



Universidad de San Carlos de Guatemala  
Facultad de Ingeniería  
Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria y  
Recursos Hidráulicos (ERIS)

**IDENTIFICACIÓN DE PRESENCIA DE ALGAS GENERADAS EN LOS EFLUENTES  
DEL SISTEMA DE FILTROS PERCOLADORES DE LA PLANTA DE TRATAMIENTO DE LA  
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA Y DE LA PLANTA DE TRATAMIENTO  
ING. ARTURO PAZOS SOSA, PARA USO POTENCIAL EN REMOCIÓN DE NITRÓGENO Y  
FÓSFORO PRESENTE EN EL AGUA RESIDUAL**

**Ing. Herber Danilo Guerra Quemé**

**Ing. Mario Augusto Zea Cano**

Asesorado por el MSc. Ing. Félix Alan Douglas Aguilar Carrera

Guatemala, noviembre de 2015



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA



FACULTAD DE INGENIERÍA

**IDENTIFICACIÓN DE PRESENCIA DE ALGAS GENERADAS EN LOS EFLUENTES  
DEL SISTEMA DE FILTROS PERCOLADORES DE LA PLANTA DE TRATAMIENTO DE LA  
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA Y DE LA PLANTA DE TRATAMIENTO  
ING. ARTURO PAZOS SOSA, PARA USO POTENCIAL EN REMOCIÓN DE NITRÓGENO Y  
FÓSFORO PRESENTE EN EL AGUA RESIDUAL**

ESTUDIO ESPECIAL

PRESENTADO A LA ESCUELA REGIONAL DE INGENIERÍA SANITARIA  
Y RECURSOS HIDRÁULICOS (ERIS)  
POR

**ING. HERBER DANILO GUERRA QUEMÉ**

**ING. MARIO AUGUSTO ZEA CANO**

ASESORADOS POR EL MSC. ING. FÉLIX ALAN DOUGLAS AGUILAR CARRERA

COMO REQUISITO PREVIO PARA OPTAR AL GRADO ACADÉMICO DE:

**MAESTROS (*MAGISTER SCIENTIFICAE*) EN CIENCIAS DE  
INGENIERÍA SANITARIA**

GUATEMALA, NOVIEMBRE DE 2015



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE INGENIERÍA



**NÓMINA DE JUNTA DIRECTIVA**

DECANO	Ing. Pedro Antonio Aguilar Polanco
VOCAL I	Ing. Angel Roberto Sic García
VOCAL II	Ing. Pablo Christian de León Rodríguez
VOCAL III	Inga. Elvia Miriam Ruballos Samayoa
VOCAL IV	Br. Raúl Eduardo Ticún Córdova
VOCAL V	Br. Henry Fernando Duarte García
SECRETARIA	Inga. Lesbia Magalí Herrera López

**DIRECTOR DE LA ESCUELA REGIONAL DE INGENIERÍA SANITARIA Y  
RECURSOS HIDRÁULICOS**

MSc. Ing. Pedro Cipriano Saravia Celis

**TRIBUNAL QUE PRACTICÓ EL EXAMEN GENERAL PRIVADO**

EXAMINADOR	MSc. Ing. Adan Ernesto Pocasangre Collazos
EXAMINADOR	MSc. Ing. Joram Matías Gil Laroj
EXAMINADOR	M.Sc. Ing. Félix Alan Douglas Aguilar Carrera
EXAMINADOR	M.Sc. Ing. Zenón Much Santos



## HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con los preceptos que establece la ley de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presentamos a su consideración nuestro trabajo de graduación titulado:

**IDENTIFICACIÓN DE PRESENCIA DE ALGAS GENERADAS EN LOS EFLUENTES DEL SISTEMA DE FILTROS PERCOLADORES DE LA PLANTA DE TRATAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA Y DE LA PLANTA DE TRATAMIENTO ING. ARTURO PAZOS SOSA, PARA USO POTENCIAL EN REMOCIÓN DE NITRÓGENO Y FÓSFORO PRESENTE EN EL AGUA RESIDUAL**

Tema que nos fuera asignado por la Comisión de Admisión y Otorgamiento de Grado de la Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria y Recursos Hidráulicos, con fecha julio de 2015.



**Ing. Herber Pineda Guerra Quemé**  
herberp@hotmai.com  
Carn 100023562



**Ing. Mario Augusto Zea Cano**  
mariozea@gmail.com  
Carné: 200714914



Guatemala, Noviembre 10 de 2015

FACULTAD DE INGENIERÍA

M.S.c. Ing. Adán Pocasangre  
Coordinador de la maestría en Ingeniería Sanitaria  
Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria y Recursos Hidráulicos (ERIS)  
Facultad de Ingeniería (USAC)

Respetuosamente me dirijo a usted, informándole que he revisado el documento titulado:

**“Identificación de Presencia de Algas Generadas en los Efluentes del Sistema de Filtros Percoladores de la Planta de Tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala y de la Planta de Tratamiento “Ing. Arturo Pazos Sosa” para uso Potencial en Remoción de Nitrógeno y Fósforo Presente en el Agua Residual”**

Elaborado por los Ingenieros:

**Herber Danilo Guerra Quemé**

**Mario Augusto Zea Cano**

Y como requisito para optar al grado académico de Maestro de Ingeniería Sanitaria, mediante el presente me permito informarle mi satisfacción con su contenido y por lo tanto le comunico que dicho documento cuenta con mi aprobación.

Agradeciendo la atención prestada a la presente me suscribo de usted,

Atentamente.

M.S.c. Ing. Felix Alan Douglas Aguilar Carrera

**“ID Y ENSEÑAD A TODOS”**

Guatemala 30 de noviembre de 2015

Señores  
Comisión de Administración y Otorgamiento de Grado  
Escuela regional de Ingeniería Sanitaria y Recursos Hidráulicos

UNIVERSIDAD DE  
SAN CARLOS DE GUATEMALA



Facultad de Ingeniería  
Escuela Regional de Ingeniería  
Sanitaria y Recursos Hidráulicos  
ERIS

Respetuosamente les comunico que he revisado en mi calidad de Asesor y Coordinador de la Maestría en Ciencias de la Ingeniería Sanitaria el documento de Estudio Especial II titulado:

**IDENTIFICACIÓN DE PRESENCIA DE ALGAS EN LOS EFLUENTES DEL SISTEMA DE FILTROS PERCOLADORES DE LA PLANTA DE TRATAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA Y DE LA PLANTA DE TRATAMIENTO ING. ARTURO PAZOS SOSA, PARA USO POTENCIAL EN LA REMOCIÓN DE NITRÓGENO Y FOSFORO PRESENTE EN EL AGUA RESIDUAL.**

Presentado por los estudiantes de la maestría antes mencionada,

**Ingeniero Civil Herber Danilo Guerra Quemé**

**Ingeniero Civil Mario Augusto Zea Cano**

Les manifiesto que los estudiantes cumplieron en forma satisfactoria con los requisitos establecidos por la Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria y Recursos Hidráulicos –ERIS- y la Universidad de San Carlos de Guatemala, en la realización de su estudio.

Agradeciendo la atención a la presente, se suscribe de ustedes atentamente:

“ID Y ENSEÑAD A TODOS”

Ing. Adán Ernesto Artemio Pocasangre Callazos  
Coordinador Maestría en Ciencias de la Ingeniería Sanitaria

UNIVERSIDAD DE  
SAN CARLOS DE GUATEMALA



Facultad de Ingeniería  
Escuela Regional de Ingeniería  
Sanitaria y Recursos Hidráulicos  
ERIS

Edificio de ERIS  
Área de prefabricados Facultad de  
Ingeniería  
Ciudad Universitaria zona 12  
Ciudad de Guatemala 01012  
Guatemala, C.A.

Tel. (502) 2418 8000,  
Ext. 86213 y 86212  
(502) 2418 9138

[www.ingenieria-usac.edu.gt](http://www.ingenieria-usac.edu.gt)

El director de la Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria y Recursos Hidráulicos –ERIS- después de conocer el dictamen del tribunal examinador integrado por los profesores siguientes: Dr. Ing. Adán Ernesto Pocasangre Collazos; M.Sc. Ing. Joram Matias Gil Laroj; M.Sc. Ing. Félix Alan Douglas Aguilar Carrera M.Sc. Ing. Zenón Much Santos, así como el visto bueno del coordinador de la maestría en Ingeniería Sanitaria Dr. Ing. Adán Ernesto Pocasangre Collazos y la revisión de lingüística efectuada por la licenciada en letras Rosa Amelia González Domínguez colegiada No. 5284 del trabajo de los estudiantes: Ing. Herber Danilo Guerra Quemé, Ing. Mario Augusto Zea Cano Titulado:

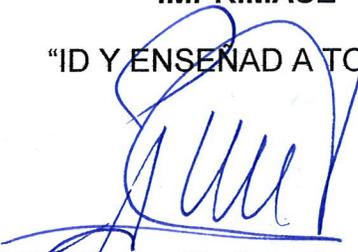
**IDENTIFICACIÓN DE PRESENCIA DE ALGAS EN LOS  
EFLUENTES DEL SISTEMA DE FILTROS PERCOLADORES DE  
LA PLANTA DE TRATAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD DE SAN  
CARLOS DE GUATEMALA Y DE LA PLANTA DE TRATAMIENTO  
ING. ARTURO PAZOS SOSA, PARA USO POTENCIAL EN LA  
REMOCIÓN DE NITRÓGENO Y FOSFORO PRESENTE EN EL  
AGUA RESIDUAL.**

En representación de la comisión de admisión y otorgamiento de grado, procede a la autorización del mismo.

Guatemala 30 de noviembre de 2015

**IMPRÍMASE**

**"ID Y ENSEÑAD A TODOS"**

  
MSc. Pedro Cipriano Saravia Celis  
DIRECTOR

Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria y Recursos  
Hidráulicos





**FIUSAC**  
Unidad de Lingüística

Guatemala, 30 de noviembre de 2015

Ingeniero Pedro Saravia  
Director de la Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria y Recursos Hidráulicos  
Facultad de Ingeniería  
Universidad de San Carlos de Guatemala

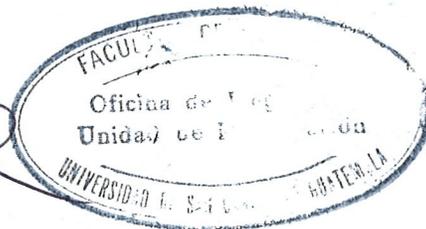
Estimado Ing. Saravia:

Por este medio extiendo constancia a la Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria y Recursos Hidráulicos, de la Facultad de Ingeniería, que se ha realizado satisfactoriamente la revisión y corrección de estilo del trabajo de graduación de Maestría en Ciencias de Ingeniería Sanitaria: **Identificación de presencia de algas generadas en los efluentes del sistema de filtros percoladores de la planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala y de la planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa, para uso potencial en remoción de nitrógeno y fósforo presente en el agua residual de los estudiantes: ingeniero Herber Danilo Guerra Quemé (carné: 100023562), ingeniero Mario Augusto Zea Cano (carné: 200714914).**

Para los requerimientos que su despacho necesite.

Atentamente,

(f) y sello



Licda. Rosa Amelia González Domínguez  
Unidad de Lingüística  
Facultad de Ingeniería

## **ACTO QUE DEDICO A:**

<b>Dios</b>	Llenarme de bendiciones y darme la oportunidad de concluir una de las metas más importantes de mi vida.
<b>Mis padres</b>	Juan Guerra y Odilia Quemé, por su ejemplo de lucha, perseverancia y apoyo incondicional.
<b>Mis hermanos</b>	Edwin, Wilmar y Leslie Guerra, deseo que mi logro sirva de ejemplo para alcanzar sus metas.
<b>Baruj</b>	Hijo, por ser inspiración y alegría, motivo que me impulsa a seguir adelante.
<b>Skarleth Sandoval</b>	Por ser parte importante en mi vida, por su apoyo, comprensión y amor; una importante influencia en mi vida para cumplir esta meta.
<b>Mis amigos</b>	Por todo lo vivido durante la maestría y por compartir sus conocimientos.

Herber Danilo Guerra Quemé



## **ACTO QUE DEDICO A:**

- Dios** Por darme vida, bendiciones y sabiduría para que esta meta fuera alcanzada.
- Mis padres** Gustavo Adolfo Zea y Gabriela Cano Valdez de Zea. Su amor será siempre mi inspiración.
- Mis hermanos** Gustavo y Lourdes Zea Cano. Deseo que mi logro sirva de ejemplo para alcanzar sus metas.
- Mis abuelos** Marina Velásquez y Augusto Cano (q. e. p. d.), por apoyarme en todo momento y compartir conmigo triunfos y fracasos, que esta meta alcanzada sea para ellos una muestra de agradecimiento.
- Mis amigos** Por ser una importante influencia en mi carrera.

Mario Augusto Zea Cano



## **AGRADECIMIENTOS A:**

- Dios** Por regalarme la vida y la oportunidad de alcanzar esta meta.
- Usac/Eris** Por haberme formado como profesional, a los catedráticos por exigir perseverancia y dedicación para ser un profesional competente.
- Ing. Mario Zea** Por compartir sus ideas comentarios e investigaciones para enriquecer este trabajo.
- Ing. Félix Alan Douglas  
Aguilar Carrera  
Ing. Zenon Much Santos  
Ing. Adan Pocasangre  
Ing. Joram Gil** Por ser parte importante de la investigación, y aportar información fundamental para la elaboración del presente trabajo.
- Licda. Susan Jiménez** Por compartir sus conocimientos de microbiología y dar elementos de análisis al presente trabajo.

Herber Danilo Guerra Quemé



## **AGRADECIMIENTOS A:**

<b>Universidad de San Carlos de Guatemala</b>	Alma máter, segundo hogar y fuente de inspiración.
<b>Eris</b>	Por los conocimientos adquiridos.
<b>Mis amigos</b>	Por su aporte de ideas y de conocimientos.
<b>Ing. Herber Guerra</b>	Por ser una importante parte de la investigación que aportó información fundamental para la elaboración del presente trabajo.
<b>Ing. Félix Alan Douglas Aguilar Carrera</b>	Por su asesoría y apoyo brindado para la realización de este trabajo de graduación, sin el cual no hubiese sido posible.
<b>Ing. Zenon Much Santos Ing. Adan Ernesto Pocasangre Collazos</b>	Por su asesoría y colaboración en la realización del presente trabajo.

**Licda. Susan Jiménez**

Por compartir sus conocimientos de microbiología y dar elementos de análisis al presente trabajo.

**Mario Augusto Zea Cano**





## ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES.....	V
RESUMEN.....	XI
INTRODUCCIÓN.....	XV
ANTECEDENTES.....	XVII
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	XXVII
JUSTIFICACIÓN.....	XXIX
OBJETIVOS.....	XXXI
HIPÓTESIS.....	XXXII
ALCANCES Y LÍMITES.....	XXXIII
1. MARCO TEÓRICO.....	1
1.1. Contaminación de las aguas naturales.....	1
1.2. Poder autodepurante.....	2
1.3. Eutrofización.....	3
1.3.1. Problema de la eutrofización.....	4
1.4. Aguas residuales.....	5
1.5. Importancia de los microorganismos en aguas residuales.....	6
1.5.1. Generalidades.....	6
1.6. Algas.....	7
1.6.1. Significado sanitario.....	7
1.6.2. Algas como indicadores biológicos.....	8
1.6.3. Clasificación de algas.....	9
1.6.4. Algas clorofitas.....	10
1.6.5. Algas cianofitas.....	11
1.6.6. Algas diatomeas.....	11

1.7.	Ciclo del nitrógeno.....	12
1.8.	El ciclo del fósforo .....	15
2.	METODOLOGÍA Y DISEÑO DEL EXPERIMENTO .....	17
2.1.	Parámetros ambientales en el Insivumeh .....	18
2.2.	Comportamiento de los nutrientes en los efluentes de las plantas de tratamiento de agua residual a evaluarse .....	18
2.3.	Unidad para toma de muestras .....	21
2.4.	Número de muestras.....	23
2.5.	Determinar días y época de muestreo .....	26
2.6.	Establecer el tiempo de máxima producción de biomasa de algas generadas de forma natural en el agua residual proveniente de los filtros percoladores de las plantas de tratamiento evaluadas .....	27
2.6.1.	Determinar la presencia de algas y el tiempo máximo de crecimiento .....	28
2.7.	Identificación del tipo de alga que se genera en los efluentes de los filtros percoladores de las plantas de tratamiento de agua residual evaluadas.....	31
2.7.1.	Preservación de muestras con lugol .....	31
2.8.	Cuantificar el número de algas por familia y especie mayoritaria que se presenta en el efluente de filtros percoladores de las plantas de tratamiento de agua residual evaluadas.....	32
2.8.1.	Procedimiento de conteo.....	33
2.8.2.	Procedimiento de uso.....	34
2.8.3.	Cálculo y reporte de resultados.....	37
2.9.	Determinación del nivel de eficiencia de remoción de nutrientes .....	39

3.	RESULTADOS .....	41
3.1.	Parámetros ambientales externos .....	41
3.2.	Resultados del comportamiento de los nutrientes en los efluentes de las plantas de tratamiento de agua residual a evaluarse .....	45
3.2.1.	Planta de tratamiento Universidad de San Carlos de Guatemala.....	46
3.2.2.	Planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa .....	47
3.3.	Días y época de muestreo.....	48
3.4.	Tiempo de máxima producción de biomasa algal generada de forma natural en el agua residual proveniente de los filtros percoladores de las plantas en estudio.....	52
3.4.1.	Resultados del muestreo para la determinación del período de máxima producción de biomasa, planta de la Universidad de San Carlos de Guatemala .....	53
3.4.2.	Resultados del muestreo para la determinación del período de máxima producción de biomasa, para planta Ing. Arturo Pazos Sosa .....	54
3.4.3.	Comportamiento de color y tiempo de máxima producción de algas.....	55
3.5.	Resultados de la identificación del tipo de alga que se genera de forma natural en el agua residual proveniente de los filtros percoladores de las plantas en estudio .....	56
3.6.	Conteo de algas por familia y especie mayoritaria que se presenta en el efluente de los filtros de las plantas evaluadas .....	66
3.6.1.	Cantidad de algas generadas en la planta de la Universidad de San Carlos de Guatemala.....	66

3.6.2.	Cantidad de algas generadas en la planta Ing. Arturo Pazos Sosa .....	72
3.7.	Resultados del comportamiento de nutrientes de las plantas de tratamiento en estudio.....	77
3.7.1.	Resultados de nutrientes de los filtros del efluente de la planta de la Universidad de San Carlos de Guatemala (PTAR 1).....	77
3.7.2.	Resultados de nutrientes de los filtros del efluente de la planta Ing. Arturo Pazos Sosa (PTAR 2) .....	81
4.	ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS .....	85
4.1.	Análisis y discusión de resultados, planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala (PTAR 1).....	85
4.1.1.	Crecimiento de algas con respecto a la temperatura y radiación solar .....	85
4.1.2.	Comportamiento de nutrientes .....	88
4.2.	Análisis y discusión de resultados, planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa (PTAR 2) .....	105
4.2.1.	Análisis y discusión del tipo y cantidad de algas durante la observación .....	120
	CONCLUSIONES.....	123
	RECOMENDACIONES .....	127
	BIBLIOGRAFÍA.....	129
	APÉNDICES.....	135
	ANEXOS.....	163

## ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

### FIGURAS

1.	Fotobiorreactor.....	XXI
2.	Ciclo del nitrógeno .....	14
3.	Esquema de la planta de tratamiento de aguas residuales de la Usac.....	19
4.	Líneas de tratamiento de la planta piloto .....	20
5.	Frascos a utilizar para toma de muestras PTAR Usac .....	22
6.	Frascos a utilizar para muestras PTAR Ing. Arturo Pazos Sosa.....	22
7.	Relación muestras y nivel de confianza .....	25
8.	Interacción dinámica placton-bentos en un ambiente hipotético.....	30
9.	Colocación de muestra en cámara de conteo.....	35
10.	Comportamiento de color <i>versus</i> días de exposición para planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala .....	53
11.	Gráfico de color <i>versus</i> días de exposición solar .....	54
12.	Imagen de comparación <i>Cyanophyta microsystis</i> sp .....	57
13.	Imagen de comparación <i>Diatomea aulacoseira</i> sp .....	57
14.	Imagen de comparación <i>Diatomea fragilaria</i> sp.....	58
15.	Imagen de comparación <i>Diatomea navícula</i> sp .....	58
16.	Imagen de comparación <i>Clorofita scenedesmus</i> sp .....	59
17.	Imagen de comparación <i>Clorofita chlorella</i> sp .....	59
18.	Imagen de comparación <i>Clorofita chlorella</i> sp .....	61
19.	Imagen de comparación <i>Clorofita actinotaenium curtum</i> .....	61
20.	Imagen de comparación <i>Clorofita ourococcus bicadutus</i> .....	62
21.	Imagen de comparación <i>Clorofita scenedesmus acutus</i> .....	62

22.	Imagen de comparación <i>Cyanobacteria anabaena</i> .....	63
23.	Imagen de comparación <i>Cyanophyta oscillatoria</i> sp .....	63
24.	Imagen de comparación <i>Cyanophyta oscillatoria brevis</i> .....	64
25.	Imagen de comparación <i>Cyanophyta microcystis</i> sp.....	64
26.	Imagen de comparación <i>Diatomea navícula</i> sp.....	65
27.	Imagen de comparación <i>Diatomea fragilaria</i> sp .....	65
28.	Presencia de algas .....	67
29.	Crecimiento de algas clorofitas.....	68
30.	Crecimiento de cianofitas .....	68
31.	Crecimiento de diatomeas .....	69
32.	Distribución porcentual de familias de algas.....	69
33.	Comportamiento de radiación solar .....	71
34.	Comportamiento de temperatura .....	71
35.	Presencia de algas .....	73
36.	Crecimiento de algas clorofitas.....	73
37.	Crecimiento de cianofitas .....	74
38.	Crecimiento de diatomeas .....	74
39.	Distribución porcentual de familias de algas.....	75
40.	Comportamiento de radiación solar .....	76
41.	Comportamiento de temperatura .....	77
42.	Comportamiento de fosfato $\text{PO}_4^{-3}$ PTAR 1.....	79
43.	Comportamiento de nitrito $\text{NO}^{2-}$ -N PTAR 1.....	79
44.	Comportamiento de nitrato $\text{NO}_3^-$ - N PTAR 1.....	80
45.	Comportamiento de nitrógeno amoniacal $\text{NH}_3$ -N PTAR 1.....	80
46.	Comportamiento del fosfato $\text{PO}_4^{-3}$ PTAR 2.....	82
47.	Comportamiento de nitrito $\text{NO}^{2-}$ - N PTAR 2.....	82
48.	Comportamiento de nitrato $\text{NO}_3^-$ N PTAR 2.....	83
49.	Comportamiento de nitrógeno amoniacal $\text{NH}_3$ -N PTAR 2.....	83

50.	Comparación de comportamiento temperatura-radiación-algas PTAR 1 .....	86
51.	Comparación de comportamiento temperatura-radiación-algas clorofitas PTAR 1 .....	87
52.	Límites máximos y mínimos de nitrato $\text{NO}_3^-$ -N PTAR 1.....	92
53.	Límites máximos y mínimos de nitrito $\text{NO}_2^-$ -N PTAR 1 .....	92
54.	Límites máximos y mínimos de nitrógeno amoniacal $\text{NH}_3$ -N PTAR 1 .....	93
55.	Límites máximos y mínimos de fosfato $\text{PO}_4^{3-}$ PTAR 1 .....	93
56.	Ciclo del nitrógeno en presencia de microorganismos.....	97
57.	Presencia de algas y variación de amoníaco $\text{NH}_3$ -N PTAR 1 .....	98
58.	Presencia de algas y variación de nitrato $\text{NO}_3^-$ -N PTAR 1.....	99
59.	Presencia de algas y variación de nitrito $\text{NO}_2^-$ -N PTAR 1.....	100
60.	Presencia de algas y variación de fosfato $\text{PO}_4^{3-}$ PTAR 1 .....	101
61.	Distribución porcentual de familias de algas PTAR 1 .....	101
62.	Límites máximos y mínimos de nitrato $\text{NO}_3^-$ -N PTAR 2.....	107
63.	Límites máximos y mínimos de nitrito $\text{NO}_2^-$ -N PTAR 2.....	108
64.	Límites máximos y mínimos de nitrógeno amoniacal $\text{NH}_3$ -N PTAR 2 .....	108
65.	Límites máximos y mínimos del fósforo como fosfato $\text{PO}_4^{3-}$ PTAR 2 .....	109
66.	Crecimiento <i>Scenedesmus</i> PTAR 2 .....	112
67.	Comportamiento del nitrógeno amoniacal $\text{NH}_3$ -N PTAR 2 .....	113
68.	Crecimiento algas clorofitas PTAR 2 .....	113
69.	Comportamiento de nitratos $\text{NO}_3^-$ -N PTAR 2.....	114
70.	Comportamiento del fósforo como fosfato $\text{PO}_4^{3-}$ PTAR 2.....	115
71.	Producción total de algas PTAR 2 .....	116
72.	Estado trófico .....	120

## TABLAS

I.	Niveles de confianza .....	26
II.	Parámetros a analizar y metodología estándar de medición.....	40
III.	Temperatura máxima .....	41
IV.	Temperatura mínima .....	42
V.	Intervalos de confianza para temperatura máxima.....	42
VI.	Intervalos de confianza para temperatura mínima.....	43
VII.	Resultados estadísticos de radiación solar .....	44
VIII.	Intervalos de confianza para radiación solar .....	44
IX.	Análisis de los diferentes parámetros de nutrientes en los filtros percoladores de la PTAR de la Universidad de San Carlos de Guatemala.....	46
X.	Análisis de los diferentes parámetros de nutrientes en los filtros percoladores de la PTAR Ing. Arturo Pazos Sosa.....	47
XI.	Valores de radiación solar mensuales.....	49
XII.	Cálculo de variables estadísticas .....	49
XIII.	Valores promedio mensuales en intervalo de confianza .....	50
XIV.	Toma de muestra aleatoria planta de la Universidad de San Carlos de Guatemala.....	51
XV.	Toma de muestra aleatoria planta Ing. Arturo Pazos Sosa .....	52
XVI.	Resumen de conteo de algas Universidad de San Carlos de Guatemala.....	67
XVII.	Valores de temperatura y radiación solar .....	70
XVIII.	Resumen de conteo de algas planta Ing. Arturo Pazos Sosa .....	72
XIX.	Valores de temperatura y radiación solar .....	76
XX.	Comportamiento de parámetros PTAR 1 .....	78
XXI.	Comportamiento de parámetros PTAR 2 .....	81
XXII.	Valores fuera del rango de confianza del 95 % PTAR 1.....	89

XXIII.	Resultados obtenidos del muestreo para la PTAR 1.....	95
XXIV.	Remoción de nutrientes PTAR 1 .....	102
XXV.	Precipitación que afecta a la toma de muestras.....	104
XXVI.	Registro promedio PTAR 2 .....	106
XXVII.	Registro de toma de muestra PTAR 2 .....	106
XXVIII.	Comparación de parámetros día 0 y día 7 PTAR 2.....	110
XXIX.	Porcentaje de variación de parámetros del día 0 y 7 PTAR 2.....	110



## RESUMEN

El presente estudio busca establecer si el agua residual proveniente de los filtros percoladores de la planta de tratamiento de agua residual de la Universidad de San Carlos y de la planta de tratamiento piloto de la Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria (Eris), Ing. Arturo Pazos Sosa, de la colonia Aurora II, presentan condiciones para el crecimiento de algas clorofitas, considerando que, dentro del proceso de investigación de la Eris, se busca desarrollar un proceso de tratamiento terciario (luego de la unidad de filtros percoladores), que utilice este tipo de algas, con el objetivo de remover nutrientes; conociendo que existen algunos estudios realizados en diversos países, los cuales indican que algunas especies de algas utilizan estos nutrientes para su crecimiento, situación que podría aprovecharse para hacer la remoción de nutrientes en los efluentes de las plantas de tratamiento de agua residual.

El estudio realizado es de tipo cuantitativo experimental, considerando que para el logro de los objetivos se definió una metodología que permitió, en condiciones naturales y a través de procesos estandarizados, establecer la presencia de algas en el efluente de los filtros percoladores de la planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos y de la planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa, asimismo se logró obtener el valor de remoción en el parámetro de nitritos, nitratos, amonio y ortofosfato, que podría obtenerse al crearse las condiciones de crecimiento de algas en este tipo de agua residual.

Durante el desarrollo del estudio se realizó una revisión estadística de los registros de calidad de agua residual que proveen los filtros percoladores de la

planta de tratamiento de agua residual de la Universidad de San Carlos y de la planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa, asimismo se hizo el análisis estadístico de los registros históricos del comportamiento de la temperatura y radiación de la estación hidrométrica del Instituto Nacional de Sismología, Vulcanología, Meteorología e Hidrología (Insivumeh), considerando que estos parámetros se han identificado como factores que pueden afectar el crecimiento de algas en el agua residual.

En el caso del comportamiento de las variables climáticas analizadas, se obtuvo que, para la estación del Insivumeh, el valor mínimo de temperatura fue de 8,81 °C y máximo de 28,87 °C y de radiación es de 0,4 cal/med/mes, con valores de confiabilidad superior a 90 %.

Con los datos obtenidos se pudo distribuir una muestra aleatoria sin repetición en los meses de abril y mayo. El estudio se realizó con 10 muestreos por cada planta que permiten tener un nivel de confiabilidad del 95 % en los resultados obtenidos. Dentro de los aportes que el estudio deja, se menciona la identificación del tiempo en el cual se puede observar el máximo crecimiento de algas, estableciéndose este en 7 días posteriores a que el agua sale del filtro percolador, asimismo se pudo apreciar que en este lapso de tiempo existió la presencia mayoritaria de algas diatomeas y clorofitas, presentando un valor promedio de 8 620 cel/familia para la primera y de 4 808 cel/familia para la segunda planta; las clorofitas tienen 13 718 células por mililitro, las diatomeas 13 411 células por mililitro y las cianofitas 9 188 células por mililitro.

Finalmente, después del análisis de variabilidad de los parámetros nitrógeno amoniacal, nitritos, nitratos y fosfatos se obtuvo que, durante los siete días en el cual se logra la máxima presencia de algas, para la planta de

tratamiento de la Universidad de San Carlos, el valor de nitrógeno amoniacal se redujo un 5,14 %, el valor de nitritos se incrementó en más de seis veces su valor inicial, nitratos se redujo en 18,73 % y fosfatos se redujo en 16,38 %. Para la planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa, el valor de nitrógeno amoniacal se redujo en un 5,14 %, el de nitritos se incrementó en más de seis veces su valor inicial, nitratos se redujo en 7,82 % y fosfatos aumentó en un 83,08 %. Como conclusión importante del estudio se establece que la hipótesis no pudo comprobarse, debido a que los valores de disminución de los parámetros analizados se encuentran por debajo del 20 % establecido como valor meta a obtenerse.

A pesar de no haberse logrado comprobar la hipótesis, el estudio aporta varios conocimientos que serán importantes para el futuro desarrollo de tecnologías a base de algas para la reducción de nutrientes, entre las que se mencionan las siguientes:

- El agua residual proveniente de los filtros percoladores de los sistemas de tratamiento de agua residual de tipo doméstica, permite el desarrollo de algas, las cuales pueden absorber los nutrientes presentes en el agua residual de tipo doméstico.
- El tiempo de retención máximo que debe darse a los reactores para que se logre la remoción de nutrientes no debe superar los siete días.
- Las condiciones de variación del caudal que trata la planta de tratamiento de agua residual, así como la dilución que pueda tener esta, derivado de la presencia de lluvias, afecta en el crecimiento de algas y, por ende, en la remoción de nutrientes.

Finalmente, se recomienda darle continuidad a este tipo de estudios, para lo cual debe analizarse el efecto que la dilución y la variación de la carga

hidráulica puede tener en la eficiencia de remoción de nutrientes, así como determinar el tiempo de retención óptimo para lograr las mejores remociones de nutrientes posibles.

## INTRODUCCIÓN

El deterioro progresivo de los cuerpos de agua debido a los efectos de la eutrofización es un tema que está generando interés en autoridades locales y estatales, ya que la alteración de los cuerpos de agua especialmente lagos, generan la inestabilidad ambiental, social, económica y deterioro de la calidad de vida.

Este proceso es provocado por un exceso de nutrientes en el agua, principalmente nitrógeno y fósforo. Las consecuencias son ríos con mucha vegetación y otros organismos que agotan el oxígeno del agua y que llevan a la ausencia de vida en ella. Sus características son mal olor, ausencia de peces y, en general, poca calidad de las aguas. Los efectos son particularmente graves cuando afectan a aguas con destino al abastecimiento urbano (Ambientum.com, s.f.).

Aunque el fósforo ha sido considerado tradicionalmente como el principal nutriente limitante para el crecimiento de las algas en los ecosistemas acuáticos continentales, el nitrógeno también puede actuar como nutriente limitante, sobre todo en aquellos casos de sobre-enriquecimiento por fósforo y disminuir el valor del cociente N:P. Contrariamente, en estuarios y ecosistemas costeros, el nitrógeno ha sido identificado, generalmente como el principal nutriente limitante. No obstante, en los casos en que se produce una entrada significativa de nitrógeno, el valor del cociente N:P suele aumentar marcadamente, pudiendo devenir entonces, el fósforo en nutriente limitante. Otros elementos químicos, como Si y Fe, también pueden influir en el crecimiento y abundancia

de las algas, pero, en general, con menor relevancia que N y P. (Camargo & Alonso, 2007).

Esto da origen al interés de incrementar la eficiencia de los tratamientos de aguas residuales, principalmente para la remoción de nitrógeno y fósforo, antes de ser vertidos a su disposición final, principalmente si esta se trata de un cuerpo de agua como ríos, embalses, lagos, entre otros.

En la actualidad se utilizan diversas tecnologías para la remoción de nitrógeno y fósforo, sin embargo, la utilización de estas tecnologías suele ser complejas y la operación y mantenimiento difícilmente sostenibles, esto se vuelve poco factible para países como Guatemala donde se prefieren procesos auto sostenibles, unidades que trabajen por gravedad con la capacidad de operación y mantenimiento bajos.

De esta forma surgió la necesidad de implementar una unidad experimental para analizar el comportamiento de los nutrientes del agua residual recolectada a la salida del módulo de filtros percoladores de la planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala y de la planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa, con el objetivo de reducir concentraciones de nitrato, nitrito, amoníaco y fosfato en la descarga y así brindar elementos primarios, para implementar en el futuro un tratamiento terciario con el objeto de reducir nutrientes a la descarga.

Con este objetivo las muestras fueron sometidas a observación para identificar el crecimiento máximo de algas y posteriormente evaluarse los parámetros mencionados, con la finalidad de definir la variación de nutrientes en el agua y concluir si la presencia de algas ayudaba a disminuir la cantidad de nutrientes.

## ANTECEDENTES

Diversos estudios demuestran que las algas tienen un importante consumo de nitratos ( $\text{NO}_3$ ), amonio ( $\text{NH}_4$ ), y fosfato ( $\text{PO}_4$ ), (Martínez, 2000; Ruiz-Marín, 2010; Zhang, 2008), por lo cual, en una fase previa, tiene un efecto de eliminación natural mientras se encuentran disueltos en el medio residual. Atender la eutrofización y comprender los efectos que tiene este fenómeno en la calidad de las aguas de lagos y cuerpos contaminados ha sido una fuente de preocupación constante para autoridades ambientales de la mayoría de países.

En 1955, el Dr. Oswald realiza una descripción detallada del proceso de fotosíntesis que se lleva a cabo en las aguas residuales (Oswald & Gotaas, *Photosynthesis in sewage treatment*, 1955), y más tarde un documento el cual predice que, en función de la contaminación actual y el incremento de la población en áreas concentradas, la tasa de velocidad de eutrofización puede duplicarse en los siguientes 25 años y redoblar esa cantidad para el final del presente siglo (Oswald & Golueke, *Eutrophication trends in the United States - a problem?*, 1966).

A raíz de los estudios del doctor Oswald sobre las tendencias de eutrofización en Estados Unidos, se han generado diversidad de estudios, tal es el caso de la disertación titulada *Treatment efficacy of algae-based sewage treatment plants*, realizado en la India por Mahapatra, Chankaya, & Ramachandra, 2012. Además el estudio sobre crecimiento de microalgas en sistemas de lagunas de estabilización, tratamiento secundario y terciario. Se observó que las algas predominantes son del género euglenoides (lagunas facultativas) y clorofitas (lagunas de maduración). Se observó la presencia de

*Chlorella vulgaris* como especie dominante en lagunas de maduración (terciarias). Se lograron remociones de nitrógeno total del orden de 36 %, y en nitrito de 57,8 %.

En la India se realizó un cultivo de algas en aguas residuales para la eliminación de nutrientes, como lo indica el informe *Microalgae Cultivation in Wastewater for Nutrient Removal*, realizada por (Seenivasan & Sriram, 2012) se concluyó que las algas por sí solas no puede eliminar eficazmente los nutrientes de las aguas residuales; el hambre y la dilución de las aguas residuales son las diferentes maneras que se utilizan para mejorar la tasa de eliminación de nutrientes.

La Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria (ERIS) cuenta con una línea de investigación denominada Tratamiento de aguas residuales y manejo de lodos, en la cual se han realizado estudios que hablan acerca de la remoción de nutrientes, tal es el caso del estudio denominado *Eficiencia en la remoción de nitrógeno y fósforo en los filtros percoladores de la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales de la Universidad de San Carlos de Guatemala* (Pierri Palma, 2013), donde se comprobó que en el proceso biológico de filtros percoladores, para remoción de nitrógeno, se obtiene un valor promedio de 20,3 % y para el fósforo se tienen un valor promedio de 12,5 %.

- Utilización de algas en la remoción de nutrientes

Existen investigaciones diversas que se enfocan en la remoción de nutrientes, propiciando el crecimiento de microorganismos, esencialmente en algas, por ejemplo *Muchas especies de microalgas crecen con eficacia en las aguas residuales* (Oswald, 1957). La selección de la cepa de algas depende del tipo de aguas residuales donde crece. Especies de microalgas como

*B. Braunii*, *Chlorella saccharophila* y *Pleurochrysis carterae* crece bien sobre todo las aguas residuales no tratadas de las industrias (Chinnasamy, 2010). Crecimiento eficiente y eficaz de captación  $\text{NO}_3$  se han observado en algas verdes como *Botryococcus* en aguas residuales.

*Chlorella* y *Scenedesmus* son particularmente tolerantes a las aguas residuales y han demostrado la tolerancia y la eficiencia en la acumulación de nutrientes de las aguas residuales (Aslan y Kapdan, 2006; González, 1997; Ruiz-Marín, 2010, Masseret, 2000, Bhatnagar). Además, son eficaces en la eliminación casi completa de amoníaco, nitrato y fósforo total durante el tratamiento terciario de aguas residuales (Martínez, 2000; Ruiz-Marín, 2010; Zhang, 2008).

Estudios recientes sobre *Chlorella* han demostrado buen crecimiento, incluso en aguas residuales naturales muy crudas (Wang, 2010). Además, especies como *Scenedesmus obliquus* tienen un alto potencial para la captura de dióxido de carbono y producción de lípidos (Mandal y Mallick, 2009) y han demostrado mejor crecimiento en las aguas residuales naturales municipales (Ruiz-Marín, 2010).

El tratamiento de aguas residuales, como es ampliamente conocido, utiliza una gran variedad de elementos presentes en el ecosistema: bacterias, algas, zooplancton, pescado e incluso helmintos. Las ventajas que tiene el tratamiento de aguas residuales con algas es que, dadas las condiciones apropiadas y su natural metabolismo fotosintético, puede desarrollar una biomasa que trata el agua, disminuyendo una gran variedad de parámetros fisicoquímicos y bacteriológicos de control.

Existe una amplia variedad de documentos que describen los diferentes usos de las algas en el tratamiento de aguas residuales domésticas e industriales, uno de los principales autores es W.J Oswald, que ha escrito documentos como *Fundamental factors in waste stabilization pond design* (Factores fundamentales de diseño en estanques de estabilización para aguas residuales), *Light conversion efficiency of algae grown in sewage* (Conversión de la energía fotosintética y la eficiencia del crecimiento de algas en drenajes), *High rate pond in waste disposal* (Estanques de tasas altas en la disposición de agua residual) y *Growth characteristics of microalgae cultured in domestic sewage: environmental effects on productivity* (Características y crecimiento de microalgas cultivadas en alcantarillas domésticas: los efectos ambientales de la productividad).

### **Eliminación biológica de nutrientes**

Actualmente existe un nuevo procedimiento de eliminación de nutrientes para aguas residuales mediante fotobiotratamiento con algas, realizado por investigadores de la Universidad de Cádiz, el estudio se caracteriza por las fases de eliminación de nutrientes en oscuridad y una segunda de crecimiento de biomasa en fotobiorreactores.

Los aspectos fundamentales en los que se basa el experimento son:

Las algas antes de empezar a crecer consumen nitrógeno y fósforo cuando se cultivan en aguas residuales.

Las algas acumulan nutrientes en su interior, por lo que la asimilación de nutrientes comienza antes del crecimiento y a una velocidad bastante mayor que la de la generación de biomasa. “La eliminación inicial de nutrientes previa

al crecimiento de biomasa tiene lugar en la oscuridad (las velocidades son similares en la presencia de luz)” (Cádiz).

Diseñaron un proceso en el cual se realiza una separación de etapas en reactores de diferentes características, el primero se encarga de la eliminación de nutrientes del agua residual en la oscuridad y el siguiente para el crecimiento de una biomasa en la presencia de luz, con esto se logra la eliminación de nutrientes del agua residual, y mediante el manejo de la biomasa generada durante el día se pueden eliminar los nutrientes presentes en la muestra ausente de luz.

Figura 1. **Fitobiorreactor**



Fuente: *Biodepuración de aguas residuales*. Universidad de Cádiz España. p. 25.

Permite operar a tiempos de retención celular mucho más elevados que los tiempos hidráulicos de residencia, lo que permite a su vez, depurar los mismos caudales de aguas residuales en reactores más pequeños.

Asimismo depurar las aguas residuales de noche sin necesidad de una fase luminosa, aspecto que los procesos que emplean organismos fotosintéticos existentes en la actualidad no contemplan.

Simplicidad de operación y reducción de costos en comparación con las tecnologías convencionales, en este sentido se evita la producción de residuos (lodos).

El uso de algas permite tratar aguas residuales con altos niveles de nitrógeno y fósforo, pero con bajo contenido de materia orgánica, ya que se trata de organismos autótrofos, evitándose de esta manera la necesidad de adicionar una fuente de materia orgánica externa, como el caso de otros procesos biológicos.

La biomasa generada en el proceso supone un valor añadido desde el punto de vista energético y medioambiental, por la posibilidad de generar energía y capturar dióxido de carbono. (Cádiz)

A continuación una síntesis del artículo *Eliminación biológica de nitrógeno y fósforo de aguas residuales domésticas*.

Se estudió la remoción biológica de nutrientes mediante el uso de un “Reactor discontinuo secuencial” (SBR) con un volumen de 2 000 litros, los ciclos de operación consistían en una sucesión de etapas:

- Llenado
- Mezcla anaerobia
- Mezcla aerobia
- Mezcla anóxica
- Sedimentación y vaciado

Los parámetros medidos en el estudio fueron la demanda química de oxígeno (DQO), demanda bioquímica de oxígeno (DBO), nitrógeno total Kjendahl (NTK), nitrógeno como nitrito y nitrato, nitrógeno amoniacal, pH, temperatura, fósforo total, sólidos suspendidos totales y volátiles.

Se obtuvo como resultado demostrar cuál de los diferentes ciclos o etapas mostró mejor rendimiento con diferentes cantidades de tiempo de mezcla y la gran efectividad en la remoción de nutrientes del agua residual doméstica.

Un SBR es un sistema de tratamiento biológico de aguas residuales basado en el principio de los procesos de lodos activados. Comparado con otros sistemas de tratamiento, es un sistema relativamente simple debido a que todos los procesos ocurren en el mismo reactor.

El reactor consiste en un cilindro de fibra de vidrio de 1,97 m de altura y 1,2 de diámetro con una capacidad de 2 000 litros, consta de un arreglo de válvulas de bola dispuestas a diferentes alturas del tanque, una al 50 % otra al 30 % de la altura con diámetros de 1" y  $\frac{3}{4}$ " respectivamente, con la finalidad de descargar el agua tratada; está dotado de un sistema por bombeo que consiste en una bomba centrífuga de 1 caballo de fuerza y una tubería de PVC de media pulgada de diámetro. El sistema de aireación está compuesto por un compresor de 2 HP, conectado a un sistema de difusión de aire con arreglo de tuberías de PVC de  $\frac{1}{2}$ " perforadas y dispuestas en forma de cruz, incluye también un

sistema de mezclado de acero inoxidable y una hélice de tres hojas conectado a un motor bifásico de 110 V, 0,5 HP y 1 350 RPM.

Las etapas del estudio realizado son:

- Etapa de llenado o alimentación: durante esta etapa se carga el reactor con agua residual doméstica.
- Mezcla anaerobia: en esta etapa se mezcla el agua residual cargada en el reactor con el lodo, sin suministrar aire al sistema.
- Etapa de aireación: se inyecta aire al sistema. El aire suministrado proporciona un mezclado entre el agua y el lodo.
- Mezcla anóxica: se realiza un proceso de mezclado, sin proporcionar aire al sistema.
- Etapa de sedimentación: el lodo sedimenta por acción de la gravedad y se separa del agua residual tratada, obteniéndose un sobrenadante clarificado.
- Etapa de vaciado: se retira el agua residual tratada (sobrenadante), a través del sistema de descarga. Durante la investigación se trabajó con una edad de lodo de 20 días.

Con tiempos de 1 hora de mezcla anaerobia, 6 horas de mezcla aerobia y 16 horas de mezcla anóxica, se obtuvieron valores de remoción de nutrientes de:

- 52 % para nitrógeno total
- 65 % para nitritos
- 67 % para fósforo total

Demostrando que es muy efectiva la remoción de nutrientes utilizando SBR. (Cárdenas de Flores)

A diferencia de las referencias recién descritas, el presente estudio especial busca la manera de utilizar únicamente energía natural, eliminando de tal manera la oxigenación artificial utilizada en el SBR, y la inyección artificial de dióxido de carbono y luz artificial en los fotobiorreactores, teniendo en cuenta que la efectividad de remoción de nutrientes sería inferior a la de estos procesos, pero con procesos de operación y mantenimiento mucho más sencillos y económicos.



## PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

La contaminación de los cuerpos de agua, primero fue un problema de incremento de la materia orgánica derivada de los efluentes urbanos. No obstante, el desarrollo que experimenta cada población, ya sea industrial, agrícola y otros, aporta nuevos contaminantes y en diferentes concentraciones; algunos difícilmente biodegradables, que eliminan la vida de los lagos, además la inutilizan para el consumo humano. Esto unido a que no se cuenta con infraestructura instalada con capacidad de eliminar sustancias que contribuyen al deterioro de las aguas, produciendo el fenómeno de eutrofización (Bordehore, 2005).

Si no existe depuración en los efluentes de agua residual o si esta es parcial, aportan nutrientes de dos formas:

- Residuos orgánicos: enriquecen en elementos previamente limitantes al ecosistema.
- Residuos inorgánicos: como el fosfato, el nitrógeno en forma de nitrato y amonio, entre otros.

Otra causa del deterioro de los cuerpos de agua es por las actividades económicas y los proyectos de desarrollo que se implementan sin tomar en cuenta el impacto ambiental que tales actividades representan, la deforestación en las cuencas causa erosión y arrastre de sólidos, la deposición de aguas residuales de los centros urbanos a través de los cauces de ríos que derivan en

lagos por su forma endorreica, aguas servidas que poseen compuestos nitrogenados y fosfatados.

Si bien, la eutrofización es un proceso natural de los cuerpos de agua, el exceso de nutrientes debido a las causas descritas, propician la aceleración de la eutrofización.

Las causas descritas incrementan la incidencia de enfermedades de origen hídrico que va a afectar, principalmente a niños y adultos. Los principales efectos producidos por la eutrofización son: disminución de la diversidad de especies de flora y fauna alrededor de los cuerpos de agua afectados; incremento en la biomasa producto del crecimiento excesivo de algas; incremento en la turbiedad del agua; la sedimentación aumenta, disminuyendo la durabilidad o provocando la colmatación del lago generando condiciones anóxicas. (Lenntech, búsqueda en 2015)

Estas condiciones generan ambientes de insalubridad y disminución de la calidad de vida de los habitantes que tienen contacto directo (consumo humano, pesca artesanal), o indirectos (economía, turismo, actividades culturales, generación de energía y otros).

Como bien se ha definido, los esfuerzos realizados por intentar disminuir la cantidad de nutrientes que lleguen a cuerpos de agua han tenido logros significativos, sin embargo, suelen ser complejos y costosos, por tal motivo se plantea la siguiente pregunta de investigación: ¿Es posible la remoción de nitrato, nitrógeno amoniacal y fosfatos en la planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala y planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa, a través del uso de algas producidas de forma natural del agua extraída del efluente del módulo de filtros percoladores?

## JUSTIFICACIÓN

Esta investigación busca aportar los fundamentos básicos para el desarrollo de tecnologías de tratamiento de agua residual, utilizando la formación de algas generadas de forma natural en las unidades de tratamiento de agua residual, con el objetivo de reducir el impacto de la eutrofización de los cuerpos receptores, debido a la presencia de nitrógeno y fósforo del agua residual descargada.

Esta investigación se origina de la necesidad de mantener el equilibrio ecológico y ambiental, pues tienen repercusiones económicas, políticas, sociales y culturales; las cuales merecen atención multidisciplinaria, ya que están intrínsecamente relacionadas.

Con la finalidad de disminuir nutrientes en los efluentes de las aguas residuales, los tratamientos desarrollados son complejos y pueden representar un porcentaje muy elevado de los costos totales de tratamiento. Los procesos de eliminación de nutrientes, consisten básicamente en procesos químico-biológicos, fisicoquímicos, bioquímicos, y los sistemas biológicos que actualmente se emplean espacios grandes, limitando así la factibilidad de construcción.

Por tal motivo es necesario la remoción de nutrientes utilizando otro tipo de tecnologías que sean más económicas y de fácil acceso para las comunidades, siendo la utilización de algas una alternativa que pudiera ser de fácil aplicación.

Partiendo del concepto que los procesos de eutrofización tienen efectos negativos no solo sobre los cuerpos de agua afectados, sino también en el entorno de los mismos, es conveniente considerar que en muchos países la mayor parte de drenajes son vertidos a cuerpos de agua (ríos o lagos), con escaso nivel de tratamiento, llevando a estos altas cargas de nutrientes. Uno de estos ejemplos se puede ver en el lago Atitlán (Sololá), el cual recibe el agua residual que se genera en las áreas urbanas de Sololá, Santiago Atitlán, San Lucas Tolimán, Panajachel, San Pedro y otros.

Otro caso es el lago de Petén Itzá (Petén, Flores), recibe el agua residual de Flores, Santa Elena y San Benito. La laguna Chichoj (Cobán) recibe el agua de residual de San Cristóbal y Santa Cruz Verapaz (incluida sus actividades comerciales e industriales). El lago Amatitlán (Guatemala) recibe el agua residual de los drenajes de una gran parte de la ciudad capital, Mixco, Amatitlán, Villa Nueva, Villa Canales. Estas situaciones evidencian la necesidad que existe de desarrollar tecnologías de bajo costo, que contribuyan a reducir el impacto que las aguas residuales generan en ríos y lagos, y en especial, sus aportes de nutrientes. (Aguilar, 2015).

## **OBJETIVOS**

### **General**

Demostrar que el agua residual proveniente del módulo de filtros percoladores de la Universidad de San Carlos de Guatemala y de la planta ingeniero Arturo Pazos Sosa, permite la producción natural de algas que contribuyan a la reducción de nitrato, nitrógeno amoniacal y fosfatos.

### **Específicos**

1. Analizar el comportamiento de los nutrientes en el efluente de la planta de tratamiento de agua residual de la Universidad de San Carlos y la planta ingeniero Arturo Pazos Sosa, con base en datos históricos obtenidos en estudios realizados por la Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria (Eris).
2. Establecer el tiempo de máxima producción de biomasa de algas generadas de forma natural en el agua residual proveniente de la planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala y la del Ing. Arturo Pazos Sosa.
3. Identificar el tipo de alga que se genera en el efluente de la planta de tratamiento de agua residual de la Universidad de San Carlos de Guatemala y de la planta Ing. Arturo Pazos Sosa.

4. Cuantificar el número de algas por familia y especie mayoritaria que se presenta en el efluente de la planta de tratamiento de agua residual de la Universidad de San Carlos de Guatemala y de la planta Ing. Arturo Pazos Sosa.
5. Determinar la variación de nitrógeno en su forma de nitrato, nitrito y amonio, durante el período de máxima producción de biomasa de algas.
6. Determinar la variación de fosfato, durante el período de máxima producción de biomasa de algas.

## **Hipótesis**

El efluente del módulo de filtros percoladores de la planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala y la planta Ing. Arturo Pazos Sosa, son ideales para generar el crecimiento de algas que tienen la capacidad de reducir la cantidad de nitrato, nitrógeno amoniacal y fosfatos en un 20 % de sus características iniciales.

## **ALCANCES Y LÍMITES**

El alcance del presente estudio se limita a la evaluación del comportamiento del crecimiento de algas en el efluente del módulo de filtros percoladores, dejando de analizar otros puntos importantes de la planta y verificar el comportamiento de los nutrientes en un periodo de tiempo determinado.

Esta trabajo es parte de una serie de investigaciones que se deben realizar para conocer el comportamiento e identificación de algas; para poder así tener fundamentos para el diseño de una estructura que incrementará la eficiencia de las plantas de tratamiento que presentan problemas para la remoción de nutrientes.

El estudio busca la implementación de nuevas tecnologías de forma natural que tengan la capacidad de generar energía y no en el caso de tecnología que necesita de energía para ser operadas.



# 1. MARCO TEÓRICO

## 1.1. Contaminación de las aguas naturales

Contaminar un cuerpo hídrico significa alterar sus características químicas o físicas, empeorando su calidad.

Tales alteraciones pueden ser más o menos significativas, asimismo a:

- Constituir un peligro para la flora y la fauna acuática.
- Construir un peligro para la salud del hombre que utiliza esta agua para uso potable.
- Crear problemas para la utilización de esta agua en el campo tecnológico, industrial o agrícola.

Las causas de la contaminación, normalmente derivan de la actividad humana y son clasificadas según su origen. Se habla, por lo tanto de contaminación doméstica, agrícola o industrial. La contaminación de origen doméstico es causada por todas las aguas negras que provienen de las descargas de tipo civil, es decir, de la actividad diaria del hombre, casas, hoteles, restaurantes, de las oficinas, entre otras.

La contaminación de origen agrícola o industrial se debe a las actividades que el hombre desarrolla en la agricultura, ganadería y comprende, además, la de los abonos químicos, biocidas, y otros. También productos del metabolismo animal. En resumen, esto significa que en cada cuerpo hídrico, o en la cuenca

hídrica al cual pertenece, existen actividades humanas que lo contaminan en el sentido antes mencionado.

Es decir, que es imposible no contaminar. Afortunadamente cada cuerpo hídrico puede defenderse contra este fenómeno con una capacidad propia llamada poder autodepurante. Pero esta defensa es activa hasta un cierto grado de contaminación, ya que superado este límite, la situación evoluciona rápidamente a fenómenos casi irreversibles que determinan grandes problemas en el cuerpo hídrico y normalmente es muy difícil regresar a las condiciones originales.

Lamentablemente este poder autodepurante actúa solamente en contra de la contaminación causada por las sustancias orgánicas, mientras que, en los contaminantes químicos específicos, el cuerpo hídrico puede únicamente defenderse por medio de su posibilidad de dilución.

## **1.2. Poder autodepurante**

Cuando en un cuerpo hídrico se descargan aguas negras que contienen sustancias orgánicas, estas sufren una agresión por parte de las diferentes especies de microorganismos presentes en el agua, que las transforman en sustancias más simples.

Esta transformación puede ser de varios tipos: esencialmente puede distinguirse en aerobia, es decir en presencia de oxígeno, o anaerobia, o sea, sin presencia de oxígeno; mientras las primeras transformaciones producen sustancias más simples que no crean problema alguno, las otras al contrario, llevan a la formación de sustancias tóxicas o nocivas. Esto significa que el poder autodepurante de un cuerpo hídrico está directamente relacionado con la

cantidad de oxígeno que puede disponer para permitir las transformaciones aeróbicas, impidiendo así que los contaminantes presentes sean transformados anaeróbicamente.

Esta cantidad está en relación directa con la capacidad que el cuerpo hídrico tiene para intercambiar y enriquecerse de oxígeno con el aire. Por ejemplo, un cuerpo hídrico en movimiento, que tenga una elevada turbulencia, tendrá mayor capacidad de intercambio en comparación con un lago o una laguna y, por lo tanto, una mayor capacidad autodepurante.

### **1.3. Eutrofización**

El término eutrofia se originó a partir del adjetivo alemán *eutrophe*, el cual refería a la riqueza de nutrientes en una cierta región; Naumann (1919), fue quien introdujo el concepto general de oligotrofia y eutrofia, tomando como referencia la poca o gran existencia de algas planctónicas en el lugar de estudio, donde el primer término refería a los lagos que contenían pocas algas planctónicas en una región dominada por rocas primarias; un lago eutrófico, era todo lo contrario, ya que el mismo contenía una gran riqueza en fitoplancton, en regiones bajas y fértiles, donde existía una gran actividad humana que, a su vez, proporcionaba e incrementaba la cantidad de nutrientes. Al poco tiempo Thienemann (1925), adoptó el concepto de Naumann y estudió a las especies de ambos tipos de lagos, caracterizándolos desde el punto de vista biológico, por ejemplo, en el agua hipolimnética de los lagos eutróficos, existían especies que requerían bajas concentraciones de oxígeno.

La caracterización de los lagos de ambos estudios, al pasar el tiempo se volvió muy complicada, ya que tomaban muchos aspectos para la clasificación de los mismos, que eran llevadas al extremo por su especialización, finalmente se volvió a la idea original, sobre la clasificación de

los lagos entre oligotróficos y eutróficos, bajo los conceptos básicos de Naumann, de abundancia de algas y deficiencia de oxígeno de Thienemann. (1925).

Etimológicamente, del griego se puede hacer referencia a que oligotrófico significa poco alimentado y eutrófico, bien alimentado. (UMSS)

Cuando en un cuerpo hídrico se da un intenso desarrollo de vegetación se está en presencia de la eutrofización. Esta situación se determina como consecuencia de la llegada de sustancias que tienen características nutritivas y fertilizantes (fósforo y nitrógeno) para la flora acuática y tiene como consecuencia un consumo elevado de oxígeno, una elevación del pH debida a la fotosíntesis y la creación de un fondo rico de materias putrescibles.

Se recuerda que la fotosíntesis es la recreación en la cual los organismos utilizan la energía radiante (luz solar) para impulsar una reacción de oxidación-reducción en donde el dióxido de carbono ( $\text{CO}_2$ ) se reduce a materia orgánica (carbohidratos) mediante el agua y con producción de oxígeno. Este proceso es catalizado por la materia colorante verde de las plantas: la clorofila. Finalmente un catalizador es una sustancia que aumenta la velocidad de una reacción química para consumirse en la reacción misma, es decir, no participa químicamente y puede recuperarse inalterado al final del proceso.

### **1.3.1. Problema de la eutrofización**

Como es conocido, la demanda de agua de buena calidad en el mundo aumenta cada día, en muchos países industrializados y en vías de desarrollo se sufre de este problema, en muchos casos, la evaporación excede a la precipitación y es entonces cuando surge escasez; aun más en lugares donde

se tiene un balance positivo, debido a los cambios climáticos, por lo que es difícil predecir la cantidad de agua disponible. En muchos países el problema de la eutrofización se hace patente, sobre todo en áreas densamente pobladas, lo cual produce una mayor producción de aguas servidas; a veces los sistemas de alcantarillado y de tratamiento no son lo suficientemente efectivos, por lo cual se produce una contaminación de las fuentes y en consecuencia se atrae una problemática que incide en la calidad y en los costos del agua tratada. Es de hacer notar que la calidad de agua no es afectada por el aumento en la concentración de nutrientes o de la productividad del lago, sino por los efectos resultantes de estos aspectos. (UMSS).

#### **1.4. Aguas residuales**

Pueden ser, como se ha mencionado, de procedencia doméstica, industrial o agrícola.

Es evidente que las aguas industriales o agrícolas contienen contaminantes específicos, que varían de caso en caso, según el tipo de producción industrial o tratamiento agrícola, mientras aquellas de origen doméstico tienen una composición relativamente constante.

Todas estas aguas negras, una vez que llegan a un cuerpo hídrico, causan contaminación y pueden crear, en función de su calidad y cantidad, serios inconvenientes de sabor, olor y daños a su vida animal y vegetal. Además, en el cuerpo hídrico habrá proliferación y transporte de las bacterias patógenas presentes.

Si se quiere clasificar los tipos de contaminantes, se podrá hablar de:

- Contaminantes fecales

- Material inerte en suspensión
- Aceites libres y emulsionados
- Sustancias orgánicas no naturales
- Sales disueltas , tóxicas o nocivas
- Ácidos y bases fuertes
- Calor

## **1.5. Importancia de los microorganismos en aguas residuales**

Los microorganismos, manejados de manera eficiente, aunado a los fenómenos físicos y químicos han permitido el desarrollo de lo que hoy se llama plantas de tratamiento de agua residual, cuyo fin primordial es aliviar el exceso de contaminación que sobrepase la capacidad de autopurificación de los cuerpos receptores donde se arrojan los desechos.

### **1.5.1. Generalidades**

Los mecanismos de autopurificación de las aguas y su estudio, han permitido al ser humano aprovechar, modificar y controlar estos mecanismos, evitando así aumentar de manera importante la contribución de contaminantes que se generan por su actividad.

La microbiología es una rama de la biología que estudia seres vivos de tamaño microscópico que existen como células aisladas o asociadas y también incluye el estudio de virus (microscópicos no celulares). En general, los microorganismos a diferencia de los macroorganismos, son capaces de llevar a cabo procesos de crecimiento, generación de energía y reproducción, independientemente de otras células sean del mismo tipo o diferentes.

Las células estudiadas en microbiología pueden pertenecer a dos grandes grupos, eucariotas y procariotas.

## **1.6. Algas**

Las algas difieren de los hongos y las bacterias por su capacidad de fotosíntesis; las algas pueden utilizar la energía de la luz y no depende de la oxidación de la materia para sobrevivir de hecho liberan oxígeno durante su crecimiento y producen sustancias aromáticas lo cual le hace importante para los estudios de ingeniería sanitaria. La definición más simple de las algas, es aquella que dice que es el grupo que incluye a todas las plantas microscópicas capaces de realizar fotosíntesis.

### **1.6.1. Significado sanitario**

Las algas constituyen uno de los más importantes factores que causan sabor y olor a las aguas de abastecimiento. Últimamente se han realizado varias investigaciones para identificar las sustancias contenidas en las algas y que son responsables del olor y sabor característicos que producen. La extracción y destilación del material de las algas ha permitido llegar a la conclusión de que son los ácidos grasos contenidos en las células los principales causantes de ese fenómeno. Los lípidos totales extraídos de las algas presentan un fuerte olor complejo resultante de la mezcla de varios ácidos grasos que entran en su composición. La cantidad de lípidos en las células aumentan con su envejecimiento, al mismo tiempo que disminuye la cantidad de compuestos nitrogenados, de manera que las algas más viejas tienden a producir sabor y olor más pronunciados.

Muchas algas dan un sabor intensificado cuando se aplica cloro al agua, debido a la formación de clorofenoles. Además de ello, ciertas algas ricas en compuestos nitrogenados, al entrar en descomposición por la acción de hongos o bacterias, pueden producir un mal olor. Tal es el caso de algunas algas verdes azuladas que, cuando están vivas tienen un olor característico a hierba y si se les deja podrir, adquieren un fuerte olor a desagüe.

Otras algas, como la *Asterionella* y la *Fragilaria*, cuando se descomponen, tienen un olor típico de pescado. Cuando sufren alteraciones en su ciclo normal se observan modificaciones en la composición química de sus subproductos. Liberan en el agua sustancias diferentes de las que normalmente elaboran y, en el caso de su descomposición, tienen importancia los microorganismos que causan esa descomposición.

Algunas algas producen un sabor particular, que puede ser amargo, (*Ceratium*, *Nitella*), o dulce (*Microcystis*, *Euglena*).

### **1.6.2. Algas como indicadores biológicos**

Las algas encontradas en aguas dulces indican el grado de contaminación, dado que ciertas especies de diatomeas y algas verdes son indicadores de aguas no contaminadas, mientras que otras viven a expensas del enriquecimiento del drenaje. Las algas también pueden ser una molestia en el agua, ya que tapan los filtros y contribuyen al sabor de pescado que tienen algunas aguas almacenadas en depósitos.

La turbidez poco estética producida por las algas que crecen en los acuarios y las piscinas es muy común. El crecimiento algal es propiciado por los compuestos fosfatados y nitrogenados que se encuentran en el agua. Existe

una nueva corriente en el sentido de promover cultivos masivos de algas en plantas de tratamiento de aguas negras con el fin de eliminar estos compuestos antes de que el agua sea conducida hasta un río o un lago.

Esto tiende a prevenir los grandes florecimientos de algas en el agua que puede ser un área de recreación valiosa si se mantienen oligotróficas, es decir, libre de crecimiento excesivo de algas. Los cuerpos oligotróficos de agua se vuelven eutróficos cuando los minerales provenientes del drenaje o los fertilizantes lixiviados en los terrenos agrícolas vecinos, provocan el crecimiento masivo de las algas. La colecta de las algas crecidas en las plantas de tratamiento de aguas negras puede ser un proceso importante en el futuro, ya que se recuperan minerales como los fosfatos y nitratos que se aplican al suelo como fertilizantes. Al mismo tiempo, las algas pueden proveer una valiosa fuente de alimentos ricos en proteínas para consumo humano y animal.

### **1.6.3. Clasificación de algas**

Estos microorganismos contienen necesariamente clorofila para la actividad fotosintética, sin embargo, el color verde puede estar enmascarado por otros pigmentos (carotenoides) presentes. Son aerobias, y en ambientes con poco oxígeno mueren, flotan y se descomponen, produciendo mal olor. Se pueden encontrar las siguientes familias de algas:

- *Chlorophyta* o algas verdes que huelen a pescado o hierba.
- *Cyanophyta* o algas verdes azuladas con olores desagradables que pueden producir sustancias tóxicas.
- *Chrysochyta* son de color amarillo verdoso y a menudo generan olores aromáticos (geranios) o huelen a pescado, por ejemplo *Aulococeira* y *Cyclotella*.

#### 1.6.4. Algas clorifitas

Las clorofitas o algas verdes son un grupo (división) importante de algas que deben su color a la clorofila (sobre todo clorofila a y b), carotenoides y xantofilas presentes en su estructura. Son también capaces de provocar florecimientos o *blooms*. La clase más destacada de clorofitas son las clorofíceas, entre las que, a su vez, destacan las órdenes de las volvocales (organismos de agua dulce provistos de flagelos) y las clorococales (microorganismos desprovistos de flagelos) (Ruiz Martínez, 2011). Algunas de las algas clorofitas más estudiadas según Martínez (2011) son:

- *Scenedesmus*: clorofícea clorococal. Alga colonial, donde 2, 4 u 8 células alargadas se unen. A menudo presentan espinas en los extremos. Es común en aguas dulces y salobres en condiciones de nutrientes medio-altas. La relación óptima de nutrientes para este microalga es N:P 16:1. (Ruiz Martínez, 2011).
- *Chlorella*: clorofícea clorococal, especialmente conocida por su capacidad de eliminar nutrientes del agua. Se desarrolla en medios ricos en nutrientes. Es conocida por ser una de las algas clorofitas de más rápido crecimiento. Es esférica y su diámetro oscila normalmente entre las 2 y 10  $\mu\text{m}$ . Contiene clorofila a y b. (Ruiz Martínez, 2011).
- *Rodofitas* o algas rojas son representativas del medio marino, encontrándose pocas en aguas dulces. Sus pigmentos fotosintéticos incluyen tres tipos de ficobilinas que les confieren su color característico. Las clorofitas florecimientos o *blooms*, la clase más destacada de clorofitas son las clorofíceas. (Ruiz Martínez, 2011).

### **1.6.5. Algas cianofitas**

Se les conoce, vulgarmente, con el nombre de algas verde-azuladas por su colorido verde-azul. Son procariotas, sin núcleo verdadero. Autótrofas: constituidas por elementos idénticos aislados, unicelulares, o en cenobios filamentosos, planos o globulares. Viven en medios húmedos o acuáticos con una gran adaptabilidad. El tamaño oscila desde una micra a varios micrómetros.

*Cyanophyta microcystis* sp.: una colonia de células esféricas; cada celda no está cubierta con una vaina, las células se dispersan dentro de una matriz gelatinosa; la distancia entre las células es generalmente más corto que su diámetro. Fuente: (Server, 1995-2015).

### **1.6.6. Algas diatomeas**

Son organismos unicelulares que pertenecen al filo de las algas pardodoradas; cuyo nombre científico es *Bacillariophyta* y se relaciona filogenéticamente con el filo *Chrysophita* y otros del conjunto *Chromista*. Según ciertos autores, las diatomeas se clasifican como un filo independiente.

Por sus características y requerimientos se consideran las únicas algas verdaderas, ya que no presentan ninguna estructura propia del reino animal. Posee el mayor número de especies; aproximadamente unas 500,000; teniendo una amplia distribución mundial y constituyendo el grupo más importante del fitoplancton, debido a que contribuyen cerca del 90 % de la productividad de los sistemas.

En el país y bajo condiciones normales; siempre predominan por sobre los otros grupos, ya que se ven especialmente favorecidas por los eventos de surgencia que aportan aguas frías y ricas en nutrientes hacia la superficie. Son unicelulares, pero pueden unirse en colonias o cadenas con forma de tallo o ramificadas. En este caso, las diferentes especies presentan distintas estrategias o formas de unión entre las células.

*Diatomea aulacoseira* sp: forma una curva en el agua para formar largas cadenas como collares de cristal.

### 1.7. Ciclo del nitrógeno

Las formas más importantes, en las que se encuentra el nitrógeno son:

- Amoniacal
- De nitritos
- De nitratos
- Orgánico

Los animales y los humanos utilizan proteínas de las plantas para su subsistencia. Los compuestos de nitrógeno que no son utilizados, son arrojados en los excrementos, los que, junto con la materia remanente de animales muertos y plantas son convertidos en amoniaco por la acción de las bacterias. Como puede observarse a continuación:

Proteínas (N orgánico) + bacterias → NH<sub>3</sub>

En la orina existe el nitrógeno, principalmente como urea, la cual se hidroliza rápidamente por la ureasa en carbonato de amonio.

El amoníaco producido se convierte en nitritos bajo condiciones aerobias.



Bacterias nitrosomonas

Y un segundo grupo de nitrobacterias, oxida los nitritos para formar nitratos.

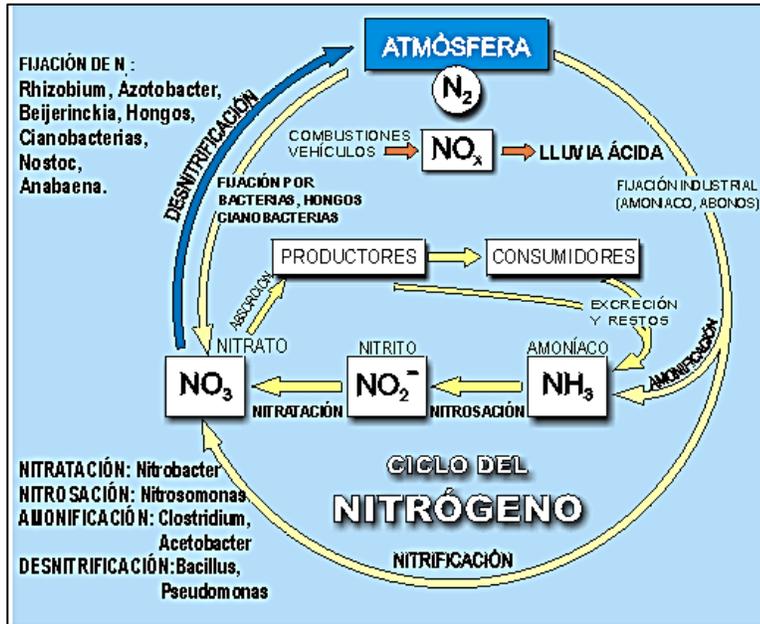


Bacterias nitrobacter

El proceso se conoce como nitrificación y se usa como la primera etapa en el tratamiento de aguas residuales que contienen nitrógeno amoniacal, como las aguas domésticas, cuando se requiere la remoción biológica del nitrógeno. Como producto los nitratos formados sirven como fertilizantes para las plantas.

En condiciones anaerobias, los nitratos son reducidos a nitritos y éstos a gas nitrógeno por bacterias; a este proceso se le conoce como desnitrificación y se da en la reducción inicial de los nitratos a nitritos y de los nitritos a nitrógeno gaseoso.

Figura 2. **Ciclo del nitrógeno**



Fuente: MARTÍNEZ MARTÍNEZ, César. <http://www.lenntech.es/ciclo-nitrogeno.htm>.  
Consulta: 26 de abril de 2015.

El amoníaco es el producto inicial en la descomposición del nitrógeno orgánico, pues a medida que transcurre el tiempo, en condiciones aerobias, el nitrógeno amoniacal es oxidado en nitritos y estos en nitratos, los cuales son el resultado final de la descomposición, es decir, el nitrógeno en el estado reducido es oxidado por bacterias nitrificantes.

En general, las aguas residuales domésticas tienen una concentración de nitrógeno total que oscila entre 20 – 85 mg/L-P, con un promedio de 40 mg/L-N según *Manual de Referencia de la Ingeniería Medioambiental*, 1999.

## 1.8. El ciclo del fósforo

Siendo el fósforo un elemento esencial en el crecimiento de plantas y animales, se considera uno de los nutrientes que controla el desarrollo de las algas. Un exceso de fósforo produce un desarrollo exorbitado de algas y esto a su vez causa condiciones inadecuadas para ciertos usos del agua.

El uso de detergentes que contienen grandes cantidades de fósforo, ha aumentado el contenido de fosfatos en aguas residuales domésticas.

Las formas de importancia del fósforo en el agua son:

- Fosfatos orgánicos
- Ortofosfatos
- Polifosfatos

Es importante conocer los niveles de descarga de fósforo en los cuerpos receptores, ya que 1 gramo de fósforo en un lago puede permitir la formación de más de 100 gramos de biomasa, la cual representa una DBO de 150 gramos de oxígeno para su oxidación aerobia completa, además de los problemas que conlleva como la eutrofización y crecimiento de fitoplancton (*Química para Ingeniería Ambiental*, 2000).

En general, las aguas residuales domésticas tienen una concentración de fósforo total que oscila entre 4 – 15 mg/L-P, con un promedio de 8 mg/L-P según *Manual de Referencia de la Ingeniería Medioambiental*, 1999.



## 2. METODOLOGÍA Y DISEÑO DE EXPERIMENTO

Se plantea un estudio de tipo cuantitativo a través de una metodología experimental, la que se desarrollará en las etapas siguientes:

- Obtención de información de parámetros ambientales (radiación solar, temperatura ambiental máxima y mínima) en el Insivumeh, con el objetivo de establecer su comportamiento promedio anual y con base en ello, distribuir la muestra a analizar para que esta sea representativa
- Análisis estadístico histórico de nutrientes en la salida de los filtros percoladores de la planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala y planta Ing. Arturo Pazos Sosa, para que las muestras a obtener tengan el nivel de confianza establecido para el estudio
- Definir la unidad de muestreo donde se depositarán las muestras para su observación, identificar las características de la unidad experimental y el lugar para ubicarla.
- Determinar el número de muestras, considerando un nivel de confianza del 95 %.
- Determinar el tipo y cantidad de algas presentes en el agua residual proveniente del módulo de filtros percoladores de la planta de tratamiento, se realizará de la siguiente forma:

- Identificar el tiempo que se da el crecimiento máximo de algas generadas en el agua residual obtenido del efluente de los módulos de filtros percoladores.
  - Determinar los días y época de muestreo.
  - Procedimiento de identificación de algas
  - Procedimiento de conteo de algas
- Muestreo para establecer el comportamiento del nitrógeno amoniacal, nitrito, nitrato y fosfato el día cero (toma de muestra) y el día de máximo crecimiento de biomasa algal.

## **2.1. Parámetros ambientales en el Insivumeh**

- Los parámetros ambientales que fueron analizados son: temperatura ambiental y radiación solar.
- Temperatura máxima: información proporcionada por el Insivumeh con datos de 1990 hasta el 2014
- Temperatura mínima: información proporcionada por el Insivumeh con datos de 1990 hasta el 2014
- Radiación: información proporcionada por el Insivumeh con datos de 1995 hasta el 2014. Ver información en anexo.

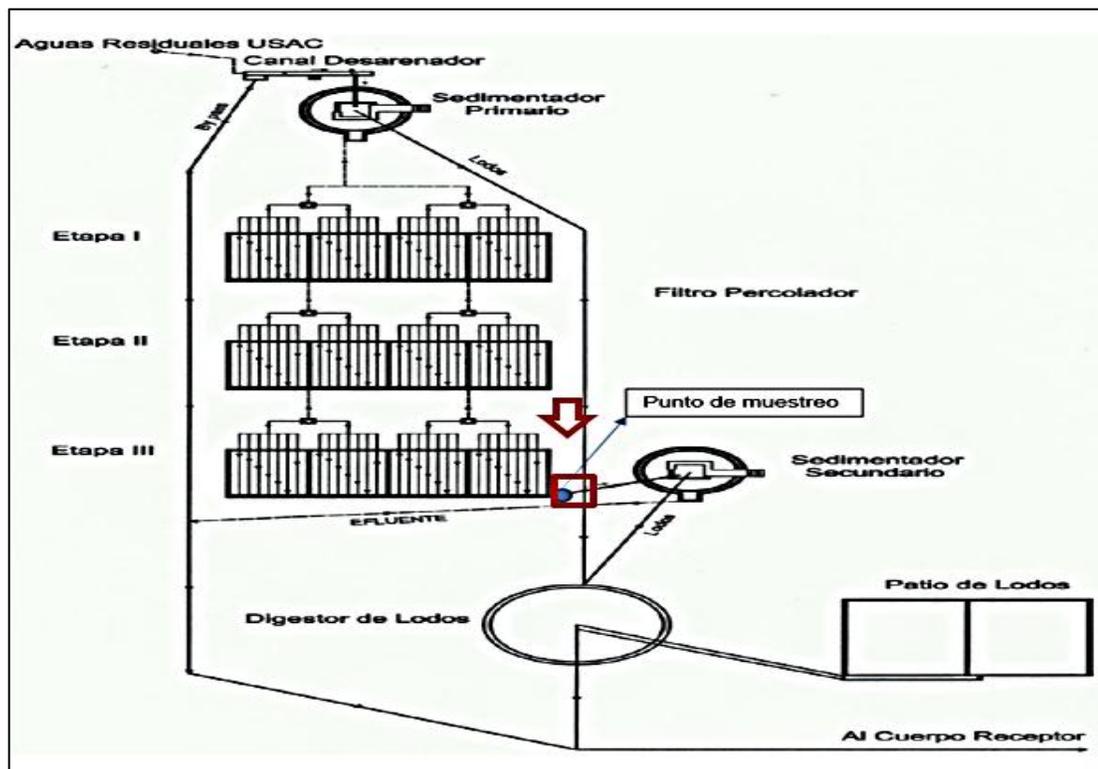
## **2.2. Comportamiento de los nutrientes en los efluentes de las plantas de tratamiento de agua residual a evaluarse**

Para definir la variación de los nutrientes en el efluente de los filtros percoladores, se realizó una recopilación de los parámetros, obtenidos en diversos estudios especiales realizados por la Eris, así como registros de estudios de calidad de agua realizados por el Centro de Investigaciones de la

Facultad de Ingeniería a la planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala y las aguas residuales domésticas provenientes de la colonia Aurora II, que son conducidas a la planta piloto Ing. Arturo Pazos Sosa.

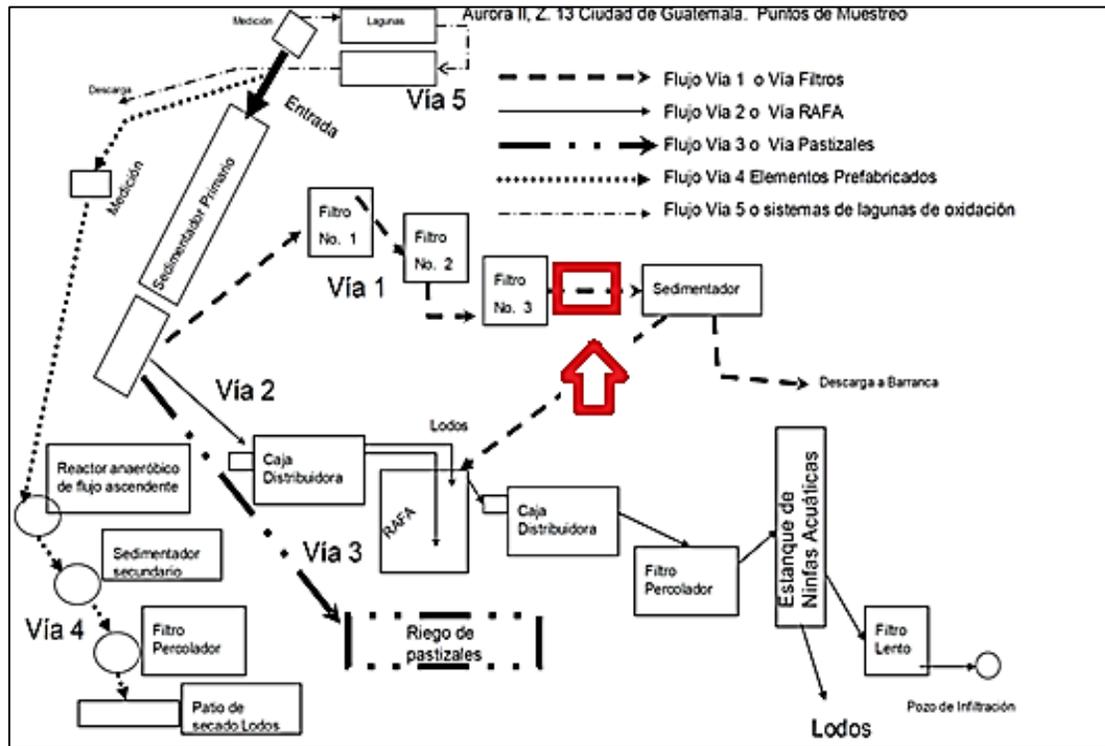
La figura 3 muestra la distribución espacial de las diferentes unidades de tratamiento existentes en las plantas de tratamiento de agua residual evaluadas, se indica la ubicación donde fueron tomadas las muestras para su respectivo análisis.

Figura 3. **Esquema de la planta de tratamiento de aguas residuales de la Usac**



Fuente: RAUDALES, Rommel.; Grádiz, Marvin. *Modelo de gestión integral de residuos en el área urbana del municipio de Santa Catarina Pinula* p. 48.

.Figura 4. Líneas de tratamiento de la planta piloto



Fuente: Archivo histórico del laboratorio “Dra. Alba Tabarini de Molina”, reporte del 2012. p. 73.

Durante el avance de esta investigación se recopilaban datos históricos de las plantas, esta información tiene diferentes fuentes, la principal fue la biblioteca de trabajos de graduación de la ER/S, el cual con el paso del tiempo ha realizado diferentes mediciones a las plantas de tratamiento, otra fuente importante fue el archivo histórico de las plantas del Ing. Zenon Much Santos, director del Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”.

### **2.3. Unidad para toma de muestras**

Existen dos formas de trabajar para estudiar el comportamiento de algas, la primera es fotobiorreactores que trabajan con ambientes artificiales y la segunda, con estanque de los cuales no existe estándares para diseño.

Se define la unidad de muestreo, un estanque pequeño o recipiente de volumen conocido para depositar las muestras a observar, que debe cumplir con las siguientes características:

- Transparentes: para garantizar que la luz solar ingrese a la totalidad del volumen de agua.
- Respiración natural.
- No mayores de 30 centímetros de columna de agua.
- Estar expuestos a la intemperie durante diferentes lapsos de tiempo para determinar el tiempo óptimo de crecimiento.
- En caso de lluvia se debe tapar el recipiente para que no existan agentes externos al sol y el agua residual.
- Estar en un lugar accesible.

En la figura 5 se define la unidad en donde se realizarán las observaciones de crecimiento de alga y la variación de nutrientes

Figura 5. **Frascos a utilizar para toma de muestras PTAR Usac**



Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, Usac.

Figura 6. **Frascos a utilizar para toma de muestras PTAR Ing. Arturo Pazos Sosa**



Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, Usac.

- Características:
  - Material: vidrio, transparente y sin color
  - Espesor: 3 mm
  - Tipo de recipiente: boca ancha para permitir la respiración
  - Altura: no es mayor a 30 cm
  - Volumen: 650 ml

#### 2.4. Número de muestras

El tamaño de la muestra, estará definido como el número de unidades de muestreo, la que se definirá a través del método analítico utilizado para estimar la densidad (presencia y cantidad) de una población con un determinado margen de error.

Para ello se utilizará la ecuación siguiente:

$$n = \frac{S^2 * t_{v,\alpha}^2}{x^2 * D^2} \quad [\text{Ec. 1}]$$

Donde n es el tamaño de la muestra, x la media, S la varianza, t el valor de la distribución t de student (con un nivel de confianza  $\alpha$  y v grados de libertad), y D el error relativo. De esta forma, el n obtenido representará el tamaño mínimo de la muestra para obtener un error relativo menor de D con una probabilidad del 95 %.

Mediante la aplicación del método 1060 B, de los métodos normalizados para el análisis de aguas residuales y agua potable, se determinaron los niveles de confianza conforme al siguiente modelo:

$$N \geq \left(\frac{ts}{U}\right)^2 \quad [\text{Ec. 2}]$$

En donde:

N = número de muestras

T = *t* de Student, para un nivel de confianza determinado

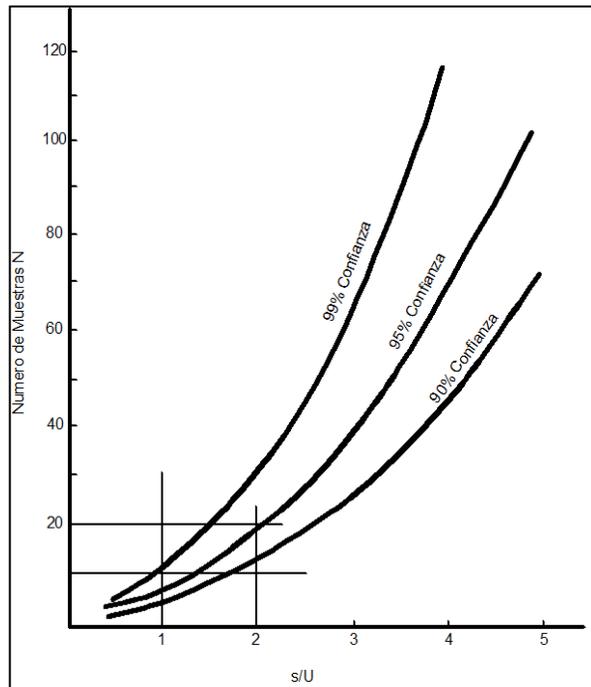
S = desviación estándar global

U = nivel de incerteza, nivel aceptable de incertidumbre

El nivel de confianza varía entre 90 al 99 % de acuerdo al gráfico que relaciona *s/U*.

Este método relaciona la desviación estándar con los niveles de confianza e incerteza a los que se desee manejar el parámetro. En la figura 7 se observa la relación *s/U* y el número de muestras en las curvas de nivel de confianza.

Figura 7. Relación muestras y nivel de confianza



Fuente: *Estándar Métodos for the examination of water and wastewater, 2002 Modificado.*  
p. 1-21.

La desviación estándar global de los datos para nutrientes se tiene un nivel de incerteza del 10 al 25 % y un rango de  $\pm 20\%$   $s = 0,02$  (2 %).

Incerteza del método de medición de nitrógeno y fósforo  $0,001 \leq U \leq 0,05$  se evalúa  $U = 0,015$  y  $U = 0,02$ .

Tabla I. **Nivel de confianza**

CONFIANZA (%)	Rel (s/U) = 1	Rel (s/U) = 1,33
90 %	5 a 6	5 a 6
95 %	7 a 8	10 a 11
99 %	10	16 a 17

Fuente: elaboración propia.

Con dicho resultado se procede a interpolar de la figura siguiente en las curvas respectivas un nivel de confianza del 95 % y se establece que el número de muestras por tomar debe estar entre 7 y 11. Debido a que los diferentes especímenes de alga tienen variabilidad en su ocurrencia, se tomará un valor crítico de observación que cubra la confianza esperada, este valor será de 10 muestras.

## 2.5. **Determinar días y época de muestreo**

Ya establecido que el número de muestras es de 10, se analizará, qué días son los apropiados para tomar las muestras, el parámetro a evaluar es la radiación solar promedio.

Se busca entre todos los meses un valor promedio mensual que cumpla con un intervalo de confianza de radiación solar, este rango está dado por el valor promedio mensual +/- un intervalo de confianza.

Valor máximo:  $X_{prom} + \text{intervalo de confianza}$

Valor mínimo:  $X_{prom} - \text{intervalo de confianza}$

Cálculo de intervalo de confianza:

$$\text{Intervalo de confianza} = Z_{\frac{\alpha}{2}} * \left( \frac{\sigma}{\sqrt{N}} * Z_{\frac{\alpha}{2}} \right) \quad [\text{Ec. 3}]$$

Paso 1: calcular los valores de media y desviación estándar de la dispersión de valores de radiación solar.

Paso 2: elegir el nivel de confianza que se desee, en este caso es 95 %.

Paso 3: calcular el margen de error, convertir el porcentaje de 95 % a decimal (0,95) y dividirlo dentro de dos (0,475), luego revisar la tabla de valores Z, la cual se encuentra en los anexos del presente documento, la intersección de los valores más cercanos da un valor de 1,96.

Paso 4: calcular el error estándar: utilizando el valor de la desviación estándar (0,1) el cual se divide por la raíz cuadrada del tamaño de la muestra.

Paso 5: Se hace la división de la desviación estándar  $\frac{\sigma}{\sqrt{N}} = \frac{0.1}{\sqrt{12}} = \frac{0.1}{3.46} = 0,02890$ , posteriormente se debe multiplicar por 1,96 y eso es el margen de error,  $0,02890 * 1,96 = 0,056$ .

## **2.6. Establecer el tiempo de máxima producción de biomasa de algas generadas de forma natural en el agua residual proveniente de los filtros percoladores de las plantas de tratamiento evaluadas**

Para determinar el tipo y cantidad de algas presentes, es necesario realizar una serie de observaciones con la finalidad de determinar si existe

crecimiento de algas y el tiempo en que esta se lleva a cabo, por lo que el siguiente inciso indica la forma de determinarlo.

### **2.6.1. Determinar la presencia de algas y el tiempo máximo de crecimiento**

Para determinar la presencia de algas se procede a depositar la muestra en la unidad experimental con las características anteriormente descritas.

La muestra se observará por un período de 14 días, período en el cual se debe observar el comportamiento del crecimiento de algas, analizando color aparente y describiendo los cambios físicos producidos en ese período. Se debe identificar el crecimiento máximo de algas cuando se presenten características como se describe a continuación:

- Es común encontrar componentes del fitobento al hacer colecta de muestras del plancton. Esto ocurre debido a que existe cierto equilibrio dinámico entre la región planctónica respecto de la bentónica y viceversa, y diferentes grupos de algas pueden ocupar ambas regiones indistintamente en periodos variables a lo largo de su ciclo de vida. En la figura 8 se muestra esta interacción dinámica esquematizada en un ambiente hipotético, donde inicialmente se deben diferenciar dos zonas principales, la región planctónica y la región bentónica.

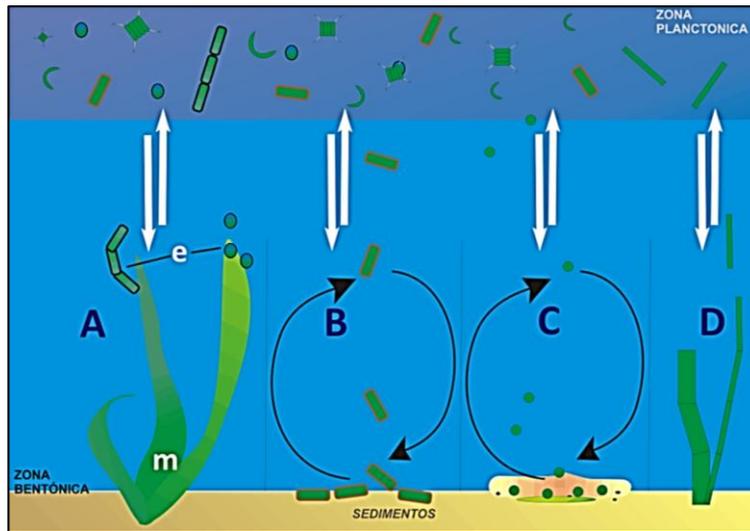
En **A** se observan las algas epífitas (**e**), formas filamentosas y unicelulares, presentes sobre algas macrófitas (**m**). Las algas filamentosas pueden desprenderse para formar masas de plancton en el techo de la columna de agua, que posteriormente, mediante procesos reproductivos pueden

fragmentarse y parte de la descendencia retomar una ubicación bentónica mientras el resto continúa integrando el plancton.}

En **B**, algas bentónicas, se separan del sustrato. Esto puede darse, posiblemente, por acción de las corrientes de agua que debilitan el anclaje al sustrato o simplemente puede tratarse de células especializadas de resistencia o colonias que presentan mecanismos de flotación y se incorporan a la zona planctónica.

En **C**, algas típicamente unicelulares presentes dentro de un biofilm, originado por medio de su matriz mucilaginosa donde se pueden incorporar otros microorganismos, se liberan y pueden trasladarse con ayuda de las corrientes de agua y al retornar a un sustrato iniciar la formación de un nuevo biofilm o pasar a formar parte del plancton. Finalmente, en **D** se observa que el crecimiento prolongado de algas filamentosas puede formar una densa capa denominada perifiton. Las algas filamentosas están típicamente ligadas a superficies sólidas como rocas, y se propagan vegetativamente por fragmentación de sus tallos. (Moreno, Medina, & Albarracín, 2012).

Figura 8. **Interacción dinámica plancton-bentos en un ambiente hipotético**



Fuente: MORENO, Julio; MEDINA, César. *Aspectos ecológicos y metodológicos del muestreo, identificación y cuantificación de cianobacterias y algas eucariotas*. p. 112.

Durante el período de observación es necesario identificar el comportamiento de las algas y definir el crecimiento máximo mediante los parámetros de color aparente y el comportamiento físico presentado en la muestra tomando en cuenta la interacción dinámica del plancton y alga. (Moreno, Medina, & Albarracín, 2012).

## **2.7. Identificación del tipo de alga que se genera en los efluentes de los filtros percoladores de las plantas de tratamientos de agua residual evaluadas**

La caracterización de microorganismos permite establecer la morfología de los organismos que se encuentran en las muestras estudiadas de una forma precisa, estableciendo cepas implicadas y la trazabilidad de estas.

- Aislamiento del microorganismo, a nivel de familia y género.
- Tipificación: esta es la fase de análisis comparativo entre cepas para ver similitudes y diferencias.
- Clasificación: identificación de los microorganismos específicos.

Al observar las algas se compara con la guía de morfología del estándar métodos y se determina la especie.

Tomando en cuenta que, las conclusiones deben ser dadas sobre partes específicas de la planta de tratamiento y el flujo de agua residual varía con el tiempo, el clima y el horario, se debe realizar un análisis estadístico de múltiples muestras debido a la variación de las mismas, y así poder hacer una generalización apropiada sobre las características del efluente.

### **2.7.1. Preservación de muestras con lugol**

Para preservar muestras con solución de lugol se agregaron 0,3 ml de solución de 100 ml de agua de la muestra y se preservaron en la oscuridad. Para el almacenamiento de mayor duración se agregaron 0,7 ml de lugol por 100 ml de muestra, se agregó formaldehído buffer a un mínimo de 2,5 % de concentración final después de una hora.

Para preparar la concentración de lugol, se disolvieron 20 gramos de ioduro de potasio (KI) y 10 gramos de cristales de yodo en 200 ml de agua destilada con 20 ml ácido acético. El lugol afecta la preservación de coccolitoforos; afortunadamente para este estudio los coccolitoforos son típicos de aguas de mar, por lo tanto su teórica eliminación no afectó la investigación, se utilizó solución de lugol para la preservación de las muestras previas al conteo.

La solución de lugol modificada de utermohl dio como resultado una solución neutral o levemente alcalina; para preparar esta solución modificada se necesitó disolver 10 gramos de KI y 5 gramos de cristales de yodo en 20 ml de agua destilada, luego se agregaron 5 gramos de anhídrido acético de sodio, la solución de utermohl fue poco efectiva para los flagelados.

Otras formas de preservación adecuadas son:

- Preservación con formalin
- Preservación con merthiolate
- Preservación con glutaraldehido

## **2.8. Cuantificar el número de algas por familia y especie mayoritaria que se presenta en el efluente de filtros percoladores de las plantas de tratamiento de agua residual evaluadas**

Las algas son organismos que pueden presentarse de manera unicelular y multicelular (colonias), la variación de configuraciones que posee una colonia puede ser muy variada, el estándar métodos, da un ejemplo claro con la especie *Scenedesmus*, la cual puede ser vista como una colonia de cuatro o como cuatro células únicas.

Por lo tanto existen técnicas para la enumeración, las cuales son:

- Número total de células
- Conteo de unidad natural
- Conteo unitario de áreas estándar

Hacer un conteo de células totales puede ser un trabajo pesado y con alto requerimiento de tiempo para la observación, especialmente cuando una colonia puede contar con cientos o miles de individuos, el conteo de unidad natural es el sistema utilizado más sencillo, pero tiene el inconveniente de que no es el más preciso, debido a que es susceptible al manejo de la muestra y la preservación, esta última puede derivar en la separación de células que originalmente estaban dentro de una colonia. En el siguiente capítulo se presenta el método de conteo unitario de áreas estándar.

### **2.8.1. Procedimiento de conteo**

Para realizar el conteo de algas se utilizan cámaras de conteo de células, estas consisten en un artefacto que limita el volumen y el área para el cálculo de la densidad poblacional de los organismos.

Una de las observaciones más importantes, que el estándar métodos identifica, es que no se deben tomar en cuenta dentro del conteo diatomeas rotas o células muertas.

Para la investigación se utilizó una grilla tipo Sedgwick-Rafter (S-R), es el artefacto usualmente utilizado para el conteo de organismos grandes, debido a que es fácil de manipular, necesita un bajo poder de magnificación (hasta 200X), provee información cuantificable y razonablemente acertada,

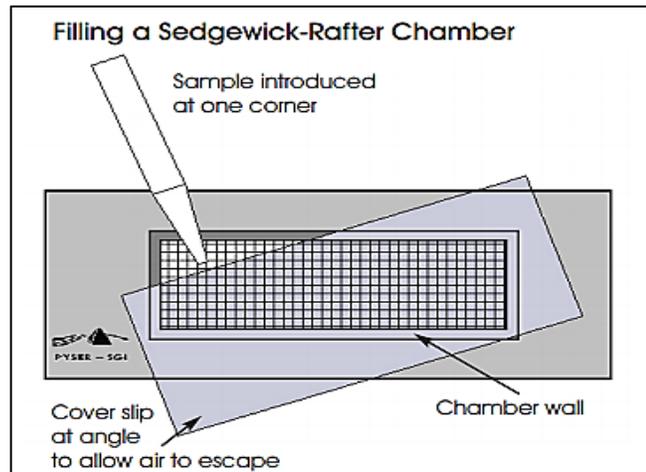
básicamente está compuesta de una capacidad de volumen de muestra específica, una grilla Whipple, la cual es una cuadrícula graduada que se introduce en un microscopio convencional.

Las grandes desventajas que posee la S-R es precisamente asociada al hecho de que no se pueden utilizar lentes con mayor poder magnificante, por lo tanto este tipo de grilla no es recomendado para el análisis de nanoplancton, afortunadamente para el presente estudio, no se evalúan especies que se encuentren fuera del rango de observación de la grilla S-R. La grilla S-R tiene 50 mm de largo por 20 mm de ancho y 1 mm de alto, el área total del fondo es aproximadamente  $1\ 000\ \text{mm}^2$ , y el volumen total es aproximadamente  $1\ 000\ \text{mm}^3$  o 1 ml, se debe revisar cuidadosamente que las medidas de las celdas cumplan con estas medidas antes de empezar a realizar los conteos.

### **2.8.2. Procedimiento de uso**

Llenando la celda: antes de llenar la S-R con agua de la muestra, colocar diagonalmente el cubreobjetos a través de la celda y colocar el agua con una pipeta larga de un mL. Haciendo esto se previene la formación de burbujas de aire en las esquinas, no se debe aplicar más que el volumen requerido, ya que esto provocaría que exista una película de agua de muestra mayor de un milímetro.

Figura 9. **Colocación de muestra en cámara de conteo**



Fuente: Pyser-sgi. <http://www.pyser-sgi.com/graticules/counting-chambers>. Consulta: 1 de mayo de 2015.

Antes de empezar a hacer el conteo dejar la cámara de conteo estática por 15 minutos para que el plancton sedimente. Algunas sugerencias o reglas que propone el estándar métodos, son:

- Normalmente es impráctico el conteo de bacterias.
- Incluir en el conteo los remanentes de organismos vivos antes de que la muestra fuera preservada, pero si es difícil realizar una identificación positiva, no contar los especímenes dudosos.
- Objetos cercanos al límite de visión de la combinación del objetivo y ocular no pueden ser contados adecuadamente, examinarlos con un lente de magnificación más poderoso.
- Si un organismo de plancton se encuentra en la línea limítrofe del campo, contar solo la porción interna y registrarla como una fracción.

- Otro sistema común para contar es asignar dos porciones adyacentes en un campo y registrarlas como contables o no contables de tal manera que los organismos que se encuentren en el rango de contables se toman en cuenta y los que se encuentran en lados opuestos del rango son ignorados.
- La longitud de los organismos filamentosos se debe estimar y reportar en unidades estandarizadas, generalmente se registran en términos de 100-micrones.
- Otras formas que puedan tener colonias irregulares deben ser reportadas en términos de unidades de volumen, seleccionando arbitrariamente un volumen que se aproximen a una colonia de talla mediana.
- Con excepción de los organismos registrados en los dos numerales anteriores, los organismos individuales se deben reportar como unidades, con la excepción de colonias que no varíen mucho su número de células.
- El número exacto de campos que se deben examinar va a variar tomando en cuenta la exactitud que se necesite y las características de la muestra.
- Para trabajo de rutina se recomienda que en las muestras que están adecuadamente concentradas, deben aparecer al menos 10 organismos por campo, no menos de diez organismos se deben examinar en un correcto conteo. Si este parámetro no se cumple, hay que aumentar el número de campos.

Los campos seleccionados se pueden tomar de manera aleatoria, pero deben tener una separación adecuada entre ellos, de manera que ciertas partes de la célula no pasen desapercibidas por la adyacencia de los campos, el método utilizado será el conteo por filas.

El conteo por filas se utiliza cuando el número de especies no es lo suficientemente abundante como para enumerar por el conteo de la grilla de Whipple, es también bastante apropiada para el caso de la enumeración de organismos que son demasiado pequeños para ser identificados o contados apropiadamente bajo un relativamente pobre poder de magnificación, esencialmente el conteo por filas es la enumeración de un grupo seleccionado de organismos, conforme a su ocurrencia en el área representada por la longitud total de una celda Sedgwick-Rafter, de 50 mm y el ancho del campo del microscopio que es aproximadamente 0,7 mm, la combinación ocular a utilizar será la combinación del ocular 10X y un objetivo de 8 mm.

En el conteo actual, la enumeración empieza en el final de la celda y todos los organismos que serán registrados se cuentan conforme se mueve el objetivo con un paso mecánico a lo largo del eje de la línea de la celda, en algunas instancias, como se menciona en las sugerencias, se debe aumentar el conteo de filas para obtener una mayor precisión.

### **2.8.3. Cálculo y reporte de resultados**

Conteo por filas: una fila constituye un volumen aproximado de 50 mm de largo por 1 de alto y el total de ancho de la grilla, la cantidad de filas que deben ser contadas va a estar en función de la precisión deseada y el número de unidades, células, colonias o filamentos, por fila. Calcular la población de algas para la cámara S-R utilizando el siguiente modelo:

$$\frac{\text{Núm de células}}{\text{ml}} = \frac{C \cdot 1\,000 \text{ mm}^3}{L \cdot W \cdot D \cdot S} \quad [\text{Ec. 4}]$$

En donde:

C: número de organismos contados

L: longitud de cada fila (largo de la cámara S-R 50 mm)

D: profundidad o altura de la fila, (alto de la cámara S-R 1 mm)

W: ancho de la fila (longitud normal de la cuadrícula tipo Wipple)

S: número de filas contadas

Multiplicar o dividir el número de células por mililitro por un factor de corrección o recordar hacer el cálculo de ajuste por dilución. El análisis de conteo se realizó en el Laboratorio de Eris, de acuerdo a las características de la cámara de conteo y los procedimientos establecidos en AMSA, lugar que proporciona la capacitación para el conteo de algas. El procedimiento de cálculo para los valores finales de conteo por espécimen se calculan de la siguiente manera:

$$R1 = x1 + x2 + x3 \quad [\text{Ec. 5}]$$

$$R2 = y1 + y2 + y3$$

En donde:

R1: conteo preliminar

X1: número de células contadas correspondientes a la fila 1, 5 y 10

R2: segunda observación preliminar

$$\text{Número de células por ml} = \left( \frac{R1+R2}{2} \right) * \frac{1\ 000}{150} \quad [\text{Ec. 6}]$$

Es importante la forma en que se van a presentar los resultados de conteo, de manera que se pueda visualizar el conteo de células y los porcentajes que estas acaparan del total de la muestra observada, tomando

esto en cuenta se evalúa bibliografía estandarizada que muestra ejemplos del registro de conteo conforme los métodos que se utilizaron para determinar las magnitudes, ya sea que fueran en términos de números de organismos o el método de centrifugado, o el método combinado de volúmenes y números.

Sabiendo que el método a utilizar es el de número de organismos y que se utilizará una celda Sedgwick –Rafter, la cual se muestra en la tabla II.

## **2.9. Determinación del nivel de eficiencia de remoción de nutrientes**

Para definir la variación de los parámetros a analizar, se realizará una medición de los parámetros en el día de la toma de la muestra y se hará otra medición de parámetros en el día que se identifique se presente el máximo crecimiento de algas.

Tabla II. **Parámetros a analizar y metodología estándar de medición**

<b>Parámetro</b>	<b>Descripción</b>	<b>Metodología</b>
Nitrógeno amoniacal NH <sub>3</sub> -N (mg/l)	El amoniaco es uno de los componentes transitorios en el agua puesto que es parte del ciclo del nitrógeno y se ve influido por la actividad biológica. Es el producto natural de descomposición de los compuestos orgánicos nitrogenados.	Método de Nessler para 20 µg NH <sub>3</sub> -N/L hasta 5 mg NH <sub>3</sub> -N/L. 4500-NH <sub>3</sub> NITROGEN (AMMONIA). Estándar Métodos, para la medición se utilizó el procedimiento Nessler- Sal Rochelle, HATCH
Nitrito NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> -N (mg/l)	Se produce debido a las bacterias que oxidan el nitrógeno amoniacal, o por reducción de nitratos en condiciones anaerobias.	Método de reducción de cadmio. 4500-NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> E. Método de diazotización. 4500-NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> B. Estándar métodos, procedimiento NitraVer HATCH
Nitrato NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> -N (mg/l)	Está ligado a los procesos de nitrificación y desnitrificación.	Método de reducción de cadmio automatizado. 4500-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> F. Estándar métodos, procedimiento NitraVer HATCH
Fosfato PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> (mg/l)	Durante el ciclo del fósforo se produce la mineralización del fósforo, se solubilizan las formas insolubles, así como la asimilación de los fosfatos inorgánicos.	Método de ácido ascórbico. Estándar métodos, PhosVer HATCH
Color aparente	Es la impresión ocular producida por las materias en el agua. El color puede estar asociado a sustancias en solución (color verdadero) o a sustancias en suspensión (color aparente).	Colorímetro, unidad Ion cloroplatinato, procedimiento MERCK

Fuente: elaboración propia.

Las algas clorofilas son eficaces en la eliminación casi completa de amoniaco, nitrato y fosfato durante el tratamiento terciario de aguas residuales (Martínez, 2000; Ruiz-Marín, 2010; Zhang, 2008).

### 3. RESULTADOS

#### 3.1. Parámetros ambientales externos

Para que exista el crecimiento de algas es necesario la presencia de nutrientes en el agua, sin embargo, hay que identificar otros factores que inciden en el comportamiento del crecimiento de algas, tal es el caso de la temperatura ambiente y la intensidad de luz a la que una muestra está expuesta (De la Noue, 1988; Pouliot, 1985; Ramos y Salazar, 1989).

Se procedió a tabular información de temperatura y radiación con datos proporcionados por la estación meteorológica Insivumeh que datan de 1990 al 2014.

Tabla III. Temperatura máxima

PARAMETRO	VALOR	DIM	Descripción
X prom	28.5	°C/mes	Promedio
S	1.6	°C	Desviación estandar
n	294		Numero de datos
S <sup>2</sup>	2.6	(°C/mes) <sup>2</sup>	Varianza
S	1.6	°C	Desviación estandar
	0.1	---	Coeficiente de variación
X min	23.3	°C/mes	Valor minimo
C1	27.4	°C/mes	Cuartil 1
Me	28.2	°C/mes	mediana
C2	28.2	°C/mes	Cuartil 2
X max	33.9	°C/mes	Valor máximo
M	28.0	°C/mes	Moda
R	10.6	°C/mes	Rango

Fuente: Insivumeh.

Tabla IV. **Temperatura mínima**

PARAMETRO	VALOR	DIM	Descripción
X prom	<b>12.7</b>	°C/mes	Promedio
S	<b>2.4</b>	°C	Desviación estandar
n	<b>294</b>		Numero de datos
S <sup>2</sup>	<b>5.7</b>	(°C/mes) <sup>2</sup>	Varianza
S	<b>2.4</b>	°C	Desviación estandar
	<b>0.2</b>	---	Coefficiente de variación
X min	<b>5.0</b>	°C/mes	Valor minimo
C1	<b>10.9</b>	°C/mes	Cuartil 1
Me	<b>13.3</b>	°C/mes	mediana
C2	<b>13.3</b>	°C/mes	Cuartil 2
X max	<b>16.6</b>	°C/mes	Valor máximo
M	<b>15.0</b>	°C/mes	Moda
R	<b>11.6</b>	°C/mes	Rango

Fuente: Insivumeh.

Tabla V. **Intervalos de confianza para temperatura máxima**

EL rango de valores para un nivel de confianza		
de <b>90</b> %		
Probabilidad 1	<b>0.050</b>	---
Valor inferior	<b>25.9</b>	°C/mes
Probabilidad 2	<b>0.950</b>	---
Valor superior	<b>31.2</b>	°C/mes
para un nivel de confianza del <b>90</b> %		
el rango es de <b>25.87</b> a <b>31.19</b>		

Fuente: Insivumeh.

Tabla VI. Intervalos de confianza para temperatura mínima

<b>El rango de valores para un nivel de confianza</b>		
<b>de</b>	<b>90</b>	<b>%</b>
<b>Probabilidad 1</b>	<b>0.050</b>	---
<b>Valor inferior</b>	<b>8.8</b>	<b>°C/mes</b>
<b>Probabilidad 2</b>	<b>0.950</b>	---
<b>Valor superior</b>	<b>16.7</b>	<b>°C/mes</b>
<b>para un nivel de confianza del 90 %</b>		
<b>el rango es de 8.81 a 16.68</b>		

Fuente: Insivumeh.

Se realizó un análisis a las variables estadísticas cuantitativas, del cual se calculó la temperatura máxima promedio, la desviación estándar y posteriormente se definieron rangos con un nivel de confianza determinado.

Con la información desarrollada en las tablas anteriores, se determina que la temperatura máxima promedio entre los años 1990-2014 se encuentra a 31,19 °C y mínima de 8,81 °C con un nivel de confianza del 90 %.

Información que posteriormente será de utilidad para determinar los rangos de temperatura anual que se deban cumplir para establecer el tiempo idóneo durante el transcurso del año para hacer tomas de muestra.

En las tablas siguientes se determina la intensidad de luz mediante la evaluación de variables estadísticas cuantitativas de la radiación solar proporcionados por Insivumeh.

Tabla VII. **Resultados estadísticos de radiación solar**

PARAMETRO	VALOR	DIM	Descripción
X prom	0.4	cal/med/mes	Promedio
S	0.1	cal/med	Desviación estandar
n	226		Numero de datos
S <sup>2</sup>	0.0	(cal/med/mes)	Varianza
S	0.1	cal/med	Desviación estandar
	0.2	---	Coeficiente de variación
X min	0.0	cal/med/mes	Valor minimo
C1	0.3	cal/med/mes	Cuartil 1
Me	0.4	cal/med/mes	mediana
C2	0.4	cal/med/mes	Cuartil 2
X max	0.6	cal/med/mes	Valor máximo
M	0.5	cal/med/mes	Moda
R	0.6	cal/med/mes	Rango

Fuente: Insivumeh.

Tabla VIII. **Intervalos de confianza para radiación solar**

EL rango de valores para un nivel de confianza de <b>90 %</b>			
Probabilidad 1	0.050	---	
Valor inferior	0.24	horas/mes	
Probabilidad 2	0.950	---	
Valor superior	0.54	cal/med/mes	
para un nivel de confianza del 90 % el rango es de 0.24 a 0.54			

Fuente: Insivumeh.

De los resultados estadísticos analizados se determina que el intervalo para radiación solar es de 0,24 a 0,54 cal/med/mes con un nivel de confianza del 90 %. Esta información será tomada en consideración cuando se determine el periodo de toma de muestras, porque se tendrá el cuidado que los datos de temperatura y radiación deben estar dentro de los rangos obtenidos en este capítulo.

### **3.2. Resultados del comportamiento de los nutrientes en los efluentes de las plantas de tratamiento de agua residual a evaluarse**

Se realizó una investigación histórica del comportamiento de los parámetros de nitrógeno amoniacal, nitrito, nitrato y fosfato, del cual se presentan los siguientes resultados.

Se presenta un resumen, resultado de un análisis estadístico, donde se determinó el promedio de los datos, pero por no contar con una cantidad mayor a 30 datos por parámetro, se realizó un cálculo estadístico utilizando el análisis de la *t* de Student, para establecer un rango representativo con un porcentaje de confianza del 90 %.

En el anexo 1 se presentan las tablas de los resultados obtenidos durante la investigación, el cual describe información de la fecha de obtención de muestra, valores de los parámetros a la entrada y salida del módulo de filtros percoladores y la fuente de donde se obtuvo la información para cada planta.

### 3.2.1. Planta de tratamiento Universidad de San Carlos de Guatemala

Los valores analizados de nitrógeno amoniacal y nitrito, son resultado de análisis realizado a la salida de los filtros percoladores durante los años 2012 y 2013.

Los valores analizados de nitrato y fosfato son resultado de análisis realizada a la salida de los filtros percoladores durante los años 2007 y 2013.

Tabla IX. **Análisis de los diferentes parámetros de nutrientes en los filtros percoladores de la PTAR de la Universidad de San Carlos de Guatemala**

MUESTRA	Promedio (mg/L)	n	Grado de libertad	Porcentaje de confianza	Desviación estándar s (mg/L)	t de student	μ inferior (mg/L)	μ Superior (mg/L)
N AMONICAL	20,82	10,00	9,00	90,00	7,77	1,83	16,32	25,32
NITRITOS	0,02	10,00	9,00	90,00	0,02	1,83	0,01	0,04
NITRATOS	37,15	19,00	18,00	90,00	50,02	1,73	17,25	57,05
FOSFATOS	20,26	19,00	18,0	90,00	7,14	1,73	17,42	23,10

Fuente: elaboración propia.

Se determina que el promedio de los valores de nitrógeno amoniacal, nitrito, nitrato y fosfato son: 20,82 mg/L, 0,02 mg/L, 37,15 mg/L y 20,26 mg/L respectivamente.

Con un nivel de confianza del 90 % se determinaron los siguientes rangos:

- Nitrógeno amoniacal mínimo 16,32 mg/l y mayor de 25,32 mg/l
- Nitritos mínimo 0,01 mg/l y mayor de 0,04 mg/l
- Nitratos mínimo 17,25 mg/l y mayor de 57,05 mg/l
- Fosfatos mínimo 17,42 mg/l y mayor de 23,10 mg/l

Con esta información se analizarán los resultados de las muestras del presente estudio para compararlas y determinar su representatividad.

### 3.2.2. Planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa

Los valores analizados de nitrógeno amoniacal y nitrito, son resultado de análisis realizado a la salida de los filtros percoladores durante los años 2003 y 2012.

Los valores analizados de nitrato y fosfato son resultado de análisis realizado a la salida de los filtros percoladores durante los años 1980, 2003, 2011 y 2012.

Tabla X. **Análisis de los diferentes parámetros de nutrientes en los filtros percoladores de la PTAR Ing. Arturo Pazos Sosa**

MUESTRA	Promedio (mg/L)	n	Grado de libertad	Porcentaje de confianza	Desviación estándar s (mg/L)	t de student	μ inferior (mg/L)	μ Superior (mg/L)
N AMONICAL	4,37	4,00	3,00	90,00	2,81	2,35	1,06	7,68
NITRITOS	1,08	4,00	3,00	90,00	2,02	2,35	0,00	3,45
NITRATOS	16,11	10,00	9,00	90,00	7,16	1,83	11,96	20,26
FOSFATOS	28,70	6,00	5,00	90,00	16,87	2,02	14,82	42,57

Fuente: elaboración propia.

Se determina que el promedio de los valores de nitrógeno amoniacal, nitrito, nitrato y fosfato son: 4,37 mg/l, 1,08 mg/l, 16,11 mg/l y 28,70 mg/l respectivamente.

Con un nivel de confianza del 90 % se determinaron los siguientes rangos:

- Nitrógeno amoniacal mínimo 1,06 mg/l y mayor de 7,68 mg/l
- Nitritos mínimo 0,00 mg/l y mayor de 3,45 mg/l
- Nitratos mínimo 11,96 mg/l y mayor de 20,26 mg/l
- Fosfatos mínimo 14,82 mg/l y mayor de 42,57 mg/l

Con esta información se analizarán los resultados de las muestras del presente estudio para compararlas y determinar su representatividad.

### **3.3. Días y época de muestreo**

De acuerdo a la metodología definida, la información proporcionada por el Insivumeh, de radiación solar, será el parámetro fundamental para la delimitación de la muestra a utilizar, ya que el crecimiento fotosintético de las algas está ligado a la magnitud de este parámetro meteorológico.

Tabla XI. Valores de radiación solar mensuales

AÑO	DIMENS	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
1995	CAL/MED/MES	0.21	0.26	0.28	0.28	0.28	0.45	0.42	0.34	0.28	0.37	0.38	0.34
1996	CAL/MED/MES	0.37	0.46	0.49	0.46	0.46	0.43	0.43	0.48	0.43	0.4	0.39	0.37
1997	CAL/MED/MES	0.4	0.5	0.47	0.42	0.43	0.32	0.39	0.39	0.37	0.31	0.31	0.29
1998	CAL/MED/MES	0.31	0.35	0.37	0.37	0.32	0.35	0.32	0.33	0.32	0.3	0.29	0.32
1999	CAL/MED/MES	0.3	0.37	0.35	0.35	0.33	0.28	0.34	0.34	0.25	0.32	0.29	0.35
2000	CAL/MED/MES	0.37	0.36	0.37	0.36	0.29	0.37	0.3	0.32	0.3	0.34	0.31	0.32
2001	CAL/MED/MES	0.33	0.3	0.32	0.26	0.28	0.35	0.38	0.53	0.36	0.39	0.34	0.3
2002	CAL/MED/MES	0.35	0.37	0.4	0.43	0.35	0.37	0.33	0.32	0.28	0.31	0.34	0.33
2003	CAL/MED/MES	0.41	0.38	0.31	0.36	0.3	0.31	0.37	0.31	0.35	0.35	0.44	0.45
2004	CAL/MED/MES	0.47	0.53	0.58	0.59	0.47	0.48	0.51	0.53	0.51	0.5	0.47	0.5
2005	CAL/MED/MES	0.52	0.57	0.55	0.55	0.47	0.49	0.47	0.45	0.4	0.42	0.5	0.49
2006	CAL/MED/MES	0.53	0.52	0.58	0.56	0.47	0.38	****	0.47	0.5	0.47	0.47	0.51
2007	CAL/MED/MES	0	0.55	0.56	0.58	0.5	0.5	0.5	0.4	0.4	0.4	0.5	0.4
2008	CAL/MED/MES	0.5	0.6	0.5	0.6	0.5	0.5	0.4	0.4	0.4	0.5	0.5	0.4
2009	CAL/MED/MES	0.5	0.5	0.46	0.42	0.5	0.35	0.4	0.37	0.39	0.38	0.35	0.34
2010	CAL/MED/MES	0.41	0.39	0.41	0.36	0.36	0.36	0.39	0.28	0.4	0.48	0.4	0.46
2011	CAL/MED/MES	0.37	0.5	0.61	0.56	0.5	0.64	N/D	N/D	N/D	N/D	N/D	N/D
2012	CAL/MED/MES	0.31	0.4	0.41	0.38	0.29	0.27	0.3	0.31	0.37	0.35	0.4	0.33
2013	CAL/MED/MES	0.33	0.36	0.5	0.4	0.33	0.28	0.3	0.31	0.26	0.28	0.3	0.37
2014	CAL/MED/MES	0.33	0.33	0.38	0.39	0.28	0.25						

Fuente: Insivumeh.

Tabla XII. Cálculo de variables estadísticas

PARÁMETRO	VALOR	DIMENSIÓN	DESCRIPCIÓN
X prom	0.4	cal/med/mes	Promedio
S	0.1	cal/med	Desviación estándar
N	226		Numero de datos
S <sup>2</sup>	0.0	(cal/med/mes) <sup>2</sup>	Varianza
	0.2	---	Coficiente de variación

Fuente: Insivumeh.

Con los valores de radiación solar mensuales se hizo un análisis estadístico descriptivo-inferencial, el cual indica que el valor promedio de radiación a lo largo de los años 1995 al 2014 es de 0,4 cal/med/mes y una desviación estándar de 0,1 cal/med.

La información anterior es utilizada para determinar un intervalo de confianza de 95 % como lo indica el capítulo 2.5 de este documento, concerniente a la metodología se obtuvieron los límites máximos y mínimos de radiación solar promedio, con la que debiesen contar los meses de estudio, a continuación los resultados del cálculo.

Tabla XIII. **Valores promedio mensuales en intervalo de confianza**

<b>Mes</b>	<b>Promedio</b>	<b>Máximo</b>	<b>Mínimo</b>	<b>Diferencia</b>
<b>ENE</b>	0,37	0,456	0,344	Cumple
<b>FEB</b>	0,43	0,456	0,344	Cumple
<b>MAR</b>	0,45	0,456	0,344	Cumple
<b>ABR</b>	<b>0,43</b>	0,456	0,344	Cumple
<b>MAY</b>	<b>0,39</b>	0,456	0,344	Cumple
<b>JUN</b>	<b>0,39</b>	0,456	0,344	Cumple
<b>JUL</b>	<b>0,39</b>	0,456	0,344	Cumple
<b>AGO</b>	0,37	0,456	0,344	Cumple
<b>SEP</b>	0,37	0,456	0,344	Cumple
<b>OCT</b>	<b>0,38</b>	0,456	0,344	Cumple
<b>NOV</b>	<b>0,39</b>	0,456	0,344	Cumple
<b>DIC</b>	<b>0,38</b>	0,456	0,344	Cumple

Fuente: elaboración propia.

Según los cálculos mostrados en la tabla XIII, todos los meses cumplen con los niveles de exposición solar dentro del intervalo de confianza del 95 %, esto indica que del año 1995 al 2014, regularmente los valores promedio de radiación solar se mantienen en un rango entre 0,334 a 0,456 cal/med/mes,

pero los valores mensuales más cercanos al valor promedio ( $X_{\text{prom}} = 0,40$  cal/med/mes) de radiación son los que corresponden a los meses abril, mayo, junio, julio, octubre, noviembre y diciembre.

Por lo tanto, para que la muestra sea representativa, esta debe levantarse en cualquiera de estos meses que representan el valor promedio dentro del rango de confianza establecido para el estudio. De acuerdo a la metodología se deben tomar 10 muestras de manera aleatoria, dado que los meses de abril y mayo cumplen con el nivel de confianza de radiación solar, por lo que utilizando una hoja excel, se distribuyeron las 10 muestras de forma aleatoriamente en un universo de 40 días, colocando como única restricción que no exista repetición de días

Tabla XIV. **Toma de muestra aleatoria planta de la Universidad de San Carlos de Guatemala**

<b>Núm. de Muestra</b>	<b>Toma de muestra</b>	<b>Día de observación (7mo día)</b>
<b>1</b>	29/04/2015	06/05/2015
<b>2</b>	01/05/2015	08/05/2015
<b>3</b>	04/05/2015	11/05/2015
<b>4</b>	07/05/2015	14/05/2015
<b>5</b>	08/05/2015	15/05/2015
<b>6</b>	11/05/2015	18/05/2015
<b>7</b>	12/05/2015	19/05/2015
<b>8</b>	14/05/2015	21/05/2015
<b>9</b>	15/05/2015	22/05/2015
<b>10</b>	25/05/2015	01/06/2015

Fuente: elaboración propia.

Tabla XV. **Toma de muestra aleatoria planta Ing. Arturo Pazos Sosa**

<b>Núm. de Muestra</b>	<b>Toma de muestra</b>	<b>Día de observación (7mo día)</b>
<b>1</b>	28/04/2015	05/05/2015
<b>2</b>	04/05/2015	11/05/2015
<b>3</b>	06/05/2015	13/05/2015
<b>4</b>	08/05/2015	15/05/2015
<b>5</b>	12/05/2015	19/05/2015
<b>6</b>	13/05/2015	20/05/2015
<b>7</b>	14/05/2015	21/05/2015
<b>8</b>	19/05/2015	26/05/2015
<b>9</b>	20/05/2015	27/05/2015
<b>10</b>	21/05/2015	28/05/2015

Fuente: elaboración propia.

### **3.4. Tiempo de máxima producción de biomasa algal generada de forma natural en el agua residual proveniente de los filtros percoladores de las plantas en estudio**

Para determinar la presencia de algas en las muestras observadas se procedió a determinar el color aparente a cada 24 horas, durante 14 días, también se presenta un resumen de las secuencias de imágenes que muestran el desarrollo progresivo de las algas en los recipientes, resultados que se pueden observar en el apéndice 3.

A continuación se presenta un resumen del comportamiento de crecimiento de algas y el período de máximo crecimiento.

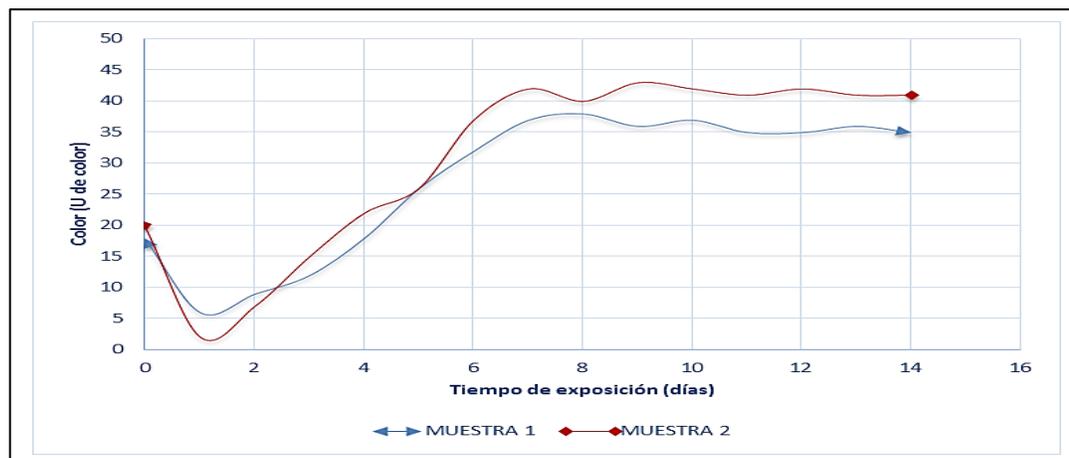
### 3.4.1. Resultados del muestreo para la determinación del período de máxima producción de biomasa, planta de la Universidad de San Carlos de Guatemala

El procedimiento consistió en realizar dos secuencias de toma de muestra, con el fin de identificar el crecimiento máximo de algas.

Muestra 1: se captó el agua proveniente del efluente del filtro percolador de la planta, la observación inició el 23 de febrero a las 14:00 horas, la muestra se recolectó en un recipiente de PET de 3,00 litros, transparente.

Muestra 2: la muestra del segundo grupo fue captada en el mismo punto donde se extrajo el agua para el grupo 1, el 04 de marzo a las 14:00 horas, la muestra se recolectó en un recipiente de PET de 3,00 litros transparente.

Figura 10. Comportamiento de color *versus* días de exposición para planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala



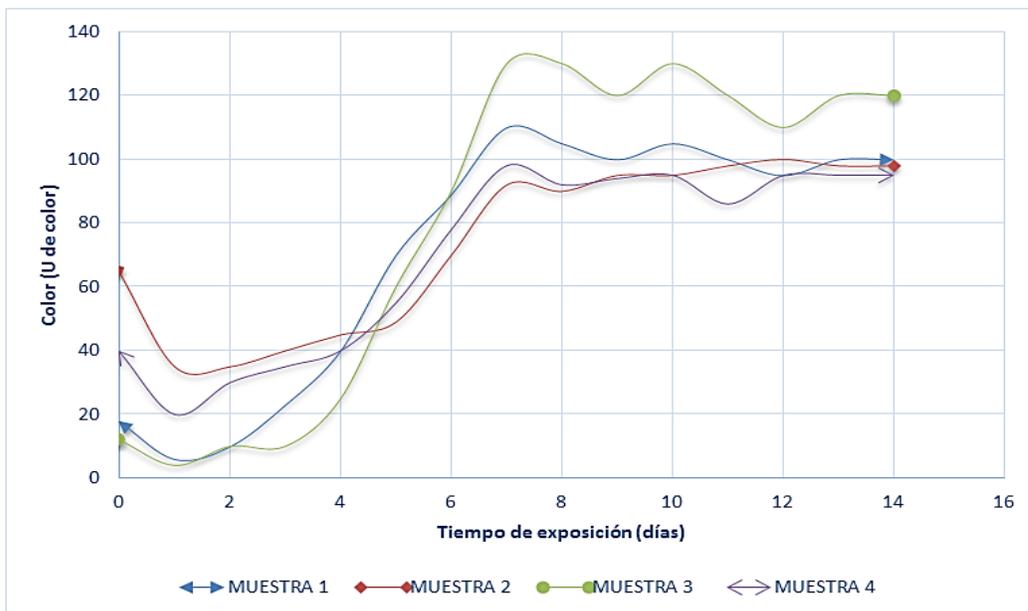
Fuente: elaboración propia.

### 3.4.2. Resultados del muestreo para la determinación del período de máxima producción de biomasa, para planta Ing. Arturo Pazos Sosa

Se realizó un muestreo el día 24 de febrero a las 12:45 AM, la muestra se recolectó en recipientes de PET de 600 ml transparentes, con agua proveniente de los filtros percoladores.

Se realizaron 4 secuencias para determinar el día de máxima producción de algas. En el siguiente gráfico se observa el comportamiento de cada muestra observada.

Figura 11. Gráfico de color *versus* días de exposición solar



Fuente: elaboración propia.

### **3.4.3. Comportamiento de color y tiempo de máxima producción de algas**

Los resultados indican que en la toma de la muestra cuando el agua residual sale del módulo de filtros percoladores, esta presenta turbiedad, producto del desprendimiento de la capa de zooglea formada en los filtros y por la turbiedad que presenta el agua al no ser sedimentada en su totalidad en el sedimentador primario.

Regularmente, al transcurrir el primer día el agua no está libre de sedimentos, por lo que la unidad donde es depositada el agua a ser observada se comporta como un sedimentador y posterior a ello inicia el proceso de crecimiento de algas mediante la coloración verdosa que el agua llega a tener, este color comienza a incrementarse en el día 2 y obtiene su color máximo entre el día 6 y 7, posterior a esos días el color tiende a disminuir levemente e inicia a observarse un comportamiento similar al descrito en el capítulo 2.5 de este documento.

Por lo tanto se diseñó un experimento que permitió evaluar la remoción de nutrientes de agua residual con 7 días de exposición solar, tomando una medición inicial de los nutrientes y presencia de algas. Una vez cumplidos los 7 días, de exposición óptimos, se midió nuevamente la concentración de nutrientes y la presencia de algas.

### **3.5. Resultados de la identificación del tipo de alga que se genera de forma natural en el agua residual proveniente de los filtros percoladores de las plantas en estudio**

Se realizaron análisis de todos los grupos de observación, estos se hicieron en el Laboratorio de Química y Microbiología de Unepar Infom Ing. Alfredo Zsarata, bajo la supervisión del Ing. Félix Aguilar, y en el Laboratorio Dra. Alba Tabarini de Molina en Eris. Las algas observadas en las muestras fueron comparadas con las tablas de algas descritas en el Estándar Métodos.

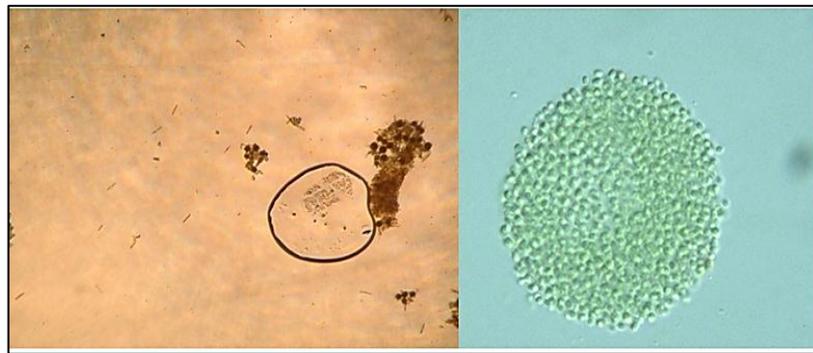
Se procede a identificar el tipo de alga presente en la muestra durante la mayor presencia de algas (día 7).

Las algas identificadas en las muestras tomadas del efluente de los filtros percoladores de la planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos, luego de tenerlas en observación durante 7 días se describe de la siguiente forma:

- Las familias identificadas son cianofitas, diatomeas, clorofitas y zooplancton.
- De la familia de las cianofitas se destacan las algas *Microsystis* sp.
- De la familia de las diatomeas se destacan las algas *Navícula* sp, *Fragilaria* sp, y *Aulacoseira* sp.
- De la familia de clorofitas se destacan las algas *Chlorella* sp y *Scenedesmus* sp.

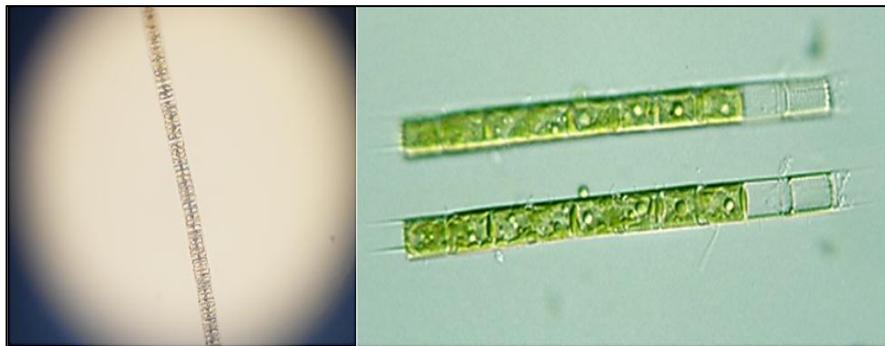
A continuación se presentan fotografías que le fueron tomadas a las muestras observadas de la planta de la Universidad de San Carlos de Guatemala, comparadas con el Protist Information Server 1995-2015 y el Estándar Métodos.

Figura 12. **Imagen de comparación *Cyanophyta microsystis* sp**



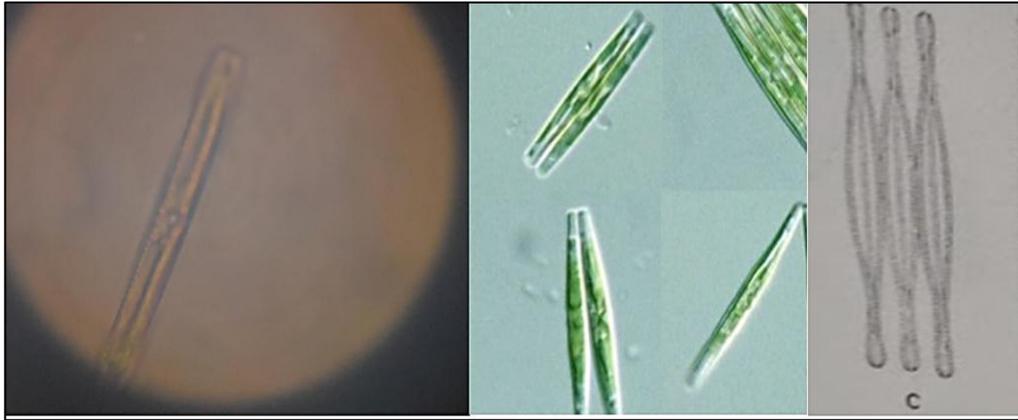
Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, empleando información de Protist Information Server.

Figura 13. **Imagen de comparación *Diatomea aulacoseira* sp**



Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, empleando información de Protist Information Server.

Figura 14. **Imagen de comparación *Diatomea fragilaria* sp**



Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, empleando información de Protist Information Server y Estándar Métodos.

Figura 15. **Imagen de comparación *Diatomea navícula* sp**



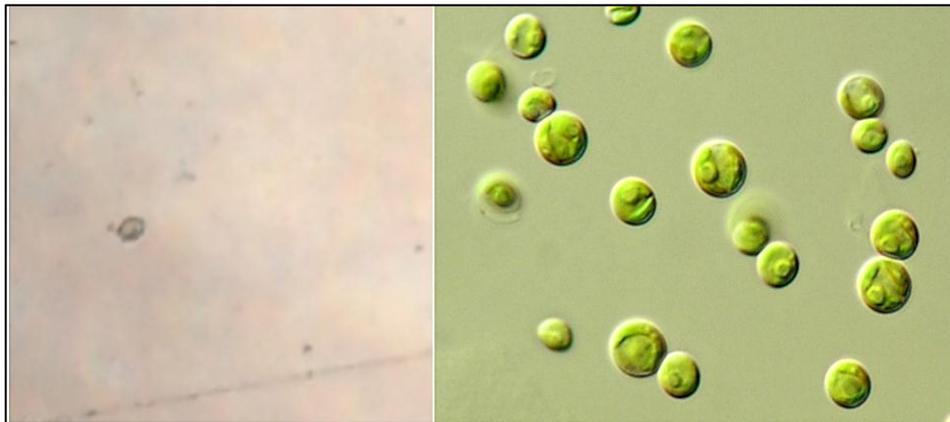
Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, empleando información de Protist Information Server y Estándar Métodos.

Figura 16. **Imagen de comparación *Clorofita scenedesmus* sp**



Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología "Dra. Alba Tabarini de Molina", empleando información de Protist Information Server y Estándar Métodos.

Figura 17. **Imagen de comparación *Clorofita chlorella* sp**



Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología "Dra. Alba Tabarini de Molina", empleando información de Estándar Métodos.

Las algas identificadas en las muestras tomadas del efluente de los filtros percoladores de la planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa, luego de tenerlas en observación durante 7 días se describe de la siguiente forma:

Las familias identificadas son cianofitas, diatomeas, clorofitas y cianobacterias.

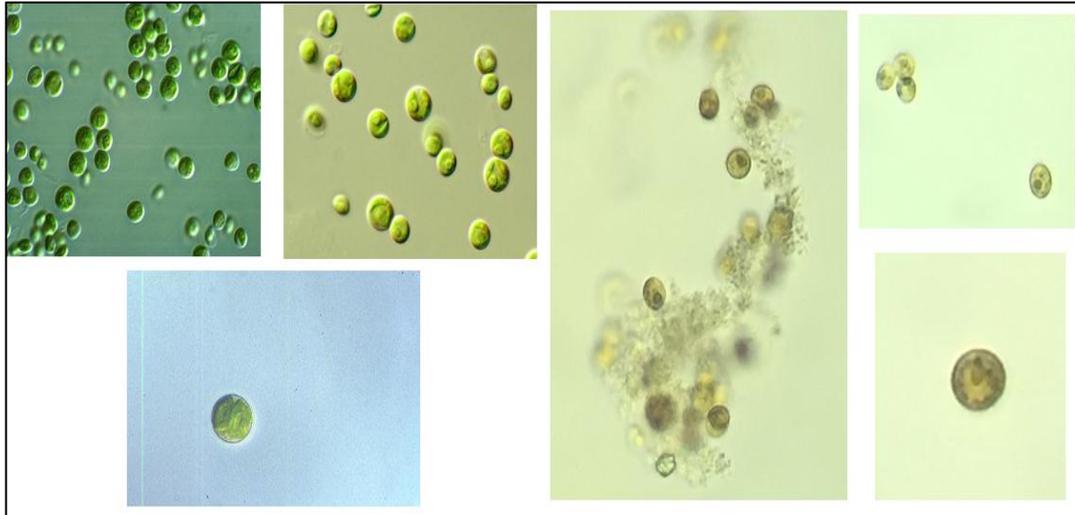
De la familia de las cianofitas se destacan algas *Oscillatoria* sp, *Oscillatoria brevis* y *Microcystis* sp.

De la familia de las diatomeas se destacan algas *Navícula* sp, *Fragilaria* sp, y *Aulacoseira* sp.

De la familia de clorofitas se destacan las algas *Chlorella* sp. y *Scenedesmus* sp, *Ourococcus bicadutus*.

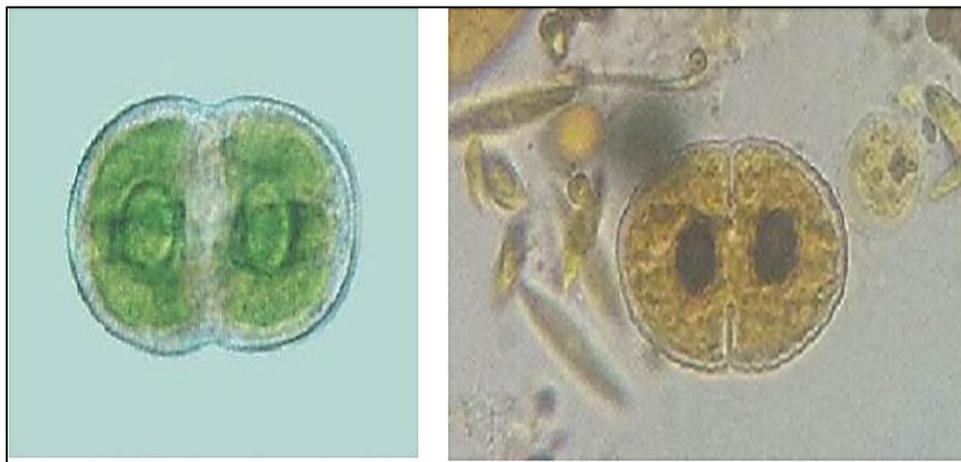
A continuación se presentan fotografías que fueron tomadas a las muestras observadas de la planta de la Universidad de San Carlos de Guatemala, comparadas con el Protist Information Server 1995-2015 y el Estándar Métodos.

Figura 18. **Imagen de comparación *Clorofita chlorella sp***



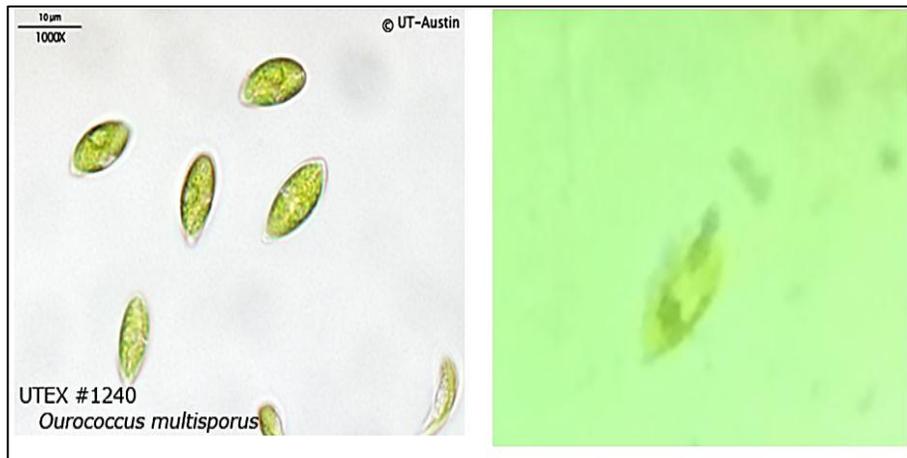
Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, empleando información de Protist Information Server.

Figura 19. **Imagen de comparación *Clorofita actinotaenium curtum***



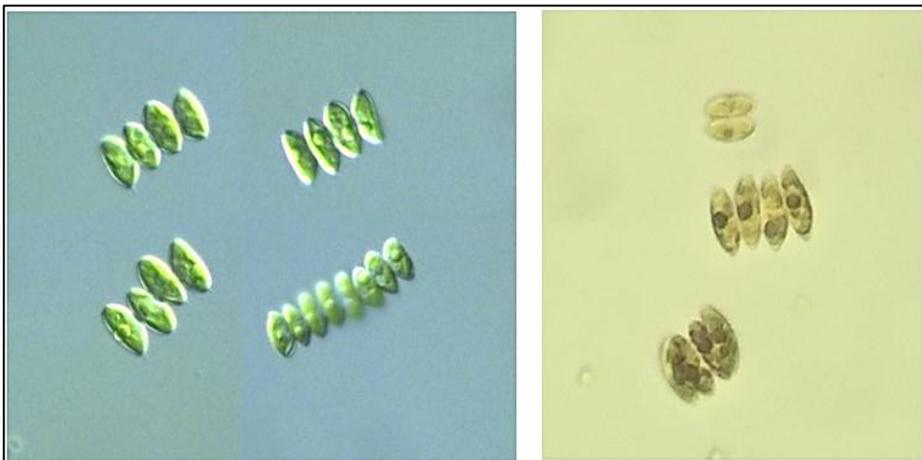
Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, empleando información de Protist Information Server.

Figura 20. **Imagen de comparación *Clorofita ourococcus bicadutus***



Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, empleando información de Protist Information Server.

Figura 21. **Imagen de comparación *Clorofita scenedesmus acutus***



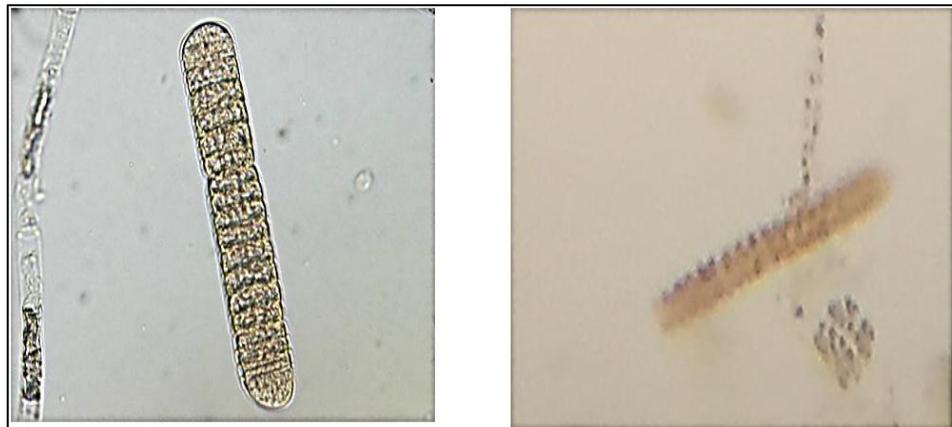
Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, empleando información de Protist Information Server.

Figura 22. **Imagen de comparación *Cyanobacteria anabaena***



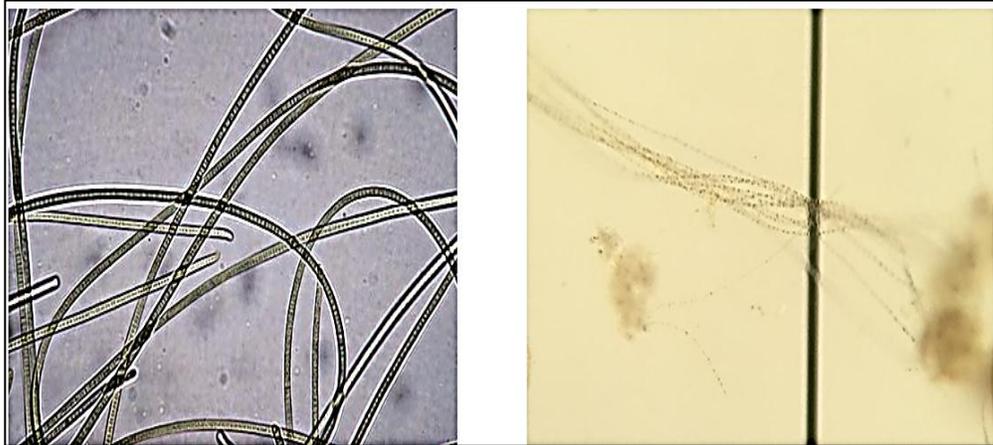
Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, empleando información de Protist Information Server.

Figura 23. **Imagen de comparación *Cyanophyta oscillatoria* sp**



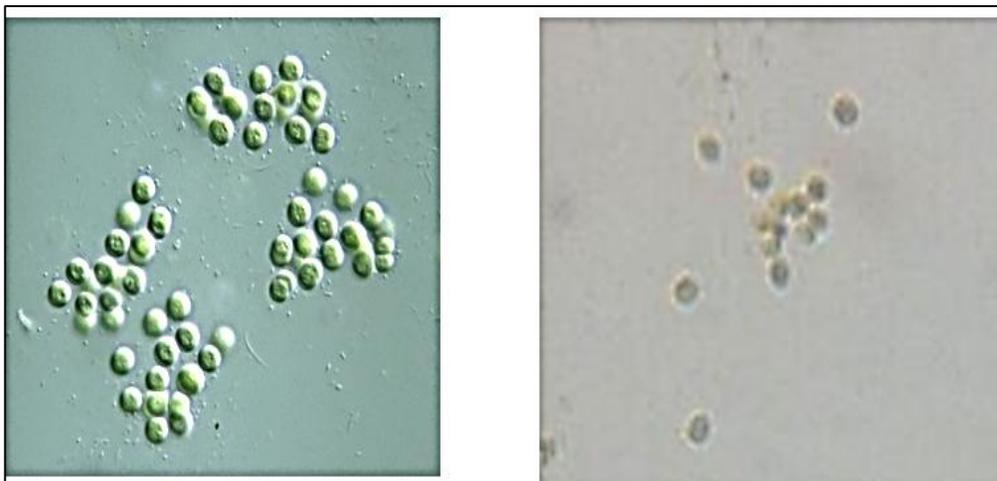
Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, empleando información de [http://commons.wikimedia.org/wiki/File: Oscillatoria\\_sp\\_kp.jpeg](http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Oscillatoria_sp_kp.jpeg).

Figura 24. **Imagen de comparación *Cyanophyta oscilatoria brevis***



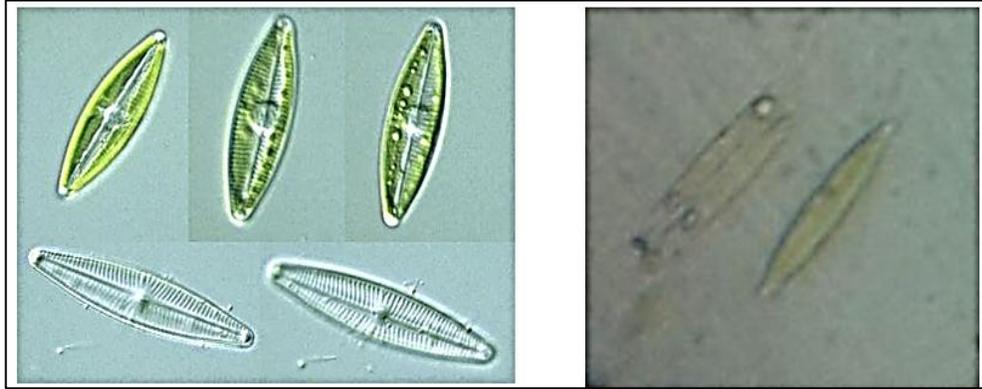
Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, empleando información de <http://www.marietta.edu/~biol/biomes/laketour1.htm>.

Figura 25. **Imagen de comparación *Cyanophyta microcystis* sp**



Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, empleando información de Protist Information Server.

Figura 26. **Imagen de comparación *Diatomea navícula* sp**



Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, empleando información de Protist Information Server.

Figura 27. **Imagen de comparación *Diatomea fragilaria* sp**



Fuente: Laboratorio de Química y Microbiología “Dra. Alba Tabarini de Molina”, empleando información de [http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Fragilaria\\_sp.jpeg](http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Fragilaria_sp.jpeg).

El crecimiento de algas es definido mediante el parámetro de color aparente. Los resultados indican que en la toma de muestra, cuando el agua

residual sale del módulo de filtros percoladores, está presenta turbiedad producto del desprendimiento de la capa de zooglea formada en los filtros y por la turbiedad que presenta el agua al no ser sedimentada en su totalidad en el sedimentador primario.

Regularmente, al transcurrir el primer día el agua está libre de sedimentos, por lo que la unidad en la que se deposita el agua se comporta como un sedimentador, posterior a ello inicia el proceso de crecimiento de algas mediante la coloración verdosa que el agua llega a tener, este color comienza a incrementarse en el día 2 y obtiene su color máximo entre el día 6 y 7.

### **3.6.      Conteo de algas por familia y especie mayoritaria que se presenta en el efluente de los filtros de las plantas evaluadas**

El conteo específico de familias y especies para cada muestra se encuentra en el anexo del estudio especial.

#### **3.6.1.     Cantidad de algas generadas en la planta de la Universidad de San Carlos de Guatemala**

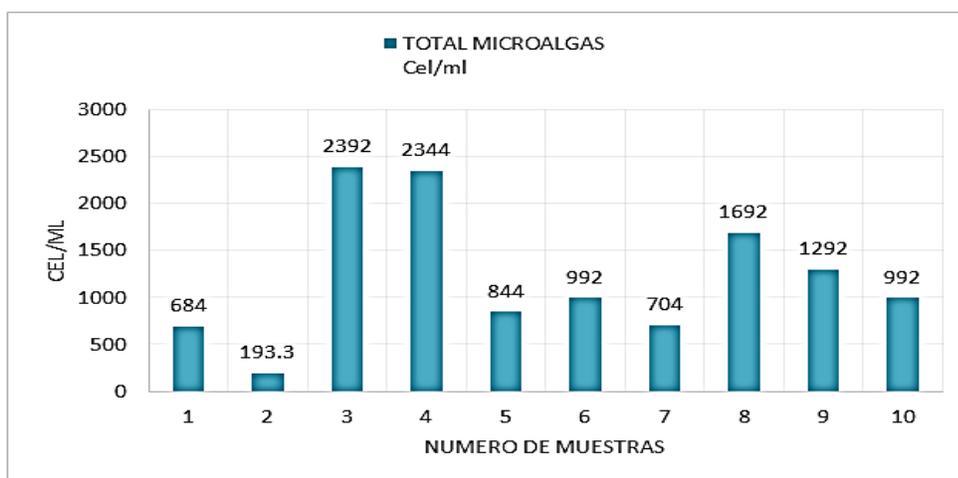
Todas las muestras fueron preservadas en las mismas condiciones, en la unidad de observación, preservadas con solución de lugol concentrado, frasco de vidrio forrado de aluminio y en una temperatura controlada. A continuación se presenta en la tabla XVI el resumen de algas de la planta.

Tabla XVI. **Resumen de conteo de algas Universidad de San Carlos de Guatemala**

células/ muestra	CIANOFITAS Cel/ml*familia	DIATOMEAS Cel/ml*familia	CLOROFITAS Cel/ml*familia	ZOOPLANCTON Cel/ml*familia	TOTAL ALGAS Cel/ml
Muestra 1	33	599	52	0	684
Muestra 2	126	1 614	193	0	193
Muestra 3	20	2 126	246	0	2 392
Muestra 4	59	219	2 066	0	2 344
Muestra 5	40	138	666	0	844
Muestra 6	26	466	500	0	992
Muestra 7	12	666	26	0	704
Muestra 8	19	673	1 000	0	1 692
Muestra 9	60	1 206	13	13	1 292
Muestra 10	33	913	46	0	992
<b>TOTAL POR FAMILIA</b>	<b>428</b>	<b>8 620</b>	<b>4 808</b>	<b>13</b>	

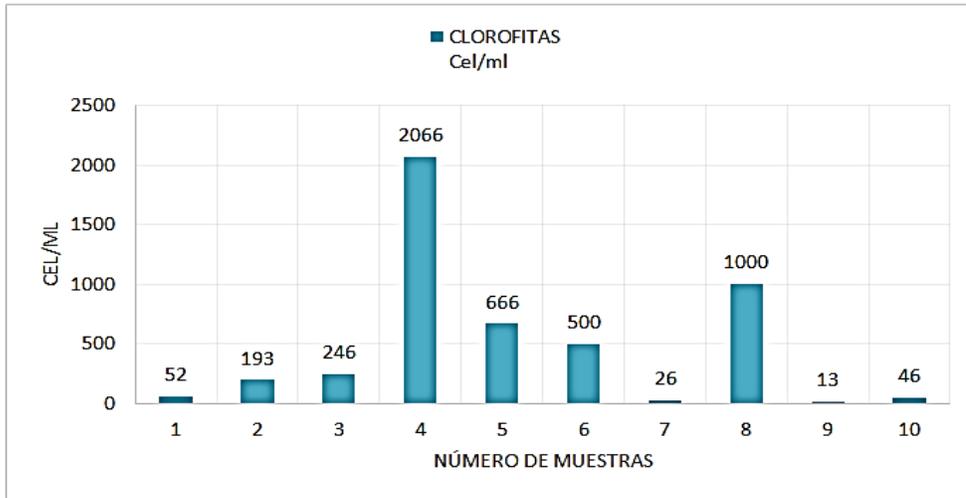
Fuente: elaboración propia.

Figura 28. **Presencia de algas**



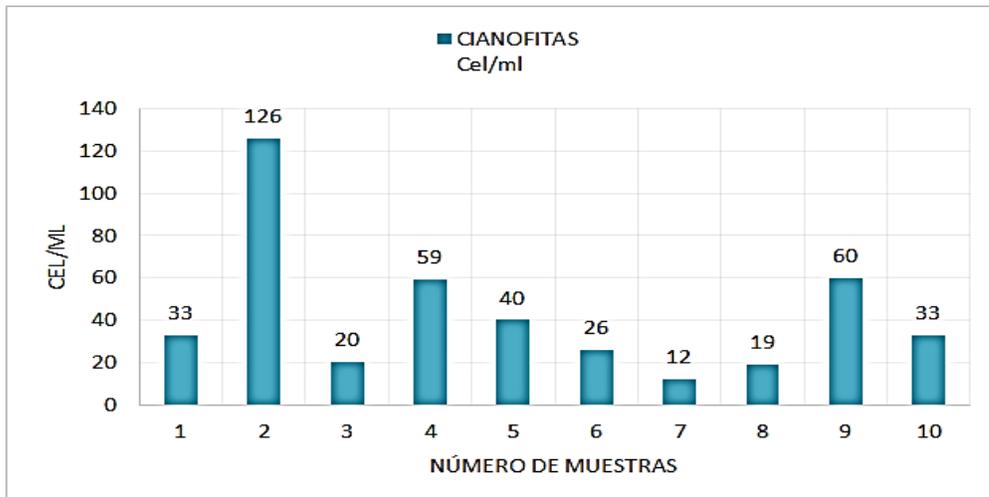
Fuente: elaboración propia.

Figura 29. **Crecimiento de algas clorofitas**



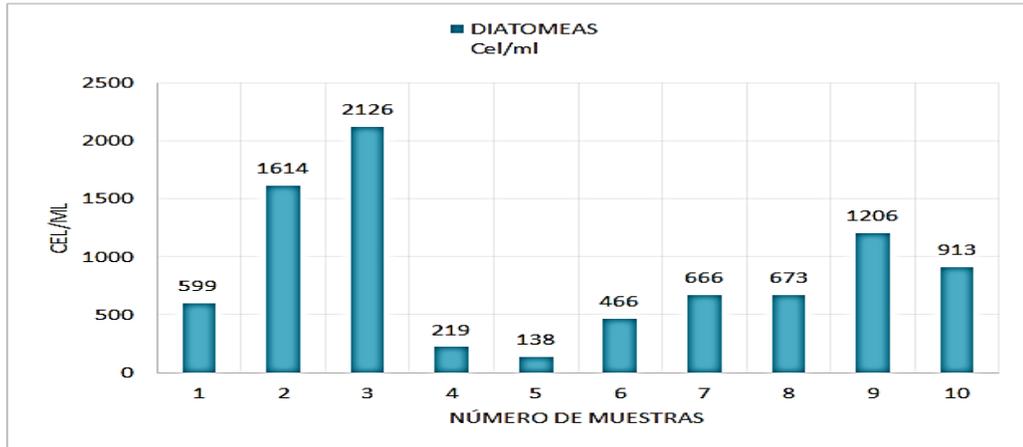
Fuente: elaboración propia.

Figura 30. **Crecimiento de cianofitas**



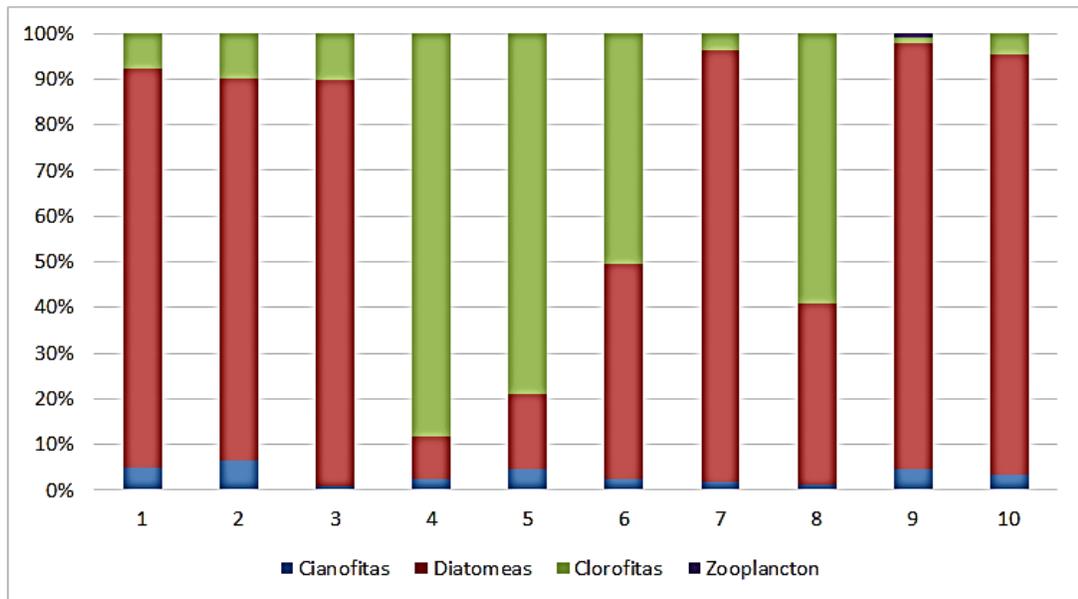
Fuente: elaboración propia.

Figura 31. Crecimiento de diatomeas



Fuente: elaboración propia.

Figura 32. Distribución porcentual de familias de algas



Fuente: elaboración propia.

El detalle de las algas cuantificadas según familia y especies representativas se presenta en el anexo 3. Debido a que el crecimiento de las algas está ligado a la radiación solar y a la temperatura del ambiente, se evaluaron estos parámetros específicamente durante el período de observación de cada muestra, la tabla XVII muestra los valores promedio de temperatura y radiación solar presentados durante la observación de muestras.

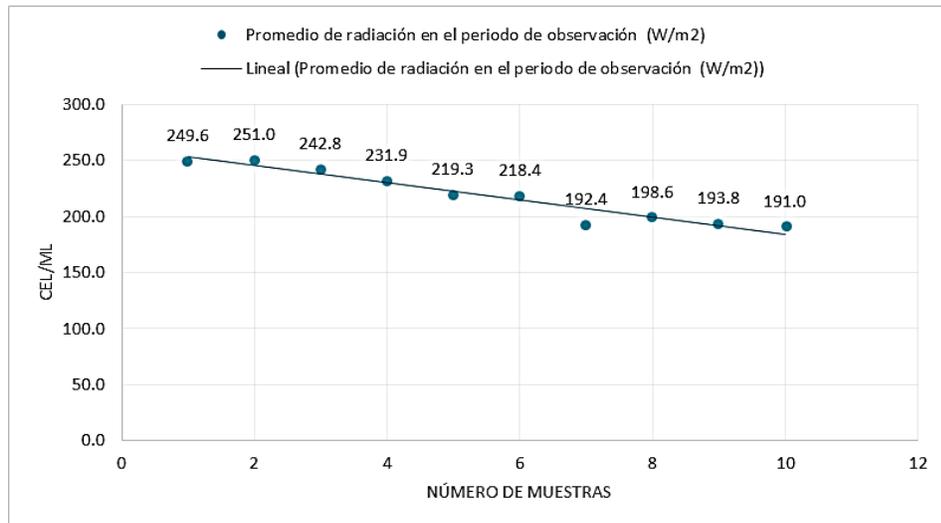
El análisis del comportamiento del crecimiento de algas según la presencia de temperatura y radiación se realizará en el capítulo 4.

Tabla XVII. **Valores de temperatura y radiación solar**

Núm. de muestra	Promedio de temperatura en el periodo de observación (°C)	Promedio de radiación en el periodo de observación (W/m2)
1	21,79	249,56
2	21,98	250,96
3	21,85	242,82
4	20,96	231,86
5	20,79	219,3
6	20,8	218,41
7	21,04	192,41
8	21,13	198,58
9	20,92	193,85
10	20,62	190,96

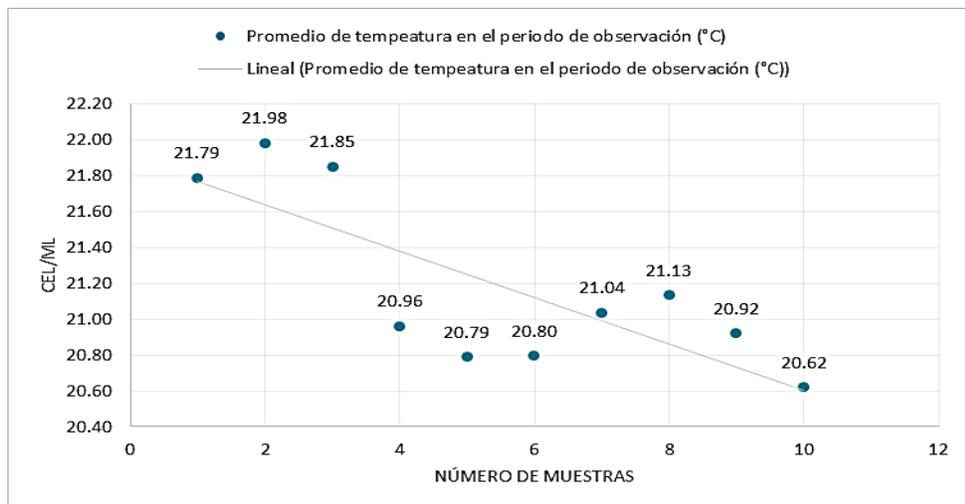
Fuente: elaboración propia.

Figura 33. Comportamiento de radiación solar



Fuente: elaboración propia.

Figura 34. Comportamiento de temperatura



Fuente: elaboración propia.

### 3.6.2. Cantidad de algas generadas en la planta Ing. Arturo Pazos Sosa

El conteo específico de familias y especies para cada muestra se encuentra en el anexo del estudio especial.

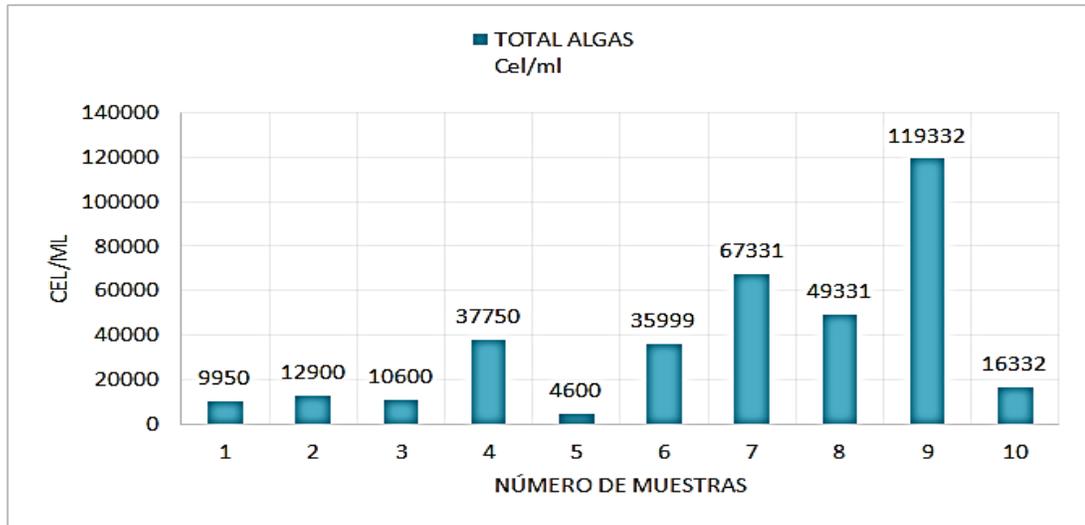
Se realizó un resumen del conteo de algas, el cual está descrito en la tabla XVIII, se puede observar que el crecimiento de algas a partir de la muestra 6 tuvo un incremento significativo con respecto a las primeras muestras.

Tabla XVIII. Resumen de conteo de algas planta Ing. Arturo Pazos Sosa

Células/Muestra	CIANOFITAS Cel/ml*familia	DIATOMEAS Cel/ml*familia	CLOROFITAS Cel/ml*familia	CIANOBACTERIA Cel/ml*familia	TOTAL ALGAS Cel/ml
Muestra 1	0	0	9 950	0	9 950
Muestra 2	11 950	0	150	800	12 900
Muestra 3	5 300	1 000	4 150	150	10 600
Muestra 4	8 800	8 300	20 650	0	37 750
Muestra 5	500	150	3 950	0	4 600
Muestra 6	19 999	1 000	15 000	0	35 999
Muestra 7	15 499	34 166	17 666	0	67 331
Muestra 8	17 166	10 666	21 499	0	49 331
Muestra 9	12 666	70 666	36 000	0	119 332
Muestra 10	0	8 166	8 166	0	16 332
<b>TOTAL POR FAMILIA</b>	<b>91 880</b>	<b>134 114</b>	<b>137 181</b>	<b>950</b>	

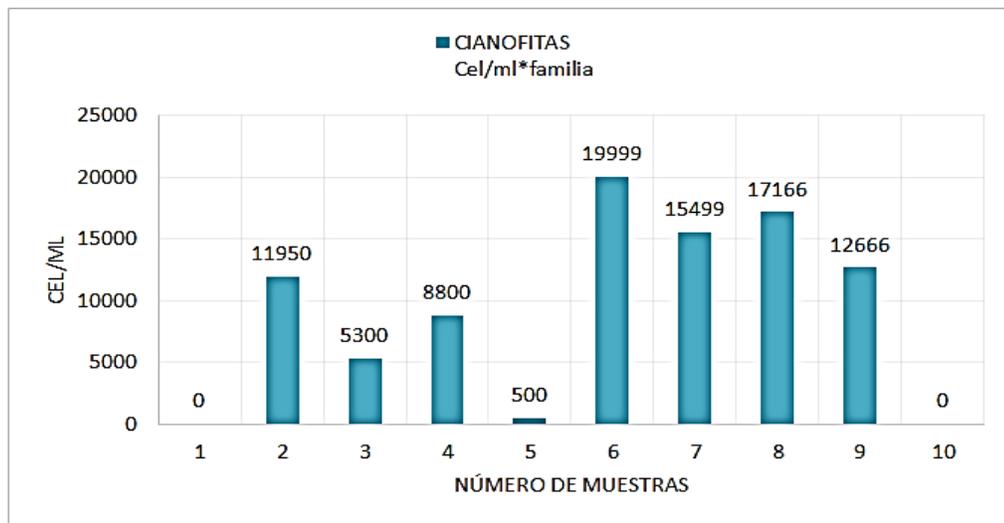
Fuente: elaboración propia.

Figura 35. Presencia de algas



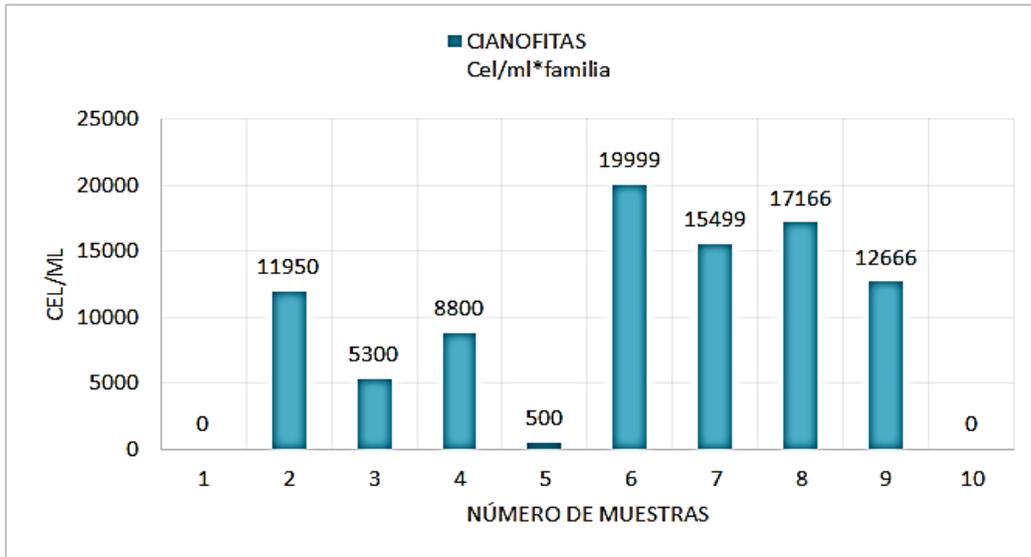
Fuente: elaboración propia.

Figura 36. Crecimiento de algas clorofitas



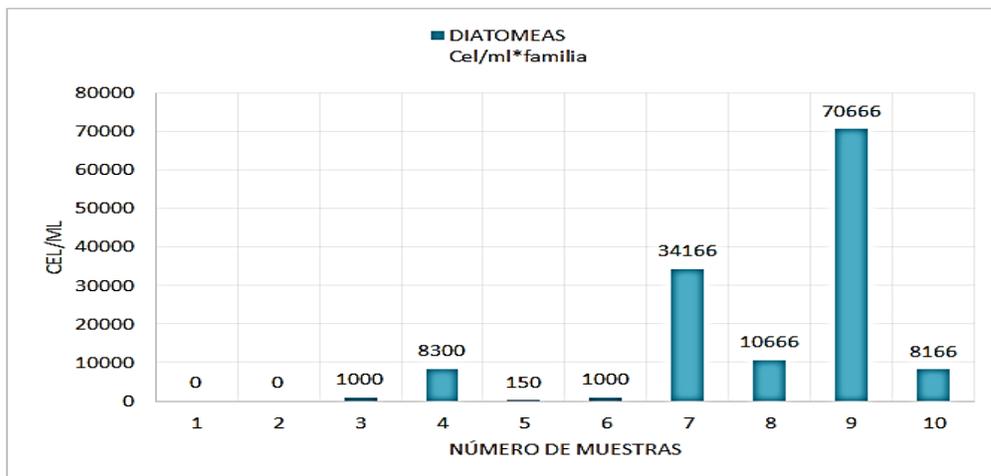
Fuente: elaboración propia.

Figura 37. **Crecimiento de cianofitas**



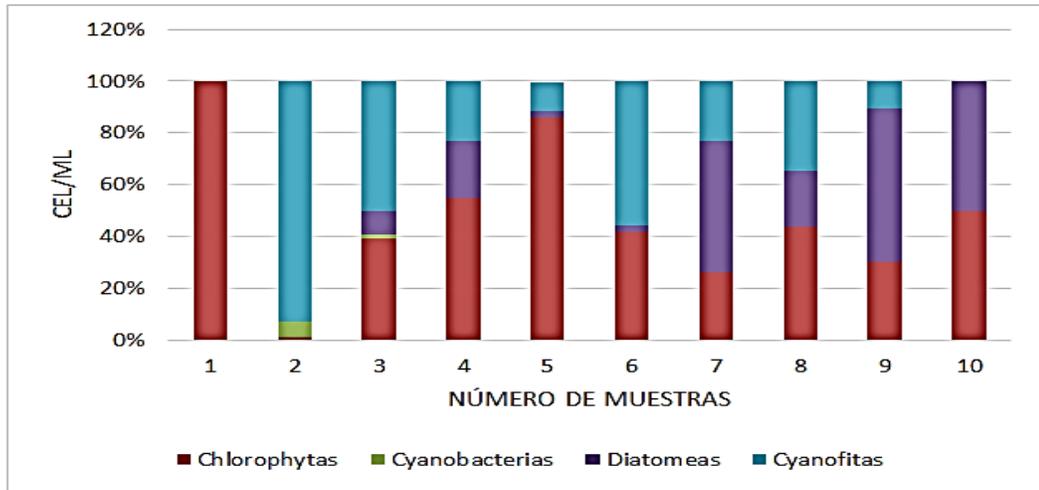
Fuente: elaboración propia.

Figura 38. **Crecimiento de diatomeas**



Fuente: elaboración propia.

Figura 39. Distribución porcentual de familias de algas



Fuente: elaboración propia.

El detalle de las algas cuantificadas según familia y especies representativas, se presenta en el apéndice 1. Debido a que el crecimiento de las algas está ligado a la radiación solar y a la temperatura del ambiente, se evaluaron estos parámetros específicamente durante el período de observación de cada muestra, la tabla XIX muestra los valores promedio de temperatura y radiación solar presentados durante la observación de muestras para la planta Ing. Arturo Pazos.

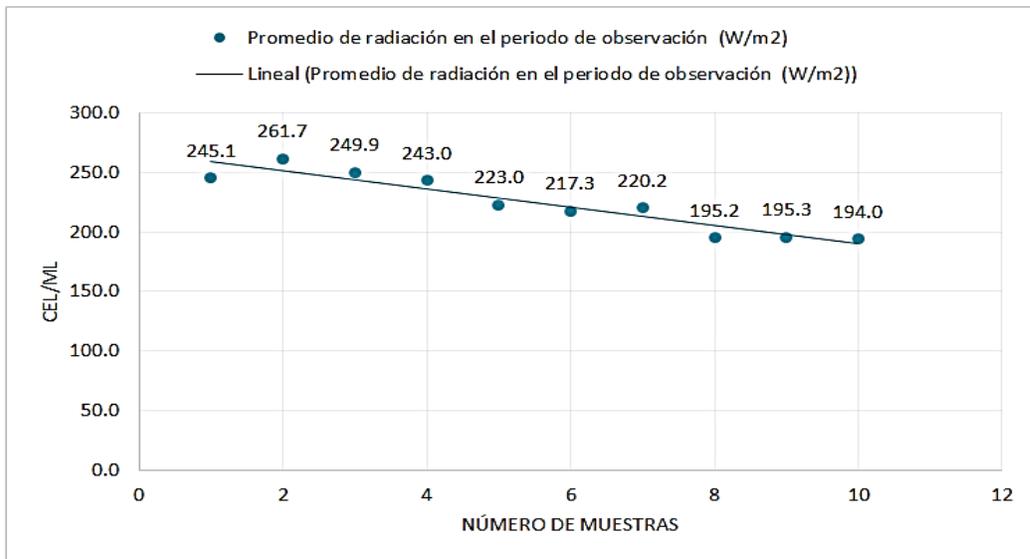
El análisis del comportamiento del crecimiento de algas según la presencia de temperatura y radiación se realizará en el capítulo 4.

Tabla XIX. Valores de temperatura y radiación solar

Núm. de muestra	Promedio de temperatura en el periodo de observación (°C)	Promedio de radiación en el periodo de observación (W/m2)
1	20,77	245,14
2	21,87	261,66
3	22,07	249,85
4	21,94	243
5	21,06	222,96
6	20,9	217,29
7	20,91	220,19
8	21,16	195,19
9	21,16	195,3
10	21,06	194,03

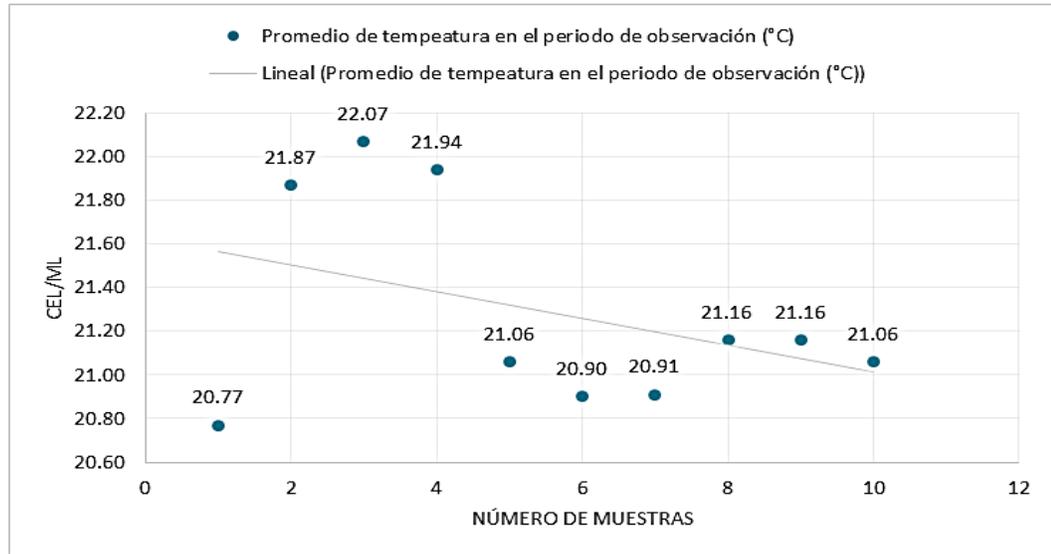
Fuente: elaboración propia, empleando información meteorológica de Insivumeh.

Figura 40. Comportamiento de radiación solar



Fuente: elaboración propia.

Figura 41. **Comportamiento de temperatura**



Fuente: elaboración propia.

### 3.7. **Resultados del comportamiento de nutrientes de las plantas de tratamiento en estudio**

Se presentan a continuación los resultados de las dos plantas que se analizan en el presente trabajo de investigación.

#### 3.7.1. **Resultados de nutrientes de los filtros del efluente de la planta de la Universidad de San Carlos de Guatemala (PTAR 1)**

En la tabla XX se presentan los resultados obtenidos del análisis realizado a las 10 muestras tomadas del efluente de los filtros percoladores de la planta de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

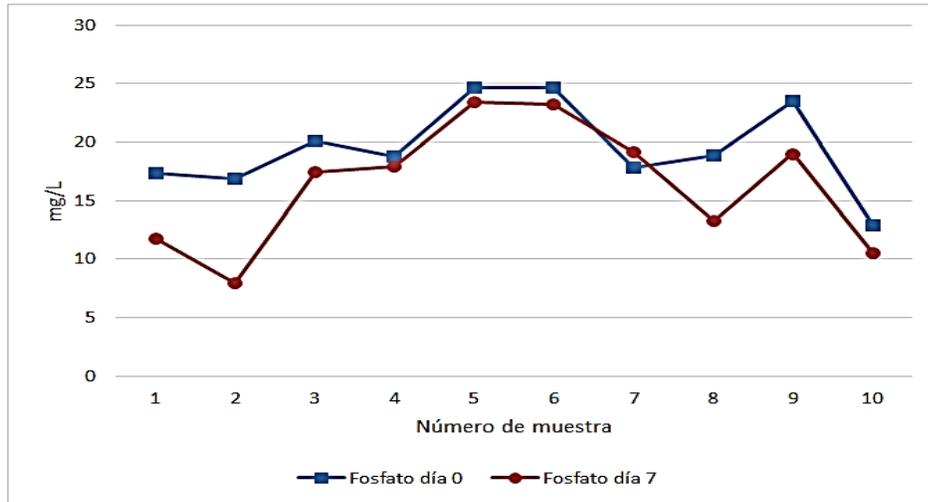
Los datos corresponden a los parámetros de amoníaco, nitrito, nitrato y fosfato, en el momento de la toma de la muestra (día 0) y cuando se tiene la mayor presencia de algas (día 7 de observación).

Tabla XX. **Comportamiento de parámetros PTAR 1**

Muestra	Nitrógeno amoniacal $\text{NH}_3\text{-N}$ mg/l		Nitrito $\text{NO}^2\text{-N}$ mg/l		Nitrato $\text{NO}_3\text{-N}$ mg/l		Fosfato $\text{PO}_4^{3-}$ mg/l	
	Día 0 $\text{NH}_3\text{-N}$	Día 7 $\text{NH}_3\text{-N}$	Día 0 $\text{NO}^2\text{-N}$	Día 7 $\text{NO}^2\text{-N}$	Día 0 $\text{NO}_3\text{-N}$	Día 7 $\text{NO}_3\text{-N}$	Día 0 $\text{PO}_4^{3-}$	Día 7 $\text{PO}_4^{3-}$
1	0,5	0,4	0,2211	1,4421	365,2	457,6	17,3	11,7
2	1,6	0,01	0,1386	1,5939	259,6	299,2	16,9	7,9
3	0,8	0,7	0,1353	0,1089	338,8	484	20,1	17,4
4	1,7	0,58	0,3135	2,475	413,6	422,4	18,8	17,9
5	0,4	0,64	0,1089	1,4553	347,6	360,8	24,6	23,4
6	0,48	0,87	0,033	4,257	497,2	453,2	24,6	23,2
7	0,4	0,7	0,0528	0,8613	286	30,8	17,8	19,1
8	0,43	1,1	0,0495	1,6335	374	114,4	18,9	13,3
9	0,2	0,69	0,0231	1,4454	299,2	127,6	23,5	19,00
10	0,1	0,58	0,0396	0,8712	294,8	74,8	12,9	10,5

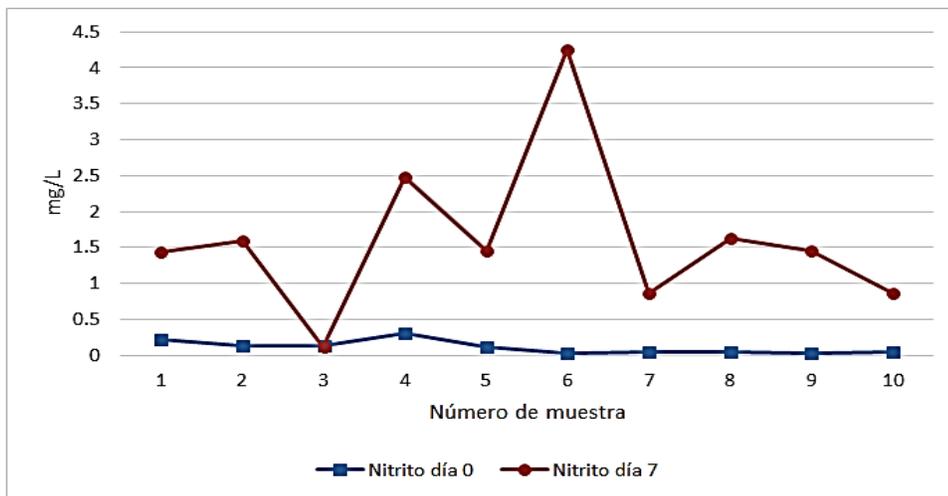
Fuente: elaboración propia.

Figura 42. Comportamiento de fosfato  $\text{PO}_4^{-3}$  PTAR 1



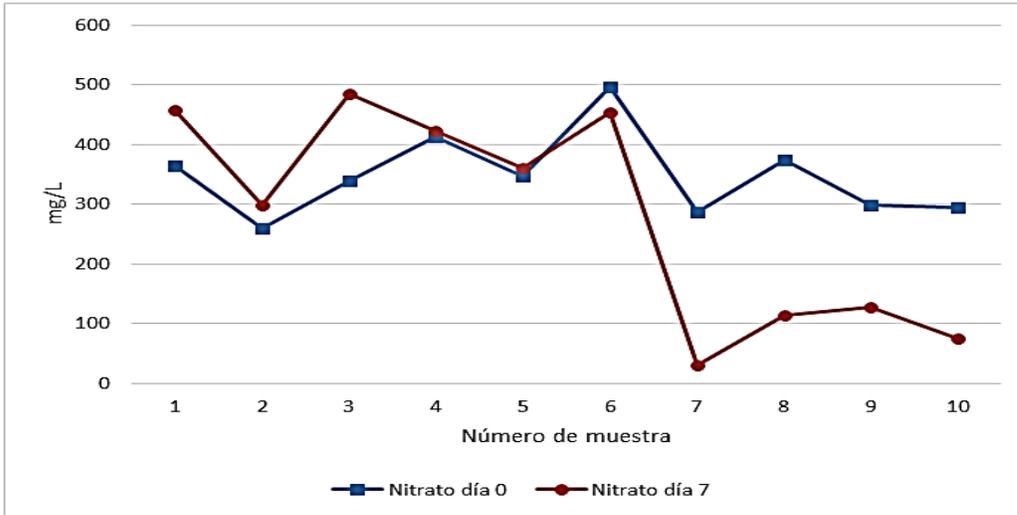
Fuente: elaboración propia.

Figura 43. Comportamiento de nitrito  $\text{NO}^{2-}\text{-N}$  PTAR 1



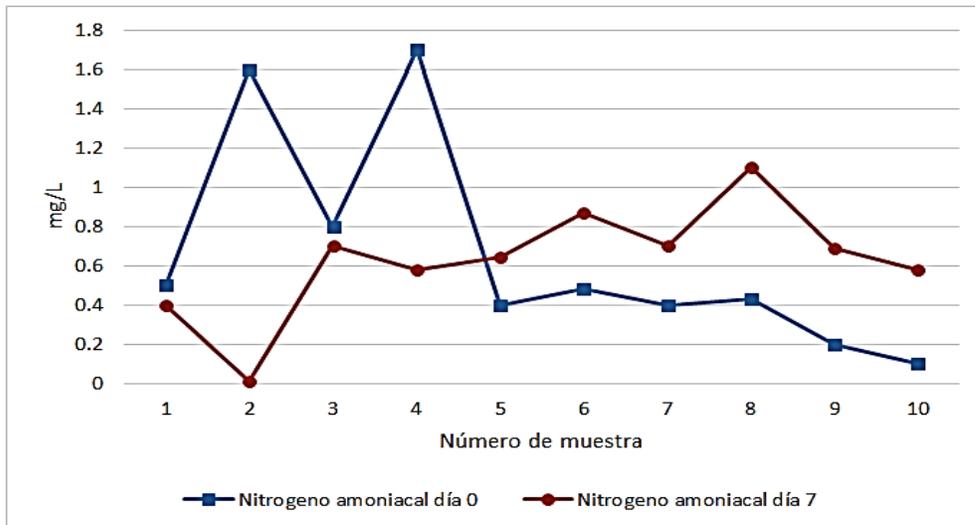
Fuente: elaboración propia.

Figura 44. Comportamiento de nitrato  $\text{NO}_3^-$ -N PTAR 1



Fuente: elaboración propia.

Figura 45. Comportamiento de nitrógeno amoniacal  $\text{NH}_3$ -N PTAR 1



Fuente: elaboración propia.

### 3.7.2. Resultados de nutrientes de los filtros del efluente de la planta Ing. Arturo Pazos Sosa (PTAR 2)

En la tabla XXI se presentan los resultados obtenidos del análisis realizado a las 10 muestras tomadas del efluente de los filtros percoladores de la planta de la Ing. Arturo Pazos Sosa.

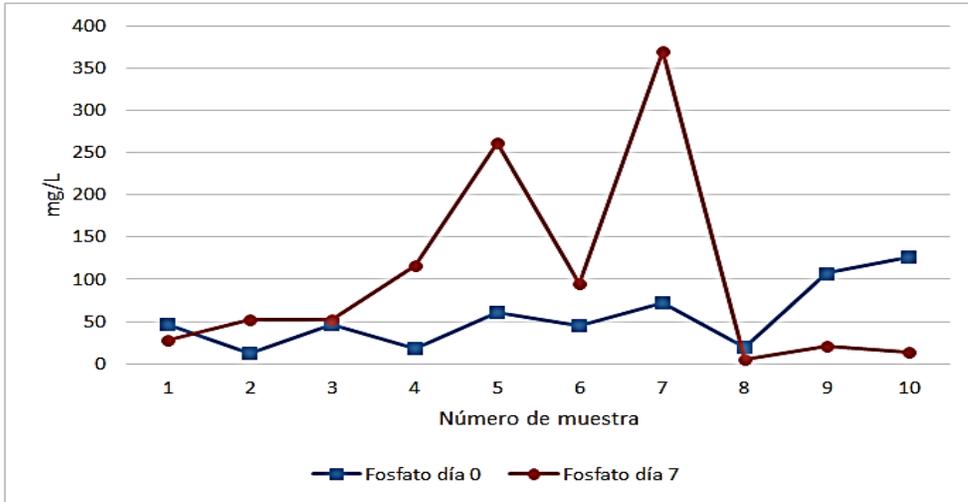
Los datos corresponden a los parámetros de amoníaco, nitrito, nitrato y fosfato, en el momento de la toma de la muestra (día 0) y cuando se tiene la mayor presencia de algas (día 7 de observación).

Tabla XXI. Comportamiento de parámetros PTAR 2

Muestra	Nitrógeno Amoniacal $\text{NH}_3\text{-N}$ mg/l		Nitrito $\text{NO}^{2-}\text{-N}$ mg/l		Nitrato $\text{NO}_3\text{-N}$ mg/l		Fosfato $\text{PO}_4^{3-}$ mg/l	
	Día 0 $\text{NH}_3\text{-N}$	Día 7 $\text{NH}_3\text{-N}$	Día 0 $\text{NO}^{2-}\text{-N}$	Día 7 $\text{NO}^{2-}\text{-N}$	Día 0 $\text{NO}_3\text{-N}$	Día 7 $\text{NO}_3\text{-N}$	Día 0 $\text{PO}_4^{3-}$	Día 7 $\text{PO}_4^{3-}$
1	0	0,6	0,012	0,467	34,6	117,5	47	28,5
2	0,2	0	0,048	0,043	32,5	107,5	13	52,5
3	0,3	1,57	0,068	0,475	92,5	65	47	52,5
4	0,5	0,7	0,013	0,244	145	102,5	18,5	116,5
5	0	0,7	0,033	0,372	47,5	60	61	262
6	0,37	0,89	0,043	0,384	77,5	107,5	44,5	95
7	0,37	1,22	0,006	1,25	100	112,5	72	370
8	0,38	0,93	0,011	0,261	77,5	10	19	5,5
9	0,18	0,35	0,011	0,13	112,5	25	107	20,50
10	0,34	0,54	0,051	0,187	75	25	126,5	14

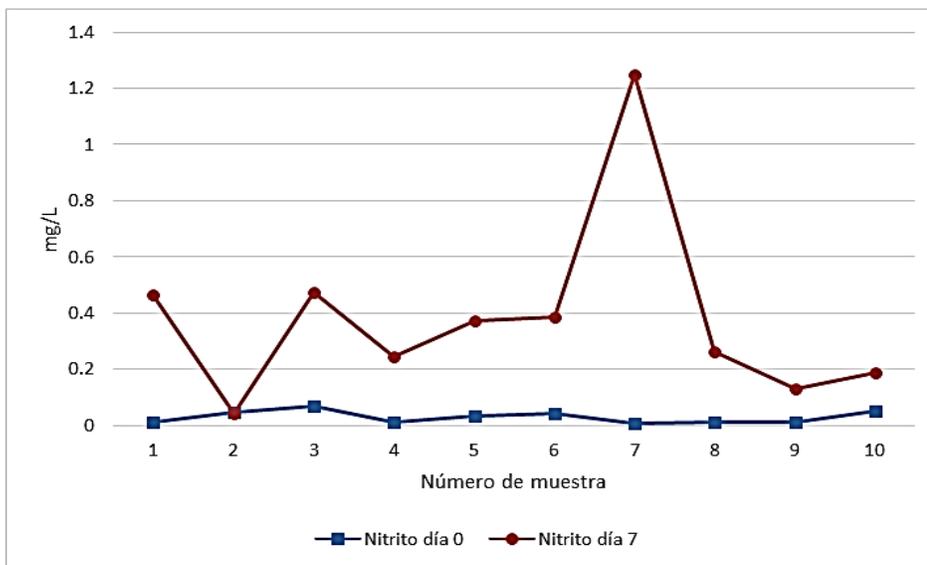
Fuente: elaboración propia.

Figura 46. Comportamiento del fosfato  $\text{PO}_4^{-3}$  PTAR 2



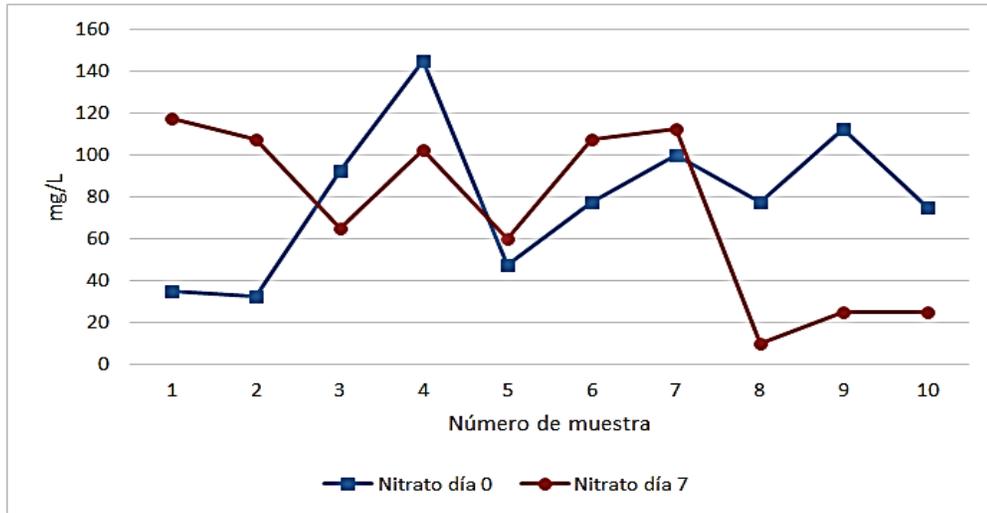
Fuente: elaboración propia.

Figura 47. Comportamiento de nitrito  $\text{NO}_2^{-}\text{-N}$  PTAR 2



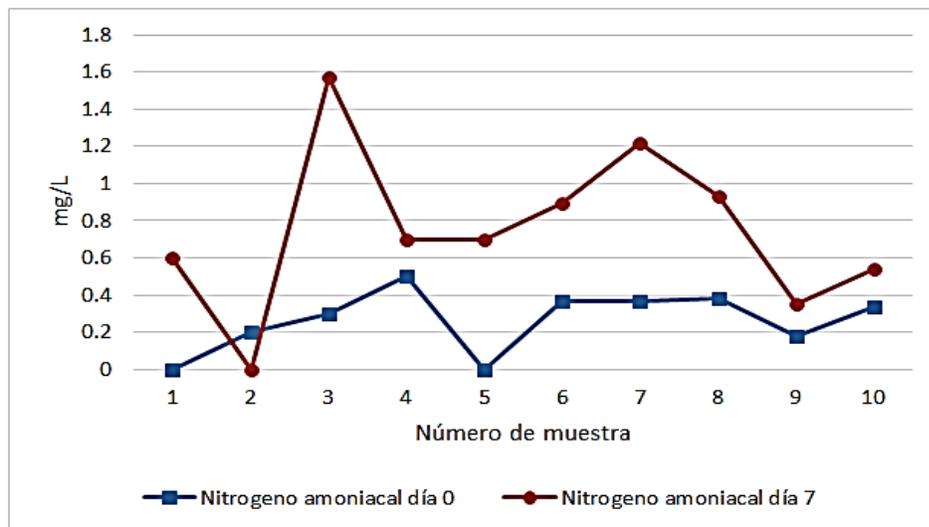
Fuente: elaboración propia.

Figura 48. Comportamiento de nitrato  $\text{NO}_3^- \text{N}$  PTAR 2



Fuente: elaboración propia.

Figura 49. Comportamiento de nitrógeno amoniacal  $\text{NH}_3\text{-N}$  PTAR 2



Fuente: elaboración propia.



## **4. ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS**

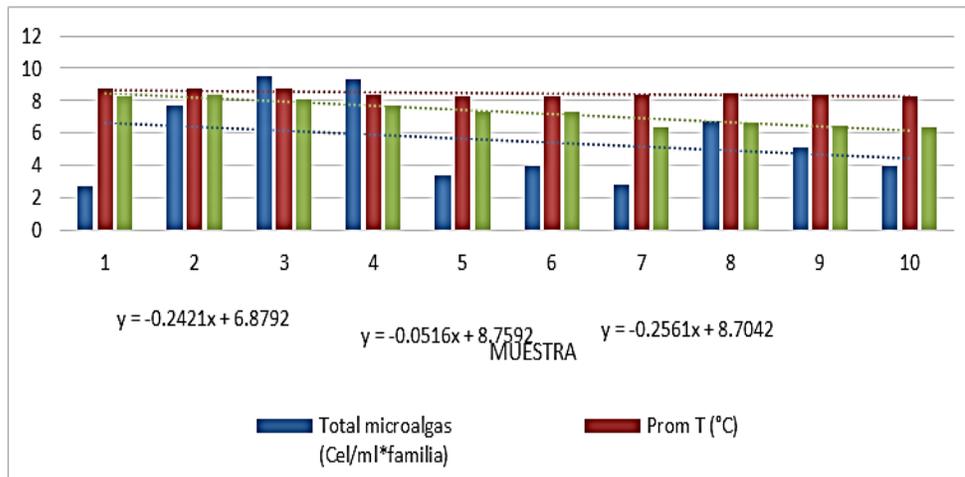
### **4.1. Análisis y discusión de resultados, planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala (PTAR 1)**

Se describirán cada uno de los aspectos que generan dichos resultados, así como las variaciones y el comportamiento de las microalgas analizadas.

#### **4.1.1. Crecimiento de algas con respecto a la temperatura y radiación solar**

Se determinó que el crecimiento de biomasa de algas está relacionado con la radiación solar, como se puede observar en la figura 50, los valores más altos de biomasa de alga son los correspondientes a las muestras 2, 3 y 4, justo donde se presenta el máximo valor de radiación solar. Durante el periodo de observación no existió una variación significativa en la temperatura. (Los datos de temperatura se presentan al 1/2,5 de su valor verdadero, la radiación se presenta a 1/30 de su valor real, y la cantidad de algas se presenta a 1/250 de su valor real, con la finalidad de comparar en una sola gráfica la variación y dependencia que existe entre estos tres factores).

Figura 50. **Comparación de comportamiento temperatura-radiación-  
algas PTAR 1**



Fuente: elaboración propia.

Las tendencias del gradiente entre radiación y crecimiento de algas son similares, lo que indica que existe una relación entre radiación y crecimiento de algas.

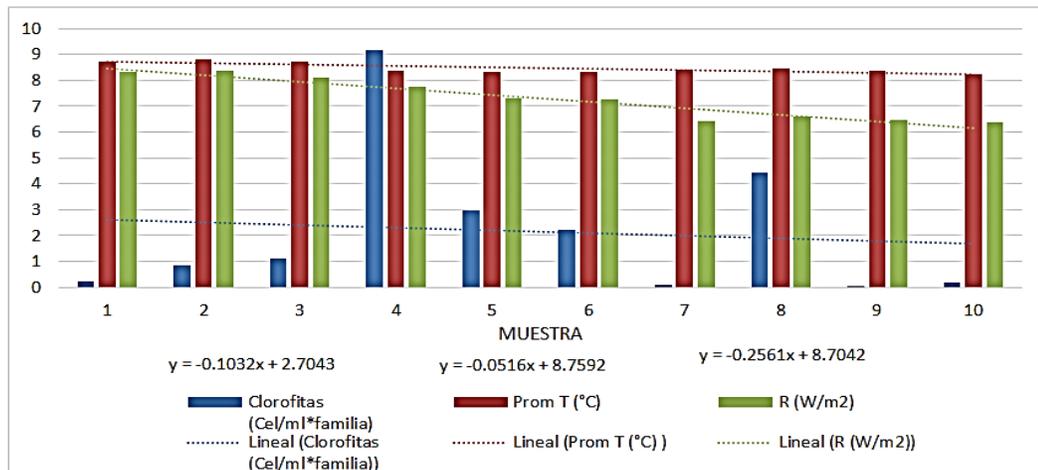
Es importante aclarar, que la variación de temperatura y radiación es mínima, y que se encuentra dentro del rango de temperatura promedio calculado según datos del Insivumeh donde la temperatura mínima es 8,81 °C y máxima de 28,87 °C.

Para muchas especies de diatomeas la temperatura óptima oscila entre los 15 y 20 °C, pocas especies de esta familia crecen a más de 28 °C, las clorofitas pueden soportar altas temperaturas; un ejemplo es el cultivo masivo a la intemperie de *Chlorella saccharophila*, cuyas temperaturas oscilan entre

12,5–30 °C (Hirata et al., 1974, 1975, 1977; Torrentera, 1983). Por lo que el crecimiento de algas en las muestras afirma lo descrito en el párrafo anterior.

Para conocer el comportamiento de las algas clorofitas se presenta la figura 51, (los datos de temperatura se presentan al 1/2,5 de su valor verdadero, la radiación se presenta a 1/30 de su valor real, y la cantidad de algas clorofitas se presenta a 1/225 de su valor real, esto se hace con la finalidad de comparar en una sola gráfica la variación y dependencia que existe entre estos tres factores).

Figura 51. **Comparación de comportamiento temperatura-radiación-  
algas clorofitas PTAR 1**



Fuente: elaboración propia.

En este caso, el gradiente de los tres factores analizados presenta un comportamiento similar, información que concuerda con la figura 51, por lo que se concluye que el crecimiento de algas tiene un comportamiento concomitante a los gradientes de radiación solar y temperatura.

#### **4.1.2. Comportamiento de nutrientes**

Se procede a evaluar los resultados obtenidos en el período de muestreo y se presenta la tabla XXII, donde se reflejan los resultados para ser sujetos a un análisis de estadística inferencial donde se eliminan posibles errores, depura la muestra, tabulan los datos y se calculan los valores que tendrán mayor representatividad.

Para iniciar con este proceso se determinarán dos tipos de errores: aleatorio y sistemático. En el caso del error sistemático se determina que se cumplió paso a paso lo establecido en la metodología y diseño del experimento y procedimientos establecidos del Estándar Métodos, de tal forma que este error sea despreciable.

En el caso de los errores aleatorios se dan a raíz de la acumulación de incertidumbres incontroladas, variabilidad de las condiciones ambientales, variaciones intrínsecas a nivel microscopio, falta de la definición de la magnitud a medir, se determina el rango de variación mediante el uso de la desviación estándar y  $t$  de Student para definir el rango de valores a ser tomados en cuenta para la discusión de resultados, por lo que se presenta la tabla XXII.

Tabla XXII. **Valores fuera del rango de confianza del 95 % PTAR 1**

	Amoniaco NH <sub>3</sub> -N mg/l	Nitrito NO <sup>2</sup> -N mg/l	Nitrato NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> -N mg/l	Fosfato PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> mg/l
<b>Muestra</b>	<b>Día 0 NH<sub>3</sub>-N</b>	<b>Día 0 NO<sup>2</sup>-N</b>	<b>Día 0 NO<sub>3</sub><sup>-</sup>-N</b>	<b>Día 0 PO<sub>4</sub><sup>3-</sup></b>
1	0,5	0,2211	365,2	17,3
2	1,6	0,1386	259,6	16,9
3	0,8	0,1353	338,8	20,1
4	1,7	0,3135	413,6	18,8
5	0,4	0,1089	347,6	24,6
6	0,48	0,033	497,2	24,6
7	0,4	0,0528	286	17,8
8	0,43	0,0495	374	18,9
9	0,2	0,0231	299,2	23,5
10	0,1	0,0396	294,8	12,9
<b>Promedio</b>	<b>0,661</b>	<b>0,11154</b>	<b>347,6</b>	<b>19,54</b>
<b>Desviación estándar</b>	<b>0,55</b>	<b>0,09</b>	<b>70,31</b>	<b>3,76</b>
<b>Coficiente de variación</b>	<b>84 %</b>	<b>85 %</b>	<b>20 %</b>	<b>19 %</b>
<b>Máx 95 % de confianza</b>	<b>1,057</b>	<b>0,179</b>	<b>397,896</b>	<b>22,23</b>
<b>Min 95 % de confianza</b>	<b>0,265</b>	<b>0,044</b>	<b>297,304</b>	<b>16,85</b>

Fuente: elaboración propia.

El análisis de la tabla se presenta de la siguiente forma:

- En primer lugar se determina el promedio de los parámetros analizados para las 10 muestras en el día 0.
- Se calcula la desviación estándar.
- Se calcula el coeficiente de variación de donde se determina que los únicos valores que se consideran, no presentan valores dispersos son el nitrato para el día 0 y el fosfato para el día 0. Tomando como referencia

que si el coeficiente de variación es  $\leq 20\%$ , se considera como valores no dispersos y  $>20\%$  se consideran valores dispersos.

- Por contar únicamente con 10 valores es necesario calcular el rango de valores máximos y mínimos, utilizando el análisis de la  $t$  de Student.
- Los valores que sean mayores y menores del rango establecido por la desviación estándar y  $t$  de Student, se remarcan en color rojo, para identificarlos ver la tabla XXII.

Se hace el análisis de cada parámetro por muestra y se identifica que varios parámetros se salen del rango de la desviación estándar, a excepción de la muestra 3 y la 8.

Para determinar la inclusión o exclusión de los valores que no están dentro del rango establecido para realizar el análisis final de resultados, deben tener un comportamiento similar en todos los parámetros analizados, ya que un parámetro que se encuentre en extremos, para todos los parámetros y con las mismas condiciones iniciales que otros, significaría un posible error humano en la manipulación de la muestra o algún tipo de agente externo que pudo modificar su comportamiento final. Según Julio Guimpel, en *Tratamiento estadístico del ruido en la medición* indica que para excluir datos de una muestra estadística deben cumplirse cinco hipótesis:

Para construir el modelo de análisis del ruido en la medición se usarán varias hipótesis. Si alguna de estas no es cierta en un caso particular, será necesario revisar el modelo.

- Debido a que las fuentes de ruido son, en general, múltiples y no controladas, el valor de ruido ( $x_r$ ) en una medición se puede considerar como aleatorio.

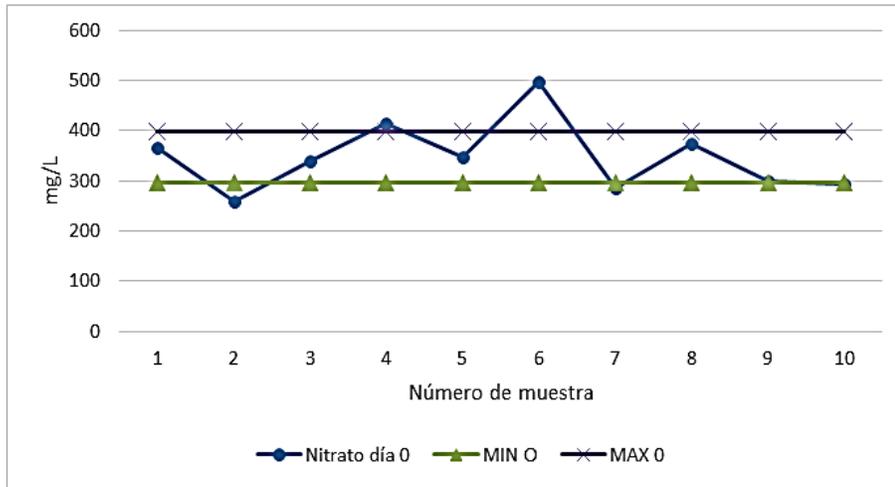
- Entre dos mediciones sucesivas los valores de  $x_r$  no están correlacionados. Esto es, el valor de  $x_r$  en la medición  $i + 1$  no está condicionado de ninguna manera, porque valor tuvo  $x_r$  en la medición  $i$ .
- El valor del ruido es aditivo con la magnitud que se desea medir,  $x = \mu + x_r$ .
- La amplitud del ruido es mucho más grande que la resolución del instrumento de medición. De esta manera se puede ignorar la discretización dada por la resolución del instrumento y pensar en variables matemáticas continuas.<sup>1</sup>
- Sabiendo que, en general, el ruido tiene una distribución simétrica y acotada con un máximo central, se asume que la distribución de  $x_r$  es gaussiana. Esta suposición se basa en el teorema central del límite, nuevamente considerando que las fuentes de ruido son múltiples y de valor acotado.

Con base en este conjunto de hipótesis, el modelo que se usará considera la existencia de un valor verdadero de la magnitud a medir,  $\mu$ , y un ruido de distribución gaussiana con ancho o varianza  $\sigma$  alrededor de  $\mu$ . La probabilidad que una medición caiga en el intervalo  $dx$  alrededor de  $x$  está dada por:

$$G(x) dx = \frac{1}{\sqrt{2\pi}\sigma} e^{-\frac{1}{2}\left(\frac{x-\mu}{\sigma}\right)^2} dx \quad [\text{Ec. 7}]$$

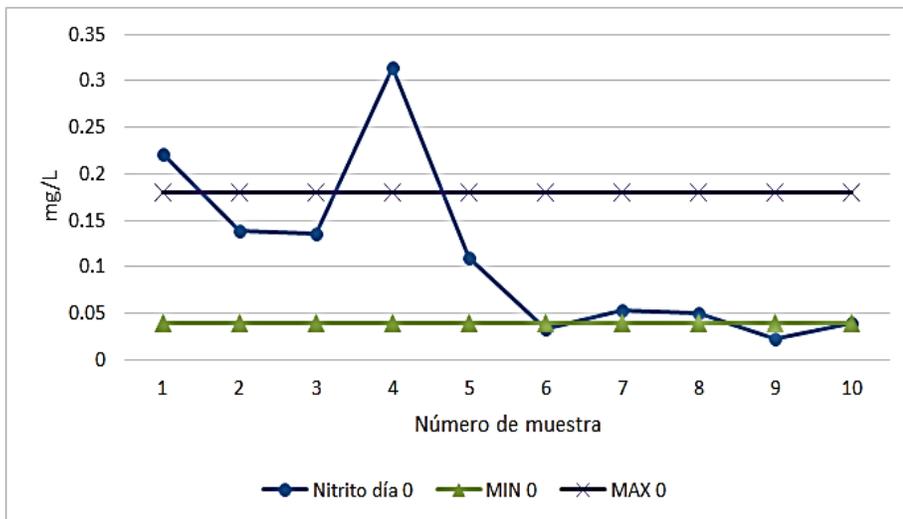
Con la información anterior se realizan las siguientes gráficas, para evaluar el cumplimiento o no de una de las cinco hipótesis para considerar la existencia de ruido estadístico:

Figura 52. Límites máximos y mínimos de nitrato  $\text{NO}_3^-$ -N PTAR 1



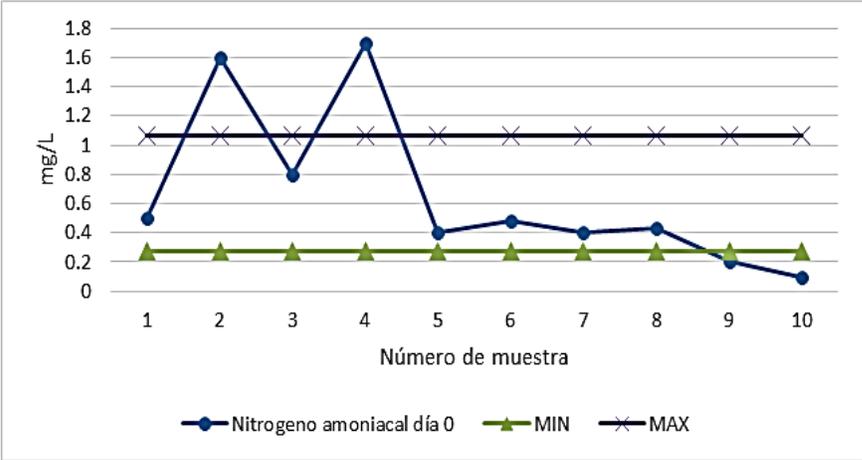
Fuente: elaboración propia.

Figura 53. Límites máximos y mínimos de nitrito  $\text{NO}_2^-$ -N PTAR 1



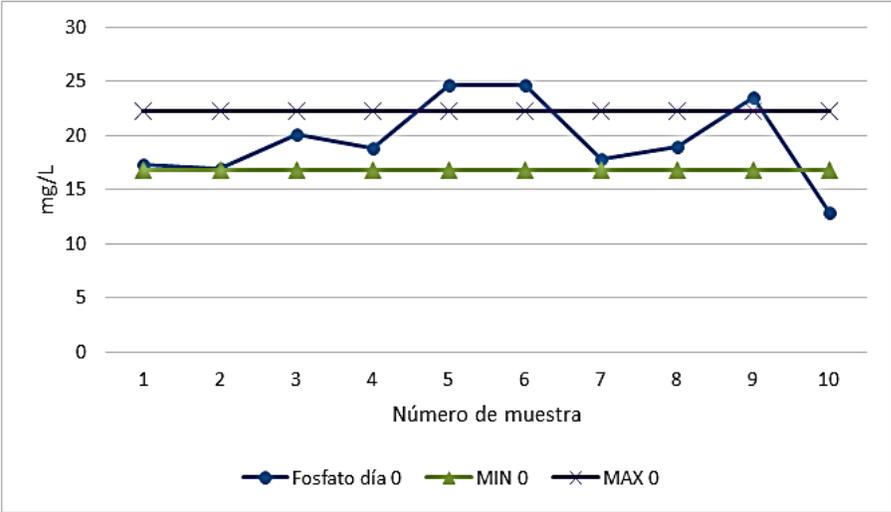
Fuente: elaboración propia.

Figura 54. Límites máximos y mínimos de nitrógeno amoniacal NH<sub>3</sub>-N PTAR 1



Fuente: elaboración propia.

Figura 55. Límites máximos y mínimos de fosfato PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> PTAR 1



Fuente: elaboración propia.

La mayoría de los parámetros en todas las muestras se encuentran por fuera del umbral de confianza, a excepción de las muestra 3 y 8, y no se puede determinar que alguna de las muestras fuera considerada como ruido, pues la variación obedece a factores externos no controlados, tal es el caso de:

- Presencia de lluvia durante el tiempo de retención hidráulica antes de realizar la toma de muestra.
- La variación de carga orgánica presente en el agua residual.
- Otros factores externos.

Debido al enfoque que se le tiene a la investigación, el diseño de este considera la observación de nutrientes en condiciones naturales, por lo que los factores anteriormente mencionados siempre estarán presentes y no existe un patrón de conducta establecido. Comportamiento que no puede ser referenciado a un estudio, pues los estudios enfocados a crecimiento de algas, regularmente lo hacen bajo condiciones controladas.

Analizando las muestras con los resultados del día 0 y 7 se tiene el siguiente comportamiento, que se muestra en la tabla XXIII.

Tabla XXIII. **Resultados obtenidos del muestreo para la PTAR 1**

muestra	Amoniacio $\text{NH}_3\text{-N}$		Nitrito, $\text{NO}^{2-}\text{-N}$		Nitrato $\text{NO}_3\text{-N}$		Fosfato $\text{PO}_4^{3-}$	
	Día 0 $\text{NH}_3\text{-N}$	Día 7 $\text{NH}_3\text{-N}$	Día 0 $\text{NO}^{2-}\text{-N}$	Día 7 $\text{NO}^{2-}\text{-N}$	Día 0 $\text{NO}_3\text{-N}$	Día 7 $\text{NO}_3\text{-N}$	Día 0 $\text{PO}_4^{3-}$	Día 7 $\text{PO}_4^{3-}$
1	0,5	0,4	0,2211	1,4421	365,2	457,6	17,3	11,7
2	1,6	0,01	0,1386	1,5939	259,6	299,2	16,9	7,9
3	0,8	0,7	0,1353	0,1089	338,8	484	20,1	17,4
4	1,7	0,58	0,3135	2,475	413,6	422,4	18,8	17,9
5	0,4	0,64	0,1089	1,4553	347,6	360,8	24,6	23,4
6	0,48	0,87	0,033	4,257	497,2	453,2	24,6	23,2
7	0,4	0,7	0,0528	0,8613	286	30,8	17,8	19,1
8	0,43	1,1	0,0495	1,6335	374	114,4	18,9	13,3
9	0,2	0,69	0,0231	1,4454	299,2	127,6	23,5	19
10	0,1	0,58	0,0396	0,8712	294,8	74,8	12,9	10,5
<b>Promedio</b>	<b>0,661</b>	<b>0,627</b>	<b>0,11154</b>	<b>1,6144</b>	<b>347,6</b>	<b>282,48</b>	<b>19,54</b>	<b>16,34</b>
<b>Desviación estándar</b>	<b>0,55</b>	<b>0,29</b>	<b>0,09</b>	<b>1,12</b>	<b>70,31</b>	<b>177,99</b>	<b>3,76</b>	<b>5,28</b>
<b>Coefficiente de variación</b>	<b>84 %</b>	<b>45 %</b>	<b>85 %</b>	<b>69 %</b>	<b>20 %</b>	<b>63 %</b>	<b>19 %</b>	<b>32 %</b>
<b>Max 95 % de confianza</b>	<b>1,057</b>	<b>0,831</b>	<b>0,179</b>	<b>2,412</b>	<b>397,896</b>	<b>409,809</b>	<b>22,23</b>	<b>20,12</b>
<b>Min 95 % de confianza</b>	<b>0,265</b>	<b>0,423</b>	<b>0,044</b>	<b>0,817</b>	<b>297,304</b>	<b>155,151</b>	<b>16,85</b>	<b>12,56</b>

Fuente: elaboración propia.

Tomando como precedente que ningún elemento puede ser eliminado en la discusión de resultados, debido al enfoque de la investigación, se analizarán los resultados de las 10 muestras.

Las muestras 1, 2, 3 y 4 presentan una disminución del nitrógeno amoniacal, y un incremento en los nitratos, así como de nitrito.

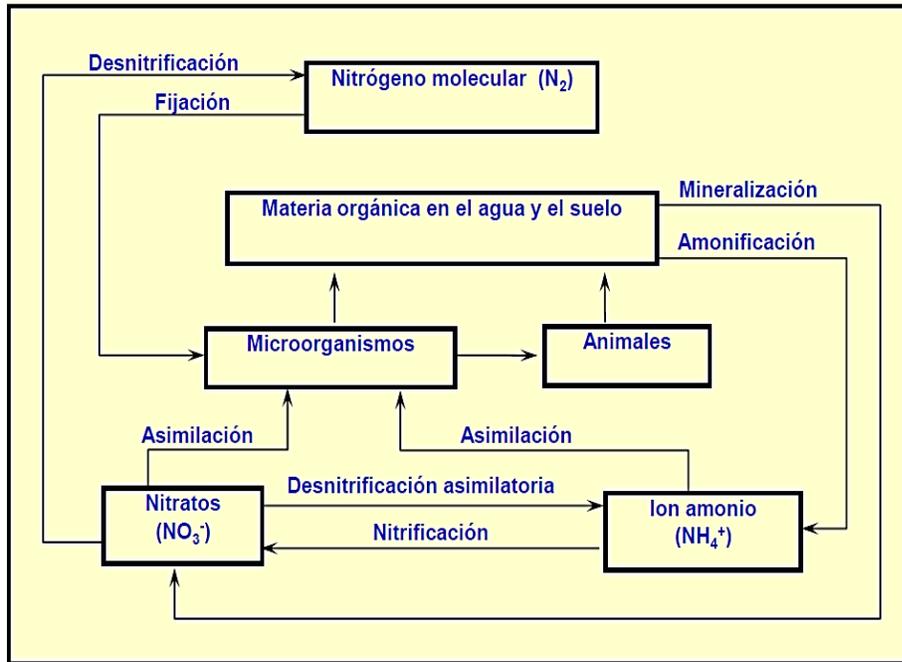
Adicionalmente a ello, las cuatro muestras presentan crecimiento de algas, también presenta un crecimiento de algas clorofitas.

El análisis indica que en estas muestras se está llevando a cabo un proceso de nitrificación en donde el nitrógeno amoniacal en un proceso aerobio es transformado a nitrato. La presencia de nitritos es un indicador de que se está llevando a cabo este proceso de nitrificación.

El comportamiento de las muestras 5, 6, 7, 8, 9 y 10 es el siguiente: se incrementa el nitrógeno amoniacal, disminuyen los nitratos, se aumentan los nitritos, y el crecimiento de algas en promedio, es menor al crecimiento promedio de las primeras cuatro muestras, el mismo comportamiento sucede con las algas clorofitas.

Esto significa que existe un proceso de desnitrificación asimiladora, y los microorganismos presentes en el agua mueren para convertirse en materia orgánica, posterior a ello existe transformación del nitrógeno orgánico a iones del catión amonio y a este proceso se le conoce como amonificación. Ver siguiente cuadro.

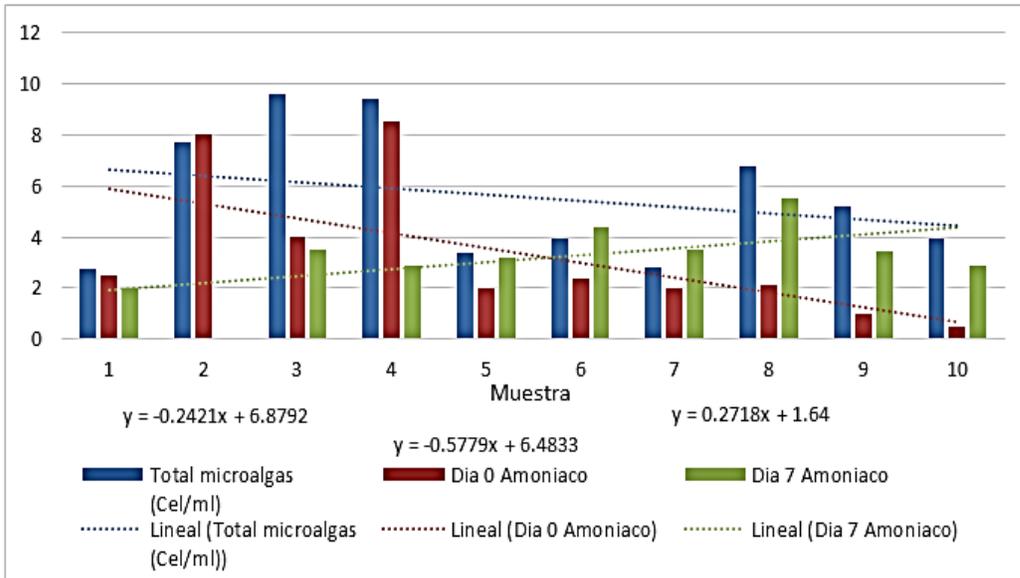
Figura 56. **Ciclo del nitrógeno en presencia de microorganismos**



Fuente: Instituto Mexicano de Tecnología del Agua. *Tecnología del agua*. p. 41.

La figura 57 presenta los valores de amonio de cada muestra, en el día 0 y día 7 y la cantidad de algas presentes, (Por fines comparativos el valor de las algas se presenta en 1/250 su valor real, el amoniaco en el día 0 y 7, se presentan a 5 veces su valor real).

Figura 57. Presencia de algas y variación de amoníaco NH<sub>3</sub>-N PTAR 1

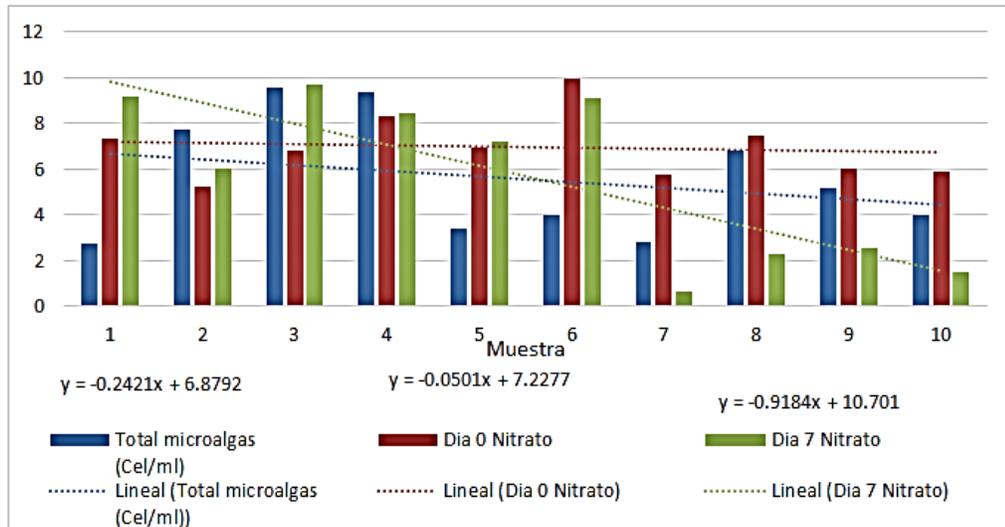


Fuente: elaboración propia.

En este caso se observa que el crecimiento de algas obedeció a las condiciones iniciales del amoníaco con el que cuenta la muestra, pues esto se puede observar en las tendencias de las líneas, porque los gradientes del amoníaco en el día 0, tiene un gradiente negativo al igual que el crecimiento de algas. El caso del amoníaco en el día 7 tiene un gradiente positivo, comportamiento que fue explicado anteriormente.

Con la finalidad de observar el comportamiento del nitrato, se presenta la figura 58 (los valores de algas en 1/250 de su valor real y los nitratos a 1/50 de su valor real).

Figura 58. **Presencia de algas y variación de nitrato  $\text{NO}_3^- \cdot \text{N}$  PTAR 1**



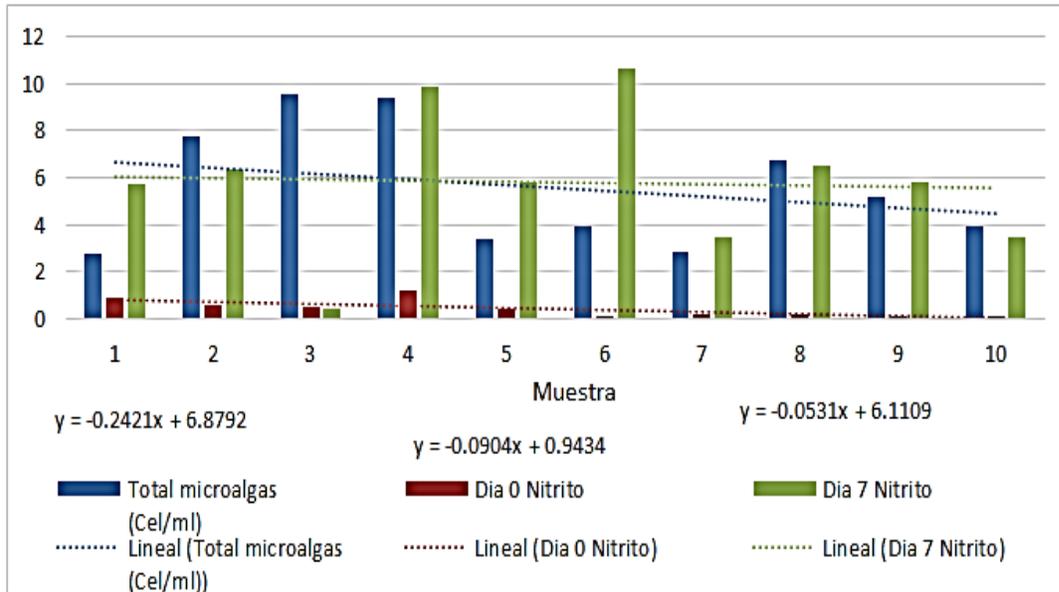
Fuente: elaboración propia.

El nitrato tuvo una incidencia similar en cuanto al crecimiento de algas, pues la concentración inicial del nitrato dependió del comportamiento del crecimiento de algas. Por lo que, los gradientes son negativos.

En cuanto a los valores finales de los nitratos en cada muestra tienen un comportamiento que fue explicado anteriormente.

En la figura 59 se presenta el comportamiento del nitrito (los valores de algas se presenta a 1/250 de su valor real, y el nitrito a un valor 4 veces su valor real, excepción del valor del nitrito de la muestra 6 del séptimo día, pues se presenta a 2,5 veces su valor real).

Figura 59. Presencia de algas y variación de nitrito  $\text{NO}_2^-$ -N PTAR 1

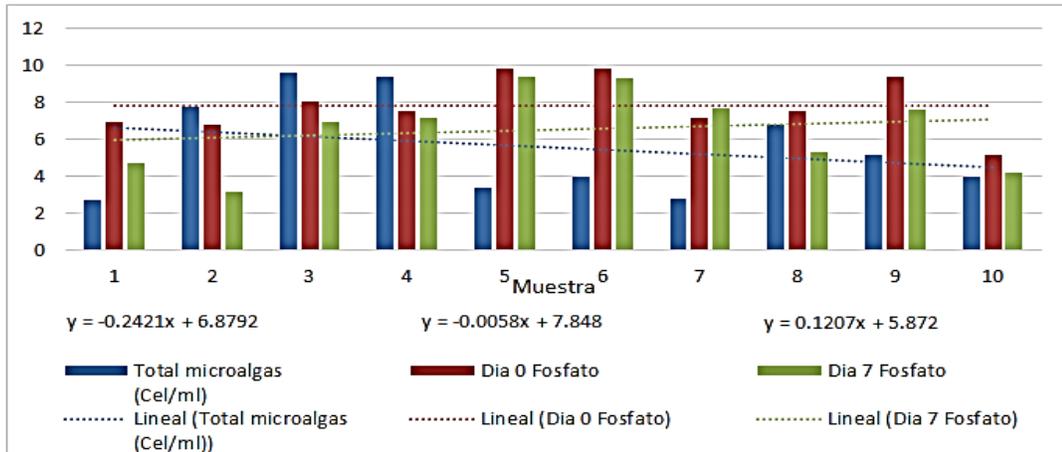


Fuente: elaboración propia.

En este resultado se resalta el incremento de más de 6 veces la presencia de nitrito en la muestra, en comparación a los valores iniciales, este resultado únicamente indica que se está llevando a cabo el proceso de nitrificación y desnitrificación asimilatoria.

En la figura 60 se hace una comparación del comportamiento del fosfato, con los valores obtenidos de algas, (se aclara que por fines comparativos se presentan los valores de algas a 1/250 de su valor original y el fosfato se presenta a 1/2,5 de su valor original).

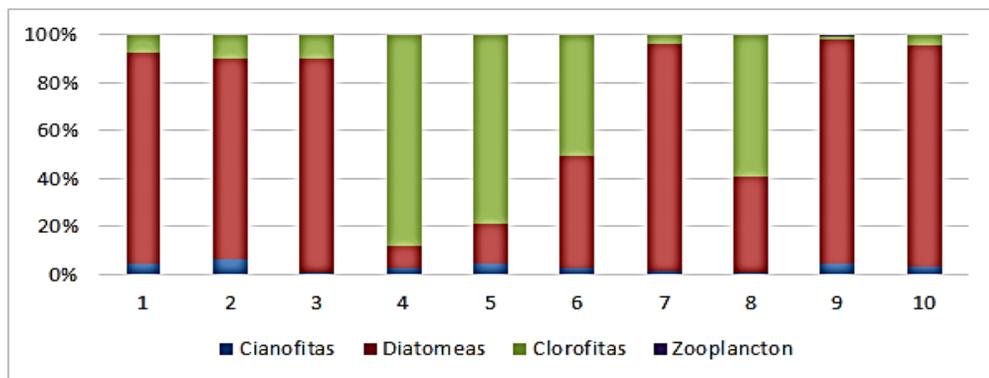
Figura 60. Presencia de algas y variación de fosfato  $\text{PO}_4^{3-}\text{N}$  PTAR 1



Fuente: elaboración propia.

En términos generales, en cada muestra hubo una reducción del fosfato. Esto significa que, efectivamente las algas necesitan de este compuesto para poder crecer. En la figura 61 se hace un análisis del tipo de alga presente.

Figura 61. Distribución porcentual de familias de algas PTAR 1



Fuente: elaboración propia.

La figura 61, únicamente afirma el crecimiento de algas en las muestras analizadas, a pesar de las variaciones de agentes externos debido a un experimento natural.

Por lo que, los resultados confirman lo descrito por Martínez y Ruiz, donde indican que las algas clorofitas, son eficaces en la eliminación de amoníaco, nitrato y fosfato durante el tratamiento terciario de aguas residuales (Martínez, 2000; Ruiz-Marín, 2010; Zhang, 2008).

En la tabla XXIV se presenta en promedio el comportamiento de nutrientes de las muestras analizadas:

Tabla XXIV. **Remoción de nutrientes PTAR 1**

Parámetro	Promedio	Promedio	Porcentaje de remoción
	día 0	día 1	
Amoniaco $\text{NH}_3\text{-N}$ mg/l	0,661	0,627	5,14
Nitrito $\text{NO}^{2-}\text{-N}$ mg/l	0,11154	1,61436	---
Nitrato $\text{NO}_3\text{-N}$ mg/l	347,6	282,48	18,73
Fosfato $\text{PO}_4^{3-}$ mg/l	19,54	16,34	16,38

Fuente: elaboración propia.

Finalmente el resultado de nitrito sirvió para entender el comportamiento del ciclo del nitrógeno que se daba en cada muestra.

Con estos resultados se determina, que las características del agua residual proveniente del efluente del módulo de filtros percoladores de la PTAR de la Usac, son ideales para generar el crecimiento de algas que tienen la capacidad de reducir la cantidad de nutrientes pero no en el porcentaje definido en la hipótesis (20 % de sus características iniciales).

Tomando en consideración que se cumplió a cabalidad con los procesos descritos en la metodología, evitando en lo posible el error humano, se procedió a analizar factores externos.

En cuanto a la variación que presentaron los valores de nitrato y amoníaco en las muestras analizadas, se determina que esta se dio a partir de la muestra 5, que corresponde al periodo del 11 al 25 de mayo de 2015, por lo que se le atribuye el cambio a la variación por la carga orgánica, porque en este período en que en la Universidad de San Carlos de Guatemala inicia los exámenes finales y termina el semestre, la estadía de la población estudiantil tiene variaciones, y por lo general, la producción de las aguas residuales disminuye afectando está a la carga orgánica.

Otro elemento es la presencia de lluvia, se procedió a identificar el tiempo de retención hidráulica de la PTAR de la Usac y se identificó que el tiempo de retención hidráulica es de 24 horas, porque en el estudio especial denominado *Investigación de la eficiencia de las etapas en serie del filtro percolador de la planta de tratamiento de aguas residuales de la universidad de San Carlos* se determina que para un caudal de 7 lt/seg, el tiempo de retención hidráulica es de aproximadamente 11 horas, pero el comportamiento de caudal en la planta

es variable pudiendo disminuir hasta un 25 % el caudal por la noche y en horarios donde la universidad no tiene actividad, por esta razón se decide incrementar el tiempo de retención real a 24 horas.

Determinando el período de retención se procede a analizar el promedio de lluvia ingresada a la planta durante 24 horas antes de hacer la toma de muestra donde según datos del Insivumeh los resultados se muestran en la tabla XXV.

Tabla XXV. **Precipitación que afecta a la toma de muestras**

<b>Núm. de muestra</b>	<b>Toma de muestra</b>	<b>Lluvia 24 horas antes de la toma de muestra</b>	<b>Unidad de medida</b>
<b>1</b>	29/04/2015	1,5	mm/h
<b>2</b>	01/05/2015	0	mm/h
<b>3</b>	04/05/2015	0	mm/h
<b>4</b>	07/05/2015	0	mm/h
<b>5</b>	08/05/2015	0	mm/h
<b>6</b>	11/05/2015	0	mm/h
<b>7</b>	12/05/2015	0	mm/h
<b>8</b>	14/05/2015	0	mm/h
<b>9</b>	15/05/2015	0	mm/h
<b>10</b>	25/05/2015	0	mm/h

Fuente: Insivumeh.

Por la distancia que existe entre el centro meteorológico Insivumeh y la ubicación de la PTAR, no presenta la realidad en el lugar porque los días durante la toma de la muestra 1, 3 y 10 hubo presencia de lluvia en el área de la planta de tratamiento (no se tiene la información de la precipitación debido a

que la lluvia no estaba considerada como un agente externo a tomar en cuenta, pero durante el muestreo se determinó que tiene alta incidencia en el comportamiento, porque acelera los tiempos de retención hidráulico, y diluye la materia orgánica).

Otra limitante que se tuvo durante el periodo de muestreo, es la presencia de otros microorganismos que no fue estudiada su interacción y comportamiento tales como virus, bacterias, protozoos y hongos, que interaccionan entre sí, absorbiendo nutrientes y transformándola. Se determina que esta interacción pudo tener una influencia en el comportamiento de nutrientes.

Los microorganismos entran en una etapa de supervivencia, conviven en relaciones de depredación, toma de nutrientes o transformación. Relaciones que no fueron identificadas dentro de la investigación y que pudieron tener influencia en el ciclo del fósforo y nitrógeno del experimento.

Se ha demostrado que en el caso del dióxido de carbono o la luz sean limitantes en el cultivo, la temperatura no ejerce una influencia significativa. (Ruiz Martínez, p. 35). Siendo esta una limitante porque en el presente trabajo no se identificó la concentración de carbono, y su comportamiento durante el período de observación.

#### **4.2. Análisis y discusión de resultados, planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa**

Se realizó un análisis estadístico que permitiera eliminar magnitudes consideradas ruido estadístico y que pudieran influenciar la conclusión final del estudio, por lo tanto se calcularon los límites máximos y mínimos con una

tolerancia del 95 % de los datos iniciales, ya que, según las tablas históricas, las magnitudes iniciales de todos los parámetros distaban significativamente de los actualmente registrados.

Tabla XXVI. **Registro promedio PTAR 2**

<b>Valores Históricos</b>			
<b>Parámetro</b>	<b>Media</b>	<b>Des Est</b>	<b>Unidad</b>
<b>N-NO3</b>	16,14	7,19	mg/L
<b>N-NH3</b>	4,37	2,81	mg/L
<b>N-NO2</b>	1,08	2,02	mg/L
<b>PO4-3</b>	29,91	15,74	mg/L

Fuente: elaboración propia.

Tabla XXVII. **Registro de toma de muestra PTAR 2**

<b>Parámetros día 0</b>				<b>Nivel de confianza: 95 %</b>	
<b>Parámetro</b>	<b>Media</b>	<b>Des Est</b>	<b>Unidad</b>	<b>Limite Max</b>	<b>Limite min</b>
<b>N-NO3</b>	79,46	35,35	mg/L	101,37	57,55
<b>N-NH3</b>	0,264	0,166	mg/L	0,37	0,16
<b>N-NO2</b>	0,03	0,022	mg/L	0,04	0,02
<b>PO4-3</b>	55,55	37,67	mg/L	78,9	32,2

Fuente: elaboración propia.

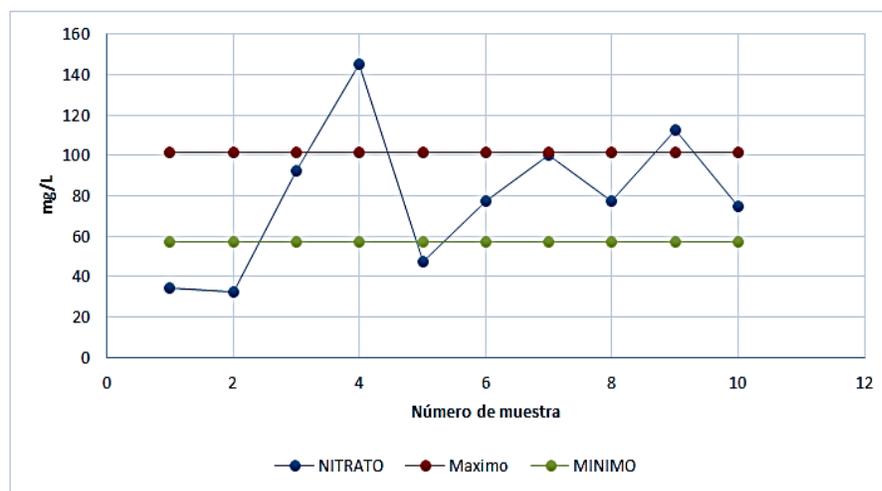
Como se puede observar, la variación de todos los parámetros es muy diferente a la que se registra históricamente, teniendo disminuciones

significativas en parámetros como nitrito y nitrógeno amoniacal y aumentos evidentes en los parámetros de nitrato y fosfato. Esto se puede traducir en un cambio de las características del afluente, un aumento o disminución significativa de caudal o una falta de mantenimiento en las unidades respectivas.

De acuerdo a los límites establecidos por el nivel de confianza de 95 %, los parámetros iniciales se presentan en las siguientes gráficas que ilustran los valores que se encuentran por arriba o por debajo del umbral de confianza.

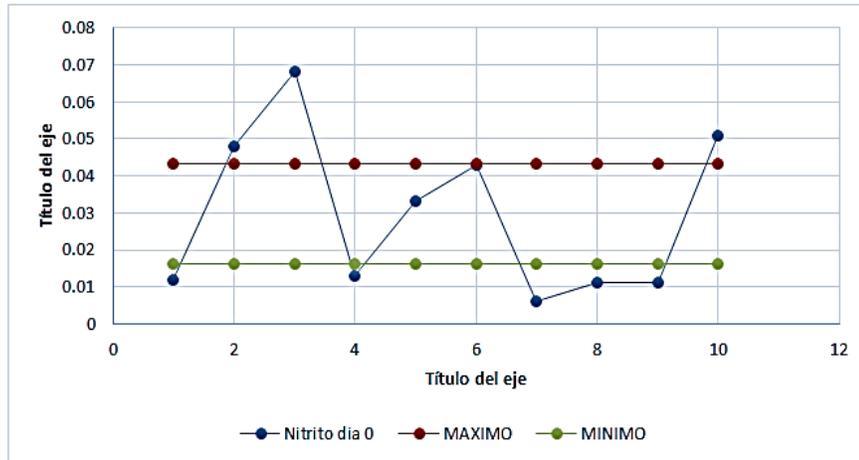
Para que estos parámetros puedan ser eliminados o dejados fuera del análisis final, se realiza el mismo procedimiento descrito en la sección 4.1 de este documento.

Figura 62. Límites máximos y mínimos de nitrato  $\text{NO}_3^- \cdot \text{N}$  PTAR 2



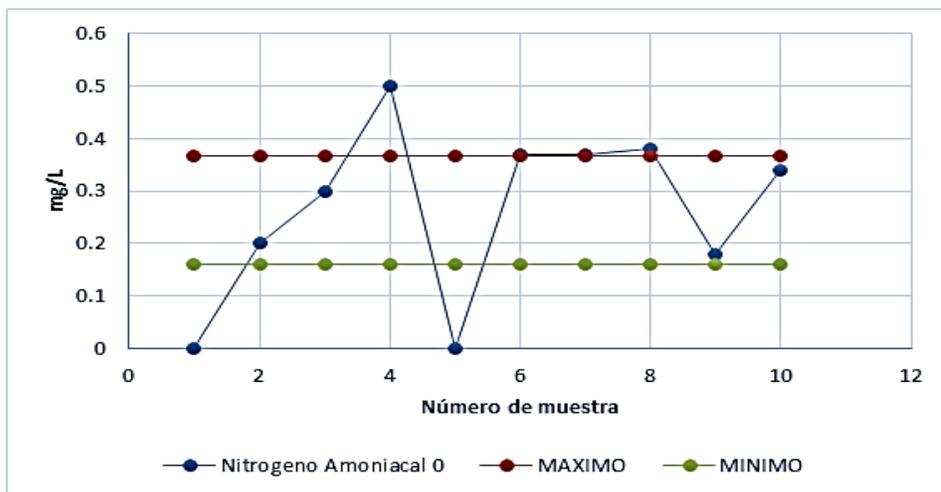
Fuente: elaboración propia.

Figura 63. Límites máximos y mínimos de nitrito  $\text{NO}_2\text{-N}$  PTAR 2



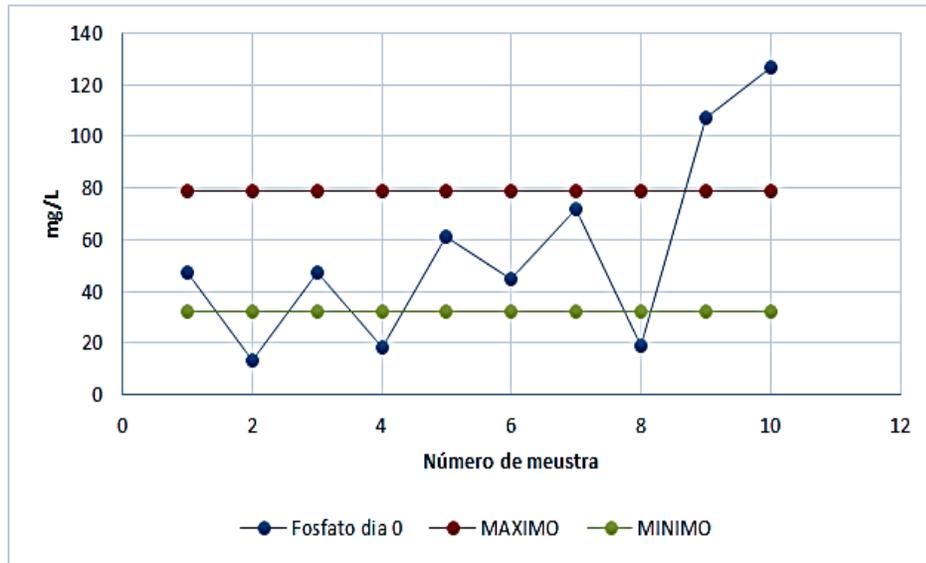
Fuente: elaboración propia.

Figura 64. Límites máximos y mínimos de nitrógeno amoniacal  $\text{NH}_3\text{-N}$  PTAR 2



Fuente: elaboración propia.

Figura 65. Límites máximos y mínimos del fósforo como fosfato PO4 -3 PTAR 2



Fuente: elaboración propia.

No se pudo determinar que alguna de las muestras fuera ruido, ya que en algún momento en todos los parámetros y las muestras se encontraban por fuera del umbral de confianza, se realizó entonces, un análisis modal, en el cual el número de muestras que se encontrara por fuera del umbral en una mayor cantidad de parámetros quedaría fuera, se estableció que esta sería la muestra: 4, pero al analizar los parámetros promedio removiendo la muestra 4, queda demostrado que el comportamiento de aumento en nitrito, N amoniacal y fosfato continúa asimismo la disminución del nitrato, por lo tanto, se descarta la eliminación de alguna de las muestras, ya que no pueden considerarse ruido estadístico.

Tabla XXVIII. **Comparación de parámetros día 0 y día 7 PTAR 2**

Parámetros día 0				Nivel de confianza: 95 %	
Parámetro	Media	Desv. Est.	Unidad	Límite Máx	Límite Mín
N-NO3	79,46	35,35	mg/L	101,37	57,55
N-NH3	0,264	0,166	mg/L	0,37	0,16
N-NO2	0,03	0,022	mg/L	0,04	0,02
PO4-3	55,55	37,67	mg/L	78,9	32,2
Parámetros 7 días				Nivel de confianza: 95 %	
Parámetro	Media	Desv. Est.	Unidad	Limite Máx	Limite Mín
N-NO3	73,25	42	mg/L	99,06	47,44
N-NH3	0,75	0,44	mg/L	1,02	0,48
N-NO2	0,381	0,337	mg/L	0,59	0,17
PO4-3	101,7	120,96	mg/L	176,67	26,73

Fuente: elaboración propia.

Se observa aumento en los parámetros N-NO2, N-NH3 y PO4-3, solamente se registra una disminución en el parámetro de nitrato (N-NO3), los gradientes respectivos están dados por la tabla XXIX.

Tabla XXIX. **Porcentaje de variación de parámetros del día 0 y 7 PTAR 2**

Parámetro	Gradiente
N-NO3	-7,82 %
N-NH3	184,09 %
N-NO2	1 188,18 %
PO4-3	83,08 %

Fuente: elaboración propia.

De acuerdo a la literatura el proceso de nitrificación–desnitrificación en filtros percoladores tiene como objetivo básico la eliminación del nitrógeno en el agua residual, en este proceso, en el cual intervienen agentes microbiológicos, el amonio ( $\text{NH}_4$ ) es oxidado y disminuido porcentualmente por bacterias autótrofas, aumentando en magnitud al nitrato ( $\text{NO}_3$ ) en presencia de oxígeno y carbono orgánico.

En la decantación primaria se elimina una fracción de partículas de materia orgánica, y es en el tratamiento biológico cuando la mayor parte del nitrógeno orgánico se transforma en amonio y otras formas inorgánicas. Parte del amonio se asimila como parte de la materia celular de la biomasa y otra está presente en los efluentes de los decantadores secundarios.

La metodología de hipótesis intentó recrear un ambiente de desnitrificación biológica artificial, en el cual, de manera controlada, se utilizaban las algas como unidades eliminadoras naturales de fosfatos y que convirtieran los nitratos ( $\text{NO}_3$ ) en nitrógeno ( $\text{N}_2$ ) este volatiza solo con un proceso de aireación natural.

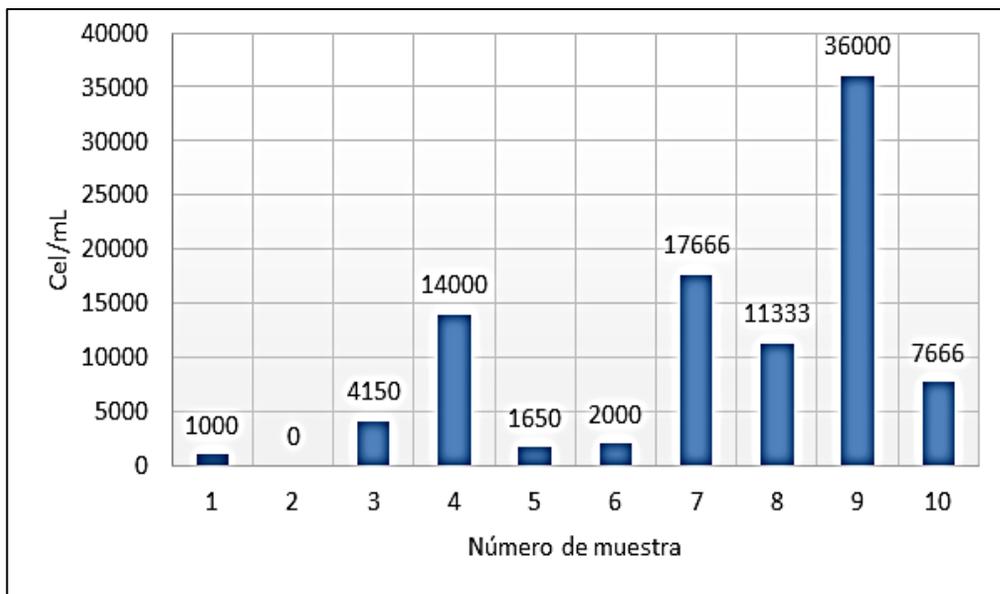
Se debe tener en cuenta que, dentro de los resultados de las algas, no hay solamente algas clorofitas, sino también cianobacterias, cianofitas y diatomeas. Que según la literatura procesan diferentes tipos de nutrientes para su alimento, por ejemplo: *Phormidium*, *Botryococcus*, *Chlamydomonas*, *Scenedesmus obliquus* (Martínez et al., 2000, Park et al., 2010), *Spirulina platensis* (Lodi et al., 2003, Olguín et al., 2003) y *Chlorella* sp. (Hernández et al., 2006, Wang et al., 2010).

Estas especies pueden utilizar en su crecimiento diferentes compuestos de nitrógeno, tales como amonio, nitrato o urea (Xin et al., 2010). Por lo tanto, el

aumento o disminución de nutrientes se debe, no solo a la presencia de algas en general, pero especialmente está ligado a la presencia de familias específicas.

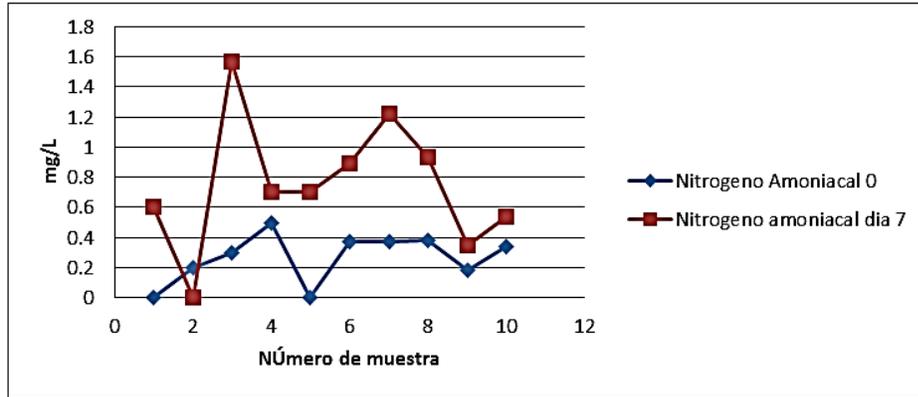
Por lo tanto, el crecimiento o disminución de nutrientes se observará mejor en la evaluación individual de familias específicas, un ejemplo muy claro de esto es en estudio de (Xin, 2010), en el cual la alga *Scenedesmus* sp crece más rápido con amonio, seguido de urea y finalmente nitrato. La figura 66 de abajo muestra cómo el comportamiento del crecimiento de *Scenedesmus* está ligado al comportamiento del nitrógeno amoniacal.

Figura 66. **Crecimiento *Scenedesmus* PTAR 2**



Fuente: elaboración propia.

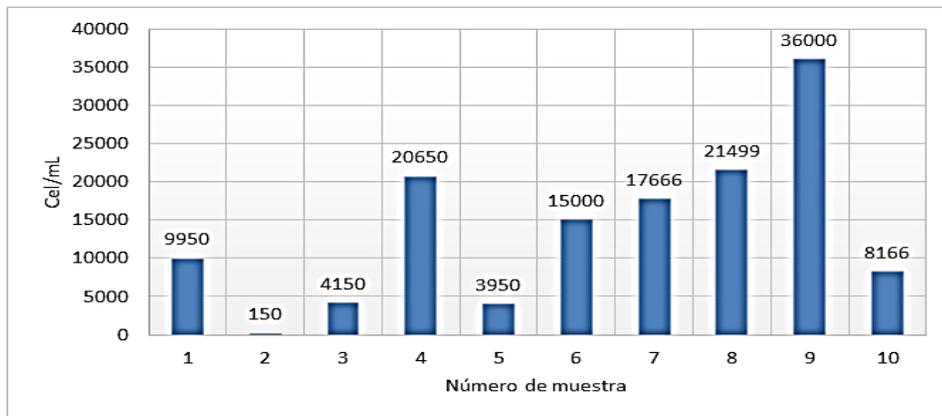
Figura 67. **Comportamiento del nitrógeno amoniacal NH<sub>3</sub>-N PTAR 2**



Fuente: elaboración propia.

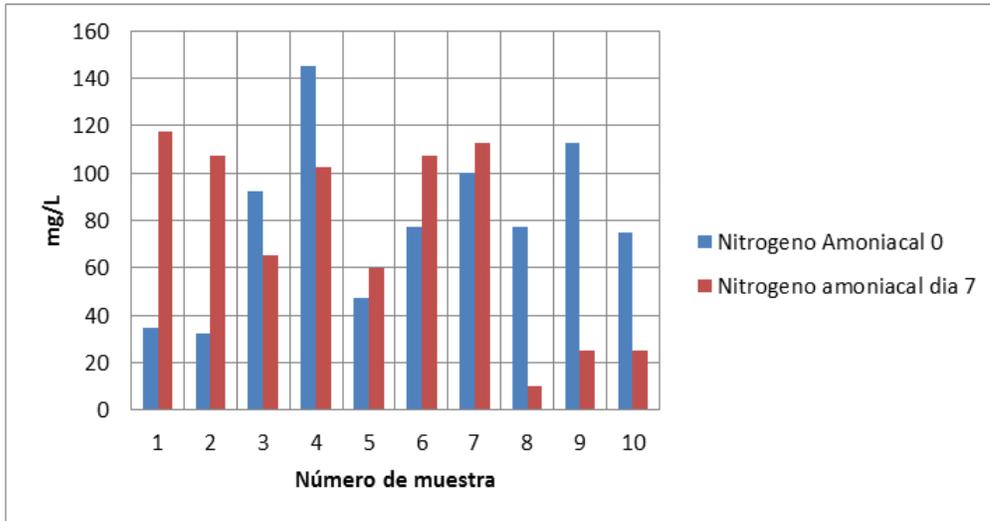
Debido a la bibliografía analizada para este estudio se sabe que la eficiencia en la remoción de nitratos y fosfatos se encuentra en las algas clorofitas a continuación un análisis de los resultados de algas clorofitas contrastados con los resultados de los nutrientes fosfato y nitrato.

Figura 68. **Crecimiento algas clorofitas PTAR 2**



Fuente: elaboración propia.

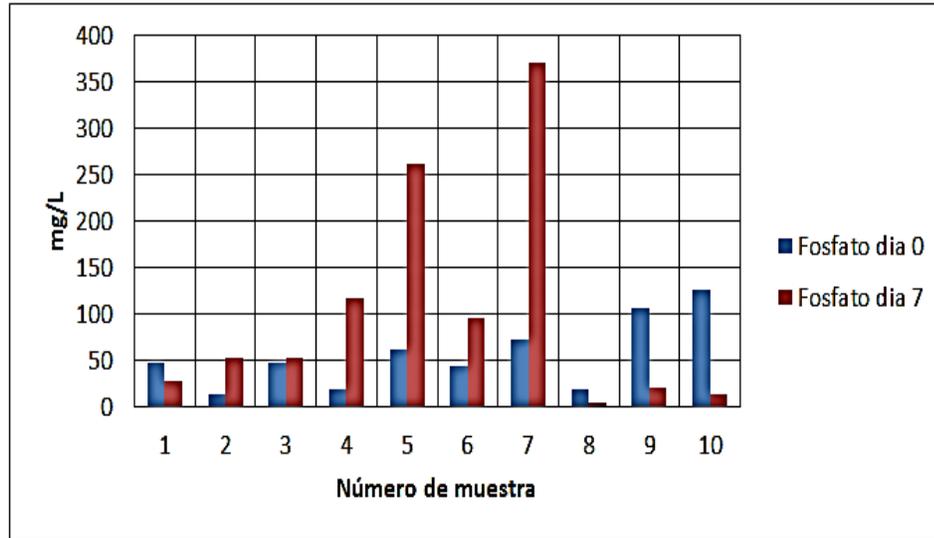
Figura 69. **Comportamiento de nitratos  $\text{NO}_3^- \cdot \text{N}$  PTAR 2**



Fuente: elaboración propia.

Como se puede observar en la gráfica, algunos de los puntos máximos de presencia de células clorofitas coinciden también con la máxima disminución del nitrógeno como nitrato, los ejemplos más claros son: el punto 4, 8, 9 y 10. En los puntos en donde se registra una menor cantidad de algas clorofitas como el punto 2, y el 5 se registra inclusive un aumento en la presencia del nutriente.

Figura 70. **Comportamiento del fósforo como fosfato PO4-3 PTAR 2**



Fuente: elaboración propia.

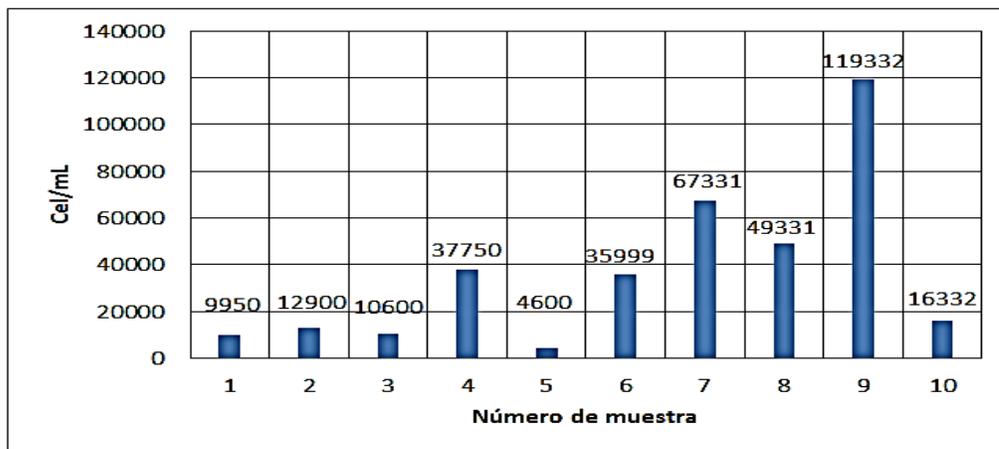
Como se discutió anteriormente, el fósforo como fosfato tiene un comportamiento distinto al del nitrato, debido a que está sujeto a regeneración por los sedimentos generados por la descomposición de las clorofitas de la primer etapa de eutrofización artificial.

Con respecto al comportamiento del fosfato, no se pudo observar una relación directa con respecto a las algas clorofitas. En promedio se puede observar que el fosfato aumento un 45 %, pero que sí presentó disminución en los días de máxima producción algal. Por lo tanto, sí existe una relación entre la disminución de fósforo como fosfato y la producción de algas, aunque esta no se pueda limitar a la de algas clorofitas.

Otra conclusión que se puede obtener de los resultados obtenidos es el hecho de que, para que se produzca una reducción efectiva de fósforo como

fosfato, la densidad efectiva de algas debe ser bastante grande, rondando valores entre 16 000 y 119 000 Cel/ml. Como se observa en la tabla 71 de producción total.

Figura 71. Producción total de algas PTAR 2



Fuente: elaboración propia.

Se puede concluir que una muestra de agua residual tomada del medio es apta para cultivo, debido a que en 100 % de las muestras tomadas existió un crecimiento de algas significativo.

No todas las especies sobreviven el mismo tiempo en las mismas condiciones, se pudo observar en la identificación inicial que el *Eurococcus bicaditus*, tenía una presencia más significativa en el rango de tiempo superior a los 7 días, mientras *Chlorella* sp y *Scenedesmus* sp fueron más susceptibles a crecer dentro de los primeros 7 días de cultivo.

Se pudo demostrar una relación directa en la influencia de las algas y el ciclo del nitrógeno en la desnitrificación observada en los nitratos (7 %), a pesar de ser inferior a la planteada originalmente (20 %).

En el experimento planteado existe interacción entre microorganismos fotosintéticos, bacterias y protozoos, que conviven en relaciones de depredación, toma de nutrientes o transformación. Relaciones que no fueron identificadas dentro de la investigación y que pudieron tener influencia en el ciclo del fósforo del experimento.

Si se tiene en cuenta que en el medio natural las densidades celulares del fitoplancton rondan las  $10^3$  células/ml, de modo que la distancia media entre células es de 250 veces su diámetro, y que en sistemas artificiales de cultivo esta distancia se ve reducida a tan solo 10 veces su diámetro, ya que se alcanzan densidades de  $10^9$  células/ml, se entiende que el flujo turbulento es de gran importancia en cultivos de alta densidad. El flujo laminar provoca, además de distribución heterogénea de la luz, gradientes de difusión. (Ruiz Martínez, p. 35).

Ya que la investigación requería observar el crecimiento natural de las algas en ambientes controlados y con la mínima manipulación humana, no se realizaron maniobras de agitación, las cuales son fundamentales en sistemas como *race ponds* o fotobiorreactores para estimular lo mencionado arriba. La ausencia de esta aireación artificial pudo ocasionar que la disminución de los nutrientes fuera mínima o en caso inexistente.

A pesar de que gran variedad de algas son capaces de desarrollarse en un amplio rango de temperaturas (*Chlorella* destaca por ejemplo, en este aspecto, ya que puede crecer entre 5 y 42 °C), todas ellas presentan un rango

fuera del cual se ven inhibidas o incluso mueren. En sistemas abiertos de cultivo, un incremento de temperatura se ve compensado con evaporación del agua, regulándose de este modo la temperatura máxima. Se ha demostrado que en el caso de que el dióxido de carbono o la luz sean limitantes en el cultivo, la temperatura no ejerce una influencia significativa. (Ruiz Martínez, p. 35). Se evaluaron los parámetros de temperatura y no se identificaron valores que sobrepasaran los 42 °C, ni que sean inferiores a los 5 °C durante el periodo de evaluación.

Según lo observado de la evaluación, a pesar de que no se pudo demostrar la hipótesis según los resultados obtenidos, hay también factores externos a la investigación que pudieron ocasionar influencias significativas en los resultados, por ejemplo:

Operación inadecuada de la planta, evidenciada en la variación excesiva de caudales, en las que incluso se pudo observar la ausencia de flujo, esto pudo derivar en las siguientes consecuencias: volatización de amoníaco, aumento en los tiempos de retención que pueden derivar en una descomposición diferente a la diseñada, cambiando así los regímenes de exposición al aire y ciclos de saturación, como se sabe en los filtros percoladores la biomasa se reduce en las capas internas (anaeróbicas), pero esta descomposición pierde su régimen secuencial al suspender la fluidez de agua residual, estancándola y descomponiéndola de diferente manera.

La biomasa ya engrosada en las diferentes capas del filtro percolador han cambiado ya el régimen de contacto de oxígeno, la biomasa de contacto se encuentra en un estado endógeno y, por lo tanto, ha perdido su habilidad de mantenerse sujeta, esto se evidencia en la calidad del agua del efluente, que

posee una fuerte cantidad de partículas coloidales suspendidas en el agua. Esto se puede evitar dando mantenimiento al filtro percolador.

Se han probado, tanto monocultivos como cultivos de varias especies, en aguas residuales artificiales y reales, de modo que investigaciones paralelas han concluido, sobre un extenso número de especies de algas, que estas son aptas para la eliminación de contaminantes en aguas residuales y que la eficacia del proceso es prometedora. Los resultados muestran porcentajes de eliminación que alcanzan el 100 % en algunos casos, aunque obviamente varían en función de las condiciones de operación, especies empleadas, y características del agua residual. (Ruiz Martínez, p. 25).

La capacidad de las algas de eliminar nitrógeno y fósforo del agua las convierte, sin embargo, en una posibilidad real para la eliminación de nutrientes del agua residual. De hecho, se ha demostrado que en la eliminación del fósforo pueden ser tan eficientes como el tratamiento químico convencional (Hoffman, 1998).

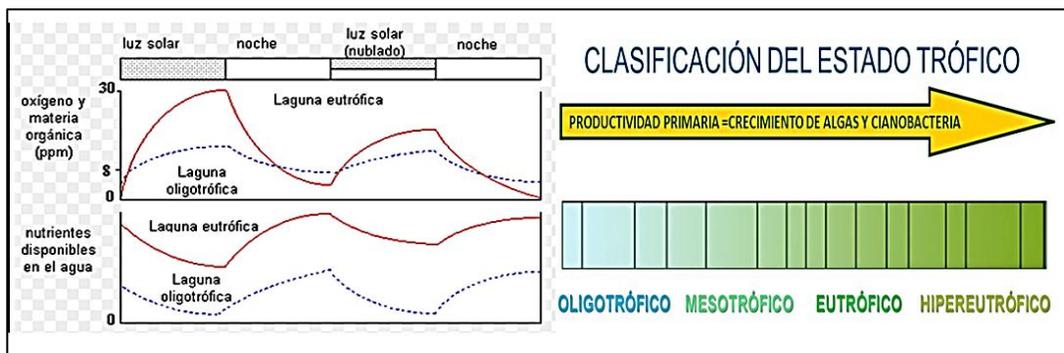
Se determina que la variación del crecimiento de algas depende de factores externos como se indica en investigaciones similares (De la Noue, 1988; Pouliot, 1985; Ramos y Salazar, 1989), existen tres factores ambientales que limitan la producción de la biomasa: intensidad de luz, temperatura y la concentración de nutrientes, variando según la especie utilizada, así también, la eficiencia del proceso combinado, va a estar sujeta a las fluctuaciones en la carga hidráulica y orgánica, tiempos de retención, temperatura e intensidad luminosa, estos dos factores, van a regular las condiciones fisiológicas de las células y por lo tanto, el funcionamiento del cultivo.

Por lo que, se determina que los resultados obtenidos son el reflejo del comportamiento del crecimiento de algas, debido a la variación de factores ambientales que en condiciones naturales no podrán controlarse. Tal es el caso de la variación de caudal, debido a la presencia de agua de lluvia que viene a alterar la concentración de materia orgánica y tiempos de retención.

#### 4.2.1. Análisis y discusión del tipo y cantidad de algas durante la observación

Basado en los resultados que se muestran en la figura 39. Haciendo un promedio de las distribuciones se infiere que 34,67 % de la composición de la muestra de algas es de la familia de las clorofitas, que de acuerdo al texto de Nestor Mazzeo se refiere a las etapas iniciales de la eutrofización, mientras las familias diatomeas y cianofitas que representan el 62,15 % y 3,09 % respectivamente representan el inicio de la etapa intermedia de eutrofización mejor conocida como mesotrófia.

Figura 72. Estado trófico



Fuente: Environmental Systems and Public Policy.

<http://www.unicamp.br/fea/ortega/eco/esp/esp-12.htm><http://slideplayer.es/slide/2269405/>.

Consulta: 11 de mayo de 2015.

Oligotrófico= fertilidad productiva baja, mesotrófico: fertilidad intermedia, eutrófico: alta fertilidad o productividad.

El avance de estado oligotrófico a eutrófico del cuerpo de agua se evidencia no solamente en el comportamiento del parámetro de color observado inicialmente, sino también en el cambio de especies con respecto al paso del tiempo de cultivo, la baja presencia de algas cianobacterias significa que el agua aún no alcanza el estado eutrófico o hipertrófico, y que dentro de los 7 días se alcanza un estado mesotrófico temprano.

Por lo tanto, se puede concluir que el aumento de algunos nutrientes, específicamente el fosfato en la muestra 7, se debe a que el ciclo de nutrientes dentro del ambiente controlado se regenera mediante algas clorofitas que sedimentan prematuramente, las cuales actúan como fuente o trampa de nutrientes y que de acuerdo a las condiciones de óxidoreducción, aumentan la presencia de fosfatos.

El reciclado de nutrientes dentro de los sedimentos, fundamentalmente durante la época estival, es capaz de mantener condiciones eutróficas, sosteniendo una intensa producción y altos valores de biomasa de algas y plantas por largos periodos de tiempo. (*Planejamento e gerenciamento de lagos e reservatorios, uma abordagem integrada ao problema da eutrofização*).



## CONCLUSIONES

1. Se determina que las características del agua residual proveniente del efluente del módulo de filtros percoladores de la PTAR de la Usac y PTAR Ing. Arturo Pazos Sosa, son ideales para generar el crecimiento de algas de forma natural y que tienen la capacidad de reducir el nitrógeno amoniacal en 5,14 %, el nitrato en 18,73 % y fosfato en 16,38 % para la primera y se redujo el nitrato en un 7,82 % y el resto de parámetros aumentaron valores para la segunda, por lo que no superan el porcentaje del 20 % propuesto en la hipótesis.
2. Se observó crecimiento de biomasa de algas a partir de las 24 horas de obtenida la muestra, llegándose a obtener el crecimiento máximo en el séptimo día a partir de la toma de muestra. Este comportamiento se da siempre que no existan factores externos que la afecten, tal es el caso de variación de carga orgánica, lluvia o radiación solar, entre otros.
3. El comportamiento del crecimiento de algas es diferente según la planta que se estudie, en el caso de la Universidad de San Carlos existió menor cantidad de algas y mayor remoción de nutrientes.
4. Independientemente del tipo de planta estudiada, se concluye que el período de 7 días, para presentar la máxima presencia de algas, no varía.

5. En ambas plantas, el único parámetro que demostró disminución, independientemente de las condiciones en que de clima, caudal y presencia de nutrientes al inicio de la observación, es el nitrato.

Para la planta de la Universidad de San Carlos de Guatemala

6. Los valores promedio de nutrientes del efluente de filtros percoladores de la PTAR de la Usac, obtenidos del análisis estadístico de datos histórico, varían en  $\pm 5$  veces los valores promedio obtenidos durante la realización del estudio, lo cual muestra que existen condiciones de operación que elevaron estos valores durante el período de estudio.
7. Las algas identificadas, que se generan en la planta de tratamiento pertenecen a las familias: cianofitas, diatomeas, clorofitas y zooplancton, de la familia clorofitas sobresalen, *Chlorella*, *Scenedesmus*, *Actinastrum* sp.
8. En promedio se establece un crecimiento de 1 387 células por mililitro de algas, donde las clorofitas tienen 4 808 células por mililitro, las Diatomeas 8 620 células por mililitro, las cianofitas 428 células por mililitro y las zooplancton 13 células por mililitro.
9. El nitrógeno, en su forma de nitrato tuvo una reducción del 18,73 % donde el valor promedio inicial es de 347,6 mg/l y final de 238,48 mg/l, el amoniaco una reducción del 5,14 % donde el valor promedio inicial es de 0.661 mg/l y el valor final es de 0,627mg/l, contrario al nitrito que se incrementó en 6 veces su valor inicial (después de 7 días de observación, periodo donde se presenta el crecimiento máximo de algas). Por lo que se concluye que la presencia de algas en el agua

acelera el proceso de nitrificación y desnitrificación asimilatoria, esta variación se da cuando se presenta el crecimiento máximo de algas, por lo que se tiene finalmente una reducción de nutrientes.

10. El fósforo en su forma de fosfato tuvo una reducción promedio del 16,38 % en presencia de algas donde el valor promedio inicial es de 19,54 mg/l y el valor final es de 16,34 mg/l (después de 7 días de observación, periodo donde se presenta el crecimiento máximo de algas) con respecto a su valor inicial, por lo que se determina que la presencia de algas es eficiente para la remoción de fosfatos.

Planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa

11. Los valores promedio de nutrientes del efluente de filtros percoladores de la PTAR Ing, Arturo Pazos Sosa, obtenidos del análisis estadístico de datos históricos, varían en +5 veces los valores promedio de nitrato, -16 veces los valores promedio de nitrógeno amoniacal y +1,5 veces los valores promedio de fosfato, lo cual demuestra que la operación de la planta ha influido mucho en el gradiente histórico de parámetros.
12. Las algas identificadas que se generan en la planta de tratamiento pertenecen a las familias: cianofitas, diatomeas, clorofitas y cianobacterias; de la familia clorofitas sobresalen, *Chlorella*, y *Scenedesmus*.
13. En promedio se establece un crecimiento de 36 412 células por mililitro de algas, donde las clorofitas tienen 13 718 células por mililitro, las diatomeas 13 411 células por mililitro, las cianofitas 9 188 células por mililitro y las cianobacterias 95 células por mililitro.

14. El valor inicial promedio del nitrógeno como nitrato (N-NO<sub>3</sub>) es 79.46 mg/L, presentando una disminución en el parámetro por la acción de las algas de 6,21 mg/L (reducción 7 82 %). El valor inicial promedio del nitrógeno como nitrito (N-NO<sub>2</sub>) es 0,030 mg/L, presentando un aumento en el parámetro por la acción de las algas de 0,352 mg/L (aumento del 1,188 %). El valor inicial promedio del nitrógeno amoniacal (N-NH<sub>3</sub>) es 0,264 mg/L, presentando un aumento en el parámetro por la acción de las algas de 0,486 mg/L (aumento del 184 %).
  
15. El valor inicial promedio del fósforo como fosfato (P-PO<sub>4</sub>) es 55,55 mg/L, presentando un aumento en el parámetro por la acción de las algas de 46,15 mg/L (aumento de 83,08 %).

## RECOMENDACIONES

1. Para realizar un análisis definitivo de la acción de remoción de nutrientes de las algas es importante que estas se remuevan previo a hacer el análisis final de parámetros.
2. Es importante realizar un análisis de crecimiento de algas en un período más caluroso o en época donde el agua residual a estudiar no presente sospecha de dilución debido a las lluvias.
3. A pesar de que los resultados indicaban que realizar las muestras era idóneo durante todo el año, es importante que, para futuros trabajos, se elija un periodo de tiempo donde se garantice que no exista variación en el caudal, porque este implica un cambio en las características del agua residual y los periodos de retención.
4. En caso se considere definir la variación del tiempo máximo de crecimiento de algas, para futuros estudios, es necesario considerar la colocación de un pluviógrafo o pluviómetro cerca del punto de toma de muestra. Debido a la variación que existió en los resultados analizados, se determina que el tiempo de crecimiento de algas se ve afectado por la presencia de lluvia y materia orgánica presente en el agua.
5. Realizar una identificación previa de las algas presentes en el efluente de los filtros percoladores, ya que esto facilita la clasificación de familia y especie en el momento de realizar el conteo.



## BIBLIOGRAFÍA

1. ABOU-SHANAB, R.A.I.; M. Ji; H-C Kim; K-J, Paeng and B-H, Jeon. *Microalgal species growing on piggery wastewater as a valuable candidate for nutrient removal and biodiesel production*. Journal of Environmental Management 115(2013): 257-264. 2013. 625 p.
2. APHA-AWWA-WPCF. *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 11a ed. 1960. 2130 p.
3. ASLAN, S., KAPDAN, I.K. *Batch kinetics of nitrogen and phosphorus removal from synthetic*. 2006. 851 p.
4. BHATNAGAR, A.; BHATNAGAR, M.; CHINNASAMY, S.; DAS, K. *Chlorella minutissima*– a promising fuel alga for cultivation in municipal wastewaters. *Appl. Biochem. Biotechnol.*, 161:523–536. 2010. 730 p.
5. CÁRDENAS DE FLORES, Carmen H. *Eliminación de nitrógeno y fósforo de aguas residuales domésticas*. Universidad de Zulia. 45 p.

6. CONTRERAS FLORES, Coral.; PEÑA CASTRO, Julián Mario; FLORES COTERA, Luis Bernardo; CAÑIZARES VILLANUEVA, Rosa Olivia. *Avances en el diseño conceptual de fotobiorreactores para el cultivo de microalga. 2003. Vol. 8. Venezuela: Interciencia, 2008. 85 p.*
7. EATON. Andrew D.; CLESCERI, Lenore S.; RICEM, Eugene W.; GREENBERG, Arnold E. Centennial Edition. *Standard Methods for the examination of water and wastewater. 2005. 210 p.*
8. GARCIA TRUJILLO, Zarela Mijangos. *Comparación y evaluación de tres plantas acuáticas para determinar la eficiencia de remoción de nutrientes en el tratamiento de aguas residuales domésticas. Lima-Perú: Universidad Nacional de Ingeniería, Lima-Perú, 2012. 219 p.*
9. GONZALEZ, L.E., Canizares; R.O.; Baena, S. *Efficiency of ammonia and phosphorus removal from a Colombian agroindustrial wastewater by the microalgae *Chlorella vulgaris* and. 1997. 411 p.*
10. GUIRY, M.D.; GUIRY, G.M. *Algae Base*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. [en línea] <http://www.algaebase.org>; searched on 16 2013.
11. HERNÁNDEZ, J.P.; DE-BASHAN, L. *Starvation enhances phosphorus removal from wastewater by the microalga *Chlorella* spp. co-immobilized with *Azospirillum brasilense*. Enzyme and Microbial Technology 38, 2006. 190-198. 320 p.*

12. HOFFMAN, J.P. *Wastewater treatment with suspended and nonsuspended algae*. Journal of Phycology 34, 1998. 757-763. 587 p.
13. MANDAL, S.; MALLICK, N. *Microalga Scenedesmusobliquus as a potential source for biodiesel production*. Appl. Microbiol. Biotechnol, 84 (2):281–291. 2009. 317 p.
14. MARTÍNEZ, M.E.; SÁNCHEZ, S. *Nitrogen and phosphorus removal from urban wastewater by the microalga Scenedesmusobliquus*. Bioresource Technology 73, 263- 272. 2000. 351 p.
15. MAZZEO Néstor, Clemente Juan; GARCÍA RODRÍGUEZ, Felipe; GORGA Javier; KRUK Carla; Larrea, Diego; MEERHOFF, Mariana; QUINTANS, Federico; RODRIGUEZ GALLEGO, Lorena; SCASSO Flavio. *Eutrofización, causas, consecuencias y manejo, Grupo de ecología y rehabilitación de sistemas acuáticos someros, sección limnología, departamento de ecología Facultad de Ciencias Iguá, Uruguay*. 210 p.
16. *Nuevo procedimiento de eliminación de nutrientes de aguas residuales mediante fotobiotratamiento con microalgas*. UCA Universidad de Cádiz.
17. OLIVA HERNÁNDEZ, Bessie Evelyn. *Contaminación en el lago Petén Itzá*. ConcyT Fonacyt 2005. 78 p.

18. OSWALD, William J. *My sixty years in applied algology. J ApplPhycol.*, 15: 99–106. 2003.
19. PARK, J.; JIN, H. *Ammonia removal from anaerobic digestion effluent of livestock Scenedesmusdimorphus*. *Bioresour. Technol.*, **60**:259–262. 2010. 375 p.
20. PIERRI PALMA, Ileana Felicia. *Eficiencia en la remoción de nitrógeno y fósforo en los filtros percoladores de la planta de tratamiento de Aguas Residuales de la Universidad de San Carlos de Guatemala*. Trabajo de graduación de Ing. Química. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ingeniería. 2013. 60 p.
21. RAWAT, I.; RANJITH Kumar, R. *Dual role of microalgae: Phycoremediation of domestic wastewater and biomass production for sustainable biofuels production*. *Applied Energy*, in press. 2010.
22. RUIZ MARIN, A.; MENDOZA ESPINOSA, L.G.; STEPHENSON, T. *Growth and nutrient removal in free and immobilized green algae in batch and semi-continuous cultures treating real wastewater*. *Bioresour. Technol.*, 101:58–64. 2010. 101 p.
23. RUIZ MARTÍNEZ, Ana. *Puesta en marcha de cultivo de microalgas para la eliminacion de nutrientes de un agua residual urbana, previamente tratada anaeróbicamente*. 2011, Universidad Politécnica de Valencia. 51 p.

24. SASSE, L. *DEWATS: Decentralised Wastewater Treatment in Developing Countries*. BORDA, Bremen Overseas Research and Development Association. Bremen, Alemania. (Proporciona una breve descripción de la tecnología.) 1998. 120 p.
25. SUDEEP Chandra; DIX Margaret, EliškaRejmánková, MOSQUERA, Virginia, GIRÓN, Nancy; HEYVAERT, Alan. *El estado ecológico actual del lago Atitlán y el impacto de la entrada de aguas residuales: recomendación para exportación de las aguas residuales de la cuenca para restaurar el lago*. AMSCLAE, 2013. 312 p.
26. TCHOBANOGLIOUS, G.; BURTON, F L.; STENSEL, H. D. *Wastewater Engineering: Treatment and Reuse. 4a ed.* Nueva York: Metcalf & Eddy. (Diseño detallado y ejemplos de cálculo.) 2003. 930 p.
27. Technical Notes, countingchamber, Pyser-SGI, 2010. [en línea]: <http://www.pyser-sgi.com/images/added/pdf/Graticules/Sedgewick-Rafter.pdf>. [Consulta: 27 de agosto de 2014].
28. TURCIOS PANTALEÓN, Ariel Eliseo. *Uso de las aguas residuales para el riego del cultivo de frijol (Phaseolus vulgaris, L.)*, Revista científica. ERIS Usac Guatemala junio 2011. [en línea]: <http://es.scribd.com/doc/80157622/Articulo-cientifico-riego-con-aguas-residuales-120711#scribd>. [Consulta: 11 de enero 2015].

29. U.S. EPA (2000). *Wastewater Technology Fast Sheet Trickling Filters, 832-F-00-014*. US Environmental Protection Agency, Washington. [en línea]: [www.epa.gov](http://www.epa.gov) (Resumen de diseño que incluye consejos para la corrección de problemas). 70 p.
30. WANG, B.; LAN, C. Biomass production and nitrogen and phosphorous removal by the green alga *Neochlorisoleoabundansin* simulated wastewater and secondary municipal wastewater effluent. *Bioresource Technology, in press*. Eastwater by algae. *Ecol. Eng.*, 28:64–70. (2011). 70 p.
31. WILLIAM, J.; OSWALD, C. G. *Golueke eutrophication trends in the United States – a problem?* 210 p.
32. XIN, L.; HONG-YIN, H. *Effects of different nitrogen and phosphorus concentrations on the growth, nutrient uptake, and lipid accumulation of a freshwater microalga Scenedesmus sp.* *Bioresource Technology* 101, 5494-5500. 2010. 5500 p.

## APÉNDICES

Apéndice 1. **Resultados de observación de las muestras del efluente de filtros de la planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala**

Días	Muestra 1	Muestra 2
	Color real (U de color)	Color real (U de color)
0	18	20
1	6	2
2	9	7
3	12	15
4	18	22
5	26	26
6	32	37
7	37	42
8	38	40
9	36	43
10	37	42
11	35	41
12	35	42
13	36	41
14	35	41

Fuente: elaboración propia.

Apéndice 2. **Resultados de observación de las muestras del efluente de filtros de la planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa**

<b>Días</b>	<b>Muestra 1</b>	<b>Muestra 2</b>	<b>Muestra 3</b>	<b>Muestra 4</b>
	<b>Color real (U de color)</b>			
<b>0</b>	18	65	12	40
<b>1</b>	6	35	4	20
<b>2</b>	10	35	10	30
<b>3</b>	23	40	10	35
<b>4</b>	40	45	25	40
<b>5</b>	70	49	60	55
<b>6</b>	89	70	90	78
<b>7</b>	110	92	130	98
<b>8</b>	105	90	130	92
<b>9</b>	100	95	120	94
<b>10</b>	105	95	130	95
<b>11</b>	100	98	120	86
<b>12</b>	95	100	110	95
<b>13</b>	100	98	120	95
<b>14</b>	100	98	120	95

Fuente: elaboración propia.

Apéndice 3. **Reporte de observación de crecimiento de algas de la planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala**

Figura 3.1. **Muestra 1: 23 de febrero 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 02:00:00)**



Fuente: planta de tratamiento de la USAC.

Figura 3.2 **Muestra 1: 24 de febrero 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 1 día)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.3. **Muestra 1: 26 de febrero 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 3 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.4. **Muestra 1: 27 de febrero 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 4 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.5. **Muestra 1: 28 de febrero 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 5 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.6. **Muestra 1: 01 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 6 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.7. **Muestra 1: 02 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 7 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.8. **Muestra 1: 03 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 8 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.9. **Muestra 1: 4 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 9 días, hora 18:12)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.10. **Muestra 1: 5 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 10 días, hora 16:41)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.11. **Muestra 1: 7 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 12 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.12. **Muestra 1: 8 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 13 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.13. **Muestra 1: 9 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 14 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.13. **Muestra 1: 14 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 19 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

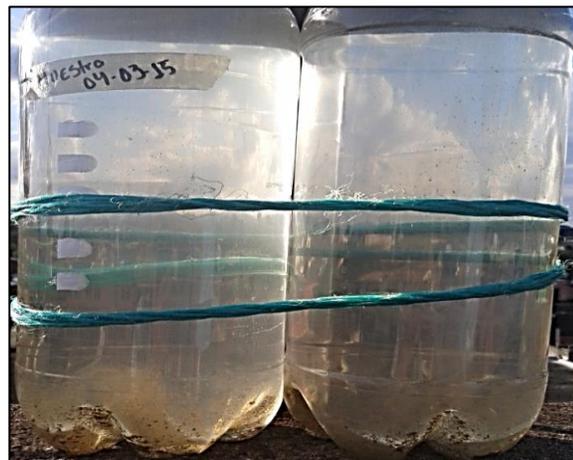
Muestra 1: 9 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 14 días de observación de muestras).

Figura 3.14. **Muestra 2: 4 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 0:20:00)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.15. **Muestra 2: 5 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 1 día)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.16. **Muestra 2: 6 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 2 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.17. **Muestra 2: 7 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 3 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.18. **Muestra 2: 9 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 5 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.19. **Muestra 2: 11 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 7 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.20. **Muestra 2: 12 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 8 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.21. **Muestra 2: 13 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 10 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.22. **Muestra 2: 14 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 11 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.23. **Muestra 2: 15 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 12 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Figura 3.23. **Muestra 2: 16 de marzo 2015 (tiempo a partir de la toma de la muestra 13 días)**



Fuente: planta de tratamiento de la Usac.

Apéndice 4. **Reporte de observación de crecimiento de algas de la planta de tratamiento Ing. Arturo Pozas Sosa**

Figura 4.1. **Muestra 1: secuencia de crecimiento de algas del 24 al 27 de febrero**



Fuente: planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa.

Figura 4.2. **Muestra 1: secuencia de crecimiento de algas 28 de febrero**



Fuente: planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa.

Figura 4.3. **Muestra 1: secuencia de crecimiento de algas del 3 al 5 de marzo**



Fuente: planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa.

Figura 4.4. **Muestra 2: secuencia de crecimiento de algas del 26 al 28 de febrero**



Fuente: planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa.

Figura 4.5. **Muestra 2: secuencia de crecimiento de algas del 1 al 3 de marzo**



Fuente: planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa.

Figura 4.6. **Muestra 2: secuencia de crecimiento de algas del 4 al 6 de marzo**



Fuente: planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa.

Se realizaron otros dos muestreos correspondientes al día 18 de marzo y al 19 de marzo, ambos recolectados a las 13 horas, para este caso se utilizaron recipientes de vidrio transparentes, los cuales demostraron ser más efectivos para la observación al microscopio y la caracterización debido a su boca ancha. De igual manera se utilizaron volúmenes de 600 ml del efluente del filtro percolador.

Figura 4.7. **Muestra 3: secuencia de crecimiento de algas del 18 al 20 de marzo**



Fuente: planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa.

Figura 4.8. **Muestra 3: secuencia de crecimiento de algas del 21 al 23 de marzo**



Fuente: planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa.

Figura 4.9. **Muestra 3: secuencia de crecimiento de algas del 24 al 26 de marzo**



Fuente: planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa.

Figura 4.10. **Muestra 3: secuencia de crecimiento de algas del 27 al 28 de marzo**



Fuente: planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa.

Figura 4.11. **Muestra 4: secuencia de crecimiento de algas del 19 al 21 de marzo**



Fuente: planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa.

Figura 4.12. **Muestra 4: secuencia de crecimiento de algas del 22 al 24 de marzo**



Fuente: planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa.

Figura 4.13. **Muestra 4: secuencia de crecimiento de algas del 25 al 27 de marzo**



Fuente: planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa.

Figura 4.14. **Muestra 4: secuencia de crecimiento de algas del 28 al 29 de marzo**



Fuente: planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa.

Apéndice 5. **Conteo e identificación de microalgas generadas en muestras realizadas a la planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala**

MUESTRA 01	FECHA: 29/04/2015
------------	-------------------

Cel/ml por familia	CLASIFICACIÓN	Cel/ml por especie	Porcentaje
	<b>CIANOFITAS</b>		
33	Microcystis sp.	33	4,82
	<b>DIATOMEAS</b>		
599	Aulacoseira sp.	88	12,87
	Fragilaria sp.	511	74,71
	<b>CLOROFITAS</b>		
52	Chlorella sp.	40	5,85
	Scenedemus sp.	12	1,75
<b>684</b>		<b>684</b>	<b>100</b>

MUESTRA 02	FECHA: 01/05/2015
------------	-------------------

Cel/ml por familia	CLASIFICACIÓN	Cel/ml por especie	Porcentaje
	<b>CIANOFITAS</b>		
126	Oscillatoria sp.	126	6,52
	<b>DIATOMEAS</b>		
1614	Aulacoseira sp.	109	5,64
	Navicula sp.	1 040	53,80
	Fragilaria sp.	465	24,06
	<b>CLOROFITAS</b>		
193	Actinastrum sp.	35	1,81
	Chlorella sp.	116	6,00
	Scenedesmus sp.	42	2,17
<b>1 933</b>		<b>1 933</b>	<b>100</b>

Continuación del apéndice 5.

MUESTRA 03	FECHA: 04/05/2015
------------	-------------------

Cel/ml por familia	CLASIFICACIÓN	Cel/ml por especie	Porcentaje
	<b>CIANOFITAS</b>		
20	Oscillatoria sp.	20	0,84
	<b>DIATOMEAS</b>		
2 126	Navicula sp.	1 274	53,26
	Fragilaria sp.	819	34,24
	Cyclotella sp.	33	1,38
	<b>CLOROFITAS</b>		
246	Closteirum sp.	12	0,50
	Chlorella sp.	161	6,73
	Scenedesmus sp.	73	3,05
<b>2 392</b>		<b>2 392</b>	<b>100</b>

MUESTRA 04	FECHA: 07/05/2015
------------	-------------------

Cel/ml por familia	CLASIFICACIÓN	Cel/ml por especie	Porcentaje
	<b>CIANOFITAS</b>		
59	Microcystis sp.	46	1,96
	Oscillatoria	13	0,55
	<b>DIATOMEAS</b>		
219	Aulacoseira sp.	20	0,85
	Navicula sp.	93	3,97
	Fragilaria sp.	93	3,97
	Cyclotella sp.	13	0,55
	<b>CLOROFITAS</b>		
2 066	Closterium sp.	20	0,85
	Scenedesmus sp.	42	1,79
	Chlorella sp.	2 004	85,49
<b>2 344</b>		<b>2 344</b>	<b>100</b>

Continuación del apéndice 5.

MUESTRA 05	FECHA: 08/05/2015
------------	-------------------

Cel/ml por familia	CLASIFICACIÓN	Cel/ml por especie	Porcentaje
	<b>CIANOFITAS</b>		
40	Microcystis sp.	20	2,37
	Oscillatoria sp.	20	2,37
	<b>DIATOMEAS</b>		
138	Aulacoseira sp.	13	1,54
	Navicula sp.	51	6,04
	Fragilaria sp.	47	5,57
	Cyclotella sp.	27	3,20
	<b>CLOROFITAS</b>		
666	Chlorella sp.	666	78,91
<b>844</b>		<b>844</b>	<b>100</b>

MUESTRA 06	FECHA: 11/05/2015
------------	-------------------

Cel/ml por familia	CLASIFICACIÓN	Cel/ml por especie	Porcentaje
	<b>CIANOFITAS</b>		
26	Microcystis sp.	20	2,02
	Oscillatoria sp.	7	0,71
	<b>DIATOMEAS</b>		
466	Aulacoseira sp.	80	8,06
	Navicula sp.	293	29,54
	Fragilaria sp.	60	6,05
	Cyclotella sp.	33	3,33
	<b>CLOROFITAS</b>		
500	Chlorella sp.	499	50,30
<b>992</b>		<b>992</b>	<b>100</b>

Continuación del apéndice 5.

MUESTRA 07	FECHA: 12/05/2015
------------	-------------------

Cel/ml por familia	CLASIFICACIÓN	Cel/ml por especie	Porcentaje
	<b>CIANOFITAS</b>		
12	Microcystis sp.	5	0,71
	Oscillatoria sp.	7	0,99
	<b>DIATOMEAS</b>		
666	Aulacoseira sp.	10	1,42
	Navicula sp.	319	45,31
	Fragilaria sp.	337	47,87
	<b>CLOROFITAS</b>		
26	Chlorella sp.	20	2,84
	Closteirum sp.	6	0,85
<b>704</b>		<b>704</b>	<b>100</b>

MUESTRA 08	FECHA: 14/05/2015
------------	-------------------

Cel/ml por familia	CLASIFICACIÓN	Cel/ml por especie	Porcentaje
	<b>CIANOFITAS</b>		
19	Microcystis sp.	12	0,71
	Oscillatoria sp.	7	0,41
	<b>DIATOMEAS</b>		
673	Aulacoseira sp.	20	1,18
	Navicula sp.	373	22,04
	Fragilaria sp.	280	16,55
	<b>CLOROFITAS</b>		
1 000	Chlorella sp.	1 000	59,10
<b>1 692</b>		<b>1 692</b>	<b>100</b>

Continuación del apéndice 5.

MUESTRA 09	FECHA: 15/05/2015
------------	-------------------

Cel/ml por familia	CLASIFICACIÓN	Cel/ml por especie	Porcentaje
	<b>CIANOFITAS</b>		
60	Microcysits sp.	40	3,10
	Oscillatoria sp.	20	1,55
	<b>DIATOMEAS</b>		
1 206	Navicula sp.	972	75,23
	Fragillaria sp.	234	18,11
	<b>CLOROFITAS</b>		
13	Scenedesmus	13	1,01
	<b>ZOOPLANCTON</b>		
13	Brachionus sp.	13	1,01
<b>1 292</b>		<b>1 292</b>	<b>100</b>

MUESTRA 10	FECHA: 25/05/2015
------------	-------------------

Cel/ml por familia	CLASIFICACIÓN	Cel/ml por especie	Porcentaje
	<b>CIANOFITAS</b>		
33	Microcysits sp.	20	2,02
	Oscillatoria sp.	13	1,31
	<b>DIATOMEAS</b>		
913	Aulacosiera sp.	20	2,02
	Navicula sp.	893	90,02
	<b>CLOROFITAS</b>		
46	Scenedesmus sp.	13	1,31
	Chlorella sp,	33	3,33
<b>992</b>		<b>992</b>	<b>100</b>

Fuente: elaboración propia.

## **ANEXOS**

Anexo 1. **Planta de tratamiento Universidad de San Carlos de Guatemala**

Tabla 1.1. **Resultados obtenidos de amoníaco, obtenidos de los filtros percoladores de la planta de la Univesidad de San Carlos de Guatemala**

Amoniaco N-NH <sub>3</sub> <sup>+</sup> (mg/L)				
Muestra	Fecha	Entrada	Salida	Fuente
1	11/10/2012	63,75	18,00	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
2	18/10/2012	59,78	13,60	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
3	25/10/2012	64,66	13,12	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
4	07/11/2012	87,84	22,27	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
5	15/11/2012	77,78	27,45	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
6	22/11/2012	62,22	36,60	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
7	28/11/2012	62,83	16,17	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
8	17/01/2013	64,97	22,57	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
9	24/01/2013	93,33	26,23	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
10	01/02/2013	63,44	12,20	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013

Fuente: Eris 2012-2013.

Tabla 1.2. **Resultados obtenidos de nitrito, obtenidos de los filtros percoladores de la planta de Universidad de San Carlos de Guatemala**

Nitrito N-NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (mg/L)				
Muestra	Fecha	Entrada	Salida	Fuente
1	11/10/2012	0,02	0,02	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
2	18/10/2012	0,08	0,07	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
3	25/10/2012	0,03	0,02	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
4	07/11/2012	0,09	0,07	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
5	15/11/2012	0,02	0,02	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
6	22/11/2012	0,01	0,01	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
7	28/11/2012	0,02	0,01	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
8	17/01/2013	0,04	0,01	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
9	24/01/2013	0,02	0,02	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
10	01/02/2013	0,01	0,01	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013

Fuente: Eris 2012-2013.

Tabla 1.3. **Resultados obtenidos de nitrato, obtenidos de los filtros percoladores de la planta de Universidad de San Carlos de Guatemala**

Nitrato N-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (mg/L)				
Muestra	Fecha	Entrada	Salida	Fuente
1	07/08/2007	17,60	22,44	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
2	21/08/2007	11,88	95,48	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
3	20/09/2007	18,48	95,92	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
4	17/10/2007	40,92	169,40	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
5	30/10/2007	13,22	100,30	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
6	02/03/2008	28,60	19,60	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
7	14/05/2008	21,12	89,32	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
8	02/07/2008	30,80	57,20	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
9	30/07/2008	137,50	451,00	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
10	11/10/2012	1,69	1,00	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
11	18/10/2012	2,82	1,20	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
12	25/10/2012	1,48	0,83	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
13	07/11/2012	2,80	0,90	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
14	15/11/2012	2,20	1,00	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
15	22/11/2012	2,00	1,20	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
16	28/11/2012	3,20	1,30	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
17	17/01/2013	2,80	1,60	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
18	24/01/2013	2,40	1,20	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
19	01/02/2013	1,80	0,90	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013

Fuente: Eris 2007-2013.

Tabla 1.4. **Resultados obtenidos de fosfatos, obtenidos de los filtros percoladores de la planta de Universidad de San Carlos de Guatemala**

<b>Fosfato PO<sub>4</sub><sup>-</sup> (mg/L)</b>				
<b>Muestra</b>	<b>Fecha</b>	<b>Entrada</b>	<b>Salida</b>	<b>Fuente</b>
1	07/08/2007	56,25	12,75	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
2	21/08/2007	31,50	21,75	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
3	20/09/2007	24,75	22,00	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
4	17/10/2007	20,00	16,50	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
5	30/10/2007	22,25	17,25	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
6	02/03/2008	12,85	13,10	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
7	14/05/2008	28,50	32,00	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
8	02/07/2008	14,25	13,75	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
9	30/07/2008	44,50	37,50	Laboratorio ERIS, Ing. Zenon Much
10	11/10/2012	42,50	17,75	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
11	18/10/2012	48,40	19,50	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
12	25/10/2012	40,10	10,30	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
13	07/11/2012	41,00	12,05	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
14	15/11/2012	44,00	17,75	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
15	22/11/2012	43,00	29,00	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
16	28/11/2012	46,00	22,75	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
17	17/01/2013	33,50	21,00	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
18	24/01/2013	48,00	26,50	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013
19	01/02/2013	29,75	21,75	Tesis ERIS-Ing. Pierri Palma 2013

Fuente: Eris 2007-2013.

Anexo 2. **Planta de tratamiento Ing. Arturo Pazos Sosa**

Tabla 2.1. **Resultados obtenidos de amoníaco, obtenidos de los filtros percoladores de la planta Ing. Arturo Pazos Sosa**

<b>Amoniaco N-NH<sub>3</sub><sup>+</sup> (mg/L)</b>				
<b>Muestra</b>	<b>Fecha</b>	<b>Entrada</b>	<b>Salida</b>	<b>Fuente</b>
1	04/04/2003	22,00	5,50	Tesis ERIS, Ing. Erwin Castillo 2003
2	08/04/2003	43,25	5,25	Tesis ERIS, Ing. Erwin Castillo 2003
3	29/04/2003	23,00	6,50	Tesis ERIS, Ing. Erwin Castillo 2003
4	31/08/2012	18,75	0,23	Informe ERIS 2012, Susam Chan/Leda Gomez

Fuente: Eris 2003-2012.

Tabla 2.2. **Resultados obtenidos de nitrito, obtenidos de los filtros percoladores de la planta Ing. Arturo Pazos Sosa**

<b>Nitrito N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup> (mg/L)</b>				
<b>Muestra</b>	<b>Fecha</b>	<b>Entrada</b>	<b>Salida</b>	<b>Fuente</b>
1	04/04/2003	1,93	4,10	Tesis ERIS, Ing. Erwin Castillo 2003
2	08/04/2003	0,05	0,15	Tesis ERIS, Ing. Erwin Castillo 2003
3	29/04/2003	2,45	0,05	Tesis ERIS, Ing. Erwin Castillo 2003
4	31/08/2012	0,04	0,01	Informe ERIS 2012, Susam Chan/Leda Gomez

Fuente: Eris 2003-2012.

Tabla 2.3. **Resultados obtenidos de nitrato, obtenidos de los filtros percoladores de la planta Ing. Arturo Pazos Sosa**

Nitrato N-NO <sub>3</sub> - (mg/L)				
Muestra	Fecha	Entrada	Salida	Fuente
1	21/07/1980	---	13,00	Tesis ERIS-Ing. Javier Mayorga 1980
2	28/07/1980	15,40	14,50	Tesis ERIS-Ing. Javier Mayorga 1980
3	04/08/1980	13,20	15,50	Tesis ERIS-Ing. Javier Mayorga 1980
4	11/08/1980	7,00	16,00	Tesis ERIS-Ing. Javier Mayorga 1980
5	18/08/1980	10,10	9,00	Tesis ERIS-Ing. Javier Mayorga 1980
6	04/04/2003	10,00	6,50	Tesis ERIS, Ing. Erwin Castillo 2003
7	08/04/2003	2,40	12,00	Tesis ERIS, Ing. Erwin Castillo 2003
8	29/04/2003	3,60	22,20	Tesis ERIS, Ing. Erwin Castillo 2003
9	30/05/2011	46,15	31,12	Revista ERIS Articulo Ing. Ariel Turcios
10	31/08/2012	16,90	21,30	Informe ERIS 2012, Susam Chan/Leda Gomez

Fuente: Eris 1980-2012.

Tabla 2.4. **Resultados obtenidos de fosfato, obtenidos de los filtros percoladores de la planta Ing. Arturo Pazos Sosa**

Fosfato PO <sub>4</sub> - (mg/L)				
Muestra	Fecha	Entrada	Salida	Fuente
1	21/07/1980	35,00	37,50	Tesis ERIS-Ing. Javier Mayorga 1980
2	28/07/1980	125,00	53,00	Tesis ERIS-Ing. Javier Mayorga 1980
3	04/08/1980	24,30	20,00	Tesis ERIS-Ing. Javier Mayorga 1980
4	11/08/1980	45,00	22,50	Tesis ERIS-Ing. Javier Mayorga 1980
5	18/08/1980	27,00	35,00	Tesis ERIS-Ing. Javier Mayorga 1980
6	30/05/2011	4,90	4,17	Revista ERIS Articulo Ing. Ariel Turcios

Fuente: Eris 1980-2012.

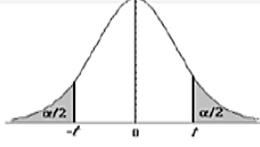
Anexo 3. **Tabla de distribución normal para valores Z**

Esta tabla-Z, o tabla de distribución normal, muestra el área a la derecha de la curva, se utilizan estos valores para encontrar el área entre Z=0 y cualquier valor positivo										
Z	0	0.01	0.02	0.03	0.04	0.05	0.06	0.07	0.08	0.09
0	0	0.004	0.008	0.012	0.016	0.0199	0.0239	0.0279	0.0319	0.0359
0.1	0.0398	0.0438	0.0478	0.0517	0.0557	0.0596	0.0636	0.0675	0.0714	0.0753
0.2	0.0793	0.0832	0.0871	0.091	0.0948	0.0987	0.1026	0.1064	0.1103	0.1141
0.3	0.1179	0.1217	0.1255	0.1293	0.1331	0.1368	0.1406	0.1443	0.148	0.1517
0.4	0.1554	0.1591	0.1628	0.1664	0.17	0.1736	0.1772	0.1808	0.1844	0.1879
0.5	0.1915	0.195	0.1985	0.2019	0.2054	0.2088	0.2123	0.2157	0.219	0.2224
0.6	0.2257	0.2291	0.2324	0.2357	0.2389	0.2422	0.2454	0.2486	0.2517	0.2549
0.7	0.258	0.2611	0.2642	0.2673	0.2704	0.2734	0.2764	0.2794	0.2823	0.2852
0.8	0.2881	0.291	0.2939	0.2967	0.2995	0.3023	0.3051	0.3078	0.3106	0.3133
0.9	0.3159	0.3186	0.3212	0.3238	0.3264	0.3289	0.3315	0.334	0.3365	0.3389
1	0.3413	0.3438	0.3461	0.3485	0.3508	0.3531	0.3554	0.3577	0.3599	0.3621
1.1	0.3643	0.3665	0.3686	0.3708	0.3729	0.3749	0.377	0.379	0.381	0.383
1.2	0.3849	0.3869	0.3888	0.3907	0.3925	0.3944	0.3962	0.398	0.3997	0.4015
1.3	0.4032	0.4049	0.4066	0.4082	0.4099	0.4115	0.4131	0.4147	0.4162	0.4177
1.4	0.4192	0.4207	0.4222	0.4236	0.4251	0.4265	0.4279	0.4292	0.4306	0.4319
1.5	0.4332	0.4345	0.4357	0.437	0.4382	0.4394	0.4406	0.4418	0.4429	0.4441
1.6	0.4452	0.4463	0.4474	0.4484	0.4495	0.4505	0.4515	0.4525	0.4535	0.4545
1.7	0.4554	0.4564	0.4573	0.4582	0.4591	0.4599	0.4608	0.4616	0.4625	0.4633
1.8	0.4641	0.4649	0.4656	0.4664	0.4671	0.4678	0.4686	0.4693	0.4699	0.4706
1.9	0.4713	0.4719	0.4726	0.4732	0.4738	0.4744	0.475	0.4756	0.4761	0.4767
2	0.4772	0.4778	0.4783	0.4788	0.4793	0.4798	0.4803	0.4808	0.4812	0.4817
2.1	0.4821	0.4826	0.483	0.4834	0.4838	0.4842	0.4846	0.485	0.4854	0.4857
2.2	0.4861	0.4864	0.4868	0.4871	0.4875	0.4878	0.4881	0.4884	0.4887	0.489
2.3	0.4893	0.4896	0.4898	0.4901	0.4904	0.4906	0.4909	0.4911	0.4913	0.4916
2.4	0.4918	0.492	0.4922	0.4925	0.4927	0.4929	0.4931	0.4932	0.4934	0.4936
2.5	0.4938	0.494	0.4941	0.4943	0.4945	0.4946	0.4948	0.4949	0.4951	0.4952
2.6	0.4953	0.4955	0.4956	0.4957	0.4959	0.496	0.4961	0.4962	0.4963	0.4964
2.7	0.4965	0.4966	0.4967	0.4968	0.4969	0.497	0.4971	0.4972	0.4973	0.4974
2.8	0.4974	0.4975	0.4976	0.4977	0.4977	0.4978	0.4979	0.4979	0.498	0.4981
2.9	0.4981	0.4982	0.4982	0.4983	0.4984	0.4984	0.4985	0.4985	0.4986	0.4986
3	0.4987	0.4987	0.4987	0.4988	0.4988	0.4989	0.4989	0.4989	0.499	0.499
3.1	0.499	0.4991	0.4991	0.4991	0.4992	0.4992	0.4992	0.4992	0.4993	0.4993
3.2	0.4993	0.4993	0.4994	0.4994	0.4994	0.4994	0.4994	0.4995	0.4995	0.4995
3.3	0.4995	0.4995	0.4995	0.4996	0.4996	0.4996	0.4996	0.4996	0.4996	0.4997
3.4	0.4997	0.4997	0.4997	0.4997	0.4997	0.4997	0.4997	0.4997	0.4997	0.4998
3.5	0.4998	0.4998	0.4998	0.4998	0.4998	0.4998	0.4998	0.4998	0.4998	0.4998
3.6	0.4998	0.4998	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999
3.7	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999
3.8	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999	0.4999

Fuente: <http://www.statisticshowto.com/tables/z-table/>

### Anexo 4. Tabla de *t* de Student

**Tabla de la *t* de Student.**  
 Contiene los valores *t* tales que  $P[|T| > t] = \alpha$ ,  
 donde *n* son los grados de libertad.



---	10.00	20.0	30.00	50.00	70.00	80.00	90.00	95.00	98.00	99.00	99.90
1	2.00	3.00	4.00	5.00	6.00	7.00	8.00	9.00	10.00	11.00	12.00
<b>n\alpha</b>	<b>0.9</b>	<b>0.8</b>	<b>0.7</b>	<b>0.5</b>	<b>0.3</b>	<b>0.2</b>	<b>0.1</b>	<b>0.05</b>	<b>0.02</b>	<b>0.01</b>	<b>0.001</b>
1	0.1584	0.3249	0.5095	1.0000	1.9626	3.0777	6.3137	12.7062	31.8210	63.6559	636.5776
2	0.1421	0.2887	0.4447	0.8165	1.3862	1.8856	2.9200	4.3027	6.9645	9.9250	31.5998
3	0.1366	0.2767	0.4242	0.7649	1.2498	1.6377	2.3534	3.1824	4.5407	5.8408	12.9244
4	0.1338	0.2707	0.4142	0.7407	1.1896	1.5332	2.1318	2.7765	3.7469	4.6041	8.6101
5	0.1322	0.2672	0.4082	0.7267	1.1558	1.4759	2.0150	2.5706	3.3649	4.0321	6.8685
6	0.1311	0.2648	0.4043	0.7176	1.1342	1.4398	1.9432	2.4469	3.1427	3.7074	5.9587
7	0.1303	0.2632	0.4015	0.7111	1.1192	1.4149	1.8946	2.3646	2.9979	3.4995	5.4081
8	0.1297	0.2619	0.3995	0.7064	1.1081	1.3968	1.8595	2.3060	2.8965	3.3554	5.0414
9	0.1293	0.261	0.3979	0.7027	1.0997	1.3830	1.8331	2.2622	2.8214	3.2498	4.7809
10	0.1289	0.2602	0.3966	0.6998	1.0931	1.3722	1.8125	2.2281	2.7638	3.1693	4.5868
11	0.1286	0.2596	0.3956	0.6974	1.0877	1.3634	1.7959	2.2010	2.7181	3.1058	4.4369
12	0.1283	0.259	0.3947	0.6955	1.0832	1.3562	1.7823	2.1788	2.6810	3.0545	4.3178
13	0.1281	0.2586	0.394	0.6938	1.0795	1.3502	1.7709	2.1604	2.6503	3.0123	4.2209
14	0.128	0.2582	0.3933	0.6924	1.0763	1.3450	1.7613	2.1448	2.6245	2.9768	4.1403
15	0.1278	0.2579	0.3928	0.6912	1.0735	1.3406	1.7531	2.1315	2.6025	2.9467	4.0728
16	0.1277	0.2576	0.3923	0.6901	1.0711	1.3368	1.7459	2.1199	2.5835	2.9208	4.0149
17	0.1276	0.2573	0.3919	0.6892	1.0690	1.3334	1.7396	2.1098	2.5669	2.8982	3.9651
18	0.1274	0.2571	0.3915	0.6884	1.0672	1.3304	1.7341	2.1009	2.5524	2.8784	3.9217
19	0.1274	0.2569	0.3912	0.6876	1.0655	1.3277	1.7291	2.0930	2.5395	2.8609	3.8833
20	0.1273	0.2567	0.3909	0.687	1.0640	1.3253	1.7247	2.0860	2.5280	2.8453	3.8496
21	0.1272	0.2566	0.3906	0.6864	1.0627	1.3232	1.7207	2.0796	2.5176	2.8314	3.8193
22	0.1271	0.2564	0.3904	0.6858	1.0614	1.3212	1.7171	2.0739	2.5083	2.8188	3.7922
23	0.1271	0.2563	0.3902	0.6853	1.0603	1.3195	1.7139	2.0687	2.4999	2.8073	3.7676
24	0.127	0.2562	0.39	0.6848	1.0593	1.3178	1.7109	2.0639	2.4922	2.7970	3.7454
25	0.1269	0.2561	0.3898	0.6844	1.0584	1.3163	1.7081	2.0595	2.4851	2.7874	3.7251
26	0.1269	0.256	0.3896	0.684	1.0575	1.3150	1.7056	2.0555	2.4786	2.7787	3.7067
27	0.1268	0.2559	0.3894	0.6837	1.0567	1.3137	1.7033	2.0518	2.4727	2.7707	3.6895
28	0.1268	0.2558	0.3893	0.6834	1.0560	1.3125	1.7011	2.0484	2.4671	2.7633	3.6739
29	0.1268	0.2557	0.3892	0.683	1.0553	1.3114	1.6991	2.0452	2.4620	2.7564	3.6595
30	0.1267	0.2556	0.389	0.6828	1.0547	1.3104	1.6973	2.0423	2.4573	2.7500	3.6460
40	0.1265	0.255	0.3881	0.6807	1.0500	1.3031	1.6839	2.0211	2.4233	2.7045	3.5510
80	0.1261	0.2542	0.3867	0.6776	1.0432	1.2922	1.6641	1.9901	2.3739	2.6387	3.4164
120	0.1259	0.2539	0.3862	0.6765	1.0409	1.2886	1.6576	1.9799	2.3578	2.6174	3.3734
**	0.126	0.253	0.385	0.674	1.0360	1.2820	1.6450	1.9600	2.3260	2.5760	3.2910

Fuente: <http://es.slideshare.net/torimatcordova/distribucion-t-de-student-28545004>.