

Universidad Nacional
Federico Villarreal

VICERRECTORADO DE
INVESTIGACION

FACULTAD DE INGENIERÍA GEOGRÁFICA, AMBIENTAL Y ECOTURISMO

**“EVALUACION DE DOS ESPECIES DE MICROALGAS PARA DETERMINAR
LA EFICIENCIA DE REMOCION DE NUTRIENTES DE AGUAS
RESIDUALES DE LA PTAR TABOADA DEL CALLAO, PERU”**

**TESIS PARA OPTAR
TÍTULO PROFESIONAL INGENIERO AMBIENTAL**

AUTOR

LOPEZ PONTE WILDER MICHEL

ASESOR

ZAMORA TALAVERANO NOE SABINO

JURADO

DR. ARGUEDAS MADRID CESAR JORGE

DR. GALARZA ZAPATA EDWIN JAIME

MAG. GÓMEZ ESCRIBA BENIGNO PAULO

ING. ROJAS LEON GLADYS

LIMA - PERU

2019

Dedicatoria

Dedicado a Dios por darme la fortaleza y guiarme en el camino a la culminación de mi tesis y a mi madre por ser siempre la inspiración de mi vida.

Dedicarles a mi mamá Teresa y a mi tía Yenny por su apoyo incondicional en todos mis proyectos.

Agradecimientos

Mis agradecimientos a mi asesor el Dr. Noé Zamora por guiarme en la realización de la tesis.

Asimismo, al Dr. Walter Gómez por ser la persona que me motivo a iniciar este proyecto personal.

Mis agradecimientos a mis asesores del IMARPE Blg. Alberto Oscanoa y el Ing. Miguel Cervantes por su paciencia y apoyo incondicional en el proceso.

A mi Universidad Nacional Federico Villarreal por brindarme un gran apoyo con los textos de consulta en la biblioteca y el uso del laboratorio de mi facultad, asimismo excelentes docentes que fueron fuentes de consulta para realizar mi tesis.

Al Ing. Omar Vásquez y al Ing. Miguel Herrera por su apoyo desde el inicio hasta la culminación de mi tesis.

Mi agradecimiento al IMARPE por brindarme sus instalaciones y el material necesario para el desarrollo de mi tesis.

RESUMEN

En el experimento realizado se ha evaluado la capacidad de consumo de Nitratos y Fosfatos presentes en aguas residuales domesticas por cultivos de las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*, con la finalidad de proponer alternativas para el tratamiento de aguas residuales.

De igual manera, se han evaluado el crecimiento de las microalgas en aguas residuales domésticas en condiciones de invernadero. Posteriormente se determinaron el porcentaje promedio final y la tasa promedio de la remoción de nitratos y fosfatos en las aguas residuales a través de las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.* en tratamiento y los blancos en los reactores utilizados en el experimento.

La metodología utilizada para el cultivo de las microalgas y blancos fue el tipo “batch” o también conocido como sistema por lotes. Luego se determinó el crecimiento en cada reactor a través de la lectura de longitud de onda y la obtención de la densidad celular a través de dos ecuaciones por cada tipo de microalga. La tasa y porcentaje de remocion de nutrientes fueron obtenidas por dos ecuaciones obtenidas de trabajos de investigación en similares condiciones de cultivo. Finalmente los resultados obtenidos fueron los esperados con valores óptimos de remoción, teniendo a la microalga *Desmodesmus sp.* como la más eficiente en el consumo de nitratos y fosfatos. Asimismo, se obtuvieron valores representativos de remoción con los blancos utilizados en las pruebas de laboratorio.

Palabras claves: remoción, microalgas, aguas residuales.

ABSTRACT

In the experiment carried out, the consumption capacity of Nitrates and Phosphates present in domestic wastewater was evaluated by cultures of the microalgae *Chlorella sp.* and *Desmodesmus sp.*, with the purpose of proposing alternatives for wastewater treatment.

Likewise, the growth of microalgae in domestic wastewater under greenhouse conditions has been evaluated. Later, the final average percentage and the average rate of nitrate and phosphate removal in the wastewater through the microalgae *Chlorella sp.* and *Desmodesmus sp.* in treatment and the targets in the reactors used in the experiment.

The methodology used for the cultivation of microalgae and targets was the "batch" type or also known as batch system. Then the growth in each reactor was determined by reading the wavelength and obtaining the cell density through two equations for each type of microalgae. The rate and percentage of nutrient removal were obtained by two equations obtained from research work in similar culture conditions. Finally, the results obtained were those expected with optimal values of removal, taking the microalga *Desmodesmus sp.* as the most efficient in the consumption of nitrates and phosphates. Likewise, representative values of removal were obtained with the targets used in the laboratory tests.

Keywords: removal, microalgae, wastewater.

ÍNDICE GENERAL

INTRODUCCIÓN	1
--------------------	---

CAPÍTULO I - ASPECTOS METODOLÓGICOS

1.1 Antecedentes	3
1.2 Planteamiento del problema	9
1.2.1 Descripción del problema	9
1.2.2 Formulación del problema	11
1.2.2.1 Problema principal	11
1.2.2.2 Problemas secundarios	11
1.3 Objetivos	12
1.3.1 Objetivo general	12
1.3.2 Objetivos específicos	12
1.4 Hipótesis	12
1.5 Variables	13
1.6 Justificación	14
1.7 Importancia	14

CAPÍTULO II - MARCO TEORICO

2. Marco Teórico	15
2.1. Microalgas	15
2.1.1. Clasificación de microalgas	16
2.1.2. Especies de microalgas	17
2.1.3. Crecimiento de microalgas	18
2.1.4. Parámetros que influyen en el crecimiento de las microalgas	21
2.1.4.1. Luz	21
2.1.4.2. Temperatura	22
2.1.4.3. Oxígeno	22
2.1.4.4. Nutrientes	23

2.1.4.5. Ph y CO2.....	24
2.1.4.6. Agitación	25
2.1.5. Sistemas de cultivo de microalgas.....	25
2.1.5.1. Sistemas de cultivo abierto	26
2.1.5.2. Sistemas de cultivo cerrado	27
2.2. Aguas Residuales.....	29
2.2.1. Clasificación de las aguas residuales	29
2.2.1.1. Aguas blancas o pluviales	29
2.2.1.2. Aguas negras o urbanas.....	30
2.2.2. Características de las aguas residuales	31
2.2.3. Fuentes Contaminantes	32
2.2.3.1. Origen domestico.....	32
2.2.3.2. Origen industrial	33
2.2.3.3. Origen agrícola.....	33
2.3. Nutrientes contenidos en aguas residuales.....	33
2.4. Tratamiento de aguas residuales	34
2.4.1. Tratamiento preliminar.....	34
2.4.2. Tratamiento preliminar avanzado	37
2.4.3. Tratamiento primario.....	38
2.4.4. Tratamiento secundario	39
2.4.5. Tratamiento terciario	40
2.5. Parámetros analizados en las aguas residuales	41
2.5.1. Parámetros físico químicos	41
2.5.2. Parámetros microbiológicos.....	45
2.6. Remoción de nutrientes contenidos en aguas residuales	45
2.8. Reutilización de aguas residuales	46
2.9. Marco Legal.....	46
2.9.1. Decreto Supremo N° 003-2010-MINAM	46
2.9.2. Ley N° 29338 - Ley de Recursos Hídricos	47

CAPÍTULO III - MATERIALES, EQUIPOS Y METODOS

3.1. Materiales	49
3.1.1. Materiales cartográficos	49

3.1.2. Materiales de laboratorio	49
3.1.3. Reactivos	51
3.2. Equipos	52
3.2.1. Equipos de Protección Personal.....	54
3.3. Software	55
3.4. Métodos.....	55
3.5. Tipo de investigación	56
3.6. Nivel de investigación	56
3.7. Etapas de la investigación	56
3.7.1. Etapa inicial.....	56
3.7.2. Etapa analítica.....	56
3.7.3. Etapa final.....	56
3.8. Marco Institucional.....	57
3.8.1. Tedagua (Técnicas de Desalinización de aguas del Perú).....	57
3.8.2. Universidad Nacional Federico Villarreal	57
3.8.3. Instituto del Mar del Perú (IMARPE)	57
3.9. Metodología del trabajo en laboratorio	58
3.9.1. Método de cultivo tipo “Batch”	58
3.9.2. Caracterización de crecimiento de las microalgas <i>Desmodesmus sp.</i> y <i>Chlorella sp.</i>	60
3.9.3. Medición de Nutrientes.....	61
3.9.4. Determinación del porcentaje promedio final de remoción de nitratos y fosfatos de las aguas residuales por <i>Chlorella sp.</i> y <i>Desmodesmus sp.</i> , con y sin tratamiento de limitación de nutrientes.	65
3.9.5. Determinación de la tasa promedio de remoción de nitratos y fosfatos de las aguas residuales por <i>Desmodesmus sp.</i> y <i>Chlorella sp.</i> con y sin tratamiento de limitación de nutrientes.	65
3.10. Análisis adicionales	68
3.10.1. Medición de parámetros físico químicos.....	68
3.10.1.1. Diseño del programa de monitoreo	69
3.10.2. Medición de parámetros microbiológicos	75
 CAPÍTULO IV - CARACTERISTICAS DEL AREA DE ESTUDIO	
4.1. La Planta de Tratamiento de Aguas Residuales - Taboada	78

4.2. Ubicación Geográfica.....	79
4.3. Localización Geográfica	80
4.4. Características Generales del Área de Estudio	80
4.4.1. Geología	80
4.4.2. Geomorfología	81
4.4.3. Altitud	81
4.4.4. Clima	81
4.4.5. Flora y Fauna	82

CAPÍTULO V - RESULTADOS

5. Resultados.....	83
5.1. Resultados del crecimiento de las microalgas en aguas residuales.....	83
5.2. Resultados de porcentaje promedio final de remoción de nitratos y fosfatos de las aguas residuales por las microalgas <i>Chlorella sp.</i> y <i>Desmodesmus sp.</i> , con y sin tratamiento.	86
5.2.1. Determinación de la proporción N/P.....	90
5.3. Resultados de la tasa promedio de remoción de nitratos y fosfatos de las aguas residuales por las microalgas <i>Chlorella sp.</i> y <i>Desmodesmus sp.</i> , con y sin tratamiento. ..	90
5.4. Resultados del análisis referencial.....	93
5.4.1. Parámetros Fisicoquímicos	94
5.4.1.1. Aceites y Grasas	94
5.4.1.2. Demanda Química de Oxígeno (DQO).....	94
5.4.1.3. Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO)	94
5.4.1.4. Temperatura.....	94
5.4.1.5. Ph.....	95
5.4.2 Parámetros microbiológicos.....	96
5.4.2.1. Medición de coliformes totales.....	96
5.4.2.2. Medición de coliformes fecales.....	97
5.5. Resultados de análisis de parámetros fisicoquímicos y microbiológicos durante la etapa de laboratorio.	97
5.5.1. Parámetros fisicoquímicos	97
5.5.1.1. Aceites y grasas.....	97
5.5.1.2. Demanda Química de Oxígeno	98
5.5.1.3. Demanda Bioquímica de Oxígeno	99

5.5.2. Parámetros microbiológicos.....	100
5.5.2.1. Medición de coliformes totales con tratamiento.....	100
5.5.2.2. Medición de coliformes fecales con tratamiento.....	101

CAPÍTULO VI - DISCUSION DE RESULTADOS

6. Discusión de Resultados.....	102
---------------------------------	-----

CAPÍTULO VII - CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

7.1. Conclusiones	107
-------------------------	-----

7.2. Recomendaciones	109
----------------------------	-----

Referencias bibliograficas	111
----------------------------------	-----

Anexos	117
--------------	-----

Anexo 1: Datos de absorbancia de las microalgas <i>Chlorella sp.</i> y <i>Desmodesmus sp.</i>	117
---	-----

Anexo 2: Mapa de ubicación de la Ptar Taboada	120
---	-----

ÍNDICE DE CUADROS

<i>DESCRIPCIÓN</i>	<i>Pág.</i>
<i>Cuadro 1. Grupos importantes de microalgas en términos de abundancia.....</i>	<i>17</i>
<i>Cuadro 2. Especies de microalgas.....</i>	<i>18</i>
<i>Cuadro 3. Parámetros característicos de un agua residual urbana y su posible origen.....</i>	<i>31</i>
<i>Cuadro 4. Principales contaminantes de las aguas residuales, operaciones, procesos unitarios y sistemas de tratamiento utilizados para su eliminación.</i>	<i>35</i>
<i>Cuadro 5. Cuadro Resumen del tratamiento en condiciones de invernadero.....</i>	<i>59</i>
<i>Cuadro 6. Frecuencia de medición de parámetros.....</i>	<i>69</i>
<i>Cuadro 7. Coordenadas del área de estudio.....</i>	<i>80</i>

ÍNDICE DE TABLAS

<i>DESCRIPCIÓN</i>	<i>Pág.</i>
<i>Tabla 1. Valores Límites Máximos Permisibles para los efluentes de Plantas de Tratamiento de aguas residuales domesticas e industriales</i>	<i>47</i>
<i>Tabla 2. Especificaciones del método utilizado para la medición de nutrientes con el fotómetro multiparametrico.....</i>	<i>63</i>
<i>Tabla 3. Métodos y referencia de los análisis físicos químicos y microbiológicos.....</i>	<i>70</i>
<i>Tabla 4. Valores de Densidad Celular para los tratamientos de las microalgas Chlorella sp., Desmodesmus sp. y sus controles</i>	<i>84</i>
<i>Tabla 5. Remoción promedio final de las concentraciones de nitratos (NO_3^-) y fosfatos (PO_4^{3-}) en términos porcentuales (%).</i>	<i>86</i>
<i>Tabla 6. Tasa promedio de remoción de nitrato (NO_3^-) en $mg.L^{-1}.día^{-1}$, durante un periodo de 7 días de remoción.....</i>	<i>90</i>
<i>Tabla 7. Tasa promedio de remoción de fosfatos (PO_4^{3-}) en $mg.L^{-1}.día^{-1}$, durante un periodo de 7 días de remoción, a partir del segundo día de cultivo.....</i>	<i>92</i>
<i>Tabla 8. Valor promedio de las temperaturas por cada biorreactor durante los 7 días.</i>	<i>95</i>
<i>Tabla 9. Valor promedio del Ph durante los 7 días de la medición por cada biorreactor.</i>	<i>96</i>
<i>Tabla 10. Resumen de resultados de la medición de aceites y grasas.....</i>	<i>97</i>
<i>Tabla 11. Resumen de resultados de la medición de la Demanda Química de Oxígeno</i>	<i>98</i>
<i>Tabla 12. Resumen de mediciones de la Demanda Bioquímica de Oxígeno.....</i>	<i>99</i>
<i>Tabla 13. Resultados de la medición de coliformes totales iniciales y después del tratamiento</i>	<i>101</i>
<i>Tabla 14. Resultados de la medición de coliformes fecales iniciales y después del tratamiento.....</i>	<i>101</i>

ÍNDICE DE GRÁFICOS

DESCRIPCIÓN	Pág.
Grafico 1. Remoción promedio final de las concentraciones de nitrato (NO_3^-) y fosfato (PO_4^{3-}) en términos porcentuales (%).....	87
Grafico 2. Resultados de las mediciones de aceites y grasas del tratamiento con microalgas	98
Grafico 3. Resultados de las mediciones de la Demanda Química de Oxígeno del tratamiento con microalgas.....	99
Grafico 4. Resultados de las mediciones de la Demanda Bioquímica Oxígeno del tratamiento con microalgas.....	100

ÍNDICE DE FIGURAS

DESCRIPCIÓN	Pág.
Figura 1. Dos especies de microalgas en vista microscopica	16
Figura 2. Curva de crecimiento típica, en la cual se muestran las diferentes fases, marcadas como: 1 fase lag; 2 fase de aceleramiento; 3 fase exponencial; 4 fase de desalacion del crecimiento; 5 fase estacionaria; 6 fase de muerte	20
Figura 3. Fotobiorreactor en forma de carrusel (High Rate Algal Ponds; HRAP)	27
Figura 4. Fotobiorreactor de paneles y tubulares.....	29
Figura 5. Imagen satelital de la Ptar Taboada	79
Figura 6. Relación entre el tratamiento y control de la microalga <i>Chlorella</i> sp., durante el tiempo de cultivo.....	85
Figura 7. Relación entre el tratamiento y control de la microalga <i>Desmodesmus</i> sp., durante el tiempo de cultivo.....	85
Figura 8. Remoción de las concentraciones de nitratos (NO_3^-) en mg.L^{-1} durante los 7 días del experimento.	87
Figura 9. Remoción de las concentraciones de nitratos (NO_3^-) en mg.L^{-1} entre los tratamientos de las microalgas <i>Chlorella</i> sp. (TCC) y <i>Desmodesmus</i> sp. (TCD) y sus controles respectivamente (CC) y (CD).	88
Figura 10. Remoción de las concentraciones de fosfato (PO_4^{3-}) en mg.L^{-1} durante los 7 días del experimento.	89
Figura 11. Remoción de las concentraciones de fosfatos (PO_4^{3-}) en mg.L^{-1} entre los tratamientos de las microalgas <i>Chlorella</i> sp. (TCC) y <i>Desmodesmus</i> sp. (TCD) y sus controles respectivamente (CC) y (CD).	89
Figura 12. Tasa de remoción de nitratos (NO_3^-) en $\text{mg.L}^{-1}.\text{día}^{-1}$ por los grupos de experimentación y durante un periodo de 7 días, a partir del segundo día de cultivo.....	91
Figura 13. Tasa de remoción de nitratos (NO_3^-) en mg.L^{-1} entre los tratamientos de las microalgas <i>Chlorella</i> sp. (TCC) y <i>Desmodesmus</i> sp. (TCD) y sus controles respectivamente (CC) y (CD).	91
Figura 14. Tasa de remoción de fosfatos (PO_4^{3-}) en $\text{mg.L}^{-1}.\text{día}^{-1}$ por los grupos de experimentación y durante un periodo de 7 días, a partir del segundo día de cultivo.	92
Figura 15. Tasa de remoción de fosfatos (PO_4^{3-}) en mg.L^{-1} entre los tratamientos de las microalgas <i>Chlorella</i> sp. (TCC) y <i>Desmodesmus</i> sp. (TCD) y sus controles respectivamente (CC) y (CD).	93

ÍNDICE DE FOTOGRAFÍAS

<i>DESCRIPCIÓN</i>	<i>Pág.</i>
<i>Fotografía 1. a) Bomba marenfield y pipetas de 10 ml, b) Vaso de precipitado, c) Gradilla de plástico, d) Tubos de 50 ml, e) Cubre y porta objetos f) Pizeta con agua destilada, g) Envases de plástico usados como reactores.</i>	50
<i>Fotografía 2. Nutriente bayfolan.</i>	51
<i>Fotografía 3. Reactivos utilizados para la medición de nutrientes con el fotómetro.</i>	51
<i>Fotografía 4. a) Espectrofotómetro Varian Cary, b) Multiparametro de campo, c) Soplador, d) Fotómetro.</i>	52
<i>Fotografía 5. a) Colorímetro, b) Estufa, c) Digestor, d) Microscopio.</i>	53
<i>Fotografía 6. Termómetro de laboratorio.</i>	54
<i>Fotografía 7. a) Guantes de nitrilo, b) Mandil de laboratorio, c) Respirador de vapores orgánicos.</i>	55
<i>Fotografía 8. a) Filtro de sólidos en suspensión del agua de la Ptar, b) Siembra del cultivo.</i>	59
<i>Fotografía 9. Etapa de cultivo de las microalgas con el agua residual, los controles y el agua residual pura, desde el día 1 al 7.</i>	60
<i>Fotografía 10. Vistas microscópicas de microalgas a). Chlorella sp. y b) Desmodesmus sp.</i>	61
<i>Fotografía 11. a) y b) Elección del reactor para la toma diaria de muestras, c) y d) Recolección de las muestras en los tubos, e), f) y g) Medición de la densidad celular de acuerdo a la especie de microalga en el espectrofotómetro, h) e i) medición de parámetros.</i>	64
<i>Fotografía 12. Medición de aceites y grasas en el laboratorio.</i>	71
<i>Fotografía 13. Muestras con el tratamiento de microalgas posterior al proceso en el digestor para la medición de la DQO.</i>	72
<i>Fotografía 14. Medición con las muestras del tratamiento de la DBO en el laboratorio.</i>	74
<i>Fotografía 15. Medición de parámetros microbiológicos a) coliformes totales y b) coliformes termotolerantes.</i>	77
<i>Fotografía 16. Vista al canal de salida, situado como punto de extracción de las muestras para el monitoreo de las aguas residuales.</i>	¡Error! Marcador no definido.
<i>Fotografía 17. Periodo de crecimiento de los cultivos durante 7 días en el Invernadero del Imarpe.</i>	84

INTRODUCCIÓN

La presente investigación, es sobre la eficiencia de dos especies de microalgas en la depuración de nitratos y fosfatos, provenientes de aguas residuales domésticas de la Ptar Taboada. Este tipo de tratamiento biológico se genera como una alternativa en el tratamiento terciario de aguas residuales, el cual en la actualidad viene siendo realizado con productos que nos amigables con el medio ambiente.

Asimismo, actualmente existe una gran preocupación por la contaminación del mar u otros cuerpos receptores, debido al vertimiento de forma directa del agua residual sin tener previamente un correcto tratamiento. Por este motivo, se producen desequilibrios en muchos ecosistemas y se generan focos de enfermedades.

El alcance de esta investigación es de tipo correlacional, usando un método experimental como enfoque en el desarrollo de la misma. Asimismo, es prospectivo y analítico, debido a que la toma de datos fue realizada a medida que fue avanzando el proceso en el laboratorio y la investigación se concentró en la relación causa – efecto.

El objetivo de la investigación es evaluar la capacidad de consumo de nitratos y fosfatos presentes en aguas residuales domesticas por parte de las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*, con la finalidad de proponer alternativas para el tratamiento de aguas residuales.

Durante el desarrollo de la investigación en el primer capítulo, se mostraron los antecedentes utilizados como fuente para el desarrollo de la investigación, así como, el planteamiento ¿Las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*, tienen la capacidad de reducir las concentraciones de nitratos y fosfatos presentes en aguas residuales domésticas?.

En el segundo capítulo, se desarrolló el marco teórico y se presentó el marco legal aplicable a los efluentes provenientes de aguas residuales domésticas y municipales según el D.S Nro. 003 - 2010 – MINAM.

En el tercer capítulo, se presentó la metodología y materiales de laboratorio, utilizados en el experimento.

En el cuarto capítulo, se describe el lugar de donde se trajeron las muestras de agua residual que fue utilizada para el desarrollo del experimento.

En el quinto capítulo, se muestran los resultados obtenidos por cada objetivo planteado, quedando demostrado que la microalga *Desmodesmus sp.*, fue la más eficiente en la remoción de nitratos y fosfatos en comparación con la microalga *Chlorella sp.*

En el sexto capítulo, se realizó la discusión de resultados con las fuentes obtenidas y se pudo observar que la cantidad de remoción obtenida por ambos tipos de microalgas en comparación con lo encontrado representaba un mayor porcentaje.

Posteriormente se brindaron las conclusiones y recomendaciones del caso, para poder generar próximos estudios y sean beneficiosos en búsqueda de la protección del medio ambiente y la sostenibilidad de los recursos.

CAPÍTULO I

ASPECTOS METODOLÓGICOS

1.1 Antecedentes

Estudio de un sistema de microalgas y bacterias para la eliminación de nutrientes de las aguas residuales domésticas, (2004) Juan Sánchez Paredes. En el siguiente estudio se hace referencia al tratamiento terciario, el cual se puede realizar por mediante procesos físicos y químicos que permitan reducir los precursores de los nutrientes, o mediante métodos con microorganismos, como las microalgas, las cuales incorporan en su metabolismo los nutrientes presentes en el agua.

La cosecha de la biomasa requiere la utilización de filtros o compuestos químicos. Una forma de solucionar este problema ha sido inmovilizar las microalgas incluyéndolas en esferas de alginato. Por otro lado, el co-inmovilizar las microalgas con bacterias promotoras de crecimiento, permite incrementar la biomasa microalgal, dando como resultado un aumento en la eliminación de nutrientes. En este trabajo se utilizaron dos especies de microalgas del género *Chlorella* (*C. vulgaris* y *C. sorokiniana*), co-inmovilizadas en esferas de alginato de sodio con la bacteria promotora de crecimiento *Azospirillum brasilense*, para la eliminación de nutrientes de las aguas residuales domésticas.

La eliminación de nitrógeno y fósforo en aguas residuales domesticas fueron de, 100% para amonio, 94% para nitrato, y 92% para fósforo en un periodo de seis días (lo que varió con la fuente de aguas residuales domesticas).

Planta de tratamiento de aguas residuales para regadío en la Universidad Nacional

Mayor de San Marcos (2009), Pedro Alexis Quiroz Pedraza. En el presente informe se tiene como objetivo principal, diseñar una planta de tratamiento de agua residual (PTAR), para la Universidad Nacional Mayor de San Marcos (UNMSM), con el fin de reducir sus descargas contaminantes al mar, y a la vez, con el agua tratada regar sus áreas verdes.

En este estudio se explica, cuales son los estudios básicos necesarios a realizar, para comenzar a diseñar una PTAR. Se establece también los parámetros básicos de diseño; Además conocer las diferentes alternativas de PTAR que se pueden plantear o proponer inicialmente, que luego serán discutidas, evaluadas, y finalmente seleccionar la más adecuada También contiene, cálculos de dimensionamiento, costos de construcción y operación de la PTAR. Se menciona además el estudio de factibilidad económica del proyecto. Además nos brinda los requerimientos previos al arranque, operación y mantenimiento del PTAR.

Dentro de este contexto en el funcionamiento se dan a conocer cómo funciona el sistema y la calidad final del efluente que será vertido al mar mediante esta implementación.

Efficiency of ammonia and phosphorus removal from a colombian agroindustrial wastewater by the microalgae *Chlorella vulgaris* and *Scenedesmus dimorphus* –

Eficiencia de amonio y fosforo del tratamiento de agua residual agroindustrial

colombiana por la microalga *Chlorella Vulgaris* y *Scenedesmus dimorphus* (1997), Luz Estela Gonzales, Rosa Olivia Cañizares, Sandra Baena. En esta investigación, se realizó el estudio con estas dos especies de microalgas aisladas en lagunas de estabilización y se analizó su eficiencia en la remoción de amoníaco y fósforo de aguas residuales agroindustriales por medio de lagunas de dos biorreactores en las cuales eran inoculadas y se obtuvieron resultados beneficiosos para la industria agroindustrial debido a la remoción de estos contaminantes en un lapso corto de tiempo en el cual se realizaron los estudios a bajo costo y con una buena efectividad de depuración de los nutrientes asimismo de producción de biomasa, de la que se aprovechó sus propiedades como biofertilizante que anteriormente eran vertidos en los cursos de agua y arroyos sin previo tratamiento.

Uso de *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* en la remoción de nitrógeno, fósforo y DQO de aguas residuales urbanas de Maracaibo, Venezuela (2009), Carmen Chacon, Charity Andrade, Carmen Cardenas, Ismenia Araujo, Ever Morales. Se evaluaron la remoción de nutrientes y demanda química de oxígeno usando dos especies de microalgas en aguas residuales domésticas. Los experimentos se realizaron con un volumen de 200 ml de agua residual esterilizada y no esterilizada, en relación a un control con agua destilada y medio de cultivo algal.

Luego de la parte experimental se presentó una remoción total de nitratos, en todos los cultivos con agua residual; mientras que, la remoción máxima de fosfatos para *Chlorella sp.* fue del 44,0% en agua residual esterilizada y del 48,7% en agua residual no esterilizada para *Scenedesmus sp.* La remoción de DQO para *Scenedesmus sp.* fue 55,8% en agua

residual esterilizada al final del experimento; mientras que *Chlorella sp.* alcanzó un máximo del 54,8% en agua residual no esterilizada a las 24h. Los resultados muestran que ambas especies de microalgas, ofrecen una buena alternativa para el tratamiento de las aguas residuales.

Finalmente se realizaron análisis con datos estadísticos para hacer las comparaciones que como se mostraron en los porcentajes nos indicaron que estas especies de microalgas son eficientes en este proceso de remoción de nutrientes.

Aplicación e importancia de las microalgas en el tratamiento de aguas residuales

(2005), **Margarita Salazar Gonzales.** Las microalgas utilizadas en el tratamiento de efluentes pueden ser consideradas como una alternativa de tratamiento terciario, debido a los procesos acoplados de bacterias (quienes realizan la degradación de la materia orgánica) y microalgas (quienes utilizan los compuestos inorgánicos), para llevar a cabo una eficiente bioconversión de la energía solar, en la utilización y eliminación de materia orgánica, lo cual se traduce normalmente en generación de biomasa, mejorando la calidad del efluente y aumentando la concentración de oxígeno. Esta biomasa de microalgas puede ser aplicada en sistemas de producción, (avicultura, diferentes aspectos de la acuicultura, etc). Este sistema de valorización de tratamiento de aguas residuales, a través del cultivo de microalgas clorofitas, presenta importantes ventajas en aplicaciones integrales. Algunos parámetros a considerar son el tipo de efluente, la carga orgánica, la temperatura, la intensidad luminosa, el género de microalgas y el tipo de cultivo (monoalgal y mixto).

Proyecto de Desarrollo de Capacidades para el Uso Seguro de Aguas Servidas en Agricultura en Colombia (2012). En este estudio nos muestra la evolución en el servicio de tratamiento y uso de aguas residuales en las distintas áreas, además de las normativas y lineamientos establecidos para el reuso de las aguas residuales.

Teniendo en cuenta que debido a la escasez del recurso hídrico, la reutilización del agua es una práctica cada vez más común por ser en algunos casos beneficiosa para los suelos agrícolas y para el medio ambiente, y por significar un ahorro para los agricultores; debe entonces realizarse un análisis juicioso de las políticas, reglamentaciones e institucionalidad relacionada con el tema del reúso responsable, de tal manera que la utilización de aguas residuales pueda reglamentarse y el reúso precedido de una tratamiento adecuado pueda fomentarse. En los países de América Latina es común el uso de aguas residuales crudas o diluidas con aguas superficiales, el uso de aguas con residuos peligrosos no identificados debido a los vertimientos indirectos realizados a cuerpos de agua y el bajo porcentaje de tratamiento para aguas residuales; lo que generan riesgos para el ambiente y la salud. Por lo anterior a partir de este programa se proponen las siguientes acciones que permitan alcanzar el propósito de maximizar el uso del recurso hídrico, proporcionando ventajas a los agricultores y seguridad a los consumidores.

Crecimiento de *Scenedesmus quadricauda* en efluentes cloacales de la ciudad de Trelew, Chubut, Argentina (2010), Lizeth Méndez Suaza, Isabel Albarracín, Marcela Cravero, Ruth Salomón. La creciente problemática frente al tratamiento de aguas residuales y su posible reuso ha planteado sistemas biológicos que remuevan los contaminantes manteniendo el ecosistema y disminuyendo costos. Este trabajo consiste

en un ensayo de biorremediación evaluando la tasa de crecimiento de *Scenedesmus quadricauda* cultivada en efluentes domiciliarios de la ciudad de Trelew, Chubut, Argentina. Diariamente se determina conductividad, pH y densidad celular. Determinándose al inicio y al final de ensayo valores para fosfato, fósforo total, sulfuro, amoníaco, nitrito, nitrato, detergentes, DBO5, DQO y número más probable de coliformes totales y fecales. Se observa una disminución en amoníaco, fósforo, fósforo total, DBO5 y DQO lo que confirma la efectividad en la remoción de nutrientes en aguas residuales de naturaleza orgánica. Por ello, *Scenedesmus quadricauda* se plantea como una posible alternativa de microalga con un bajo costo para la descontaminación de aguas residuales urbanas.

Planta piloto de microalgas para mejoramiento del tratamiento efluentes urbanos en Catamarca, Argentina, María Florencia Codina, Carolina Belén García, Jorge Horacio Barón, Stela Maris da Silva, Juan Pablo Bosch. Las microalgas son organismos unicelulares fotosintéticos que captan luz solar, CO₂ y nutrientes del medio para producir biomasa; por tanto, pueden aprovecharse en emprendimientos industriales con fines tales como mejoramiento del tratamiento de efluentes convencional, fijación de CO₂ y producción de biomasa para biocombustibles. Se propone un emprendimiento piloto de microalgas de 0.5Ha anexa a la planta de tratamiento de efluentes urbanos “La Viñita”, ubicada en el Departamento Valle Viejo, Provincia de Catamarca, Argentina. El objetivo del proyecto es mejorar la calidad del agua tratada utilizándola como medio de cultivo de microalgas a la salida de las piletas de maduración. Las microalgas consumen los nutrientes inorgánicos (principalmente P, y N) y desplazan microorganismos

patógenos mediante competencia entre especies por los recursos. De este modo, se reduce la capacidad del efluente de provocar eutrofización en cauces naturales y además, se obtiene como producto adicional la biomasa de algas, útil para fines energéticos. Para favorecer el proceso fotosintético, puede suministrarse CO₂ de gases de combustión para su disolución en el medio de cultivo reduciendo a su vez emisiones de efecto invernadero. Una fuente alternativa de CO₂ es mediante la purificación de biogás (metano + CO₂ + otros gases) que puede obtenerse de las lagunas anaeróbicas existentes del tratamiento convencional, con lo cual podría obtenerse biogás con valores de poder calorífico más elevados. Ambas alternativas están planteadas como opciones a evaluar durante la operación del piloto. El proyecto se basa en experiencias propias realizadas en la región de Cuyo que demuestran la alta productividad potencial de los cultivos de algas.

1.2 Planteamiento del problema

1.2.1 Descripción del problema

En el Perú en promedio, son vertidos 2,59 millones de m³ de aguas residuales diariamente al alcantarillado, lo cuales requieren tratamiento antes de su disposición al medio ambiente o su reuso. Por lo tanto se genera diariamente un volumen promedio 162 litros por cada habitante (SUNASS, 2015).

De acuerdo a lo señalado en el documento “Fiscalización ambiental de las aguas residuales” (OEFA, 2014), el manejo de las aguas residuales que tienen las municipalidades es a través de las Empresas Prestadoras de Servicios (EPS) Saneamiento u otras entidades similares, captan el agua de cuerpos receptores como ríos, lagos, manantiales, pozos subterráneos, y les brindan un tratamiento con la finalidad de hacerlas

aptas para consumo humano. El agua para consumo humano es empleada para el desarrollo de actividades domésticas, comerciales e industriales, que terminan generando aguas residuales municipales. Estas últimas son vertidas a la red de alcantarillado de las EPS Saneamiento u otras similares.

Parte de las aguas descargadas a la red de alcantarillado es derivada a las Plantas de Tratamiento de Aguas Residuales (PTAR) para su tratamiento, empleando diversas tecnologías como: lagunas facultativas, lagunas aireadas, lodos activados o filtros percoladores, entre otros. En la mayoría de los casos estas aguas pasan únicamente hasta un tratamiento secundario teniendo en muchas oportunidades una mala calidad de efluentes que posteriormente son empleadas para el riego de cultivos, áreas verdes, piscicultura o vertidas a cuerpos de agua natural.

El tratamiento terciario de aguas residuales es muy beneficioso, esencialmente por la obtención de efluentes con una mínima cantidad de contaminantes. En este tratamiento se aprovechan la absorción de nutrientes, coliformes totales e insumos químicos, estos compuestos mencionados han sido hallados en la composición del agua residual que ingresa la Planta de tratamiento de aguas residuales (PTAR) Taboada. Los géneros de microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*, así como algunas especies del grupo de las cianobacterias, se han descrito en el tratamiento de diferentes tipos de aguas residuales, destacando las provenientes de plantas de tratamiento convencionales de origen industrial y urbano. Por otra parte también se ha evaluado el uso de excretas de cerdo y de aves sobre el crecimiento de microalgas (Hernandez B. , 2010). Además, en el Perú no existen registros sobre la utilización de las microalgas en el tratamiento terciario de aguas

residuales destinadas para el riego o para ser liberadas a cuerpos de aguas con valores de nutrientes permisibles.

En tal sentido la implementación de un tratamiento con microalgas puede ser muy útil y generar beneficios ambientales en la reducción de contaminantes que son muy resistentes en el proceso de depuración y puedan tener una reutilización con fines de riego para los parques y jardines de zonas aledañas del distrito del Callao por la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales (PTAR) Taboada.

1.2.2 Formulación del problema

1.2.2.1 Problema principal

- ¿Las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*, tienen la capacidad de reducir las concentraciones de nitratos y fosfatos presentes en aguas residuales domesticas?

1.2.2.2 Problemas secundarios

- ¿De qué manera influye la composición de las aguas residuales domésticas en el crecimiento de las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*?
- ¿El porcentaje promedio final de remoción de nitratos y fosfatos de las aguas residuales por *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*, será similar?
- ¿La tasa promedio de remoción de nitratos y fosfatos de las aguas residuales por *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*, será similar?

1.3 Objetivos

1.3.1 Objetivo general

- Evaluar la capacidad de consumo de nitratos y fosfatos presentes en aguas residuales domesticas por cultivos de microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*, con la finalidad de proponer alternativas para el tratamiento de aguas residuales.

1.3.2 Objetivos específicos

- Evaluar el crecimiento de las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.* en aguas residuales domésticas.
- Determinar el porcentaje promedio final de remoción de nitratos y fosfatos de las aguas residuales por *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*
- Determinar la tasa promedio de remoción de nitratos y fosfatos de las aguas residuales por *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*

1.4 Hipótesis

- El tratamiento de aguas residuales con las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.* reducirá la cantidad de nitratos y fosfatos.

1.5 Variables

Se definirán las variables de acuerdo a los objetivos planteados, a continuación:

Tipo	Nombre	Definición	Naturaleza	Indicador
Independiente	Medio con limitaciones de nutrientes	Periodo de 7 días en medio carente de nutrientes.	Cualitativa	----
Dependiente	Porcentaje promedio final de remoción de nitratos	Promedio de la cantidad de nitratos removidos, durante el experimento, en relación a la concentración inicial.	Cuantitativa	$\bar{X} \rightarrow \%R = \left(\frac{C_0 - C}{C_0}\right) x 100$
	Porcentaje promedio final de remoción de fosfatos	Promedio de la cantidad de fosfatos removidos, durante el experimento, en relación a la concentración inicial.		$\bar{X} \rightarrow \%R = \left(\frac{C_0 - C}{C_0}\right) x 100$
	Tasa promedio de remoción de nitratos	Promedio de la cantidad de nitratos removidos por día.		$\bar{X} \rightarrow R_i = -\frac{C_0 - C_t}{t_0 - t_t}$
	Tasa promedio de remoción de fosfatos	Promedio de la cantidad de fosfatos removidos por día.		$\bar{X} \rightarrow R_i = -\frac{C_0 - C_t}{t_0 - t_t}$

1.6 Justificación

El tratamiento convencional de aguas residuales domesticas consiste por lo general en una serie de procesos del agua residual, mediante el cual una parte del material sedimentado se dispone de forma directa hacia una EPS o es vertido hacia un lecho de secado para su posterior re utilización y la parte flotante de la mezcla continua por una etapa en la cual re circula en el proceso, finalmente se obtiene un efluente aparentemente limpio que es descargado al cuerpo receptor, sin embargo este efluente comúnmente contiene altas cantidades de nutrientes, en su mayoría derivados del nitrógeno y fosforo entre otros elementos que no son eliminados durante el proceso, por lo tanto estos elementos pueden provocar eutrofización dentro el cuerpo receptor. Debido a esto resulta necesario dar un tratamiento terciario al agua residual.

Por tal motivo, en el presente trabajo de investigación se evaluara el tratamiento de aguas residuales domesticas de la PTAR Taboada, con dos especies de microalgas (*Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*), con la finalidad de proponer una alternativa de mejoramiento en la calidad de los efluentes domésticos.

1.7 Importancia

La importancia de esta investigación es por la búsqueda de alternativas amigables con el medio ambiente en el tratamiento de aguas residuales domésticas, y a su vez resulten rentables para las inversiones, mediante la reutilización de biomasa generada por las microalgas a través del uso de tecnologías económicas. De acuerdo a esto se propone un tratamiento terciario biológico con microalgas dentro del proceso de las plantas de tratamiento de aguas residuales (PTAR).

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2. Marco Teórico

2.1. Microalgas

Son microorganismos unicelulares capaces de llevar a cabo la fotosíntesis. En esta categoría quedan agrupadas las cianobacterias (conocidas tradicionalmente como algas verdeazuladas) junto con algas eucariotas (tradicionalmente algas verdes, rojas y doradas).

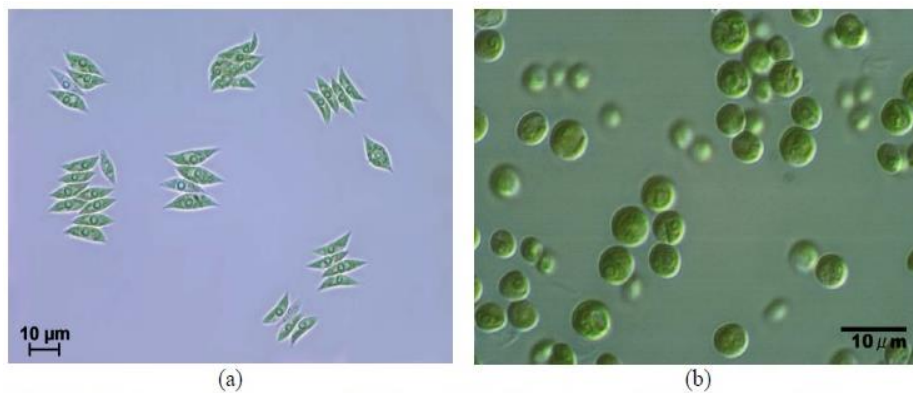
Las microalgas son en general organismos fotoautótrofos, es decir, obtienen la energía de la luz proveniente del Sol y se desarrollan a partir de materia inorgánica. Sin embargo, algunas especies son capaces de crecer empleando materia orgánica como fuente de energía o de carbono (Ruiz, 2011). Según esto, la producción de microalgas se divide en:

- **Fotoautótrofa:** las algas obtienen la energía del Sol y el carbono de compuestos inorgánicos.
- **Fotoheterótrofa:** obtienen la energía del Sol y emplean compuestos orgánicos como fuente de carbono.
- **Mixotrófica:** muchas algas son capaces de crecer bajo procesos tanto autótrofos como heterótrofos, de manera que la fuente de energía es tanto la luz como la materia orgánica. El carbono lo obtienen por tanto de compuestos orgánicos y de

CO₂. Algunas de estas algas son la *Spirulina platensis* o la *Chlamydomonas reinhardtii*.

- **Heterótrofa:** los compuestos orgánicos proporcionan tanto la energía como la fuente de carbono. Es decir, existen en efecto algas que pueden desarrollarse bajo ausencia de luz, como por ejemplo *Chlorella protothecoides* (**Ver Figura 1**).

Figura 1. Dos especies de microalgas en vista microscópica



Fuente: (Dos Santos, Martins, Coimbra, Gates, & Corredo, 2013)

2.1.1. Clasificación de microalgas

Existe una gran variedad de estas especies en el mundo, las cuales se han separado en grupos o divisiones debido a la presencia de pigmentos que le dan un color característico y menor medida a su organización, estructura y forma. Las microalgas se pueden clasificar en dos divisiones como son las procariotas y eucariotas (**Ver cuadro 2**). Además tenemos los 4 grupos más importantes en términos de abundancia: *Bacillariophyceae*, *Chlorophyceae*, *Cyanophyceae*, *Chrysophyc* (**Ver Cuadro 1**).

Cuadro 1. Grupos importantes de microalgas en términos de abundancia

Microalgas	<i>Bacillariophyceae</i> diatomeas	<i>Chlorophyceae</i> algas verdes	<i>Cyanophyceae</i> Verdi-azul	<i>Chrysophyceae</i>
Cantidad de especies	100.000	8.000	2.000	1.000
Hábitat	Océano y aguas salinas	Agua dulce	Diferente hábitat	Agua dulce

Fuente: (Hussain, Prasad, Banerjee, & C. Khan, 2009)

2.1.2. Especies de microalgas

La elección de las especies a cultivar depende directamente de la finalidad que se le desea brindar a la biomasa resultante (e.g., pigmentos, alimento) y/o si el cultivo es para ficorremediación. Las especies algales predominantes dentro de un sistema abierto dependen de factores ambientales, operacionales y parámetros biológicos. En un sistema cerrado se pueden lograr cultivos monoespecíficos aislados del medioambiente. Las microalgas en un cultivo para ficorremediación deben cumplir con 3 condiciones: alta tasa de crecimiento; alta tolerancia a la variación estacional y diurna si es un sistema abierto; y buena capacidad para formar agregados para una cosecha por simple gravedad. Además, altos niveles de componentes celulares valiosos (por ejemplo lípidos para generación de biodiesel) también podrían ser deseables. Algunas especies presentes en aguas contaminadas son utilizadas en tratamientos de aguas residuales por su elevada tolerancia. Además, varias de éstas también son utilizadas para fines comerciales específicos. (Hernandez & Jose, 2014) (**Ver Cuadro 2**).

Cuadro 2. Especies de microalgas

Procariota	Eucariota
<i>Cyanophyta</i> <i>Prochlorophyta</i>	<i>Glaucophyta</i> <i>Rhodophyta</i> <i>Heterokontophyta</i> <i>Haptophyta</i> <i>Cryptophyta</i> <i>Dinophyta</i> <i>Euglenophyta</i> <i>Chlorarachniophyta</i> <i>Chlorophyta</i>

Fuente: (Hussain, Prasad, Banerjee, & C. Khan, 2009)

2.1.3. Crecimiento de microalgas

Cada especie y subespecie de microalgas tienen sus características propias con respecto a ciertas condiciones de crecimiento, así como productividades máximas alcanzadas en diferentes configuraciones de cultivos.

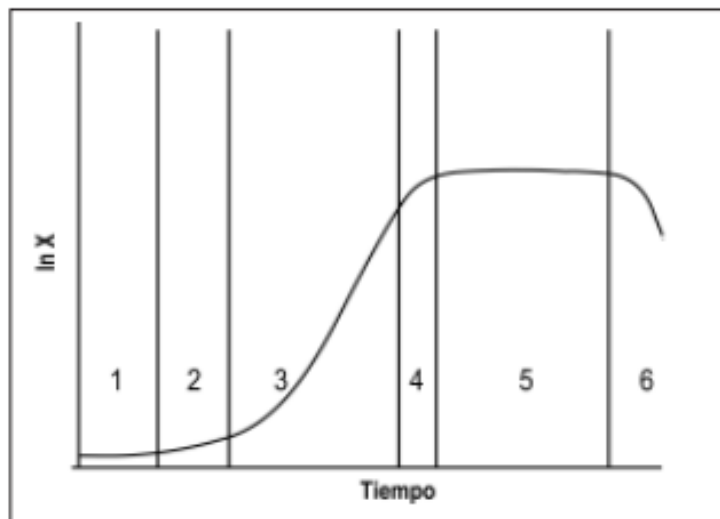
Las fases de crecimiento que se desarrollan en un cultivo de microalgas son:

- **Fase lag o fase de adaptación:** el comportamiento inicial depende de las condiciones de las células del inóculo, de las cuales depende también el éxito del nuevo cultivo. Cuando las células del inóculo no se encuentran en condiciones metabólicas adecuadas se presenta una fase de retardo del crecimiento, por lo cual el cultivo no será exitoso. Los cambios de las condiciones ambientales como temperatura, iluminación y pH también pueden causar un retardo del crecimiento en la fase inicial de un cultivo.

- **Fase de aceleramiento:** en esta fase, diferentes componentes estructurales se incrementan secuencialmente, iniciando con el RNA (por sus iniciales en inglés ácido ribonucleico), seguido de las proteínas y del peso individual. La concentración celular es generalmente la última que muestra este incremento.
- **Fase exponencial:** durante este periodo la velocidad de crecimiento adquiere su valor máximo y, en vista de la falta de factores limitantes, permanece aproximadamente constante. Por este motivo, la concentración celular aumenta rápidamente, aunque en general no se alcanzan valores muy elevados.
- **Fase de desaceleración:** en esta fase se empieza a notar el efecto de una menor disponibilidad de uno de los factores que regulan el crecimiento, por lo cual las condiciones de cultivo son sub-óptimas. En consecuencia, la tasa de división celular disminuye aunque, en vista del alto número de células, la concentración celular alcanza su máximo valor. En este periodo la composición bioquímica de la biomasa cambia de manera opuesta a la mencionada para la fase de aceleración.
- **Fase estacionaria:** durante esta fase las condiciones de cultivo son limitantes y la natalidad es igual a la mortalidad, por lo cual la concentración celular y los componentes de la biomasa permanecen sin cambios relevantes. Este comportamiento se debe a la baja concentración de algún nutriente esencial o al alto valor del pH, con consiguiente poca disponibilidad de sustrato fotosintético, o a una excesiva concentración de oxígeno, aunque con frecuencia el motivo más importante es la pobre penetración de la luz causada

por la alta concentración celular (efecto de autosombreado). Otro factor que puede limitar el crecimiento es la excreción de productos catabólicos al medio de cultivo. 6. Fase de muerte: la tasa de mortalidad es superior a la de natalidad, por lo cual la concentración disminuye. Además se registra una disminución de la biomasa unitaria como resultado de un incremento en la proporción entre respiración y fotosíntesis y a la ausencia de nutrientes, que conlleva a la muerte o lisis celular (Arredondo & Voltolina, 2007) (**Ver Figura 2**).

Figura 2. Curva de crecimiento típica, en la cual se muestran las diferentes fases, marcadas como: 1 fase lag; 2 fase de aceleramiento; 3 fase exponencial; 4 fase de desalacion del crecimiento; 5 fase estacionaria; 6 fase de muerte



Fuente: (Arredondo & Voltolina, 2007)

Tanto la composición de las microalgas como su productividad están determinadas, principalmente, por la alcalinidad del medio, el pH, la temperatura, la disponibilidad y concentración de nutrientes, la intensidad y tipo de luz, la densidad celular del cultivo y la contaminación o depredación por otros organismos (Ruiz, 2011).

2.1.4. Parámetros que influyen en el crecimiento de las microalgas

Las microalgas pueden acelerar su proceso de crecimiento, disminuirlo e incluso inhibirlo por diferentes factores. A continuación se presentan los más representativos.

2.1.4.1. Luz

La intensidad lumínica es uno de los principales parámetros a considerar en un. En ausencia de limitación por nutrientes, 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. Los cultivos microalgales exteriores suelen sufrir fotoinhibición en las principales horas del día debido a la alta intensidad lumínica. Bajo ciertas condiciones, los cultivos con mayor densidad celular ($> 3 \text{ g L}^{-1}$) son capaces de utilizar la luz incidente con mayor eficiencia en comparación con cultivos convencionales diluidos. Esto se debe al autosombreado, donde las células más cercanas a la superficie dan sombra a las capas inferiores, con células más alejadas de la superficie. Un sistema de mezcla eficiente permitirá un acceso periódico de todas las células a la luz, de lo contrario, será perjudicial puesto que la intensidad lumínica decrece con el aumento de la turbidez. En sistemas HRAP, el mecanismo de paletas provee una eficiente mezcla vertical permitiendo una exposición intermitente de las células a la luz (Hernandez & Jose, 2014).

2.1.4.2. Temperatura

La producción algal aumenta proporcionalmente con la temperatura hasta alcanzar la temperatura óptima de cada especie. Por encima de esta, aumenta la respiración y la fotorrespiración reduce la productividad global. La temperatura óptima varía entre las especies, pero en general está entre 28° y 35°C. En un sistema de cultivo cerrado, la temperatura se puede controlar por varios mecanismos, tales como rociadores de agua, inmersión del colector solar en piscinas, reactor dentro de un invernadero, etc. Por el contrario, en un sistema de cultivo abierto es muy difícil de controlar, aunque se pueden realizar ciertas acciones simples para disminuir el efecto, como cubrir los estanques con plásticos transparentes (Hernandez & Jose, 2014).

2.1.4.3. Oxígeno

El nivel de oxígeno disuelto debe ser controlado, ya que altas concentraciones pueden inhibir la fijación de carbono por parte del enzima RuBisCo. Esta inhibición se ve favorecida por alta radiación y temperatura, así como en el caso de déficit de CO₂. Muchas especies de microalgas no son capaces de sobrevivir en un medio sobresaturado de oxígeno más de 2 o 3 horas (para algunas el 120% de saturación en el aire, para otras el 200%). Además, la producción fotosintética de oxígeno en cultivos de alta densidad puede alcanzar hasta 40 mg/L, de modo que mediante la radiación adecuada pueden llegar a desarrollarse radicales de oxígeno. Estos radicales libres serían tóxicos para las células y causarían daños en sus membranas. La presión parcial del oxígeno en el cultivo puede disminuirse mediante aumento de la turbulencia y stripping de aire (Ruiz, 2011).

2.1.4.4. Nutrientes

Los principales nutrientes inorgánicos que son consumidos por las microalgas autótrofas desde su crecimiento medio son el carbono, nitrógeno, fósforo y azufre. Otros micronutrientes son hierro, sodio, potasio, calcio, magnesio, cloro, manganeso, níquel, boro, zinc, cobre, molibdeno y cobalto.

Según lo planteado por Grobbelaar (2004) en la fórmula ($C_{106}H_{181}O_{45}N_{16}P$), se necesitan 1,7 g de CO₂ para generar un gramo de biomasa. Para que este CO₂ sea tomado por las microalgas, la presión del gas en el medio de cultivo debe ser de al menos 0.1 - 0.2 kPa. El suministro de CO₂ y la remoción del O₂, después del suministro de luz, son los desafíos más importantes en el funcionamiento del fotobiorreactor.

El nitrógeno es el nutriente más importante para las microalgas (después del carbono) y se incorpora como nitrato (NO_3^-) o como amonio (NH_4^+). Es también un factor crítico para regular el contenido de lípidos de las microalgas. Típicamente, las microalgas tienen un contenido lipídico aproximadamente del 20%, pero cuando el nitrógeno se convierte en el factor limitante del crecimiento, la acumulación de los niveles de lípidos aumenta en más de 40%. Sin embargo, usando la limitación de nitrógeno para estimular la acumulación de lípidos en las células de algas, a menudo reduce la producción de algas, lo que sugiere que las 2 condiciones, alto contenido en lípidos y alta productividad, pueden ser mutuamente excluyentes. Por otro lado el fósforo es fundamental en muchos procesos celulares, tales como la formación de ácidos nucleicos y transferencia de energía. Aunque el contenido en fósforo de las microalgas es menor al 1%, su deficiencia en el medio de cultivo es una

de las mayores limitaciones al crecimiento. En los medios de cultivo suele incorporarse en forma de HPO_4^{2-} o HPO_4^- (Hernandez & Jose, 2014).

2.1.4.5. Ph y CO2

El pH del cultivo está influenciado por varios factores como la productividad algal, la respiración, la alcalinidad y composición iónica del medio de cultivo, la actividad microbiana autotrófica y heterotrófica y la eficiencia del sistema de adición de CO₂.

Como en los otros parámetros, cada especie necesita un rango determinado de pH que permita un crecimiento óptimo, siendo pH 8 el más indicado para especies dulceacuícolas. Por encima o debajo de éste, presentan un descenso en la productividad, que no solo afecta el crecimiento algal, sino también la capacidad de remover el nitrógeno en sistemas de tratamientos de aguas). El pH puede controlarse con un sistema automatizado de inyección de CO₂, o incluso, con adicción de ácido o base permitiendo además, suministrar CO₂ necesario para cultivos de alta productividad. Las necesidades de CO₂ pueden ser considerables, por lo que los costos asociados pueden ser también elevados para un cultivo comercial, de ahí la importancia de buscar una forma económica de mitigar estos costos. Así, se han realizado variados estudios sobre las capacidades de diferentes microalgas para la fijación de CO₂ desde diversas fuentes, considerándose altamente eficientes en este proceso. De esta manera, se ha sugerido la creación de cultivos comerciales para trabajar en conjunto con fuentes generadoras de CO₂, como cogeneradores. También han sido utilizadas en la depuración de biogás a partir de digestión anaerobia, limpiando el gas resultante de CO₂ y H₂S y elevando su capacidad calorífica, aunque la literatura sobre la técnica aún es escasa. La adición de CO₂ ha demostrado mejorar la productividad en

HRAPs a escala experimental en tratamiento de aguas residuales, aumentando la productividad incluso a más del doble. Se trata de hecho, de una práctica estándar en todos los sistemas para producción de algas comerciales (Hernandez & Jose, 2014).

2.1.4.6. Agitación

La agitación, además de facilitar la eficiencia en el transporte, impedir la sedimentación de las algas y su adherencia a las paredes del reactor y homogeneizar el pH, asegura la distribución de los gases y de la luz. Una correcta agitación es capaz de someter a las algas a ciclos rápidos de mezclado, en los que en cuestión de milisegundos pasan de una zona oscura a una zona iluminada. Cabe tener en cuenta sin embargo, que no todas las especies toleran una agitación fuerte que provea al reactor de un buen mezclado, ya que son sensibles al estrés hidrodinámico.

2.1.5. Sistemas de cultivo de microalgas

Las microalgas se pueden cultivar de manera fotoautótrofa, heterótrofa o en condiciones de mixotrofia. La producción fotoautótrofa es hoy en día el único método de producción de microalgas a gran escala que resulta económicamente rentable y técnicamente viable en el caso de que no haya producción de energía.

Respecto a los sistemas de cultivo, éstos se suelen clasificar, según su configuración y tipo de funcionamiento, en cultivos abiertos (canales o estanques) y fotobiorreactores. Los cultivos abiertos son una tecnología relativamente simple que consiste en realizar el cultivo de microalgas en estanques o en canales de unos 20 a 50 centímetros de profundidad. Los fotobiorreactores, por el contrario, se basan en el cultivo de algas en espacios cerrados con geometrías de diverso tipos (Ruiz, 2011).

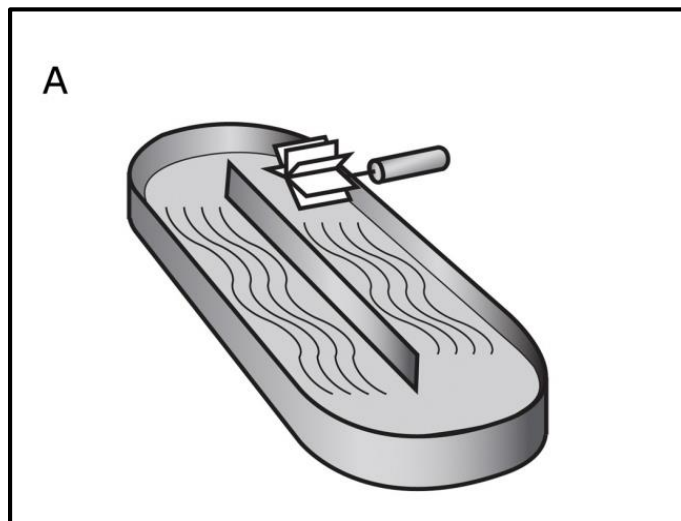
En la producción de organismos fotoautótrofos existen 2 diseños básicos: cultivos abiertos, donde la biomasa está expuesta a las condiciones medioambientales; y cerrados, denominados fotobiorreactores o PBR (por sus siglas en inglés), con poco o ningún contacto con el medio externo. Un sistema de cultivo es diseñado en base a diversos criterios: la biología de las especies a cultivar; forma del cultivo; requerimientos nutricionales, lumínicos y resistencia al estrés; relación de la superficie iluminada, volumen del reactor que determina la velocidad de crecimiento; orientación e inclinación; tipo de sistemas de mezcla y dispersión de gases; sistemas de limpieza y de regulación de la temperatura; transparencia y durabilidad del material; capacidad de escalado. Por último, son también importantes bajos costos de construcción y operación para fines comerciales. La elección del tipo de sistema de cultivo es compleja, siendo importante determinar el tipo y valor del producto final desarrollado a partir de la biomasa, además de la disponibilidad de recursos hídricos y/o suelo (Hernandez & Jose, 2014).

2.1.5.1. Sistemas de cultivo abierto

Son los sistemas más comunes. Comprenden tanto medios naturales, como lagunas y estanques, como artificiales con variedad de diseños. Por ejemplo, estanques circulares agitados mediante una paleta rotatoria. Entre éstos, el más utilizado es el High Rate Algal Ponds (HRAP) o Raceway, excavación o estanque con una profundidad de entre 15 a 30 cm, dividido por un muro central formando 2 canales. El cultivo circula mediante paletas situadas en uno de los canales. Este sistema es de los más rentables, ya que puede ser utilizado para el tratamiento de aguas residuales de distintas fuentes, lo que disminuye los costos por requerimientos nutricionales del cultivo, pudiendo alcanzar una concentración

celular hasta 0,7 g/L y productividades por hectárea de hasta 50 t /año. Las ventajas de los sistemas abiertos radican en su bajo costo y facilidad de construcción y operación, así como en la alta durabilidad. Como desventajas encontramos la baja accesibilidad de las células a la luz, la evaporación, la necesidad de grandes extensiones de terreno y exposición a contaminación por parte de organismos heterótrofos de rápido crecimiento y/o plancton pastoreador. Por ello muchas producciones comerciales se reducen a especies que crecen en condiciones ambientales extremas, tales como pH y temperatura (Hernandez & Jose, 2014) (**Ver Figura 3**).

Figura 3. Fotobiorreactor en forma de carrusel (High Rate Algal Ponds; HRAP)



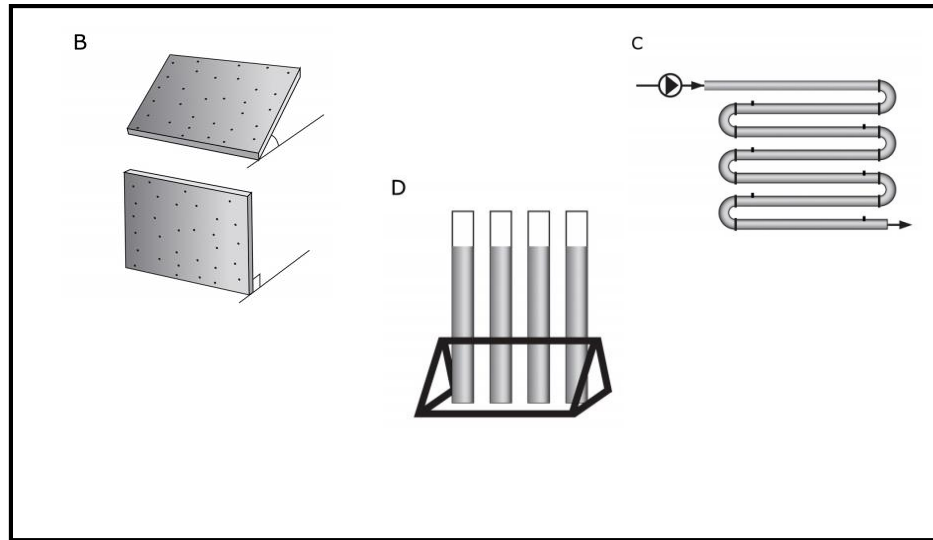
Fuente: (Hernandez & Jose, 2014)

2.1.5.2. Sistemas de cultivo cerrado

Las dificultades en los sistemas de cultivo abiertos han favorecido el desarrollo de los sistemas de cultivo cerrados. Éstos permiten un importante control de los parámetros, disminuyendo sustancialmente los problemas presentes en los sistemas abiertos. Además, permiten realizar cultivos hiperconcentrados, ya sean mixtos o monoalgales, con valores

superiores a 1,5 g/L pudiendo obtener Alta Densidad Celular (ADC) por sobre 3 g/L o Ultra Alta Densidad Celular (UADC) entre 15 a 80 g/L. Es necesario centrar los estudios de PBR para ficorremediación, ya que aún no es factible a gran escala debido a los grandes volúmenes necesarios indica que, en pequeña escala, han probado ser altamente efectivos en tratamiento de aguas residuales, solamente con energía solar y a un costo mínimo de energía. Los diseños en fotobiorreactores son variados: reactores planos o en placas, agitados mediante burbujeo; reactores tubulares, verticales u horizontales con agitación por burbujeo u otro; y reactores anulares, una variante de los reactores tubulares con una fuente lumínica interna. Menos masivos son los que tienen forma de domo, en bolsas plásticas (colgantes o formando una columna reforzada en malla), espirales y serpentines. Estos modelos tienen dificultad en el escalamiento), por lo que solo es aconsejado para estudios de laboratorio, pequeña escala y generación de biomasa para obtención de productos específicos. Es importante considerar la velocidad del fluido, en especial, en los de tubo horizontal. A bajas velocidades (< 15 cm/s) es probable la sedimentación, crecimiento adosado a la pared del PBR e inhibición por alta concentración de oxígeno. Velocidades entre 30 a 50 cm/s son suficientes en la mayoría de los casos (Hernandez & Jose, 2014) (**Ver Figura 4**).

Figura 4. Fotobiorreactor de paneles y tubulares



Fuente: (Hernandez & Jose, 2014)

2.2. Aguas Residuales

Son las aguas recogidas en las aglomeraciones urbanas, procedentes de los vertidos de la actividad humana domestica (aguas residuales domesticas) o la mezcla de estas con las procedentes de actividades comerciales, industriales y agrarias integradas en el núcleo urbano, así como las aguas de lluvia (Jaume, 2011).

2.2.1. Clasificación de las aguas residuales

Según Jaume (2011) las aguas residuales se pueden clasificar de la siguiente manera:

2.2.1.1. Aguas blancas o pluviales

Son aguas procedentes de drenajes o de escorrentía superficial. Se caracterizan por grandes aportaciones intermitentes y escasa contaminación. Sus caudales en una superficie urbanizada, son de 50 a 200 veces superiores a los correspondientes a las medias de los vertidos domésticos, comerciales e industriales. Las cargas contaminantes se

incorporan al agua al atravesar la lluvia, la atmosfera, o por el lavado de superficies y terrenos (escorrentía superficial) (Jaume, 2011).

2.2.1.2. Aguas negras o urbanas

Son las aguas procedentes de los vertidos de la actividad humana, domestica, comercial, industrial agrícola, etc. Sus caudales son menores y más continuos, y su contaminación mucho mayor.

Todo lo que sigue se refiere a las que en adelante, denominaremos aguas residuales urbanas, esto es, las aguas naturales contaminadas por las distintas sustancias (orgánicas, inorgánicas y microorganismos) aportadas por los vertidos de las aglomeraciones urbanas, junto con las aguas procedentes del drenaje pluvial.

La constitución de las aguas residuales urbanas es muy variable dependiendo de muchos factores como el propio consumo de agua, aguas industriales que vierten a la red urbana, régimen alimenticio y costumbres de la población, etc.

Se componen fundamentalmente de aguas residuales domésticas, que tienen una contaminación predominantemente orgánica (lo que hace que las aguas residuales urbanas sean biodegradables, es decir, que pueden ser depuradas mediante tratamientos biológicos), y contienen, además, un cierto porcentaje de aguas residuales industriales, cuando estas últimas no alteran sensiblemente las características de las aguas residuales domésticas, lo que ocurre en un gran porcentaje de los núcleos urbanos. Cuando no es así, es decir, cuando las aguas residuales industriales alteran de forma sensible la composición

de la mezcla, se denominan aguas residuales mixtas, que son asimilables a las aguas residuales industriales (Jaume, 2011).

2.2.2. Características de las aguas residuales

Se entiende como características de un agua residual urbana el conjunto de parámetros que pueden ser necesarios para el diseño o el control de la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales (Jaume, 2011) (**Ver Cuadro 3**).

Cuadro 3. Parámetros característicos de un agua residual urbana y su posible origen

CARACTERIZACIÓN DE AGUAS RESIDUALES URBANAS	
PARÁMETRO	ORIGEN
<i>Características Físicas</i>	
Sólidos	Abastecimientos, residuos domésticos e industriales
Temperatura	Residuos industriales y domésticos
Color	Residuos industriales y domésticos
Sabor	Agua residual en descomposición, residuos industriales
<i>Características Químicas</i>	
Orgánicas	
Proteínas	Residuos industriales, comerciales y domésticos
Carbohidratos	Residuos comerciales y domésticos
Grasas y aceites	Residuos industriales, comerciales y domésticos
Tensoactivos	Residuos comerciales y domésticos
Fenoles	Residuos industriales
Pesticidas	Residuos agrícolas
Inorgánicas	
pH	Residuos Industriales
Cloruros	Suministro de agua doméstica, residuos domésticos e infiltraciones de aguas subterráneas
Alcalinidad	Suministro de agua doméstica, residuos domésticos e infiltraciones de aguas subterráneas
Nitrógeno	Residuos agrícolas y domésticos
Fosforo	Residuos industriales y domésticos
Azufre	Suministro de agua doméstica y residuos industriales
Tóxicos	Residuos industriales e infiltraciones de aguas subterráneas
Metales pesados	Residuos industriales

Gases	
Oxígeno	Suministro de agua doméstica e infiltraciones de aguas superficiales
Sulfuro de hidrógeno	Descomposición anaerobia del agua residual
Metano	Descomposición anaerobia del agua residual
<i>Características Biológicas</i>	
Protistas	Residuos domésticos
Virus	Residuos domésticos
Plantas	Aguas superficiales y plantas de tratamiento
Animales	Aguas superficiales y plantas de tratamiento

Fuente: (Metcalf & Eddy, 2000)

2.2.3. Fuentes Contaminantes

Las principales fuentes contaminantes pueden ser de:

2.2.3.1. Origen doméstico

Sustancias incorporadas, procedentes de los residuos de la actividad humana (alimentos, deyecciones, limpieza casera y viaria, etc.). Se caracterizan por ser inodoras, si son recientes y por su color gris amarillento o blanco. Al sufrir procesos de fermentación huelen a sulfhídrico, pasando su color a gris negruzco.

Se caracterizan estos vertidos por la incorporación de productos orgánicos, inorgánicos y microorganismos. Entre los productos orgánicos pueden señalarse residuos de origen vegetal, origen animal, deyecciones humanas, grasas, etc. Las deyecciones humanas pueden considerarse con un contenido del 30% de Nitrógeno (N), 3% de ácido fosfórico (H_3PO_4) y 6% de K_2 . El vertido por habitante de orina puede estimarse de 1,2 a 2,4 litros por día, constituyendo la urea el 50% de dicha cantidad. Los productos inorgánicos consisten en productos disueltos y elementos inertes como residuos materiales, tierras, arena, papel, etc. (Hernandez Muñoz, 2001).

2.2.3.2. Origen industrial

Sustancias procedentes de las actividades industriales (materias primas utilizadas, productos de transformación y acabados, así como la transmisión de calor y frío).

Con independencia del posible contenido de sustancias similares a los vertidos de origen doméstico, pueden aparecer elementos propios de cada actividad industrial, entre los que pueden citarse: tóxicos, iones metálicos, productos químicos, hidrocarburos, detergentes, pesticidas, productos radioactivos, etc (Hernandez Muñoz, 2001).

2.2.3.3. Origen agrícola

Sustancias procedentes de las actividades agrícolas y ganaderas (pesticidas, herbicidas, residuos varios, estiércol, etc.). Sus residuos perjudican sensiblemente las características de las aguas del curso receptor. Otras sustancias son los fertilizantes, que antes eran de origen orgánico, y hoy han sido casi sustituidos por abonos de origen inorgánicos, tales como sulfatos, nitratos, fosfatos, etc (Hernandez Muñoz, 2001).

2.3. Nutrientes contenidos en aguas residuales

Los nutrientes son compuestos químicos necesarios para el ciclo de vida de ciertos microorganismos, en sus funciones de almacenamiento y reutilización. Los principales nutrientes o llamados macronutrientes son el Carbono, Nitrógeno, Oxígeno y Fósforo. Estos nutrientes se encuentran en forma de compuestos, los cuales se presentan en forma orgánica al tener 2 o más átomos de carbono y estos a su vez constituyen la llamada materia orgánica. Los compuestos orgánicos asimilables por los organismos son los llamados nutrientes orgánicos y forman parte de la materia orgánica disuelta. No todos los compuestos orgánicos pueden ser llamados nutrientes, puesto que no todos son asimilables

por los organismos. Los compuestos que no contienen carbono como los formados por moléculas con nitrógeno y fosforo que son asimilables por los organismos son llamados nutrientes inorgánicos (Madigan, Martinko, & Parcker, 2004).

2.4. Tratamiento de aguas residuales

El tratamiento de agua residual consiste básicamente en un conjunto de operaciones físicas, procesos químicos y biológicos, denominados también operaciones y procesos unitarios respectivamente (Metcalf & Eddy, 1995), las cuales tienen como finalidad la eliminación de los contaminantes presentes en el agua residual, con el objetivo de preservar la salud pública, evitando enfermedades relacionadas con la presencia de microorganismos patógenos como bacterias, virus y parásitos en el agua residual (Rengel, 2000).

Durante el tratamiento se produce un efluente tratado o reutilizable en el ambiente y un residuo sólido (también llamado biosólido o lodo) convenientes para su reúso. Las aguas residuales son generadas por residencias, instituciones y locales comerciales e industriales. Éstas pueden ser tratadas dentro del sitio en el cual son generadas (por ejemplo: tanques sépticos u otros medios de depuración) o bien pueden ser recogidas y llevadas mediante una red de tuberías y eventualmente bombas a una planta de tratamiento municipal. Los esfuerzos para recolectar y tratar las aguas residuales domésticas de la descarga están típicamente sujetos a regulaciones y controles.

2.4.1. Tratamiento preliminar

Tiene como objetivo separar del agua residual las materias groseras que por su naturaleza o tamaño podrían causar problemas de operación y/o mantenimiento en las instalaciones

(maquinarias, conducciones, etc.) y unidades de depuración posteriores. Tal es los casos de los grandes sólidos, materias flotantes de gran tamaño, gravas, arenas, solidos de pequeño tamaño, aceites, grasas y flotantes (**Ver Cuadro 4**).

Cuadro 4. Principales contaminantes de las aguas residuales, operaciones, procesos unitarios y sistemas de tratamiento utilizados para su eliminación.

OPERACIONES O PROCESOS UNITARIOS Y SISTEMAS DE TRATAMIENTO UTILIZADOS PARA LA ELIMINACION DE LOS CONTAMINANTES PRESENTES EN EL AGUA RESIDUAL		
CONTAMINANTE	TRATAMIENTO	CLASIFICACIÓN
Sólidos en suspensión	Desbaste	F
	Sedimentación	F
	Flotación	F
	Filtración	F
	Coagulación/floculación/sedimentación	Q/F
	Evacuación al terreno	F
Materia orgánica biodegradable	Fangos activados	B
	Lechos bacterianos	B
	Filtros rotativos	B
	Lagunas aireados	B
	Estanques de estabilización	B
	Filtros de arena	F/B
	Evacuación al terreno	B/Q/F
Patógenos	Cloración	Q
	Ozonización	Q
	Evacuación al terreno	F
Nitrógeno Nutrientes Fosforo	Nitrificación	B
	Extracción de amoniacó	Q/F
	Intercambio iónico	Q
	Cloración al "break point"	Q
	Evacuación al terreno	B/Q/F
	Eliminación biológica	B
	Coagulación sal metálica y sedimentación	Q/F
	Coagulación con cal y sedimentación	Q/F
Materia refractaria	Adsorción con carbón	F
	Ozonización terciaria	Q

Metales pesados	Precipitación química	Q
	Intercambio iónico	Q
	Evacuación al terreno	F/Q
Sólidos inorgánicos disueltos	Intercambio iónico	Q
	Ósmosis inversa	F
	Electrodialisis	Q

F: Operaciones físicas unitarias

Q: Procesos químicos unitarios

B: Procesos biológicos unitarios

Fuente: (Metcalf & Eddy, 2000)

Las operaciones que comprende generalmente el pretratamiento son:

- Desbaste
- Desarenado
- Desengrasado

En algunos casos se puede incluir pre decantación (pozo de gruesos) pre aireación, tamizado, homogenización de caudales, etc.

En cuanto a rendimientos, si se consideran los índices de contaminación considerados habitualmente en aguas residuales (DBO y SST), el efecto del pretratamiento es nulo, excepto en la eliminación de grasas. Sin embargo el pretratamiento elimina una parte considerable de la contaminación del agua residual (contaminación visual), que puede ser medida por el peso de los residuos extraídos durante las sucesivas operaciones que comprende esta fase.

2.4.2. Tratamiento preliminar avanzado

El TPA consiste en un proceso de coagulación-floculación que utiliza dosis apropiadas de sales de metal y/o polímeros para mejorar la remoción de sólidos suspendidos y otros contaminantes presentes en las aguas residuales domésticas mediante sedimentación y/o precipitación de las partículas y coloides (Odegaard, 1998).

La tecnología de tratamiento primario avanzado (TPA), ha sido probada en diversos países alrededor del mundo. Estas experiencias muestran que esta tecnología ha ofrecido beneficios económicos y ambientales con respecto a otras alternativas de tratamiento para la descontaminación de aguas residuales. Sin embargo, es necesario realizar estudios de laboratorio y a escala real que aporten información para la implementación de esta tecnología y la optimización del proceso en condiciones específicas, desde el punto de vista de las condiciones operacionales y la dosificación de productos químicos (AIDIS, 2012).

El TPA puede ser implementado en una PTAR existente que utilice tratamiento primario convencional, con una inversión mínima. Este proceso cayó en desuso hacia los años 30's debido a la altas dosis de sal de metal consumidas (más de 100 mg/L) y a la gran cantidad de lodo producido. Sin embargo, con los recientes desarrollos en polímeros se ha posicionado nuevamente como una alternativa viable para el tratamiento de las aguas residuales domésticas, ya que con la adición de estas sustancias es posible utilizar bajas dosis de sales metálicas (de hierro o de aluminio) y alcanzar excelentes remociones de DBO y SST, con niveles de producción de lodos más manejables (Park, Cho, & Kwak, 1997).

2.4.3. Tratamiento primario

Tiene como objetivo separar del agua residual una parte de los sólidos en suspensión (insolubles), sedimentables por gravedad y los elementos solubles y coloidales (coagulación – floculación y posterior decantación), generados en su mayor parte por la actividad industrial y que resultan además inhibidores de la metabolización biológica.

El tratamiento primario es poco efectivo en la eliminación de la materia orgánica, aunque reduce parte de la DBO suspendida, es decir, asociada a los sólidos en suspensión (Jaume, 2011).

Dentro de estos sólidos en suspensión pueden distinguirse;

- Los sólidos sedimentables: son los que sedimentan al dejar el agua residual en condiciones de reposo durante una hora, este tiempo también depende del tamaño del sedimentador.
- Los sólidos flotantes: definibles por contraposición a los sedimentables. Los sólidos coloidales (tamaño entre 3-10 micras). Como, en general, parte de los sólidos en suspensión están constituidos por materia orgánica, consecuencia del tratamiento primario, suele ser la reducción de la DBO. El grado de reducción de éstos índices de contaminación depende del proceso utilizado y de las características del tipo de agua residual a tratar (Dorado Valino et al, 2006).

Las operaciones más frecuentes son:

- Decantación o sedimentación primaria
- Flotación

- Tratamiento físico – químico

En cuanto a rendimientos, la reducción de sólidos en suspensión, oscila aproximadamente entre el 50% y el 70%, mientras que la reducción de la DBO es de un 25% a un 40%.

2.4.4. Tratamiento secundario

Tiene como objetivo eliminar la materia orgánica en disolución y en estado coloidal mediante un proceso de oxidación de naturaleza biológica seguido de sedimentación. Este proceso biológico es un proceso natural controlado en el cual participan los microorganismos presentes en el agua residual, y que se desarrollan en un reactor o cuba de aireación, más los que se desarrollan, en menor medida en el decantador secundario.

Se trata de un proceso de oxidación de naturaleza biológica seguido de sedimentación. Este proceso biológico es un proceso natural controlado en el cual participan los microorganismos presentes en el agua residual, y que se desarrollan en un reactor o cuba de aireación, más los que se desarrollan, en menor medida en el decantador secundario. Estos microorganismos, principalmente bacterias, se alimentan de los sólidos en suspensión y estado coloidal produciendo en su degradación Anhídrido Carbónico y agua, originándose una biomasa bacteriana que precipita en el decantador secundario. Así, el agua queda limpia a cambio de producirse unos fangos para los que hay que buscar un medio de eliminarlos.

Las estructuras usadas para el tratamiento secundario incluyen filtros de arena intermitentes, filtros percoladores, contactores biológicos rotatorios, lechos fluidizados, estanques de fangos activos, lagunas de estabilización u oxidación y sistemas de digestión

de fangos. Entre las operaciones que se utilizan en el tratamiento secundario de las aguas contaminadas están:

- Proceso de lodos activados.
- Aireación u oxidación total.
- Filtración por goteo.
- Tratamiento anaeróbico.

El tratamiento secundario, es un proceso biológico que utiliza bacterias aerobias como un primer paso para remover hasta cerca del 90 % de los desechos biodegradables que requieren oxígeno. Después de la sedimentación, el agua pasa a un tanque de aireación en donde se lleva a cabo el proceso de degradación de la materia orgánica y posteriormente pasa a un segundo tanque de sedimentación, de ahí al tanque de desinfección por cloro y después se descarga para su reutilización (Rodriguez, 2003).

Por lo que se refiere a los rendimientos, la reducción de sólidos en suspensión oscila entre el 80% y el 95%, y la reducción de la DBO, entre el 85% y el 95% (Jaume, 2011).

2.4.5. Tratamiento terciario

Lo constituyen los procesos que se aplican a las aguas residuales después del tratamiento secundario, para obtener mejores rendimientos en la eliminación de la DBO y sólidos suspendidos. Uno de sus principales objetivos es el de adaptar la calidad de las aguas residuales a las normas establecidas según el posterior uso del efluente (tratamientos de regeneración para reutilización) o el destino del medio receptor, por lo que también suelen denominarse tratamientos complementarios, de afino o avanzados. Incluye asimismo entre

sus objetivos, la eliminación de nutrientes (para evitar problemas de eutrofización), metales, etc., y la reducción de cargas excepcionales de tipo puntual o estacional.

Los procesos más utilizados son:

- Filtración.
- Nitrificación.
- Adsorción sobre carbón activado.
- Intercambio iónico.
- Osmosis inversa.

Con el tratamiento terciario se alcanzan rendimientos del 95%-96% en la eliminación de sólidos suspendidos y del 95-98% en la DBO (Jaume, 2011).

2.5. Parámetros analizados en las aguas residuales

Se muestran a continuación los parámetros más representativos que se analizan en las aguas residuales como efluentes:

2.5.1. Parámetros físico químicos

Temperatura

La temperatura del agua es un parámetro muy importante porque afecta directamente las reacciones químicas y las velocidades de reacción, la solubilidad del oxígeno y la actividad microbológica entre otros (Crites & Tchobanoglus, 2000).

pH

La expresión usual para medir la concentración del ión hidrógeno en una solución está en términos del pH, el cual se define como el logaritmo negativo de la concentración de ion hidrógeno. Esta concentración en el agua está íntimamente relacionada con la extensión de la reacción de disociación de las moléculas del agua: iones hidróxilo e hidrógeno (Crites & Tchobanoglus, 2000).

Demanda Bioquímica de Oxígeno

La determinación de la DBO, es una prueba empírica en la que se utilizan métodos estandarizados de laboratorio, para determinar requerimientos relativos de oxígeno de las aguas residuales, efluentes tratados y aguas contaminadas. La prueba mide el oxígeno utilizado durante un periodo de incubación especificado, para la degradación bioquímica de la materia orgánica, y el oxígeno utilizado para oxidar materia orgánica como los sulfuros y el ion ferroso (AWWA, APHA, WPCF, 2012).

De una manera estándar, el análisis se debe realizar por unos 5 días a 20 °C en una incubadora, proceso en el cual se oxida alrededor del 75 a 80% de la materia orgánica. Pero para poder oxidar toda la materia orgánica presente en la muestra se requieren de 20 a 25 días.

Demanda Química de Oxígeno

Es una medida del oxígeno no equivalente a la porción de materia orgánica de la muestra que es susceptible a oxidación por un oxidante químico fuerte. También llamada demanda inmediata es la cantidad de oxígeno consumido por los cuerpos reductores presentes en

un agua sin intervención de los organismos vivos. La determinación se puede hacer en medio alcalino o en medio ácido (Jimeno, 1998).

La principal ventaja que tiene la Demanda Química de oxígeno en comparación a la Demanda Bioquímica de Oxígeno, es el corto tiempo que necesita para su evaluación, debido a que requiere de unas 3 horas para la oxidación en comparación de los 5 días que se necesitan para analizar la DBO. A pesar de ello presenta una limitante al oxidarse por completo los compuestos orgánicos e inorgánicos al realizar este proceso.

Nitrógeno

El nitrógeno en las aguas residuales se puede encontrar en la forma de nitrógeno orgánico, nitrito (NO_2^-), nitrato (NO_3^-) y amonio (NH_4^+) en concentraciones variables.

El nitrógeno orgánico viene de las proteínas, aminos, ácidos nucleicos, péptidos, aminoácidos y otros constituyentes celulares que se encuentran en la materia fecal. El nitrógeno orgánico presente en el agua residual cruda, puede transformarse a amonio a través de la descomposición bacteriana del material proteico y la hidrólisis de la urea. Debido a que el nitrógeno constituye del 12 al 14% de la masa celular seca, una fracción del nitrógeno amoniacal se asimilará para crear nuevas células. Parte del amonio usado para síntesis celular regresará al agua a través de la lisis y la autooxidación (si estas llegaran a ocurrir) (Peña, 2010).

Algunos de los principales problemas generados por el nitrógeno en las aguas residuales son debido a la toxicidad del amoníaco y la eutrofización en los ecosistemas acuáticos.

Fosforo

Las mayores aportaciones de fosfato a las aguas receptoras provienen de los escurrimientos de las tierras agrícolas y de los efluentes de agua residual doméstica e industrial. Una concentración considerable del fosforo total (orgánico e inorgánico) contenido en el agua residual es proveniente de detergentes convencionales de uso doméstico y principalmente se encuentra en forma de ortofosfatos (PO_4^{-3}) y polifosfatos (P_2O_7) (Garcia, 2012).

El principal efecto del exceso de fosfato en el agua residual es la eutrofización. Este proceso natural es generado debido al enriquecimiento en exceso de nutrientes en los ecosistemas acuáticos.

Aceites y grasas

Los aceites y las grasas que se pueden encontrar en el agua están muy frecuentemente en forma de emulsiones o saponificadas bajo la acción de productos químicos, detergentes, etc.

La presencia de grasas y aceites constituye un perjuicio considerable para el funcionamiento normal de las plantas de tratamiento de aguas residuales. Independientemente del origen doméstico, una parte de estos productos puede provenir de vertidos intempestivos que puede ser útil descubrirlos en ciertos sectores de captación de las aguas residuales. Las materias grasas pueden también provenir de la biomasa. La necesidad de destilar el disolvente después de la extracción hace que los productos volátiles puedan ser arrastrados y escapar a la determinación (Rodier, 1998).

2.5.2. Parámetros microbiológicos

Coliformes totales

Son bacilos gram negativos, aerobios y anaerobios facultativos, no esporulados. Los coliformes forman parte varios géneros: Escherichia, Enterobacter, Klebsiella, Citrobacter, etc. Pueden encontrarse en el intestino del hombre y de los animales, pero también en otros ambientes: agua, suelo, plantas, cáscara de huevo, etc (Munn, 2004).

Coliformes fecales

Los coliformes fecales o termotolerantes forman parte del total del grupo coliforme, son bacilos Gram negativos, no esporulados que fermentan la lactosa con producción de ácido y gas a 44.5°C. La mayor especie del grupo coliforme fecal es Escherichia coli que además es el índice de contaminación fecal más adecuado (Aurazo, 2004).

2.6. Remoción de nutrientes contenidos en aguas residuales

La remoción de nutrientes es de gran importancia sanitaria, ya que su aumento en cuerpos de agua (especialmente lagos y lagunas), genera el fenómeno de eutrofización. La eutrofización consiste en un enriquecimiento excesivo de los elementos nutritivos del agua, que da lugar a una serie de cambios sistemáticos indeseables, entre ellos la producción perjudicial de algas y otras plantas acuáticas, el deterioro de la calidad de agua, la aparición de malos olores y la muerte de peces en los cuerpos de agua. La floración excesiva de algas y plantas acuáticas es un fenómeno visible que puede complicar considerablemente la utilización y la calidad estética de las masas de agua (Garcia, 2012).

2.8. Reutilización de aguas residuales

Actualmente en el Perú se vienen implementando nuevas tecnologías aplicadas en las Plantas de Tratamiento de Aguas para poder optimizar y mejorar la calidad de los efluentes que se vierten diariamente. Dentro del enfoque sostenible que le dan a este recurso se encuentra el reaprovechamiento del agua para el riego de áreas verdes o para ser reutilizada en otro proceso. De esta manera muchas entidades vienen generando un recurso sostenible y amigable con el medio ambiente.

La concientización que viene tomando el gobierno a través del ministerio de vivienda construcción y saneamiento, ministerio del ambiente con sus respectivos organismos, municipalidades, grandes, medianas y pequeñas empresas, entre otras autoridades, es cada vez mayor en temas relacionados a la sostenibilidad de los recursos como el agua. Esto debido al contexto que se vive en la actualidad por el cuidado y protección de este recurso, además cada año las exigencias son mayores con respecto a los estándares de calidad.

El reuso de las aguas residuales tratadas trae consigo una serie de beneficios, entre ellos están: mayor disponibilidad de recurso hídrico para riego de cultivos, parques y otros usos recreativos; la ampliación de áreas verdes, zonas de cultivo, reducción de contaminación ambiental por vertido de efluentes sin tratamiento al suelo, entre otros.

2.9. Marco Legal

2.9.1. Decreto Supremo N° 003-2010-MINAM

El presente Decreto aprueba los límites máximos permisibles para los efluentes de plantas de tratamiento de aguas residuales domésticas y municipales.

Artículo 1°.- Aprobación de límites máximos permisibles (LMP) para efluentes de plantas de tratamiento de aguas residuales domésticas municipales (PTAR).

Aprobar los límites máximos permisibles para efluentes de las plantas de tratamiento de aguas residuales domésticas o municipales, los que en Anexo forman parte integrante del presente Decreto Supremo y que son aplicables en el ámbito nacional.

Artículo 3°.- Cumplimiento de los Límites Máximos Permisibles de Efluentes de PTAR
Los LMP de efluentes de PTAR que establecen en la presente norma entran en vigencia y son de cumplimiento obligatorio a partir del día siguiente de su publicación en el diario oficial El Peruano.

Los LMP aprobados mediante el presente Decreto Supremo, no serán de aplicación a las PTAR con tratamiento preliminar avanzado o Tratamiento primario que cuenten con disposición final mediante emisario submarino (**Ver Tabla 1**).

Tabla 1. Valores Límites Máximos Permisibles para los efluentes de Plantas de Tratamiento de aguas residuales domesticas e industriales

Parámetro	Unidad	LMP de efluentes para vertidos a cuerpos de agua
Aceites y grasas	mg/L	20
Coliformes termotolerantes	NMP/100 ml	10000
Demanda Bioquímica de Oxígeno	mg/L	100
Demanda Química de Oxígeno	mg/L	200
pH	unidad	6.5 - 8.5
Solidos Totales Suspendidos	mg/L	150
Temperatura	°C	<35

Fuente: DS 003 – 2010 MINAM

2.9.2. Ley N° 29338 - Ley de Recursos Hídricos

Artículo 82°.- Reutilización de agua residual

La Autoridad Nacional del Agua (ANA), a través del Consejo de Cuenca, autoriza el reúso del agua residual tratada, según el fin para el que se destine la misma, en coordinación con la autoridad sectorial competente y, cuando corresponda, con la Autoridad Ambiental Nacional.

Decreto Supremo N° 001-2010-AG

Artículo 148°.- Las autorizaciones de reúso de aguas residuales se dan únicamente cuando cumplen con todas las siguientes condiciones: 1) sean sometidos a los tratamientos previos y que se cumplan con los parámetros de calidad establecidos para los usos sectoriales, cuando corresponda; 2) cuenten con la certificación ambiental otorgada por la autoridad ambiental sectorial competente, que considere específicamente la evaluación ambiental del reúso de aguas y; 3) en ningún caso se autorizan cuando ponen en peligro la salud humana y el normal desarrollo de la flora y fauna o afecte a otros usos.

CAPÍTULO III

MATERIALES, EQUIPOS Y METODOS

3.1. Materiales

3.1.1. Materiales cartográficos

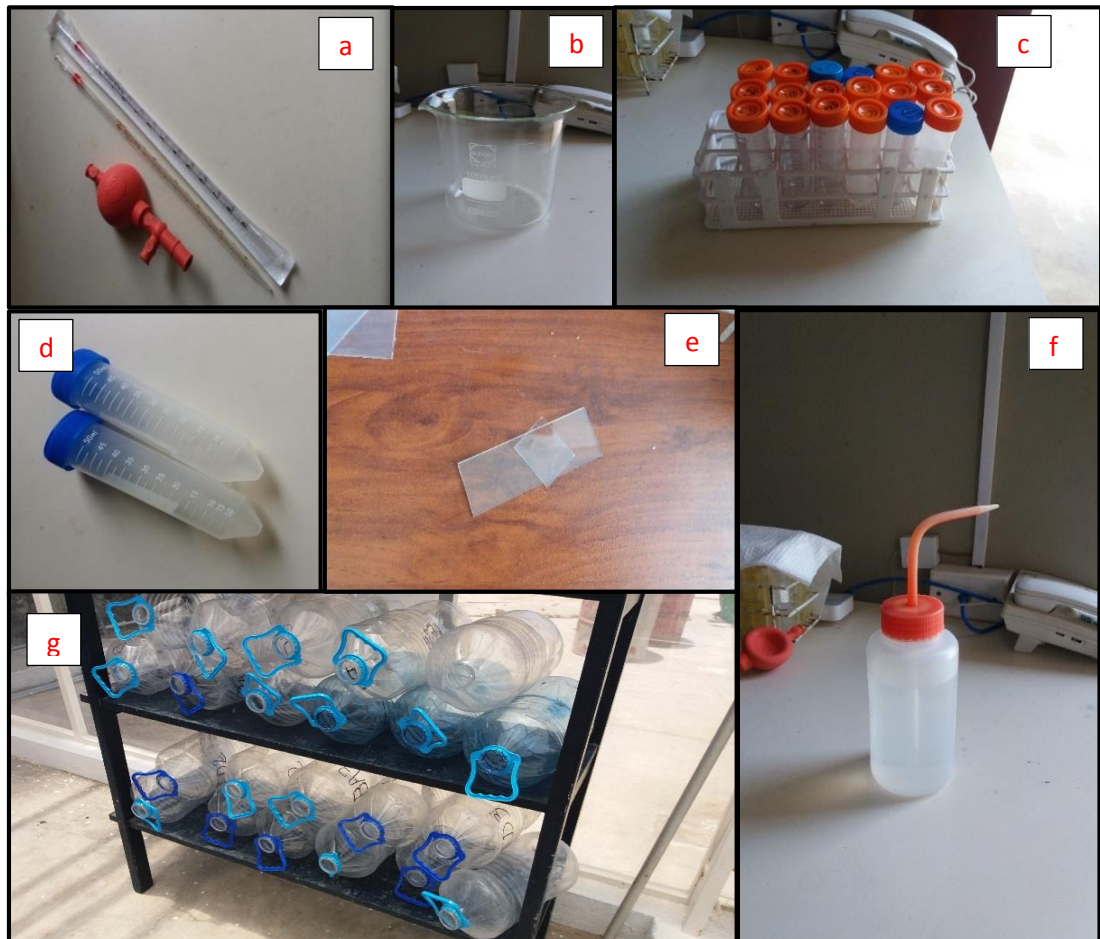
Se ha utilizado información base cartográfica a escala 1:100 000 elaborada por el Instituto Geográfico Nacional (IGN), Mapa de ubicación del proyecto 1:100 000.

3.1.2. Materiales de laboratorio

- Pipetas graduadas de 10 ml y bombilla de goma marenfield: Para sacar cantidades pequeñas de volúmenes de muestras u otras sustancias en laboratorio.
- Vaso de precipitado: Nos sirvió para hacer mezclas de sustancias líquidas previamente medidas en recipientes de mayor precisión y para hacer trasvases de sustancias.
- Tubos de plástico de 50 ml: Estos tubos de medida exacta nos sirvieron para recolectar las muestras tomadas de todos los reactores y sus réplicas.
- Gradillas de plástico: Este material se utilizó para trasladar los tubos de 50 ml.
- Placa porta objetos y cubre objetos: Estas placas nos sirvieron para observar el crecimiento celular de las microalgas en el microscopio.

- Pizeta con agua destilada: Fue muy utilizada para ser mezclada con otras sustancias y también para limpiar los envases después de las mediciones.
- Envases de 7L de plástico: Se utilizaron estos envases como reactores para verter las mezclas de aguas residual con microalgas, así como los blancos utilizados en el experimento (**Ver Fotografía 1**).

Fotografía 1. a) Bomba marenfield y pipetas de 10 ml, b) Vaso de precipitado, c) Gradilla de plástico, d) Tubos de 50 ml, e) Cubre y porta objetos f) Pizeta con agua destilada, g) Envases de plástico usados como reactores.



Bayfolan: Es el nutriente utilizado durante la primera fase de crecimiento de las microalgas (**Ver Fotografía 2**).

Fotografía 2. Nutriente bayfolan.



3.1.3. Reactivos

- Reactivos en polvo para medición de fosfatos (Marca Hanna).
- Reactivos en gotas para medición de fosfatos (Marca Hanna).
- Reactivos en polvo para medición de nitratos (Marca Hanna).
- Reactivos en polvo para medición de nitritos (Marca Hanna).
- Reactivos en gotas para medición de amoníaco (Marca Hanna) (**Ver Fotografía 3**).

Fotografía 3. Reactivos utilizados para la medición de nutrientes con el fotómetro.



3.2. Equipos

Son los equipos utilizados en el laboratorio para la realización de la etapa experimental de la investigación.

- **Espectrofotómetro marca VARIAN Cary 50 BIO UV-Visible:** Es un equipo que nos sirve para realizar las mediciones de las absorbancias por cada muestra.
- **Soplador–Blower de alta presión marca LAFERT:** Es un equipo que brinda aireación a los sistemas de cultivo de las microalgas.
- **Multiparámetro de campo marca WTW i350:** Es un equipo utilizado para las mediciones de algunos parámetros físico químicos de forma directa.
- **Fotómetro multiparametrico marca Hanna HI 83200:** Es un equipo utilizado para la medición de parámetros físico químicos a través de reactivos (nitratos y fosfatos) (**Ver Fotografía 4**).

Fotografía 4. a) Espectrofotometro Varian Cary, b) Multiparametro de campo, c) Soplador, d) Fotómetro.



- **Microscopio óptico marca Leica DM 2500** : Es un equipo utilizado para observar el estado de las microalgas durante su crecimiento y para realizar el conteo celular.
- **Digestor marca Hach DRB 200**: Para digerir las mediciones en la medición de la DQO.
- **Colorímetro marca Hach DR 890**: Para realizar las mediciones de la DQO según el procedimiento.
- **Esterilizador marca Ovens 12 Litros**: Para esterilizar materiales de vidrio y ser utilizada en ciertas mediciones de parámetros (**Ver Fotografía 5**).

Fotografía 5. a) Colorímetro, b) Estufa, c) Digestor, d) Microscopio.



- **Termómetro en laboratorio marca LW:** Este instrumento sirve para conocer la temperatura del ambiente del laboratorio.

Fotografía 6. Termómetro de laboratorio.



- **Laptop marca Toshiba core i3:** Este equipo es para el procesamiento de la información en gabinete.
- **Impresora marca Epson L380:** Este equipo es para la impresión de la información.

3.2.1. Equipos de Protección Personal

- **Mandil de laboratorio:** Para la protección de contaminación biológica con agentes propios del agua residual.
- **Guantes de nitrilo:** Para proteger las manos de bacterias u otros agentes biológicos.
- **Respirador para vapores orgánicos:** Para evitar la absorción por la vía respiratoria de agentes biológicos propios de las aguas residuales. (**Ver Fotografía 7**).

Fotografía 7. a) Guantes de nitrilo, b) Mandil de laboratorio, c) Respirador de vapores orgánicos.



3.3. Software

Programas utilizados para el procesamiento de la información y elaboración de tablas comparativas y datos estadísticos.

- **Word:** Para el procesamiento del texto.
- **Excel:** Para el procesamiento de datos estadísticos en cuadros comparativos, histogramas.

3.4. Métodos

A continuación se detallan los procedimientos desarrollados para determinar la especie de microalga más eficiente en el proceso de remoción de nutrientes en aguas residuales.

3.5. Tipo de investigación

- **Experimental:** La investigación es de este tipo debido a que se tomaron muestras de una mezcla de agua residual y microalgas en un espacio controlado, para posteriormente tomar datos y realizar un diseño estadístico.
- **Transversal:** Se realiza una comparación en un momento específico.
- **Prospectivo:** La toma de datos fue realizada a medida que fue avanzando el proceso en el laboratorio.
- **Analítico:** La investigación se enfoca en la relación causa – efecto.

3.6. Nivel de investigación

- **Correlacional:** Debido a que se analiza la relación entre las variables de estudio.

3.7. Etapas de la investigación

3.7.1. Etapa inicial

En esta etapa se organizaron las pautas para poder comenzar la investigación.

3.7.2. Etapa analítica

Durante esta etapa se realizaron diversos ensayos preliminares y análisis de laboratorio para poder generar resultados más representativos.

3.7.3. Etapa final

En esta etapa se procesaron de forma ordenada los resultados obtenidos a través del análisis en las pruebas de laboratorio para finalmente obtener las conclusiones de la investigación.

3.8. Marco Institucional

3.8.1. Tedagua (Técnicas de Desalinización de aguas del Perú)

Es una empresa de capitales españoles a la cual se le adjudicó la etapa de operación y mantenimiento de la PTAR Taboada por una concesión de 25 años dicha empresa tiene como actividad principal el diseño, construcción y explotación de todo tipo de plantas de tratamiento de agua potable, ya sea procedente de cauces fluviales, del mar o de aguas salobres), así como de aguas residuales urbanas e industrial (Herrera, 2013). La empresa Tedagua proporcionó las muestras de agua residual para la investigación de alternativas amigables con el medio ambiente que puedan ser consideradas para mejorar la calidad de efluentes en el proceso de tratamiento del agua residual.

3.8.2. Universidad Nacional Federico Villarreal

La Universidad Nacional Federico Villarreal me brindó las instalaciones del laboratorio de investigación de la Facultad de Ingeniería Geográfica, Ambiental y Ecoturismo, para poder desarrollar una parte del desarrollo de ensayos experimentales. Además del apoyo en la consulta de libros, tesis y revistas en la biblioteca de la misma facultad.

3.8.3. Instituto del Mar del Perú (IMARPE)

El Instituto del Mar del Perú, es una institución perteneciente al Ministerio de la Producción, orientada a la investigación científica, así como al estudio y conocimiento del mar peruano y sus recursos.

Esta institución me brindó las instalaciones del laboratorio del Invernadero y Sala de Procesos, para poder realizar los ensayos experimentales. Además de los análisis estadísticos con los resultados obtenidos.

3.9. Metodología del trabajo en laboratorio

3.9.1. Método de cultivo tipo “Batch”

Un cultivo tipo “batch” o de lote alimentado, es un método biotecnológico de producción basado en la administración del sustrato limitante del crecimiento del cultivo. Suele emplearse para conseguir elevadas concentraciones celulares en el biorreactor. Frecuentemente la solución de alimentación está altamente concentrada para así, evitar en la medida posible la dilución del cultivo.

El ensayo fue realizado en el invernadero del Imarpe. El mismo se inició con el traslado de las muestras del efluente desde la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales (PTAR) La Taboada, ubicada en el cruce de las avenidas Néstor Gambeta y Canta (Callao, Lima). Se recolectaron por cada ensayo 90L del efluente. La muestra fue llevada en bidones desde la Ptar Taboada hacia el IMARPE, donde permaneció en reposo y oscuridad por un intervalo de 7 días (**Ver Fotografía 7**).

Transcurrido los días de reposo, el experimento fue acondicionado totalmente al azar, en envases de 7 Litros (**Ver Fotografía 8**), de acuerdo a las mezclas descritas (**Ver cuadro 5**), todos con aireación constante mezclado con CO₂, fotoperiodo 12:12 y por un periodo de 7 días.

Fotografía 8. a) Filtro de sólidos en suspensión del agua de la Ptar, b) Siembra del cultivo.

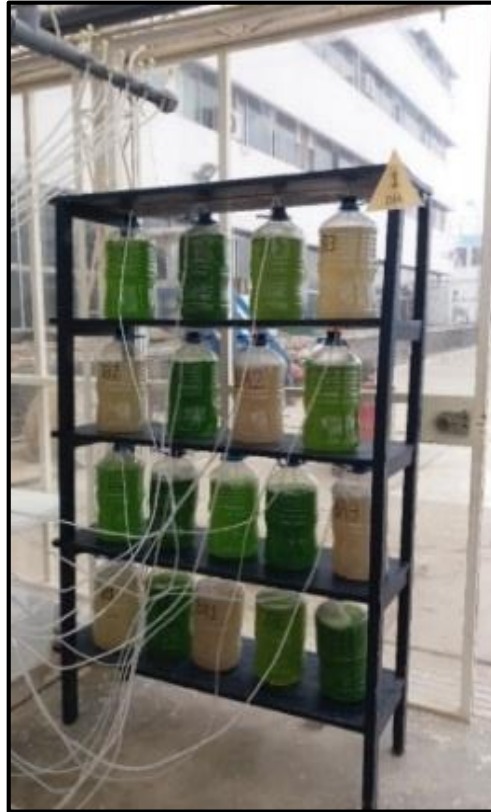


Cuadro 5. Cuadro Resumen del tratamiento en condiciones de invernadero.

Grupo	Tratamiento	Nro de replicas
Control 1 (CC)	Inoculo de microalga <i>Desmodesmus</i> sp. + agua enriquecida con nutriente foliar Bayfolan (0,28 mL/L) (1:1)	3
Control 2 (CD)	Inoculo de microalga <i>Chlorella</i> sp. + agua enriquecida con nutriente foliar Bayfolan (0,28 mL/L) (1:1)	3
Tratamiento 1 (TCO)	Agua residual (100%) con oxigeno	3
Tratamiento 2 (TSO)	Agua residual (100%) sin oxigeno	3
Tratamiento 3 (TCD)	Inoculo de microalga <i>Desmodesmus</i> sp. + agua residual (1:1)	3
Tratamiento 4 (TCC)	Inoculo de microalga <i>Chlorella</i> sp. + agua residual (1:1)	3

Fuente: Elaboración propia

Fotografía 9. Etapa de cultivo de las microalgas con el agua residual, los controles y el agua residual pura, desde el día 1 al 7.



3.9.2. Caracterización de crecimiento de las microalgas *Desmodesmus sp.* y *Chlorella sp.*

Se tomaron muestras diarias de 50 mL de cada reactor, con el propósito de medir la densidad celular por el método de Densidad óptica, dicha medición fue realizada con una longitud de onda de 686 nm y 678 nm para la microalga *Chlorella sp* y *Desmodesmus sp.*, respectivamente, en un espectrofotómetro (VARÍAN Cary 50 BIO UV-Visible). Las mediciones se realizaron diariamente y por triplicado.

Para calcular la densidad celular de la microalga *Chlorella sp.* se aplicó la ecuación (1) obtenida por Oliveros (2018), mientras para *Desmodesmus sp.* se tomó la ecuación (2) obtenida por Macedo Riva (2018). (**Ver Fotografía 10**).

$$Y = 8.5504X - 0.7456 \dots \dots \dots (1)$$
$$R^2 = 0.9857$$

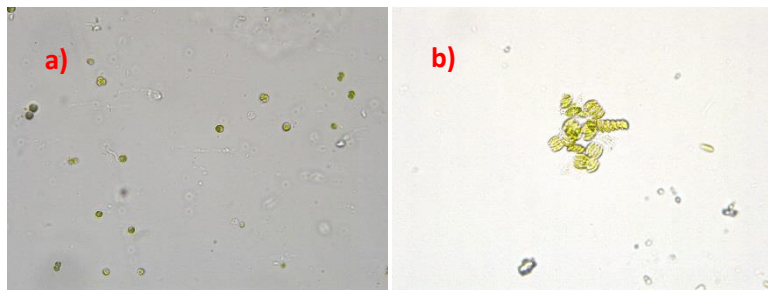
$$Y = 1.4629X - 0.3136 \dots \dots \dots (2)$$
$$R^2 = 0.9786$$

Dónde:

Y = Densidad celular expresada en 10^6 (cel.mL⁻¹) para la microalga *Desmodesmus sp.* y expresada en 10^7 (cel.mL⁻¹) para la microalga *Chlorella sp.*

X = La absorbancia de muestras de cultivo a 686 y 678 nm, para las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.* respectivamente.

Fotografía 10. Vistas microscópicas de microalgas a). *Chlorella sp.* y b) *Desmodesmus sp.*



3.9.3. Medición de Nutrientes

Los nutrientes fueron medidos en el laboratorio del invernadero del Imarpe, para esto se siguieron los siguientes pasos:

Primero:

Se llevaron las muestras por triplicado de los blancos (agua de Ptar con oxigenación y sin oxigenación), las muestras del tratamiento de agua residual con las dos especies de microalgas (*Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*) y las muestras del control (agua potable con las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.* en crecimiento). Este proceso se realizó con ayuda de 18 tubos de plástico de 50 ml en gradillas de plástico para facilitar el traslado de los tubos.

Segundo:

Estas muestras fueron llevadas para realizar las lecturas de absorbancias con el espectrofotómetro y poder tener datos del crecimiento de los cultivos.

Para iniciar estas lecturas se realizó previamente una calibración con el software de la computadora “Simple reads”, que viene conectada al espectrofotómetro. Luego se realizaron los trasvases por cada muestra hacia un depósito de cuarzo con una capacidad aproximada de 5 ml, el cual presenta dos paredes opacas y dos transparentes por las cuales pasa el haz de luz y determina las lecturas de absorbancia al ser colocados en una correcta posición y en una determinada longitud de onda por cada especie de microalga. Este procedimiento es para poder generar las gráficas en las que se observa en el tiempo de siembra la tendencia del crecimiento de los cultivos.

Tercero:

Finalmente todas las muestras en conjunto fueron llevadas para que se realice el análisis de nutrientes por cada muestra de cultivo. Para esto se prepararon las mezclas con los

reactivos químicos por cada parámetro correspondiente y se realizaron las lecturas a través del fotómetro (**Ver Fotografía 11**).

Tabla 2. Especificaciones del método utilizado para la medición de nutrientes con el fotómetro multiparametrico

Especificaciones de medidor multiparametrico			
Parámetro	Rango	Método	Código de reactivo
Amoniaco RM	0.00 to 10.00 mg/l	Nessler	HI - 93715 – 01
Nitrato	0.00 to 30.00 mg/l	Reducción de cadmio	HI - 93728 – 01
Nitrito RA	0.00 to 150 mg/l	Sulfato ferroso	HI - 93708 – 01
Fosfato RA	0.00 to 30.00 mg/l	aminoácido	HI - 93717 – 01

Fuente: Ficha técnica de fotómetro multiparametrico para laboratorios, Hanna Instruments

Fotografía 11. a) y b) Elección del reactor para la toma diaria de muestras, c) y d) Recolección de las muestras en los tubos, e), f) y g) Medición de la densidad celular de acuerdo a la especie de microalga en el espectrofotómetro, h) e i) medición de parámetros.



3.9.4. Determinación del porcentaje promedio final de remoción de nitratos y fosfatos de las aguas residuales por *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*, con y sin tratamiento de limitación de nutrientes.

La determinación de nitratos y fosfatos se realizó empleando el fotómetro multiparámetro Hanna HI8320. Para efectos de estos valores se tomaron por triplicado. Con estos valores se calculó el porcentaje (Aslan S. & Kapdan IK, 2006) según la siguiente fórmula:

Porcentaje de Remoción

$$\%R = \left(\frac{C_0 - C}{C_0} \right) \times 100$$

Donde:

%R: Porcentaje de remoción del nutriente

C₀: Concentración inicial del nutriente en el agua residual

C: Concentración del nutriente luego del tratamiento

3.9.5. Determinación de la tasa promedio de remoción de nitratos y fosfatos de las aguas residuales por *Desmodesmus sp.* y *Chlorella sp.* con y sin tratamiento de limitación de nutrientes.

Con los valores de las concentraciones de nitratos y fosfatos, se determinó la tasa de remoción (Gutiérrez *et al.*, 2014) según la siguiente fórmula:

Tasa de Remoción

$$R_i = -\frac{C_0 - C_t}{t_0 - t_t}$$

Donde:

R_i: Tasa de remoción en mg.L⁻¹.día⁻¹

C_t: Concentración del nutriente en t_t

t₀: tiempo inicial (días)

t_t: Tiempo (días) en el que la concentración del nutriente no cambia significativamente

3.9.6. Determinación de la proporción N/P.

Con las mediciones obtenidas del fotómetro se calculó la proporción N/P propuesta por Alfred Redfield en 1934.

Esta proporción nos sirve para ver si el medio en el que se encuentran es el ideal para su desarrollo o se encuentra limitado por algún nutriente.

Número de moles de N:

NO₃⁻:

- 1 mol N= 14 g.
- 1 mol O= 16 g.
- 1 mol de NO₃⁻= 1N+3O
- Proporción de N en NO₃⁻
- $N/(N+3O) = 14/(14+3 \times 16) = 0.226$
- $(NO_3^- \text{ mg/L})(0.226 \text{ mg/L N}) = \text{“m”}$
- 1 mmol N= 14mg => “m”/14
- $(NO_3^- \text{ mg/L})(0.226 \text{ mg/L N})/14 = \text{“x” mmol N}$

NO₂⁻:

- 1 mol N= 14 g.
- 1 mol O= 16 g.
- 1 mol de NO₂⁻= 1N+2O
- Proporción de N en NO₂⁻
- $N/(N+2O) = 14/(14+2 \times 16) = 0.3$
- $(\text{NO}_2^- \text{mg/L})(0.3 \text{mg/L N}) = \text{“n”}$
- 1 mmol N= 14mg => “n”/14
- $(\text{NO}_2^- \text{mg/L})(0.3 \text{mg/L N})/14 = \text{“y” mmol N}$

NH₄⁺:

- 1 mol N= 14 g.
- 1 mol H= 1 g.
- 1 mol de NH₄⁺= 1N+4H
- Proporción de N en NH₄⁺
- $N/(N+4H) = 14/(14+4 \times 1) = 0.8$
- $(\text{NH}_4^+ \text{mg/L})(0.8 \text{mg/L N}) = \text{“p”}$
- 1 mmol N= 14mg => “p”/14
- $(\text{NH}_4^+ \text{mg/L})(0.8 \text{mg/L N}) = \text{“z” mmol N}$

Número de moles de P:**PO₄³⁻:**

- 1 mol P= 31 g.
- 1 mol O= 16 g.
- 1 mol de PO₄³⁻= 1P+4O

- Proporción de P en PO_4^{3-}
 $P/(P+4O) = 31/(31+4 \times 16) = 0.326$
 $\Rightarrow (PO_4^{3-} \text{ mg/L})(0.326 \text{ mg/L N}) = \text{“q”}$
- 1 mmol P = 31 mg $\Rightarrow \text{“q”}/31$
- $(PO_4^{3-} \text{ mg/L})(0.326 \text{ mg/L N}) = \text{“w” mmol P}$

Por lo tanto:

- Nitrógeno total (N) = “x+y+z”
- Fósforo total (P) = “w”

$$\Rightarrow \boxed{N/P = (x+y+z)/w}$$

3.10. Análisis adicionales

3.10.1. Medición de parámetros físico químicos

Antes de empezar con el tratamiento del efluente con las microalgas, se procedió a realizar mediciones de parámetros físico químicos iniciales como indicadores referenciales del estado inicial del agua residual. Esto se realizó con la muestra tomada del canal por donde pasa el agua después del tratamiento preliminar avanzado brindado por la Ptar Taboada. Posteriormente se realizó el análisis de parámetros físico químicos de la muestra de agua residual con las microalgas. Ambos análisis se realizaron en el laboratorio de investigación de la Facultad de Ingeniería Geográfica, Ambiental y Ecoturismo de la Universidad Nacional Federico Villarreal y en el Laboratorio de Microbiología del Imarpe.

3.10.1.1. Diseño del programa de monitoreo

Se realizó un programa de monitoreo para conocer la calidad del efluente, así mismo la depuración de los contaminantes en el tiempo por acción de las microalgas y evaluar el crecimiento de las microalgas (**Ver Cuadro 6**).

Cuadro 6. Frecuencia de medición de parámetros.

PARAMETRO	UNIDAD	FRECUENCIA
Ph	Unid.Ph	Diaria
Temperatura	°C	Diaria
DBO5	mg/l	Dos veces
DQO	mg/l	Interdiaria
Nitratos	mg/l	Diaria
Nitritos	mg/l	Diaria
Amoniaco	mg/l	Diaria
Fosforo orgánico	mg/l	Diaria
Ortofosfatos	mg/l	Diaria
Polifosfatos	mg/l	Diaria
Aceites y grasas	mg/l	Interdiaria
Coliformes Fecales	NMP/100ml	Dos veces
Coliformes Totales	NMP/100ml	Dos veces

Fuente: Elaboración Propia

Los métodos utilizados para analizar las muestras son los que se muestran a continuación (Ver Tabla 3).

Tabla 3. Métodos y referencia de los análisis físicos químicos y microbiológicos.

FISICO QUIMICOS		
TIPO DE ENSAYO	NORMA DE REFERENCIA	TITULO
Demanda bioquímica de oxígeno	SM 5210 E	Biochemical oxygen demand 5 days
Aceites y grasas	SM 5520 B	liquid - liquid, Partition - Gravimetric Method
Demanda química de oxígeno	SM 5220 D	Closed reflux, Colorimetric Method
MICROBIOLOGICOS		
Coliformes totales	SM 9221 B	Total coliform fermentation technique
Coliformes fecales	SM 9221 E	Fecal coliform procedure

SIGLAS: “SM” standard methods for the examination of water and wastewater

Fuente: APHA, AWWA, WEF, 22st Ed.2012, Analysis Handbook

Medición de aceites y grasas

Primero:

Se llevó un vaso de precipitado de 50 ml a la estufa por unos 30 minutos. Luego se llevó a que se realice el secado en la desecadora por unos 10 minutos. Después se trasladó el vaso a pesar para obtener un peso inicial (W1) sin nada en su interior.

Segundo:

Se colocaron 500 ml por cada muestra de tratamiento (microalga y agua residual) en un vaso de precipitado, luego se agregaron 5 ml de ácido clorhídrico concentrado a cada muestra. Esta mezcla fue llevada a una pera de decantación y se le agregó 25 ml de Hexano

en cada pera de decantación. Finalmente se agito cada muestra por 10 minutos y se dejó reposar por unos 30 minutos para que se pueda dar la separación del agua con la grasa.

Tercero:

Se abre la llave de la pera de decantación para dejar caer el agua con mucho cuidado en un vaso de precipitado de 500 ml. Esto se realiza hasta que llegue a la parte aceitosa y se cierra la llave. Finalmente se lleva el vaso de precipitado de 50 ml, el cual fue pesado inicialmente para coger las grasas que se acumularon y con este peso se lleva nuevamente a la balanza en la que se obtiene un peso final (W2), mediante el cual por una formula se obtiene la cantidad de aceites y grasas de las muestras (**Ver Fotografía 12**).

$$\text{Aceites y grasas} = \frac{W2 - W1}{V \text{ (ml)}}$$

W1: Peso inicial

W2: Peso final

V (ml): Volumen utilizado para la medición.

Fotografía 12. Medición de aceites y grasas en el laboratorio.



Medición de DQO

Primero:

Se preparan las mezclas en tubos de ensayo especiales para la medición de la DQO con una proporción de 2.5 ml de muestra (agua residual y microalgas), 1.5 ml de solución de digestión y 3.5 ml de un reactivo (ácido sulfúrico con sulfato de plata) por cada tubo de ensayo.

Segundo:

Se colocan los tubos de ensayo en el digestor para que se calienten a una temperatura de 45 °C por 2 horas. Posteriormente se retiran para dejar enfriar.

Tercero:

Luego se miden 7.5 ml de solución estándar con una pipeta y se vierten en un tubo de ensayo especial para la medición de la DQO, asimismo se mide en otro tubo de ensayo similar 7.5 ml de un blanco constituido por agua destilada. Ambos utilizados para la calibrar el colorímetro y realizar la lectura de la DQO (**Ver Fotografía 13**).

Fotografía 13. Muestras con el tratamiento de microalgas posterior al proceso en el digestor para la medición de la DQO.



Medición de DBO (Metodo Winkler)

Primero:

Se preparan las sales de dilución empezando por la de buffer fosfato, constituida por 8.5 g de KH_2PO_4 , 21.75 g de K_2HPO_4 , 33.40 g de $Na_2HPO_4 \cdot 7H_2O$, 1.7 g de NH_4Cl estas se disuelven con 500 ml agua destilada, luego se diluyen a un litro. De igual manera 3 soluciones adicionales compuestas por 27.5 g/L de $CaCl_2$, 22.5 g/L de $MgSO_4 \cdot 7H_2O$, 0.25 g/L de $FeCl_3 \cdot 6H_2O$ cada una de las mismas preparadas por separado se diluyen con agua destilada a un litro. Teniendo las cuatro soluciones preparadas se vierten en un recipiente de con agua destilada en una proporción de 1ml por cada litro de agua destilada. Luego se inyecta aire por aproximadamente 2 horas.

Segundo:

Se prepararon los envases winkler y se llenaron hasta la mitad con la solución preparada inicialmente, luego se vertieron 3 ml de cada muestra, luego se vertió nuevamente la solución hasta enrazar el envase winkler, teniendo mucho cuidado de no generar burbujas al interior.

Después del proceso tuvimos por cada muestra dos envases uno para una medición inicial y otro para realizar la lectura en un lapso de 5 días, quedando este tiempo de espera en una incubadora a 4°C.

Tercero:

Se procedió a realizar la medición del primer día, para esto vertimos 2,5 ml de la solución I, solución II y la solución III por cada envase winkler preparado.

Posteriormente se agitaron los frascos para homogenizar la mezcla. Luego se sacaron 100 ml de muestra por cada frasco winkler en una probeta y se hizo un trasvase hacia un matraz, esto por cada muestra inicial. Finalmente se procedió a echar 2 gotas de almidón en el matraz y a realizar la titulación con tiosulfato de sodio 0.1 N. Para obtener de esta manera el gasto como dato del primer día y de forma similar se realizó para el día 5. Después de que se obtuvieron ambos valores y con los valores de volúmenes utilizados se pudieron hallar los resultados finales (**Ver Fotografía 14**).

Fotografía 14. Medición con las muestras del tratamiento de la DBO en el laboratorio.



3.10.2. Medición de parámetros microbiológicos

Fueron realizados íntegramente en el laboratorio de Microbiología del Imarpe, aplicando el método de tubos múltiples. Según el procedimiento que se muestra a continuación.

Preparación de los cultivos

Se prepara el caldo lauril sulfato midiendo la cantidad requerida del cultivo por cada litro. Este preparado se mezcla con la ayuda de un agitador magnético para que se obtenga un caldo más uniforme. De igual manera se prepara el caldo de Brila y caldo E.C midiendo la cantidad requerida por cada litro.

Una vez que se han mezclado se vierten en unos tubos de ensayo esterilizados con tapón para asegurar que no ingresen otros microorganismos. Se colocan en unos envases y se cierran con ayuda de papel y una cinta. Posteriormente se llevan al autoclavado a 121 °C, 151 lb de presión por 15 minutos.

Coliformes totales

Prueba presuntiva

Primero se ordenaron los tubos de ensayo en gradillas y colocamos 5 tubos por cada dilución desde 10, 1, 0.1 ml, así sucesivamente. Se realizaron las inoculaciones en tubos con el caldo lauril sulfato. Para esto primero se agito la muestra por unos 25 segundos, después se abrió el frasco y con una pipeta se sacaron 10 ml que se inocularon a la primera fila de doble concentración, posteriormente se inoculo 1 ml a la siguiente fila y luego se realizaron diluciones. Estas diluciones fueron realizadas con tubos en los cuales se tenía 9 ml de agua de dilución, esteriles, para ello se extrajo con una pipeta esteril 1 ml de

muestra y se vertió en el diluyente, obteniendo la primera la primera dilución de 0.1 , para obtener la segunda dilución se extrajo con la pipeta 1 ml de la primera dilución y se vertió en otro diluyente obteniendo 0.01 ml, repitiendo este procedimiento cuantas veces fue requerido, en nuestro caso hasta 0.00001 ml o 10^{-5} para el agua residual con tratamiento y 10^{-8} para el agua residual sin tratamiento que se extrajo inicialmente. Luego se agito el diluyente en le vortex por 15 segundos hasta la formación de un remolino. Se inoculo cada dilución a la batería de tubos correspondiente y se incubaron en la gradilla a 35 ± 0.5 °C por $48 \pm$ horas.

Luego realizamos la primera lectura a las 24 ± 2 horas de incubación, siendo considerados tubos positivos los que presentan turbidez y hayan generado gas, que se evidencia en los tubos durham. Posteriormente se reincuban los tubos que no presentan turbidez y no hayan formado gas hasta completar las 48 ± 3 horas. Transcurrido este tiempo se realiza la lectura final registrándose solamente los que presentan turbidez y presencia de gas.

Prueba confirmativa

Se armó la batería de tubos con caldo Brila, según las diluciones y el número de tubos positivos de la prueba anterior.

Antes de replicar agitamos con la mano los tubos y se procedió a quemar el asa de siembra y dejar enfriar realizando repiques a partir de los tubos positivos en la prueba presuntiva hacia los tubos con caldo Brila. Después se incubaron las muestras a 35 ± 0.5 °C por 48 ± 3 horas. Transcurrido el tiempo de incubación, se realizó la lectura de los tubos

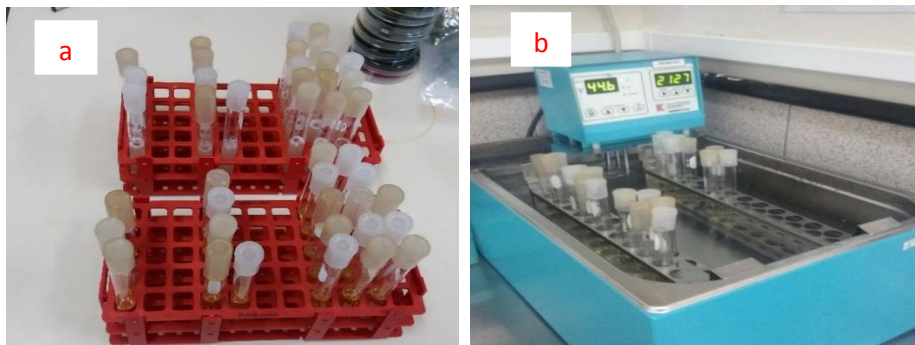
considerando positivo a los tubos donde se evidencia turbidez y formación de gas en el tubo durham.

Coliformes fecales

Se realiza a partir de la medición de la prueba presuntiva, para esto se arma la batería de tubos con caldo E.C, según las diluciones y el número de tubos positivos. Antes de repicar se agito suavemente el tubo positivo, luego se quemó el asa de siembra y se dejó enfriar cerca al mechero, después se realizó un repique a partir de los tubos positivos en la prueba presuntiva hacia los tubos con caldo E.C. Posteriormente se incuba la muestra en el baño maría a una temperatura de 44.5 ± 0.2 °C por 24 ± 2 horas. Transcurrido ese tiempo se realiza la lectura de los tubos considerando positivos a los tubos donde se presenta evidencia de turbidez y formación de gas. Según la combinación de tubos positivos se determina el valor correspondiente, el cual se extrae de la tabla 9221 IV del Standard Methods y se aplica la siguiente formula. (Ver **Fotografía 15**).

$$\frac{NMP}{100 \text{ ml}} = \left(\text{Tabla } \frac{NMP}{100 \text{ ml}} \right) \times 10/$$

Fotografía 15. Medición de parámetros microbiológicos a) coliformes totales y b) coliformes termotolerantes.



CAPÍTULO IV

CARACTERÍSTICAS DEL ÁREA DE ESTUDIO

4.1. La Planta de Tratamiento de Aguas Residuales - Taboada

El proyecto fue concebido en el año 2009 como un proyecto de inversión pública, el cual quedo como concesión por 25 años por una empresa del sector privado, para tratar las aguas servidas de 4 millones de habitantes de 27 distritos.

El tratamiento de la planta es denominado Tratamiento Primario Avanzado, el cual consiste en separar la parte solida contenidos en el agua residual por medio de un sistema de filtros automatizados. Para comenzar el caudal que ingresa diariamente a la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales, oscila entre 14 m³/s a 20 m³/s, el cual pasa por un sistema de rejas de 25mm, luego sigue su recorrido por unos canales a unas cámaras de bombeo las cuales cumplen una función vital en el flujo del caudal y la homogenización del mismo, posteriormente, pasa por un sistema de rejas de 6mm mecanizada, este sistema está diseñado con compuertas de ingreso y salida, por donde ingresan las partes sólidas. Estas partes retenidas pasan por un proceso de lavado y son llevadas por un canal a otro proceso en el cual se retira la parte húmeda de los sólidos para que estos puedan ser llevados hacia un relleno sanitario. Finalmente pasan por un proceso de desarenado y desengrasado, terminando al pasar por un sistema de tamizado de 1mm, donde se tratan

las aguas con los sólidos que presentan un menor tamaño, con esto se obtiene un efluente con las condiciones necesarias para poder ser llevado al siguiente proceso en el emisario submarino.

Este emisario submarino es de una longitud de tubería de 3,5 km y con diámetro interior de hasta 3 metros, divididos en 2,5 km correspondientes únicamente al emisor y 1 km a los difusores. A través de estos difusores se bombea el efluente al cuerpo receptor a través del cual se realizará la dilución de los componentes residuales que permita cumplir con los parámetros de calidad exigidos. (**Ver Figura 5**) (Herrera, 2013).

Figura 5. Imagen satelital de la Ptar Taboada



Fuente: Google earth

4.2. Ubicación Geográfica

La planta se localiza la Provincia del Callao, Departamento de Lima, exactamente en el cruce de las avenidas Néstor Gambetta y Elmer Faucett, teniendo como referencia al Ovalo Cantolao (**Ver Mapa N°1**). Esta planta de tratamiento tiene una extensión aproximada de 10 000 m².

4.3. Localización Geográfica

La Planta de Tratamiento de Aguas Residuales – Taboada, se localiza entre las siguientes coordenadas. (Ver cuadro 7):

Cuadro 7. Coordenadas del área de estudio

Coordenadas geográficas		Coordenadas UTM (Zona 18)	
Latitud (Sur)	Longitud (Oeste)	Latitud (Norte - Sur)	Longitud (Este - Oeste)
11°59' 20,07"	77°08' 06,70"	8673242	267505
11°59' 21,88"	77°07' 50,84"	8673190	267985
11°59' 35,46"	77°07' 52,37"	8672772	267942
11°59' 32,87"	77°08' 06,76"	8672848	267506

4.4. Características Generales del Área de Estudio

4.4.1. Geología

La composición litológica del área está dominada por depósitos cuaternarios de tipo aluvial y marino, los mismos que fueron acarreados por las divagancias del río Rímac y algunos de sus antiguos afluentes.

Los depósitos marinos son depósitos litorales, comprenden materiales arenosos, limos y cantos trabajados y distribuidos a lo largo del borde litoral como producto de erosión y disgregación de las rocas de los acantilados. Están constituidos principalmente por arenas de grano medio a fino de color gris amarillento conteniendo cuarzo, micas,

ferromagnesianos y en menor proporción limos inconsolidados de color gris claro conteniendo restos de conchas marinas (Walsh, 2015).

4.4.2. Geomorfología

El área de estudio está ubicada en la región central de la franja costera peruana, en una planicie donde los rasgos geomorfológicos ya han sido completamente alterados por el emplazamiento de industrias y urbanizaciones alrededor. El carácter de relieve llano está dado por el extenso abanico aluvial del río Rímac, sobre el que se emplaza gran parte de la ciudad del Callao.

Los terrenos del abanico son resultado de las acumulaciones fluviales del río Rímac en sus divagancias y variaciones de cauce ocurridas a lo largo del Cuaternario; en menor medida este relieve se debe también a acumulaciones eólicas propias de las fases desérticas, que han hecho que las arenas eólicas se alternen en profundidad con los depósitos aluviales ampliamente mayoritarios. Esta gruesa secuencia aluvial y eólica cuaternaria, cuyo grosor se desconoce, pero que se estima en unos cientos de metros, rellena una depresión tectónica probablemente subsidente como ocurre en otras regiones de la costa (Walsh, 2015).

4.4.3. Altitud

La planta se encuentra casi al nivel del mar aproximadamente a unos 34 m.s.n.m (Walsh, 2015).

4.4.4. Clima

Las características climáticas están determinadas principalmente por la presencia cercana de la corriente marina del Perú, de aguas anormalmente frías, por la influencia del

Anticiclón del Pacífico Sur, la cual es una gran masa de aire seco y estable y, finalmente, por la presencia de la Cordillera de los Andes, que a modo de barrera impide el avance de las masas de aire húmedo de la Amazonía hacia la costa (Walsh, 2015).

4.4.5. Flora y Fauna

Según el INEI, el Distrito Callao cuenta con la mayor cantidad de áreas verdes (57,0% del total provincial), con 107,3 ha., principalmente de parques. En cuanto a la fauna, se encuentran aves como el guanay, la gaviota y el zarcillo, peces como la sardina, la anchoveta, y otras especies (Walsh, 2015).

CAPÍTULO V

RESULTADOS

5. Resultados

5.1. Resultados del crecimiento de las microalgas en aguas residuales

Durante la etapa de crecimiento, ambas especies de microalgas estuvieron en un ambiente a una temperatura promedio de 23 °C, y los reactores en los que se encontraban, estuvieron en un pH promedio de 7.73 y 7.81 para las microalgas *Chlorella sp* y *Desmodesmus sp.* respectivamente. Teniendo una variación decreciente en el proceso el día 2 (0.94 ± 0.16 cel/mL x 10^6) al día 3 (0.66 ± 0.26 cel/mL x 10^6) por parte de la microalga *Desmodesmus sp.*, posteriormente continuo con una etapa regular y constante hasta llegar a un valor de 7.48 ± 0.37 cel/mL x 10^6 y 3.26 ± 0.23 cel/mL x 10^7 para la microalga *Chlorella sp.*, al final del experimento. Al graficar, los valores de la densidad celular entre el tratamiento y control de la microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*, se observaron tendencias similares sin diferencias significativas.

Después del periodo de 7 días de crecimiento de las dos especies de microalgas y los demás cultivos utilizados como blancos (**Ver Fotografía. 17**), se obtuvieron los siguientes resultados.

Fotografía 16. Periodo de crecimiento de los cultivos durante 7 días en el Invernadero del Imarpe.

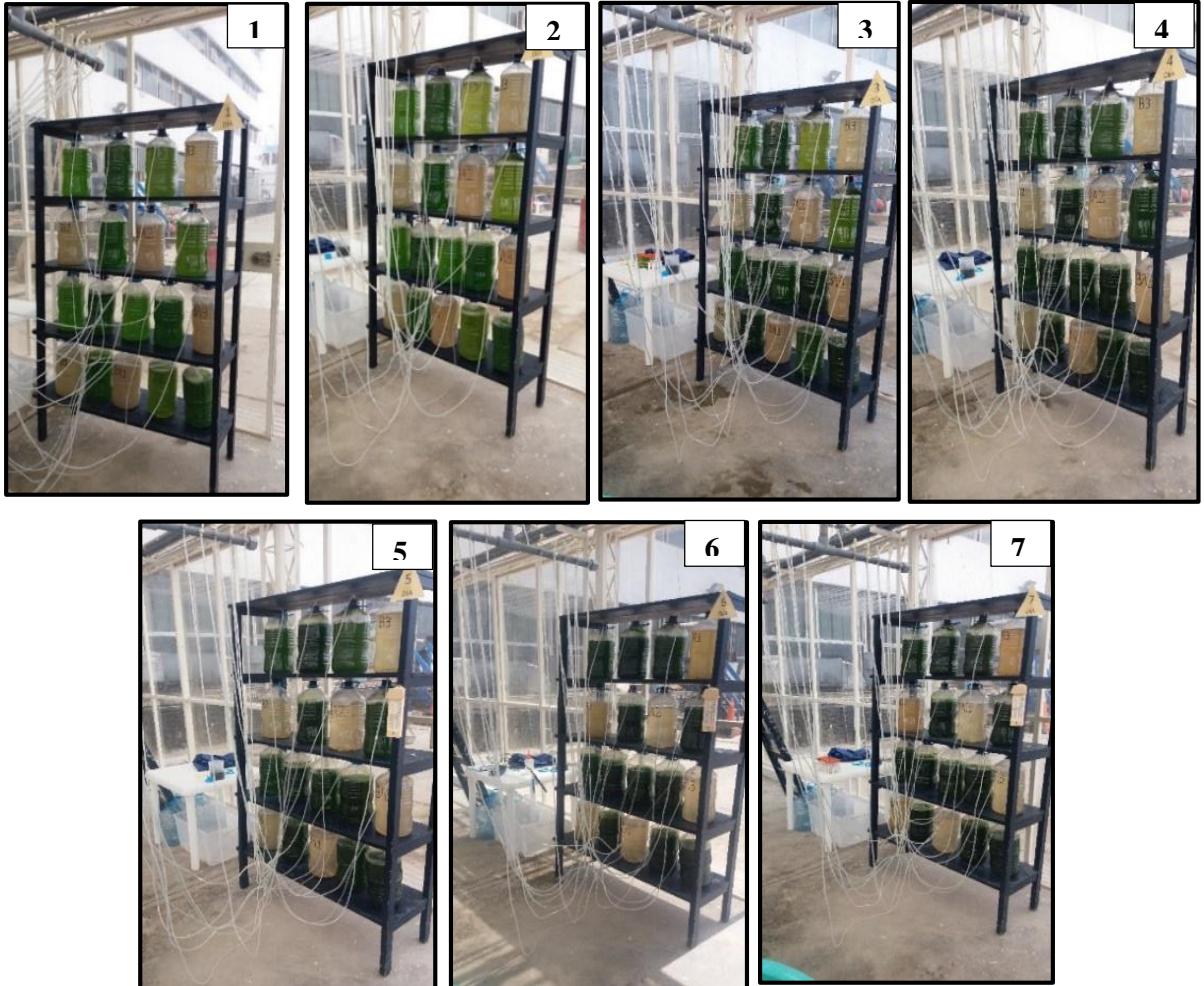


Tabla 4. Valores de Densidad Celular para los tratamientos de las microalgas *Chlorella sp.*, *Desmodesmus sp.* y sus controles.

Días	Tratamiento <i>Desmodesmus sp.</i> (cel/mL x 10 ⁶)	Control <i>Desmodesmus sp.</i> (cel/mL x 10 ⁶)	Tratamiento <i>Chlorella sp.</i> (cel/mL x 10 ⁷)	Control <i>Chlorella sp.</i> (cel/mL x 10 ⁷)
1	0.24 ± 0.07	0.00 ± 0.07	0.25 ± 0.00	0.35 ± 0.00
2	0.94 ± 0.16	0.52 ± 0.04	0.36 ± 0.04	0.71 ± 0.36
3	0.66 ± 0.26	1.09 ± 0.16	0.62 ± 0.04	1.59 ± 0.07
4	1.93 ± 0.38	1.67 ± 0.60	1.28 ± 0.05	2.25 ± 0.09

5	3.62 ± 0.15	1.70 ± 0.71	1.50 ± 0.01	2.40 ± 0.06
6	5.52 ± 0.15	2.14 ± 0.24	1.91 ± 0.04	2.88 ± 0.03
7	7.48 ± 0.37	5.42 ± 0.05	2.45 ± 0.04	3.26 ± 0.23

Figura 6. Relación entre el tratamiento y control de la microalga *Chlorella sp.*, durante el tiempo de cultivo.

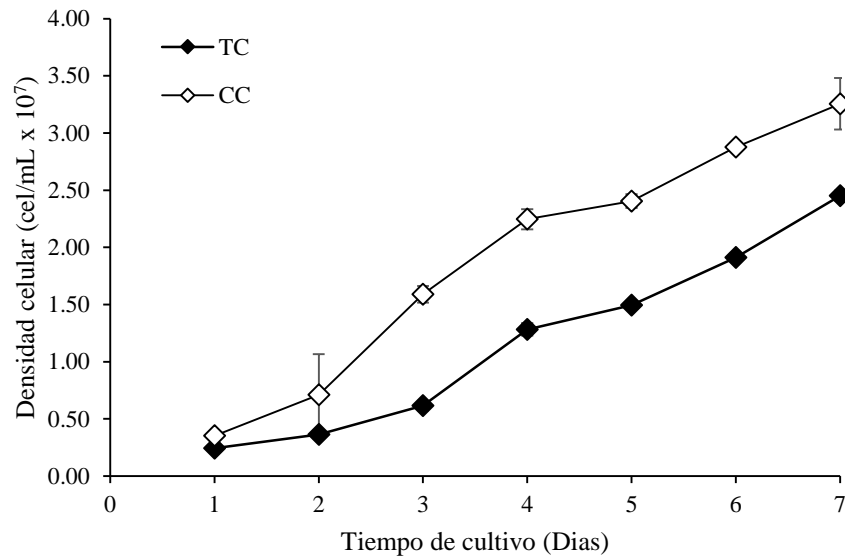
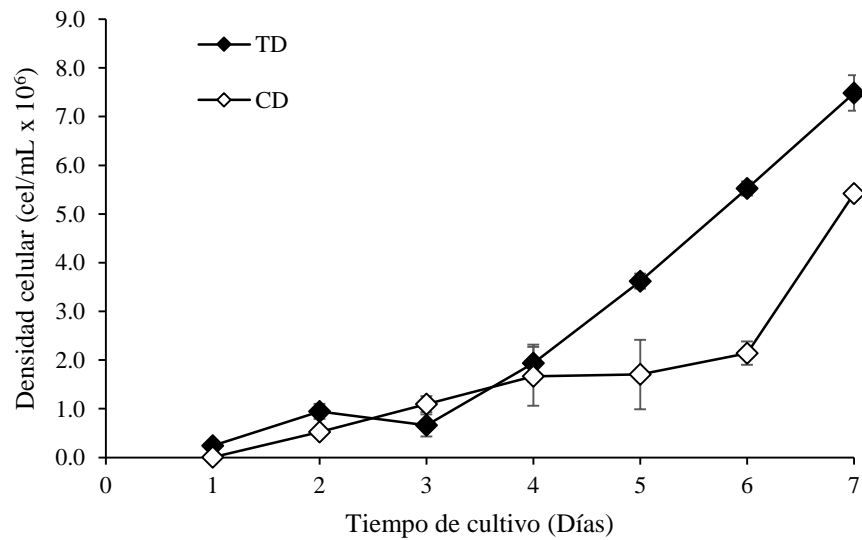


Figura 7. Relación entre el tratamiento y control de la microalga *Desmodesmus sp.*, durante el tiempo de cultivo.



5.2. Resultados de porcentaje promedio final de remoción de nitratos y fosfatos de las aguas residuales por las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*, con y sin tratamiento.

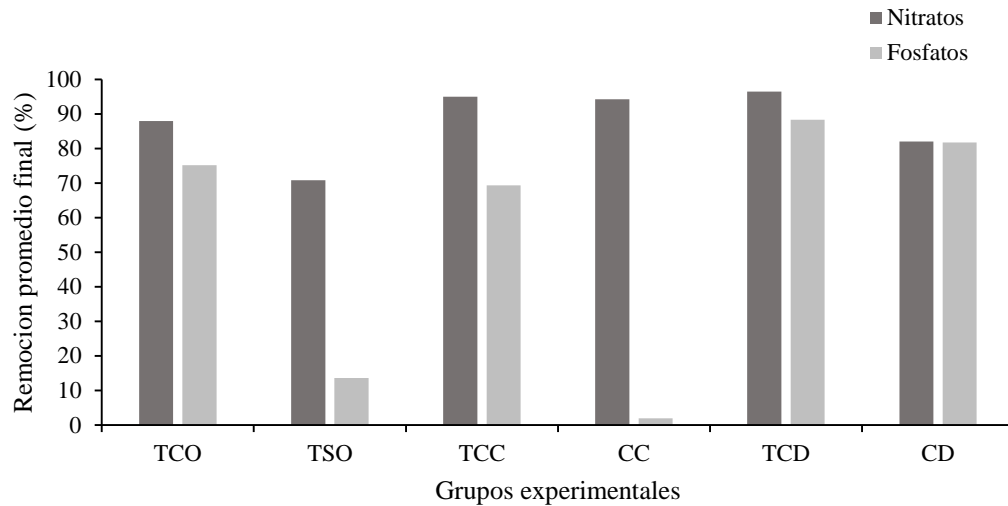
El porcentaje de remoción final de nitratos y fosfatos, demostró que el cultivo de *Desmodesmus sp.* y *Chlorella sp.*, tienen una alta capacidad de absorción de nitratos removiendo un 96.5 ± 8.9 % y 95.0 ± 8.0 % respectivamente, mientras que para la remoción de fosfatos se obtuvo que la microalga *Desmodesmus sp.* fue más efectiva teniendo un 88.3 ± 4.2 % de remoción en comparación con la microalga *Chlorella sp.*, la cual removió un 69.3 ± 2.8 %. (Ver **Tabla 5**).

Tabla 5. Remoción promedio final de las concentraciones de nitratos (NO_3^-) y fosfatos (PO_4^{3-}) en términos porcentuales (%).

Grupos experimentales	Remoción (%)	
	NO_3^-	PO_4^{3-}
TCO	87.9 ± 5.0	75.2 ± 1.4
TSO	70.8 ± 3.2	13.6 ± 1.42
TCC	95.0 ± 8.0	69.3 ± 2.8
CC	94.2 ± 7.4	1.9 ± 0.0
TCD	96.5 ± 8.9	88.3 ± 4.2
CD	82.0 ± 7.8	81.7 ± 0.7

Fuente: Elaboración propia

Grafico 1. Remoción promedio final de las concentraciones de nitrato (NO_3^-) y fosfato (PO_4^{3-}) en términos porcentuales (%).



Después de realizar el análisis se encontró al final del experimento las más bajas concentraciones representadas por el tratamiento de agua residual con oxígeno, el cual obtuvo la menor concentración ($2.5 \pm 0.3 \text{ mg.L}^{-1}$), seguido del tratamiento de agua residual con microalga *Desmodesmus sp.* ($4.6 \pm 0.5 \text{ mg.L}^{-1}$) y finalmente el tratamiento de agua residual con microalga *Chlorella sp.* ($6.7 \pm 0.7 \text{ mg.L}^{-1}$) (Ver Figuras 8 y 9).

Figura 8. Remoción de las concentraciones de nitratos (NO_3^-) en mg.L^{-1} durante los 7 días del experimento.

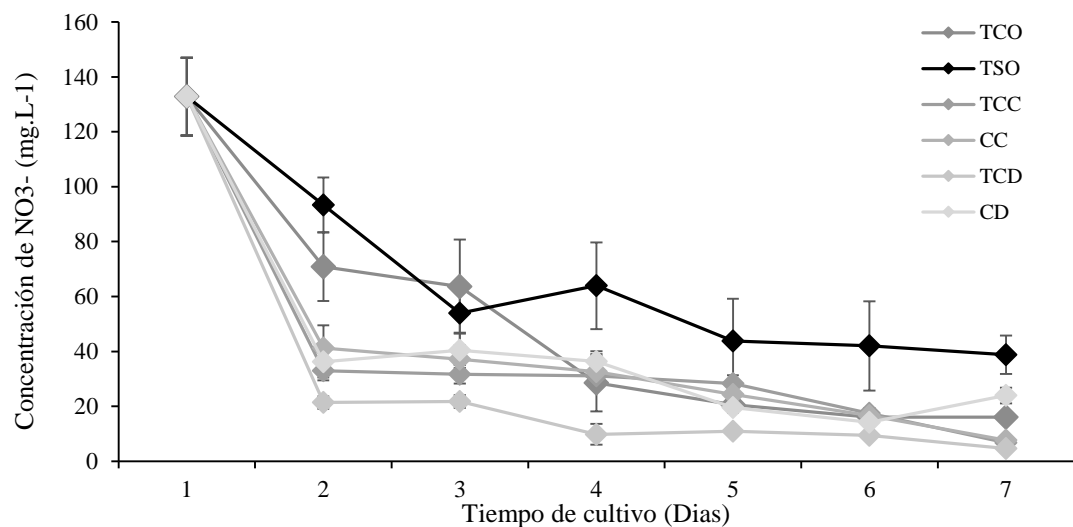
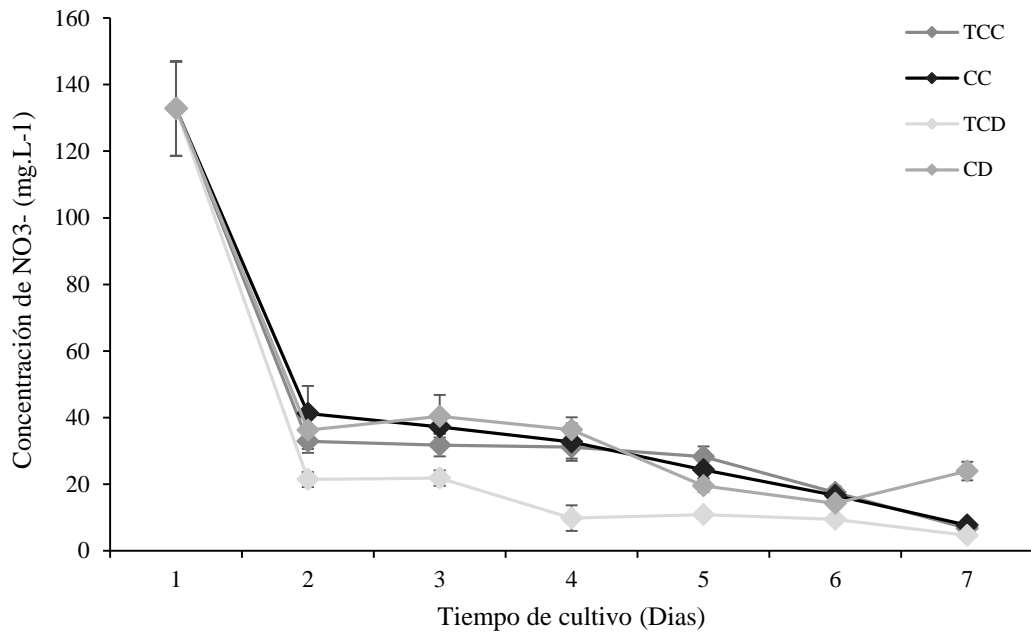


Figura 9. Remoción de las concentraciones de nitratos (NO_3^-) en mg.L^{-1} entre los tratamientos de las microalgas *Chlorella sp.* (TCC) y *Desmodesmus sp.* (TCD) y sus controles respectivamente (CC) y (CD).



En relación a las concentraciones de fosfato (PO_4^{3-}), se presentó la misma tendencia que en el caso de nitratos (NO_3^-), alcanzando una remoción máxima del 85%, con algunas diferencias significativas entre los grupos experimentales. La máxima remoción se presentó por el TCD (Tratamiento de agua residual con microalga *Desmodesmus sp.*) en la cual después del tratamiento obtuvo una concentración ($3.5 \pm 2.1 \text{ mg.L}^{-1}$), luego TCO (Tratamiento de agua residual con oxígeno), la cual presentó una concentración de ($7.5 \pm 0.1 \text{ mg.L}^{-1}$) y finalmente TCC (Tratamiento de agua residual con microalga *Chlorella sp.*) con ($9.2 \pm 1.0 \text{ mg.L}^{-1}$) (Ver Figuras 10 y 11).

Figura 10. Remoción de las concentraciones de fosfato (PO_4^{-3}) en mg.L^{-1} durante los 7 días del experimento.

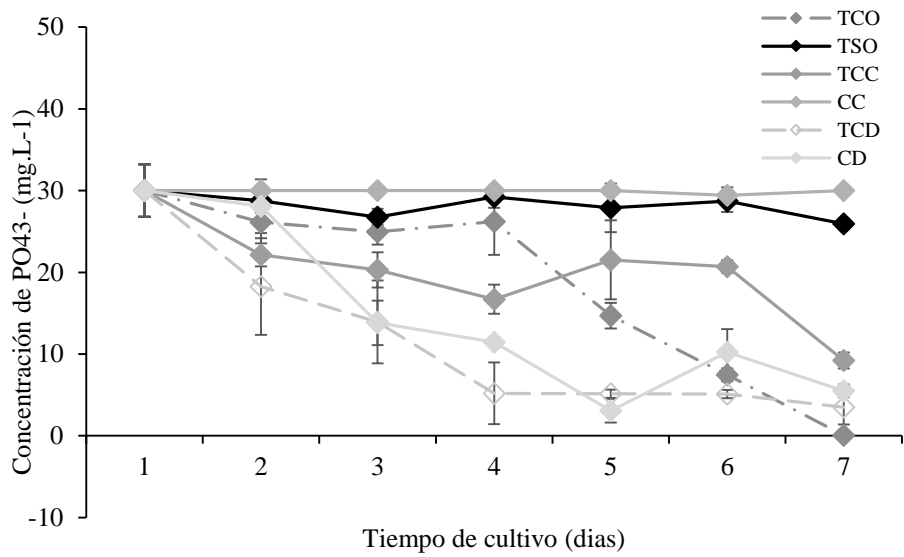
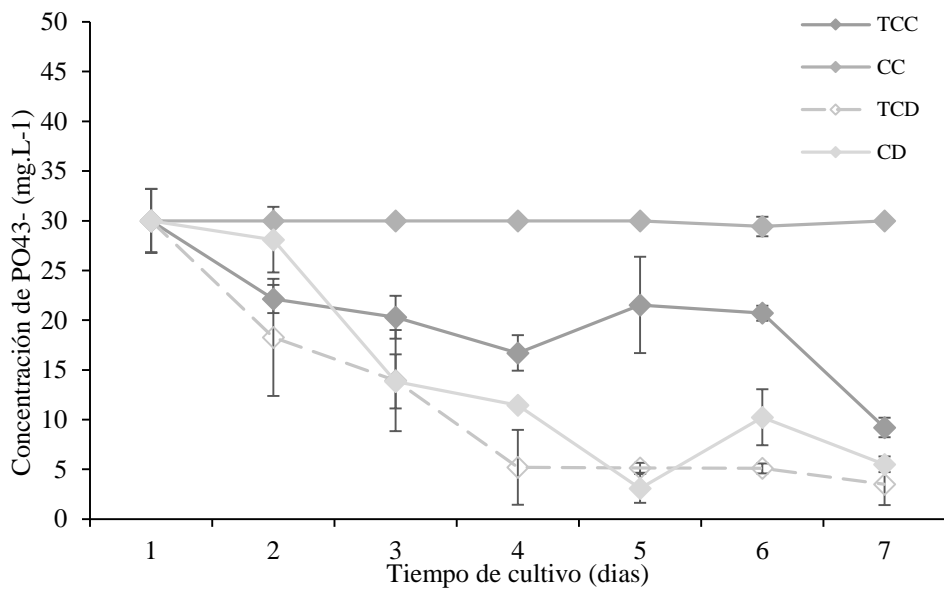


Figura 11. Remoción de las concentraciones de fosfatos (PO_4^{-3}) en mg.L^{-1} entre los tratamientos de las microalgas *Chlorella sp.* (TCC) y *Desmodesmus sp.* (TCD) y sus controles respectivamente (CC) y (CD).



5.2.1. Determinación de la proporción N/P

Con las concentraciones de nitrato (NO_3^-), nitrito (NO_2^-), amonio (NH_4^+) y fosfato (PO_4^{3-}) en mg/L, se pudieron hallar los valores de nitrógeno y fósforo total, con lo cual se pudo determinar lo siguiente:

$$\text{Nitrógeno Total (N)} = 1.7 + 0.7 + 0.5 = \mathbf{2.9}$$

$$\text{Fósforo Total (P)} = \mathbf{0.27}$$

De donde:

$$\mathbf{N/P = 2.9/0.27}$$

$$\mathbf{N/P = 10.7}$$
 (Medio nitrógeno limitado)

5.3. Resultados de la tasa promedio de remoción de nitratos y fosfatos de las aguas residuales por las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*, con y sin tratamiento.

Los grupos experimentales por cada tipo de cultivo no presentaron diferencias significativas con respecto a la tasa de remoción de nitratos y fosfatos, (Ver **Tabla 6 y 7**); sin embargo, se apreciaron valores representativos en la tasa de remoción en la parte inicial del experimento.

Tabla 6. Tasa promedio de remoción de nitrato (NO_3^-) en $\text{mg.L}^{-1}.\text{día}^{-1}$, durante un periodo de 7 días de remoción.

DIA	TCO	TSO	TCC	CC	TCD	CD
2	53.3 ± 5.7	70.3 ± 7.5	24.8 ± 2.6	31.0 ± 0.33	16.1 ± 1.7	27.3 ± 2.9
3	47.9 ± 5.1	40.6 ± 4.3	23.9 ± 2.5	28.0 ± 3.0	16.4 ± 1.8	30.4 ± 3.2
4	21.5 ± 2.3	48.1 ± 5.1	23.4 ± 2.5	24.6 ± 2.6	7.4 ± 0.8	27.3 ± 2.9
5	15.5 ± 1.7	33.0 ± 3.5	21.3 ± 2.3	18.3 ± 2.0	8.2 ± 0.9	14.7 ± 1.6
6	12.1 ± 1.3	31.6 ± 3.4	13.2 ± 1.4	12.5 ± 1.3	7.1 ± 0.8	10.7 ± 1.1
7	1.9 ± 0.2	29.2 ± 3.1	5.0 ± 0.5	5.8 ± 0.6	3.5 ± 0.4	18.0 ± 1.9

Fuente: Elaboración propia

Figura 12. Tasa de remoción de nitratos (NO_3^-) en $\text{mg.L}^{-1}.\text{día}^{-1}$ por los grupos de experimentación y durante un periodo de 7 días, a partir del segundo día de cultivo

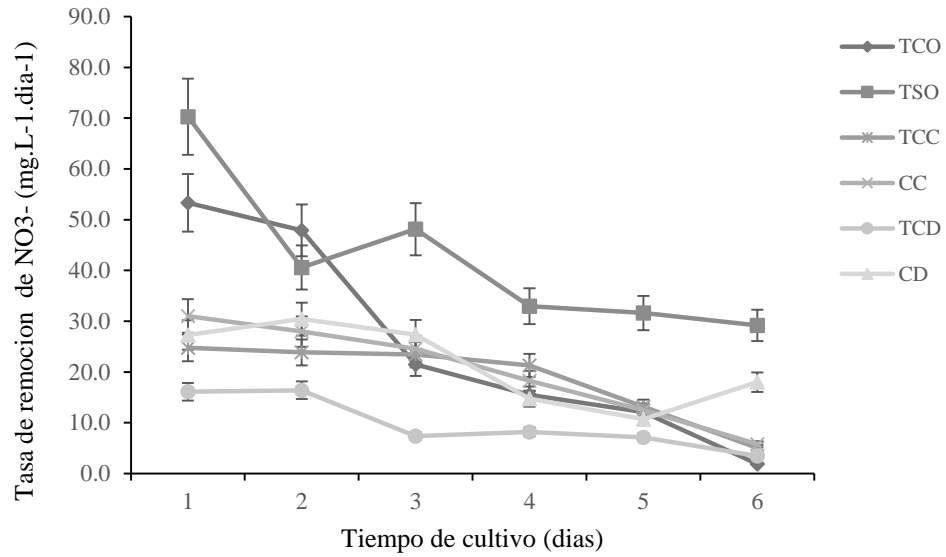


Figura 13. Tasa de remoción de nitratos (NO_3^-) en mg.L^{-1} entre los tratamientos de las microalgas *Chlorella sp.* (TCC) y *Desmodesmus sp.* (TCD) y sus controles respectivamente (CC) y (CD).

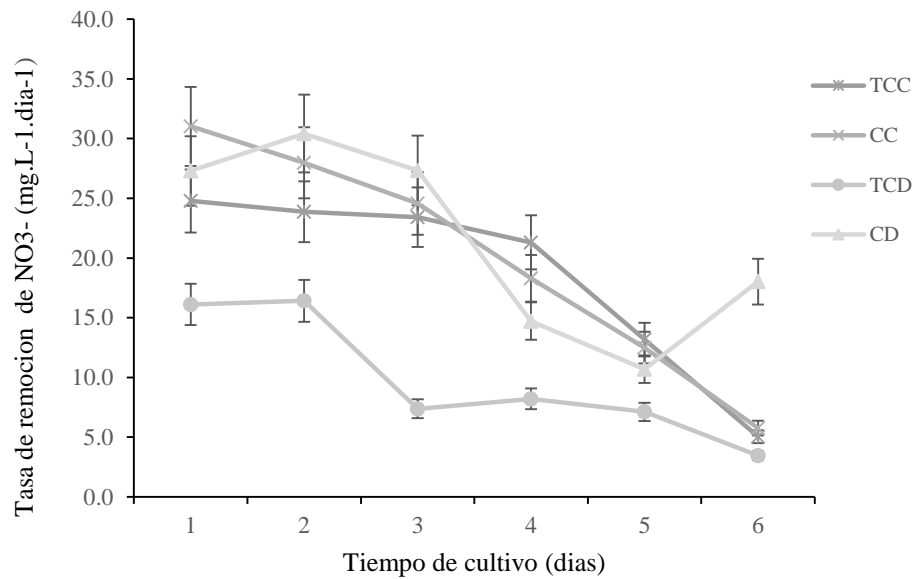


Tabla 7. Tasa promedio de remoción de fosfatos (PO_4^{-3}) en $\text{mg.L}^{-1}.\text{día}^{-1}$, durante un periodo de 7 días de remoción, a partir del segundo día de cultivo.

Días	TCO	TSO	TCC	CC	TCD	CD
2	87.1 ± 9.3	95.8 ± 10.2	73.8 ± 7.9	100.0 ± 10.7	60.9 ± 6.5	93.7 ± 10.0
3	83.2 ± 8.9	89.2 ± 9.5	67.7 ± 7.2	100.0 ± 10.7	46.4 ± 5.0	46.1 ± 4.9
4	87.3 ± 9.3	97.4 ± 10.4	55.7 ± 5.9	100.0 ± 10.7	17.3 ± 1.8	38.1 ± 4.1
5	49.0 ± 5.2	93.0 ± 9.9	71.8 ± 7.7	100.0 ± 10.7	17.2 ± 1.8	10.2 ± 1.1
6	24.8 ± 2.6	95.7 ± 10.2	69.0 ± 7.4	98.1 ± 10.5	17.0 ± 1.8	34.1 ± 3.6
7	0.2 ± 0.0	86.4 ± 9.2	30.7 ± 3.3	100.0 ± 10.7	11.7 ± 1.2	18.3 ± 2.0

Fuente: Elaboración Propia

Figura 14. Tasa de remoción de fosfatos (PO_4^{-3}) en $\text{mg.L}^{-1}.\text{día}^{-1}$ por los grupos de experimentación y durante un periodo de 7 días, a partir del segundo día de cultivo.

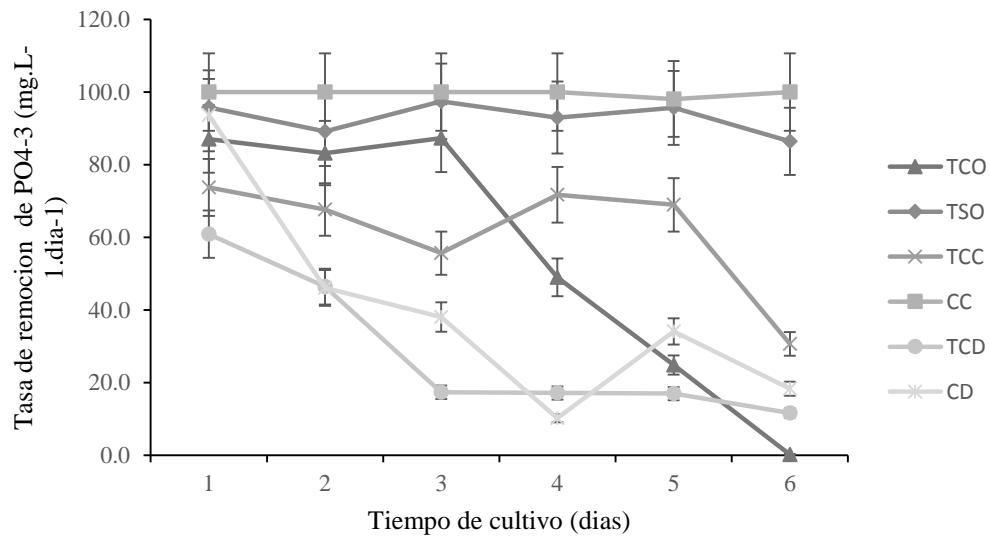
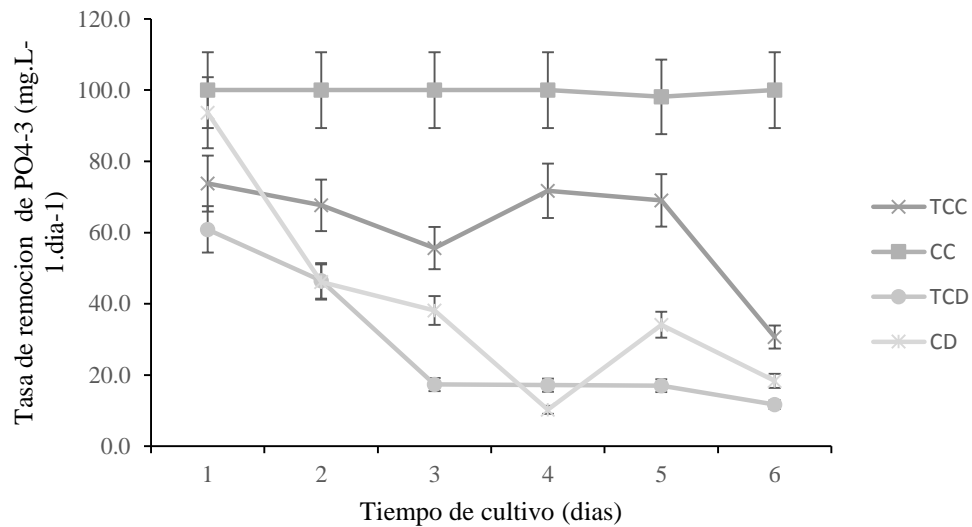


Figura 15. Tasa de remoción de fosfatos (PO_4^{3-}) en mg.L^{-1} entre los tratamientos de las microalgas *Chlorella sp.* (TCC) y *Desmodesmus sp.* (TCD) y sus controles respectivamente (CC) y (CD).



De igual manera, se realizaron mediciones adicionales de algunos parámetros físico químicos con el agua del efluente de la PTAR Taboada para tener valores referenciales iniciales y poder comparar el efecto de remoción con los resultados posteriores al tratamiento con las microalgas.

5.4. Resultados del análisis referencial

Se realizó una caracterización con el agua del efluente de la PTAR Taboada para tener valores referenciales iniciales y poder comparar el efecto de remoción con una medición de los mismos en el tiempo de tratamiento con las microalgas.

5.4.1. Parámetros Físicoquímicos

5.4.1.1. Aceites y Grasas

Se realizó una medición inicial como referencia del valor obtenido de aceites y grasas.

Aceites y grasas = 24.0196 mg/L

5.4.1.2. Demanda Química de Oxígeno (DQO)

Se realizó una medición inicial como referencia del valor obtenido de la DQO.

Demanda Química de Oxígeno = 470 mg/L

5.4.1.3. Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO)

Se realizó una medición inicial como referencia del valor obtenido de aceites y grasas.

Demanda Bioquímica de Oxígeno = 259.20 mg/L

5.4.1.4. Temperatura

Se realizó la medición de la temperatura con el multiparametro Hach, al interior de cada biorreactor, obteniendo un valor promedio por cada biorreactor durante los 7 días de medición. (**Ver Tabla 8**).

Tabla 8. Valor promedio de las temperaturas por cada biorreactor durante los 7 días.

Biorreactores	T (°C)
Tratamiento Agua Residual + <i>Chlorella sp.</i> (1)	24.2
Tratamiento Agua Residual + <i>Chlorella sp.</i> (2)	25.2
Tratamiento Agua Residual + <i>Chlorella sp.</i> (3)	25.4
Tratamiento Agua Residual + <i>Desmodesmus sp.</i> (1)	25.6
Tratamiento Agua Residual + <i>Desmodesmus sp.</i> (2)	26.4
Tratamiento Agua Residual + <i>Desmodesmus sp.</i> (3)	25.3
Tratamiento Agua Residual con oxígeno (1)	26.4
Tratamiento Agua Residual con oxígeno (2)	25.7
Tratamiento Agua Residual con oxígeno (3)	26.9
Tratamiento Agua Residual sin oxígeno (1)	25.5
Tratamiento Agua Residual sin oxígeno (2)	26.0
Tratamiento Agua Residual sin oxígeno (3)	26.4
Control Microalga <i>Chlorella sp.</i> + bayfolan (1)	25.6
Control Microalga <i>Chlorella sp.</i> + bayfolan (2)	26.6
Control Microalga <i>Chlorella sp.</i> + bayfolan (3)	26.9
Control Microalga <i>Desmodesmus sp.</i> + bayfolan (1)	26.5
Control Microalga <i>Desmodesmus sp.</i> + bayfolan (2)	26.2
Control Microalga <i>Desmodesmus sp.</i> + bayfolan (3)	26.8

Fuente: Elaboración propia

5.5.1.5. Ph

Se realizaron las mediciones del Ph de cada reactor con el multiparametro Hach, teniendo un valor promedio durante los 7 días de medición. (**Ver Tabla 9**).

Tabla 9. Valor promedio del Ph durante los 7 días de la medición por cada biorreactor.

Biorreactores	Ph
Tratamiento Agua Residual + <i>Chlorella sp.</i> (1)	7.87
Tratamiento Agua Residual + <i>Chlorella sp.</i> (2)	7.63
Tratamiento Agua Residual + <i>Chlorella sp.</i> (3)	7.84
Tratamiento Agua Residual + <i>Desmodesmus sp.</i> (1)	7.84
Tratamiento Agua Residual + <i>Desmodesmus sp.</i> (2)	7.88
Tratamiento Agua Residual + <i>Desmodesmus sp.</i> (3)	7.87
Tratamiento Agua Residual con oxígeno (1)	8.33
Tratamiento Agua Residual con oxígeno (2)	8.31
Tratamiento Agua Residual con oxígeno (3)	8.39
Tratamiento Agua Residual sin oxígeno (1)	7.82
Tratamiento Agua Residual sin oxígeno (2)	7.73
Tratamiento Agua Residual sin oxígeno (3)	7.84
Control Microalga <i>Chlorella sp.</i> + bayfolan (1)	7.84
Control Microalga <i>Chlorella sp.</i> + bayfolan (2)	7.90
Control Microalga <i>Chlorella sp.</i> + bayfolan (3)	7.10
Control Microalga <i>Desmodesmus sp.</i> + bayfolan (1)	7.41
Control Microalga <i>Desmodesmus sp.</i> + bayfolan (2)	7.49
Control Microalga <i>Desmodesmus sp.</i> + bayfolan (3)	7.55

Fuente: Elaboración propia

5.4.2 Parámetros microbiológicos

De los parámetros microbiológicos se obtuvieron valores referenciales para la medición de coliformes totales y fecales.

5.4.2.1. Medición de coliformes totales

Se analizó la muestra sin tratamiento del agua residual y se determinó la cantidad inicial de coliformes totales.

Coliformes totales = 9.2×10^7 NMP/100 ml

5.4.2.2. Medición de coliformes fecales

Se analizó la muestra sin tratamiento del agua residual y se determinó la cantidad inicial de coliformes fecales.

$$\text{Coliformes fecales} = 3.4 \times 10^6 \text{ NMP}/100 \text{ ml}$$

5.5. Resultados de análisis de parámetros fisicoquímicos y microbiológicos durante la etapa de laboratorio.

Se obtuvieron los siguientes resultados de parámetros fisicoquímicos y microbiológicos durante los días de tratamiento con las microalgas.

5.5.1. Parámetros fisicoquímicos

5.5.1.1. Aceites y grasas

Las mediciones de aceites y grasas, fueron realizadas en el laboratorio de la Facultad de Ingeniería Geográfica Ambiental y Ecoturismo. (**Ver Tabla 10**).

Tabla 10. Resumen de resultados de la medición de aceites y grasas

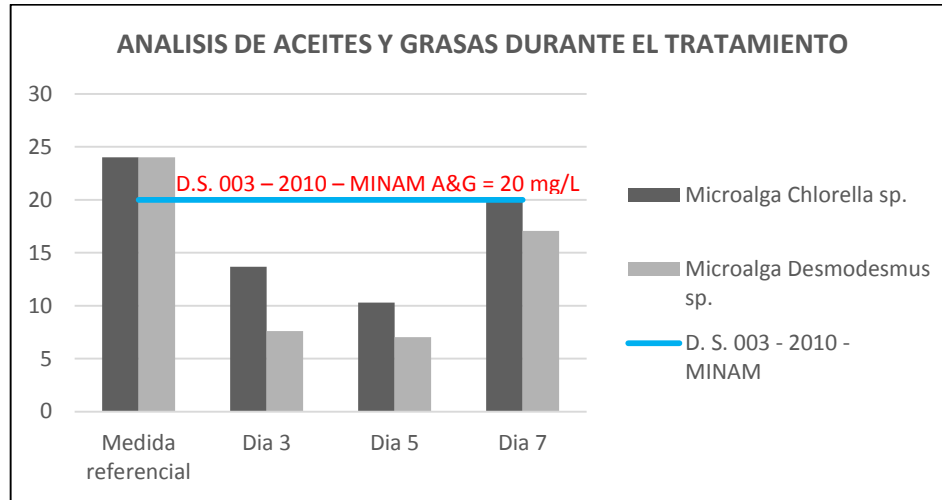
	<i>Chlorella sp.</i>	<i>Desmodesmus sp.</i>
Medida referencial	24.0196 (mg/L)	24.0196 (mg/L)
Día 3	13.6832 (mg/L)	7.6084 (mg/L)
Día 5	10.295 (mg/L)	7.0136 (mg/L)
Día 7	20.2242 (mg/L)	17.0524 (mg/L)

Fuente: Elaboración propia

Mediante el tratamiento realizado con las dos especies de microalgas para el parámetro de aceites y grasas se obtuvo una mayor reducción el día 5, en la cual se pudo reducir de 24 mg/l hasta 7 mg/l con la microalga *Desmodesmus sp.*, mientras que la microalga *Chlorella*

sp., pudo reducir de 24 mg/l hasta 10 mg/l, con este resultado se cumple la norma de referencia de investigación D.S. N° 003-2010-MINAM de 20 mg/l (**Ver gráfico 2**).

Gráfico 2. Resultados de las mediciones de aceites y grasas del tratamiento con microalgas



Fuente: Elaboración propia

5.5.1.2. Demanda Química de Oxígeno

Las mediciones de la DQO, fueron realizadas en el laboratorio de la Facultad de Ingeniería Geográfica Ambiental y Ecoturismo. (**Ver Tabla 11**).

Tabla 11. Resumen de resultados de la medición de la Demanda Química de Oxígeno

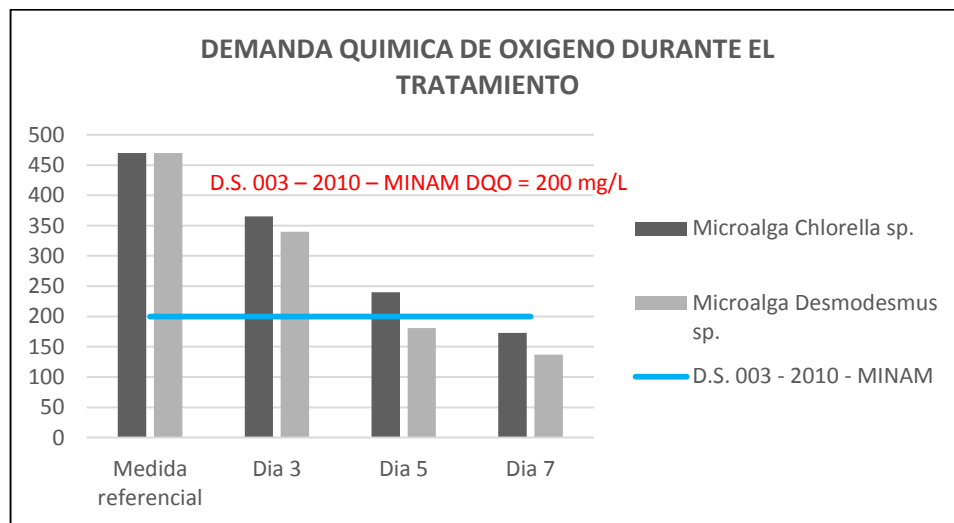
	<i>Chlorella sp.</i>	<i>Desmodesmus sp.</i>
Medida referencial	470 (mg/L)	470 (mg/L)
Día 3	365 (mg/L)	340 (mg/L)
Día 5	240 (mg/L)	181 (mg/L)
Día 7	173 (mg/L)	137 (mg/L)

Fuente: Elaboración propia

Mediante el tratamiento realizado con las dos especies de microalgas para la Demanda Química de Oxígeno se pudo observar una reducción progresiva, durante los 7 días de duración del tratamiento, asimismo tenemos que la microalga más eficiente fue la

Desmodesmus sp., teniendo valores por debajo del límite máximo permisible a partir del día 5 hasta el día 7, mientras que la microalga *Chlorella sp.*, obtuvo un valor por debajo los límites máximos permisibles únicamente el día 7. Finalmente transcurridos los días de ensayo ninguno de las dos especies de microalga en tratamiento sobrepasa el valor límite de la norma de referencia para esta investigación. DS N° 003-2010-MINAM. (Ver gráfico 3).

Grafico 3. Resultados de las mediciones de la Demanda Química de Oxígeno del tratamiento con microalgas



Fuente: Elaboración propia

5.5.1.3. Demanda Bioquímica de Oxígeno

Las mediciones de la DBO, fueron realizadas en el laboratorio de Microbiología del Imarpe. (Ver Tabla 12).

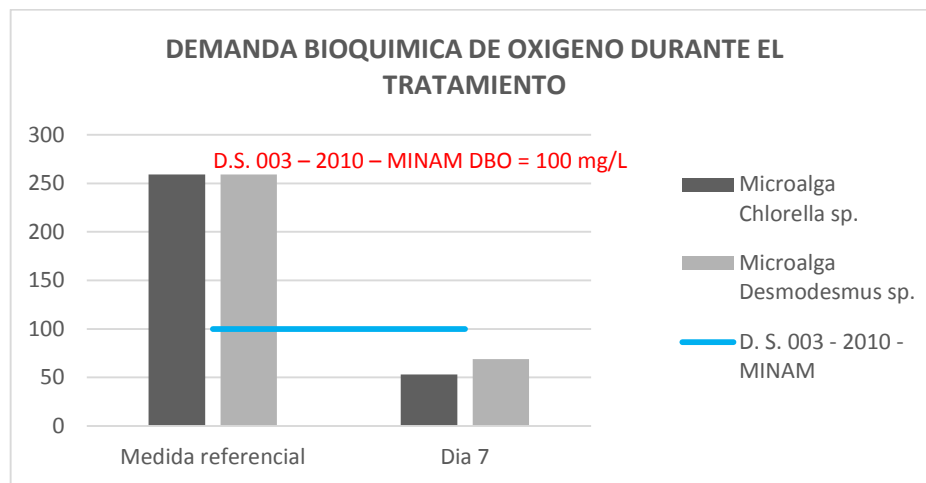
Tabla 12. Resumen de mediciones de la Demanda Bioquímica de Oxígeno

	<i>Chlorella sp.</i>	<i>Desmodesmus sp.</i>
Medida referencial	259.2 (mg/L)	259.2 (mg/L)
Día 7	52.9 (mg/L)	68.8 (mg/L)

Fuente: Elaboración propia

Los resultados del tratamiento realizado con las dos especies de microalgas nos muestran una disminución con ambas especies de microalgas. Para la microalga *Chlorella sp.*, desde una concentración inicial de 259 mg/l hasta una concentración final de 52 mg/l, mientras que la microalga *Desmodesmus sp.*, desde la misma concentración inicial disminuyó hasta 68 mg/l. De esta manera se al final del tratamiento se cumplieron con las normas de referencia de esta investigación. (Ver gráfico 4).

Gráfico 4. Resultados de las mediciones de la Demanda Bioquímica Oxígeno del tratamiento con microalgas



Fuente: Elaboración propia

5.5.2. Parámetros microbiológicos

5.5.2.1. Medición de coliformes totales con tratamiento

Los resultados obtenidos después del tratamiento con las dos especies de microalgas nos indican valores muy por debajo de los iniciales, obteniéndose una mayor remoción con la microalga *Chlorella sp.*, no obstante también se pudo remover un porcentaje muy representativo por parte de la microalga *Desmodesmus sp.* (Ver Tabla 13).

Tabla 13. Resultados de la medición de coliformes totales iniciales y después del tratamiento

Coliformes totales	<i>Chlorella sp.</i>	<i>Desmodesmus sp.</i>
Medición inicial	9.2×10^7 NMP/100ml	9.2×10^7 NMP/100ml
Medición después del Tratamiento (Día 7)	9.2×10^2 NMP/100ml	1.7×10^3 NMP/100ml

Fuente: Elaboración propia

5.5.2.2. Medición de coliformes fecales con tratamiento

Los resultados obtenidos después del tratamiento con las dos especies de microalgas nos indican valores muy por debajo de los iniciales, obteniéndose una mayor remoción con la microalga *Desmodesmus sp.*, no obstante también se pudo remover un porcentaje muy representativo por parte de la microalga *Chlorella sp.* (Ver **Tabla 14**).

Tabla 14. Resultados de la medición de coliformes fecales iniciales y después del tratamiento

Coliformes fecales	<i>Chlorella sp.</i>	<i>Desmodesmus sp.</i>
Medición inicial	9.2×10^7 NMP/100ml	9.2×10^7 NMP/100ml
Medición después del Tratamiento (Día 7)	3.5×10^2 NMP/100ml	2.3×10^2 NMP/100ml

Fuente: Elaboración propia

CAPÍTULO VI

DISCUSION DE RESULTADOS

6. Discusión de Resultados

Uno de los principales motivos para remover los nutrientes de los efluentes de aguas residuales es para poder controlar la eutrofización, la cual está compuesta por algas incontroladas o hidrofitos superiores desencadenados por la adición de nutrientes; transportados por los desechos que podrían controlar cualquier productividad primaria significativa (Hammouda et al., 1995). En este sentido el experimento realizado con dos especies de microalgas nos sirve para poder comparar sus propiedades en la absorción de nutrientes y nos ha mostrado diferentes comportamientos, con resultados satisfactorios. Adicionalmente se realizó la medición de parámetros fisicoquímicos de forma referencial durante el proceso.

Por lo tanto, con respecto al objetivo principal planteado, la microalga *Desmodemus sp.*, fue la más eficiente en la remoción de nitratos (NO_3^- : 96.5 ± 8.91 %) y fosfatos (PO_4^{3-} : 88.3 ± 4.29 %), con una relación N/P de 10.7. Por otro lado el tratamiento con la microalga *Chlorella sp.* obtuvo una remoción de nitratos de (NO_3^- : 95.0 ± 8.0 %), mientras que para fosfatos el control de *Desmodusmus sp.* (81.7 ± 0.7 %) fue la segunda en eficiencia, seguido del tratamiento de agua residual con oxígeno (75.2 ± 1.4 %). En un estudio

anterior realizado por Ayodha, D. (2013), se obtuvieron menores porcentajes de remoción en similares condiciones con dos diferentes especies de microalgas, nos indica que *Chlorella vulgaris* pudo remover un 78.08% de nitratos y 62.73% para fosfatos, mientras *Scenedesmus quadricauda* obtuvo 70.32% para nitratos y 81.34% para fosfatos. Asimismo, Avila Peltroche, (2015) obtuvo en su análisis para la remoción de nutrientes valores menores en comparación al experimento realizado, siendo el mayor valor obtenido para nitratos el obtenido por la microalga *Chlamydomas sp.* (NO_3^- : $75.08 \pm 2.32\%$), por otro lado para fosfatos la microalga *Chlorella sp.*, fue la más eficiente (PO_4^{3-} : $83.69 \pm 1.85\%$), estos resultados se generaron durante 10 días, en similares condiciones. En ambos casos se obtuvieron valores inferiores a los obtenidos por la microalga *Desmodesmus sp.*, esto pudo haberse dado por factores como el tiempo de retención y agentes externos los cuales afectaron el cálculo en la remoción (Shi, Podola, & Melkonian, 2014). Esto debido a que aportarle una cantidad adecuada de CO_2 y luz a la microalga puede influir en un mayor crecimiento y tasas de rendimiento, según lo señalado por Samori et al, (2013).

De igual manera las diferencias podrían deberse al ambiente donde fueron aisladas, lo cual ha sido demostrado que afecta indefectiblemente la fisiología de cepas de una misma especie (Xhu & Hu, 2013).

Asimismo, de acuerdo a Larsdotter (2006), la mayoría de las especies de microalgas parecen adaptarse a temperaturas alrededor de 15 a 25°C, incluso aquellas que están adaptadas al crecimiento en temperaturas más frías. Teniendo en consideración que la

temperatura promedio del ambiente en el invernadero estuvo en el rango de 21 a 25°C. Lo cual favoreció a un óptimo crecimiento de ambas especies de microalgas.

De igual manera, en un estudio previo realizado por Ayodha D. (2013), se obtuvieron valores promedio de pH de 7.92 y 7.70, esto para las microalgas *Chlorella vulgaris* y *Scenedesmus quadricauda*, respectivamente.

Además, el rango de pH para la mayoría de los cultivos de microalgas está entre 7 y 9. A través del cual 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 (Benavente Valdes et al, 2012). Mientras el resultado promedio obtenido de pH para las microalgas en estudio (*Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*) fueron de 7.73 y 7.81, encontrándose dentro del rango para un eficiente crecimiento.

En cuanto a los valores de tasa de remoción según lo indicado por Lopez et al, (2016), en un experimento anterior se obtuvieron valores para nitratos de 8.8, 7.5 y 15.5 mg.L⁻¹.día⁻¹ y para fosfatos de 1.4, 1.5, 2.1 mg.L⁻¹.día⁻¹, al cuarto día del experimento con 3 tratamientos de microalgas en paralelo en similares condiciones. Mientras que según lo realizado en este experimento, se obtuvieron valores para nitratos de 23.4, 7.4 mg.L⁻¹.día⁻¹ y fosfatos de 55.7 y 17.3 mg.L⁻¹.día⁻¹. Esto puede haberse generado debido a que la tasa de remoción obtenida en el experimento anterior tuvo adicionalmente a la cepa de microalga un porcentaje de lodos activados en su composición para el tratamiento, con lo-

cual se pudo deducir que la cantidad en este periodo de tiempo de concentración de nutrientes fue mayor para este experimento con las dos especies de microalgas.

En un estudio previo realizado por Ayodha D. (2013), un valor de pH promedio de 7.92 y 7.70, esto para las microalgas *Chlorella vulgaris* y *Scenedesmus quadricauda*, respectivamente, siendo señalados dichos valores como adecuados para un óptimo crecimiento. Mientras el resultado promedio obtenido de pH para las microalgas en estudio (*Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*) fueron de 7.73 y 7.81, encontrándose dentro del rango para un eficiente crecimiento.

Por otro lado, en estudios anteriores, con la microalga *Scenedesmus Obliquus*, una relación N: P en un sistema “batch”, debe variar entre 9 y 13, para la obtención de un óptimo resultado (Arbib et al, 2013). Mientras que en el experimento realizado con las microalgas *Desmodesmus sp.* y *Chlorella sp.* se determinó un valor de 10.7 y 9,8 respectivamente para la relación de N:P. Estos valores están próximos al valor de 16:1, según la relación de Redfield (1934), para un sistema en el cual se desarrolla en una óptima relación de convivencia en ambientes acuáticos para algas. Por lo tanto que los valores difieran se debe a un valor limitante de nutrientes, debido a los fosfatos o nitratos que se presentaron en el desarrollo del experimento (Aquarium Hobby Nijverdal, 2014).

Además de las mediciones mencionadas, se realizaron análisis adicionales, debido a que según lo señalado por Tarlan et al, (2002), los procesos de tratamiento biológico logran la oxidación de materiales orgánicos en aguas residuales por actividad microbiana para reducir algunos parámetros físico-químicos tales como pH, DBO y DQO.

En cuanto a los valores de la DBO y la DQO se realizaron mediciones con el propósito de tener valores referenciales en el proceso de remoción. Sin embargo en un estudio previo realizado con dos especies de microalgas (*Chlorella Vulgaris* y *Scenedesmus sp.*), considerando dentro de ellas una de la misma familia con respecto a las microalgas estudiadas; se pudo determinar una remoción en la DQO del 89% y 91.7% respectivamente (Hammouda et al., 1995), asimismo, en otro estudio realizado por Sacristan de Alva et al (2013), con la microalga *Scenedesmus acutus* se obtuvo una reducción en la DQO del 77% en un tiempo de cultivo de cultivo de 16 días. De igual forma Colak y Kaya (1988) investigaron las posibilidades del tratamiento biológico de aguas residuales con microalgas y descubrieron en el tratamiento que la eliminación de DBO y DQO fue del 68,4% y 67.2%, respectivamente. Además, según estudios realizados por Abdel-Raouf (2012), el exceso de DBO puede agotar el oxígeno disuelto del agua receptora que conduce a la muerte de los peces y la anaerobiosis, por lo que su eliminación es uno de los objetivos principales en el tratamiento de aguas residuales. Finalmente la remoción obtenida para la DBO fue del 79.6% , por parte de la microalga *Chlorella sp.*, mientras que la microalga *Desmodesmus sp.* pudo remover un 73.4%, mientras que los valores de remoción de la DQO fueron del 70.85 % y de 63.19% para las microalgas *Desmodesmus sp.* y *Chlorella sp.* respectivamente. Luego de realizar las mediciones se obtuvieron valores óptimos en la medición de dichos parámetros, sin embargo se obtuvo mayor eficiencia en la remoción de DBO y DQO en estudios realizados con un mayor tiempo de retención.

CAPITULO VII

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

7.1. Conclusiones

- Las dos especies de microalgas (*Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*), tuvieron óptimos resultados en la remoción de nutrientes. Además, de un buen crecimiento, al ser mezcladas con las muestras de agua residual de la PTAR Taboada, durante esta etapa las microalgas se mantuvieron con tendencias similares, sin alteraciones y un progresivo aumento de densidad celular.
- Asimismo, los cultivos de microalgas y de agua residual pura con oxígeno y en estado anoxico obtuvieron óptimos resultados en la remoción, destacando para nitratos el valor obtenido por el tratamiento con la microalga *Desmodesmus sp.* (96.5 ± 8.91 %) y el tratamiento con la microalga *Chlorella sp.* (95.0 ± 8.0 %), seguido por el Control de la microalga *Chlorella sp.* (94.2 ± 7.4 %) y el tratamiento del agua residual con oxígeno (87.9 ± 5.0 %), teniendo los resultados esperados en la remoción de nutrientes por parte de las microalgas. Por otro lado para la remoción de fosfatos los cultivos que tuvieron una mayor eficiencia fueron el tratamiento con la microalga *Desmodesmus sp.* (88.3 ± 4.29 %), seguida por el control de la microalga *Desmodesmus sp.* (81.7 ± 0.7 %), el tratamiento del agua residual con oxígeno (75.2 ± 1.4 %) y finalmente por el tratamiento con la

microalga *Chlorella sp.* ($69.3 \pm 2.8 \%$). Teniendo la mayor efectividad en el porcentaje de remoción de nutrientes por parte del tratamiento realizado con la microalga *Desmodesmus sp.*

- El crecimiento de las microalgas se dio sin alteraciones significativas en ambos tratamientos de microalgas desde el inicio del experimento hasta el día 7, teniendo para la microalga *Desmodesmus sp.* del día 3 al 4, un aumento del 65.8% en su densidad celular de ($0.66 \pm 0.23 \text{ cel/mL} \times 10^6$) a ($1.93 \pm 0.23 \text{ cel/mL} \times 10^6$), posteriormente se dio un aumento del 46%, 34% y 26%, logrando un valor de $7.48 \pm 0.37 \text{ cel/mL} \times 10^6$ al final del experimento. Con respecto al crecimiento de la microalga *Chlorella sp.*, se tuvo un aumento del 51.5% del día 3 al 4 de ($0.62 \pm 0.04 \text{ cel/mL} \times 10^7$) a ($1.28 \pm 0.05 \text{ cel/mL} \times 10^7$), luego el aumento en el crecimiento fue del 14%, 21% y 22%, teniendo una valor de ($2.45 \pm 0.04 \text{ cel/mL} \times 10^7$) el último día del experimento. Estas cantidades nos indican que el mayor aumento de la densidad celular en la etapa de crecimiento de las microalgas después del análisis se dieron en entre el día 3 y 4, es decir entre los primeros días de cultivo, posteriormente el aumento fue en un menor porcentaje.
- La tasa de remoción, se dio de la siguiente forma, por un lado el tratamiento con la microalga *Chlorella sp.* tuvo una tasa de remoción de nitratos inicialmente de $24.8 \pm 2.6 \text{ mg.L}^{-1}.\text{día}^{-1}$, luego un valor de $23.4 \pm 2.5 \text{ mg.L}^{-1}.\text{día}^{-1}$ el cuarto día, hasta un valor final de $5.0 \pm 0.5 \text{ mg.L}^{-1}.\text{día}^{-1}$, mientras para la microalga *Desmodesmus sp.* se obtuvieron unas remociones del 16.1 ± 1.7 , 7.4 ± 0.8 y 3.5 ± 0.4 , los días 2, 4 y el último día del experimento respectivamente. De igual manera, para los fosfatos

se obtuvieron los siguientes valores de remoción para el tratamiento con la microalga *Chlorella sp.* se obtuvo una tasa de remoción inicial de $73.8 \pm 7.9 \text{ mg.L}^{-1} \cdot \text{día}^{-1}$, luego un valor de $55.7 \pm 5.9 \text{ mg.L}^{-1} \cdot \text{día}^{-1}$ el cuarto día, hasta un valor final de $30.7 \pm 3.3 \text{ mg.L}^{-1} \cdot \text{día}^{-1}$, mientras para la microalga *Desmodesmus sp.* se obtuvieron unas remociones del 60.9 ± 6.5 , 17.3 ± 1.8 , 11.7 ± 1.2 , los días 2, 4 y el último día del experimento respectivamente. Por lo tanto, los resultados más representativos en la remocion de nutrientes se dieron desde el segundo día del experimento hasta el día 4, es decir durante los 3 días posteriores al inicio del cultivo de las microalgas para ambas especies en similares condiciones de cultivo.

7.2. Recomendaciones

- Evaluar el uso de las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*, dentro de un proceso de tratamiento de aguas residuales, como parte del mismo en una etapa terciaria, para la preservación de los ambientes acuáticos, en donde finalmente son vertidos los efluentes.
- Realizar estudios de remoción de nutrientes en aguas residuales, utilizando una mezcla de las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*
- Evaluar el efecto del tratamiento de aguas residuales con las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*, sobre otros parámetros fisicoquímicos y en la absorción de metales pesados.
- Realizar una evaluación por parte de las autoridades correspondientes del Gobierno Regional del Callao, para una posible reutilización del agua residual

tratada con fines de riego, por los beneficios que pueden generar a las poblaciones aledañas, para mejorar las zonas de recreación y paisajísticas.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Abdel-Raouf, N., Al - Homaidan, A., & Ibraheem, I. (2012). Microalgae and Wastewater Treatment. *Saudi Journal of Biological Sciences*(19), 257 - 275.
- AIDIS. (2012). Ingenieria Sanitaria y Ambiental. *Asociacion Argentina de Ingenieria Sanitaria y Ciencias del Ambiente*(78), 65.
- *Aquarium Hobby Nijverdal*. (26 de Junio de 2014). Obtenido de www.aquariumhobby.nl/zoetwater/calculators/redfield.html
- Arbib, Z., Ruiz, J., Alvarez Diaz, P., Garrido Perez, C., Barragan, J., & Perales, J. (2013). Photobiotreatment: Influence of Nitrogen and Phosphorus ratio in wastewater on growth kinetics of *Scendesmus Obliquus*. *International Journal of Phytoremediation*, 774-788.
- Arredondo, B. O., & Voltolina, D. (2007). *Metodos y herramientas analiticas en la evaluacion de biomasa microalgal*. La Paz, B.C.S: Centro de Investigaciones Biologicas del Noroeste.
- Aslan S., & Kapdan IK. (2006). Batch kinetics of nitrogen and phosphorus removal from synthetic wastewater by algae. *Ecol. Eng*(28), 64-70.
- Aurazo, M. (2004). *Manual para analisis basicos de calidad de agua de bebida*. Centro Panamericano de Ingenieria Sanitaria y Ciencias del ambiente, Lima-Peru.
- Avila Peltroche, J. J. (2015). *Evaluacion de la remocion de nitratos y fosfatos a nivel laboratorio por microalgas libres e inmovilizadas para el tratamiento terciario de aguas residuales municipales*. Tesis profesional, Universidad Ricardo Palma, Escuela Profesional de Biologia, Lima.
- AWWA, APHA, WPCF. (2012). *Metodos Normalizados para el analisis de aguas potables y residuales* (22st ed.). Diaz de Santos.
- Ayodha D, K. (2013). Bioremediation of wastewater by using microalgae: an experimental study. *International Journal of Life Sciences Biotechnology and Pharma Research*(3), 339 - 346.

- Benavente Valdes, J., Montanez, J., Aguilar, C., Mendez Zavala, A., & Valdivia, V. (2012). Tecnologia de cultivo de microalgas en fotobiorreactores. *Revista cientifica de la Universidad Autonoma de Coahuila*.
- Chacon, C., Andrade, C., Cardenas, C., Araujo, I., & Morales, E. (2009). *Uso de Chlorella sp. y Scenedesmus sp. , en la remocion de nitrogeno, fosforo y DQO de aguas residuales urbanas de Maracaibo, Venezuela*. Centro de Investigación del Agua, Maracaibo-Venezuela.
- Codina, M. F., Garcia, B., Baron, J. H., Da Silva, S. M., & Bosch, J. P. (s.f.). Planta piloto de microalgas para el mejoramiento del tratamiento de efluentes urbanos en Catamarca, Argentina. Obtenido de http://www.ina.gov.ar/pdf/ifrrhh/02_012_Codina.pdf.
- Colak, & Kaya. (1988). A study on the possibilities of biological wastewater treatment using algae. *Doga Biyolji Serisi*(12), 18 - 29.
- Crites, R., & Tchobanoglus, G. (2000). *Tratamiento de aguas residuales en pequeñas poblaciones*. Bogota, Colombia: McGraw Hill Interamericana S.A.
- Dorado Valino, M., Leton Garcia, P., & Garcia Roberto, R. (2006). *Tratamientos avanzados de aguas residuales industriales*.
- Dos Santos, M., Martins, M., Coimbra, J., Gates, R., & Corredo, L. (2013). Rheological behavior of Chlorella sp. e Scenedesmus sp. cultures in different biomass concentrations. *Engenharia agricola*, 1063-1071.
- Garcia, Z. M. (2012). *Comparacion y evaluacion de tres plantas acuaticas para determinar la eficiencia de remocion de nutrientes en el tratamiento de aguas residuales domesticas*. Lima, Peru.
- Gonzales, L. E., Canizares, R. O., & Baena, S. (1997). Efficiency of ammonia and phosphorus removal from a colombian agroindustrial wastewater by the microalgae Chlorella vulgaris and Scenedesmus dimorphus. *Bioresource Technology*, 259-262.
- Gonzales, M. S. (2005). *Aplicacion e importancia de las microalgas en el tratamiento de aguas residuales*. Laboratorio de Microbiologia Ambiental y Tratamiento de Aguas Residuales, Mexico.
- Grobbelaar, J. U. (2004). Algal nutrition in. En A. Richmond, *Handbook of microalgal culture: biotechnology and applied phycology* (págs. 97-115). Oxford: Blackwell Publishing.

- Gutierrez N, Valencia E, & Aragon R. (2014). En *Eficiencia de remocion de DBO 5 y SS en sedimentador y lecho filtrante para el tratamiento de aguas residuales del beneficio del cafe* (págs. 151-159). Colombia Forestal.
- Hammouda, O., Gaber, A., & Abdel - Raouf, N. (1995). Microalgae and wastewater treatment. *Ecotoxicology and environmental safety*, 205 - 210.
- Hernandez Muñoz, A. (2001). *Depuracion y desinfeccion de aguas residuales* (Quinta ed.). Madrid: Canales y Puertos Colegio de Ingenieros de Ingenieros de Caminos.
- Hernandez, A., & Jose, L. (2014). Microalgas, cultivo y beneficios. *Revista de Biologia Marina y Oceanografia*, 157-173.
- Hernandez, B. (2010). *Remocion de ortofosfato y amonio de agua residual municipal por tres cultivos libres e inmovilizados de microalgas*. Mexico D.F., Mexico.
- Hernandez, P. (2004). *Estudio de un sistema de microalgas y bacterias para la eliminacion de nutrientes de las aguas residuales domesticas*. La Paz B.C.S, Mexico.
- Herrera, M. (2013). *Evaluacion del tratamiento quimico mediante la aplicacion de coagulantes y floculantes para mejorar la calidad del efluente de la PTAR - Taboada Callao*. Tesis de pregrado, Universidad Nacional Fedrico Villarreal, Escuela de Ingenieria Ambiental, Lima.
- Hussain, M., Prasad, Z., Banerjee, U., & C. Khan. (2009). Prospects of biodiesel production from microalgae in India. *Energy*, 2361-2372.
- Inei. (09 de Febrero de 2017). *Aguas Residuales: Inei*. Obtenido de Inei Web site.: <https://www.inei.gob.pe/estadisticas/indice-tematico/wastewater/>
- Jaramillo, A., & Arias, A. (2001). *Tratamiento biologico de las aguas residuales*. Medellin, Colombia: Universidad de Antioquia.
- Jaume, A. T. (2011). *Depuracion de aguas residuales urbanas*. Barcelona: Union de esditoriales universitarias españolas.
- Jimeno, E. (1998). *Analisis de aguas y desagues* (Segunda ed.). Lima, Peru: ediciones banco de libros.
- Larsdotter, K. (2006). Wastewater treatment with microalgae. *Environmental microbiology, school of biotechnology*(62), 31 - 38.

- Lopera Gomez, M. J., Campos, S. M., & Olarte, B. C. (2012). *Desarrollo de capacidades para el uso seguro de aguas servidas en agricultura*. Santa fe-Colombia.
- Lopez Hernandez, I., Vasquez Arroyo, J., & Alvarez Reyna, V. (2016). Remoción biológica de nutrientes en aguas residuales urbanas con fotobiorreactores utilizando microalgas. *Revista mexicana de ciencias agricola*, 3569-3580.
- Macedo Riva, A. (2018). *Evaluación de la capacidad de remoción de nitratos y fosfatos de la microalga, Desmodesmus asymmetricus, para la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales – TABOADA, Lima*. Universidad Ricardo Palma, Escuela profesional de Biología, Lima.
- Madigan, M. T., Martinko, J. M., & Parcker, J. (2004). *Biología de los organismos* (Decima ed.). Madrid: Pearsons education.
- Mendez Suaza, L., Albarracin, I., Cravero, M., & Salomon, R. (2010). Crecimiento de *scenedesmus quadricauda* en efluentes cloacales de la ciudad de Trelew, Chubut, Argentina. Argentina.
- Metcalf, & Eddy. (1995). *Ingeniería de aguas residuales: Tratamiento, vertido y reutilización*. Madrid: McGraw-Hill.
- Metcalf, & Eddy. (2000). *Ingeniería de aguas residuales: tratamiento, vertido y reutilización*. Barcelona: Mcgraw-Hill.
- Munn, C. B. (2004). *Marine Microbiology: ecology and applications*. BIOS Scientific Publisher.
- Nijverdal, A. (2009). Recuperado el 30 de Mayo de 2018, de <http://www.aquariumhobby.nl/zoetwater/calculators/redfield.html>
- Odegaard, H. (1998). Optimised Particle Separation in the Primary Step of Wastewater Treatment. *Water Science Technology*, 37, 43-53.
- OEFA. (2014). Fiscalización de las aguas residuales. *Iera Edición*, 42. Lima, Peru.
- Oliveros Escudero, E. (2018). *Aprovechamiento del agua de la pre cocción del manto de pota (Dosidicus Gigas) en el cultivo de la microalga Chlorella vulgaris*. Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Park, H. S., Cho, Y. K., & Kwak, J. W. (1997). *Chemical Upgrading of the Municipal Wastewater Treatment Plants*. Chicago, Illinois, USA.

- Peña, R. E. (2010). *Implementacion de un sistema para la remocion de materia organica y nutrientes en aguas residuales municipales*. Mexico D.F.
- Perez Garcia, R. O. (2009). *Eliminacion de nutrientes para el tratamiento biologico de aguas residuales usando un sistema inmovilizado microalga-bacteria en crecimiento autotrofico, heterotrofico y mixotrofico*. La Paz, Mexico.
- Quiroz Pedraza, P. A. (2009). *Planta de tratamiento de aguas residuales para regadío en la Universidad Nacional Mayor de San Marcos*. Lima, Peru.
- Reddy, M. (1998). *Biological and Chemical Systems for Nutrient Removal*. Water Environment Federation.
- Rengel, A. (2000). *Agua para consumo humano: tratamiento de aguas residuales*.
- Richmond, A. (2004). *Handbook of microalgae culture: Biotechnology and Applied Phycology*. Blackwell Science Ltd.
- Rodier, J. (1998). *Analisis de las aguas*. Barcelona: Omega.
- Rodriguez, F. J. (2003). *Procesos de potabilizacion del agua e influencia del tratamiento de ozonizacion*. Diaz de Santos.
- Romo Piñera, A. K. (2002). *Manual para el cultivo de microalgas*. B.C.S.
- Ruiz, A. (2011). *Puesta en marcha de un cultivo de microalgas para la eliminacion de nutrientes de un agua residual urbana previamente tratada anaerobicamente*.
- Sacristan de Alva, M., Luna-Pabello, V., Cadena, E., & Ortiz, E. (2013). Green microalgae *Scenedesmus acutus* grown on municipal wastewater to couple nutrient removal with lipid accumulation for biodiesel production. *Bioresource Technology*(146), 744 -748.
- Samori, G., Samori, C., Guerrini, F., & Pistocchi, R. (2013). Growth and nitrogen removal capacity of *Desmodesmus communis* and of a natural microalgae consortium in a batch culture system in view of urban wastewater treatment: Part I. *Water Research*(47), 791 - 801.
- Shi, J., Podola, B., & Melkonian, M. (2014). Application of a prototype-scale Twin-Layer photobioreactor for effective N and P removal from different process stages of municipal wastewater by immobilized microalgae. *Bioresour Technol*, 260-266.
- SUNASS. (Setiembre de 2015). Superintendencia Nacional de Servicios de Saneamiento (SUNASS) y Cooperacion Alemana implementada por la GIZ

Programa de Modernización y Fortalecimiento del Sector Agua y Saneamiento (PROAGUA II). *Diagnóstico de las plantas de tratamiento de aguas residuales en el ámbito de operación de las entidades prestadoras de servicios de saneamiento, 1era Edición*. Lima.

- Tarlan , E., Dilek, F., & Yetis, U. (2002). Effectiveness of algae in the treatment of a wood - based pulp and paper industry wastewater. *Bioresource Technology*(84), 1 - 5.
- WWAP. (2017). WWAP (Programa Mundial de Evaluación de los Recursos Hídricos de las Naciones Unidas). *Informe Mundial de las Naciones Unidas sobre el Desarrollo de los Recursos Hídricos 2017*. Paris, UNESCO.
- Xhu, J., & Hu, J. (2013). Screening high oleaginous *Chlorella* strains from different climate zones. *Bioresour Technol*, 637-643.

ANEXOS

Anexo 1: Datos de absorbancia de las microalgas *Chlorella sp.* y *Desmodesmus sp.*

día 1

B1	T1	C1
0.1722	0.7403	0.8196
0.1708	0.7407	0.8199
0.17	0.7409	0.82
0.1708	0.7428	0.8204
0.1723	0.7447	0.8205

día 2

B1	B2	B3	BA1	BA2	BA3
0.2167	0.2383	0.23	0.2012	0.2007	0.1842
0.2166	0.2373	0.2239	0.2015	0.2007	0.1832
0.2166	0.2387	0.2249	0.202	0.2006	0.1828
0.2166	0.2406	0.2246	0.2024	0.2005	0.1835
0.2165	0.2415	0.2243	0.2027	0.2005	0.1846
T1	T2	T3	C1	C2	C3
0.2085	0.792	0.7498	0.7389	0.8947	0.874
0.2093	0.7931	0.748	0.7379	0.8936	0.8734
0.2092	0.7929	0.7475	0.7409	0.8919	0.8736
0.2105	0.7919	0.7467	0.7418	0.8944	0.8738
0.2105	0.7918	0.7475	0.7413	0.8939	0.8743

día 3					
B1	B2	B3	BA1	BA2	BA3
0.2022	0.1907	0.3297	0.1739	0.184	0.1803
0.203	0.1913	0.3271	0.1738	0.1839	0.1782
0.2038	0.1933	0.3247	0.1744	0.1841	0.1779
0.2048	0.1937	0.325	0.175	0.1842	0.1776
0.2062	0.1938	0.3265	0.1755	0.1839	0.1779
T1	T2	T3	C1	C2	C3
1.0808	0.919	0.8993	1.3893	1.3409	1.3582
1.0836	0.9174	0.9005	1.3888	1.3418	1.3588
1.0854	0.915	0.9017	1.3891	1.3413	1.3595
1.0853	0.913	0.9019	1.3871	1.3413	1.3624
1.0855	0.9172	0.902	1.3891	1.3401	1.3631

día 4					
B1	B2	B3	BA 1	BA2	BA3
0.2025	0.1878	0.2018	0.0282	0.0899	0.1247
0.2048	0.1875	0.2025	0.028	0.0903	0.1251
0.2034	0.1887	0.2001	0.0278	0.0906	0.1252
0.2028	0.1888	0.2014	0.0278	0.0902	0.1247
0.204	0.1917	0.1999	0.028	0.0901	0.1246
T1	T2	T3	C1	C2	C3
1.2286	0.7786	1.0244	1.7934	1.6375	1.7497
1.228	0.7786	1.0233	1.7871	1.6369	1.7512
1.2275	0.7772	1.0243	1.7931	1.6399	1.7514
1.2261	0.7775	1.0256	1.7931	1.6411	1.7521
1.2265	0.7752	1.0266	1.7955	1.6426	1.7485

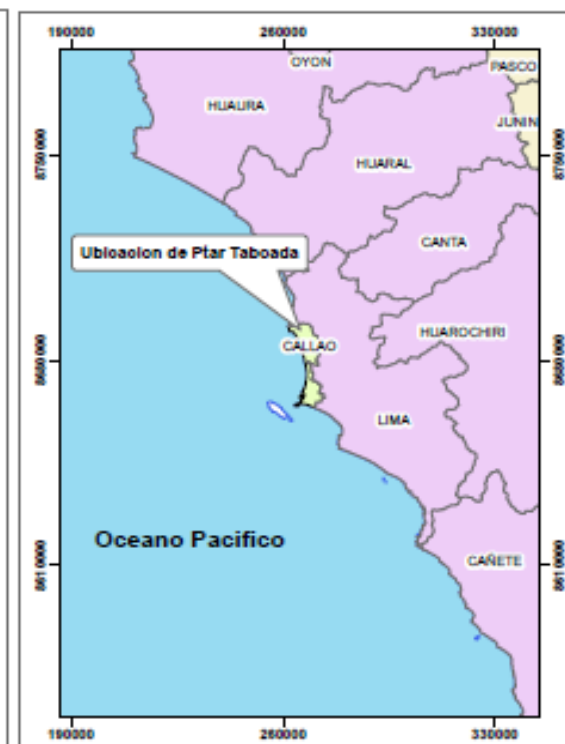
día 5					
B1	B2	B3	BA1	BA2	BA3
0.205	0.196	0.1785	0.0412	0.0504	0.1022
0.2086	0.1968	0.1788	0.041	0.0496	0.1024
0.2078	0.1973	0.1793	0.0411	0.0502	0.1024
0.2073	0.1983	0.1799	0.0414	0.0509	0.103

0.2086	0.1992	0.1802	0.0416	0.0534	0.1034
T1	T2	T3	C1	C2	C3
1.5866	1.4668	1.376	1.8184	1.7678	1.8113
1.5879	1.4688	1.3755	1.8153	1.769	1.8098
1.5884	1.4658	1.375	1.8181	1.7667	1.8189
1.5879	1.4678	1.3782	1.8176	1.7653	1.8165
1.5917	1.4686	1.378	1.8149	1.7704	1.8148

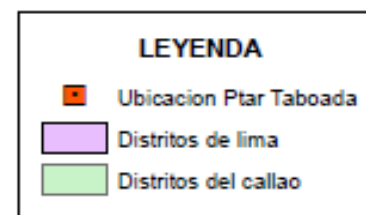
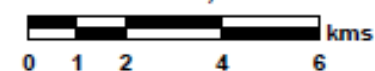
día 6					
B1	B2	B3	BA1	BA2	BA3
0.2129	0.1867	0.1695	0.0487	0.0345	0.1056
0.2177	0.1865	0.1703	0.0488	0.0351	0.1044
0.2161	0.1869	0.1701	0.0494	0.0348	0.099
0.2135	0.1876	0.1699	0.051	0.0343	0.0987
0.2124	0.1883	0.1696	0.0485	0.0347	0.101
T1	T2	T3	C1	C2	C3
1.9849	1.9852	1.8828	2.0703	2.0817	2.0406
1.9841	1.9863	1.8864	2.0843	2.0767	2.034
1.9914	1.9909	1.8859	2.0688	2.0745	2.0316
1.9865	1.9927	1.8833	2.0775	2.072	2.0328
1.9916	1.9925	1.8821	2.0804	2.0733	2.038

día 7					
B1	B2	B3	BA1	BA2	BA3
0.1865	0.1646	0.1466	0.1002	0.0888	0.0926
0.1866	0.1645	0.1463	0.0993	0.0837	0.0918
0.1867	0.165	0.1473	0.0961	0.0887	0.0922
0.1867	0.1657	0.1475	0.0957	0.0965	0.0926
0.1867	0.1666	0.1477	0.0953	0.0845	0.0925
T1	T2	T3	C1	C2	C3
2.4165	2.346	2.355	2.3067	2.3279	2.3816
2.405	2.3485	2.376	2.3021	2.3334	2.3758
2.4341	2.3328	2.3804	2.2949	2.3264	2.3634
2.405	2.3522	2.384	2.2995	2.3422	2.3757
2.4005	2.3375	2.3634	2.3112	2.348	2.365

Anexo 2: Mapa de ubicación de la Ptar Taboada



1:100,000



UNIVERSIDAD NACIONAL FEDERICO VILLARREAL
 FACULTAD DE INGENIERIA GEOGRAFICA, AMBIENTAL Y ECOTURISMO
 ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERIA AMBIENTAL

MAPA DE UBICACION DE LA PTAR TABOADA

Elaborado por: Bach. Michel Lopez Perle	Proyección: UTM / DATUM: WGS84 / ZONA: 18S	Mapa N° 01
Escala: 1:100,000	Revisado por: Dr. Noe Zamora Talavera	Fuente: IGN