargado en el ambiente receptor (mar, rio, lago, campo, etc.). En esta etapa se puede utilizar más de un proceso de tratamiento. (García *et al.*, 2012).

- Filtración

La filtración de arena remueve gran parte de los residuos de materia suspendida. El carbono activado sobrante de la filtración remueve las toxinas residuales (García *et al.*, 2012). Este método puede utilizarse como etapa única de separación de sólidos en suspensión o con un tratamiento previo de coagulación-floculación que permita separar los sólidos de menor tamaño y de materia coloidal (Otero, 2006).

Los filtros pueden efectuarse de muchas formas: con baja carga superficial (filtros lentos) o con alta carga superficial (filtros rápidos), en medios porosos (pastas arcillosas, papel de filtro) o en medios granulares (arena, antracita, granate o combinados), con flujo ascendente; descendente y mixto (parte ascendente y parte descendente) (Otero, 2006).

- Lagunaje

El tratamiento de lagunas proporciona el establecimiento necesario y fomenta la mejora biológica de almacenaje de agua residual en charcos o lagunas artificiales. En este proceso se trata de imitar a los procesos de autodepuración que somete un rio o un lago al agua residual de forma natural. El tratamiento por lagunaje de aguas residuales consiste en el almacenamiento de estas durante un

tiempo variable en función de la carga aplicada y las condiciones climáticas, de forma que la materia orgánica resulte degradada mediante la actividad bacteriana heterótrofas presentes en el medio (La Iglesia, 2016). Los invertebrados pequeños de alimentación por filtración tales como *Daphnia* y especies de *Rotifera* asisten grandemente al tratamiento removiendo partículas finas (García *et al.*, 2012).

Al estar basada en tecnología de procesos biológicos naturales, los rendimientos de depuración que se alcanzan están muy relacionados con las condiciones climáticas imperantes. Por otra parte, estos procesos biológicos se ven muy afectados por la presencia en el agua residual de sustancias anómalas, procedentes de vertidos industriales que pueden llegar a hacer inviable su tratamiento (La Iglesia, 2016).

Dado a la presencia de oxígeno disuelto en las lagunas de estabilización determina qué tipo de mecanismo van a ser responsables de la depuración, los estanques de estabilización suelen clasificarse en aerobios, anaerobios y facultativos. Además de esta clasificación básica también se utilizan otras relacionadas con sus características físicas, tales como la profundidad. Ambas clasificaciones están relacionadas, ya que las fuentes de oxígeno disuelto en lagunas son fenómenos de superficie. Estas fuentes de oxigeno son el resultado de la actividad de las algas microscópicas y la reaireación a través de la interface aire-agua (La Iglesia, 2016).

3.3. Lagunas de Estabilización

Se consideran como grandes depósitos de poca profundidad donde los microorganismos se encuentran en suspensión a lo largo de la columna de agua y prevalecen condiciones aerobias. El oxígeno es suministrado en forma natural por la aireación de la superficie del agua o por la fotosíntesis de las microalgas. La población biológica está comprendida por bacterias y algas principalmente, protozoarios y rotíferos, en menor medida (Comisión Nacional del Agua, 2007).

Las algas constituyen la mejor fuente de oxígeno, para mantener las condiciones aerobias y los protozoarios y rotíferos ayudan a mejorar la calidad del efluente al alimentarse de las bacterias. El oxígeno (O_2) liberado por las algas después de la fotosíntesis es utilizado por las bacterias en la degradación de la materia orgánica. El dióxido de carbono (CO_2) y los nutrientes liberados por las bacterias son a su vez utilizados por las algas para la fotosíntesis. Existe una relación simbiótica entre algas y bacterias en estas lagunas, la cual es fundamental para el proceso de depuración del agua en las lagunas de estabilización (Comisión Nacional del Agua, 2007).

Una laguna facultativa está caracterizada por presentar tres zonas bien definidas. La zona superficial donde las bacterias y algas coexisten simbióticamente como en las lagunas aerobias. La zona de fondo, que es de carácter anaerobio, donde los sólidos se acumulan por precipitación y son descompuestos fermentativamente. Y por último una zona intermedia, parcialmente aerobia y parcialmente anaerobia, donde la descomposición de la materia orgánica se realiza mediante bacterias aerobias, anaerobias y facultativas a como se muestra en la Figura 1. (Comisión Nacional del Agua, 2007).

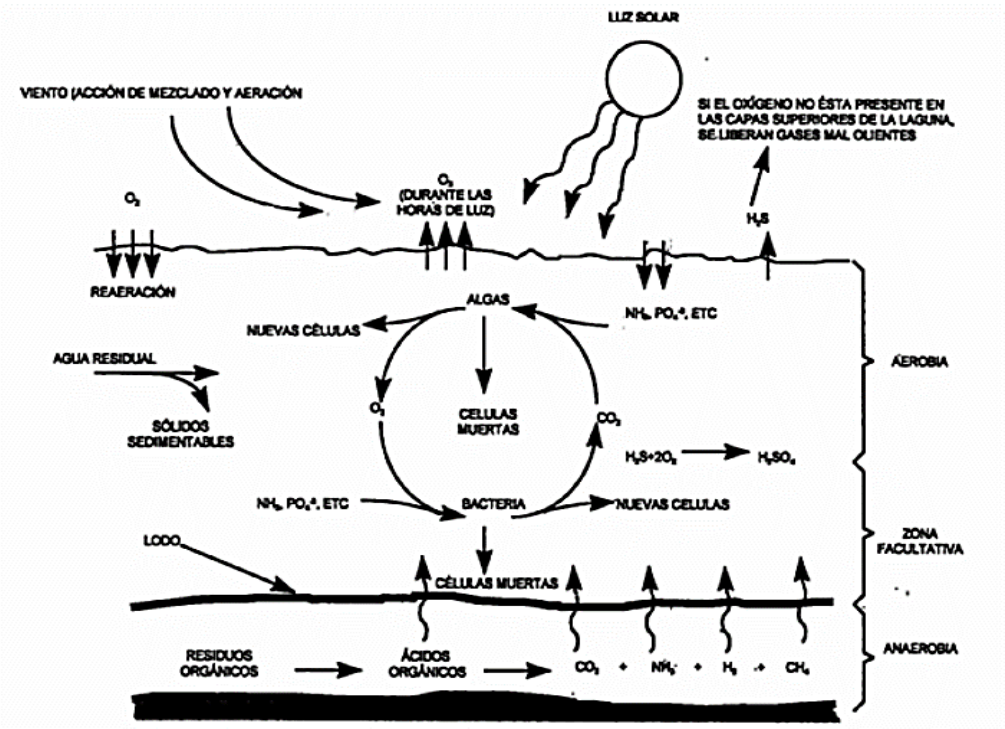

Figura 1. Representación del funcionamiento de una laguna de estabilización.
Fuente: Manual de Agua Potable, Saneamiento y Alcantarillado (Comisión Nacional del Agua, 2007).

3.4. Factores que definen el funcionamiento de las lagunas de estabilización.

El tipo de comunidad biológica que se desarrolla en las lagunas y por lo tanto la eficiencia del tratamiento, depende de múltiples factores como calidad del agua a tratar, aspectos físicos, intensidad de la luz solar, viento, nubosidad, precipitación pluvial, infiltración y evaporación, temperatura, aspectos químicos, material disuelto y suspendido, oxígeno disuelto, dióxido de carbono, pH y nutrientes disueltos (Comisión Nacional del Agua, 2007).

3.4.1. Intensidad de la luz solar

Esta constituye una fuente de energía para algunos de los procesos biológicos de la laguna y determina su estructura térmica. La cantidad de luz se mide como la cantidad de energía que incide en el área donde se lleva a cabo la fotosíntesis. La energía solar es un factor clave en el funcionamiento de los ecosistemas acuáticos ya que influye sobre la tasa de fotosíntesis de los organismos acuáticos y la estructura vertical de las masas de agua (Castillo, 2007). La iluminación que se requiere para la actividad biológica de las algas varía entre 5,000 a 7,500 luxes.

La fotosíntesis y, por lo tanto, la luz solar, son relevantes para las lagunas aerobias, cuya oxigenación es suministrada, parcialmente, por algas. Delaunoy (1982) considera que la mayoría de las veces, la actividad biológica ocurre a 25 o 30 cm bajo la superficie. La temperatura es un factor tan importante como la radiación solar para controlar la productividad de las algas.

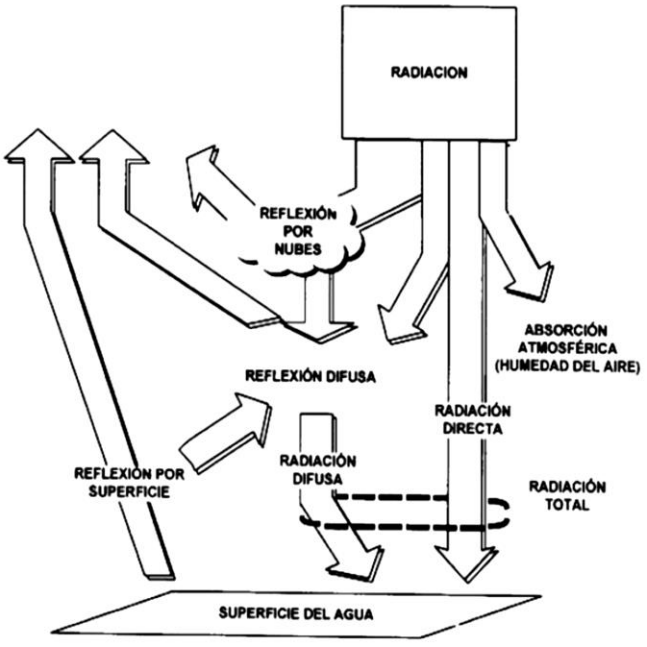

Figura 2. Comportamiento de la radiación solar sobre la superficie del agua.
Fuente: Manual de Agua Potable, Saneamiento y Alcantarillado (Comisión Nacional del Agua, 2007)

3.4.2. Viento

El viento interviene en el proceso de autodepuración en algunas lagunas al provocar la mezcla y generar corrientes verticales del agua. Así mismo, el oxígeno disuelto presente en la superficie es llevado a las capas más profundas. También, ocurre la dispersión del agua residual y de los microorganismos en toda la laguna por el mismo efecto de la aireación. El viento ayuda al movimiento de las algas, principalmente de aquellas que son consideradas como grandes productoras de oxigeno como las algas verdes del genero *Chlorella* (Comisión Nacional del Agua, 2007).

3.4.3. Temperatura

La temperatura del líquido en la laguna es probablemente uno de los parámetros importantes en la operación de esta y, por lo general, se encuentra dos o tres grados arriba de la temperatura ambiente (Comisión Nacional del Agua, 2007).

La mayoría de las bacterias trabajan en el intervalo de temperatura mesófilo por lo que las altas temperaturas no son problema. El incremento por encima de 25 °C acelera los procesos de biodegradación. Las temperaturas altas permiten el desarrollo de algas verdes-azules (Cianofitas) pero su presencia se relaciona con la muerte de otro género de algas. En contraste, las bajas temperaturas disminuyen la eficiencia del tratamiento de las aguas en la pilas o lagunas de oxidación, cuando la temperatura disminuye se presenta una reducción de la población de algas y del metabolismo bacteriano implicando una disminución de la eliminación de la contaminación orgánica y bacteriológica (Comisión Nacional del Agua, 2007).

Los periodos de estratificación y mezcla pueden influir sobre procesos como la producción primaria y secundaria de un cuerpo de agua, ya que afectan la distribución de los nutrientes, oxígeno y la transparencia del agua. Durante el periodo de estratificación generalmente se observan diferencias en el pH, concentraciones de oxígeno y nutrientes ente las masas de agua superficiales y de fondo, mientras que, durante el periodo de mezcla estas variables presentan valores similares (Castillo, 2007).

La producción optima de oxigeno se obtiene a los 20 °C, los valores límites son 4 °C y 35 °C. En efecto a partir de 3 °C la actividad fotosintética de las algas decrece. En cuanto a la fermentación anaerobia, esta se origina después de los 22 °C y decrece a casi nada por debajo de los 15 °C (Comisión Nacional del Agua, 2007).

3.4.4. Oxígeno disuelto

El oxígeno disuelto es fundamental para la realización del proceso aerobio, este varía en función del día y la profundidad. La evolución diurna de la laguna muestra que el contenido de oxigeno es más elevado en el centro y en la superficie. Durante la noche, las corrientes térmicas mezclan las capas estratificadas lo que garantiza una producción constante de oxigeno durante las mañanas. Para que se lleve a cabo una adecuada estabilización se requiere de valores de oxígeno disuelto comprendidos entre el valor de saturación y un mínimo de 2 mg/l (Comisión Nacional del Agua, 2007).

En algunos casos se tienen valores muy por arriba de la saturación en la capa superior de la laguna debido a la gran actividad fotosintética de las algas. La saturación por oxigeno se obtiene alrededor de 4 horas antes de la aparición del sol y se mantiene durante todo el periodo de insolación (Comisión Nacional del Agua, 2007).

3.4.5. Dióxido de carbono y pH

El dióxido de carbono (CO_2) es altamente soluble y forma ácido carbónico el cual se disocia y libera iones hidronio. En sistemas donde los carbonatos son abundantes, el pH es relativamente constante (Comisión Nacional del Agua, 2007).

Cuando las sales disueltas en el agua son pobres en carbonatos, la actividad biológica ocasiona grandes cambios de pH. Durante las primeras horas del día, los valores de pH son bajos (menores a 7) debido al exceso de CO_2 producido por la respiración bacteriana aerobia durante la noche. En horas de la tarde, el pH aumenta, ya que las algas se encuentran en plena actividad fotosintética. Durante la noche el pH vuelve a declinar porque las algas dejan de consumir CO_2 y porque continua la producción de CO_2 por la respiración de las bacterias (Comisión Nacional del Agua, 2007).

3.4.6. Turbidez

La turbidez refleja una aproximación del contenido de materias coloidales, minerales u orgánicas, por lo que puede ser indicio de contaminación. Elevados niveles de turbidez pueden proteger a los microorganismos de los efectos de la desinfección, estimular la proliferación de bacterias y aumentar la demanda de cloro (Marcó *et al.*, 2004).

La turbidez del agua se genera por la presencia de partículas en suspensión. La velocidad de sedimentación de las partículas pequeñas es muy baja, por lo que requieren tratamiento para lograrla en tiempos útiles. Mientras algunas son de naturaleza inorgánica (arcillas, fangos y óxidos minerales)

que provienen de la erosión del suelo, otros son de naturaleza orgánica (bacterias, parásitos, algas, zooplancton, ácidos fúlvicos y coloides húmicos). Además de las fuentes naturales, las actividades humanas generan efluentes cargados de estas partículas y el aporte de otras sustancias que pueden combinarse con ellas (virus entéricos, contaminantes químicos, cloro, etc.) tanto en el cuerpo de agua como en las plantas y redes de distribución. Según el tamaño, la composición química y otras variables dependientes del agua serán los tratamientos efectivos para eliminarlas (Marcó *et al.*, 2004).

3.4.7. Materia orgánica

Cerca del 75% de los sólidos en suspensión y del 40% de los sólidos filtrables de un agua residual de concentración media son de naturaleza orgánica. Son sólidos que provienen de los reinos animal y vegetal, así como de las actividades humanas relacionadas con la síntesis de compuestos orgánicos (Raffo y Ruiz, 2014).

Los compuestos orgánicos están formados normalmente por combinaciones de carbono, hidrogeno y oxígeno. También pueden estar presentes otros elementos como azufre, fosforo o hierro. Los principales grupos de sustancias orgánicas presentes en el agua residual son las proteínas (entre el 40 al 60%), hidratos de carbono (entre el 25 al 50%), y grasas y aceites (más o menos un 10%), otro compuesto orgánico con importante presencia en el agua residual es la urea, principal constituyente de la orina. Junto a las proteínas, los hidratos de carbono, las grasas y los aceites y la urea, el agua residual también contiene gran número de moléculas orgánicas sintéticas cuya estructura puede ser desde muy simple a extremadamente compleja (Raffo y Ruiz, 2014).

3.5. Descomposición de la materia orgánica en ambientes acuáticos

La palabra descomposición se usa de forma general para referirse a la destrucción de la estructura natural de materiales orgánicos, ya sean de origen animal, vegetal o microbiano (Mason, 1976). El proceso de degradación encierra a su vez dos subprocesos que actúan de manera simultánea, como lo son la fragmentación de partículas de tamaño mayor a otras de menor tamaño y el catabolismo de compuestos orgánicos (Satchell, 1974).

La materia orgánica en ambientes acuáticos (autóctona u aloctona) está compuesta por dos conjuntos básicos de constituyentes: materia orgánica disuelta (DOM), estas son pequeñas fracciones menores a 0.2 µm, y materia orgánica particulada (POM). Las concentraciones de DOM en aguas naturales dependen de su estado trófico y puede variar de 1 mg C/l en aguas oligotróficas hasta 50 mg C/l en

aguas altamente eutróficas (Siuda y Chróst, 2001). Las concentraciones de POM usualmente contribuyen menos del 10% del total de la materia orgánica y esta concentración no excede a 0.2 mg C/l en aguas oligotróficas y 1 a 2 mg C/l en ambientes eutróficos (Thurman, 1985). En general, la descomposición es un proceso de vital importancia en el ecosistema, comparable a la producción primaria (Moorhead *et al*., 1996).

El carbono detrítico representa un 50% del total del flujo de carbono en las redes tróficas de los ecosistemas acuáticos (Mann, 1988). La relación entre materia orgánica viva (MOV) y materia orgánica muerta (MOM) se estima en el rango de 1:10 – 100 probando así la gran abundancia de material detrítico (Wetzel, 1992).

La proporción de DOM y POM es variable, pero oscila entre 1:6 y 1:10 para POM y DOM (Wetzel, 1990). La DOM, debido a su pequeño tamaño es mayormente consumida por hongos y bacterias principalmente, y diversos protozoos y componentes de la meiofauna. Estos microorganismos mueren y liberan otra vez la MO como DOM que es nuevamente asimilada. Este proceso con muy poco traspaso de energía a metazoos de mayor tamaño en relación al flujo total de MO, es el dominante desde el punto de vista energético en todo el ecosistema y domina los procesos de regeneración de nutrientes y reciclado de carbono (Wetzel, 1999)

En las últimas décadas se han realizado estudios en el área de Ecología Microbiana que han llevado a la idea del llamado “loop” microbiano (Azam y Cho, 1987) que supone que una gran cantidad de la producción primaria no es consumida por herbívoros, sino que es aprovechada por los mismos organismos heterótrofos para convertirlo en biomasa microbiana (Lowell y Konopka, 1985).

Estudios han demostrado que la actividad de varios tipos de bacterias con enzimas hidrolasas, es principalmente responsable de la descomposición y utilización de la materia orgánica en ambientes acuáticos. Las hidrolasas se encuentran localizadas en la superficie externa de la membrana celular y/o en los espacios periplasmasmaticos de las células bacterianas (exoenzimas) (Hernández *et al*., 2015).

3.5.1. Descomposición de la celulosa

La celulosa es el carbohidrato más abundante en la biomasa vegetal forma el 40-60 % de la pared celular de las plantas. La celulosa en su forma nativa consiste en una cadena lineal de unidades de glucosa con enlaces glicosidicos β-1,4 por lo que constituye una abundante fuente de carbono limitada a los microorganismos capaces de hidrolizar este enlace. La susceptibilidad de la celulosa a la hidrolisis enzimática está afectada por la estructura natural de los materiales celulósicos, la celulosa

está asociada a lignina y hemicelulosa, con una conformación capilar, un orden molecular variable y fuerte cristalinidad, por ello se considera el pre tratamiento de los sustratos lignocelulosicos como paso necesario para una hidrolisis enzimática optima por un aumento de la accesibilidad a la celulosa (Ferrer *et al.*, 2011).

Cada complejo de celulosa está compuesto por una variedad de enzimas con diferentes especificidades y modos de acción que actúan en sinergismo para degradar la celulosa. Las celulasas son sintetizadas por una gran variedad de hongos y bacterias, pero relativamente pocos microorganismos pueden producir las enzimas necesarias para degradar la celulosa cristalina. Los hongos filamentosos son responsables de la mayor celulosis en la naturaleza, por la eficiencia y diversidad de sus sistemas celuloticos. Las especies de hongos celuloliticos mas estudiados pertenecen al género *Trichoderma sp.* considerado unos de los mejores productores de enzimas (Ferrer *et al.*, 2011).

3.5.2. Hidrolisis como proceso de degradación de la materia orgánica

Considerado como uno de los procesos de degradación de la materia más importante, este puede tener lugar en condiciones tanto acidas como básicas. La hidrolisis aplicada a los lípidos puede tener como objetivo la obtención de ácidos grasos y/o alcoholes, productos de gran interés industrial, o bien la descomposición de la grasa en sí. En comparación, la hidrolisis enzimática puede tener mayores ventajas que la hidrolisis química para la obtención de ácidos grasos libres y alcoholes, ya que esta emplea temperaturas superiores a 250 °C y presiones de 30 a 50 atm, mientras que la lipolisis enzimática transcurre a presión atmosférica ambiental y a 40 – 60 °C (García, 2005).

3.6. Características Generales del Fitoplancton

El fitoplancton es el conjunto de organismos autótrofos del tipo procariota o eucariota. Son los productores primarios que se encuentran asociados a la columna de agua donde la incidencia de la luz es mayor, su crecimiento está limitado por la disponibilidad de la luz o bien de la disponibilidad de nutrientes disueltos en el agua (Margalef y Vives, 1972).

Como característica común poseen clorofila en sus células, aunque existen formas o especies acloróticas. Pueden adquirir una gran diversidad de formas, que van desde especies unicelulares hasta agrupaciones en colonias, con filamentos o estructuras mucho más complejas (Moreira y García, 2007).

De acuerdo al tamaño de los organismos que lo constituyen, el fitoplancton se clasifica en nanofitoplancton (< 20 micras) y microfitoplancton (> 20 micras) (Parsons *et al*., 1977; Malone, 1971; Lara Lara *et al*., 1984). De acuerdo con Reynolds (1996) el tamaño de los organismos que componen el fitoplancton es: picoplancton (0.2 – 2 µm), nanoplancton (2 – 20 µm), microplancton (20 – 200 µm) y mesoplancton (200 – 2000 µm).

Las algas pueden reproducirse por dos vías, la sexual, que en el caso de algas verdes azules es típicamente por fisión binaria y en otras algas unicelulares es mitosis, y la sexual en donde se puede observar la oogamia, isogamia o anisogamia. El método de reproducción asexual consiste simplemente en la división repetida de un mismo organismo resultando en el aumento de la biomasa de la población, en este proceso no se implica la recombinación genética. Contrariamente, la reproducción sexual implica la recombinación genética y con ella el aumento de la variabilidad genética en una población (Dreckmann *et al*., 2013).

La alternancia entre la reproducción sexual y asexual o entre fases somáticas y fases nucleares de un organismo, se denomina ciclo de vida. En las algas se puede diferenciar hasta tres tipos de ciclo de vida, que de acuerdo al sitio donde ocurre la meiosis, se denominan cigótico, gamético o espórico (Dreckmann *et al*., 2013). También dependiendo del número de fases adultas de vida libre que participen en el ciclo de vida, se denominan monofásicos, difásicos y trifásicos. La carga genética o numero cromosómico, que presentan las fases adultas, también juegan un papel en la nomenclatura de los ciclos de vida, estas pueden ser haploides (*n*) o diploides (*2n*) (Dreckmann *et al*., 2013).

Dicho lo anterior y dependiendo de la predominancia genética, se denominan: a) Ciclo de vida cigótico (haplobióntico haploide) (Figura 3a), b) Ciclo de vida gamético (haplobióntico diploide) (Figura 3b) y c) Ciclo de vida espórico o alternancia de generaciones (diplobióntico haplo-diploide) (Figura 3c).

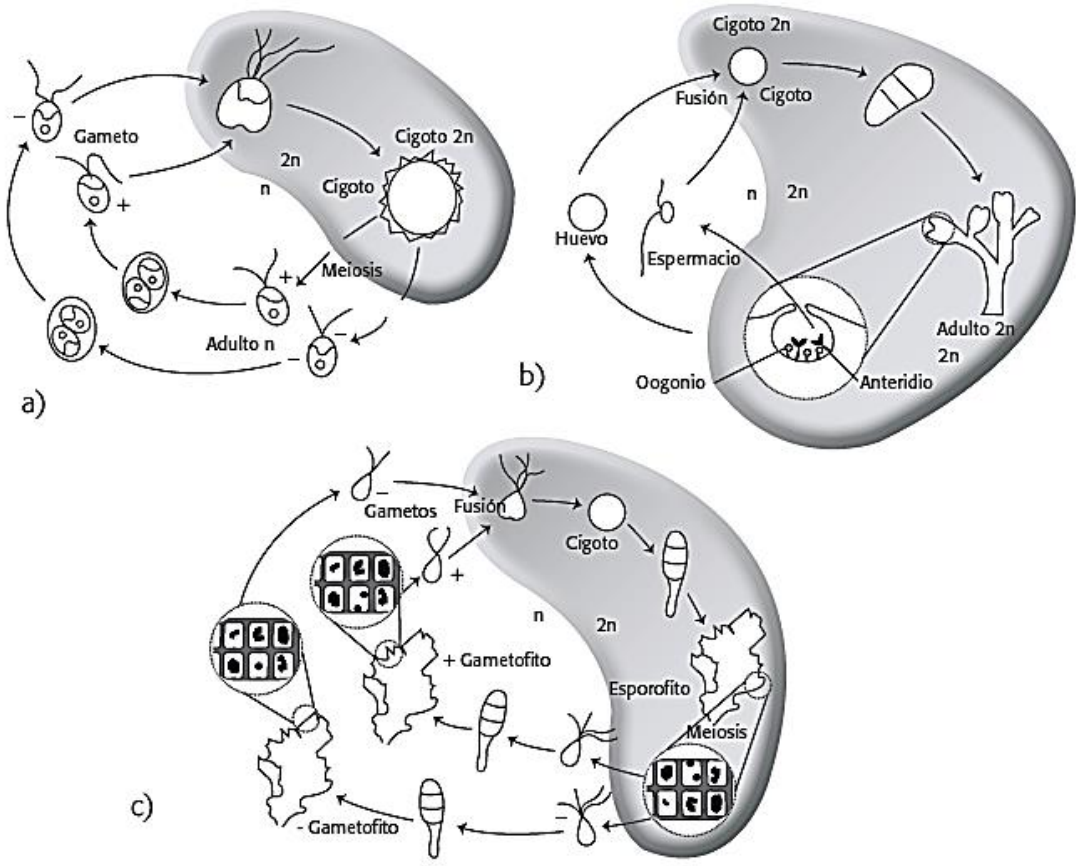

Figura 3. Ciclos de vida de las algas. a) Ciclo de vida cigótico (una fase adulta n), b) Ciclo de vida gamético (una fase adulta 2n), c) Ciclo de vida espórico o alternancia de generaciones (dos fases adultas, gametofito n y esporofito 2n).
Modificada de Graham & Wilcox, 2000.
Extraído de: Dreckmann et al., 2013. Manual de prácticas de laboratorio. Biología de Algas.

3.6.1. División Cianofita

Las Cianofita o cianobacterias, son microorganismos procarióticos, puesto que carecen de membrana nuclear. Estos microrganismos presentan pigmentos fotosintéticos como la clorofila, carotenos como las xantofilas (mixoxantina, flavacina, luteína y zeaxantina), ficocianina y las ficobilinas un pigmento por el cual se les debe su nombre como algas verdes azuladas (Bonilla, 2009).

Las cianobacterias son en general organismos fotosintetizadores, pero algunas viven heterotróficamente. Estas microalgas comparten con otras bacterias la capacidad de usar N_2 atmosférico como fuente de nitrógeno (Lee, 2008 y Bonilla, 2009).

Las cianobacterias son organismos unicelulares o pluricelulares. La reproducción de las algas verde-azules se lleva a cabo por división celular por fragmentación de colonias o de filamentos, y por

esporas. Tiene una pared celular similar a la de las bacterias. En el citoplasma se distingue una zona central o centroplasma, donde se halla el ADN, y otra periférica o cromoplasma, donde están los corpúsculos con los pigmentos. Las algas *Cyanophyceas* viven en ambientes acuáticos (Lee, 2008).

En algunos casos viven sobre rocas y árboles, y las hay también que habitan en aguas termales, soportando temperaturas hasta de 90 °C. También pueden vivir en simbiosis con hongos, formando líquenes (Lee, 2008).

3.6.1.1. Ecología y características adaptativas de Cianofitas

Las algas Cianofitas pueden desarrollarse en los ambientes más diversos. Se encuentran en el plancton y en el bentos tanto del mar como de aguas continentales, aunque su diversidad es mucho más alta en las últimas. Pueden vivir en rocas y árboles, y también en simbiosis con diversos organismos, como se da con los hongos (formando líquenes) o plantas vasculares (genero *Azolla*). Soportan condiciones muy extremas, como una salinidad o temperatura muy altas, pudiendo llegar a crecer en aguas termales que alcanzan hasta 80-90 °C, y también en aguas muy frías (fusión de glaciares). Estos microorganismos presentan gran plasticidad para manifestarse en ambientes cambiantes, siendo organismos más bien oportunistas (Margalef, 1983).

La proporción de los pigmentos fotosintéticos puede ser alterada para aumentar la absorción de la luz en el espectro visible (400 a 700 nm). Esta es una diferencia fundamental entre las cianobacterias y las algas eucariotas (excepto criptofita) (Bonilla, 2009). Como la intensidad de la luz disminuye exponencialmente en la columna de agua y su calidad espectral cambia, las cianobacterias pueden utilizar parte de esta energía lumínica en rangos del espectro que no son utilizados por otros grupos (Jeffrey *et al*. 1997).

En ambientes donde la concentración de fosforo y nitrógeno es muy alta, las cianobacterias pueden proliferar enormemente dando lugar en muchas ocasiones a una eutrofización del medio. Generalmente, cuando las condiciones se vuelven a normalizar, incluso por su propia actividad, son desplazadas fácilmente por la competencia de otras algas (Margalef, 1983).

Los afloramientos de este grupo son un buen indicador de eutrofia sobre todo en sistemas de agua profundos y rico en fosforo, en los que normalmente predominan sobre el resto de grupos algales en estas condiciones. El consumo de nitrógeno por las algas y la riqueza de fosforo, hace que la relación entre nitrógeno y fosforo varíe a favor del segundo. Ante la disminución de nitrógeno en el agua, hay cianofíceas capaces de tomarlo de la atmosfera, por lo que, mientras haya fosforo, las poblaciones

crecen sin cesar. Además, muchas de estas especies tienen capacidad de flotar, por lo que la falta de luz por el excesivo desarrollo del fitoplancton no les perjudica (Margalef, 1983).

3.6.1.2. Cianofitas productoras de toxinas

Existen diversas cepas de cianobacterias que producen toxinas peligrosas para otros organismos acuáticos e incluso para el hombre. La microsistina es una de esas toxinas más conocida.

Las cianotoxinas pertenecen a diversos grupos de sustancias químicas, cada una de las cuales muestran mecanismos de toxicidad específicos en vertebrados. Algunas cianotoxinas son potentes neurotoxinas (anatoxinas, saxitoxina) y otras poseen actividad tóxica primaria sobre el hígado (microcistinas, nodularina y cilindropermospsina) (García, 2005).

Las cianobacterias pueden producir varias toxinas simultáneamente y se ha caracterizado más de una microcistina a partir de una única cepa, aunque usualmente solo una o dos toxinas son dominantes para una cepa específica. Las microcistinas se encuentran distribuidas geográficamente en cuerpos de agua dulce preferentemente. *Microcystis* es un género que no fija nitrógeno y frecuentemente es dominante bajo condiciones ricas en nutrientes (especialmente donde hay un gran aporte significativo de amonio), aunque también forma florecimientos en aguas menos contaminadas. *Microcystis sp.*, comúnmente *M. aureginosa*, se relaciona más frecuentemente con florecimiento algales hepatotóxicos en todo el mundo (García, 2005).

3.6.1.2.1. Características de los principales grupos de cianotoxinas

Las cianotoxinas son un conjunto de compuestos tóxicos de diferente naturaleza química, producidas por cianobacterias como metabolitos secundarios. La función de estas toxinas se ha asociado como mecanismos de defensa (Komárek, 2013), así como para contrarrestar la competencia con otras algas que componen el fitoplancton. Según su naturaleza cíclica se clasifican en péptidos cíclicos (hepatopéptidos y pentapéptidos), alcaloides (guanidínicocíclico, carbamatos no sulfatados, monosulfatados o disulfatados) y organofosforado natural (Almanza *et al*., 2016). Según su efecto sobre el organismo se clasifican en:

3.6.1.2.1.1. Hepatotoxinas

Como las microcistinas, nodularina y cylindrospermopsina. Son producidas principalmente por los generos *Anabaena, Nostoc, Oscillatoria, Anabaenopsis, Nodularia, Dolichospermun* y *Microcystis*

(Paerl, 1996). La hepatotoxina más común y frecuente es la microsistina, debe su nombre a que fue identificada inicialmente en especies del genero *Microcystis*. Las microcistinas son una familia de más de 90 heptapéptidos cíclicos, que provocan colapso de la organización tisular hepática, necrosis y hemorragia intra-hepatica. Es una toxina inhibidora de la fosfatasa proteica tipo 1 y 2A cuya ingestión en altas concentraciones ocasiona la muerte de animales y/o efectos acumulativos crónicos, como la inducción a la formación de tumores hepáticos (Almanza *et al*., 2016).

- **Microcistinas:** Las microcistinas, por tratarse de péptidos cíclicos, son extremadamente estables y resistentes a la hidrolisis química y a la oxidación a pH neutro, manteniendo su potencia aun por encima de las temperaturas de ebullición. En las aguas naturales y en la oscuridad pueden persistir por meses o años. A altas temperaturas (40°C) y a pH elevado o bajo se ha observado hidrolisis lenta, alcanzando el 90% de destrucción en aproximadamente 10 semanas a pH 1 y en más de 12 semanas a pH 9 (García, 2005).

Las microcistinas pueden ser oxidadas por el ozono y otros agentes oxidantes fuertes, y degradada por la luz ultravioleta intensa. Estos procesos tienen relevancia para el tratamiento del agua. En condiciones de intensa radiación solar, las microcistinas pueden sufrir degradación fotoquímica lenta y procesos de isomerización, con una velocidad de reacción que aumenta por la presencia de pigmentos celulares solubles en agua. Ante la presencia de pigmentos la degradación fotoquímica de microcistinas en condiciones de intensa radiación solar puede alcanzar hasta el 90% entre dos y seis semanas dependiendo de la concentración de pigmento y de toxina, aunque esto aún no ha sido objeto de ensayos (García, 2005).

Esta cianotoxina parece ser retenida solo débilmente en solidos suspendidos totales en ríos y reservorios; usualmente no se adsorbe más del 20% de las concentraciones totales de microcistinas.

Los estudios en cultivos indican que las microcistinas se degradan solo muy lentamente (en el orden de semanas), cuando están dentro de células vivas. Del mismo modo, las películas de *M. aureginosa* que se secan en las orillas de los lagos pueden contener altas concentraciones de microcistinas por varios meses. Estas toxinas son liberadas nuevamente al cuerpo de agua cuando se sumergen (García, 2005).

Las microcistinas se bioacumulan en vertebrados e invertebrados acuáticos comunes, incluyendo peces (hígado de salmón) y zooplancton. Por lo que hay un potencial considerable para que los efectos tóxicos se magnifiquen en la cadena alimentaria acuática. Tal biomagnificación de la toxicidad es muy bien conocida para el caso de los metales pesados y pesticidas (García, 2005).

3.6.1.2.1.2. Neurotoxinas

Como saxitoxinas y anatoxinas. Estas toxinas actúan inhibiendo la transmisión del impulso nervioso a través del bloqueo de los canales de sodio, uniéndose a los receptores de la acetilcolina, o impidiendo la degradación de la acetilcolina, las producen principalmente los géneros *Dolichospermun, Microcystis, Oscillatoria, Aphaenizomenon* y *Lyngbya*. Recientemente, se ha establecido al aminoácido no proteico β-metil amino alanina (BMAA), producido por gran variedad de cianobacterias, como una nueva cianotoxina neurotóxica que podría ser agente causal de algunos trastornos degenerativos en seres humanos incluyendo el síndrome complejo de esclerosis lateral amiotropica-demencia parkinsoniana, común en poblaciones del Pacifico Occidental (Almanza *et al*., 2016).

- **Anatoxinas:** La anatoxina-a es relativamente estable en la oscuridad, pero en soluciones puras en ausencia de pigmentos, sufre una rápida degradación fotoquímica bajo radiación solar. La vida media para la degradación fotoquímica es de 1-2 horas. Bajo condiciones normales de luz durante el día y la noche, a pH 8 o 10, y con bajas concentraciones iniciales (10 µ/l), la vida media de degradación de anatoxina-a fue de aproximadamente 14 días (García, 2005).

Según García (2005) se ha realizado determinaciones cuantitativas de las concentraciones de toxina en cultivo lifolizados (secos y congelados), muestras de floraciones algales en ríos y de material particulado suspendido de las aguas (que puede contener también otras algas, algo de zooplancton y posiblemente material inorgánico como suelo y partículas de sedimento). Los resultados son usualmente expresados en miligramos o microgramos de toxina por gramo de peso seco. Las concentraciones más altas de cianotoxinas publicadas a partir de muestras de floraciones, medidas por HPLC (High Perfomance Liquid Chromatography), son:

- Microcistina – 7,300 µg/g de peso seco en China y Portugal.
- Anatoxina-a – 4,400 µg/g de peso seco en Finlandia.
- Saxitoxinas – 3,400 µg/g de peso seco en Australia.
- Anatoxina-a(S) – 3,300 µg/g de peso seco en EEUU.

Para los propósitos del tratamiento del agua y el manejo de salud pública, la unidad más relevante es la concentración de toxina por litro de agua. La concentración de toxinas por litro usualmente se refiere a toxinas contenidas dentro de las células, así como toxinas disueltas en el agua, y para un volumen de agua definido. Se han reportado concentraciones muy altas de microcistinas por litro de agua:

- Microcistina: > 25,000 µg/l.
- Anatoxina-a(S) > 3,300 µg/l.

3.6.1.2.1.3. Dermatoxinas

Los LPS (lipopolisacaridos) son endotoxinas pirogénicas también llamadas dermatoxinas capaces de producir irritaciones en la piel, efectos gastrointestinales y alergias. Algunas especies de cianobacterias liberan compuestos volátiles (geosmina, β-metilisoborneol, etc.) que alteran significativamente las características organolépticas del agua al generar olores y sabores desagradables (Almanza *et al*., 2016).

3.6.2. División Clorófita

Son las algas verdes, las cuales presentan clorofila a y clorofila b, cuya capacidad de absorción del espectro de luz está comprendida entre los 454 y 670 nm (Manrique, 2003). El tamaño de los organismos de esta división comprende desde las microscópicas, unicelulares, hasta las grandes algas formadas por filamentos de considerable longitud. Sus especies se hallan profusamente distribuidas por todo el mundo. Todas contienen clorofila, lo que les permite sintetizar sustancias alimenticias a partir de materiales minerales, adicionalmente tienen carotenoides como la luteína. Los alimentos sobrantes los almacenan en forma de almidón. Su reproducción puede ser tanto sexual como asexual; incluso algunas especies presentan una reproducción con alternación de generaciones (Lee, 2008).

Las clorófitas son principalmente de agua dulce, representando el 90%, el 10% restante son organismos marinos. Las especies de agua dulce son cosmopolitas, las marinas tienden a estar en aguas tropicales (Lee, 2008).

Se trata de un grupo muy diverso y, al igual que otras divisiones de algas, presenta variados problemas de clasificación taxonómica. Abarca una amplia gama de niveles de organización, desde células libres, flageladas o no, hasta la formación de cenobios y colonias con una multitud de formas (globosas, parenquimáticas, laminares, filamentosas ramificadas, etc.) En el agua dulce, mientras que las *Cyanophyceas* suelen ser un grupo dominante en cuerpos de agua profundos eutróficos, las *Chlorophyceas* suelen dominar el plancton eutrófico de cuerpos de agua más someros (Jensen *et al*., 1994 y Bécares *et al*., 2004), como lagunas y humedales.

3.6.3. Efecto de las microalgas en el tratamiento de aguas residuales

Las microalgas que se utilizan en el tratamiento de aguas residuales se caracterizan por soportar elevadas concentraciones de nutrientes, presentar una actividad metabólica elevada, contribuir con la oxidación bacteriana, capacidad de resistir variaciones ambientales y estrategias fisiológicas para exhibir un crecimiento mixotrofico e interacciones favorables microalgas-bacterias (Salazar, 2005).

Entre los organismos fotosintéticos comunes en lagunas de estabilización de aguas residuales urbanas se encuentra una diversidad de microalgas (*Diatomeas*, *Euglenophytas*, *Chlorophytas*), cianobacterias (coloniales, filamentosas y unicelulares) y bacterias fotosintéticas (Arauzo *et al*., 2000).

Las bacterias aerobias heterotróficas, al degradar la materia orgánica del agua residual, producen compuestos inorgánicos sencillos como producto de su metabolismo (dióxido de carbono, amoniaco y ortofosfato). El fitoplancton puede aprovechar estos compuestos, junto con el dióxido de carbono atmosférico y el amoniaco y el ortofosfato del agua residual, como sustancias nutritivas para su crecimiento. La actividad fotosintética del fitoplancton genera oxígeno que puede ser utilizado por las bacterias aerobias heterótrofas para degradar la materia orgánica y disminuir la DBO_5, del agua residual (García *et al.*, 1998). La eliminación de nutrientes (principalmente Nitrógeno y Fosforo) del agua residual afluente a una laguna de alta carga tiene lugar por asimilación del fitoplancton y su posterior separación en instalaciones adecuadas. Por otra parte, la actividad fotosintética diurna también contribuye a la eliminación de nutrientes, ya que al elevar el pH del líquido de mezcla se produce la volitización del amoniaco hacia el medio atmosférico y la precipitación del ortofosfato (Cromare *et al*., 1991; El Halouani *et al*., 1993; Nurdogan y Oswald, 1995).

El Halouani *et al*., (1993) y Oswald (1995) observaron que la eliminación de nutrientes en aguas residuales como consecuencia de la actividad fotosintética predomina sobre la asimilación en el tejido celular.

Una de las primeras descripciones del empleo de algas en el tratamiento de aguas residuales se remonta a 1957, donde se describe un sistema de tratamiento mediante lagunaje. Las algas han ido ganando atención desde entonces debido a su potencial de eliminación de nutrientes de aguas residuales urbanas (de Bashan, 2010), industriales (Bordel, 2009) y de la agricultura (Olguin, 2003). Se han probado tanto monocultivos como cultivos de varias especies en aguas residuales artificiales y reales.

Algunos de los géneros estudiados son *Phormidium, Botryococcus, Chlamydomonas, Scenedesmus obliquus* (Martínez *et al*., 2000, Park *et al*., 2010), *Spirulina platensis* (Lodi *et al*., 2003. Olguin *et al*., 2003) y *Chlorella* (Hernández *et al*., 2006).

Numerosos estudios se han centrado en el secuestro del CO_2 por parte de las algas, debido al efecto invernadero del gas y al hecho de que las microalgas y cianobacterias pueden fijar CO_2 con una eficiencia entre 10 y 50 veces mejor que las plantas terrestres (Ruiz, 2011).

Tabla 4. Microalgas empleadas en la degradación de diversos contaminantes.

Microalga	Tipos de aguas residuales
Prototheca zopfi	Hidrocarburos derivados del petróleo.
Chlorella pyrenoidosa	Tintes azoicos.
Chlorella sp.	Residuos de ganadería digeridos anaeróbicamente.
Ankistrodesmus y *Scenedesmus*	Aguas residuales de industria del papel y alperujos.
Spirulina platensis	Agua residual urbana.
Chlorella sokoniana	Agua residual heterotrofia sin luz.
Botryococcus braunii	Agua residual tras tratamiento secundario.
Scenedesmus	Altos niveles de amonio en efluente de digestión anaerobia.

Fuente: Rawat, *et al.*, (2011).

Scenedesmus sp., mostró un crecimiento significativo con agua residual derivada de restos de pescado fresco. La remoción de nutrientes y materia orgánica obtenida en las aguas residuales cultivadas con *Scenedesmus sp* demuestra su efectividad en el tratamiento de las mismas, reportándose eficiencias del 100% de remoción de nitrógeno, del 78% de fosfatos y el 36% de remoción de materia orgánica (Andrade *et al.*, 2009).

El crecimiento de la microalga produjo un mejoramiento notable en la calidad del agua residual, debido a la reducción en las concentraciones de nitrógeno amoniacal, fosfato y materia orgánica según Andrade *et al.*, (2009).

3.6.3.1. Microalgas productoras de enzimas

Una de las estrategias fisiológicas de estos microorganismos, se encuentra la capacidad de producir exoenzimas degradadoras de compuestos orgánicos en las aguas residuales a fin de generar sustratos más asimilables para su crecimiento y metabolismo. Lo cual significa que la carga orgánica en estos efluentes puede ser degradada por esta maquinaria enzimática; por lo cual la DBO_5 es removida en función del tiempo y actividad metabólica de bacterias, microalgas y cianobacterias presentes (Hosetti

y Patil, 1992). Las aplicaciones de los grupos de enzimas dependen de la necesidad de hidrolizar polímeros complejos para incrementar su posterior degradación microbiológica.

La producción de enzimas extracelulares, tales como; amilasa, proteasa, lipasa, celulasa y fosfatasa constituye una propiedad bien conocida en microalgas y cianobacterias; por ser utilizadas con carácter taxonómico, para la identificación a nivel de especie como es el caso de la microalga *Chlorococcum* y *Spongiococcum* quienes producen enzimas proteolíticas extracelulares y enzimas amilolíticas (Archibald y Bold. 1970; Deason, 1976). La capacidad de producción de exoenzimas por parte de las microalgas, de su flora bacteriana asociada, y de otros microorganismos heterotróficos, puede ser utilizada como herramienta para inducir a la mayor eficiencia en la degradación de materia orgánica existente en aguas residuales. Las enzimas extracelulares o ectoenzimas que están unidas a la superficie de la célula y las de forma libre como las exoenzimas son absorbidas dentro de las sustancias poliméricas extracelulares (EPS) de la matriz del lodo del tratamiento de aguas residuales (Cadoret *et al*., 2002); las hidrolasas son importantes especialmente para la velocidad de la hidrolisis de la digestión anaerobia.

3.7. Eutrofización

Las aguas residuales provenientes de las actividades industriales como petroquímica, alimentos, así como de fuente domestica constituyen las bases más importantes de residuos con elevados niveles de nitrógeno, el cual es un nutriente que provoca una de las formas más importantes de degradación de la calidad del agua llamada eutrofización. El nitrógeno es incorporado a las aguas por las descargas residuales domesticas e industriales, por arrastres de los suelos fertilizados con abonos nitrogenados, lo cual provoca la eutrofización de lagos y embalses (Charles, 1993).

La Eutrofización es el proceso natural de envejecimiento de los lagos. Progresa aun sin tener la ayuda del hombre. La contaminación, sin embargo, acelera el envejecimiento natural y acorta considerablemente la vida del receptor acuático (Ramalho, 1996).

Consiste en una progresión gradual (sucesión ecológica) de una etapa a la otra, basada en cambios en el grado de nutrición o productividad. La etapa más joven del ciclo se caracteriza por una concentración muy baja de las plantas y una productividad biológica pequeña. Tales lagos se llaman oligotróficos (del griego *oligo*, que significa poco, y *trofico* que significa alimentar, de tal forma que oligotrófico significa pocos nutrientes). En una etapa posterior a la sucesión, el lago se hace mesotrofico (*meso* igual a intermedio). A continuación, el lago puede llegar a ser eutrófico (*eu* igual

o bien altamente productivo). La etapa final antes de la desaparición puede ser una tierra húmeda, una marisma (Ramalho, 1996).

El enriquecimiento y la sedimentación son los principales contribuyentes al proceso de envejecimiento. La vegetación en la orilla y las plantas acuáticas superiores utilizan parte de los nutrientes que llegan, crecen abundantemente y en consecuencia retienen los sedimentos (Ramalho, 1996).

En 1967, el reconocido limnólogo G.E. Hutchinson inauguro el Primer Simposio Internacional sobre Eutrofización en ambientes de agua dulce, donde procedió a dar una clara noción y la historia de este concepto, pero tuvo dudas al tratar de proponer una definición operacional convincente (NAS, 1969).

El interés de estudiar el flujo de nutrientes, nitrógeno y fosforo, a los cuerpos de agua, fue motivado por la evidente degradación de los ecosistemas de agua dulce, por la excesiva acumulación de estos nutrientes; así, el estudio del Proceso de Eutrofización se inició en los lagos y ríos en investigaciones ecológicas y geoquímicas en la década de 1960 (NAS, 1969).

Bustamante *et al*., (2002) y Ruibal *et al*., (1999), demostraron que las algas causantes de floraciones en el embalse San Roque en la ciudad de Córdoba, Argentina, son principalmente las cianobacterias *Anabaena spiroides* y *Microcystis aeruginosa*, y la pirrófita *Ceratium hirundinella*.

3.7.1. Principales elementos químicos involucrados en la eutrofización

- **Fosforo:** El fosforo favorece la eutrofización. Se ha demostrado que la ausencia de este elemento es más importante que la del nitrógeno para limitar el crecimiento de las algas plantónicas, especialmente en algunos tipos (algas “azules-verdes”), capaces de fijar nitrógeno atmosférico.

El fosforo aparece como fosfato en las formas siguientes (Ronzano y Dapena, 2015):

- Ortofosfatos solubles: Fácilmente precipitables, pueden proceder directamente de los vertidos o del resultado de una degradación en el proceso del tratamiento de los polifosfatos orgánicos o inorgánicos.
- Polifosfatos: Orgánicos o inorgánicos, que pueden bien degradarse en ortofosfatos, o bien permanecer inertes. A su vez pueden estar en solución o en suspensión más o menos sedimentable.

La relación entre estas diversas formas es muy variable y no se pueden proporcionar datos demasiado concretos:

- En una ARU (Agua Residual Urbana) bruta, los ortofosfatos pueden representarse del 15% al 35% de los fosfatos totales.
- En las ARU decantadas, la proporción aumenta en un 5% a un 10%.
- En una ARU con tratamiento secundario (Biológico), la fracción de ortofosfatos llega a alcanzar el 50% o incluso el 90%.
- Si comparamos las formas inorgánicas y orgánicas, estas últimas representarían del orden de un 30%.

- **Nitrógeno:** Los nitritos y nitratos aparecen generalmente en concentraciones casi siempre despreciables. Cuando la concentración de NH_4, es elevada (purines de cerdos, por ejemplo), se produce una mayor acción inhibidora sobre los *nitrobacter* que sobre los *nitrosomas*, debido a esto la nitratacion no puede seguir a la nitritacion, y por lo tanto las concentraciones de nitritos son bastante apreciables (Ronzano y Dapena, 2015).

Las dos principales fuentes de contaminación nitrogenada son los vertidos de proteínas y urea; algunos autores clasifican esta última independientemente. La fracción orgánica degradable se transforma, por acción enzimática, en forma amoniacal, mediante el proceso denominado amonificación. La cinética de esta reacción es muy rápida para la urea, pero inferior para las proteínas (Ronzano y Dapena, 2015).

IV. Materiales y Métodos

4.1. Área de Muestreo

El estudio se realizó en Las Pilas de Tratamiento de Aguas Residuales San Isidro, Departamento de León, Nicaragua. La zona de muestreo está ubicada específicamente a 3.74 kms del centro de la ciudad de León, exactamente en las coordenadas 12°26'14.69"N, 86°54'43.32"O. Dicho establecimiento está comprendido por 6 pilas; 2 pilas primarias, 2 pilas secundarias y 2 pilas terciarias. Tanto las pilas primarias como secundarias presentan las mismas dimensiones, 81.8 metros de ancho por 91.7 metros a lo interno y con un área total de 85.5 metros de ancho por 95.4 metros de largo incluyendo los muros perimetrales. Las pilas terciarias presentan dimensiones de 61.7 metros de ancho por 71.75 metros de largo a lo interno y un área total de 65.7 metros de ancho por 75.75 metros de largo incluyendo los muros perimetrales.

Figura 4. Esquema general de las pilas de estabilización San Isidro.

Las pilas de tratamiento cuentan con un sistema de pretratamiento compuesto por un pozo de visita (Figura 5.1), estación de bombeo (Figura 5.2), rejilla manual (Figura 5.3), desarenador, canal de

conducción, interconexión, cajas de paso y distribución de flujo (Figura 5.4), canaletas Parshall (Figura 5.5), tamizado automatizado (Figura 5.6) y lecho de secado de arena (Figura 5.7). El mantenimiento de las pilas de tratamiento está sujeto a un protocolo elaborado en conjunto por la **Cooperación Alemana, GIZ (Agencia Alemana de Cooperación Técnica), PROATAS (Programa de Asistencia Técnica en Agua y Saneamiento) y ENACAL.**

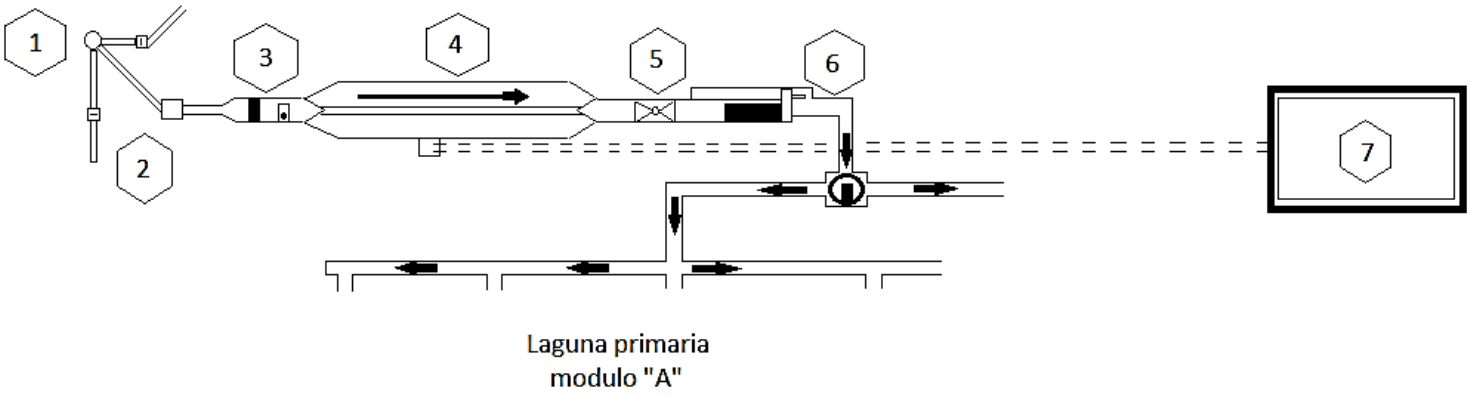

Figura 5. Esquema del sistema de pretratamiento de las pilas de estabilización San Isidro.

4.2. Metodología para la Toma de Muestras

Los muestreos se realizaron una vez al mes, en el periodo de marzo-agosto. El área de estudio fue georeferenciada con un GPS marca Garmin eTrex 10. Las muestras de agua para conteo de fitoplancton se tomaron por duplicado, entre 9 a 11 am, en cambio los parámetros fisicoquímicos (pH, Turbidez, Oxígeno disuelto (OD) y Temperatura), se midieron por triplicado y se calculó una media aritmética. La medición de los parámetros se realizó en la superficie del agua de las pilas. Para la toma de temperatura y OD se utilizó un oxímetro marca Fisher scientific, que se introdujo en la superficie del agua para determinar el oxígeno disuelto y la temperatura en el lugar. El pH se midió con un pH-metro marca pHTestr 20 y el procedimiento se realizó de manera similar al utilizado para la toma de medida del OD. La turbidez se midió con un disco de secchi elaborado por el Laboratorio de Fisiología Animal de la UNAN-León, el cual esta graduado con franjas blanca y negra cada 5cm, en el cual se registró la profundidad de desaparición del disco, que consistía en descender el disco dentro del agua hasta que desaparezca y se registre la profundidad. Las lecturas de disco de secchi fueron medidas siempre por la misma persona.

La extracción de las muestras de agua con fitoplancton se realizó utilizando un tubo PVC de 2 pulgadas de diámetro por 1 metro de largo, el cual es atravesado por una cuerda en cuyo extremo se

encuentra atada una bola de tenis, la que sirve como tapa para que el agua que entrase en el tubo en el momento de ser sumergido no saliera. Se llenó 2 envases por cada pila, previamente rotulados y preparados con 5 gotas de lugol neutro y se llevaron al Laboratorio de Fisiología Animal de la UNAN-León.

4.3. Identificación de grupos algales y conteo celular

La identificación de los grupos de fitoplancton se realizó haciendo una comparación con guías ilustradas de Moreira y García, (2007), corroborados con Almanza (2016) de géneros pertenecientes a las divisiones Clorófitas y Cianofitas. Las muestras fueron visualizadas al microscopio utilizando la cámara de Conteo Celular Neubauer o Hematocitometro, los conteos se realizaron por quintuplicados.

4.4. Cámara Neubauer o Hematocitometro

Utilizando un gotero se tomó 10 µl de la muestra de agua y se colocó en la cámara para su posterior examinación en el microscopio. Se fijó con la lente de menor aumento (10X) los cuadrantes para después utilizar el lente de 40X y tener una mejor percepción visual de los organismos y realizar su identificación y conteo. La cámara Neubauer cuenta con cuatro cuadrantes de mayor tamaño (1 mm de alto por 1mm de ancho), el cual alberga 16 cuadrantes de tamaño menos (0.25 mm de alto por 0.25 mm de ancho). Los cuadrantes se encuentran separados por una rejilla de 0.05 mm de alto tal y a como se muestra en la figura 6.

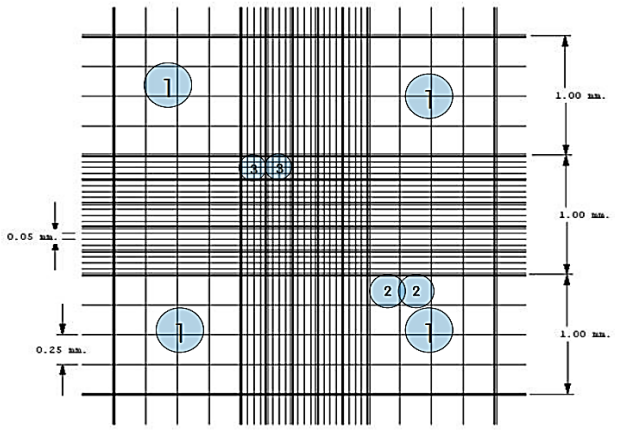

Figura 6. Diseño de la cámara Neubauer o hematocitometro.
Fuente: Bastidas, O. (s.f.).

El recuento se realizó siguiendo un patrón de zig-zag en cada cuadrante a como se muestra en la figura 7.

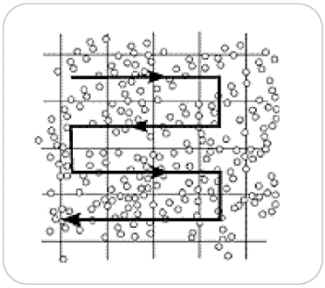

Figura 7. Patrón de zig-zag en cuadrante de hematocitometro.
Fuente: Bastidas, O. (s.f.).

4.5. Análisis Estadístico

Para los experimentos la comparación entre los grupos se realizó usando el software SigmaPlot (SPSS Inc., Chicago, IL) versión 12.5 para Microsoft Windows. Los datos fueron analizados mediante una prueba de normalidad (Shapiro-Wilks) y de homogeneidad de varianzas (prueba C de Cochran). La relación entre los parámetros fisicoquímicos y las concentraciones de los grupos de microalgas se determinó usando el análisis de Correlación de Pearson (R). Los datos se muestran como media ± E.E.M. de cada grupo y las diferencias entre ellos se evaluaron mediante un ANOVA de una vía. Tras los análisis de varianza se realizó el test de comparaciones múltiples de Student Newman Keuls. En todos los casos el nivel de significación se estableció con un valor de $P<0.05$.

V. Resultados

5.1. Parámetros físico químicos registrados en las pilas de estabilización

En la figura 8 se observan las fluctuaciones promedio de los parámetros temperatura, OD, pH y turbidez a lo largo del periodo de estudio. Los parámetros en su mayoría presentaron una tendencia ascendente hasta el mes de junio, comenzando un descenso gradual a partir del mes de julio. Los parámetros temperatura, pH y Turbidez presentaron comportamientos similares en ambos módulos, no así el parámetro OD.

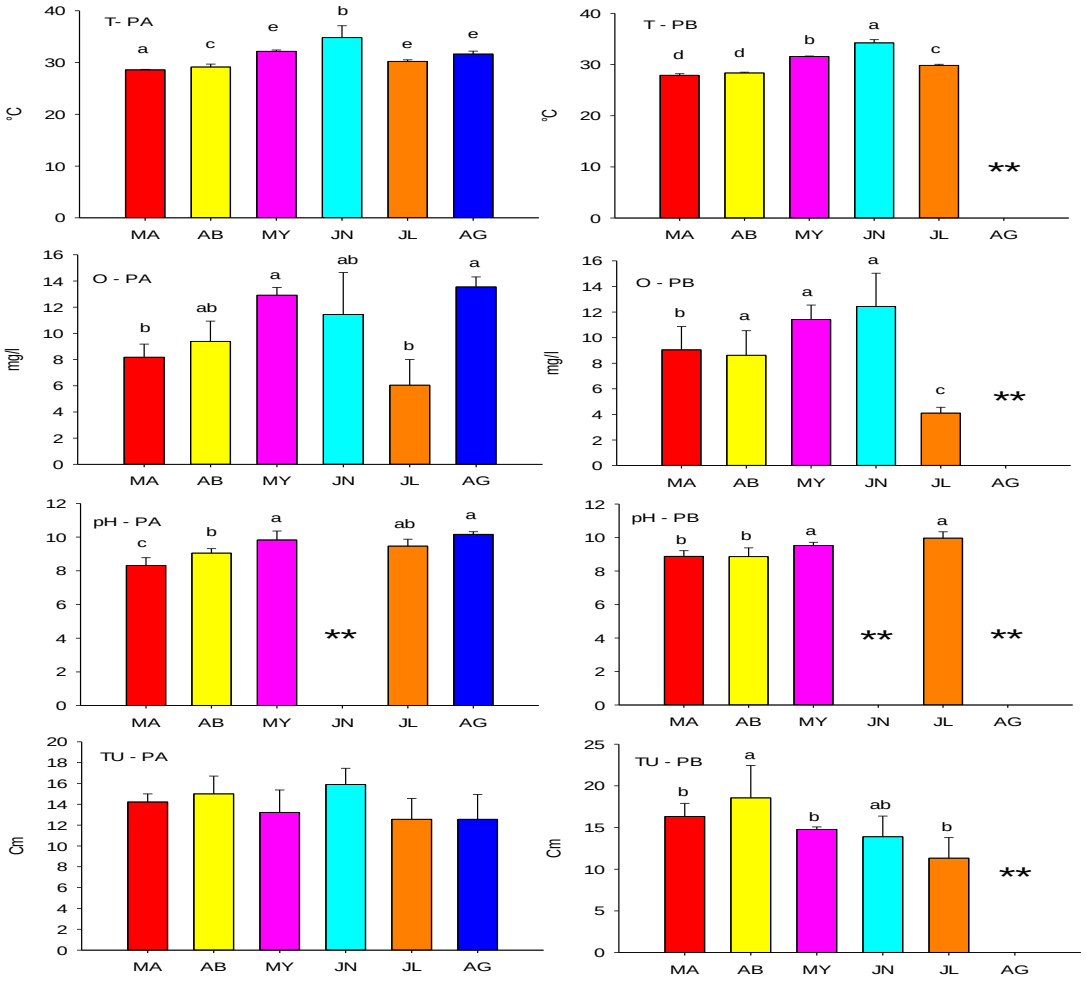

Figura 8. Comportamiento de los parámetros físico químicos en las pilas del módulo A y B del sector San Isidro, ENACAL-León. T-PA=Temperatura de las pilas del módulo A, T-PB=Temperaturas del módulo B, O-PA=Oxigeno de las pilas del módulo A, O-PB=Oxigeno de las pilas del módulo B, pH-PA=pH de las pilas del módulo A, pH-PB= pH de las pilas del módulo B, TU-PA=Turbidez de las pilas del módulo A, TU-PB= Turbidez de las pilas del módulo B. MA= Marzo, AB=Abril, MY=Mayo, JN=Junio, JL=Julio, AG=Agosto. (**) No disponible. Cada valor corresponde a la media ± EEM. N=9. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p<0.05$).

En la tabla 5 se observan los valores de las temperaturas registradas durante el periodo de muestreo en las pilas del módulo A y B. El valor máximo se registró en el mes de junio en la PTA, así mismo, el valor mínimo de temperatura se registró en el mes de marzo en la PPB.

Tabla 5. Valores de temperatura registrados en los módulos de pilas A y B. San Isidro-ENACAL, León. Valores mostrados en grados Celsius (°C). PPA= Pila primaria A, PSA=Pila secundaria A, PTA=Pila terciaria A, PPB= Pila primaria B, PSB=Pila secundaria B, PTB=Pila terciaria B. (**) no disponible, (*) valor máximo, (^{X}) valor mínimo.

	Marzo	***Abril***	***Mayo***	***Junio***	***Julio***	***Agosto***
PPA	28.8	30.2	32.6	30.3	30.8	32.3
PSA	28.5	28.3	31.7	36.3	29.8	30.5
PTA	28.5	28.9	32.2	**37.9***	30.1	32.1
PPB	**27.3^{X}**	28.6	31.7	34.9	**	**
PSB	28.1	28.4	31.4	34.9	29.6	**
PTB	28.3	28.1	31.6	33.0	30.1	**

La tabla 6 muestra los valores de OD registrados durante los meses de estudio en las pilas del módulo A y B. El mes de junio registró el valor más alto de OD en la PTA, no así el mes de julio que presentó el valor más bajo en la misma pila.

Tabla 6. Valores de OD registrados en los módulos de pilas A y B. San Isidro-ENACAL, León. Valores mostrados en miligramos por litro (mg/l). PPA= Pila primaria A, PSA=Pila secundaria A, PTA=Pila terciaria A, PPB= Pila primaria B, PSB=Pila secundaria B, PTB=Pila terciaria B. (**) no disponible, (*) valor máximo, (^{X}) valor mínimo.

	Marzo	***Abril***	***Mayo***	***Junio***	***Julio***	***Agosto***
PPA	6.3	11.0	12.6	6.6	7.5	15.0
PSA	8.4	6.3	12.1	10.2	8.4	12.3
PTA	9.8	10.9	14.0	**17.5***	**2.2^{X}**	13.3
PPB	5.4	5.1	12.1	14.7	**	**
PSB	11.0	9.0	9.2	15.4	3.5	**
PTB	10.7	11.7	13.0	7.3	4.7	**

La tabla 7 muestra los valores de pH registrado durante los meses de estudio en las pilas del módulo A y B. El valor de pH más bajo registrado en el estudio se presentó en la PPA durante el mes de marzo, no así la PTA que registró el valor más alto durante el mes de mayo, llegando a un pH de 10.9.

Se observa además la tendencia del pH a aumentar entre las fases del tratamiento, notándose el aumento desde la PPA hasta la PTA y de igual forma para el modulo B.

Tabla 7. Valores de pH registrados en los módulos de pilas A y B. San Isidro-ENACAL, León. PPA= Pila primaria A, PSA=Pila secundaria A, PTA=Pila terciaria A, PPB= Pila primaria B, PSB=Pila secundaria B, PTB=Pila terciaria B. (-) no registrado, (**) no disponible, (*) valor máximo, (^{X}) valor mínimo.

	Marzo	***Abril***	***Mayo***	***Julio***	***Agosto***
PPA	**7.6***	8.5	9.3	8.8	9.9
PSA	8.3	9.1	9.3	9.4	10.2
PTA	9.1	9.5	**10.9^{X}**	10.2	10.4
PPB	8.3	7.9	9.3	**	**
PSB	9.0	9.1	9.3	9.5	**
PTB	9.38	9.64	9.90	10.43	**

En la tabla 8 se pueden observar los valores de turbidez registrados durante el periodo de muestreo en las pilas del módulo A y B. La turbidez estuvo dada por los valores registrado por el disco de Secchi, registrándose así el valor más alto de disco de Secchi en la PPB durante el mes de abril y el valor más bajo en la PTA durante el mes de agosto.

Igual que el pH se puede observar que existe una ligera tendencia decreciente del valor del disco de Secchi entre las fases de tratamiento, notándose valores más altos en la PPA y disminuyendo gradualmente hasta la PTA y de igual forma para el modulo B.

Tabla 8. Valores de turbidez registrados en los módulos de pilas A y B. San Isidro-ENACAL, León. Valores mostrados en centímetros (cm). PPA= Pila primaria A, PSA=Pila secundaria A, PTA=Pila terciaria A, PPB= Pila primaria B, PSB=Pila secundaria B, PTB=Pila terciaria B. (-) no registrado, (**) no disponible, (*) valor máximo, (^{X}) valor mínimo.

	Marzo	***Abril***	***Mayo***	***Junio***	***Julio***	***Agosto***
PPA	15.0	18.3	16	19.0	15.3	16.0
PSA	15.0	12.7	14.7	14.0	13.7	13.7
PTA	12.7	14.0	9.0	14.7	8.7	**8.0***
PPB	19.3	**26.0^{X}**	14.7	12.7	**	**
PSB	15.7	13.0	15.3	18.7	14.3	**
PTB	14.00	16.67	14.33	10.33	8.33	**

5.1.1. Variación de los parámetros físico químicos por pila

Parámetros físico químicos en la pila primaria del módulo A

En la figura 9 se muestra el comportamiento de los parámetros físico químicos en la pila primaria del módulo A durante el periodo de muestreo. De manera general podemos se observa que todos los parametros exiben el mismo comportamiento, el valor de esos aumenta gradualmente hasta el mes de mayo y luego disminuyen en el mes de junio para volver a aumentar hasta el mes de agosto.

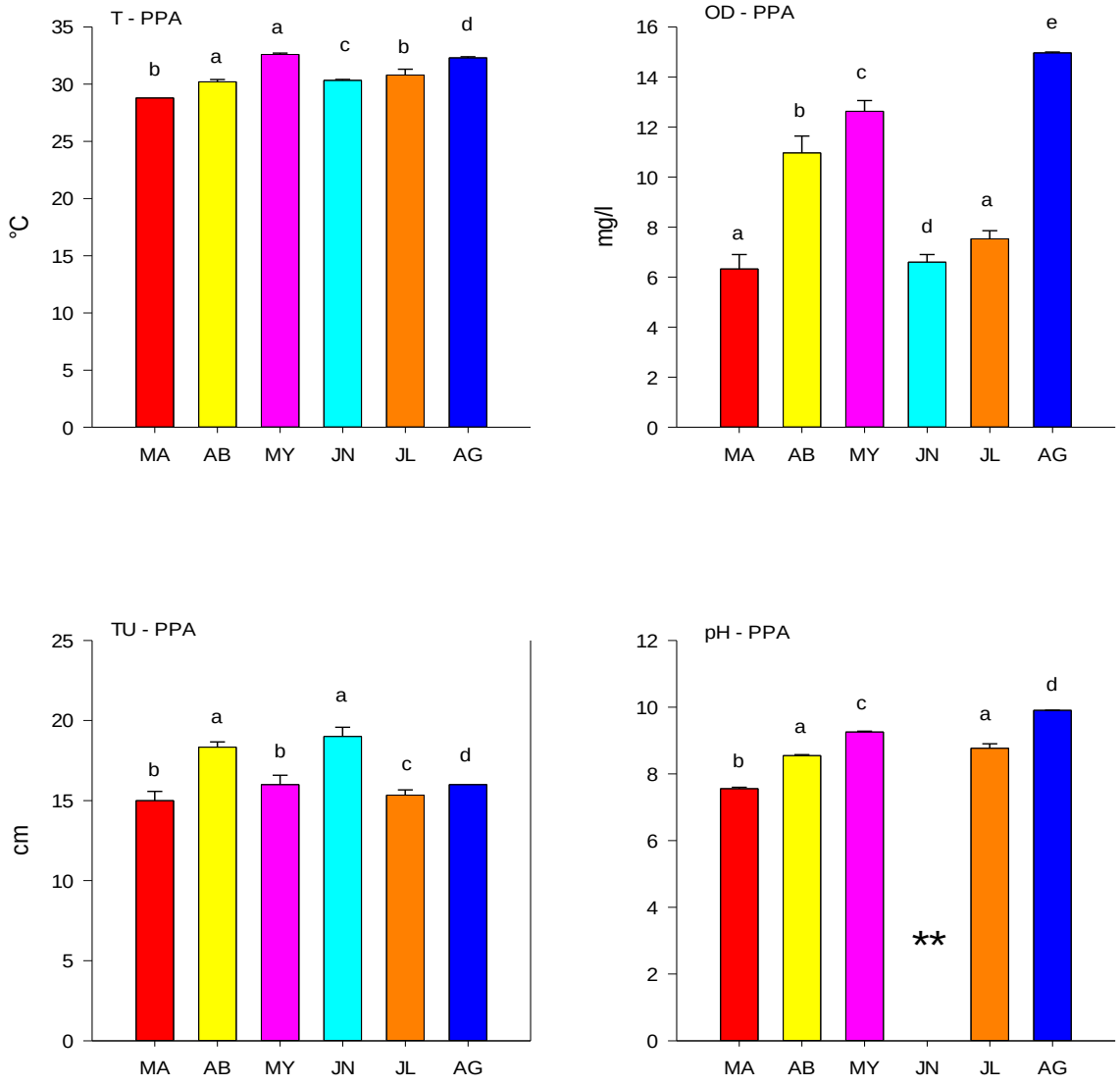

Figura 9. Comportamiento de los parámetros físico químicos en la pila primaria del módulo A del sector San Isidro, ENACAL-León. T-PPA=Temperatura de la pila primaria del módulo A, OD-PPA=Oxigeno de la pila primaria del módulo A, pH-PPA=pH de la pila primaria del módulo A, TU-PPA=Turbidez de la pila primaria del módulo A. MA= Marzo, AB=Abril, MY=Mayo, JN=Junio, JL=Julio, AG=Agosto. (**) No disponible. Cada valor corresponde a la media ± EEM. N=3. Letras diferentes indican diferencias significativas (p<0.05).

Parámetros físico químicos en la pila secundaria del módulo A

En la figura 10 se observan las fluctuaciones que se registraron en los parámetros físico químicos en la pila secundaria del módulo A durante los meses de muestreo. De manera general se observa un comportamiento similar a la pila primaria A. El parámetro turbidez mantuvo un comportamiento casi similar durante todos los meses de estudio.

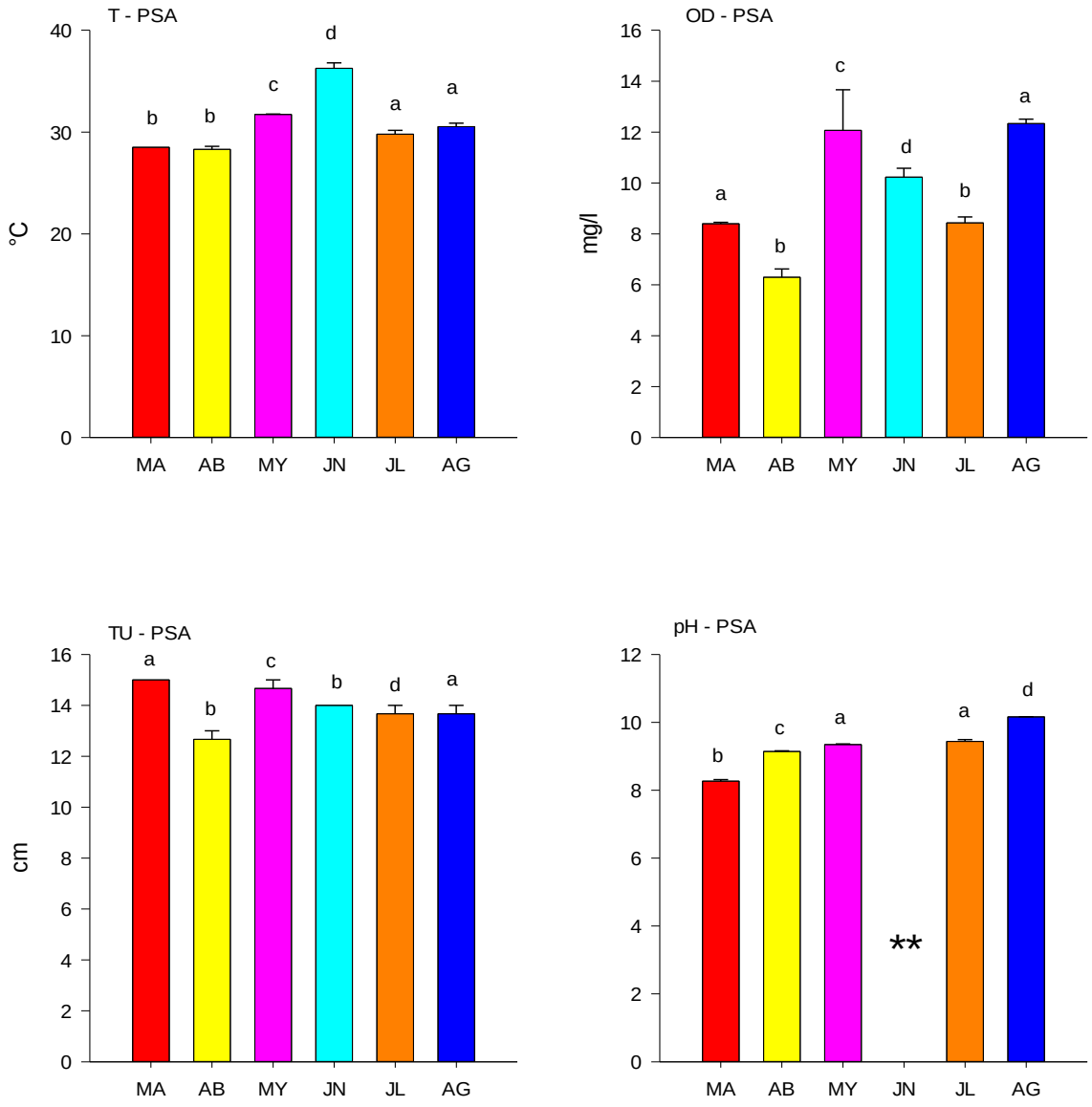

Figura 10. Comportamiento de los parámetros físico químicos en la pila secundaria del módulo A del sector San Isidro, ENACAL-León. T-PSA=Temperatura de la pila secundaria del módulo A, OD-PSA=Oxigeno de la pila secundaria del módulo A, pH-PSA=pH de la pila secundaria del módulo A, TU-PSA=Turbidez de la pila secundaria del módulo A. MA= Marzo, AB=Abril, MY=Mayo, JN=Junio, JL=Julio, AG=Agosto. (**) No disponible. Cada valor corresponde a la media ± EEM. N=3. Letras diferentes indican diferencias significativas (p<0.05).

Parámetros físico químicos de la pila terciaria del módulo A

La figura 11 muestra el comportamiento de los parámetros registrados a lo largo del periodo de estudio en la pila terciaria del módulo A. De manera general se puede observar que el mes de junio registró los valores más altos durante el periodo de muestreo. Además, se registró un patrón ascendente en los parámetros OD, temperatura y Ph hasta mediados del periodo de muestreo.

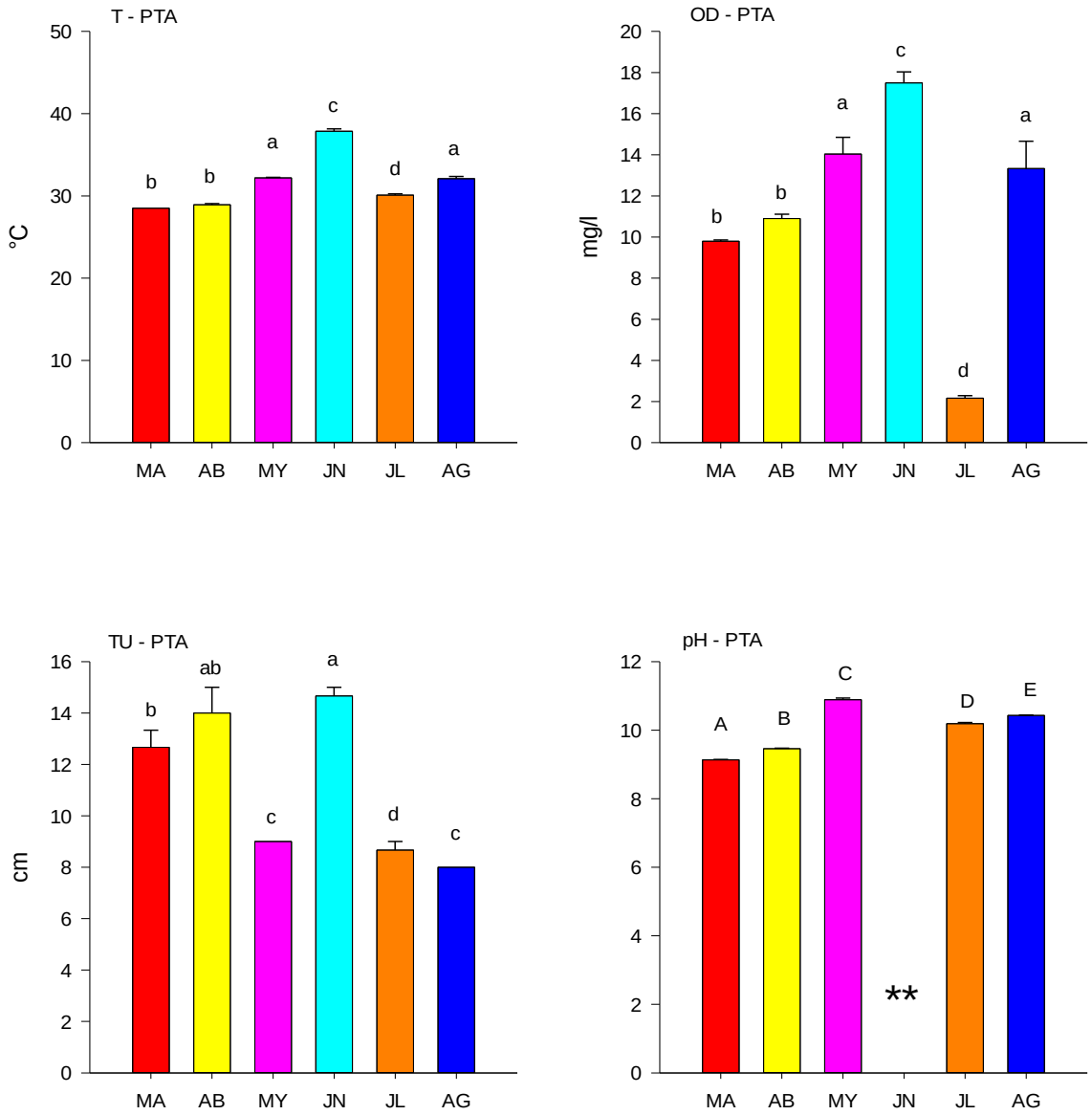

Figura 11. Comportamiento de los parámetros físico químicos en la pila terciaria del módulo A del sector San Isidro, ENACAL-León. T-PTA=Temperatura de la pila terciaria del módulo A, OD-PTA=Oxigeno de la pila terciaria del módulo A, pH-PTA=pH de la pila terciaria del módulo A, TU-PTA=Turbidez de la pila terciaria del módulo A. MA= Marzo, AB=Abril, MY=Mayo, JN=Junio, JL=Julio, AG=Agosto. (**) No disponible. Cada valor corresponde a la media ± EEM. N=3. Letras diferentes indican diferencias significativas (p<0.05).

Parámetros físico químicos de la pila primaria del módulo B

En la figura 12 se muestra el comportamiento de cada parámetro registrado durante el periodo de muestreo en la pila primaria del módulo B. Como se puede observar en la figura 12, no hay disponibilidad de datos en los meses de julio y agosto, esto debido a que esta pila estuvo sujeta a mantenimiento (extracción de lodos) durante estos 2 meses. Al igual que las pilas de modulo A, esta presento una tendencia creciente en cuanto a los valores de los parámetros temperatura, OD y pH, no así el parámetro turbidez que presentó un comportamiento inverso.

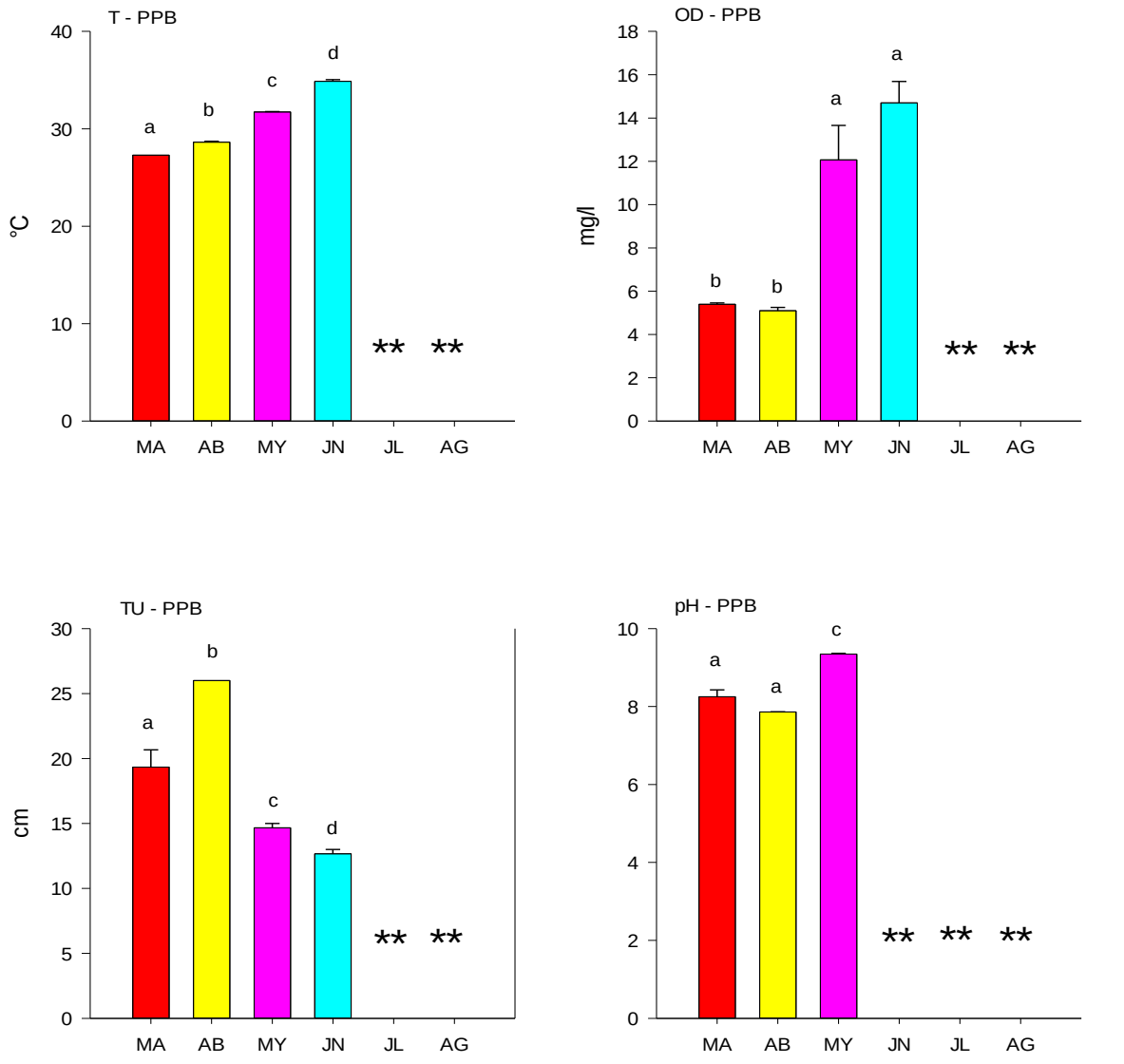

Figura 12. Comportamiento de los parámetros físico químicos en la pila primaria del módulo B del sector San Isidro, ENACAL-León. T-PPB=Temperatura de la pila primaria del módulo B, OD-PPB=Oxigeno de la pila primaria del módulo B, pH-PPB=pH de la pila primaria del módulo B, TU-PPB=Turbidez de la pila primaria del módulo B. MA= Marzo, AB=Abril, MY=Mayo, JN=Junio, JL=Julio, AG=Agosto. (**) No disponible. Cada valor corresponde a la media ± EEM. N=3. Letras diferentes indican diferencias significativas (p<0.05).

Parámetros físico químicos de la pila secundaria del módulo B

En la figura 13 se muestra el comportamiento de los parámetros físico químicos registrados en los meses de muestreo en la pila secundaria del módulo B. Como se puede observar en la figura 13, no hay disponibilidad de datos en el mes de agosto, esto debido a que esta pila estuvo sujeta a mantenimiento (extracción de lodos) durante este mes. El parámetro pH mostró cierta estabilidad en cuanto a su valor durante el periodo de muestreo, no así el parámetro turbidez y OD donde se vieron muchas fluctuaciones. El parámetro temperatura presento una tendencia creciente hasta el mes de junio y luego descendió en el mes de julio.

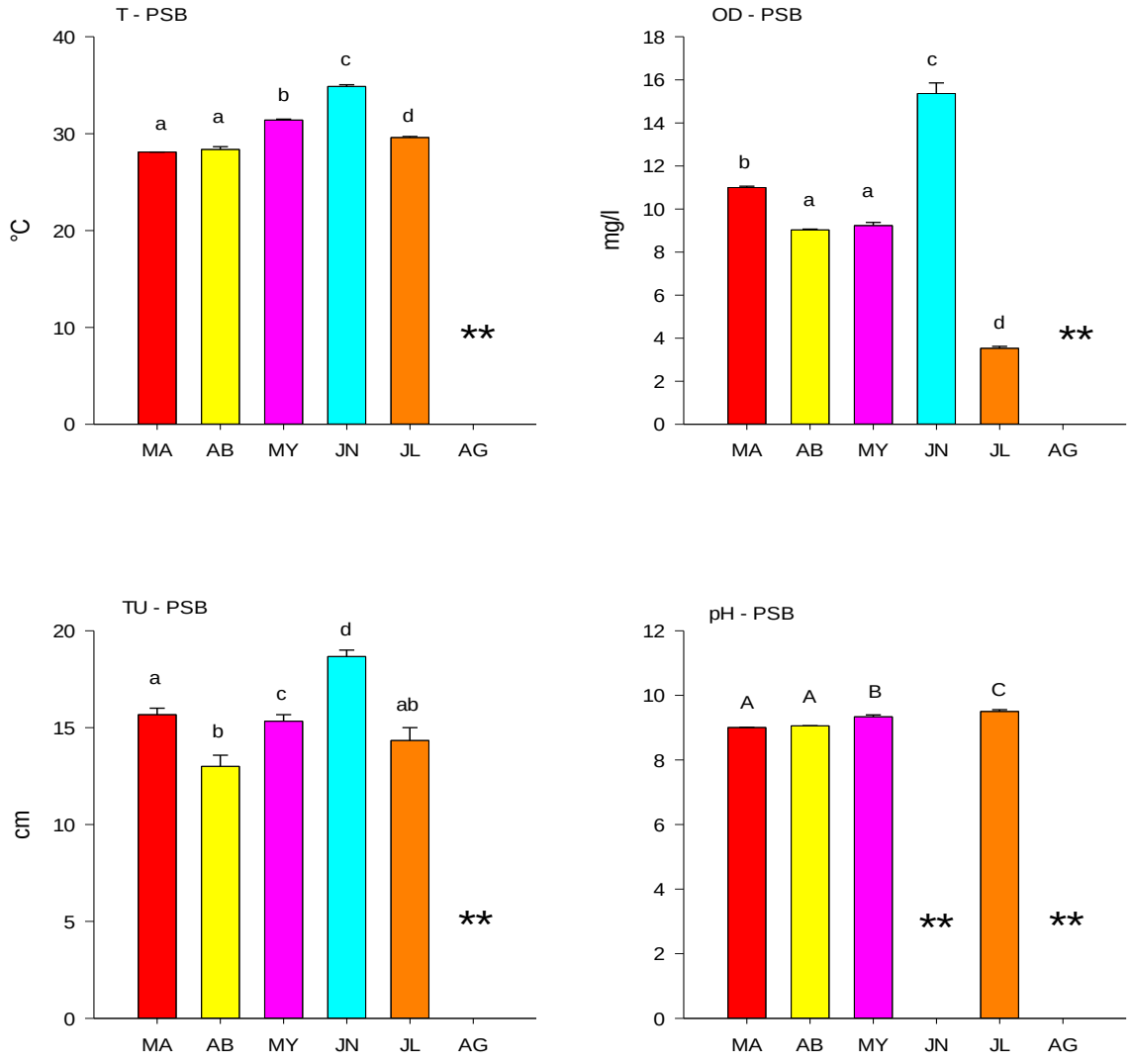

Figura 13. Comportamiento de los parámetros físico químicos en la pila secundaria del módulo B del sector San Isidro, ENACAL-León. T-PSB=Temperatura de la pila secundaria del módulo B, OD-PSB=Oxigeno de la pila secundaria del módulo B, pH-PSB=pH de la pila secundaria del módulo B, TU-PSB=Turbidez de la pila secundaria del módulo B. MA= Marzo, AB=Abril, MY=Mayo, JN=Junio, JL=Julio, AG=Agosto. (**) No disponible. Cada valor corresponde a la media ± EEM. N=3. Letras diferentes indican diferencias significativas (p<0.05).

Parámetros físico químicos de la pila terciaria del módulo B

En la figura 14 se puede observar el comportamiento de los parámetros físico químicos obtenidos durante el periodo de muestro en la pila terciaria del módulo B. Como se puede observar en la figura 14, no hay disponibilidad de datos en el mes de agosto, esto debido a que esta pila estuvo sujeta a mantenimiento (extracción de lodos) durante este mes. El parámetro OD y turbidez presentaron comportamiento descendente similares no así el parámetro pH y temperatura que fueron aumentando gradualmente durante todo el periodo de estudio.

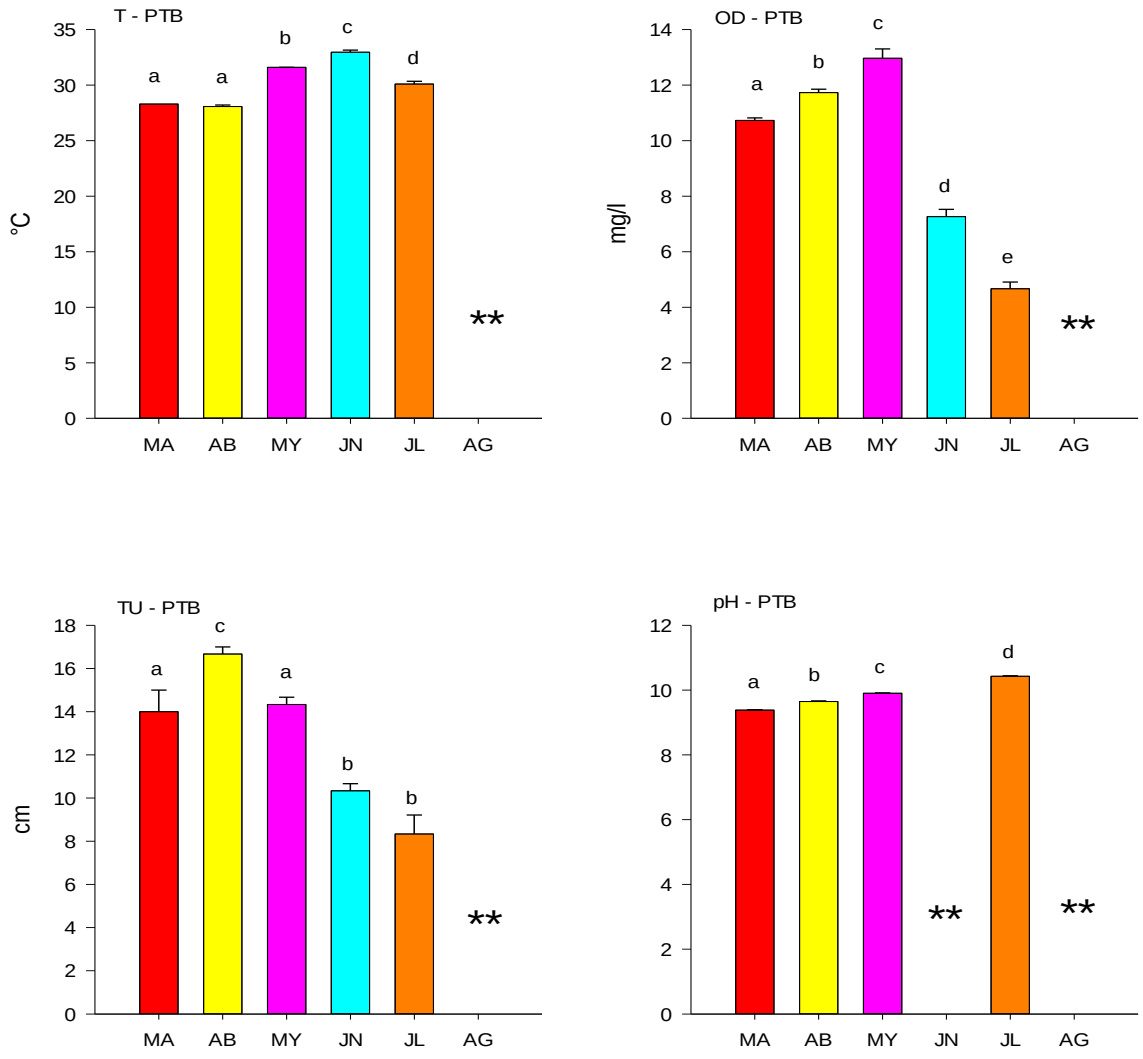

Figura 14. Comportamiento de los parámetros físico químicos en la pila terciaria del módulo B del sector San Isidro, ENACAL-León. T-PTB=Temperatura de la pila terciaria del módulo B, OD-PTB=Oxigeno de la pila terciaria del módulo B, pH-PTB=pH de la pila terciaria del módulo B, TU-PTB=Turbidez de la pila terciaria del módulo B. MA= Marzo, AB=Abril, MY=Mayo, JN=Junio, JL=Julio, AG=Agosto. (**) No disponible. Cada valor corresponde a la media ± EEM. N=3. Letras diferentes indican diferencias significativas (p<0.05).

5.2. Concentraciones de grupos fitoplanctónicos en los meses de estudio.

La figura 15 muestra los valores promedios de la concentración de microalgas (cel/ml) en el sistema de pilas A y B en cada mes de muestreo. De manera general, los resultados muestran que en todos los meses de estudio la división predominante es cianofita.

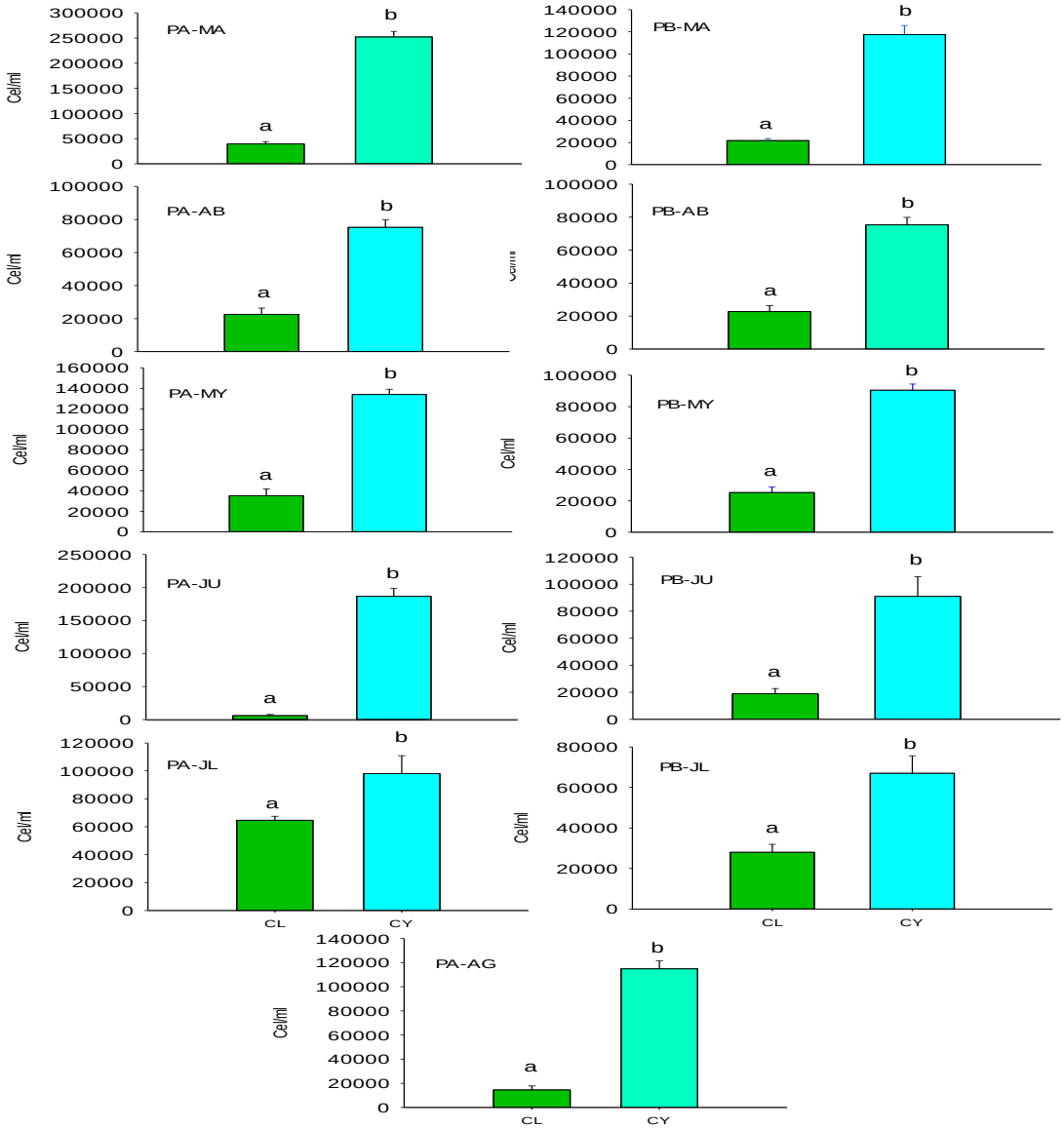

Figura 15. Concentración de clorófita y cianofita en las pilas de oxidación del sector San Isidro, ENACAL-León. PA-MA= Pilas A en mayo, PB-MA= Pilas B en mayo, PA-AB= Pilas A en abril, PB-AB= Pilas B en abril, PA-MY= Pilas A en mayo, PB-MY= Pilas B en mayo, PA-JU= Pilas A en junio, PB-JU= Pilas B en junio, PA-JL=Pilas A en julio, PB-JL= Pilas B en julio y PA-AG= Pilas A en agosto; CL= clorófita, CY= cianofita. Cada valor corresponde a la media ± EEM. N=15. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p<0.05$).

La tabla 9 muestra las concentraciones de algas de la división clorófita (cel/ml) en cada una de las pilas del módulo A y B de las pilas de estabilización de San Isidro. Donde se refleja que la PPB en el mes de julio y agosto no pudo ser muestreada debido a que la pila estaba en proceso de extracción de lodos por lo que necesaria la evacuación del agua que contenía, esto se repitió en la PSB y PTB en el mes de agosto. La PSA presentó la concentración de clorófitas más alta en el mes de mayo y la concentración más baja se registró en la PTA en el mes de agosto.

Tabla 9. Concentraciones de la división clorófita en los módulos de pilas A y B. San Isidro-ENACAL, León. Valores mostrados en células por mililitro (cel/ml). PPA= Pila primaria A, PSA=Pila secundaria A, PTA=Pila terciaria A, PPB= Pila primaria B, PSB=Pila secundaria B, PTB=Pila terciaria B. (**) no disponible, (*) valor máximo, (^{x}) valor mínimo.

	Marzo	***Abril***	***Mayo***	***Junio***	***Julio***	***Agosto***
PPA	56500	26500	17000	13000	57000	26500
PSA	26500	18000	**66000***	1000	68000	**2500^{x}**
PTA	35000	21000	23000	4000	69000	
PPB	27000	40000	41500	35000	**	**
PSB	13500	20000	13500	3500	25500	**
PTB	20500	8000	21000	18000	30500	**

En la tabla 10 se puede apreciar las concentraciones de algas de la división cianofita (cel/ml) en las pilas del módulo A y B de las pilas de estabilización de San Isidro. La concentración más alta se registró en la PPA durante el mes de marzo mientras que la concentración más baja se logró observar en la PSB durante el mes de junio.

Tabla 10. Concentraciones de la división cianofita en los módulos de pilas A y B. San Isidro-ENACAL, León. Valores mostrados en células por mililitro (cel/ml). PPA= Pila primaria A, PSA=Pila secundaria A, PTA=Pila terciaria A, PPB= Pila primaria B, PSB=Pila secundaria B, PTB=Pila terciaria B. (**) no disponible, (*) valor máximo, (^{x}) valor mínimo.

	Marzo	***Abril***	***Mayo***	***Junio***	***Julio***	***Agosto***
PPA	**279500***	82000	136500	165000	118000	92000
PSA	248500	146000	115000	242000	37000	110500
PTA	229000	124500	150500	153000	139000	142000
PPB	229000	93000	88000	164000	**	**
PSB	232500	74000	89500	**35000^{x}**	60500	**
PTB	194000	59000	94000	74000	73500	**

5.2.1. Comportamiento general de la división clorófita en Pilas A y B

En la Figura 16 se observan las fluctuaciones de los promedios de la división clorófita en los módulos de pilas A y B a lo largo del periodo de estudio. De manera general, se observa que en el módulo de pilas B hubo un aumento gradual en función del tiempo no así en el módulo A donde las concentraciones fluctuaron de manera irregular.

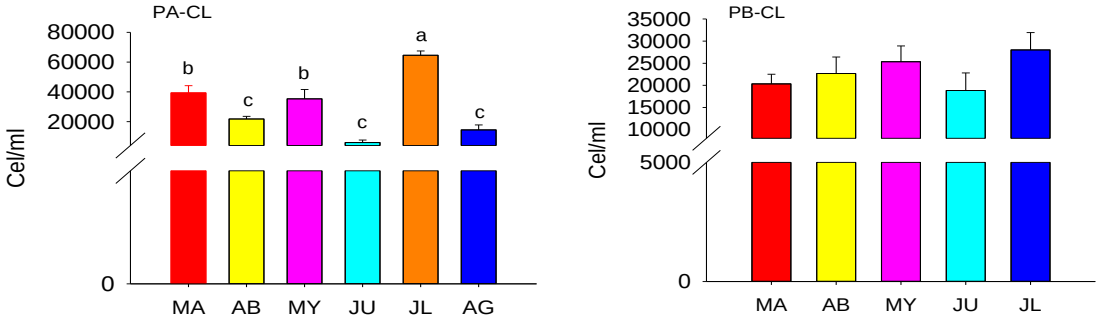

Figura 16. Comportamiento general de la división clorófita en el módulo de pilas A y B. San Isidro, ENACAL-León. PA-CL= Pilas del módulo A, división clorófita. PB-CL= Pilas del módulo B, división clorófita. Cada valor corresponde a la media ± EEM. N=15. Letras diferentes indican diferencias significativas (p<0.05).

5.2.2. Comportamiento general de la división cianofita en Pilas A y B

La figura 17 muestra las fluctuaciones de las concentraciones promedio de la división cianofita en los módulos de pilas A y B a lo largo del periodo de muestreo. Las concentraciones más altas se observaron en el mes de marzo en ambos módulos.

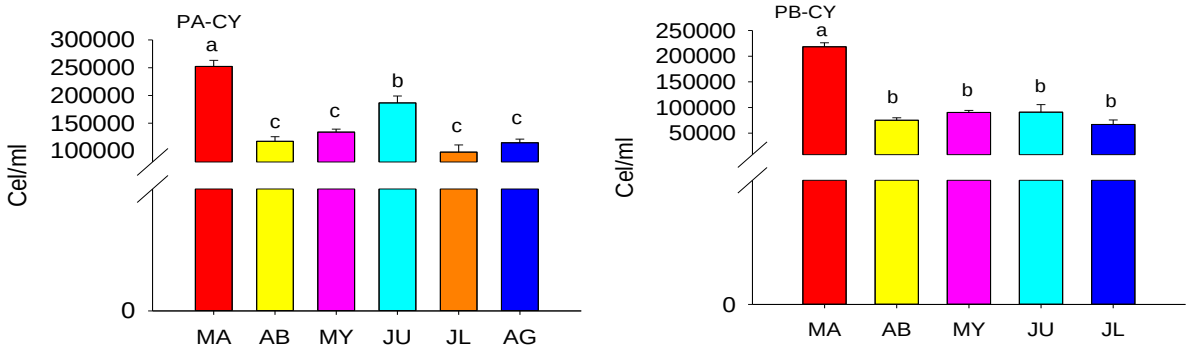

Figura 17. Comportamiento general de la división cianofita en el módulo de pilas A y B. San Isidro, ENACAL-León. PA-CY= Pilas del módulo A, división cianofita. PB-CY= Pilas del módulo B, división cianofita. Cada valor corresponde a la media ± EEM. N=15. Letras diferentes indican diferencias significativas (p<0.05).

5.2.3. Géneros de la división Clorófita

En la tabla 11 se muestran los promedios de las concentraciones de los géneros del grupo clorófitas identificados durante los meses de muestreo. Cabe destacar que géneros como *Scenedesmus*, *Crusigenia*, *Chlamidomonas* y *Volvox* se identificaron únicamente en un mes. En total se logró identificar nueve géneros pertenecientes al grupo clorófita.

Tabla 11. Valores promedios de las concentraciones de los géneros de la división *clorófita* identificados en las pilas del sistema A y B, sector San Isidro – León. Valores mostrados en células por mililitro (cel/ml). PA=Pilas del módulo A, PB= Pilas del módulo B. (**) no disponible, (*) valor máximo entre meses, (^{X}) valor mínimo entre meses.

Géneros	Marzo		Abril		Mayo		Junio		Julio		Agosto	
	PA	PB	PA	PB	PA	PB	PA	PB	PA	PB	PA	PB
Monoraphidium	**19167***	5667	2500	3507	3500	1500	**1250^{X}**	2500				**
Chlorella	9833	4667	11167	11167	23833	23833	4000	4000	**46333***	18000	**2000^{X}**	**
Eudorina	**6333***	3500	4167	2750	1000	1000	**500^{X}**					**
Oocystis	5333	3667	**1000^{X}**						**14333***	8750		**
Scenedesmus		**2250***										**
Crusigenia		**500***										**
Actinastrum			6333	5833	1333	**500^{X}**	3000	**19000***	2333	1250	13500	**
Chlamidomonas							**2750***	**750^{X}**				**
Volvox									**1500***			**

5.2.4. Géneros de la división Cianofita

En la tabla 12 se presentan los promedios de las concentraciones de los géneros de la división cianofita identificados durante los meses de muestreo. El género *Aphaenizomenon* se presentó únicamente en el primer mes de muestreo en las pilas del módulo A. En total se contabilizó ocho géneros de la división cianofita.

Tabla 12. Valores promedios de las concentraciones de los géneros de la división cianofita identificados en las pilas del módulo A y B, sector San Isidro – León. Valores mostrados en células por mililitro (cel/ml). PA=Pilas del módulo A, PB= Pilas del módulo B. (**) no disponible, (*) valor máximo entre meses, (^{X}) valor mínimo entre meses.

Géneros	Marzo		Abril		Mayo		Junio		Julio		Agosto	
	PA	PB	PA	PB	PA	PB	PA	PB	PA	PB	PA	PB
Merismospedia	**178000***	93667	44167	11667	37667	5000	34667	8250	19000	2000	**500^{X}**	**
Chroococcus	6167	3000	7500	3500	4000	2167		**2000^{X}**	**17500***	2250	7000	**
Microcystis	**29167^{X}**	53167	33333	31500	69333	47333			51333	52000	**105500***	**
Oscillatoria	20167	**31333***	24833	26333	19500	31333			**1667^{X}**	2750		**
Aphaenizomenon	**2500***											**
Spirullina	**5250***		1000	**500^{X}**	1000	500	2250					**
Anabaena	16250	**25833***	7000	2500	3167	4333	**1500^{X}**	16167	8500	8000	6833	**
Anabaenopsis	4000	**12667***	**500^{X}**	1000								**

5.3. Correlación entre las concentraciones de microalgas y valores de los parámetros fisicoquímicos

La tabla 13 muestra los valores de correlación entre el comportamiento de las concentraciones de clorófitas y cianofitas con los parámetros temperatura, O_2, pH y turbidez de los módulos de pilas A y B.

Tabla 13. Correlación de las divisiones clorófita y cianofita en los módulos de pilas A y B con los parámetros físico químicos registrados.

	Temperatura	Oxigeno	pH	Turbidez
Clorófita – Pilas A	R^2: -0.419 P= 0.0835 N= 18	R^2: -0.531 **P= 0.0234** N= 18	R^2: 0.384 P= 0.116 N= 18	R^2: -0.0462 P= 0.855 N= 18
Clorófita – Pilas B	R^2: 0.684 **P= 0.00173** N= 18	R^2: 0.387 P= 0.113 N= 18	R^2: 0.541 **P= 0.0203** N= 18	R^2: 0.633 P= **0.00478** N= 18
Cianofita – Pilas A	R^2: -0.0279 P= 0.913 N= 18	R^2: -0.227 P= 0.366 N= 18	R^2: -0.353 P= 0.150 N= 18	R^2: -0.0451 P= 0.859 N= 18
Cianofita – Pilas B	R^2: 0.584 **P= 0.0109** N= 18	R^2: 0.505 **P= 0.0324** N= 18	R^2: 0.490 **P= 0.0391** N= 18	R^2: 0.596 **P= 0.00901** N= 18

VI. Discusión

6.1. Caracterización preliminar del estudio

Las lagunas de estabilización son consideradas como embalses artificiales donde se realiza el proceso de depuración o auto purificación que se da en los embalses de origen natural, ahí se presentan los fenómenos tanto fisicoquímicos como biológicos (Comisión Nacional del Agua, 2007). Por tanto, el sistema de tratamiento de aguas residuales se emplea con la única finalidad de producir un efluente cuya carga orgánica sea menor a la entrante para que el cuerpo receptor (rio, lago o laguna) lo asimile de manera tal, que provoque el mínimo impacto en la composición biológica y evolución de los fenómenos físicos y químicos (Mara y Pearson, 1986).

6.2. Fluctuaciones de los parámetros físico químicos

Se sabe, que los cuerpos de agua que presentan descargas con alto contenido de nutrientes tienden a presentar modulaciones en los parámetros físicos y químicos en oposición a lo definido para un cuerpo de agua considerado saludable (Constanza, 1992). Las pilas de estabilización muestreadas en el desarrollo de nuestra investigación presentan un sistema artificial similar al denominado en la naturaleza como sistema de cuenca exorreica, donde se mantiene constante la entrada y salida de agua en el sitio reservorio. Estudios realizados en cuerpos de agua que reciben volúmenes de agua con altos niveles de nutrientes, caso del rio Estero Real, presentan resultados opuestos a los nuestros, en relación con la concentración de oxígeno disuelto debido a que los valores observados durante el día; en las pilas presenta valores por encima de 5 mg/L mientras que en el Estero Real los valores son menores (Osorio y Prado, 2014; López y Méndez, 2014). Por otro lado, nuestros resultados concuerdan con lo reportado en estudios de pilas de estabilización en otros países.

6.2.1. Oxígeno disuelto

Nuestros resultados muestran, de manera general, valores de oxígeno superiores a los 6 mg/L en los módulos de pilas A y B, así como un patrón ascendente de la concentración en la ruta pila primaria-secundaria-terciaria, similar a lo reportado por Kwong *et al.,* (s.f.) en las lagunas facultativas de la planta de Maracaibo sur, cuando la concentración de materia orgánica presenta tendencia decreciente a lo largo del sistema de tratamiento. Es más, la concentración creciente de oxígeno disuelto de la pila primaria-secundaria-terciaria concuerda con lo encontrado por investigadores de nuestro grupo

de investigación, en las mismas pilas, donde la concentración de aminoácidos y O_2 disuelto tiende a incrementar en la misma dirección (datos no publicados), situación que determina la relación oxigeno- metabolismo energético acuático.

Bajo ese contexto, se deduce que al principio el oxígeno producido se utiliza para la degradación aeróbica y a medida que la materia orgánica disminuye, más oxígeno es liberado al agua producto de la fotosíntesis y menos oxigeno es requerido para las funciones metabólicas de los microorganismos. Por consiguiente, nuestros resultados coinciden con lo reportado por otros investigadores donde afirman que las concentraciones de O_2, son progresivas cerca de la salida del agua (Abreu y Carrasquero, 2002).

6.2.2. pH

El parámetro pH presentó valores de entre 7.6 y 10.9 a lo largo de nuestro periodo de estudio, similar al comportamiento observado en la concentración de oxígeno disuelto en la vía Pilas primaria-secundaria-terciaria, en ambos módulos (A y B). Por consiguiente, independiente de la entrada de grupos fosfatados u otros que modifican los valores de pH, las variaciones observadas en la vía entrada-salida del agua se deben a la característica ecológica acuática referida a la modulación paralela de O_2-pH en un cuerpo de agua. Amaya *et al.* (2004) afirman que, en una pila de oxidación ésta variable, es en general, difícil de controlar debido a la dependencia altamente no lineal entre los reactivos que ingresan al sistema y el pH que se establece, de ahí que a veces al disminuir el flujo de algún reactivo, se produce una disminución de pH y en otras al aumentar el flujo se produce de igual modo una disminución del pH.

Estudios anteriores han demostrado que el pH del agua es fundamental para la buena salud de las diversas formas de vida, en los ecosistemas acuáticos, debido a que en dependencia del valor del pH fluctúan las concentraciones de diversos metabolitos producidos por la biota bacteriana. La reducción del sulfato por bacterias anaeróbicas genera sulfuro como producto final, que se disocia y mantiene un equilibrio químico entre S2–, HS– y H_2S, controlados principalmente por el pH. Además, las concentraciones de sulfuro son fitotóxicas y están determinas por el pH del agua, donde la mayoría se encuentra como H_2S (pK1 = 6.9) y HS (pK2 = 11.9). Esto indica que la relación de H_2S y HS es de aproximadamente 50% a pH 7; sin embargo, a pH 6 los niveles de sulfuro se incrementan a aproximadamente 90%, mientras que a pH 8 se reduce a aproximadamente 10% (Korhonen et al., 2012).

Por tanto, este fenómeno podría estar generando severos daños a la biodiversidad de microalgas que habitan ese ecosistema acuático. Y, aunque en este periodo de la investigación no evaluamos los valores de pH al final del tiempo de oscuridad, podemos hipotetizar que la alta concentración de CO_2, producto de la respiración nocturna, disminuye el valor del pH en la noche (Boyd, 1982), facilitando la producción de sulfuro tóxico. Además, se sabe que concentraciones de sulfuro entre 1 y 10 μM en células eucariotas inhiben el citocromo c oxidasa (Fenchel y Finlay, 1995) y que concentraciones en el sedimento menores que 5000 μM limitan el crecimiento de las macrófitas en los humedales (Koch y Mendelssohn, 1989; Koch *et al*., 1990; Erskine y Koch 2000).

En ese sentido, los valores de pH encontrados a lo largo del periodo de estudio denotan que las concentraciones de SH_2 son bajas durante el día, lo cual concuerda con el casi indetectable olor a huevo podrido, contrario a lo que ocurre por la noche. Por consiguiente, cabe mencionar que el incremento de los niveles de O_2 disuelto a medida que se avanza en el proceso de tratamiento propicia paralelamente el incremento del pH, repercutiendo de forma inversa en la producción de SH_2.

6.2.3. Temperatura

El parámetro temperatura, de manera general, presentó valores entre los 28 y 35 °C, lo que es considerado como óptimo para que se lleve a cabo de forma correcta el proceso de biodegradación, el cual se da por encima de los 25 °C (Comisión Nacional del Agua, 2007). Se observó que a medida que avanzaba el tratamiento de la pila primaria-secundaria-terciaria la temperatura presenta una ligera tendencia a disminuir lo que concuerda con lo reportado por Kwong *et al.*, (s.f.) y Jaeger y Villasmil (2002).

Las altas temperaturas favorecen la producción de algas azules, lo cual se relaciona con la muerte de otros grupos de fitoplancton, por lo que podemos atribuir que uno de los factores que propician las altas concentraciones de Cianofitas registradas en este estudio es la temperatura. Fue notable el aumento de la temperatura (promedio de las tres pilas) desde el mes de marzo hasta el mes de junio, para luego disminuir en los meses de julio y agosto. La máxima temperatura fue registrada en el mes de junio. El descenso de la temperatura es atribuible a la entrada de la estación lluviosa que por lo general inicia después del mes de mayo. En todas las pilas, tanto del módulo A como del módulo B se observa una tendencia ascendente a lo largo del periodo de estudio. La Alianza por el agua en el Manual de Depuración de Aguas Residuales Urbanas (2010) afirma que se debe tener en cuenta la menor capacidad depuradora de las lagunas en los meses de invierno, además, que las cianobacterias

se desarrollan en una temperatura optima que oscila entre los 35 a 40 °C, por otro lado, las algas verdes se consideran las más eficientes para sobrevivir a temperatura próximas a 30 – 35 °C. Asimismo, con valores de temperatura encima de 28 °C se han observado descensos en la actividad fotosintética, que se relacionan con un mayor crecimiento de las algas cianofitas, que son menos productivas que las algas clorófitas, y a las que progresivamente van desplazando (Ministerio de Salud, 2011).

6.2.4. Turbidez

Los resultados muestran que el parámetro turbidez no presentó grandes variaciones durante el tiempo de estudio. Se registraron valores promedio de disco de secchi comprendidos entre 12 y 17 cm a lo largo de los 6 meses, registrándose un valor de lectura máximo de 26 cm en la pila primaria del módulo B durante el mes de abril.

Delgadillo *et al.,* (2010) y Marcó *et al.,* (2004) afirman que una elevada turbidez (menor valor de disco de Secchi) puede afectar al proceso de depuración de aguas debido a que se protege a los microorganismos patógenos de los efectos de la desinfección por acción de la luz solar o estimulando la proliferación de bacterias. Además, que se puede llegar a disminuir la capacidad de fotosíntesis de muchos productores primarios acuáticos y un aumento en la temperatura superficial del agua en el momento en que las partículas en suspensión difunden la luz solar y absorben el calor. Efecto similar se observa en nuestros resultados donde, en la mayoría de los casos, las pilas con menor valor de disco de secchi (aguas más turbias) presentaban temperaturas relativamente más altas.

Por otro lado, de manera general, los valores bajos del disco de secchi registrados en este estudio se observaron secuencialmente de la pila 3 a la pila 1, lo cual denota un incremento creciente de los niveles de turbidez en ese cuerpo de agua que se opone a lo observado con la tendencia de la concentración de fitoplancton observado. Bajo ese contexto, nuestros resultados permiten sugerir que los valores de turbidez pueden estar siendo modificado por material coloidal suspendido en la columna de agua (Queralt, 2003).

6.3. Comportamiento de las concentraciones de microalgas

Se sabe, que un complejo de pilas de estabilización es claramente un ambiente hipertrófico, por ende, es de esperarse que se manifieste la dominancia fitoplanctónica de las cianofitas, organismos que, en su mayoría, son indicadores de aguas de alta eutrofia (García *et al.*, 1998; Ministerio de Salud, 2011).

En nuestro estudio, a pesar que tanto el sistema de pilas A como el B reciben las descargas de agua residual del mismo sistema de distribución, las concentraciones de clorófitas entre ambos sistemas varió a lo largo del tiempo, notándose una tendencia a disminuir sus concentraciones en el sistema de pilas A y tendencia inversa en el sistema de pilas B. Por otro lado, de manera general, la división cianofita presentó muy poca variación de la concentración a lo interno de cada uno de los sistemas.

Para nuestro grupo de investigación es difícil encontrar una respuesta específica sobre lo observado en el comportamiento de las Clorófitas, entre los sistemas, lo cual invita a seguir investigando y profundizar con evaluaciones de otros parámetros. Otros investigadores plantean que la inestabilidad física y química provocada por una fracción importante de materia orgánica puede provocar grandes fluctuaciones en periodos muy cortos, lo que llega a generar una modificación en el funcionamiento de ecosistemas como las pilas de estabilización (Marquez y Guillot, 2001), siendo determinante en la diversidad de grupos de fitoplancton. Por otro lado, Beisner (2001) propone que la heterogeneidad temporal en cuanto a la disponibilidad de recursos y el nivel de fluctuación del entorno tienen un efecto particular en la diversidad del plancton, propiciando que la producción de algas y otros microorganismos varíe considerablemente de una laguna a otra, reflejando la influencia de condiciones ambientales (Delaunoy, 1982), situación que pudiese estar ocurriendo en los sistemas de las pilas de tratamiento estudiadas. Sin embargo, nuestro estudio deja claro que la división cianofita dominó durante todo el periodo del muestreo, en ambos sistemas, pilas A y B, concordando con lo relativo a la capacidad de sobrevivir de este grupo de microalgas, en cuerpos de agua con alto nivel de eutrofización (Bonilla, 2009, Ministerio de Salud, 2011).

6.3.1. División Clorófita

El grupo de las algas verdes presentó una concentración máxima en el mes de mayo en la pila secundaria del módulo A. Se logró identificar 7 géneros como lo son: *Monoraphidium, Chlorella, Eudorina, Oocystis, Scenedesmus, Crusigenia, Actinastrum, Chlamidomonas* y *Volvox.* Fue notoria la presencia y ausencia de géneros como *Scenedesmus, Crusigenia, Chlamidomonas* y *Volvox* cuya presencia se dio únicamente en los meses de marzo, junio y julio, respectivamente. El

comportamiento de este grupo varió durante todo el periodo de muestreo llegando a tener valores indetectables en el mes de agosto. Se pudo observar una diferencia significativa ($P<0.05$) en casi todas las pilas del módulo A, durante los seis meses de estudio. En este mismo módulo de pilas se pudo notar un comportamiento peculiar en el mes de julio en el cual la concentración de algas clorófitas fue en aumento de la pila primaria-secundaria-terciaria. Por otro lado, el módulo de pilas B se caracterizó por presentar las mayores concentraciones de clorófitas en la pila primaria, en los meses de estudio. Los cambios repentinos e independientes en el estado trófico de cada pila repercuten en los patrones mostrados por este grupo, donde se nota que el fitoplancton responde al cambio en las concentraciones de nutrientes en el medio (Coelho *et al.*, 2007).

Monteagudo (2012) reporta en un estudio realizado en el embalse Minerva, en cuba, caracterizado por ser mesoeutrófico, que el grupo dominante fue clorófita seguido del grupo cianofita, resultado opuesto al obtenido en nuestro estudio.

6.3.2. División Cianofita

El grupo de las algas verdes azules presentó la concentración promedio más alta en el mes de marzo en la pila primaria del módulo A, de igual forma este mes se caracterizó por presentar la concentración promedio más alta de todas las pilas, en ambos módulos. Este grupo estuvo caracterizado por presentar una tendencia decreciente a lo largo del estudio, presentando las concentraciones más bajas en el mes de julio. Este comportamiento es atribuible meramente a un periodo de sucesión del fitoplancton (Chindah *et al*, 2007; Martínez y Castillo, 1990). Se logró identificar ocho géneros como son: *Merimospedia, Chroococcus, Microcystis, Oscillatoria, Aphaenizomenon, Spirulina, Anabaena* y *Anabaenopsis*. De los cuales el género *Aphaenizomenon* se presentó únicamente en el mes de marzo.

Por otro lado, la división Cianofita presento un comportamiento irregular en cuanto a las fases de tratamiento, en cada módulo, notándose que en el mes de marzo hubo un comportamiento descendente en cuanto a la concentración, en el orden de pila primaria-secundaria-terciaria y en el mes de agosto hubo un comportamiento ascendente en el orden de pila primaria-secundaria-terciaria. Hubo diferencia significativa entre cada pila del módulo A, durante el periodo de estudio, con la excepción de la pila primaria A del mes de julio y la pila terciaria A del mes de abril. En cuanto al módulo de pilas B, se presentó el mismo patrón descendente y ascendente en los meses de abril y mayo respectivamente.

6.4. Correlación entre parámetros físico químicos y los grupos fitoplanctónicos

Tomando en cuenta que los módulos A y B presentaron diferentes comportamientos debido al proceso de mantenimiento de las pilas del módulo B, evaluamos las concentraciones de las divisiones Cianofita y Clorófita y de qué manera pueden estar relacionadas con los parámetros temperatura, pH, OD y turbidez en ambientes altamente eutrofizados como los son las pilas de estabilización.

Los resultados indican que existe una correlación positiva entre las concentraciones de las divisiones Clorófita y Cianofita del módulo B y los valores del parámetro temperatura con $P<0.05$, lo que nos indica que las concentraciones de ambos grupos están relacionas con las temperaturas debido a que fluctúan en paralelo, concordando con la explicado por Alianza por el Agua en el Manual de Depuración de Aguas Residuales Urbanas (2010). Por otro lado, la división Clorófita del módulo A y el parámetro OD presentaron una correlación negativa con $P<0.05$, evidenciando que las concentraciones de este grupo fluctuaron inversamente a las variaciones del oxígeno disuelto en todo el modulo A, no así la division Cianofita que presento una correlación positiva con $P<0.05$ con respecto a la concentración de OD en las pilas del módulo B.

Las concentraciones de ambos grupos fitoplanctónicos en el módulo B presentaron correlación positiva con el parámetro pH con $P<0.05$, esta relación esta meramente atribuida al proceso fotosintético que realizan las algas. Por lo tanto, nuestros resultados concuerdan con otros estudios (Kwong et al., s.f) y denotan que la dinámica ecológica en ese cuerpo de agua se desarrolla de manera similar a lo observado en cuerpos de agua con alto nivel de eutrofia (Boyd, 1982).

De manera general, nuestros resultados muestran que las mayores relaciones de comportamiento, en el tiempo, se obtuvieron en las pilas del módulo B. Tanto los grupos de Clorófitas como Cianofitas fluctuaron en paralelo con los valores de temperatura, pH, turbidez y oxigeno (solo Clorófitas). Por lo tanto, es razonable deducir que la turbidez en las pilas B está inversamente relacionada debido a que incrementos de concentración de fitoplancton significa mayor número de células, mientras que incrementos de valor de lectura de disco de Sechhi significa menor turbidez. Bajo ese contexto, probablemente la turbidez se relacione más con la presencia de material coloidal (Queralt, 2003). Asimismo, con lo referido al comportamiento de los valores de pH resulta lógico que un cuerpo de agua el pH fluctúe en paralelo con la concentración de fitoplancton debido a que este, en condiciones de luminosidad normal, fluctúa en paralelo con la concentración de oxígeno disuelto.

VII. Conclusiones

1. De manera general, en promedio, tanto en el módulo A como en el B, los parámetros temperatura, oxígeno disuelto y pH presentaron incremento de sus niveles de marzo a junio, decreciendo de junio a agosto. Al evaluar los parámetros fisicoquímicos en los módulos de las pilas A y B se encontró, de manera general, que los valores de oxígeno disuelto y pH presentan tendencia creciente en orden pila primaria-secundaria-terciaria y tendencia decreciente en el parámetro temperatura.

2. En todo el periodo de estudio, la división Cianofita presento mayor concentración que la división Clorófita, tanto en el módulo A como en el módulo B. Se identificaron 15 géneros de los cuales 7 pertenecen a la división Clorófita y 8 a la división Cianofita. *Chlorella sp. y Monoraphidium sp.* destacaron entre los géneros de la división Clorófita con una concentración máxima de 46,333 y 19,167 cel/ml, respectivamente. En cambio, *Merimospedia sp*. y *Microcystis sp*. destacaron por la división Cianofita con una concentración máxima de 178,000 y 105,500 cel/ml, respectivamente.

3. Al evaluar la relación entre la fluctuación de la concentración de los grupos Cianofita y Clorófita, en el tiempo, el módulo de pilas B presentó mayor número de correlaciones significativas $P<0.05$ que el módulo de pilas A. En el módulo de pilas B, la división Cianofita presentó correlación significativa $P<0.05$ con los parámetros temperatura, oxígeno, pH y turbidez, mientras que la división Clorófita presentó correlación significativa con los parámetros temperatura, pH y turbidez. Contrario a lo ocurrido en el módulo de pilas B, no se observó correlación significativa en el módulo de pilas A, a excepción del grupo Clorófita que presento correlación significativa con el comportamiento de los niveles de oxígeno disuelto, en el tiempo.

En resumen, los resultados presentados en este trabajo de investigación proporcionan evidencias sobre la fluctuación de los grupos Clorófita y Cianofita en las pilas de sedimentación San Isidro. Asimismo, se denota que el sistema de pilas B presentó mejor dinámica ecológica acuática que el sistema de pilas A, debido a que en el módulo B todos los parámetros estudiados fluctúan de acuerdo a lo esperado. Por tal razón, nuestros resultados permiten deducir que hubo mayor eficiencia del metabolismo acuático en el sistema de pilas B.

VIII. Recomendaciones

1. Extender el monitoreo de la dinámica fitoplanctónica hasta el cuerpo receptor, en este caso el rio El Platanal, a lo largo de su extensión, para continuar evaluando el metabolismo acuático y la prevalencia de microalgas.

2. Realizar una revisión y modificación del protocolo de operación y mantenimiento de la planta de tratamiento de aguas residuales San Isidro – León, ya que determinamos que las frecuencias con las que se extraen los lodos de los fondos de cada pila se prolongan demasiado

3. Las universidades en conjunto con el MINSA deben impulsar proyectos estratégicos con énfasis en la educación ambiental dirigidos al pueblo, para darles a conocer de qué manera pueden mitigar, por su propia cuenta, en casos de contaminación de cuerpos de aguas de los cuales ellos dependen.

4. La Universidad y la empresa ENACAL deben continuar desarrollando este tipo de estudios en las pilas de tratamiento de agua residuales para que los resultados sean un insumo para la mejora continua del sistema de tratamiento de aguas residuales.

IX. Bibliografía

Abreu, S., Carrasquero, E., Gutiérrez, E. y López, F. (2002). Distribución de la concentración de la clorofila en la Laguna Facultativa de una planta de tratamiento de aguas residuales. Universidad de Zulia. Facultad de Ingeniería Química.

Almanza, M., Parra, B., Bicudo, C., Leite, S., Figueroa, J., Urrutia, P., Lara, S., Beltran, C., Baeza, F. y González, S. (2016). Guía para el estudio de cianobacterias en el sistema lacustre del Gran Concepción: Aspectos taxonómicos, ecológicos, toxicológicos y de control-vigilancia. Centro de Ciencias Ambientales, EULA-Chile. Universidad de Concepción. Trama Impresiones. Pp: 96.

Alianza por el agua. (2010). Manual de depuración de aguas residuales urbanas. Monográficos Agua en Centroamérica. Secretariado Alianza por el Agua/Ecología y Desarrollo. Pp: 170-171.

Amaya, W., Cañón, O. y Avilés, O. (2004). Control de pH para planta de tratamiento de aguas residuales. Ciencia e Ingeniería Neogranadina. Noviembre de 2004. N° 14. Pp: 86:95.

Andrade, C., Vera, A., Cárdenas, C. y Morales, E. (2009). Producción de biomasa de la microalga *Scenedesmus sp.*, utilizando aguas residuales de pescadería. Centro de Investigación del Agua. Facultad de Ingeniería. Universidad del Zulia. Rev. Tec. Ing. Univ. Zulia. Vol. 32. N° 2. Pp: 126 – 134.

Arauzo, M., Colmenarejo, F., Martínez, E. y García, M. (2000). The role of algae in a deep wastewater self-regeneration pond. Wat. Res. Vol.34, No. 14, pp.3666-3674.

Azam, F. y Cho, B. (1987). Bacterial utilization of organic matter in the sea. En Ecology of Microbial Communities. Fletcher, M., T.R.G. Gray, J.G. Jones (Eds). Cambridge University Press. Cambridge. Pp: 261-281.

Bain, M. y Stevenson, N. (1999). Aquatic hábitat assessment: common methods. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.

Barreno, E. y Pérez, S. (2003). Claves para la identificación de los géneros. Consejería de medio ambiente. Consejería de Medio Ambiente, Ordenación del Territorio e Infraestructuras del Principado de Asturias y KRK ediciones.

Bastidas, O. (s.f). Technical Note – Neubauer Chamber Cell Counting. Celoremics

Bécares, E., Conty, A., Rodriguez, C. y Blanco, S. (2004). Funcionamiento de los lagos someros mediterráneos. Ecosistemas. Pp: 2 – 12.

Beisner, B. (2001). Plankton community structure in fluctuating enviroments and the role of productivity. *Oikos* 95. Pp: 496-510.

Blanco, L. y Sánchez, L. (1986). Contribución al estudio taxonómico de las Euglenophyta, Cyanophyta, Chlorophyta y Chromophyta del Orinoco Medio, Bajo Caroni, Uracoa y Algunas lagunas de inundación (Venezuela). Sociedad de Ciencias Naturales La Salle. Tomo XLVI, Pp: 125 – 126.

Bonilla, S. (2009). Cianobacterias Planctónicas del Uruguay. Manual para la identificación y medidas de gestión. Oficina Regional de Ciencia de la UNESCO para América Latina y el Caribe. PHI-VII/Documento Técnico N° 16. Pp: 37-63.

Bordel, S., Guieysse, B. y Muñoz, R. (2009). A mechanistic model for the reclamation of industrial wastewaters using algal-bacterial photobioreactors. Environmental Science and Technology. 43. Pp: 3200–3207.

Boyd, C. (1982). Water quality management for pond fish culture. Elsevier. New York, EEUU. Pp: 318.

Busetti, F., Badoer, S., Cuomo, M., Rubino, B. y Travers, P. (2005). Ocurrence and Removal of Potentially Toxic Metals and Heavy Metals in the Wastewater Treatment Plan of Fusina (Venice, Italy). *Ind. Eng. Chem. Res.* 44, Pp: 9264-9272.

Bustamante, M., Granero, M., Bonetto, C., Morillo, S. y López, F. (2002). The role of nutrients, physical processes and climatological factor on cyanophytes and dinoflagellates summer blooms, 4th International Conference on Reservoir Limnology and Water Quality, Ceske Budejovice, Rep. Checa.

Cadoret, A., Conrad, A. y Blok, J-C. (2002). Availability of low and high molecular weight susbtrate to extracellular enzyme in whole and dispersed activated sludges. Enzyme Microb. Technol. 31. Pp: 179-186.

Castillo, M. (2007). Componentes abióticos de un ecosistema acuático. Septiembre-diciembre 2007. Pp: 1-5.

Charles, M. (1993). "Remoción de los Compuestos Nitrogenados en un Sistema Piloto de Estabilización". Tesis de Grado. Facultad de Ingeniería. División de Postgrado. Universidad del Zulia. Venezuela.

Chindah, A., Braide, S., Amakiri, J. y Izundu, E. (2007). Succesion of phytoplankton in a municipal waste treatment system under sunlight. Institute of Pollution Srudies. Rivers State University of Science and Technology.Nkpolu Oroworukwo. P.M.B. 5080, Port Harcourt Rivers State, Nigeria and Plant Science and Biotechnology.

Coelho, S., Gamito, S. y Pérez, A. (2007). Trophic state of Foz de Almargem coastal lagoon (Algarve, South Portugal) based on the wáter quality and the phytoplankton community. *Estuarine coastal and Shelf Science* 71 (1-2). Pp: 218-231.

Comisión Nacional del Agua. (2007). Manual de Agua Potable, Alcantarillado y Saneamiento, Diseño de Lagunas de Estabilización. Diciembre. ISBN: 978-968-817-880-5. C.P. 14210, Tlalpan, México, D.F. Pp: 7-19

Conforti, V. (1991) – Taxonomic study of the *Euglenophyta* of highly polluted river of Argentina. Noca Hedwigia. 53(1-2). Pp: 73-98.

Constanza, R. (1992). Toward and operational definition of ecosystem health. En Costanza, R., Norton, B.G. y Haskell, B. D. (eds), Ecosystem Health: New Goals for Environmental Management. Island Press, Washington, D.C. Pp: 239–256.

Cromare, N., Martin N., Christofi N., Read P. y Falloefield H. (1991). Determination of nitrogen and phosphorus partitioning within components of the biomass in a high rate algalpond: significance form the coastal environment of the treated effluent discharge. Wat. Sci. Tech. 23(6). Pp: 251-258.

De-Bashan, L. y Bashan, Y. (2010). Immobilized microalgae for removing pollutants: Review of practical aspects. Bioresource Technology 101. Pp: 1611-1627.

De la Noüe, J., Laliberte, G. y Prouls, D. (1992). Algae and wastewater. J. Appl. Phycol. 4. Pp: 247-254.

Deason, T. (1976). The genera *Spongiococcum* and *Neospongiococcum*. III. New Species, biochemical characteristics and a summary key. Phycologia 15. Pp:197-213.

Delaunoy, M. (1982). Epuration et production de biomasse par lagunage naturel dans un context tropical. Societe Lyonnaisse des Eaux et de 1’ Elairage, Laboratorie Central. Le Pecq. Francia. Pp: 55.

Delgadillo, O., Camacho, A., Pérez, L. y Andrade, M. (2010). Depuración de aguas residuales por medio de humedales artificiales. Centro Andino para la Gestión y Uso del Agua (Centro AGUA).

Universidad Mayor de San Simón. Av. Petrolera km. 4.5 (Facultad de Agronomía). Cochabamba. Bolivia. ISBN: 978-99954-766-2-5.

Dreckmann, K., Setíes, A. y Núñe, M. (2013). Manual de prácticas de laboratorio. Biología de Algas. Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Iztapalapa. División de Ciencias Biológicas y de la Salud. Mexico D.F.

Edelovitch, E., y Ringskog, K. (1997). Directions & Development: Wastewater Treatment in Latin America, Old and New Options, World Bank, Washington, D.C.

El Halouani, H., Picot, B., Casellas, C., Pena, G. y Bontoux, J. (1993). Elimination de I'azote et du phosphore dans un lagunagé a haut rendement. Revue des Sciences de I'Eauó. Pp: 47-61.

ENACAL. (2003). Plantas de tratamiento de aguas residuales de Nicaragua. Taller Regional de Tratamiento Sostenible de Aguas Residuales. San Pedro Sula, Honduras.

Erskine, J. y Koch, M. (2000). Sulfide effects on Thalassia testudinum carbon balance and adenylate energy charge. *Aquat. Bot.* 67. Pp:275–285.

Escorihuela, A., Nuñez, M., Rosales, N., Mora, R. y Morales, E. (2007). Microalgas presentes en una laguna para pulimiento de efluentes de una planta de tratamiento de aguas residuales urbanas. Departamento de Biología, Escuela de Educación, Facultad de Humanidades. Centro de Investigación del Agua, Facultad de Ingeniería. Laboratorio de Microorganismos Fotosintéticos, Departamento de Biología. Facultad Experimental de Ciencias, Universidad de Zulia, Maracaibo. Rev. Fav. Agron. (Luz). 24 Supl. 1. Pp: 225-230.

Fenchel, T. y Finlay, B. (1995). Ecology and evolution in anoxic worlds: Oxford Series in Ecology and Evolution, Oxford Science Publications. In Exploring Evolutionary Biology, Oxford Series in Ecology and Evolution. Sunderland, Mass.: Oxford Science Publications. Pp: 232.

Ferrer, Y., Leon, M., Michelena, G., Dustet, J., Duque, A., Ibañez, M., Tortoló, K. (2011). Selección de hongos aislados de bagazo de caña con actividad celulasa sobre celulosa cristalina para posibles aplicaciones industriales. ICIDCA. Sobre derivados de la Caña de Azucar, vol. 45, num 1, enero-abril, 2011. Instituto Cubano de Investigaciones de los Derivados de la Caña de Azúcar. Ciudad de la Habana, Cuba. Pp: 3-12.

García, M., Vicente, E. y Miracle, R. (1998). Sucesión estacional del fitoplancton de la Albufera de Valencia. Departamento de Microbiología. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad de Valencia. Anales de Biología. 2 (sección especial, 2). 1984. Pp: 91-100.

García, S. (2005). Cianobacterias y Cyanotoxinas. Impactos sobre la salud humana. Traducción y resumen del libro de Ingrid Chorus y Jaime Bartram, "Toxic Cyanobacteria in Water: A guide to their public health consequences, monitoring y management" WHO. 1999.

García, R. (2005). Hidrolisis enzimática de triglicéridos en emulsiones o/w. Aplicación a formulaciones detergentes. Universidad de Granada. Facultad de Ciencias. Departamento de Ingeniería Química. D.L.: Gr. 1623-2005. ISBN: 84-338-3583-1.

García, N., Villanueva, P., Campos, E. y Velázquez, A. (2012). Análisis de la adsorción como método de pulimiento en el tratamiento de aguas residuales. Quivera, vol 12, num 1, enero-junio, 2012. Pp. 109-129. Universidad Autónoma del Estado de México. México. ISSN: 1405-8626.

Hernández, J. y de Bashan, L. (2006). Starvation enhances phosphorus removal from wasteváter by the microalga *Chlorella spp.* Co-immobilizedwith *Azospirillum brasilense*. Enzyme and Microbial Technology 38. Pp: 190-198.

Hernández, I., Alejo, K., Méndez, L., García, A., Córdova, A. y García, A. (2015). Estudio Cinético enzimático de la Hidrolasa a partir de cítricos. Avances en Ciencias e Ingeniería, Vol 6, num. 3, julio-septiembre, 2015. Executive Bussines School. La Serena, Chile. Pp. 1-8

Hosetti, B. y Patil, H. (1992). Enzyme activity: An index of effluent quality of oxidation ponds. Bioresource technology 39. Pp: 215-220.

Jaeger, C. y Villasmil, H. (2002). Evaluación de las unidades que conforman la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales Maracaibo Sur (Teses de Grado) Universidad del Zulia, Facultad de Ingeniería. Escuela de Ingeniería Química.

Jeffrey, S., Mantoura, R. y Wright, S. (1997). Phytoplankton pigments in oceanography. Monographs on oceanographic methodology. Paris, UNESCO. Pp: 66.

Jensen, P., Jeppesen, E., Olrik, K. y Kristensen, I. (1994). Impact of nutrients and physical factor on the shift form cyanobacterial to chlorophyte in shallow Danish lakes. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. Pp: 1692-1699.

Kwong, Ch., Salas, N., Gutiérrez, E. y López, F. (s.f.). Distribución del oxígeno disuelto, pH y temperatura, de la laguna facultativa de la Planta Maracaibo Sur.

Koch, M. y Mendelssohn, I. (1989). Sulfide as a soil phytotoxin: Differential responses in two marsh species. *J. Ecol.* 77. Pp: 565–578.

Koch M., Mendelssohn, I. y McKee, K. (1990). Mechanism for the hydrogen sulfide-induced growth limitation in wetland macrophytes. Limnol. Oceanogr. 35. Pp: 399–408

Komárek, J. (2013). Cyanoprokaryota 3: Heterocytous Genera. Vol. 19/3, Spektrum Akademischer Verlag, Pp: 1130.

Korhonen, L., Macias, V., Abdala, R., Figueroa, F. y Cabello, A. (2012). Effect of sulfide concentration, pH, and anoxia on photosyntesis and respiration of Zostera marina. Ciencias Marinas. 38(4). Pp: 625-633.

Lara Lara, J., Valdez, J. y Jiménez, L. (1984). Plankton studies in the Gulf of California during the 1982-1983 El Niño. Tropical Atmosph. Newsletter, 28. Pp: 16-17.

La Iglesia, G. (2016). Lagunaje. Módulo Gestión de Aguas Residuales y Reutilización. Escuela de Organización Industrial.

Lee, R. (2008). Phycology. Cambridge University Press 2008-547 páginas. 4 edición 2008.

Lodi, A. y Binaghi, L. (2003). Nitrate and phosphate removal by *Spirulina platensis*. Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology 30. Pp: 656-660.

López, J. y Méndez, A. (2014). Evaluación de las concentraciones de los grupos de fitoplancton: Diatomeas, Cianofitas, Clorófitas y Dinoflagelados y su relación con los parámetros fisicoquímicos, en las aguas del Rio Estero Real, periodo junio-noviembre 2013. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua. UNAN-León. Nicaragua.

Lowell, C. y Konopka, A. (1985). Primary and bacterial production in two dimictic Indiana lakes. Applied and Enviromental Microbiology 49. Pp: 485-492.

Malone, T. (1971). The relative importance of nanoplankton and netplankton as primary producers in the California Current System. U.S. Fish. Bull., 69. Pp: 799-820.

Mann, K. (1988). Production and use of detritus in various freshwater, estuarine and coastal marine ecosystems. Limnology and Oceanography 33(4). Pp: 910-930.

Manrique, E. (2003). Los pigmentos fotosintéticos, algo más que la captación de luz para la fotosíntesis. Centro de Ciencias Medioambientales. CSIC. Ecosistemas. Revista Científica y Técnica de Ecología y Medio Ambiente. Año XII, N°1/2003. Enero/Abril.

Mara, D. y Pearson, H. (1986). Artificial freshwater environment: waste stabilization ponds. In: Rehm, H.-J., Reed, G. (Eds.), Biotechnology, vol. 8, VCH Verlagsgesellschaft, Weinheim. Pp: 177–206.

Marcó, L., Azario, R., Metzler, C. y García, M. (2004). La turbidez como indicador básico de calidad de aguas potabilizadas a partir de fuentes superficiales. Propuestas a propósitos del estudio del Sistema de potabilización y distribución en la ciudad de Concepción del Uruguay (Entre Ríos, Argentina. Departamento de materias básicas. Fac. Regional Concepción del Uruguay. Universidad Tecnologica Nacional. Revista Higiene y Salud Ambiental, 4. Pp: 72-82.

Margalef, R y Vives, F. (1972). La vida suspendida en las aguas. Ln: H. Gines y R. Margalef (eds.) Ecología Marina. Fundación Lasalle de Cienc. Nat. Monografía 14. Pp: 493-652.

Margalef, R. (1983). Limnología. Omega. Barcelona. Pp: 1010.

Marquez, G. y Guillot, G. (2001). Ecología y efecto ambiental de embalses – Aproximación a casos colombianos. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Minas. Instituto de Estudios Ambientales y Facultad de Ciencias. Departamento de Biologia, Bogota Colombia. Pp: 218.

Mason, C. (1976). Relative importance of funfi and bacteria descomposition of Phragmites leaves. *Hidrobiologia* 51. Pp: 65-69.

Mara, D. y Pearson, H. (1986). Artificial freshwater environments: Waste stabilization ponds. Pp. 177-206. En: Rehm, H. y G. Reed (Eds.). Biotecnology –A comprehensive treatise. Weinheim, Alemania.

Martínez, C. y Castillo, S. (1990). Dinámica de la comunidad fitoplanctónica de una laguna somera (Padul, Granada). Departamento de Biología Animal, Ecología y Genética. Facultad de Ciencias. Departamento de Biología Vegetal. Facultad de Ciencias. Avda. Fuentenueva, s/o. 18071 Granada.

Martínez, M. y Sánchez, S. (2000). Nitrogen and phosphorus removal from urban wastewater by the microalga *Scenedesmus obliquus*. Bioresource Tecology 73. Pp: 263-272.

Ministerio de Salud de la Nación. (2011). Cianobacterias como determinantes ambientales de la salud. 1ra ed. Ciudad Autónoma de Buenos Aires, Argentina.

Monteagudo, A. (2012). Estudio limnológico del Embalse Minerva en el periodo 2004 – 2006. Universidad central Marta Abreli de las Villas.

Moreira, M. y García, P. (2007). Atlas de organismos planctónicos en los humedales de Andalucía. Red de Información Ambiental de Andalucía.

Moorhead, D., Sinsabaugh, R., Linkins, A. y Reynolds, J. (1996). Decomposition processes: modelling approaches and aplications. *The Science of the Total Enviroment* 183. Pp: 137-149.

NAS - National Academy of Sciences. (1969). Eutrophication: Causes, consequences, correctives, Washington, D.C. Pp: 661.

Nurdogan, Y. y Oswald, W. (1995). Enhanced nutrient removal in high-rate pounds. Wat. Sci. Tech. 31 (12). Pp: 33-44.

Oakley, M. (2005). Lagunas de Estabilización en Honduras. Manual de Diseño, Construcción, Operación y Mantenimiento, Monitoreo y Sostenibilidad. Universidad Estatal de California. Junio 2005.

Olguín, E. (2003). Phycoremediation: key issues for cost-effective nutrient removal processes. Biotechnol Adv 22(1-2). Pp: 81-91.

Olguín, E. et al. (2003). Annual productivity of Spirulina (Arthrospira) and nutrient removal in a pig wastewater recycling process under tropical conditions. J Appl Phycol 15(2-3). Pp: 249-257.

Osorio, K. y Prado, M. (2014). Evaluación de la concentración de proteína y metabolitos libres (glucosa y aminoácidos) en el rio Estero Real y su relación con los parámetros físicos y químicos. Periodo mayo – octubre 2013. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua. UNAN-León. Nicaragua.

Otero, C. (2006). Filtración de aguas residuales para reutilización. Universidad de la Laguna. Soporte Audiovisuales e Informativos. Serie Tesis Doctorales. Curso 2006-2007. I.S.B.N.:978-84-7756-780-6.

Paerl, H. (1996). A Comparison of Cyanobacterial Bloom dynamics in freshwater, estuarine and marine environment. Phycologia. 35. Pp: 25-35.

Park, J. y Jin, H. (2010). Ammonia removal from anaerobic digestion effluent of livestock waste using Green alga *Scenedesmus sp.* Bioresource Technology 101. Pp: 8649-8657.

Parsons, T., Takakashi, M. y Hargraves, B. (1977). Biological oceanographics processes. Pergamonm Press. New York. Pp: 332.

Queralt, R. (2003). Tratamiento de aguas residuales industriales: Generalidades. Fundacion Universitaria Iberoamericana. Barcelona.

Quirós, R., y Luchini L. (1982). Características limnologicas del embalse de Salto Grande, III: Fitoplancton y su relación con parámetros ambientales. Revista Asociación de Ciencias Naturales del Litoral. N° 13, Pp: 49 – 66.

Raffo, L. y Ruiz L. (2014). Caracterización de las aguas residuales y la demanda bioquímica de oxígeno. Industrial Data, vol. 17, num. 1, enero-junio 2014. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima, Peru. ISSN: 1560-9146. Pp. 71-80.

Ramalho, R. (1996). Tratamiento de Aguas Residuales. Introduction to Wasterwater Treatment Processes, Second Edition. Editorial Reverté. ISBN: 84-291-7975-5.

Rawat, I., *et al*. (2011). Dual role of microalgae: phycoremediation of domestic wastewater and biomass production for sustainable biofuels production. Applied Energy, 88(10). Pp: 3411-3424.

Reynolds, C. (1996). Plant life of the pelagic. Proceedings of the International Association for Theoretical and Applied Limnology 26. Pp: 97-113.

Reynolds, K. (2002). Tratamiento de Aguas Residuales en Latinoamérica. Identificación del problema. Universidad de Arizona. Laboratorio de Investigación Ambiental del Departamento de Suelos, Agua y Ciencias Ambientales.

Rodriguez, M., Bustamente, M., Ruibal, A., Ruiz, M. y Busso, F. (2008). Estudio del fitoplancton en el marco de monitoreo del Embalse San Roque. CIRSA, INA, Ambrosio Olmos 1142, 5000 Cordoba. Aguas Cordobesas, S.A.

Ronzano, E. y Dapena, J. (2015). Tratamiento Biológico de las Aguas Residuales. Ediciones Díaz de Santos, 2015 (Versión electrónica). ISBN: 978-84-9052-014-7. Pp: 135-137.

Ruibal, A., Bustamante, A., Granero, M., López, F., Girbal, A., Lammel, E., Simonin, M. y Busso, F. (1999). Estudio de la evolución de la calidad del agua del Embalse del Dique San Roque (Córdoba) asociado al desarrollo de floraciones de *Ceratium*, Congreso Argentino de Grandes Presas y Aprovechamiento Hidroeléctrico, San Martin de los Andes. Argentina.

Ruiz, M. (2011). Puesta en marcha de un cultivo de microalgas para la eliminación de nutrientes de un agua residual urbana previamente tratada anaeróbicamente. Universidad Politecnica de Valencia.

Satchell, J. (1974). Litter-interface of animate/inanimate matter. En *Biology of Plant Litter Decomposition.* Vol 1. C.H. y G.J.F. Pugh (Eds). Academic Press. London.

Salazar, M. (2005). Aplicación e importancia de las microalgas en el tratamiento de aguas residuales. Laboratorio de Microbiología Ambiental y Tratamiento de Agua Residuales. Departamento de Biotecnología. Contactos 59. Pp: 64-70.

Salusso, M. y Moraña, L. (2000). Características físicas, químicas y fitoplancton de ríos y embalses de la alta cuenca del Rio Juramento. Salta, Argentina. Consejo de Investigación, Universidad Nacional de Salta – Buenos Aires 177-4400.

Seames, S., Art, F. y Jost, O. (2002). A study of the Fine Particulate Emissions from Combustion of Treated Pulverized Municipal Sewage Sludge Environ. Sci Technol. 36. Pp: 2772-2776.

Siuda, W. y Chróst, R. (2001). Utilization of selected dissolved organic phosphorus compounds by Bacteria in Lake Water under Non-limiting Orthophosphate Conditions. Polish Journal of Enveriomental Studies Vol. 10, No. 6. Pp: 475-483.

Tomas, C. (1997). Identifying marine phytoplankton. Academic Press. New York. Pp: 858.

Thurman, E. (1985). Organic Carbon in Natural Waters: Amount, Origin and Classification.

Wetzel, R. (1990). Land-water interfaces. Metabolic and limnological regulators. *Verhandlungen der Internationalen Vereinigung für Theoretische und Angewandle Limnologie* 24. Pp: 6 -24.

Wetzel, R. (1992). Gradient-dominated ecosystem: sources and regulatory functions of dissolved organic matter in freshwater ecosystem. *Hydrobiologia* 229. Pp: 181-198.

Wetzel, R. (1999). Biodiversity and shifting energetic stability within freshwater ecosystems. *Archiv für Hydrobiologie. Spec Issues Advance. Lomnol* 54. Pp: 19-32.