



Universidad de San Carlos de Guatemala

Facultad de Ingeniería

Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria y Recursos
Hidráulicos (ERIS)

**DETERMINACIÓN DEL EFECTO DE LA CARGA HIDRÁULICA SOBRE LA REMOCIÓN DE
NUTRIENTES EN UN FOTOBIOREACTOR DE CULTIVO MIXTO DE ALGAS CLOROFITAS,
EN LA PLANTA TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE LA USAC**

Ing. Edwin Moisés Oviedo Acuña

Asesorado por Dr. Ing. Félix Douglas Aguilar Carrera

Guatemala, agosto de 2018

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA



FACULTAD DE INGENIERÍA

**DETERMINACIÓN DEL EFECTO DE LA CARGA HIDRÁULICA SOBRE LA
REMOCIÓN DE NUTRIENTES EN UN FOTOBIORREACTOR DE CULTIVO
MIXTO DE ALGAS CLOROFITAS, EN LA PLANTA TRATAMIENTO DE
AGUAS RESIDUALES DE LA USAC**

ESTUDIO ESPECIAL

PRESENTADO A LA ESCUELA REGIONAL DE INGENIERÍA SANITARIA Y
RECURSOS HIDRÁULICOS –ERIS-
POR

ING. EDWIN MOISÉS OVIEDO ACUÑA

ASESORADO POR DR. ING. FÉLIX DOUGLAS AGUILAR CARRERA

COMO REQUISITO PREVIO PARA OPTAR AL GRADO ACADÉMICO DE
**MAESTRO (MAGISTER SCIENTIFICAE) EN CIENCIAS EN
INGENIERÍA SANITARIA**

GUATEMALA, AGOSTO DE 2018

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE INGENIERÍA



NÓMINA DE JUNTA DIRECTIVA

DECANO	Ing. Pedro Antonio Aguilar Polanco
VOCAL I	Ing. Ángel Roberto Sic García
VOCAL II	Ing. Pablo Christian de León Rodríguez
VOCAL III	Ing. José Milton de León Bran
VOCAL IV	Br. Jurgén Andoni Ramírez Ramírez
VOCAL V	Br. Oscar Humberto Galicia Núñez
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 DE ESTUDIO ESPECIAL

EXAMINADOR(A) MSc. Ing. Adán Pocasangre Collazos
EXAMINADOR(A) MSc. Ing. Zenón Much Santos
EXAMINADOR(A) Dr. Ing. Félix Douglas Aguilar Carrera

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

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

DETERMINACIÓN DEL EFECTO DE LA CARGA HIDRÁULICA SOBRE LA REMOCIÓN DE NUTRIENTES EN UN FOTOBIORREACTOR DE CULTIVO MIXTO DE ALGAS CLOROFITAS, EN LA PLANTA TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE LA USAC

Tema que fue autorizado por la Comisión de Admisión y Otorgamiento de Grado de la Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria y Recursos Hidráulicos (ERIS), en agosto de 2017.

Ing. Edwin Moisés Oviedo Acuña

Correo electrónico: edwinoviedo@yahoo.com

Carné No.201790263



USAC
TRICENTENARIA
Universidad de San Carlos de Guatemala



Guatemala, 17 de agosto de 2018.

Maestro en Ingeniería Sanitaria
Ing. Adan Ernesto Pocasangre
Coordinador de la Maestría en Ingeniería Sanitaria
Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria y Recursos Hidráulicos (ERIS)
Facultad de ingeniería, USAC

Habiendo revisado el documento titulado:

**DETERMINACIÓN DEL EFECTO DE LA CARGA HIDRÁULICA SOBRE LA
REMOCIÓN DE NUTRIENTES EN UN FOTOBIORREACTOR DE CULTIVO
MIXTO DE ALGAS CLOROFITAS, EN LA PLANTA TRATAMIENTO DE
AGUAS RESIDUALES DE LA USAC**

Elaborado por el ingeniero Edwin Moisés Oviedo Acuña, como parte de su Estudio Especial, y como requisito para optar al grado académico de Maestro en Ciencias en Ingeniería Sanitaria, mediante la presente me permito informarle mi satisfacción con su contenido y revisión de lingüística, por lo tanto, le comunico que dicho documento cuenta con mi aprobación.

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

Atentamente.

“ID Y ENSEÑAD A TODOS”

Dr. Ing. Félix Douglas Aguilar

Asesor del estudio



Guatemala, 20 de agosto de 2018

Señores Comisión de Admisión y Otorgamiento de Grado
Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria y Recursos Hidráulicos (ERIS):

Respetuosamente les comunico que he revisado y aprobado, en mi calidad de coordinador de la Maestría en Ciencias en Ingeniería Sanitaria, el informe final del Estudio Especial titulado:

DETERMINACIÓN DEL EFECTO DE LA CARGA HIDRÁULICA SOBRE LA REMOCIÓN DE NUTRIENTES EN UN FOTOBIORREACTOR DE CULTIVO MIXTO DE ALGAS CLOROFITAS, EN LA PLANTA TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE LA USAC

Presentado por el estudiante:

Ing. Edwin Moisés Oviedo Acuña

Les manifiesto que el estudiante cumplió en forma satisfactoria con todos los requisitos establecidos por la Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria y Recursos Hidráulicos -ERIS- y por la Universidad de San Carlos de Guatemala en la realización de su estudio.

Agradeciéndoles de antemano la atención a la presente, se suscribe de ustedes,

Atentamente,

“ID Y ENSEÑAD A TODOS”

MSc. Ing. Adán Pocasangre Collazos.

Coordinador Maestría en Ciencias en Ingeniería Sanitaria.

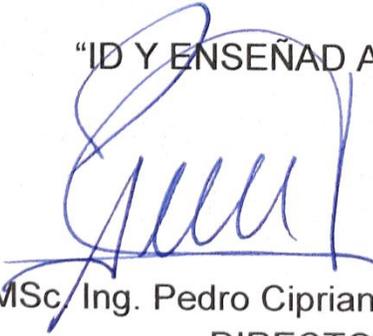


Guatemala, 21 de agosto de 2018

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: MSc. Adán Pocasangre Collazos, MSc. Ing. Zenón Much Santos y, Dr. Ing. Félix Douglas Aguilar Carrera, así como el visto bueno del Coordinador de la Maestría en Ciencias en Ingeniería Sanitaria; MSc Ing. Adán Pocasangre Collazos y la revisión lingüística realizada por la Licenciada Ruth Nohemí Cardona Mazariegos, Colegiada No. 12498, al trabajo del estudiante Ing. Edwin Moisés Oviedo Acuña, titulado: **DETERMINACIÓN DEL EFECTO DE LA CARGA HIDRÁULICA SOBRE LA REMOCIÓN DE NUTRIENTES EN UN FOTOBIORREACTOR DE CULTIVO MIXTO DE ALGAS CLOROFITAS, EN LA PLANTA TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE LA USAC.** En representación de la Comisión de Admisión y Otorgamiento de Grado, procede a la autorización del mismo, en Guatemala a los veintiún días del mes de agosto de 2018.

Imprimase

“ID Y ENSEÑAD A TODOS”


MSc/ Ing. Pedro Cipriano Saravia Celis
DIRECCION
ESCUELA REGIONAL DE INGENIERIA SANITARIA Y RECURSOS HIDRAULICOS
FACULTAD DE INGENIERIA
U.S.A.C.

Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria y Recursos Hidráulicos

ACTO QUE DEDICO A:

Dios

Por brindarme la vida, la salud, la sabiduría; por estar conmigo siempre, y guardarme en todo momento, durante todo los años de mi vida, y en el procesos de mis estudios en este país, a JEHOVÁ DIOS SEA LA GLORIA POR SIEMPRE.

Mi madre

Por haberme traído a la vida, por haberme criado con valores y devoción al estudio, por formarme desde mi niñez e inculcarme metas de superación, por su amor, apoyo y oraciones a Dios y a nuestro Señor Jesucristo, para ser bienaventurado.

Mi esposa

Por su noble amor, su lealtad, sacrificio, paciencia, comprensión, por redoblar esfuerzos para cuidar de nuestra familia, durante el tiempo que he estado lejos de ella. Por demostrarme su amor en los buenos y adversos momentos, por ser mi ayuda idónea, porque siempre nos amemos.

Mis hijas

Por ser el motivo que me impulsa, cada día a superarme, para brindarles un futuro mejor, que Dios mediante, brinde sus frutos, en unidad y

amor familiar, y que cada día, disfrutemos del amor de nuestra familia.

Mis hermanos

Que juntos hemos compartido momentos inolvidables en nuestras vidas, y que siempre nos amemos como hermanos y nos apoyemos unos a otros.

Mi familia materna

Agradecer a mis tías, abuelo, primas, por estar pendiente de mí, y por sus buenos deseos, también les dedico este triunfo.

Mi país, Nicaragua

El que disfruto, por la bendición de Dios y pido que siempre haya paz, y que salgamos adelante, juntos construyendo un mejor futuro, como nicaragüenses.

AGRADECIMIENTOS A:

Dios	Por ayudarme alcanzar mi sueño, y por darme la oportunidad de venir a este país y formarme como un especialista.
ERIS y sus catedráticos	Por formarme en adquirir conocimiento, por brindarme su apoyo durante mis estudios.
La República Federal de Alemania	Quien a través del Servicio de Intercambio Académico Alemán (DAAD) Centroamérica, me concedió la beca, y el acompañamiento, para venir a Guatemala a estudiar esta maestría.
Profesor Dr. Félix Aguilar	Por ayudarme, brindarme de su tiempo y conducirme en el proceso de investigación y elaboración de mí estudio especial.
Profesor M.Sc. Adán Pocasangre	Por ser, la primera persona que hice contacto durante el proceso de aceptación en ERIS, por brindarme su apoyo durante el transcurso de la maestría.
Profesor M.Sc. Zenón Much	Por compartirme sus conocimientos, por brindarme todo el apoyo, en laboratorio para la realización de esta tesis.

Director MSc. Pedro Saravia	Por ser la persona en recibirme en este país, por brindarme su apoyo durante la maestría.
Mi Colega y Amigo Wilber Javier Pérez	Por orientarme e inducirme en el proceso de aplicación a la maestría, por brindarme sus consejos.
Mi compañero de Maestría Carlos Barrios	Por brindarme su amistad, y el cariño de su familia, por el apoyo mutuo y acompañamiento en el trabajo de campo, durante la fase de construcción de este estudio.
Compañeros de clase	Gracias por brindarme su amistad, por los momentos compartidos, durante todo este tiempo, por aprender de su cultura Chapina, de la cual me llevo un poco.

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES.....	V
FIGURAS.....	V
RESUMEN.....	IX
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	XIII
JUSTIFICACIÓN.....	XVII
OBJETIVOS.....	XIX
ANTECEDENTES.....	XXI
INTRODUCCIÓN.....	XXV
1. MARCO TEÓRICO.....	1
1.1. Ciclo del nitrógeno.....	1
1.2. Ciclo del fósforo.....	4
1.3. Nitrificación y desnitrificación biológica	5
1.4. Remoción de nutrientes.....	6
1.5. Remoción biológica de fósforo	7
1.6. Microalgas	8
1.6.1. Definición.....	8
1.6.2. Clases de algas de agua dulce.....	9
1.6.3. Beneficios del uso de microalgas para el tratamiento de aguas residuales.....	10
1.6.4. Factores en un cultivo de microalgas	10
1.6.4.1. Luz.....	11
1.6.4.2. Temperatura	12
1.6.4.3. Potencial de hidrógeno y CO ₂	13
1.6.4.4. Oxígeno disuelto.....	14

1.7.	Fotobiorreactores	15
1.7.1.	Tipos de fotobiorreactores.....	15
1.7.1.1.	Fotobiorreactores tubulares.....	15
1.7.1.2.	Fotobiorreactores de superficie plana (flat plate)	16
1.7.1.3.	Fotobiorreactores tipo fermentador de tanque agitado.....	16
1.7.1.4.	Fotobiorreactores tipo híbridos.....	17
2.	METODOLOGÍA	19
2.1.	Ubicación de planta de tratamiento de aguas residuales de la USAC	20
2.2.	Diseño y construcción del fotobiorreactor	22
2.3.	Estabilización del sistema de fotobiorreactores	30
2.4.	Determinación y conteo de algas del fotobiorreactor	32
2.4.1.	Recolección de muestra digester de lodos PTAR USAC	32
2.4.2.	Técnica de conteo de algas.....	32
2.5.	Muestreo	33
2.5.1.	Determinación del número de muestras.....	33
2.5.2.	Medición de parámetros físicos y químicos.....	36
3.	RESULTADOS.....	39
3.1.	Conteo de algas en fotobiorreactor	39
3.2.	Parámetros físicos.....	40
3.3.	Parámetros químicos	41
4.	DISCUSIÓN DE RESULTADOS.....	45
4.1.	Conteo de microalgas	46

4.2.	Análisis de parámetros físicos	47
4.2.1.	Potencial de hidrógeno	47
4.2.2.	Temperatura	48
4.2.3.	Radiación solar	49
4.3.	Análisis de parámetros químicos	51
4.3.1.	Nitrógeno total	51
4.3.2.	Fósforo total	53
4.3.3.	Nitratos	56
4.3.4.	Fosfatos	58
4.3.5.	Amoníaco	60
4.4.	Análisis de correlación	63
4.4.1.	Carga hidráulica y nitrógeno total flujo continuo	63
4.4.2.	Carga hidráulica y nitrógeno total flujo <i>batch</i>	65
4.4.3.	Carga hidráulica y fósforo total flujo continuo	67
4.4.4.	Carga hidráulica y fósforo total flujo <i>batch</i>	69
	CONCLUSIONES	71
	RECOMENDACIONES	75
	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	77
	ANEXOS	81

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

FIGURAS

1. Ciclo del nitrógeno.....	2
2. Ciclo del fósforo.....	4
3. Mecanismos de transformación biológica del nitrógeno	6
4. Metodología.....	19
5. Ubicación de fotobiorreactor en la planta de tratamiento de aguas residuales de la USAC	20
6. Esquema de planta de tratamiento de aguas residuales de la usac y ubicación de fotobiorreactor	21
7. Perfil hidráulico de fotobiorreactor	22
8. Punto de acople salida del filtro percolador III	28
9. Derivador de caudales.....	28
10. Isométrico de fotobiorreactores	29
11. Dimensiones de fotobiorreactores	29
12. Estabilización día 1.....	30
13. Estabilización día 3.....	30
14. Estabilización día 7.....	31
15. Producción de O_2	31
16. Medición de ph fotobiorreactor III	36
17. Temperatura fotobiorreactor III	36
18. Comportamiento de microalgas en fotobiorreactor.....	46
19. Potencial de hidrógeno en fotobiorreactores	47
20. Temperatura °C.....	49
21. Radiación solar febrero – mayo 2018.....	50

22. Radiación solar días de muestreo.....	50
23. Concentración de nitrógeno total	51
24. Eficiencia en la concentración de nitrógeno	53
25. Concentración de fósforo total	54
26. Eficiencia en la concentración de fósforo total	56
27. Concentración de nitratos	57
28. Eficiencia en la concentración de nitratos	58
29. Concentración de fosfatos	59
30. Eficiencia en la concentración de fosfatos	60
31. Concentración de amoníaco	61
32. Eficiencia en la concentración de amoníaco	62
33. Correlación entre la carga hidráulica y nitrógeno total flujo continuo	64
34. Correlación entre la carga hidráulica y nitrógeno total flujo <i>batch</i>	66
35. Correlación entre la carga hidráulica y fósforo total flujo continuo	68
36. Correlación entre la carga hidráulica y fósforo total flujo <i>batch</i>	70
37. Instalación de fotobiorreactores	83
38. Llenado de fotobiorreactores.....	83
39. Aforo de caudales	83
40. Pruebas hidráulicas.....	83
41. Ph a la entrada.....	85
42. Ph fotobiorreactor I.....	85
43. Ph fotobiorreactor II.....	85
44. Ph fotobiorreactor III.....	85
45. Temperatura °C a la entrada.....	87
46. Temperatura °C fotobiorreactor I.....	87
47. Temperatura °C fotobiorreactor II.....	87
48. Temperatura °C fotobiorreactor III.....	87

TABLAS

I.	Diseño hidráulico de fotobiorreactores	23
II.	Primera corrida para el cálculo de muestra	34
III.	Segunda corrida para el cálculo de muestra	35
IV.	Tercera corrida para el cálculo de muestra	35
V.	Conteo de algas Chlorellas en fotobiorreactores	39
VI.	Potencial de hidrógeno en fotobiorreactores.....	40
VII.	Temperatura en fotobiorreactores.....	40
VIII.	Concentración de nitrógeno total en fotobiorreactores.....	41
IX.	Concentración de fósforo en fotobiorreactores	41
X.	Concentración de nitratos en fotobiorreactores.....	42
XI.	Concentración de fosfatos en fotobiorreactores	42
XII.	Concentración de amoníaco en fotobiorreactores.....	43
XIII.	Eficiencia en la concentración nitrógeno total en fotobiorreactores	52
XIV.	Eficiencia en la concentración fósforo total en el sistema	55
XV.	Eficiencia en la concentración nitratos en el sistema	57
XVI.	Eficiencia en la concentración fosfatos en el sistema.	59
XVII.	Eficiencia en la concentración amoníaco en el sistema	61
XVIII.	Estadísticas descriptivas carga hidráulica y nitrógeno total flujo continuo.....	63
XIX.	Correlación carga hidráulica y nitrógeno total flujo continuo	63
XX.	Estadísticas descriptivas carga hidráulica y nitrógeno total flujo <i>batch</i>	65
XXI.	Correlación carga hidráulica y nitrógeno total flujo <i>batch</i>	65
XXII.	Estadísticas descriptivas carga hidráulica y fósforo total flujo continuo.....	67
XXIII.	Correlación carga hidráulica y fósforo total flujo continuo	67
XXIV.	Estadísticas descriptivas carga hidráulica y fósforo total flujo <i>batch</i>	69

XXV. Correlación carga hidráulica y fósforo total flujo *batch*..... 69

RESUMEN

El presente estudio se desarrolló con el objetivo de investigar, el efecto que produce la carga hidráulica, sobre la remoción de nutrientes como: nitrógeno total y fósforo total, en un fotobiorreactor, instalado en la planta de tratamiento de aguas residuales de la Universidad de San Carlos de Guatemala, el cual fue expuesto a radiación solar durante el periodo de la investigación.

El sistema de fotobiorreactor consistió en la instalación de 3 tuberías de policarbonato transparente de 8 pulgadas de diámetro externo, que se alimentó de las aguas residuales del efluente de los filtros percoladores de la etapa III, y fue expuesto a radiación solar; lo que propició las condiciones que desarrolló el crecimiento de algas clorofitas de la especie *Chlorella*.

La mayor producción de algas se obtuvo al séptimo día de estabilización, alcanzándose un valor de 3.2×10^6 células por mililitro en el fotobiorreactor II, en el fotobiorreactor I se alcanzó un valor de 2.4×10^6 y en el fotobiorreactor III se alcanzó un valor de 2.56×10^6 células por mililitro.

Una vez estabilizado los fotobiorreactores, se trabajaron a flujo continuo a diferentes cargas hidráulicas, siendo estas de 1.32, 3.23, y 5.32 m³/m²/día respectivamente.

Durante el tiempo de muestreo, se pudo observar un barrido de la biomasa en las primeras tres muestras, por lo que se tomó la decisión, de hacer trabajar el sistema de fotobiorreactores en flujo tipo *batch*.

En el estudio, se determinó la eficiencia de remoción de nutrientes, en cada fotobiorreactor y se comprobó la hipótesis planteada, determinándose que la carga hidráulica, si ejerció un efecto significativo en la remoción de nitrógeno total a flujo continuo, con una correlación de Pearson de 0.998 y un nivel de significancia bilateral de 0.041. Para el nitrógeno total, trabajando el fotobiorreactor a flujo *batch* no hubo un efecto significativo al igual que, para el fósforo total trabajando el fotobiorreactor a flujo continuo y a flujo tipo *batch*.

La eficiencia de remoción, para el caso del nitrógeno total trabajando el fotobiorreactor a flujo continuo y con caudal mínimo fue de 8.37 %, para caudal medio 12.09 %, y para caudal máximo 15.35 %. La eficiencia de remoción para el nitrógeno total trabajando el fotobiorreactor a flujo tipo *batch* y con caudal mínimo fue de 17.65 %, para caudal medio 15.09 %, y para caudal máximo 18.67 %. La eficiencia de remoción del fósforo total trabajando el fotobiorreactor a flujo continuo y con caudal mínimo fue de 44.02 %, para caudal medio 66.14 %, y para caudal máximo 62.30 %. La eficiencia de remoción del fósforo total trabajando el fotobiorreactor a flujo tipo *batch* y con caudal mínimo fue de -7.77 %, para caudal medio 13.08 %, y para caudal máximo 21.11 %; lo que resulta deficiente para el fotobiorreactor I y mejor remoción para los fotobiorreactor II y III.

La eficiencia de remoción de nitratos trabajando el fotobiorreactor a flujo continuo y con caudal mínimo fue de 16.29 %, para caudal medio 26.56 %, y para caudal máximo 31.47 %. Eficiencia de remoción de nitratos trabajando el fotobiorreactor a flujo tipo *batch* y con caudal mínimo fue de -41.12 %, para caudal medio -56.88 %, y para caudal máximo -71.96 %; lo que resultó deficiente para el sistema de fotobiorreactor.

La remoción de fosfatos trabajando el fotobiorreactor a flujo continuo y con caudal mínimo fue de 35.48 %, para caudal medio 43.01 %, y para caudal máximo 41.94 %. Los resultados de eficiencia de remoción para fosfatos, trabajando el fotobiorreactor a flujo tipo *batch* y con caudal mínimo fue de - 1.09%, para caudal medio 19.98 %, y para caudal máximo 16.94 %.

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Guatemala cuenta con el Acuerdo 236-2006, que regula la calidad de las descargas de aguas residuales a los cuerpos receptores y que limita el vertido de sustancias consideradas perjudiciales, que reducen la cantidad de oxígeno disuelto y afectan la vida acuática. Aún con este acuerdo, la mayoría de las plantas de tratamiento que se encuentran en el país, no cumplen con lo normado y solo se limitan al cumplimiento de reducción de la materia orgánica, DBO₅, DQO, SST, y se deja fuera el caso de los nutrientes.

Los nutrientes como el nitrógeno y fósforo, constituyen un tema de amplia investigación, debido a que estos son parte de los componentes de las aguas residuales. La urea y el amoníaco son transformados en los procesos nitrificación biológica que se da lugar en los decantadores, cuando se da a cabo la oxidación de la materia orgánica, y que propicia el crecimiento bacteriano de nitrosomas y nitrobacter, que se encargan de transformar el amoníaco en nitritos y nitratos.

El aumento de nutrientes o eutrofización en el agua ocasiona crecimientos excesivos de algas. Las algas azul verdosas o bacterias cianofíceas, especialmente las especies del género *anabaena* y *microcystis*, son tóxicas causan sabores y malos olores, este tipo de algas son hepatóxicas y son comunes en las aguas de consumo (Romero, 1999).

La presencia de algas y plantas acuáticas interfieren con los procesos de potabilización de las aguas; deterioran la estética de los recursos hídricos, afectan las inversiones, el crecimiento turístico y el desarrollo de las regiones.

Además que contaminan la única fuente de alimento de familias dedicadas a la pesca artesanal, provoca muchas enfermedades de origen diarreico y muchas veces la muerte.

De acuerdo a estudios realizados en ERIS, para el aprovechamiento de algas clorofitas, en los efluentes de los filtros percoladores, surge la siguiente pregunta de investigación: ¿Cuál es el efecto de la carga hidráulica en un fotobioreactor, en su eficiencia para la remoción de nutrientes?

HIPÓTESIS

La carga hidráulica en un fotobioreactor, ejerce un efecto significativo en la remoción de nutrientes de las aguas residuales del efluente de los filtros percoladores de la planta de tratamiento de aguas residuales de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

JUSTIFICACIÓN

En vista a la necesidad de alternativas, para mejorar la calidad de los efluentes en aras de evitar la contaminación y degradación de nuestros recursos naturales. Se hace necesario evaluar la propuesta de un sistema terciario de tipo biológico, utilizando algas clorofitas como la *Chlorella vulgaris* y *Scenedesmus*, algas que son muy comunes en el fitoplancton, de los efluentes de tratamiento secundario de aguas residuales de origen doméstico.

El nitrógeno y fósforo son los principales nutrientes de importancia en el vertido de las aguas residuales. Los vertidos que contienen estas sustancias pueden acelerar el proceso de eutrofización de los lagos y embalses pocos profundos y estimular el crecimiento de algas y plantas acuáticas arraigadas en cursos de agua poco profundos. (Metcalf & Eddy, 1995).

En este estudio, se plantea dar seguimiento a las investigaciones desarrolladas en ERIS, relacionadas en el campo de la remoción de nutrientes fósforo y nitrógeno, utilizando un sistema biológico de fotobiorreactores, que trabaje a diferentes caudales (máximo, medio y mínimo) y que una vez evaluada su eficiencia en la remoción de nutrientes, pueda ser utilizado como alternativa en el tratamiento terciario, en los efluentes de los filtros percoladores de una planta de tratamiento de aguas residuales.

A través de la implementación de este sistema de tratamiento, se pretende presentar una propuesta de modelo que no requiere insumos químicos, ni el uso de energía comercial, y que pueda ser aplicado a escalas mayores en las comunidades de la región centroamericana.

OBJETIVOS

General:

Determinar el efecto que produce la carga hidráulica sobre la remoción de nutrientes en un fotobiorreactor con cultivo de algas mixtas, en las aguas residuales de la planta de tratamiento de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

Específicos:

1. Cuantificar la población de algas clorofitas del tipo *Chlorella*, que se desarrolla durante la etapa de muestreo del sistema de fotobiorreactores.
2. Identificar el tiempo de mayor producción de algas clorofitas en los fotobiorreactores.
3. Determinar la eficiencia de remoción de nitrógeno total, nitratos, fósforo total y fosfatos para cada unidad de fotobiorreactor a distintas tasas hidráulicas.

ANTECEDENTES

La implementación de soluciones de tipo biológicas, para la remoción de fósforo y nitrógeno fue estudiada en muchas investigaciones con diferentes tipos de metodologías, entre ellas los humedales que utilizan variedades de plantas acuáticas como lirios, juncos de agua, eneas, carrizos, entre otros.

De acuerdo a Salazar (2005), la importancia y aplicación de las microalgas en el tratamiento de aguas residuales, tiene sus antecedentes en la época de Cadwell (1940), que reportó los primeros estudios sobre la posibilidad de utilizar las microalgas, como microorganismos purificadores de aguas residuales, para el aprovechamiento de los nutrientes inorgánicos contenidos en estos tipos de aguas, al favorecer el crecimiento de las microalgas funcionando como medio de cultivo. Posteriormente, Oswald (1957), introduce un nuevo concepto en la producción masiva de microalgas, al llevar a cabo el tratamiento de las aguas residuales, obteniendo una producción de biomasa vegetal con un alto contenido proteico; lo que finalmente se considera como una valorización de las aguas residuales, mediante el cultivo de microalgas. En la década de los años sesenta, en Richmond, California (1960), se realiza el sistema de cultivo de microalgas más grande de los Estados Unidos, llegándose a alcanzar una producción muy alta de biomasa de microalgas de 12-18 g m²/d, siendo este el punto de partida para que diversos países desarrollarán técnicas de cultivo masivo de microalgas en sistemas cerrados y abiertos, con diferentes finalidades (pág. 65).

La Escuela de Ingeniería Sanitaria y Recursos Hidráulicos ERIS-USAC ha desarrollado estudios por parte de estudiantes de la maestría de Ingeniería

Sanitaria relacionado con el uso de microalgas, con el fin de investigar tecnologías de bajos costos para solucionar los problemas de contaminación de las fuentes de agua y que puedan implementarse en los países centroamericanos, pudiéndose mencionar los siguientes estudios:

Guerra y Zea (2015), encontraron que las aguas del efluente de los filtros percoladores de la PTAR de la USAC y PTAR Ing. Arturo Pasos Sosa, son ideales para generar el crecimiento de algas de forma natural. En la PTAR de la USAC encontraron que se puede reducir el nitrógeno amoniacal en 5,14 %, el nitrato en 18,73 % y fosfato en 16,38 %. En la planta de tratamiento de aguas residuales Arturo Pasos, la concentración de nitrato se redujo en 7,82 % y para los parámetros de nitrógeno amoniacal y fosfatos, estos aumentaron sus concentraciones, por lo que se puede decir que, no superaron el 20 % propuesto en la hipótesis de investigación. Las algas identificadas, que se generan en la planta de tratamiento pertenecen a las familias: cianofitas, diatomeas, clorófitas y zooplancton, de la familia clorófitas sobresalen, *Chlorella*, *Scenedesmus*, *Actinastrum* sp.

Argueta y Blandón (2016), confirman la existencia de algas clorófitas, en la que la especie predominante es la *Chlorella*, con un crecimiento exponencial a los 12 días; *Microsistis*, *Sphaerocystis*, *Closteriopsis* y *Navícula*, todas estas con un crecimiento exponencial a los 7 días, y posteriormente entran en una etapa de decaimiento. Encontraron que a los 12 días las concentraciones de nutrientes obtuvieron el máximo nivel de remoción, para el caso del amoniaco 41.78 %, para fosfatos 40.42 %, para nitratos 53 %, y para nitritos un valor de 64.52 %. Además plantearon un modelo matemático a nivel de laboratorio, para determinar el nivel de remoción de nutrientes amonio, fosfatos, nitritos y nitratos de las aguas del efluente de los filtros percoladores de la USAC.

Aguilar (2017), en su tesis doctoral, retoma como base el estudio de Argueta y Blandón (2016), logrando concluir en un modelo de regresión múltiple con nivel de confianza de 95 % usando técnicas de fitorremediación. Se determinó que cultivos mixtos de algas *Chlorella* en simbiosis con bacterias, entre otros microorganismos reducen en 31 % la concentración de fosfato en el agua del efluente de los filtros percoladores de la USAC, lo cual conlleva a mitigar los procesos de eutrofización de las fuentes de agua. El estudio presenta, que del día 1 al día 7 hay un incremento de valor máximo en la tasa del color residual de 0.84, a partir del día 7 la tasa de incremento se reduce en significativamente a valores por debajo del 0.06 con tendencias a no sufrir variaciones del día 7 al 14. Esto es asociable a los resultados en el que se obtiene el máximo crecimiento de biomasa algal entre los días 8 y 9. Las eficiencias de remoción encontradas para la PTAR de la USAC, para nitratos fue de 55.16 %, para amoníaco fue de -3.22 % en este caso se produce un incremento, para fosfatos fue de 26.39 %. Para la PTAR de ERIS, la eficiencia de remoción encontrada, para nitratos fue de 31.54 %, para amoníaco fue de 56.57 % y para fosfato fue de 27.83 %. Los valores promedios de remoción para ambas plantas de tratamiento fue de 26 a 27 %.

Adicionalmente a los estudios realizados por ERIS, se tienen investigaciones importantes, que han permitido conocer a mayor profundidad, el comportamiento de los cultivos de algas clorofitas, siendo más relevantes para el objeto del presente estudio, los siguientes:

- a) Estudio realizado por Ruiz-Marin (2009), titulado: “Crecimiento y eliminación de nutrientes en algas verdes libres e inmovilizadas en *batch* y cultivo semi-continuo, en el tratamiento de aguas residuales reales”. En este estudio se compararon dos especies de microalgas, que crecían como células inmovilizadas y libres para evaluar su capacidad para eliminar nitrógeno (N) y fósforo (P) en cultivos

discontinuos de aguas residuales urbanas. La mejor configuración de crecimiento de células de microalgas, fue seleccionado para ser probado en un biorreactor operado en modo semicontinuo. La especie *Scenedesmus obliquus* mostró una mayor tasa de absorción de N y P en aguas residuales urbanas que la *Chlorella vulgaris* y que cuando se prueba en modo semi-continuo y con la recalcificación de alginato de calcio la *Scenedesmus obliquus* es más eficaz en la eliminación de N y P por más tiempo períodos (181 h) que cultivos por *batch*.

- b) Estudio realizado por Jing Shi, Bjorn Podola, Michael Melkonian en el año 2006, encuentran eliminación de nitrógeno y fósforo de las aguas residuales por dos microalgas verdes (*Chlorella vulgaris* y *Scenedesmus rubescens*) utilizando un método de inmovilización de células de algas, sistema de doble capa. En este sistema las microalgas están inmovilizadas por autoadhesión sobre un sustrato húmedo, microporoso y ultrafino de un tejido fibroso. Las algas permanecen 100 % inmovilizadas, lo que se compara favorablemente con métodos de atrapamiento de gel para la inmovilización celular. Ambas microalgas eliminaron el nitrato de manera eficiente de las aguas residuales municipales.

INTRODUCCIÓN

En cumplimiento a los requisitos de graduación para optar al título de Maestro en Ciencias en Ingeniería Sanitaria, se desarrolló el presente estudio especial, que tiene la finalidad de investigar la eliminación de nutrientes en aguas residuales a través de un sistema de tratamiento terciario de tipo biológico, para efluentes de filtros percoladores.

Se diseñó un sistema de tres fotobiorreactores compuestos de tubos de policarbonatos transparentes, estos a su vez fueron llenados con agua residual y puestos a la intemperie para recibir radiación solar; de esta manera generar las condiciones y estimular el crecimiento de biomasa de algas. Este sistema de fotobiorreactor se instaló en la PTAR de la USAC, y el suministro de agua residual se obtuvo de los filtros percoladores de la etapa III.

Se le suministro agua residual a cada fotobiorreactor de forma separada, a través de un sistema de mangueras, partiendo desde la fuente a un derivador de caudales y luego al fotobiorreactor a diferentes cargas hidráulicas. Durante el proceso de la investigación, cada fotobiorreactor fue evaluado de manera independiente en cuanto a su eficiencia de remoción de nutrientes. El tiempo de estabilización del sistema en condiciones óptimas de radiación solar (período de verano) fue de 7 días, tiempo que mostró el máximo crecimiento de algas en los fotobiorreactores.

Los parámetros evaluados en este estudio fueron:

- Físicos: temperatura, potencial de hidrógeno.
- Químicos: nitrógeno total, fósforo total, fosfatos, nitratos, amoníaco.
- Ambientales: radiación solar.

Los datos de radiación solar, fueron obtenidos de estación meteorológica automática propiedad de ERIS, que se instaló en la planta piloto AURORA II en la investigación realizada por los estudiantes de ERIS: Saraí Montoya y Juan Gattorno.

El propósito principal de este estudio, es contribuir a generar conocimiento en el desarrollo un sistema de tratamiento biológico, haciendo uso de fotobiorreactores y microalgas como medio de remoción de nutrientes, e incentivar el uso de estas tecnologías renovables y de bajo costo, que a su vez ayude a reducir el impacto de la eutrofización en las fuentes de agua, para la protección de los recursos hídricos de la región centroamericana.

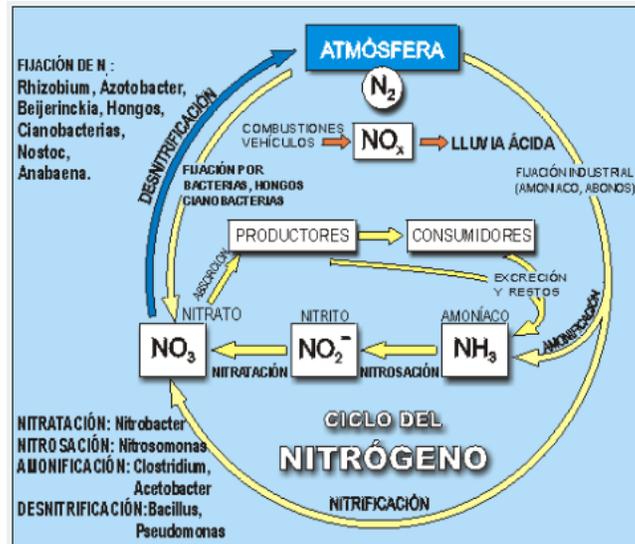
1. MARCO TEÓRICO

1.1. Ciclo del nitrógeno

El nitrógeno presente en la naturaleza se transforma dentro de un ciclo, entre especies inorgánicas y orgánicas. La degradación bajo condiciones aeróbicas de las proteínas provenientes del tejido muerto de origen animal y vegetal, se realiza por la acción de las bacterias, produciendo nitrógeno amoniacal que después se oxida a nitritos y nitratos. El nitrato liberado al ambiente junto con el amonio producto de la fijación de nitrógeno gaseoso de la atmósfera, es empleado por las plantas en la producción de tejido vegetal que contiene nitrógeno orgánico. Por otra parte, los animales consumen microorganismos y el tejido vegetal de las plantas produciendo proteína animal, para completar de esta forma el ciclo (Crites & Tchobanoglous, 2000, pág. 140).

La atmósfera sirve de reservorio, de donde se puede extraer el nitrógeno por la acción de una descarga eléctrica y de las bacterias que fijan el nitrógeno. Grandes cantidades de nitrógeno son oxidadas a N_2O_5 y su unión con el agua produce HNO_3 , que es transportado a la tierra por la lluvia. (Sawer, McCarty, P, & Parkin, G, 2001, pág. 597).

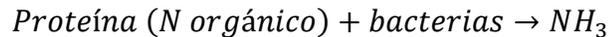
Figura 1. **Ciclo del nitrógeno**



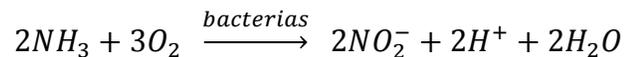
Fuente: <https://www.lenntech.es/ciclo-nitrogeno.htm>

La urea es uno de los compuestos más conocidos del amonio, debido a su producción gradual de amoníaco. Los seres humanos y animales obtienen las proteínas de las plantas o de otros animales que se alimentan de plantas, a excepción de los rumiantes; ya que estos poseen múltiples estómagos capaces de producir parte de sus requerimientos proteicos, mediante la acción de las bacterias sobre los carbohidratos y la urea. Los compuestos nitrogenados son liberados en los residuos del organismo durante la vida, y después de la muerte las proteínas almacenadas en el cuerpo se convierten en materia de desecho. La orina contiene el nitrógeno que resulta de la degradación de las proteínas y existe principalmente en la orina como urea que se transforma a carbonato de amonio. Las heces de los animales contienen cantidades de proteínas no asimilada (nitrógeno orgánico); ésta y la proteína que queda en el cuerpo de los animales y plantas que mueren se convierten en gran medida a amoniaco

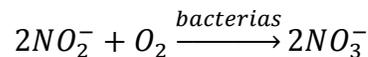
por la acción de las bacterias heterótrofas, en condiciones aerobias y anaeróbicas (Sawer, McCarty, P, & Parkin, G, 2001, pág. 598)



Algo de nitrógeno queda siempre en la materia no digerible que va a parar al conducto de los residuos no digeribles. El amoniaco liberado por la acción bacteriana sobre la urea y las proteínas puede ser utilizado por las plantas directamente para producir proteína vegetal; si se libera en exceso es oxidado por las bacterias nitrificantes autótrofas. El grupo nitrosomona, formador de nitrito, en condiciones aeróbicas convierte el amoniaco a nitritos y obtiene energía de la oxidación:



Los nitritos son oxidados por un grupo de bacterias nitrificantes (nitrobacteria) que son las formadoras de nitratos.

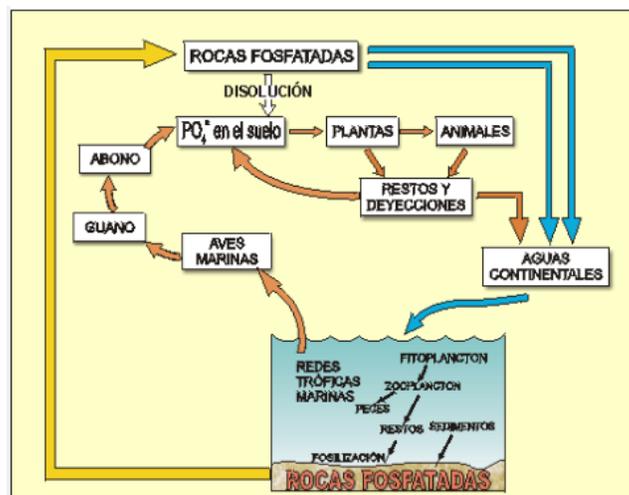


Los nitratos son la forma más oxidada del nitrógeno que se puede encontrar en las aguas residuales. La EPA recomienda que para la recarga de aguas subterráneas, la concentración de nitratos no deba superar 45 mg/l como NO_3^- , dada que representa un riesgo para la salud de los niños. La concentración de nitratos en el afluente de aguas residuales varía entre 0 y 20 mg/l en la forma de nitrógeno (N), con valores típicos entre 15 y 29 mg/l. (Metcalf & Eddy, 1995, pág. 98).

1.2. Ciclo del fósforo

Transcurre entre las formas orgánicas e inorgánicas al igual que el nitrógeno. Los compuestos que contienen fósforo están presentes en todas las formas de material vivo. La única forma de fósforo que puede ser rápidamente empleada por las plantas y microorganismos es la de ortofosfatos (PO_4^{-3}). El ciclo del fósforo involucra dos grandes etapas que necesita de la participación de las bacterias: 1) conversión de fósforo orgánico a fósforo inorgánico y 2) conversión de fósforo inorgánico a orgánico. La conversión de las formas insolubles de fósforo como fosfato de calcio [$Ca_2(HPO_4)_2$] en formas solubles principalmente ortofosfatos, se lleva a cabo mediante microorganismos, (Crites & Tchobanoglous, 2000, pág. 141).

Figura 2. Ciclo del fósforo



Fuente: <https://www.lenntech.es/ciclo-fosforo.htm>

El fósforo orgánico del tejido muerto de plantas y animales muertos, y del desecho producido por los animales se convierte en PO_4^{-3} mediante la acción bacteriana, estos fosfatos son liberados al medio ambiente y se incorporan

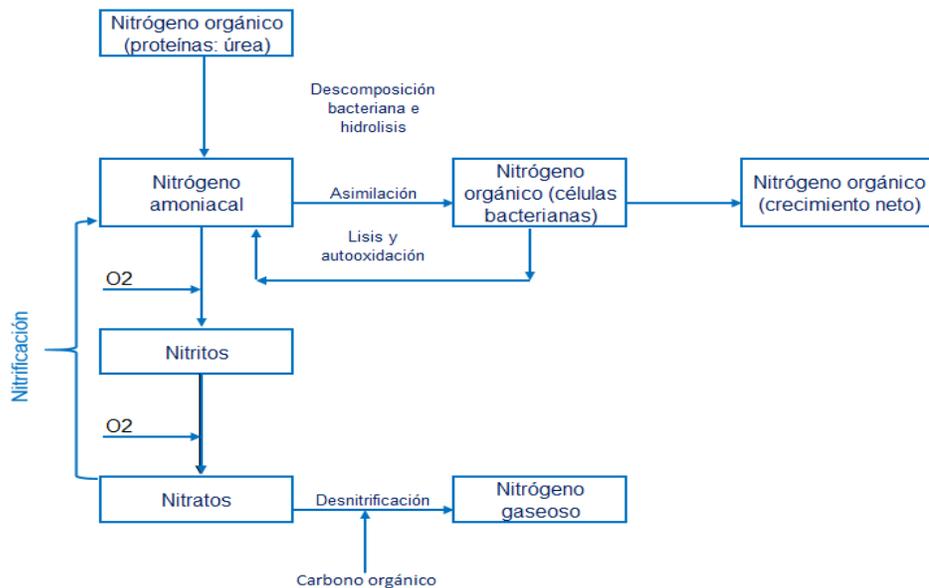
nuevamente en el tejido de las plantas y animales, cerrando de esta manera el ciclo, (Crites, Tchobanoglous, 2000).

1.3. Nitrificación y desnitrificación biológica

El nitrógeno presente en las aguas residuales frescas se encuentra principalmente en forma de proteína y urea; el cual cambia a nitrógeno amoniacal debido a la rápida acción de las bacterias. En los sistemas de recolección de aguas residuales la conversión del nitrógeno contenido en proteínas y en la urea es considerable; por lo tanto, la concentración del amonio en aguas residuales frescas es mucho menor, que en las aguas residuales que ingresan a la planta de tratamiento. El nitrógeno en forma de nitratos puede ser utilizado en la síntesis de proteínas por parte de las algas y otras plantas, de ahí la necesidad de removerlo para prevenir el crecimiento excesivo (Crites & Tchobanoglous, 2000, pág. 140), lo que tiene como consecuencia los procesos de eutrofización en los cuerpos de aguas superficiales.

La eliminación del nitrógeno por nitrificación/desnitrificación biológica es un proceso de dos etapas, en la primera de ellas, el amoníaco se transforma por vía aerobia a nitrato (NO_3^-) (nitrificación) y en la segunda etapa, los nitratos se convierten a nitrógeno gas (desnitrificación). Esta eliminación del nitrato por conversión a nitrógeno gas se puede llevar a cabo en condiciones anóxicas (en ausencia de oxígeno). (Metcalf & Eddy, 1995, pág. 806).

Figura 3. **Mecanismos de transformación biológica del nitrógeno**



Fuente: adaptado de (Crites & Tchobanoglous, 2000, pág. 383).

1.4. Remoción de nutrientes

La mayor cantidad del nitrógeno disponible, tantos en los efluentes de los tanques sépticos como en las aguas residuales municipales, se presentan en forma orgánica o de amoníaco. La concentración de nitrógeno para tanques sépticos varía entre 50 a 125 mg/L, en aguas residuales municipales de 25 a 35 mg/L. El 20 % del nitrógeno total se decanta en la sedimentación primaria. Durante el tratamiento biológico, una porción importante del nitrógeno orgánico se convierte en nitrógeno amoniacal, una parte de la cual se incorpora a las células biológicas, que son extraídas del agua tratada antes de la descarga, retirando el 20 % del nitrógeno entrante y el 60 % del nitrógeno restante se descarga en las aguas receptoras. (Crites, Tchobanoglous, 2000, p.382)

Moreno, A (2008) citando a Tchobanoglous, 2003 indica que:

“La aireación de la masa de agua en los procesos aerobios de tratamiento de aguas residuales representa un alto costo energético, que puede alcanzar el 50% de la energía utilizada en una planta. Por ello los sistemas de aireación fotosintética alga/bacteria suponen una opción a ser considerada. Las algas producen O₂ requerido por las bacterias heterótrofas para su respiración mientras estas generan CO₂, que es utilizado por las microalgas como fuente de Carbono orgánico en los procesos fotosintéticos” (pág. 6).

Moreno, A. (2008) citando a Pearson y col., (1987). Indica que:

“El abatimiento bacteriano en los sistemas de depuración de aguas basado en la acción de las microalgas, está afectado por la concentración de algas, ya que afecta la intensidad de la variación de los parámetros modificados por su presencia en el medio. La concentración del oxígeno disuelto, el consumo de CO₂, el aumento del pH, y los demás fenómenos de interacción alga/bacteria, se ven potenciados por el aumento de algas por unidad de volumen. La temperatura es uno de los factores estudiados en cuanto a su influencia en el decaimiento bacteriano. Los aumentos de Temperatura, suponen un cambio beneficioso en la remoción bacteriana por el incremento de la actividad metabólica de los organismos, que aumenta su susceptibilidad a las sustancias tóxicas del medio. La permanencia prolongada de los organismos dentro del reactor (tiempos largos de retención hidráulica), favorecen la muerte natural en las condiciones del medio, como se verifica en las lagunas de estabilización” (pág. 29).

1.5. Remoción biológica de fósforo

Crites & Tchobanoglous, (2000) afirma que:

“Los microorganismos se encargan de remover el fósforo como parte de sus procesos de síntesis celular. El 30% del fósforo es removido durante los tratamientos biológicos secundarios. Los fundamentos de remoción de fósforo en los sistemas biológicos se basan en las siguientes observaciones: 1) Un número de bacterias son capaces de almacenar en sus células cantidad de fósforo en excesos en forma de polifosfatos. 2) En presencia de productos de fermentación simple, producidos bajo condiciones anaerobias

(ácidos grasos volátiles), estas bacterias los asimilarán en forma de productos de almacenamientos dentro de las células con la liberación concomitante de fósforo. 3) Bajo condiciones aerobias, la energía producida dentro de las células se incrementa debido a la oxidación de los productos de almacenamiento y los polifosfatos (pág. 395).

1.6. Microalgas

1.6.1. Definición

El término de microalga, según Carpenter (1979) y Dawes (1991) citado por Romo (2002), “Se refiere a aquellos microorganismos que contienen clorofila, entre otros pigmentos fotosintéticos, capaces de realizar fotosíntesis. Dentro de este término se incluyen organismos con dos tipos celulares distintos: cianobacterias que tienen estructura celular procariota y las restantes microalgas con estructura celular eucariota. Aunque posean diferencias estructurales fisiológicas las microalgas (eucariota y procariota), tienen un metabolismo fotosintético, similar al de las plantas. La reproducción es por división binaria con tiempos de una hora o menos, para los procariotas (cianobacterias), y de ocho a veinticuatro horas o más para las eucariotas” (pág. 2).

Algunas algas, según Hoff y Snell (2001) citado por Romo (2002), “son verdaderamente heterótrofas debido a que no requieren de luz y toman la energía de compuestos orgánicos tales como los azúcares y ácidos orgánicos y de igual forma, muchas especies son mixotróficas, lo cual significa que pueden reproducirse en presencia de luz o en la oscuridad” (pág. 4).

Ruíz, A. (2011), define que:

“Las microalgas son en general organismos fotoautótrofos, es decir que toman la energía de la luz solar y se desarrollan a partir de la materia orgánica, pero sin embargo existen otras especies que son capaces de crecer empleando materia orgánica como fuente de energía o de carbono, y de acuerdo a esto las algas se dividen en: Fotoautótrofas las que obtienen su energía a través del sol y el carbono de compuestos inorgánicos (sales); Fotoheterótrofas que obtienen su energía del sol y emplean compuestos orgánicos, como fuente de carbono; Mixotróficas crecen bajo los procesos autótrofos como heterótrofos, su energía la reciben del sol como de la materia orgánica, y el carbono lo obtienen de los compuestos orgánicos y del CO₂. Pertenecen a estas las algas *Spirulina platensis* o la *Chlamydomonas reinhardtii*; Heterótrofas obtienen su energía tanto de los compuestos orgánicos como de las fuentes de carbono estas pueden desarrollarse bajo la ausencia de luz, ejemplo de ellas es la *Chlorella protothecoides* (pág. 9).

1.6.2. Clases de algas de agua dulce

De acuerdo a Crites y Tchobanoglous (2000) “existen cuatro clases de algas presentes en el agua dulce:

- Algas verdes. Son algas comunes pertenecientes al grupo de *Chlorella*.
- Algas verdes móviles. La euglena es un miembro de este particular grupo de algas, cuya presencia indica que la laguna funciona con sobrecarga orgánica.
- Algas amarillo-verdosas o paradas-doradas. Las más importantes de este grupo son las diatómicas.
- Algas azul-verdosas. Cuando agonizan y mueren, estas algas unicelulares tienen la capacidad de formar tapetes densos sobre la superficie del agua, que se sedimenta lentamente. Y la capacidad de fijar el nitrógeno de la atmósfera, entre las azul verdosas se cuentan la *Anabaena*, *Anacystis*, y *Oscillatoria*” (pág. 482).

1.6.3. Beneficios del uso de microalgas para el tratamiento de aguas residuales

Algunos de los beneficios del cultivo de algas, es su misma biomasa, de la que se pueden derivar muchos productos dependiendo de su composición y calidad. Estas contienen grandes cantidades de proteínas, y también puede ser ricas en lípidos para alimentos. Debido a la capacidad de absorción que tienen las algas de contaminantes como metales pesados y contaminantes orgánicos persistentes (COP), hacen que su uso sea inadecuado para el consumo; pero si para su uso de explotación en biogás. (Mona, 2013, pág. 40)

El carbono inorgánico en forma de CO₂ es absorbido durante los procesos de fotosíntesis de las algas, haciendo elevar el pH hasta un punto donde se limita el crecimiento, lo cual puede evitarse inhibiendo los cambios de pH y suministra más CO₂ a través de gases de combustión industrial o proceso heterotróficos como la degradación bacteriana de residuos orgánicos. (Mona, 2013, pág. 40)

El tratamiento de aguas residuales de algas, especialmente en comunidades rurales, podría convertirse en un método viable para reducir el contenido mineral de las aguas residuales municipales. (Mona, 2013, pág. 40)

1.6.4. Factores en un cultivo de microalgas

Hérmendez & Labbé (2014) citando a McGriff & McKinney (1972), indica que: La elección de la especie de microalgas depende del uso que se quiera dar a la biomasa. Las especies algales predominantes dentro de un sistema

abierto dependen de factores ambientales, operacionales, y parámetros biológicos (pág. 2)

1.6.4.1. Luz

En ausencia limitada de nutrientes (Park *et al.* 2011a, citado por Hernández & Labbé, 2014, p159), la fotosíntesis se incrementa con el aumento de la intensidad lumínica, hasta alcanzar la máxima tasa de crecimiento específica para cada especie en el punto de saturación por luz, pasado este punto, se alcanza el punto de fotoinhibición, con resultados perjudiciales para la misma célula e incluso la muerte, implicando pérdida de eficiencia fotosintética y productividad del cultivo.

La tasa de fotosíntesis celular (capacidad de captación de fotones) depende de la energía luminosa que reciben las células. La curva dosis respuesta que describe esta relación representa una respuesta típica del crecimiento respecto a la disponibilidad del sustrato. La energía incidente puede llegar a niveles que causan inhibición de los fotosistemas celulares, lo cual puede deteriorar el cultivo y causarle daños irreversibles. (Contreras & *et. al.*, 2003).

La luz proporciona la energía para la producción de la biomasa de microalgas, mientras que el CO₂ proporciona el carbono para esa biomasa. La provisión de luz depende en gran medida del diseño del reactor, que puede ser un sistema abierto, como un estanque o un fotobiorreactor cerrado. En cualquier caso, se puede obtener luz directamente de la luz solar, pero los fotobiorreactores cerrados pueden ser alimentados con luz artificial. El CO₂ es generalmente proporcionado por aire de burbujeo o gas enriquecido con CO₂ al

sistema de producción, pero puede también se agrega como solución de bicarbonato. (Mona, 2013, pág. 10).

La radiación solar incidente favorece el desarrollo de algas, que está implicado en el decaimiento bacteriano (Moreno, 2008, pág. 28).

1.6.4.2. Temperatura

Constituye uno de los factores ambientales más importante para que pueda darse crecimiento y desarrollo de los microorganismos.

En sistemas de cultivos abiertos instalados en campo, estanques, lagunas, resulta difícil controlar la temperatura; no así para los sistemas cerrados controlados en laboratorios a través de sensores conectados a una computador que monitorea si la temperatura es la ideal o no, dentro del fotobiorreactor y de no ser esta la ideal se activa automáticamente el encendido de una resistencia, que hace que el agua se caliente, hasta la alcanzar la óptima y luego desconectar automáticamente.

La temperatura óptima para el cultivo de microalgas de acuerdo a Mehlitz (2009) citado por (Benaventes *et al.*, 2012, pág. 5), se encuentra entre los 20 y 24°C, las cuales pueden varía dependiendo del medio de cultivo, la especie y la cepa utilizada. Los cultivos de microalgas, toleran temperaturas de 16° y 27 °C, en temperaturas menores a los 16°C hace que se disminuya el crecimiento, y temperaturas mayores a los 35 °C, resultan ser mortales para un gran número de especies.

1.6.4.3. Potencial de hidrógeno y CO₂

Romero (1999), afirma que:

El uso que hacen las algas del CO₂, puede conducir elevar el pH, especialmente con aguas de baja alcalinidad; en otros casos las algas usan el ion bicarbonato como fuente de carbono requerido para su crecimiento celular y se presentan variaciones durante el día. Cuando el pH aumenta las formas predominantes son los carbonatos e hidróxidos. Las algas constituyen la fuente principal de oxígeno, en lagunas fotosintéticas durante el día y pueden desarrollar condiciones de sobresaturación; sin embargo durante la noche consumo respiratorio puede conducir a concentraciones mínimas de oxígeno disuelto (pág. 31).

A niveles de pH alcalinos, la disponibilidad de CO₂ puede ser limitante para el crecimiento y la fotosíntesis de microalgas. El rango de pH para la mayoría de los cultivos de microalgas está entre 7 y 9, con un rango óptimo de 8.2 a 8.7. Un pH óptimo en el cultivo generalmente es mantenido gracias a la aeración con aire enriquecido con CO₂. En el caso de los cultivos de alta densidad celular, la adición de dióxido de carbono corrige un incremento del pH, el cual puede llegar a un valor límite de 9 para el crecimiento de la microalga. (Benaventes *et al.*, 2012, pág. 5).

De acuerdo a Martin (2010) citado por (Benaventes *et al.*, 2012, pág. 5) El pH se incrementa conforme la edad del cultivo es mayor, esto es debido a la acumulación de minerales y a la oxidación de nutrimentos. Por lo tanto, es recomendado que el pH inicial del medio de cultivo se ajuste a 6.5 antes de ser inoculado.

1.6.4.4. Oxígeno disuelto

En lagunas fotosintéticas las algas proveen el oxígeno requerido para la actividad biológica aeróbica, estas usan los nutrientes y el dióxido de carbono no producidos, estableciendo una relación simbiótica algas-bacterias responsable del tratamiento del agua. (Romero, 1999, pág. 30)

La intensa fotosíntesis realizada durante el día en sistemas de cultivo puede aumentar los niveles de oxígeno disuelto a saturación > 200%. Se cree que una elevada saturación podría afectar la productividad de algas. (Hérmendez & Labbé, 2014, pág. 4)

El oxígeno es un producto de la fotosíntesis, cuando queda atrapado en el medio de cultivo causa un efecto tóxico reduciendo la eficiencia fotosintética, generando inhibición del crecimiento incluso a concentraciones altas de CO₂. Por esto, se necesita un sistema eficaz de desgasificación para remover el oxígeno formado. La acumulación de oxígeno es un serio problema en fotobiorreactores que tienen un pobre intercambio de gas como los sistemas tubulares dispuesto de forma horizontal. (Ramírez Mérida, Queiroz Zepka, & Lopes, 2013).

El descenso de OD durante el día no alcanza niveles críticos que afecte o inhiba el crecimiento de las algas, debido a los aportes atmosféricos y de las algas presentes. En cambio durante la noche el consumo de este si puede afectar sistemas muy poblados de plancton que afecte a las algas. (Moreno, 2008, pág. 42).

1.7. Fotobiorreactores

De acuerdo a Ramírez Mérida, Queiroz Zepka, y Lopes,(2013) se pueden agrupar tres tipos basicos de fotobiorreactores con propiedades específicas:

1.7.1. Tipos de fotobiorreactores

1.7.1.1. Fotobiorreactores tubulares

Son los más fáciles de escalar incrementando la longitud, el número de tubos y uniendo múltiples unidades por medio de colectores, existen diferentes configuraciones:

Tubulares verticales

Formado por tubos verticales transparentes de vidrio o polietileno, para aprovechar la penetración de luz natural. El rociador se ubica al fondo del vaso esparciendo pequeñas burbujas para una buena mezcla, suministro suficiente de CO₂ y remoción de oxígeno.

Tubulares horizontales

Puede presentar varios diseños, su forma ofrece buenas ventajas en relación a los sistemas abiertos debido a su orientación hacia el sol lo que resulta en una alta y eficiente conversión de luz. La transferencia de gas se lleva a cabo en las conexiones de los tubos o en una unidad especial, dedicada al intercambio de gas. Estos sistemas pueden manejar volúmenes grandes ya

que son menos susceptibles a la contaminación. Una desventaja de este tipo de reactores es que pueden generar cantidades considerables de calor, el cual puede ser controlado instalando rociadores de agua en el reactor.

Tubulares helicoidales

Carvalho *et al.*, (2006) citado en Ramírez *et al.*, (2013, pág. 16), asegura que es el más frecuente usado es el *Biocoil*; el que está compuesto por un set de tubos de polietileno (3 cm de diámetro interno) enrollados en una armazón circular abierto, acoplado a una torre de intercambio de gas y a un intercambiador de calor. Una bomba centrífuga hace llegar el medio de cultivo hasta la torre de gas.

1.7.1.2. Fotobiorreactores de superficie plana (*flat plate*)

De acuerdo a Carvalho *et al.*, (2006) citado en citado en Ramírez *et al.*, (2013, pág. 16), este tipo de fotobiorreactores, están diseñados para un uso eficiente de luz solar, sus paneles están contruidos de tal manera que la relación S/V (superficie volumen) es grande. Estos pueden estar organizados de tal forma que estén orientados hacia el sol, lo cual permite una mejor eficiencia en términos de energía absorbida.

1.7.1.3. Fotobiorreactores tipo fermentador de tanque agitado

De acuerdo a Carvalho *et al.*, (2006) citado en Ramírez *et al.*, (2013, pág. 16), es el reactor más convencional, y la agitación se da mecánicamente por un impulsor de diferentes tamaños y formas. Los deflectores reducen el efecto torbellino. Al fondo del fotobiorreactor se introduce la fuente de carbono, aire enriquecido con CO₂, para el crecimiento de cianobacterias. Se debe adaptar un

sistema de iluminación interna que permita la distribución homogénea de luz, una desventaja del sistema es la baja relación superficie/volumen (S/V) que provoca disminución de eficiencia fotosintética.

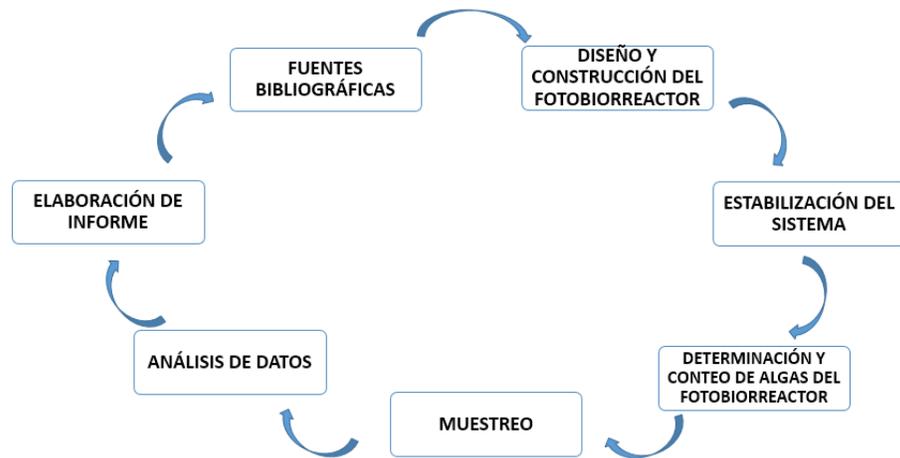
1.7.1.4. Fotobiorreactores tipo híbridos

De acuerdo a Fernández *et al.*, (2001) citado en Ramírez *et al.*, (2013, pág. 16), Estos son muy usados; ya que fusionan dos tipos de reactores haciendo que se complementen las ventajas y desventajas de cada uno respectivamente.

2. METODOLOGÍA

El estudio utilizó una metodología de tipo cuantitativo, iniciando con la definición de variables objetos del estudio, determinación de la muestra, captura e información, análisis de datos de laboratorio, análisis estadístico e interpretación de resultados. El modelo esquemático se presenta en la siguiente.

Figura 4. Metodología

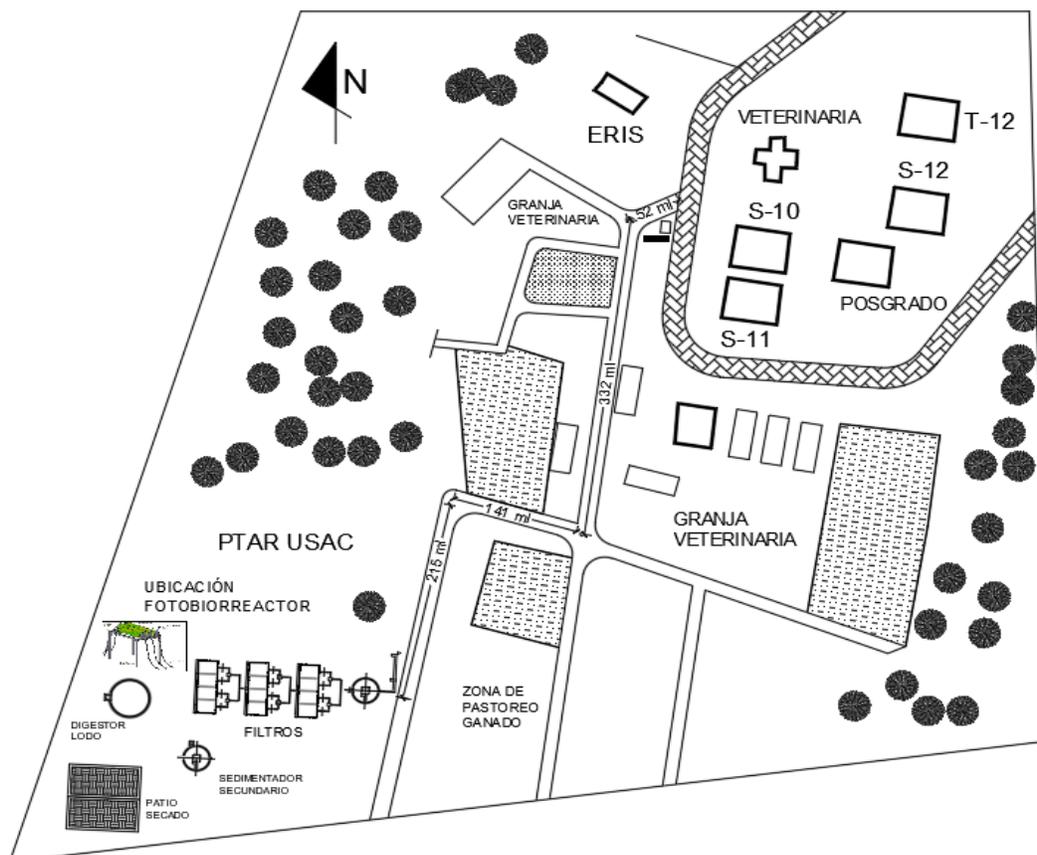


Fuente: elaboración propia

2.1. Ubicación de planta de tratamiento de aguas residuales de la USAC

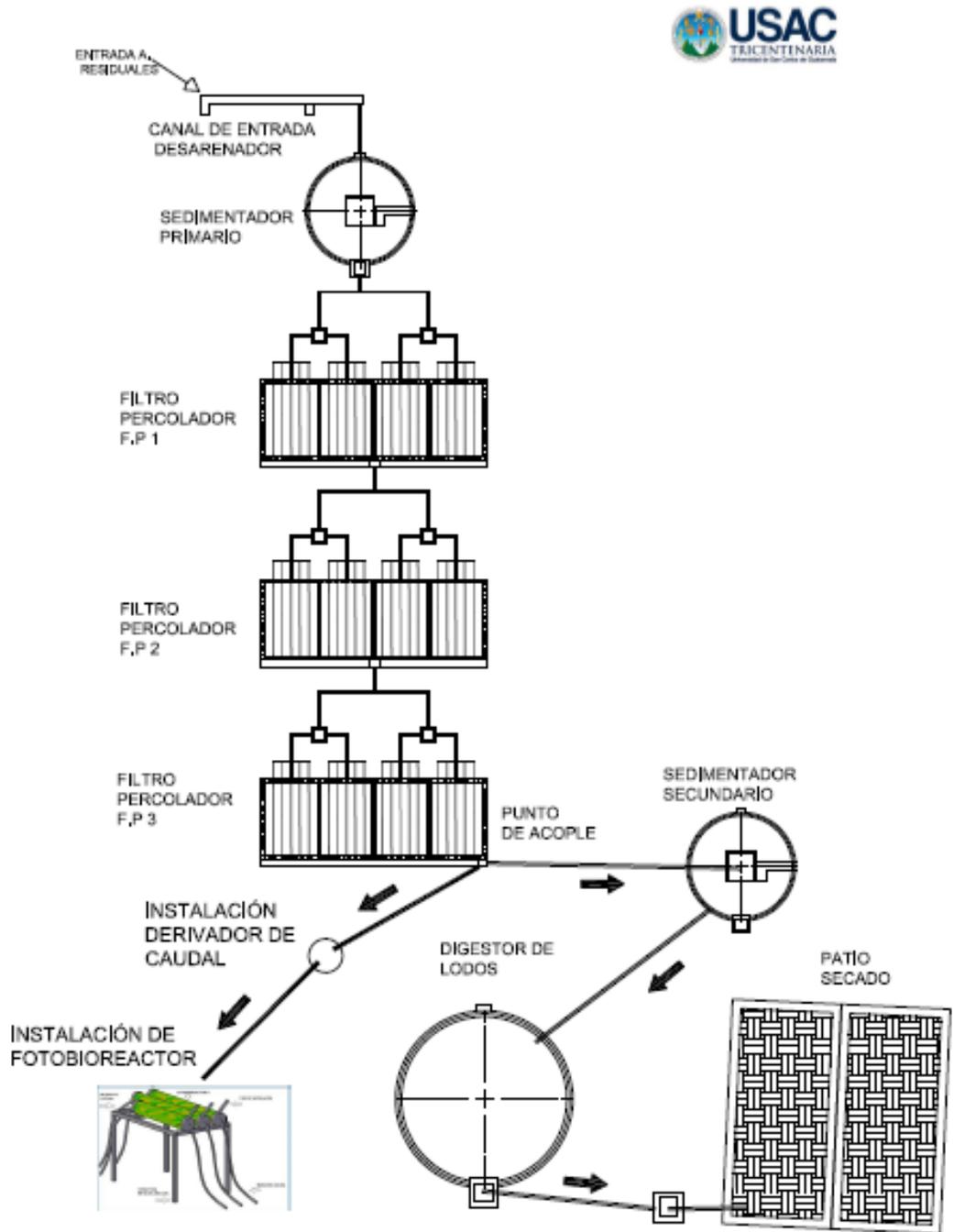
El desarrollo de la investigación, se realizó en la planta de tratamiento de aguas residuales de la Universidad de San Carlos de la ciudad de Guatemala, la que se ubica dentro de la granja experimental de agronomía, a 740 metros de la entrada principal. Las coordenadas donde se instaló el sistema de fotobiorreactor son las siguientes: Latitud: $14^{\circ}34'42.91''N$, Longitud: $90^{\circ}33'36.79''O$

Figura 5. Ubicación de fotobiorreactor en la planta de tratamiento de aguas residuales de la USAC



Fuente: Elaboración propia, 2018.

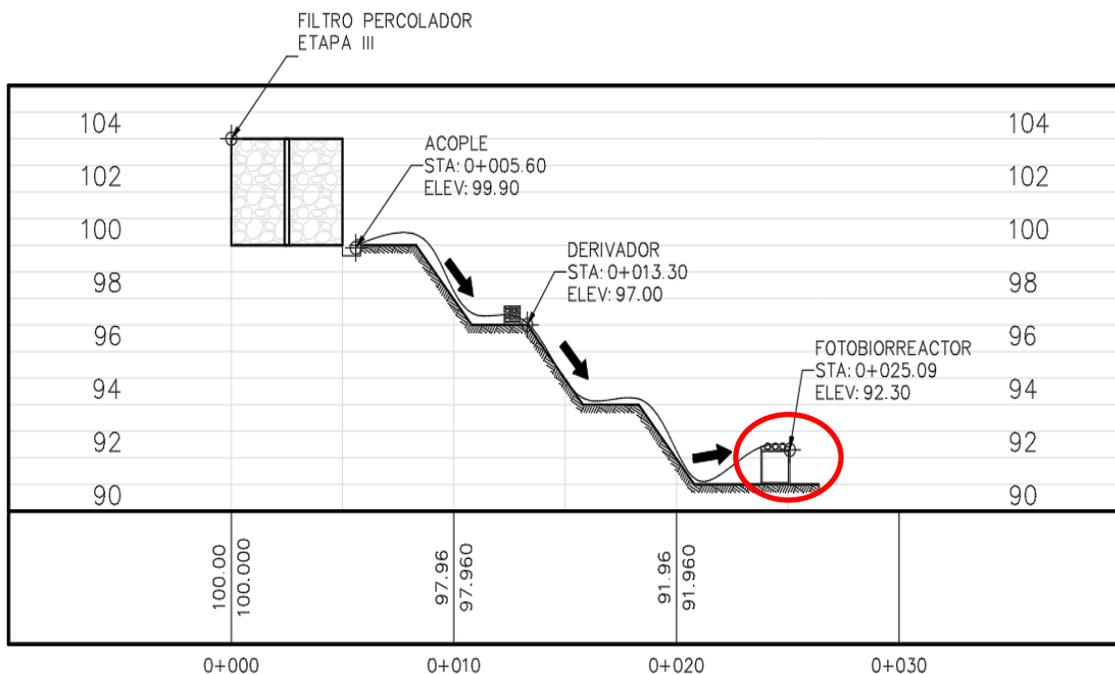
Figura 6. Esquema de planta de tratamiento de aguas residuales de la USAC y ubicación de fotobiorreactor



Fuente: elaboración propia, 2018.

La gráfica de la figura (7) muestra el perfil hidráulico del sistema de fotobiorreactor, este inicia desde el punto de acople del filtro percolador de la etapa III, luego llega al derivador de caudales y finalmente hasta la unidad de fotobiorreactor, punto de interés del estudio.

Figura 7. Perfil hidráulico de fotobiorreactor



Fuente: elaboración propia, 2018.

2.2. Diseño y construcción del fotobiorreactor

Se diseñó, un modelo experimental de sistema de fotobiorreactores de tres unidades, instalados horizontalmente en paralelo, con el fin que queden expuestos a condiciones ambientales de radiación solar como fuente de energía y alimentado por aguas residuales del tratamiento secundario de los filtros percoladores.

El sistema se diseñó para operar con tres tipos de tasas hidráulicas, caudal min (Qmin), caudal medio (Qmed) y caudal máximo (Qmáx), con el fin de realizar un análisis comparativo en la remoción de los contaminantes para cada fotobiorreactor.

La tabla (I) presenta los cálculos hidráulicos, para obtener el tiempo de retención y carga hidráulica de acuerdo a los caudales, que fueron ajustados en campo durante el funcionamiento y operación de la planta piloto.

Tabla I. **Diseño hidráulico de fotobiorreactores**

Descripción	Fotobiorreactor I Q mín	Fotobiorreactor II Q med	Fotobiorreactor III Q máx
Diámetro interno (cm)	19.12	19.12	19.12
Longitud (m)	1.32	1.82	1.82
Área (m ²)	0.02871	0.02871	0.02871
Volumen F.biorreactor (m ³)	0.038	0.052	0.052
Q (lts/d)	38.02	52.26	197.2
TRH (Hrs)	23.92	13.50	7.37
Carga Hidráulica (m³/m²/d)	1.32	3.23	5.32

Fuente: elaboración propia, 2018.

Cálculo de parámetros hidráulicos para fotobiorreactor:

El área de la sección del fotobiorreactor se calculó con la siguiente ecuación:

$$\text{Area} = \pi * \frac{D^2}{4} \quad (\text{Ec.1})$$

Área: m²
D: diámetro
π: 3.1415

El volumen del fotobiorreactor se calculó con la siguiente ecuación:

$$V_f = A * L \quad (\text{Ec.2})$$

V_f: Volumen del fotobiorreactor
A: Área de la sección del fotobiorreactor
L: Longitud del fotobiorreactor

El cálculo del caudal se realizó con los datos de tiempo de llenado promedio de los aforos de cada uno fotobiorreactores, con la siguiente expresión:

$$Q = \frac{V}{t} \quad (\text{Ec.2})$$

Q: Caudal (m³)
V: Volumen (m³)
t: tiempo (seg)

El tiempo de retención de retención hidráulico se definió con la siguiente ecuación:

$$\text{TRH} = \frac{V_f}{Q} \quad (\text{Ec.3})$$

TRH: Tiempo de retención hidráulica (hrs)
V_f: Volumen del fotobiorreactor (m³)
Q: Caudal (m³)

La carga hidráulica de fotobiorreactor se determinó con la siguiente expresión:

$$\text{C. H} = \frac{Q}{A} \quad (\text{Ec. 4})$$

C.H: Carga hidráulica en el fotobiorreactor (m³/m².dia))
A: Área del fotobiorreactor (m²)
Q: Caudal (m³)

Cálculo de parámetros hidráulicos para fotobiorreactor I:

Área del fotobiorreactor 1:

$$\text{Area} = \pi * \frac{\left(\frac{19.12}{100}\right)^2}{4} = 0.2871 \text{ m}^2$$

Volumen del fotobiorreactor 1:

$$Vf1 = 0.2871 \text{ m}^2 * 1.32 \text{ m} = 0.0379 \text{ m}^3$$

$$Vf1 = 0.0379 \text{ m}^3 * 1000 \frac{\text{Lts}}{\text{m}^3} = 37.90 \text{ Lts}$$

Caudal en fotobiorreactor 1:

El caudal ajustado en el fotobiorreactor 1 es de 0.00044 Lts/seg que representa el caudal mínimo

$$Q_{\text{min}} = 0.00044 \frac{\text{Lts}}{\text{seg}} * 86400 \frac{\text{Seg}}{\text{dia}} = 38.02 \text{ Lts/dia}$$

Tiempo de retención hidráulico (TRH1) Fotobiorreactor 1:

$$\text{TRH1} = \frac{37.90 \text{ Lts}}{38.02 \text{ Lts/dia}} * \frac{24\text{H}}{\text{dia}} = 23.9 \text{ Horas}$$

La carga hidráulica Fotobiorreactor 1 (C.H1):

$$C. H1 = \frac{\frac{37.90 \text{ Lts}}{\text{dia}}}{\frac{1000 \text{ Lts/m}^3}{0.02871 \text{ m}^2}} = 1.32 \text{ m}^3/\text{m}^2/\text{día}$$

Cálculo de parámetros hidráulicos para fotobiorreactor II:

Área del fotobiorreactor 2:

$$\text{Area} = \pi * \frac{\left(\frac{19.12}{100}\right)^2}{4} = 0.02871 \text{ m}^2$$

Volumen del fotobiorreactor 2:

$$Vf2 = 0.02871 \text{ m}^2 * 1.82 \text{ m} = 0.0523 \text{ m}^3$$

$$Vf2 = 0.0523 \text{ m}^3 * 1000 \frac{\text{Lts}}{\text{m}^3} = 52.30 \text{ Lts}$$

Caudal en fotobiorreactor 2:

El caudal ajustado en el fotobiorreactor 2 es de 0.001075 Lts/seg el que representa al caudal medio.

$$Q_{\text{med}} = 0.001075 \frac{\text{Lts}}{\text{seg}} * 86400 \frac{\text{Seg}}{\text{dia}} = 92.88 \text{ Lts/dia}$$

El tiempo de retención hidráulico (TRH2) fotobiorreactor 2:

$$\text{TRH2} = \frac{52.30 \text{ Lts}}{92.88 \text{ Lts/dia}} * \frac{24\text{H}}{\text{dia}} = 13.50 \text{ Horas}$$

La carga hidráulica fotobiorreactor 2 (C.H2):

$$C. H2 = \frac{92.88 \frac{\text{Lts}}{\text{dia}}}{\frac{1000 \text{ Lts/m}^3}{0.02871 \text{ m}^2}} = 3.23 \text{ m}^3/\text{m}^2/\text{día}$$

Cálculo de parámetros hidráulicos para fotobiorreactor III:

El área del fotobiorreactor 3:

$$\text{Area} = \pi * \frac{\left(\frac{19.12}{100}\right)^2}{4} = 0.02871 \text{ m}^2$$

El volumen del fotobiorreactor 3:

$$Vf3 = 0.02871 \text{ m}^2 * 1.82 \text{ m} = 0.0523 \text{ m}^3$$

$$Vf3 = 0.0523 \text{ m}^3 * 1000 \frac{\text{Lts}}{\text{m}^3} = 52.30 \text{ Lts}$$

Caudal en fotobiorreactor 3:

El caudal ajustado en el fotobiorreactor 3 es de 0.00197 Lts/seg el que representa el caudal máximo

$$Q_{\text{máx}} = 0.00197 \frac{\text{Lts}}{\text{seg}} * 86400 \frac{\text{Seg}}{\text{dia}} = 170.20 \text{ Lts/dia}$$

El tiempo de retención hidráulico (TRH3) fotobiorreactor 3:

$$\text{TRH3} = \frac{52.30 \text{ Lts}}{170.20 \text{ Lts/dia}} * \frac{24\text{H}}{\text{dia}} = 7.37 \text{ Horas}$$

La carga hidráulica fotobiorreactor 3 (C.H3):

$$C. H3 = \frac{170.20 \frac{\text{Lts}}{\text{dia}}}{1000 \frac{\text{Lts}}{\text{m}^3}} = 5.92 \text{ m}^3/\text{m}^2/\text{día}$$

Como se mostró en la tabla (I), el sistema se diseñó con tres tubos acrílicos, transparentes de policarbonato, de diámetro de 8 pulgadas externo (20.32 cm) y diámetro interno de 7.53 pulgadas (19.12 cm); con longitud de 182 cm (dos unidades) y uno de 132 cm.

En la figura (8), se presenta el punto de acople que alimentó el sistema, a través de la instalación de mangueras, en la salida de los filtros percoladores etapa III de $\frac{1}{2}$ " \varnothing pulgada, que a su vez llega hacia un derivador de caudal plástico (ver figura 9).

El derivador se elaboró con doble propósito, el primero para derivar los tres caudales a cada fotobiorreactor; el segundo para que tenga la función de un decantador dado que, el efluente de los filtros transporta materia orgánica (capa biológica) que se desprende de las rocas volcánicas del filtro percolador, lo cual obstruye y afecta la eficiencia del sistema.

Figura 8. Punto de acople salida del filtro percolador III



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 9. Derivador de caudales



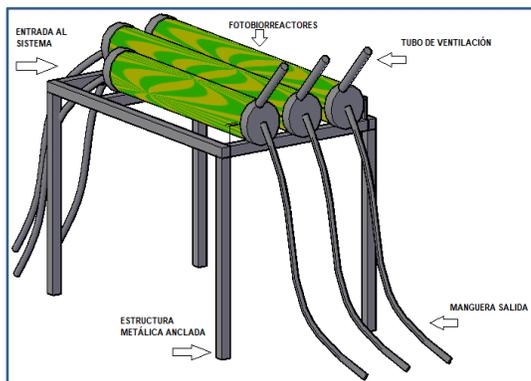
Fuente: elaboración propia, 2018.

La tubería de abasto se instaló en una plataforma de estructura metálica que se ancló al suelo con cemento de concreto (Ver figura 10).

Las entradas del caudal procedente del derivador que llegó a cada fotobiorreactor, se hizo a través de mangueras plásticas de 3/8" a las cuales se le colocó, una válvula de medio giro en las entradas para regular el caudal.

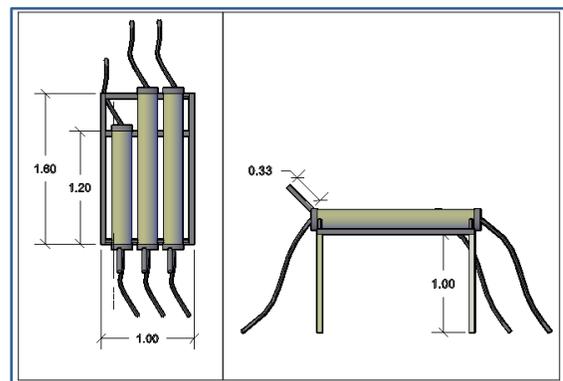
Se ubicó un tubo de pvc 1 1/2" para ventilación, para expulsar los gases y evitar condiciones anaerobias y de presión en cada fotobiorreactor. La salida del agua tratada de cada fotobiorreactor se hizo con mangueras de 3/8" y válvulas de medio giro, para regular el caudal, y realizar la recolección de las muestras para analizarlas en laboratorio.

Figura 10. **Isométrico de fotobiorreactores**



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 11. **Dimensiones de fotobiorreactores**



Fuente: elaboración propia, 2018.

2.3. Estabilización del sistema de fotobiorreactores

La figura (12) muestra el sistema una vez instalado. El sistema se llenó completamente con agua residual y fue expuesto a la radiación solar, partir de este momento inició el proceso de estabilización (ver figura 13)

Figura 12. **Estabilización día 1**



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 13. **Estabilización día 3**



Fuente: elaboración propia, 2018.

El proceso de estabilización se hizo cerrando el flujo de entrada y salida al fotobiorreactor, se dejó reposar los fotobiorreactores llenos de agua residual y se expusieron a radiación solar. Pasados 7 días de la puesta en funcionamiento de los fotobiorreactores, se pudo observar el desarrollo de la biomasa, tal como se puede apreciar la tonalidad verde de las unidades mostradas en la figura (14), comprobando lo observado por Guerra y Zea (2015), quienes definieron que la máxima producción de biomasa se desarrolla entre los 8 y 9 días.

Figura 14. **Estabilización día 7**



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 15. **Producción de O₂**



Fuente: elaboración propia, 2018.

Un dato muy interesante en la revisión de las unidades mostrado en la figura (15), es la generación de burbujas de oxígeno O₂, producido por el proceso de fotosíntesis de las algas. Esto es muy importante, porque indica la contribución que tienen las algas para la depuración de las aguas residuales, en cuanto a la transformación de los nutrientes en el crecimiento de su población, y los gases de efecto invernadero como el dióxido de carbono (CO₂) o el metano (CH₄) que son transformados a oxígeno, el que es aprovechado por las especies cuando se da vertido de las aguas tratadas por este sistema.

2.4. Determinación y conteo de algas del fotobiorreactor

2.4.1. Recolección de muestra digestor de lodos PTAR USAC

Al inicio de la investigación fue considerado hacer inoculación de algas; para acelerar el proceso de estabilización en los fotobiorreactores, por ello se buscó la fuente para obtenerlas, en este caso se estudió el tanque digestor de lodos de la PTAR USAC.

Se examinó muestras del digestor de lodo, y se constató la existencia de zooplancton como la *Daphnia* conocida como “pulga de agua”, que es un tipo de crustáceo planctónico que se alimenta del fitoplancton. Por esta razón se descartó la posibilidad de ser utilizado de inóculo, en los fotobiorreactores; por ser perjudicial a las microalgas, y en su lugar se dejó estabilizar de manera natural, cada fotobiorreactor lo cual fue descrito anteriormente en el punto 2.3

2.4.2. Técnica de conteo de algas

Para la observación de las microalgas se siguió las técnicas de conteo de fitoplancton del *standar methods* edición 21, sección 10200 F. La ecuación se describe a continuación:

$$N = \frac{C*1000}{L*W*D*S} \quad (\text{Ec.5})$$

- N = cantidad de células por mililitro de muestra (Cel/ml)
- C = organismos contados
- L = longitud de la fila
- D = altura de la fila
- W = ancho de la fila
- S = número de filas contadas

2.5. Muestreo

2.5.1. Determinación del número de muestras

Tiene por objeto el comprobar la hipótesis general y procesamiento para el manejo de datos cuantitativos de la investigación.

Para determinar el número de muestras se empleó una estimación estadística que utiliza la distribución *t-student* que se define con la siguiente ecuación. (Walpole, 1999).

$$n = \left[\frac{t*s}{\bar{x} - \mu} \right]^2 \quad (\text{EC. 6})$$

Donde:

- N: es el número sugerido de muestras
- s: es la desviación estándar
- t: es el nivel de confianza, prueba *t-student* para un nivel de confianza dado
- μ : promedio esperado

La distribución *T-student* se usa cuando nos interesa comparar una característica de una población usando una sola muestra, pero en dos circunstancias distintas. Lo que interesa es comparar son las diferencias entre dos variables numéricas antes y después de un mismo grupo.

Se debe contar con estudios previos donde se tenga la desviación estándar para emplear la fórmula. Como en este estudio, no se contaba con los datos de nitrógeno total o fósforo total, se hizo un proceso de premuestra, con el cual se pudiese obtener los datos de desviación estándar para el cálculo definitivo de la cantidad de muestras a realizar en el desarrollo de este estudio.

Se establece una diferencia entre el promedio real y el estimado un error del 10 %.

Se analizó las primeras dos muestras del parámetro nitrógeno total, con el fin de calcular los valores de la desviación estándar. Con la desviación estándar calculada, se realizó el cálculo del número de muestra, introduciendo los valores en la expresión (Ec. 6). Luego se agregó la muestra número tres y se realizó el cálculo de la nueva desviación estándar, y con la ecuación (EC. 6) se obtuvo el número de muestra. Esto se hace así sucesivamente de manera iterativa, hasta obtener, un valor de número de muestra que se aproxima al anterior y en el que no exista mucha variación en la desviación estándar.

Tabla II. **Primera corrida para el cálculo de muestra**

MUESTRA	FECHA	NITRÓGENO TOTAL
Muestra 1	14/3/2018	70 mg/L
Muestra 2	11/4/2018	52 mg/L
Promedio :		61 mg/L
Desviación Estándar :		12.73
Grados de libertad :		1
"t" 90% :		3.078
Error (10%) :		6.1
Número de Muestra :		41.25

Fuente: elaboración propia, 2018.

Tabla III. Segunda corrida para el cálculo de muestra

MUESTRA	FECHA	NITRÓGENO TOTAL
Muestra 1	14/3/2018	70 mg/L
Muestra 2	11/4/2018	52 mg/L
Muestra 3	21/4/2018	64 mg/L
Promedio :		62 mg/L
Desviación Estándar :		9.17
Grados de libertad :		2
"t" 90% :		1.886
Error (10%) :		6.2
Número de Muestra :		7.77

Fuente: elaboración propia, 2018.

Tabla IV. Tercera corrida para el cálculo de muestra

MUESTRA	FECHA	NITRÓGENO TOTAL
Muestra 1	14/3/2018	70 mg/L
Muestra 2	11/4/2018	52 mg/L
Muestra 3	21/4/2018	64 mg/L
Muestra 4	25/4/2018	65 mg/L
Promedio :		63 mg/L
Desviación Estándar :		7.63
Grados de libertad :		3
"t" 90% :		1.638
Error (10%) :		6.275
Número de Muestra :		3.97

Fuente: elaboración propia, 2018.

El cálculo final del número de muestras se dejó igual a 8, de acuerdo a los resultados que se muestra en la tabla III dado que, la desviación estándar, al realizar de forma iterativa tiende a disminuir, a como se puede observar en la tabla IV.

2.5.2. Medición de parámetros físicos y químicos

La fase de muestreo, se empezó a partir del séptimo día, una vez estabilizado los tres fotobiorreactores. A cada muestra recolectada en campo se le realizo la determinación de pH (ver figura 16) y temperatura (ver figura 17).

Figura 16. **Medición de pH**
fotobiorreactor III



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 17. **Temperatura**
fotobiorreactor III



Fuente: elaboración propia, 2018.

Los análisis de las muestras fueron realizados en el laboratorio de química y microbiología del agua, de la Universidad de San Carlos.

Se utilizó el método de espectrofotometría, que consiste medir cuanta luz absorbe una sustancia química, al medir su intensidad de luz. El modelo de espectrofotómetro utilizado fue el HACH Modelo DR2500.

Los análisis de análisis de nutrientes realizados fueron: nitrógeno total, fósforo total, nitratos, fosfatos, y amoniaco.

- ✓ Reactivo en polvo phosver 3, 10 ml, paq. 100
- ✓ Reactivos TNT KIT PHOSPATE HR fósforo (total), alto rango
- ✓ Reactivo en polvo Nitraver 5, 10 ml, paq. 100
- ✓ Reactivos Nitrógeno Total Alto Rango: 10-150 mg/L N. pq 50
- ✓ Reactivo Nessler para determinar amoniaco.

3. RESULTADOS

En el punto 2.5.1, se definió que, el número de muestras sería de 8; sin embargo, en vista de la existencia de reactivos, con el fin de obtener la mayor cantidad de resultados, que ayuden a analizar el comportamiento en la remoción de nutrientes del sistema de fotobiorreactores, se realizó un total 9 muestreos.

La tabla (V) presenta los resultados de la observación microscópica del conteo de microalgas de la especie chlorellas.

3.1. Conteo de algas en fotobiorreactor

Tabla V. **Conteo de algas Chlorellas en fotobiorreactores**

MUESTRA	FECHA	FOTOBIORREACTOR I Qmín (cel/mL)	FOTOBIORREACTOR II Q med (cel/mL)	FOTOBIORREACTOR III Q máx (Cel/mL)
1	14/3/2018	2.40E+06	3.20E+06	2.56E+06
2	11/4/2018	2.55E+06	2.90E+06	2.25E+06
3	21/4/2018	1.50E+06	1.25E+06	1.75E+06
4	25/4/2018	6.50E+05	7.50E+05	8.50E+05
5	2/5/2018	1.08E+05	6.80E+04	1.44E+05
6	16/5/2018	1.12E+05	4.00E+04	2.00E+05

Fuente: elaboración propia, 2018.

3.2. Parámetros físicos

A continuación se presentan los resultados de los parámetros físicos evaluados.

Tabla VI. **Potencial de hidrógeno en fotobiorreactores**

MUESTRA	FECHA	ENTRADA (Unidad de pH)	FOTOB. I Qmín (Unidad de pH)	FOTOB. II Qmed (Unidad de pH)	FOTOB. III Qmáx (Unidad de pH)
1	14/3/2018	7.5	9.1	9.3	9.4
2	11/4/2018	6.8	8.6	8.8	8.3
3	21/4/2018	7.95	8.04	8.2	8.12
4	25/4/2018	7.4	8	8.5	8
5	2/5/2018	5.8	7.5	8.3	7.5
6	7/5/2018	4.7	6.9	6.5	6.6
7	9/5/2018	6.72	7.24	7.03	7.94
8	14/5/2018	6.3	8.2	8.5	8.6
9	16/5/2018	7.2	8.1	8.5	8.6

Fuente: elaboración propia, 2018.

Tabla VII. **Temperatura en fotobiorreactores**

MUESTRA	FECHA	ENTRADA (T en °C)	FOTOB. I Qmín (T en °C)	FOTOB. II Qmed (T en °C)	FOTOB. III Q máx (T en °C)
1	14/3/2018	25.7	27.2	27.4	27.5
2	11/4/2018	25	26.2	26.1	26
3	21/4/2018	23.2	23.4	23.8	23.7
4	25/4/2018	26.6	29.7	29.7	29
5	2/5/2018	24.6	28.6	28.2	29
6	7/5/2018	22	21.8	21.9	21.9
7	9/5/2018	22.5	23.2	23.1	23.2
8	14/5/2018	22.9	27.9	27.1	26.9
9	16/5/2018	24.4	25	25.4	25.7

Fuente: elaboración propia, 2018.

3.3. Parámetros químicos

A continuación se presentan los resultados de los análisis de los parámetros químicos: nitrógeno total, fósforo total, nitratos, fosfatos y amoníaco

Tabla VIII. **Concentración de nitrógeno total en fotobiorreactores**

MUESTRA	FECHA	ENTRADA (mg/L)	FOTOB I Qmín (mg/L)	% REM.	FOTOB II Q med (mg/L)	% REM.	FOTOB III Qmáx (mg/L)	% REM.
1	14/3/2018	79.00	74.00	6.33	68.00	13.92	66.00	16.46
2	11/4/2018	58.00	55.00	5.17	51.00	12.07	48.00	17.24
3	21/4/2018	78.00	68.00	12.82	70.00	10.26	68.00	12.82
4	25/4/2018	79.00	62.00	21.52	63.00	20.25	64.00	18.99
5	2/5/2018	63.00	60.00	4.76	60.00	4.76	56.00	11.11
6	7/5/2018	67.00	53.00	20.90	58.00	13.43	54.00	19.40
7	9/5/2018	68.00	55.00	19.12	54.00	20.59	51.00	25.00
8	14/5/2018	56.00	47.00	16.07	55.00	1.79	52.00	7.14
9	16/5/2018	58.00	45.00	22.41	42.00	27.59	41.00	29.31

Fuente: elaboración propia, 2018.

Tabla IX. **Concentración de fósforo en fotobiorreactores**

MUESTRA	FECHA	ENTRADA (mg/L)	FOTOB I Qmín (mg/L)	% REM.	FOTOB II Q med (mg/L)	% REM.	FOTOB III Qmáx (mg/L)	% REM.
1	14/3/2018	13.10	1.20	90.84	1.10	91.60	3.30	74.81
2	11/4/2018	17.00	11.00	35.29	4.00	76.47	5.00	70.59
3	21/4/2018	14.20	12.60	11.27	9.90	30.28	8.40	40.85
4	25/4/2018	13.70	11.50	16.06	6.70	51.09	9.50	30.66
5	2/5/2018	13.30	11.20	15.79	10.60	20.30	12.50	6.02
6	7/5/2018	13.30	17.20	-	14.80	-	12.00	9.77
7	9/5/2018	13.50	16.40	-	15.90	-	11.70	13.33
8	14/5/2018	12.60	14.70	-	10.20	19.05	8.20	34.92
9	16/5/2018	10.80	12.20	-	8.90	17.59	7.00	35.19

Fuente: elaboración propia, 2018.

Tabla X. **Concentración de nitratos en fotobiorreactores**

MUESTRA	FECHA	ENTRADA (mg/L)	FOTOB I Q _{mín} (mg/L)	% REM.	FOTOB II Q med (mg/L)	% REM.	FOTOB III Q _{máx} (mg/L)	% REM.
1	14/3/2018	158.00	142.00	10.13	153.00	3.16	136.00	13.92
2	11/4/2018	176.00	154.00	12.50	110.00	37.50	110.00	37.50
3	21/4/2018	114.00	79.00	30.70	66.00	42.11	61.00	46.49
4	25/4/2018	105.00	134.00	-	132.00	-	100.00	4.76
5	2/5/2018	188.00	176.00	6.38	190.00	-	188.00	-
6	7/5/2018	130.00	200.00	-	213.00	-	243.00	-
7	9/5/2018	111.00	190.00	-	225.00	-	252.00	-
8	14/5/2018	149.00	184.00	-	214.00	-	255.00	-
9	16/5/2018	66.00	173.00	-	201.00	-	250.00	-

Fuente: elaboración propia, 2018.

Tabla XI. **Concentración de fosfatos en fotobiorreactores**

MUESTRA	FECHA	ENTRADA (mg/L)	FOTOB I Q _{mín} (mg/L)	% REM.	FOTOB II Q med (mg/L)	% REM.	FOTOB III Q _{máx} (mg/L)	% REM.
1	14/3/2018	28	17	39.29	8	71.43	10	64.29
2	11/4/2018	21	17	19.05	14	33.33	13	38.10
3	21/4/2018	44	26	40.91	31	29.55	31	29.55
4	25/4/2018	15.8	12.5	20.89	12.2	22.78	10.3	34.81
5	2/5/2018	12	12	-	8.8	26.67	10.3	14.17
6	7/5/2018	15.3	17.7	-	10.9	28.76	12	21.57
7	9/5/2018	17.9	20.8	-	18.3	-	18.1	-
8	14/5/2018	16.4	16.9	-	10.4	36.59	11.3	31.10
9	16/5/2018	14.7	13.2	10.20	13.1	10.88	14.5	1.36

Fuente: elaboración propia, 2018.

Tabla XII. **Concentración de amoníaco en fotobiorreactores**

MUESTRA	FECHA	ENTRADA (mg/L)	FOTOB I Q _{mín} (mg/L)	% REM.	FOTOB II Q _{med} (mg/L)	% REM.	FOTOB III Q _{máx} (mg/L)	% REM.
1	14/3/2018	20.00	18.00	10.00	19.00	5.00	18.00	10.00
2	11/4/2018	32.00	25.00	21.88	22.00	31.25	17.00	46.88
3	21/4/2018	13.00	9.00	30.77	11.00	15.38	7.00	46.15
4	25/4/2018	14.40	10.13	29.65	9.39	34.79	8.17	43.26
5	2/5/2018	4.51	4.82	-	5.55	-	2.56	43.24
6	7/5/2018	2.20	1.46	33.64	2.87	-	0.98	55.45
7	9/5/2018	8.78	1.16	86.79	1.28	85.42	0.37	95.79
8	14/5/2018	1.40	1.22	12.86	2.26	-	1.22	12.86
9	16/5/2018	8.91	1.28	85.63	2.56	71.27	2.14	75.98

Fuente: elaboración propia, 2018.

4. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Los resultados de los análisis presentados en este trabajo, corresponden al período de operación y funcionamiento del sistema de fotobiorreactores, y que vale aclarar que, únicamente para las primeras tres muestras, el sistema operó a condiciones hidráulicas de flujo continuo.

Durante el flujo continuo, se observó una decoloración en los fotobiorreactores, debido a que las algas salían del sistema, y por ello se procedió a trabajar el sistema a tipo *batch*, a partir de la cuarta muestra. Esto con el fin de garantizar el mismo tiempo de retención hidráulico, definido en el diseño y así de este modo evitar que, las algas salieran del sistema.

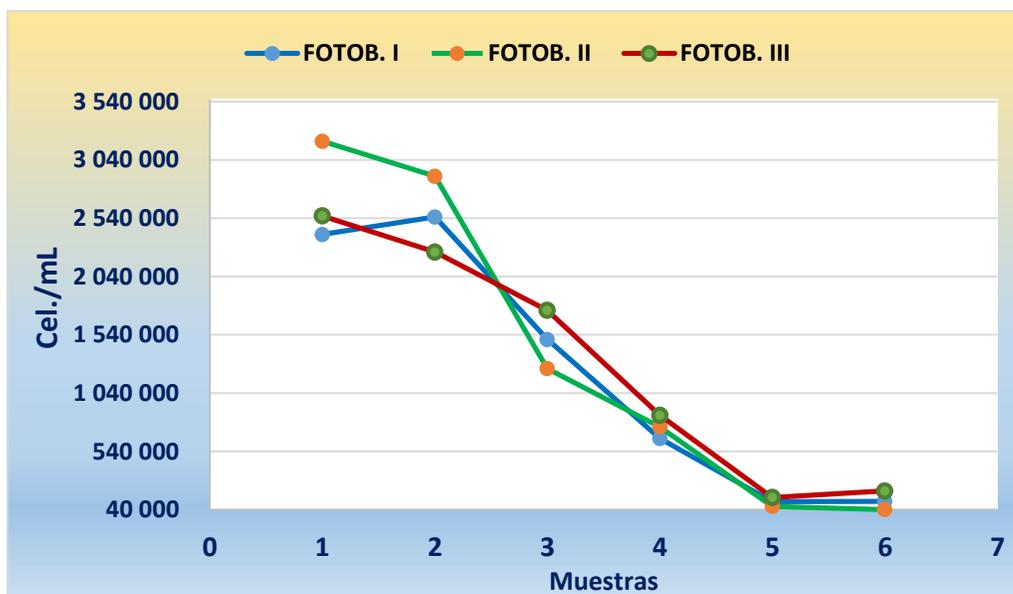
Por otra parte, se presentaron agentes externos, los cuales salen fuera del alcance y control de este estudio, como es el tema del mantenimiento que se realizan a las instalaciones de la planta de tratamiento de aguas residuales, por parte de la administración de la Universidad de San Carlos, dado que, detuvieron el funcionamiento de la planta, para hacer mejoras en el tanque sedimentador I y por ello, el caudal fue desviado del sistema de los filtros percoladores.

Otra factor muy importante, es el mantenimiento de los filtros percoladores, que se realizó en el mes de mayo, dado que, esto afecta el funcionamiento de la capa biológica adherida, en el sistema de los tubos rociadores de los filtros percoladores, estos cada vez que los limpian, desprenden dicha capa y aumenta la carga orgánica que se va en el fuente y que llegó a los fotobiorreactores.

4.1. Conteo de microalgas

La gráfica de la figura (18) representa el comportamiento cuantitativo durante el muestreo de la planta piloto de fotobiorreactores.

Figura 18. **Comportamiento de microalgas en fotobiorreactor**



Fuente: elaboración propia, 2018.

El comportamiento indica que, durante la fase inicial con las primeras muestras, se encuentra el máximo crecimiento de microalgas en el período correspondiente a los 7 días de estabilización, y que posteriormente cuando el sistema entra en operación trabajando a flujo continuo, y con el paso de los días, se reduce la cantidad de algas dentro del fotobiorreactor.

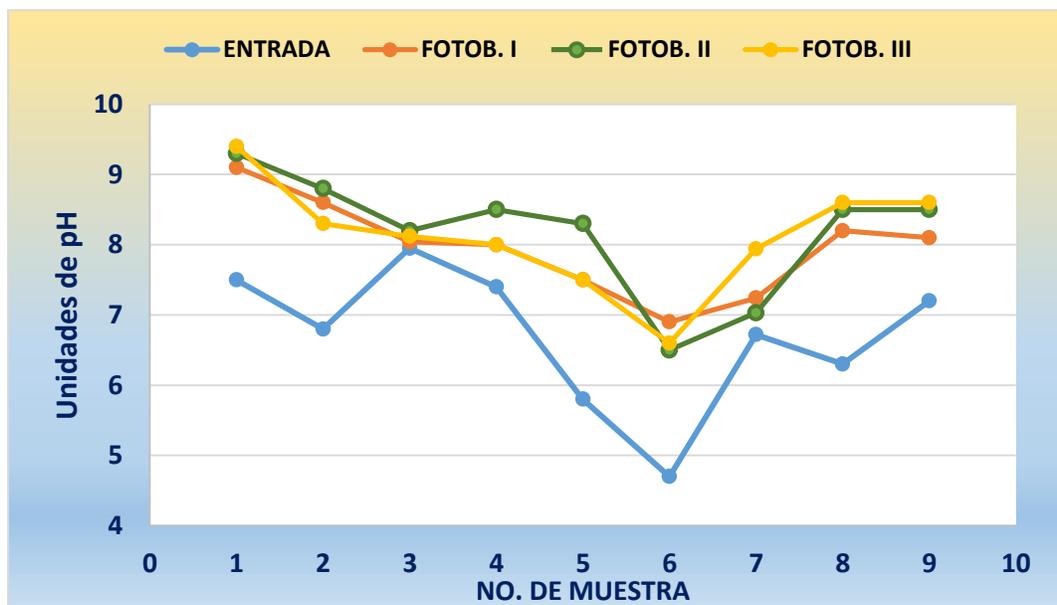
4.2. Análisis de parámetros físicos

4.2.1. Potencial de hidrógeno

De acuerdo a Romero (1999), el uso que hacen las algas del CO_2 puede conducir a elevar el pH. Lo cual se hizo evidente, en el monitoreo realizado a las muestras después de 7 días, tiempo que se dejó estabilizar el sistema y se dio el cambio de coloración, por el máximo crecimiento de algas.

Durante esta fase de muestreo correspondiente a las tres primeras muestras, en el que el sistema de fotobiorreactores trabajó a flujo continuo, se pudo observar que, en los fotobiorreactores I, II y III, hubo un incremento en el pH >9.0 y se llega a estabilizar por encima de 8.0 (ver Figura 19).

Figura 19. Potencial de hidrógeno en fotobiorreactores



Fuente: elaboración propia, 2018.

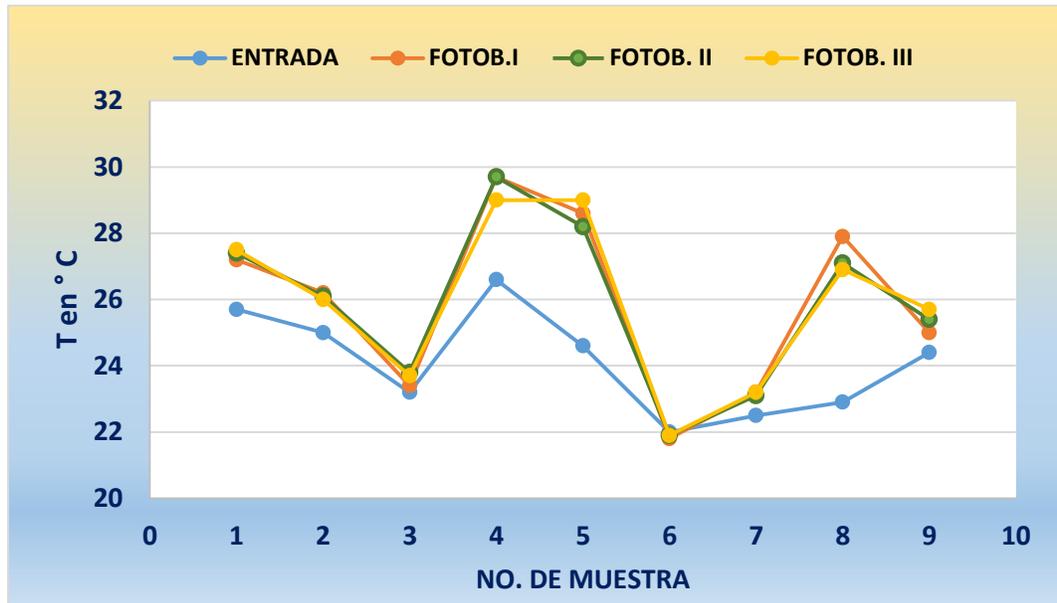
Después de la cuarta muestra, periodo en que el sistema empieza a trabajar a flujo *batch*, se registra un descenso en el pH con valores < 7.0 en la muestra número 6, y luego viene en aumento hasta lograr estabilizarse con pH >8.

4.2.2. Temperatura

De acuerdo a Salazar, M. (2009) existen tres factores ambientales que intervienen en la producción de algas, como es la intensidad de luz, la temperatura y la concentración de nutrientes; estos factores regulan las condiciones fisiológicas de las células y por lo tanto el funcionamiento del cultivo. (pág. 20)

Para el crecimiento de biomasa de algas, la temperatura debe permanecer entre los 20° y 30°C (Chisti, 2007, pág. 297). Esto se cumplió dado que la temperatura en las tres unidades de fotobiorreactor, tuvo un comportamiento similar con un rango de temperatura entre los 27 a 23 °C, cuando el sistema trabajó de forma continua. Un comportamiento similar ocurrió en la temperatura, cuando el fotobiorreactor trabajó a flujo *batch*, registrando valores de temperaturas de 29 a 22 °C, lo cual se indica en la gráfica de la figura (20).

Figura 20. Temperatura °C



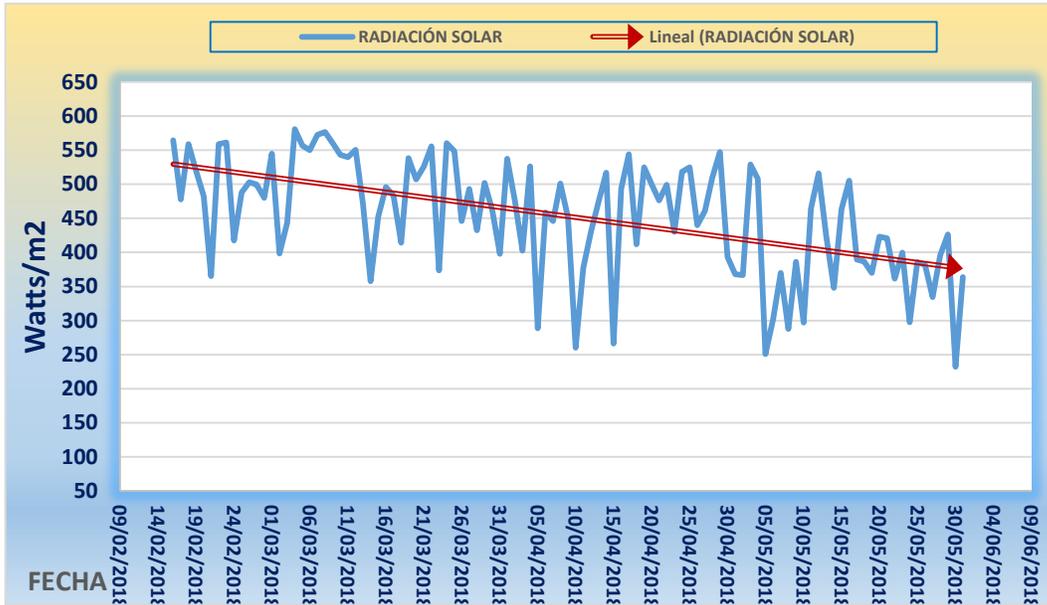
Fuente: elaboración propia, 2018.

4.2.3. Radiación solar

La cantidad de radiación solar, es una medida de la intensidad de la radiación solar al alcanzar una superficie horizontal. Esta irradiación incluye el componente directo del sol y el componente reflejado desde el resto del cielo. Las lecturas de radiación solar, dan una medida de la cantidad de radiación solar que llega al sensor de radiación solar a cualquier hora, expresado en Watts/m². (Galliguera, s.f.)

La figura (21), muestra el comportamiento de la radiación solar, durante el período de estudio de febrero a mayo; la tendencia es una disminución de su intensidad cuando se acerca el período de invierno. Se graficó la radiación solar durante los días del muestreo, con el fin de mostrar su comportamiento (ver figura (22)).

Figura 21. Radiación solar febrero – mayo 2018



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 22. Radiación solar días de muestreo



Fuente: elaboración propia, 2018.

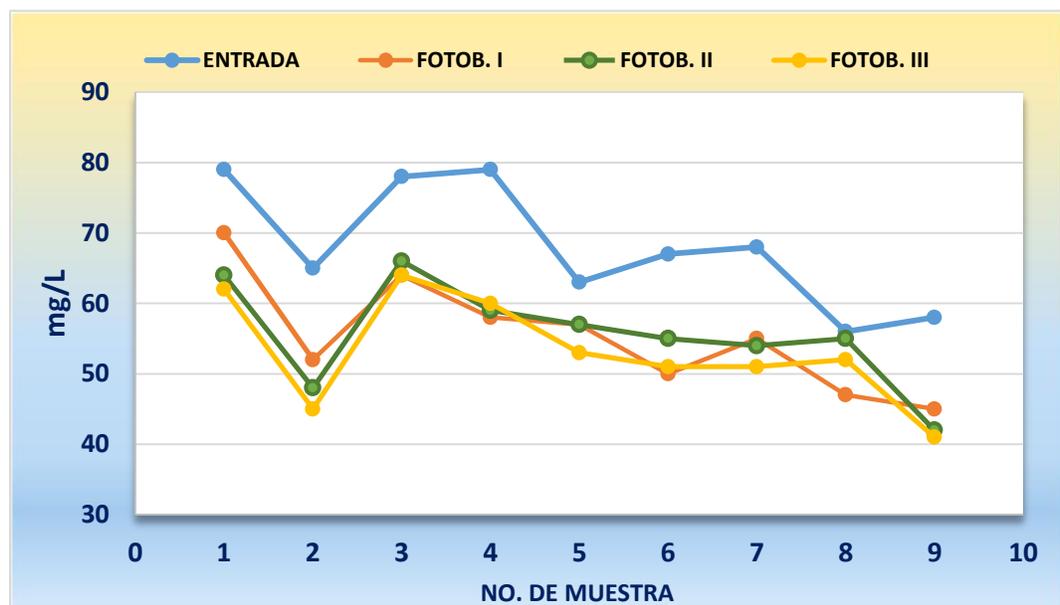
4.3. Análisis de parámetros químicos

4.3.1. Nitrógeno total

La característica del agua residual que ingresa a la unidad piloto, de acuerdo a su concentración de nitrógeno total, es de media a fuerte, según la clasificación para aguas residuales sin tratamiento de 40 a 85 mg/L (Metcalf & Eddy, 1995, pág. 125), el ingreso promedio es de 67.33, valor máximo de 79 y un mínimo de 56.

La gráfica de la figura (23), muestra el comportamiento de la remoción en la concentración de nitrógeno total, de las muestras tomadas del sistema de fotobiorreactor.

Figura 23. Concentración de nitrógeno total



Fuente: elaboración propia, 2018.

La tabla (XIII), muestra el cálculo de las eficiencias de remoción en los fotobiorreactores con relación a la entrada al sistema, y valores promedios cuando trabajó a flujo continuo y flujo *batch*.

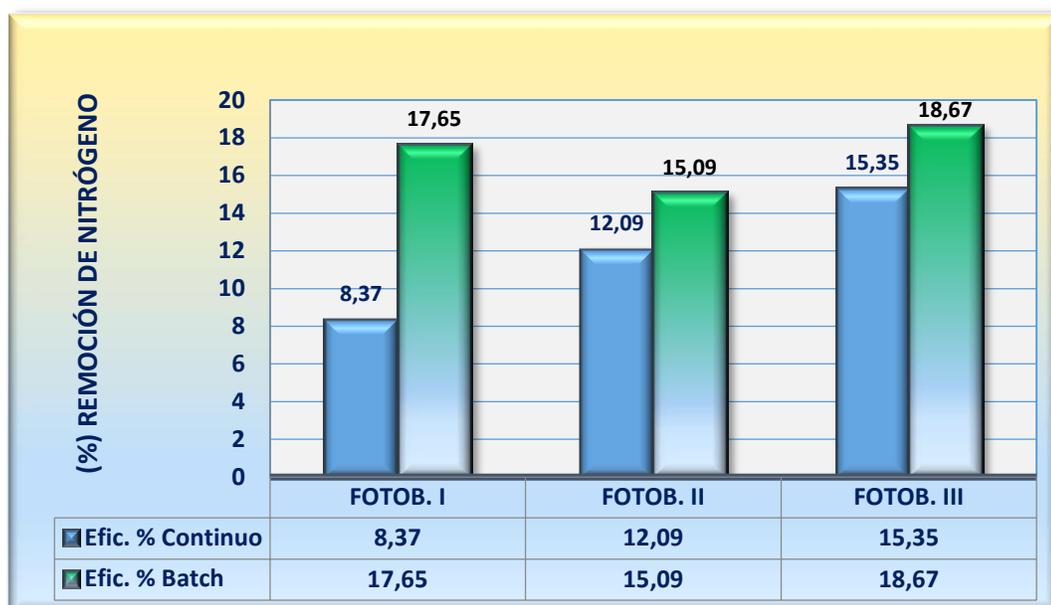
Tabla XIII. **Eficiencia en la concentración nitrógeno total en fotobiorreactores**

DESCRIPCIÓN	ENTRADA	FOTOB. I (Q min)		FOTOB. II (Q med)		FOTOB. III (Q máx)	
		Salida (mg/l)	%REM.	Salida (mg/l)	%REM.	Salida (mg/l)	%REM.
ANÁLISIS PARA SISTEMA DE FLUJO CONTINUO DE LA MUESTRA No.1 HASTA MUESTRA No.3							
Promedio %	71.67	65.67	8.37	63.00	12.09	60.67	15.35
máximo %	79.00	74.00	12.82	70.00	13.92	68.00	17.24
Min %	58.00	55.00	5.17	51.00	10.26	48.00	12.82
ANÁLISIS PARA SISTEMA DE FLUJO <i>BATCH</i> DE LA MUESTRA No.4 HASTA MUESTRA No.9							
Promedio %	65.17	53.67	17.65	55.33	15.09	53.00	18.67
máximo %	79.00	62.00	22.41	63.00	27.59	64.00	29.31
Min %	56.00	45.00	4.76	42.00	1.79	41.00	7.14

Fuente: elaboración propia, 2018.

Estos valores se resumen en la gráfica de la figura (24), que se muestra la eficiencia de remoción del sistema a flujo continuo y a flujo *batch*. Se obtuvo mejor eficiencia de remoción a flujo *batch* de 17.65 %, 15.09 %, 18.67 %, para los fotobiorreactor I, II, y III respectivamente.

Figura 24. Eficiencia en la concentración de nitrógeno



Fuente: elaboración propia, 2018.

4.3.2. Fósforo total

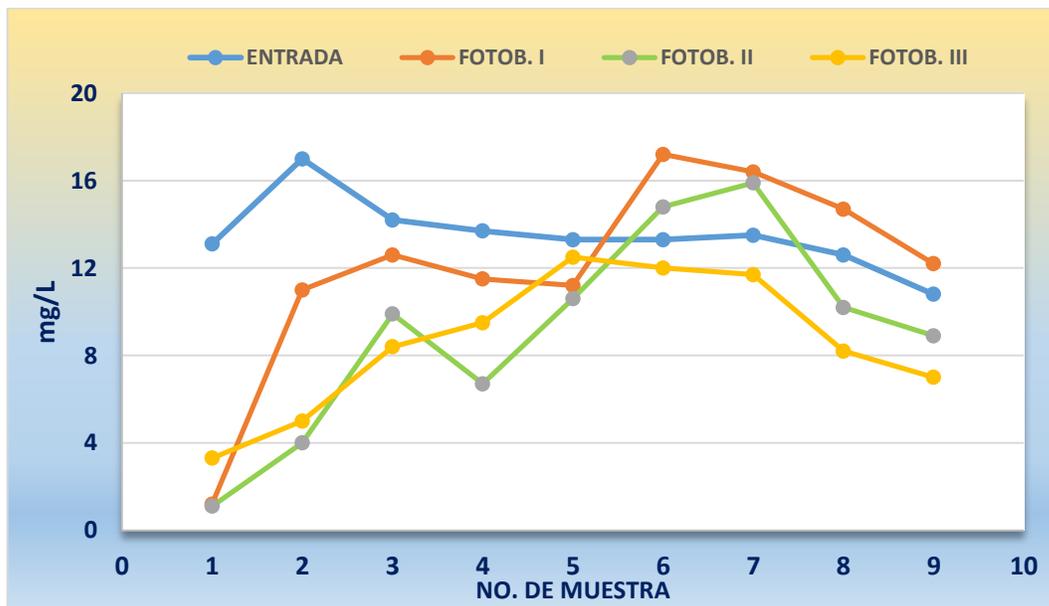
El fósforo total, al igual que el nitrógeno total, en cuanto a la calidad del afluente que ingresa al sistema de fotobiorreactores, corresponde a una concentración de media a fuerte de acuerdo a clasificación de aguas residuales sin tratamiento, de 8 a 15 mg/L (Metcalf & Eddy, 1995, pág. 125), el ingreso promedio es de 13.5.

Existen factores, que hacen que se dificulte la remoción de fosfatos por parte de las algas, como un pH excesivamente alto o bajo, o la ausencia de iones como potasio, sodio o magnesio. (Ruíz, 2011, pág. 33)

La gráfica de la figura (25), indica el comportamiento del fósforo total, en los fotobiorreactores, tiende a incrementar a partir de la muestra 1 a la 3,

cuando el pH se encontraba 9 a 8, y se observó para los fotobiorreactores II y III, un mejor desempeño en esta primera etapa.

Figura 25. **Concentración de fósforo total**



Fuente: elaboración propia, 2018.

Cuando se inicia a la etapa de flujo tipo *batch*, se observa que, existe un incremento en los valores de fósforo total de la muestra 3 a la 7, precisamente cuando el pH empieza a decaer con valores de 8 y menor que 7, y posteriormente, se observó una tendencia a disminuir la concentración y el pH se vuelve a estabilizar de 7 a 8.5.

La tabla (XIV), muestra el cálculo de las eficiencias de los fotobiorreactores en relación a la entrada al sistema, los valores promedios y los porcentajes de remoción, cuando se operó el sistema a flujo continuo y flujo *batch*.

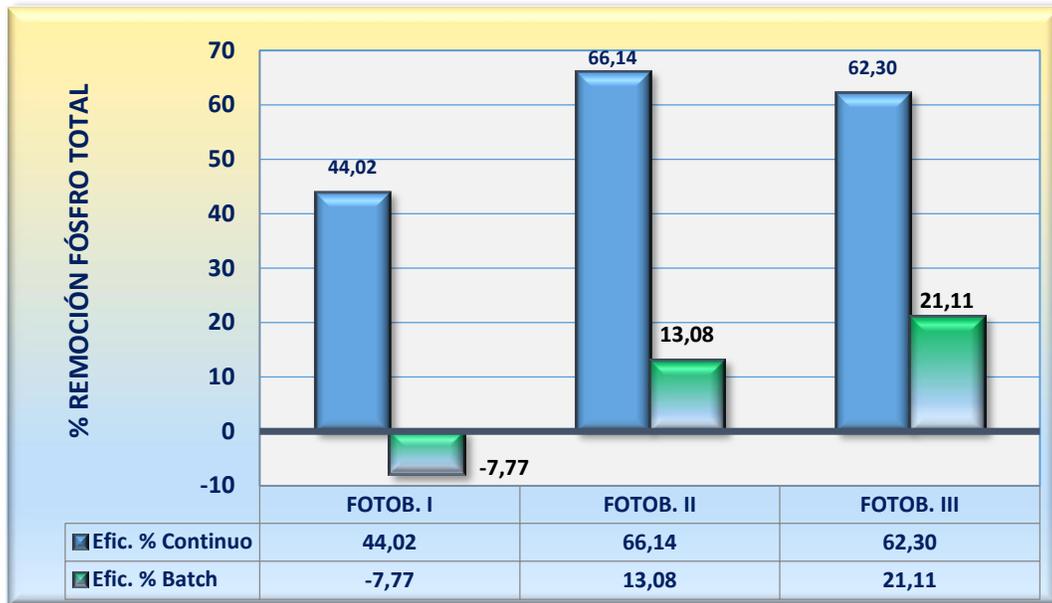
Tabla XIV. **Eficiencia en la concentración fósforo total en el sistema**

DESCRIPCIÓN	ENTRADA	FOTOB. I (Q min)		FOTOB. II (Q med)		FOTOB. III (Q máx)	
		Salida (mg/l)	%REM.	Salida (mg/l)	%REM.	Salida (mg/l)	%REM.
ANÁLISIS PARA SISTEMA DE FLUJO CONTINUO DE MUESTRA No.1 HASTA MUESTRA No.3							
Promedio %	14.77	8.27	44.02	5.00	66.14	5.57	62.30
máximo %	17.00	12.60	90.84	9.90	91.60	8.40	74.81
Min %	13.10	1.20	11.27	1.10	30.28	3.30	40.85
ANÁLISIS PARA SISTEMA DE FLUJO BATCH DE LA MUESTRA No.4 HASTA MUESTRA No.9							
Promedio %	12.87	13.87	-7.77	11.18	13.08	10.15	21.11
máximo %	13.70	17.20	16.06	15.90	51.09	12.50	35.19
Min %	10.80	11.20	-	6.70	-	7.00	6.02

Fuente: elaboración propia, 2018.

El gráfico de la figura (26), representa los valores de la eficiencia calculados en la tabla (XIV) para los fotobiorreactores I, II y III. En ella se puede observar el comportamiento de remoción con los más altos porcentajes, que varían del 44.02 %, 66.14 % y 62.30 % cuando el sistema trabajó a flujo continuo. Se obtuvo menor eficiencia -7.77 %, 13.08 % y 21.11 %, cuando el fotobiorreactor trabajó a flujo *batch*, pero aun así, mostró buena remoción en los fotobiorreactores II y III.

Figura 26. Eficiencia en la concentración de fósforo total

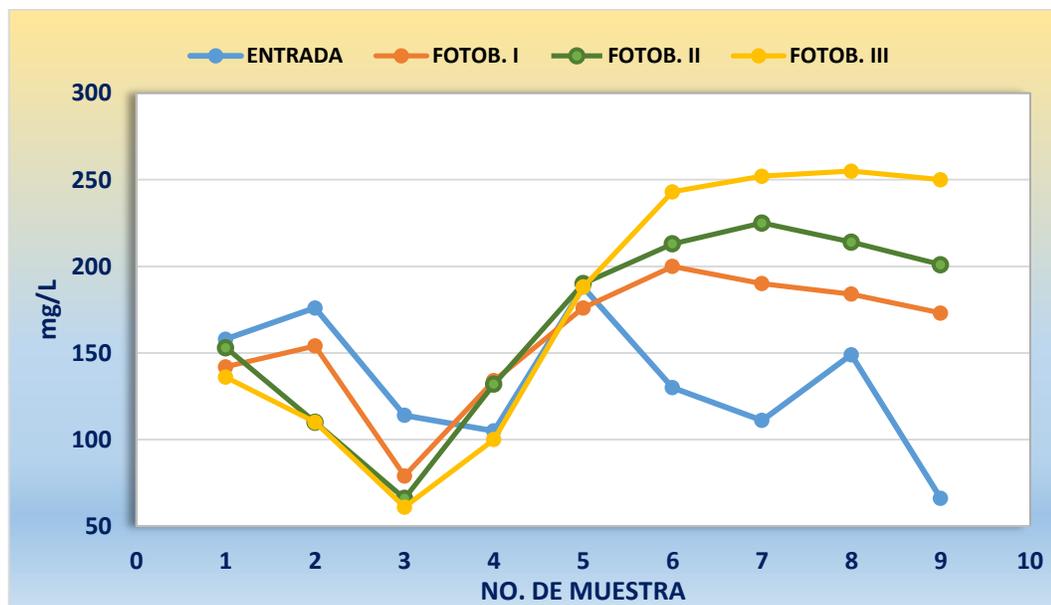


Fuente: elaboración propia, 2018.

4.3.3. Nitratos

Al inicio de la etapa de flujo continuo ocurrió un proceso de desnitrificación, como se puede observar en el gráfico de la figura (27), que está ligado al comportamiento del pH de 9 a 8. Cuando se entra a la etapa de flujo tipo *batch*, se observó un incremento, en los valores de los nitratos a partir de la muestra 3 a la número 7, datos cuando el pH empieza a decaer con valores de 8 a < 7, y luego se observó una mínima tendencia a disminuir la concentración en los nitratos y el pH se vuelve a estabilizar de 7 a 8.5.

Figura 27. **Concentración de nitratos**



Fuente: elaboración propia, 2018.

La tabla (XV) muestra el cálculo de las eficiencias, de los fotobiorreactores en relación a la entrada al sistema, los valores promedios y los porcentajes de remoción, cuando el fotobiorreactor trabajó flujo continuo y flujo *batch*.

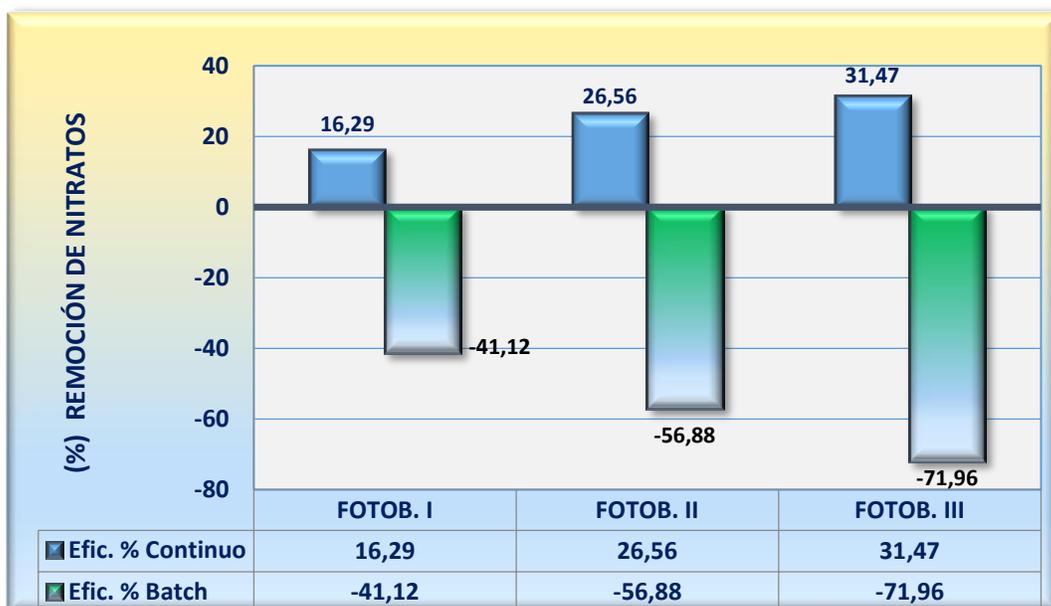
Tabla XV. **Eficiencia en la concentración nitratos en el sistema**

DESCRIPCIÓN	ENTRADA	FOTOB. I (Q mín)		FOTOB. II (Q med)		FOTOB. III (Q máx)	
		Salida (mg/l)	%REM.	Salida (mg/l)	%REM.	Salida (mg/l)	%REM.
ANÁLISIS PARA SISTEMA DE FLUJO CONTINUO DE LA MUESTRA No.1 HASTA MUESTRA No.3							
Promedio %	149.33	125.00	16.29	109.67	26.56	102.33	31.47
máximo %	176.00	154.00	30.70	153.00	42.11	136.00	46.49
Min %	114.00	79.00	10.13	66.00	3.16	61.00	13.92
ANÁLISIS PARA SISTEMA DE FLUJO BATCH DE LA MUESTRA No.4 HASTA MUESTRA No.9							
Promedio %	124.83	176.17	-41.12	195.83	-56.88	214.67	-71.96
máximo %	188.00	200.00	6.38	225.00	-	255.00	4.76
Min %	66.00	134.00	-	132.00	-	100.00	-

Fuente: elaboración propia, 2018.

El gráfico de la figura (28), muestra los valores de eficiencia calculados, en la tabla (XV). Se observa el comportamiento de remoción con valores porcentuales que varían de 16.29 %, 26.56 % y 31.47 % cuando el sistema trabajó a flujo continuo, y se obtuvo nula eficiencia cuando el sistema trabajó a flujo *batch*.

Figura 28. **Eficiencia en la concentración de nitratos**

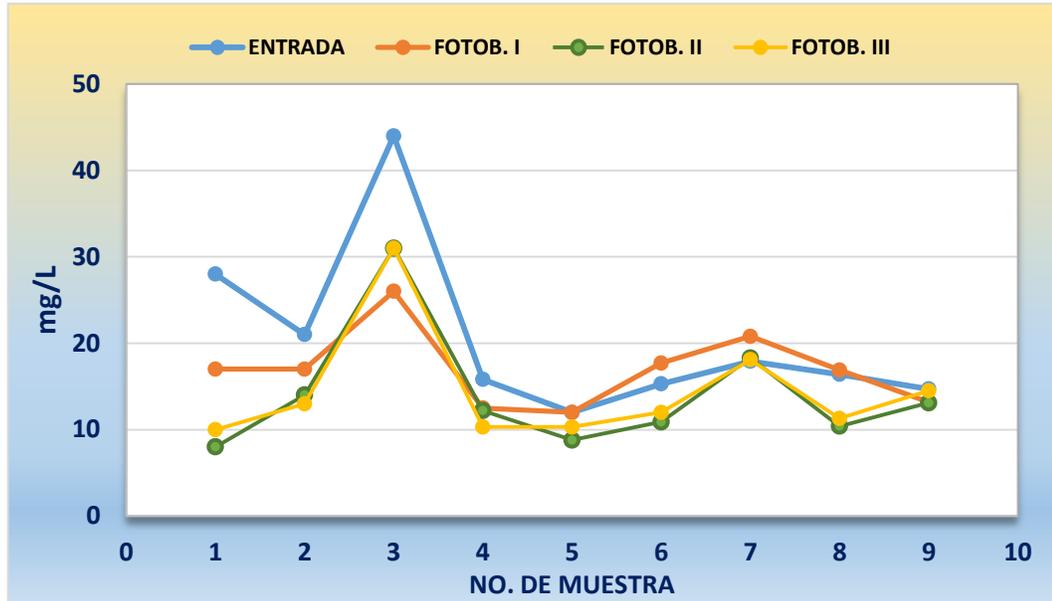


Fuente: elaboración propia, 2018.

4.3.4. Fosfatos

En relación a la gráfica de la figura (29), se pudo observar el comportamiento del fosfato en el agua residual, dentro del sistema de fotobiorreactores. Es notorio que la remoción varía con el comportamiento del pH en el agua, a mayor >pH el fosfato precipita, lo que se comprueba en la medición del primer muestreo. En la segunda y cuarta muestra, la remoción es similar para pH en el rango de 8.5, y en la tercera muestra que el pH disminuye a 8, la concentración de fosfatos aumentó.

Figura 29. Concentración de fosfatos



Fuente: elaboración propia, 2018.

El análisis de la tabla (XVI), se realizó para la remoción de fosfato, para los dos modos de operación a flujo continuo y a flujo *batch*.

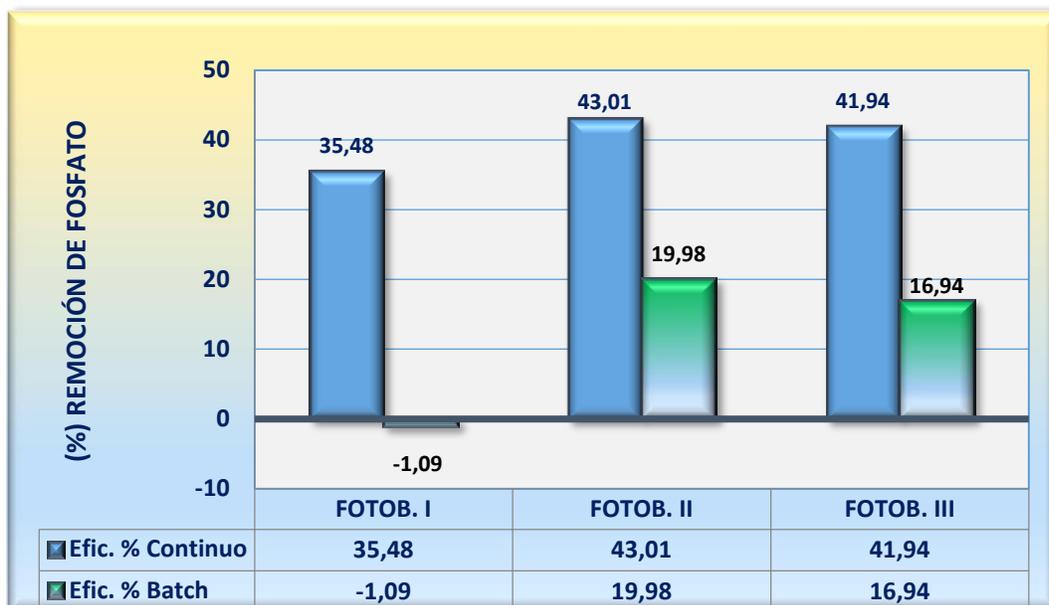
Tabla XVI. Eficiencia en la concentración fosfatos en el sistema.

DESCRIPCIÓN	ENTRADA	FOTOB. I (Q min)		FOTOB. II (Q med)		FOTOB. III (Q máx)	
		Salida (mg/l)	%REM.	Salida (mg/l)	%REM.	Salida (mg/l)	%REM.
ANÁLISIS PARA SISTEMA DE FLUJO CONTINUO DE LA MUESTRA NO.1 HASTA MUESTRA No.3							
Promedio %	31.00	20.00	35.48	17.67	43.01	18.00	41.94
máximo %	44.00	26.00	40.91	31.00	71.43	31.00	64.29
Min %	21.00	17.00	19.05	8.00	29.55	10.00	29.55
ANÁLISIS PARA SISTEMA DE FLUJO BATCH DE LA MUESTRA No.4 HASTA MUESTRA No.9							
Promedio %	15.35	15.52	- 1.09	12.28	19.98	12.75	16.94
máximo %	17.90	20.80	20.89	18.30	36.59	18.10	34.81
Min %	12.00	12.00	-	8.80	-	10.30	-

Fuente: elaboración propia, 2018.

En la figura (30), se graficó el comportamiento promedio de la eficiencia del sistema en la remoción de fosfatos, con 35.48 %, 43.01 %, y 41.94 %, cuando el sistema trabajó a flujo continuo. Se observó remociones en menor grado para el fotobiorreactor II y III de 19.98 % y 16.94 % cuando el fotobiorreactor trabajó a flujo *batch*.

Figura 30. **Eficiencia en la concentración de fosfatos**

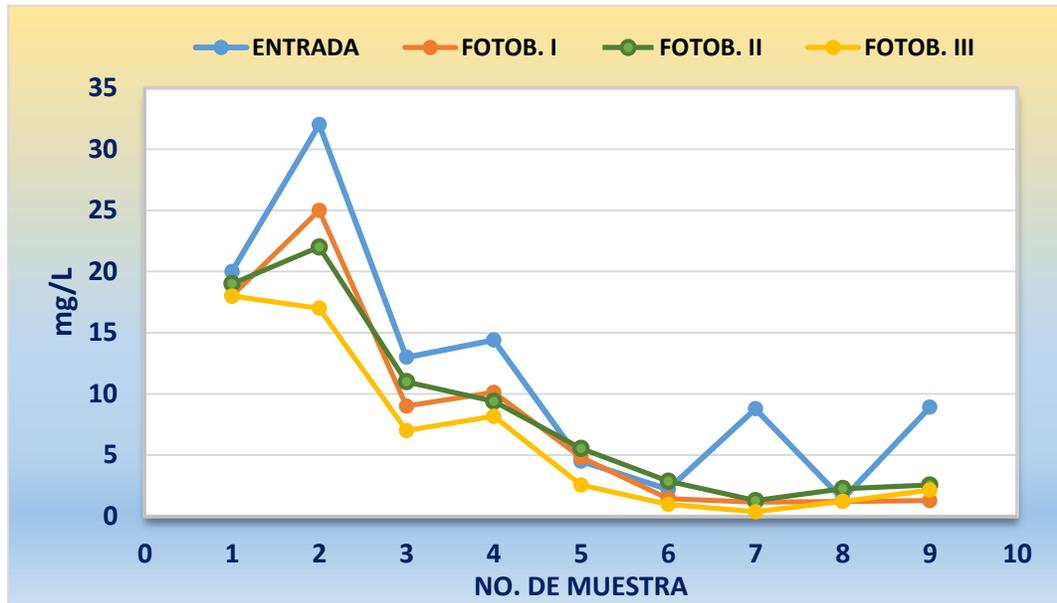


Fuente: elaboración propia, 2018.

4.3.5. Amoníaco

En el gráfico de la figura (31), se observó la presencia de amoníaco en la entrada al sistema de fotobiorreactores. El comportamiento del amoníaco en los fotobiorreactores, indica que existe un proceso de decaimiento, y por otra parte un proceso de nitrificación, esto en relación al comportamiento de los nitratos que tienden a incrementarse (ver figura 27).

Figura 31. Concentración de amoníaco



Fuente: elaboración propia, 2018.

El análisis de la tabla XVII, se realizó para la eficiencia de remoción de amoníaco, para los dos tipos de flujo continuo y *batch*.

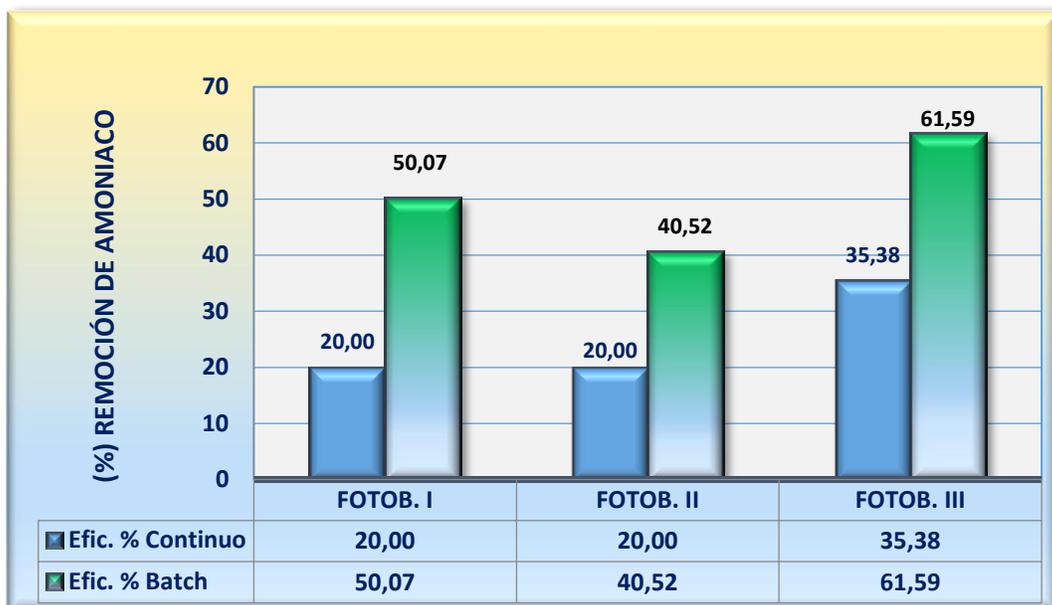
Tabla XVII. Eficiencia en la concentración amoníaco en el sistema

DESCRIPCIÓN	ENTRADA	FOTOB. I (Q min)		FOTOB. II (Q med)		FOTOB. III (Q máx)	
		Salida (mg/l)	%REM.	Salida (mg/l)	%REM.	Salida (mg/l)	%REM.
ANÁLISIS PARA SISTEMA DE FLUJO CONTINUO DE LA MUESTRA No.1 HASTA MUESTRA No.3							
Promedio %	21.67	17.33	20.00	17.33	20.00	14.00	35.38
máximo %	32.00	25.00	30.77	22.00	31.25	18.00	46.88
Min %	13.00	9.00	10.00	11.00	5.00	7.00	10.00
ANÁLISIS PARA SISTEMA DE FLUJO BATCH DE LA MUESTRA No.4 HASTA MUESTRA No.9							
Promedio %	6.70	3.35	50.07	3.99	40.52	2.57	61.59
máximo %	14.40	10.13	86.79	9.39	85.42	8.17	95.79
Min %	1.40	1.16	-	1.28	-	0.37	12.86

Fuente: elaboración propia, 2018.

En la figura (32), se graficó el comportamiento de los valores promedios de la eficiencia del sistema en cuanto a la remoción de amoníaco, con valores alcanzados de 20.00 %, 20.00 %, 35.38 % cuando el fotobiorreactor trabajó a flujo continuo. Se obtuvo eficiencias de remociones más altas con valores de 50.07 %, 40.52 % y 61.59 % cuando el sistema funcionó a flujo *batch*.

Figura 32. **Eficiencia en la concentración de amoníaco**



Fuente: elaboración propia, 2018.

4.4. Análisis de correlación

Para demostrar la prueba de hipótesis planteada en la investigación, se utilizó el programa SPSS; esto con el fin de determinar el grado de correlación entre la carga hidráulica y los nutrientes principales: nitrógeno total y fósforo total, resultantes del proceso de tratamiento de las aguas residuales del fotobiorreactor, cuando este trabajó a flujo continuo y a flujo *batch*.

4.4.1. Carga hidráulica y nitrógeno total flujo continuo

Tabla XVIII. **Estadísticas descriptivas carga hidráulica y nitrógeno total flujo continuo**

	Media	Desviación estándar	N
CARGA HIDRÁULICA	3.2900	2.00067	3
NITRÓGENO TOTAL CONTINUO	11.9367	3.49253	3

Fuente: elaboración propia 2018, empleado programa SPSS.

Tabla XIX. **Correlación carga hidráulica y nitrógeno total flujo continuo**

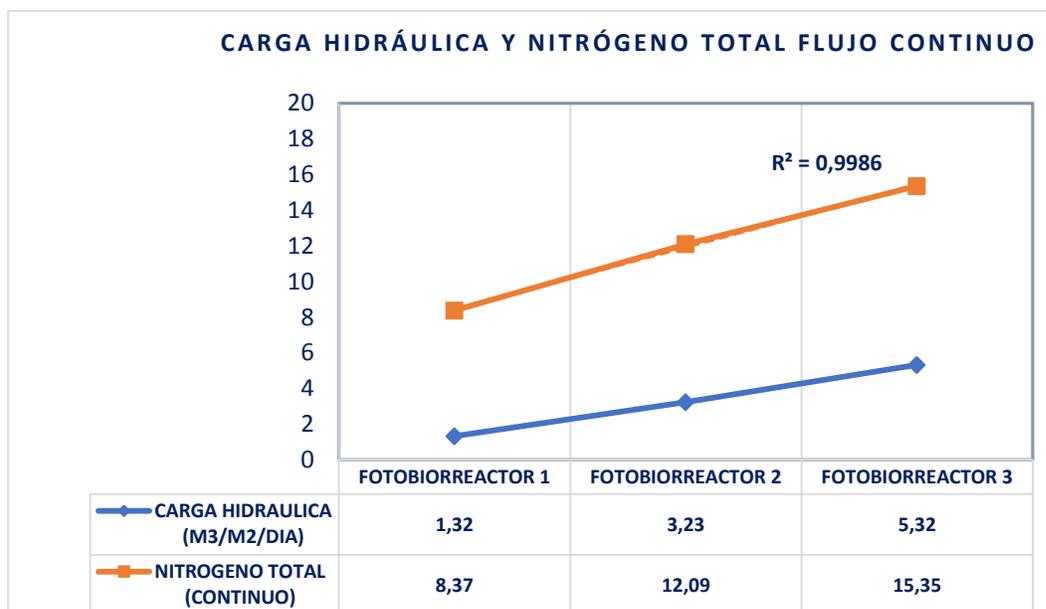
	CARGA HIDRÁULICA	NITRÓGENO TOTAL CONTINUO
CARGA HIDRÁULICA	Correlación de Pearson	.998*
	Sig. (bilateral)	.041
	Suma de cuadrados y productos vectoriales	8.005
	Covarianza	4.003
	N	3
NITRÓGENO TOTAL CONTINUO	Correlación de Pearson	.998*
	Sig. (bilateral)	.041
	Suma de cuadrados y productos vectoriales	13.946
	Covarianza	6.973
	N	3

*. La correlación es significativa en el nivel 0,05 (2 colas).

Fuente: elaboración propia 2018, empleado programa SPSS.

La gráfica de la figura (33), muestra el resultado del análisis de correlación de la carga hidráulica y la concentración resultante de nitrógeno total del proceso de remoción en los fotobiorreactores, cuando el sistema trabajó a flujo continuo.

Figura 33. **Correlación entre la carga hidráulica y nitrógeno total flujo continuo**



Fuente: elaboración propia, 2018.

El coeficiente de correlación de Pearson da un valor de 0.998, lo que indica que sí hay una fuerte correlación positiva, entre la carga hidráulica y la remoción de nitrógeno total, a mayor carga hidráulica la remoción es mayor para las unidades trabajando a flujo continuo.

4.4.2. Carga hidráulica y nitrógeno total flujo *batch*

Tabla XX. Estadísticas descriptivas carga hidráulica y nitrógeno total flujo *batch*

	Media	Desviación estándar	N
CARGA HIDRÁULICA	3.2900	2.00067	3
NITRÓGENO TOTAL BATCH	17.1367	1.84438	3

Fuente: elaboración propia 2018, empleado programa SPSS.

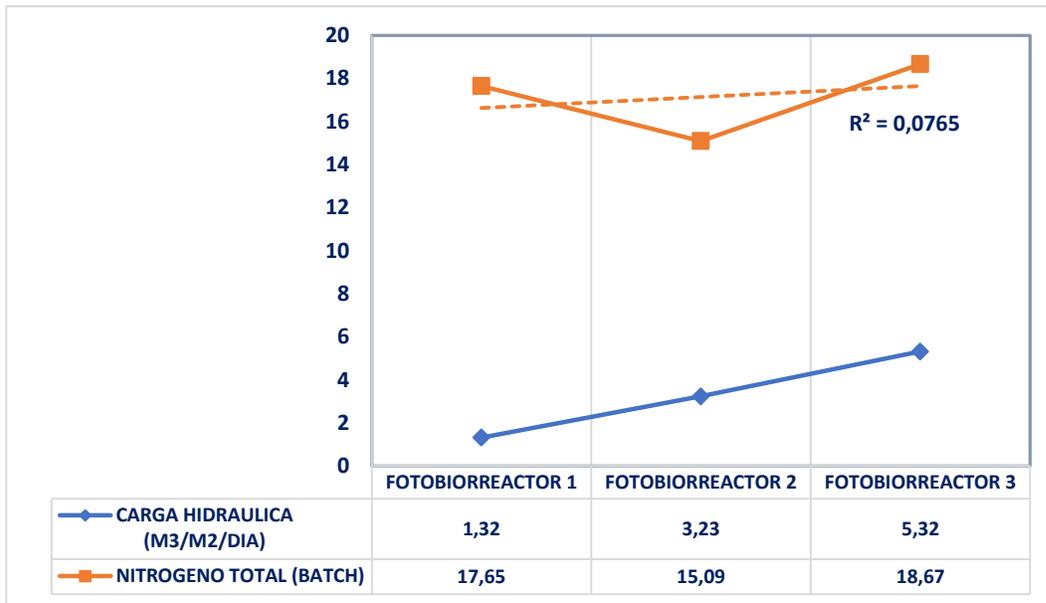
Tabla XXI. Correlación carga hidráulica y nitrógeno total flujo *batch*

		CARGA HIDRÁULICA	NITRÓGENO TOTAL BATCH
CARGA HIDRÁULICA	Correlación de Pearson	1	.301
	Sig. (bilateral)		.805
	Suma de cuadrados y productos vectoriales	8.005	2.224
	Covarianza	4.003	1.112
	N	3	3
NITRÓGENO TOTAL BATCH	Correlación de Pearson	.301	1
	Sig. (bilateral)	.805	
	Suma de cuadrados y productos vectoriales	2.224	6.803
	Covarianza	1.112	3.402
	N	3	3

Fuente: elaboración propia 2018, empleado programa SPSS.

La gráfica de la figura (34), representa el resultado del análisis de correlación de la carga hidráulica y la concentración resultante de nitrógeno total del proceso de remoción en los fotobiorreactores, cuando el sistema trabajó a flujo *batch*.

Figura 34. Correlación entre la carga hidráulica y nitrógeno total flujo *batch*



Fuente: elaboración propia, 2018.

El coeficiente de correlación de Pearson da un valor de 0.301, lo que indica que no hay correlación, entre la carga hidráulica y la remoción de nitrógeno total para las unidades trabajando a flujo *batch*.

4.4.3. Carga hidráulica y fósforo total flujo continuo

Tabla XXII. Estadísticas descriptivas carga hidráulica y fósforo total flujo continuo

	Media	Desviación estándar	N
CARGA HIDRÁULICA	3.2900	2.00067	3
FÓSFORO TOTAL CONTINUO	57.4867	11.81946	3

Fuente: elaboración propia. 2018, empleado programa SPSS.

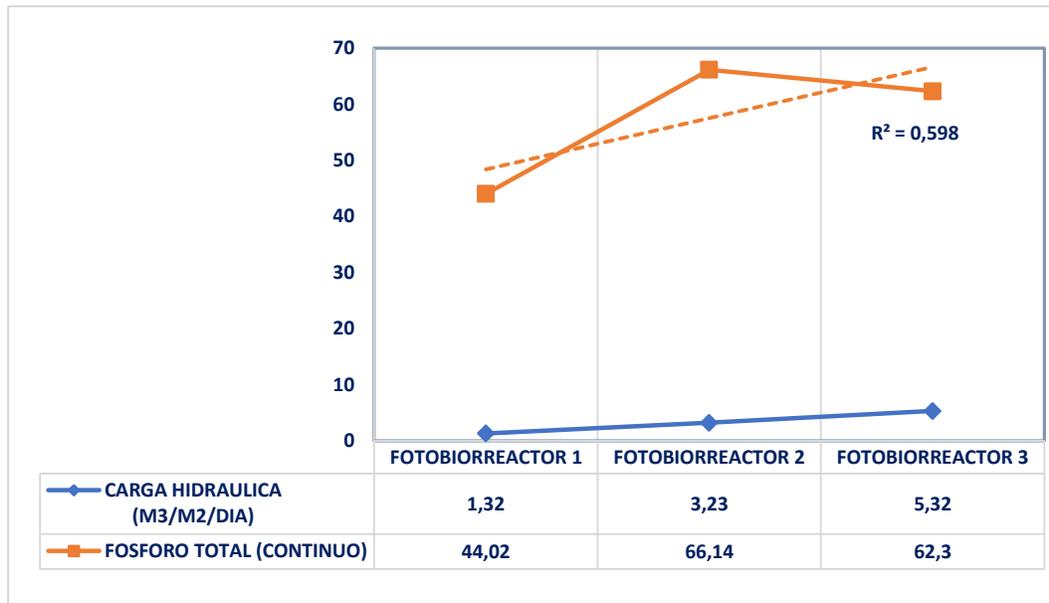
Tabla XXIII. Correlación carga hidráulica y fósforo total flujo continuo

		CARGA HIDRÁULICA	FÓSFORO TOTAL CONTINUO
CARGA HIDRÁULICA	Correlación de Pearson	1	.757
	Sig. (bilateral)		.454
	Suma de cuadrados y productos vectoriales	8.005	35.781
	Covarianza	4.003	17.891
	N	3	3
FÓSFORO TOTAL CONTINUO	Correlación de Pearson	.757	1
	Sig. (bilateral)	.454	
	Suma de cuadrados y productos vectoriales	35.781	279.399
	Covarianza	17.891	139.700
	N	3	3

Fuente: elaboración propia 2018, empleado programa SPSS.

La gráfica de la figura (35), representa el resultado del análisis de correlación de la carga hidráulica y la concentración resultante de fósforo total del proceso de remoción en los fotobiorreactores, cuando el sistema trabajó a flujo continuo.

Figura 35. **Correlación entre la carga hidráulica y fósforo total flujo continuo**



Fuente: elaboración propia 2018, empleado programa SPSS.

El coeficiente de correlación de Pearson da un valor de 0.757, indica que existe una correlación positiva, entre la carga hidráulica y la remoción de fósforo total, que al aumentar la carga hidráulica, la remoción del fósforo total tiende a ser mayor trabajando las unidades de fotobiorreactor a flujo continuo, aunque no es significativa como el caso del nitrógeno a flujo continuo, porque su nivel de significancia es de $0.454 > 0.05$.

4.4.4. Carga hidráulica y fósforo total flujo *batch*

Tabla XXIV. Estadísticas descriptivas carga hidráulica y fósforo total flujo *batch*

	Media	Desviación estándar	N
CARGA HIDRÁULICA	3.2900	2.00067	3
FÓSFORO TOTAL <i>BATCH</i>	8.8067	14.90670	3

Fuente: elaboración propia 2018, empleado programa SPSS.

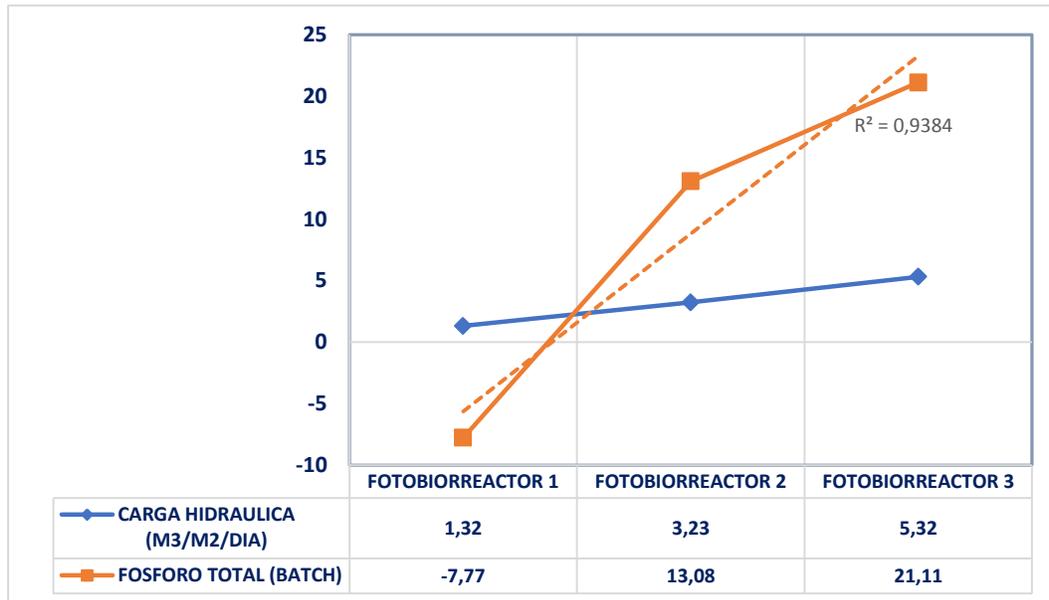
Tabla XXV. Correlación carga hidráulica y fósforo total flujo *batch*

		CARGA HIDRÁULICA	FOSFORO TOTAL <i>BATCH</i>
CARGA HIDRÁULICA	Correlación de Pearson	1	.962
	Sig. (bilateral)		.176
	Suma de cuadrados y productos vectoriales	8.005	57.375
	Covarianza	4.003	28.688
	N	3	3
FÓSFORO TOTAL <i>BATCH</i>	Correlación de Pearson	.962	1
	Sig. (bilateral)	.176	
	Suma de cuadrados y productos vectoriales	57.375	444.419
	Covarianza	28.688	222.210
	N	3	3

Fuente: elaboración propia 2018, empleado programa SPSS.

La gráfica de la figura (36), representa el resultado del análisis de correlación de la carga hidráulica y la eficiencia de remoción de la concentración de fósforo total, cuando el fotobiorreactor trabajó a flujo *batch*.

Figura 36. **Correlación entre la carga hidráulica y fósforo total flujo *batch***



Fuente: elaboración propia 2018, empleado programa SPSS.

El coeficiente de correlación de Pearson R da un valor de 0.962, lo que indica que existe una correlación positiva, entre la carga hidráulica y la remoción de fósforo total, que al aumentar la carga hidráulica, la remoción del fósforo total tiende a ser mayor trabajando las unidades de fotobiorreactor II y III a flujo *batch*, pero no es significativa, porque su nivel de significancia es de $0.176 > 0.05$.

CONCLUSIONES

1. De acuerdo a los resultados obtenidos, la carga hidráulica en los fotobiorreactores trabajando a flujo continuo, ejerce un efecto significativo en la remoción de nitrógeno total, al obtener una correlación de Pearson de 0.998 a 1, con significancia bilateral de 0.041 y un nivel de certeza del 95 %. Cuando el sistema de fotobiorreactores trabajó a flujo *batch*, los resultados indicaron que la carga hidráulica no ejerce efecto significativo en la remoción de nitrógeno total, la correlación de Pearson es de 0.301 y significancia de 0.805. En el caso del fósforo total a flujo continuo, la carga hidráulica no ejerce un efecto significativo, la correlación de Pearson es de 0.757 y la significancia es 0.454. La carga hidráulica en los fotobiorreactores para el fósforo total trabajando a flujo tipo *batch*, no ejerce un efecto significativo, la correlación de Pearson es de 0.962 y la significancia de 0.176.
2. La máxima producción de microalgas, se obtuvo en el fotobiorreactor que trabajó a caudal medio, con un valor de 3.2×10^6 células por mililitro al séptimo día de su funcionamiento. Para el fotobiorreactor que funcionó a caudal mínimo, el valor obtenido fue de 2.4×10^6 células por mililitro y para el fotobiorreactor que funcionó a caudal máximo el valor obtenido fue de 2.56×10^6 células por mililitro.
3. La remoción del nitrógeno total bajo el flujo continuo para caudal mínimo fue de 8.37 %, para caudal medio fue de 12.09 % y para caudal máximo fue de 15.35 %. Se logró mejor resultados de remoción para nitrógeno

total a flujo tipo *batch*, con resultados, para caudal mínimo de 17.65 %, para caudal medio de 15.09 %, y para caudal máximo de 18.67 %.

4. La remoción del fósforo total con el fotobiorreactor trabajando a flujo continuo, para caudal mínimo fue de 44.02 %; para caudal medio fue de 66.14 %; para caudal máximo fue de 62.30 %, lo que demostró buena remoción en la etapa de operación a flujo continuo. Los resultados de remoción para el fósforo total, con el fotobiorreactor trabajando a flujo *batch* fue de -7.77 % para caudal mínimo; 13.08 % para caudal medio y 21.11 % para caudal máximo; lo que resulta deficiente para el fotobiorreactor I y mejor remoción para los fotobiorreactor II y III.
5. La remoción de nitratos con el fotobiorreactor trabajando a flujo continuo, con caudal mínimo fue de 16.29 %; para caudal medio fue de 26.56%; para caudal máximo fue de 31.47%, lo que demostró buena remoción. Los resultados de remoción para nitratos, con el fotobiorreactor trabajando a flujo *batch*, con caudal mínimo fue de -41.12 %; para caudal medio fue de -56.88 %; para caudal máximo fue de -71.96 %; lo que resulta deficiente para el sistema de fotobiorreactor.
6. La remoción de fosfatos con el fotobiorreactor trabajando a flujo continuo, con caudal mínimo fue de 35.48 %; para caudal medio 43.01 %; para caudal máximo fue de 41.94 %; lo que demostró una buena remoción. Los resultados de remoción para fosfatos, con el fotobiorreactor trabajando a flujo *batch*, con caudal mínimo fue de -1.09 %; para caudal medio fue de 19.98 %; para caudal máximo fue de 16.94 %; en este caso el resultado es muy similar al comportamiento del fósforo total, que resultó deficiente la remoción para el fotobiorreactor I y una mejor remoción para los fotobiorreactor II y III, a flujo *batch*.

7. La remoción de amoníaco con el fotobiorreactor trabajando a flujo continuo, con caudal mínimo fue de 20.00 %; para caudal medio fue de 20.00 %; para caudal máximo fue de 35.38 %; lo que demostró buena remoción. Los resultados de remoción para el amoníaco, con el fotobiorreactor trabajando a flujo *batch*, con caudal mínimo fue de 50.07 %; para caudal medio fue de 40.52 %; para caudal máximo fue de 61.59 %; lo que demostró un mejor resultado en la remoción, y por otra parte, ocurre un proceso inverso por la transformación del amoníaco, que tiende a bajar y los nitratos aumentan; lo que indica que, se dio un proceso de nitrificación en el sistema de fotobiorreactores.
8. Los tiempo de retención a que fue sometido el fotobiorreactor I, fue de 23.92 horas, el fotobiorreactor II, fue de 13.50 horas y el fotobiorreactor III, de 7.37 horas; lo cual no fue suficiente, dado que al trabajar estos en continuo, se pudo observar barrido de la biomasa de algas.
9. Cuando el sistema de fotobiorreactor se hizo trabajar a flujo tipo *batch*, se pudo observar abundante producción de O₂, el cual es generado por los procesos fotosintéticos de las algas; además se observó un decaimiento en la producción de biomasa de algas *Chlorella*, debido al consumo de nutrientes y CO₂ que probablemente en su momento pudo escasear, por la demanda de alimentación de las microalgas en el período que permanecía cerrada la entrada del flujo al sistema.
10. El potencial de hidrógeno jugó un papel fundamental en la remoción de fósforo total, cuando este se encontraba arriba de 8.5, hizo que precipitara el fósforo alcanzando valores máximo de remoción de 90 %, con el fotobiorreactor trabajando a flujo continuo.

RECOMENDACIONES

1. Se sugiere evaluar la posibilidad de instalar el sistema de fotobiorreactor en la planta piloto de ERIS de la colonia Aurora II, dado que este lugar presenta condiciones de seguridad en el entorno, y mayor estabilidad en la generación de caudal de agua residual durante todo el año. Esto garantizará que el flujo a la entrada del sistema de fotobiorreactores, no se vea interrumpido, y por ende, su eficiencia podrá obtener datos más refinados, en cuanto a la evaluación de la remoción de los parámetros físicos químicos del efluente de agua residual de origen de uso domiciliar.
2. Se sugiere hacer la evaluación del sistema de fotobiorreactores, con agua de un sedimentador secundario, dado que el exceso de carga orgánica de los filtros percoladores que llega al sistema de fotobiorreactores afecta la penetración del haz de luz en toda la sección del fotobiorreactor, lo que interfiere con el crecimiento y desarrollo de las microalgas.
3. Se debe buscar un mecanismo que evite la salida de microalgas del sistema, como la instalación de un medio soporte que impida la salida de las microalgas en el efluente del sistema del fotobiorreactor, lo que garantizará un mejor desempeño de las algas en la remoción de nutrientes.
4. Otra mejora al sistema sería establecer un dispositivo de purga, para lodos acumulados y materia orgánica de algas muertas, lo cual fue evidente durante el sistema operó a flujo batch. Estos se recomienda aunque el flujo este bajo régimen continuo y se suministre el agua residual de un

sedimentador secundario, por cualquier material que pueda entrar al sistema; ya que de esta manera se garantiza hacer maniobras de operación y mantenimiento de los fotobiorreactores.

5. Los próximos estudios deben de estar enfocados específicamente a la especie de *Chlorellas*, la cual puede ser inoculada en el fotobiorreactor de forma artificial, para tener un mejor control de su producción y contenido de biomasa en su eficiencia en la remoción de nutrientes.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Aguilar Carrera, F. A. (Agosto de 2017). Trabajo de graduación de Doctorado. Análisis del proceso de fitorremediación con algas clorofitas en las estaciones depuradoras de agua residual, para mitigar los efectos de eutrofización de los cuerpos receptores. Guatemala, Guatemala: Escuela de Posgrado USAC.
2. Argueta Gálvez, J. E., & Blandón Blandón, R. A. (Agosto de 2016). Estudio especial. Modelo matemático para determinar el nivel de eficiencia de remoción de nutrientes a través del uso de algas clorofitas después de los filtros percoladores en tratamiento de aguas residuales. Guatemala, Guatemala: ERIS.
3. Benaventes et al. (2012). Tecnología de cultivo de microalgas en fotobiorreactores. Revista científica Universidad Autónoma de Coahuila.
4. Chisti, Y. (2007). Biodiesel from microalgae. Elsevier, 295-306.
5. Contreras, C., & et. al. (Agosto de 2003). Avances en el diseño conceptual de fotobiorreactor para el cultivo de microalgas. Scielo.
6. Crites, R., & Tchobanoglous, G. (2000). Tratamiento de aguas residuales en pequeñas poblaciones. Santafé de Bogotá: McGraw-Hill.

7. Galliguera. (s.f.). Explicación de las variables reportadas por la estación meteorológica Davis, Vantage Pro 2. Obtenido de http://galliguera.net/DatosClima/EXPLICACION_VARIABLES.html
8. Guerra, H., & Zea, M. (Noviembre de 2015). Estudio especial. Identificación de algas en los efluentes del sistema de filtros percoladores de la PTAR de la USAC de Guatemala y de la PTAR Ing. Arturo P, para uso potencial en remoción de nitrógeno y fósforo. Guatemala, Guatemala, Guatemala: ERIS.
9. Hernández, A., & Labbé, J. (Agosto de 2014). Microalgas, Cultivo y Beneficio. Vitacura, Región metropolitana, Chile: Revisga de biología marina y oceanografía.
10. Metcalf & Eddy, I. (1995). Ingeniería de aguas residuales tratamiento, vertido y reutilización (1 ed.). Madrid: Mc Graw Hill/Interamericana de España, S.A.
11. Mona, A. (2013). Sustainable algal biomass products by cultivation in waste water flows. Espoo, Finland: VTT TECHNOLOGY 147.
12. Moreno, A. (Mayo de 2008). Fotobiorreactor cerrado como método de depuración de aguas residuales urbanas. Sevilla, España: Universidad de Sevilla.
13. Ramírez Mérida, L. G., Queiroz Zepka, L., & Lopes, E. J. (2013). Fotobiorreactor: Herramienta para el cultivo de cianobacterias. Ciencia y Tecnología.
14. Romero, J. (1999). Tratamiento de aguas residuales, teoría y principios de diseño. Bogotá: Escuela colombiana de ingeniería.

15. Romo, A. (Diciembre de 2002). Manual para el cultivo de microalgas. (Tesis de pregrado) Universidad Autónoma de Baja California, Departamento de biología marina, La Paz.
16. Ruíz, A. (2011). Puesta en marcha de un cultivo de microalgas para la eliminación de nutrientes de un agua residual urbana previamente tratada anaeróbicamente. (Tesis de maestría). Valencia, España: Universidad Politécnica de Valencia.
17. Salazar, M. (23 de Noviembre de 2005). Laboratorio de microbiología ambiental y tratamiento de aguas residuales. Aplicación e importancia de las microalgas en el tratamiento de aguas residuales. México, México: Depto. de biotecnología. UAM-I.
18. Salazar, M. (08 de Mayo de 2009). Sistemas integrales de tratamiento de aguas residuales, mediante el uso combinado de digestión anaerobia y microalgas. Iztapalapa, México.
19. Sawyer, C., McCarty, P., & Parkin, G. (2001). Química para ingeniería ambiental. Bogotá, D.C, Colombia: McGraw-Hill, INC.
20. Walpole, R. E. (1999). Probabilidad y estadística para ingenieros. México: Prentice-Hall Hispanoamericana, S.A.
21. Wan, L., Min, M., Li, Y., Chen, P., Chen, Y., Liu, Y., . . . Ruan, R. (9 de Noviembre de 2009). Cultivation of Green Algae *Chlorella* sp. in Different Wastewaters from municipal wastewater treatment plant. Minesota, USA: Center for Biorefining, and Department of Bioproducts and Biosystems Engineering.

ANEXOS

Anexo 1: Pruebas hidráulicas en fotobiorreactor

Figura 37. **Instalación de Fotobiorreactores**



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 39. **Aforo de caudales**



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 38. **Llenado de Fotobiorreactores**



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 40. **Pruebas hidráulicas**



Fuente: elaboración propia, 2018.

Anexo 2: Medición de pH en fotobiorreactor

Figura 41. Ph a la entrada



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 42. Ph Fotobiorreactor I



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 43. Ph Fotobiorreactor II



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 44. Ph Fotobiorreactor III



Fuente: elaboración propia, 2018.

Anexo 3: Medición de temperatura en fotobiorreactor

Figura 45. Temperatura °C a la entrada



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 46. Temperatura °C Fotobiorreactor I



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 47. Temperatura °C Fotobiorreactor II



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 48. Temperatura °C Fotobiorreactor III



Fuente: elaboración propia, 2018.

