

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL CALLAO

ESCUELA DE POSGRADO

UNIDAD DE POSGRADO DE LA FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA



**“REMOCIÓN DE FOSFATOS Y MATERIA ORGÁNICA
MEDIANTE LOS MÉTODOS FOTOQUÍMICO Y BIOLÓGICO A
NIVEL DE LABORATORIO PARA EL TRATAMIENTO DE AGUAS
RESIDUALES MUNICIPALES DE HUANTA-AYACUCHO”**

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO ACADÉMICO DE MAESTRO EN
INGENIERÍA QUÍMICA**

FLOR MARIA ORTEGA BLAS

RUDY CESAR CHANCAFE CURO


Dra. Sonia Elizabeth Herrera Sánchez
INGENIERA QUÍMICA
CIP 85348

Callao, 2021

PERÚ



HOJA DE REFERENCIA DEL JURADO Y APROBACIÓN

La presente Tesis fue Sustentada por el señor **CHANCAFE CURO RUDY CESAR** ante el **JURADO DE SUSTENTACIÓN DE TESIS** conformado por los siguientes Profesores Ordinarios:

Dr. Carrasco Venegas Luis Américo	PRESIDENTE
Mg. Angeles Queirolo Carlos Ernesto	SECRETARIO
Mg. Díaz Bravo Pablo Belizario	MIEMBRO
Mg. Gutiérrez Cuba César	MIEMBRO
Dra. Herrera Sánchez Sonia Elizabeth	ASESORA

Tal como está asentado en el Libro N° 01 – Acta N° 009 de fecha 05 de mayo de 2021

Dedicado a mi familia, amigos, docentes y en especial a la
Universidad Nacional del Callao por el apoyo constante
a lo largo de mi carrera profesional.

Flor Maria Ortega Blas

Va dirigido a todos los docentes de la Universidad Nacional
del Callao que con sus conocimientos y experiencia
aportaron en mi formación profesional.

Rudy Cesar Chancafe Curo

AGRADECIMIENTOS

Agradecimiento por el apoyo en la finalización de esta investigación: A la Universidad Nacional de Ingeniería (UNI) por el respaldo económico para la realización de este proyecto de investigación. A los docentes MSc. Ing. Magali C. Vivas Cuellar y el MSc. Ing. Emerson A. Collado Domínguez, por impulsar el avance del proyecto guiando y facilitando los recursos necesarios a través de la jefatura del Laboratorio de Operaciones Unitarias (LOU) de la Facultad de Ingeniería Química y Textil de la UNI. A la Dra. Sonia E. Herrera Sánchez, docente de la Facultad de Ingeniería Química de la Universidad Nacional del Callao (UNAC), por la asesoría y seguimiento continuo del proyecto de investigación. Al Dr. Jaime E. Luyo, coordinador general del doctorado en Ciencias Energéticas - UNI, por sus aleccionadoras palabras y por la designación de entes de apoyo para la culminación de este trabajo de investigación. Al gerente de Seda Ayacucho Sede Huanga el Ing. Ángel García y al Ing. CIP Walter J. Cárdenas por permitir y facilitar el acceso a la toma de muestras de agua residual de la PTAR Puca Puca de Huanta-Ayacucho. Asimismo, agradecimientos al Dr. José Ramos y a la Dra. Diana de la universidad Tecnológica del Perú (UTEC). Al Dr. Manfred B., Dra. Lizet L., Sria. Laura Padillo, Sria. Vanesa Cuya H., Sria. Erika, MSc. Jhon Peñalva, MSc. Franklin Cabezas, Profe. Tapia C, MSc. Erick Yanamango, Ing. Gloria y sin olvidar a todos aquellos que de diversas formas apoyaron este proyecto de investigación

ÍNDICE

ÍNDICE DE TABLAS	1
ÍNDICE DE FIGURAS	4
RESUMEN	8
ABSTRACT	9
INTRODUCCIÓN	10
I. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	12
1.1. Descripción de la realidad problemática	12
1.2. Formulación del problema	15
1.3. Objetivos	16
1.4. Limitaciones de la investigación	17
II. MARCO TEÓRICO	18
2.1. Antecedentes	18
2.1.1. Antecedentes nacionales	18
2.1.2. Antecedentes internacionales	20
2.2. Bases teóricas	22
2.2.1. Agua residual municipal	22
2.2.2. Problemas asociados a la presencia de contaminantes	30
2.2.3. Tratamiento de aguas residuales no convencionales	35
2.2.4. Parámetros fisicoquímicos de las aguas residuales municipales.....	77
2.2.5. Límites máximos permisibles para aguas residuales domésticas y municipales	81
2.3. Conceptual.....	83
2.3.1. Impacto de los contaminantes presentes en el agua residual municipal	83
2.3.2. Técnicas de tratamiento de aguas residuales no convencionales	83

2.3.3. Calidad del agua residual	84
2.4. Definición de términos básicos	84
III. HIPÓTESIS Y VARIABLES	86
3.1. Hipótesis	86
3.2. Definición conceptual de las variables.....	86
3.2.1. Operacionalización de variables.....	88
IV. DISEÑO METODOLÓGICO.....	89
4.1. Tipo y diseño de la Investigación.....	89
4.1.1. Tipo de investigación	89
4.1.2. Diseño de la investigación.....	89
4.2. Método de investigación.....	92
4.2.1. Proceso del diseño de investigación	96
4.3. Población y Muestra.....	97
4.4. Lugar del estudio y periodo desarrollado	99
4.5. Técnicas e instrumentos para la recolección de la información	99
4.5.1. Acondicionamiento del área de ensayos experimentales	99
4.5.2. Acondicionamiento de la muestra de agua residual para su tratamiento	100
4.5.3. Siembra y cultivo del inóculo de la microalga Chlorella sp.....	100
4.5.4. Montaje de foto-bio-reactores para el proceso experimental	101
4.5.5. Equipos, materiales y reactivos para los ensayos experimentales.....	102
4.5.6. Procedimiento experimental	103
4.6. Análisis y procesamiento de datos	112
V. RESULTADOS	113
5.1. Resultados descriptivos	113

5.1.1. Resultados de la caracterización inicial del agua residual municipal de la PTAR Puca Puca.....	113
5.1.2. Resultados de la aplicación del tratamiento fotolítico.....	114
5.1.3. Resultados de la aplicación del tratamiento con cultivo de microalgas usando Chlorella sp	116
5.1.4. Resultados de aplicación del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando Chlorella sp.....	127
5.1.5. Remoción de la materia orgánica y los fosfatos luego de los tratamientos con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando Chlorella sp.....	137
5.1.6. Concentración de los fosfatos, DBO y DQO luego de los tratamientos.....	140
5.2. Resultados inferenciales	144
5.2.1. Análisis de los datos de oxígeno disuelto (OD) obtenidos durante la fotólisis empleando el programa IBM SPSS Statistics 23 y Minitab como herramientas estadísticas	144
5.2.2. Procesamiento de los datos de biomasa y fosfatos obtenidos luego del tratamiento con cultivo de microalgas usando el programa IBM SPSS.....	147
5.2.3. Procesamiento de los datos de biomasa y fosfatos obtenidos del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando el programa IBM SPSS Statistics 23.....	151
5.2.4. Análisis estadístico de los resultados obtenidos luego de aplicar el tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas empleando el programa IBM SPSS Statistics 23	156
5.3. Otros resultados.....	163
5.3.1. Determinación de la biodegradabilidad de las aguas residuales.....	163
5.3.2. Medición de otros parámetros relevantes.....	164

VI. DISCUSIÓN DE RESULTADOS	166
6.1. Contrastación y demostración de la hipótesis con los resultados	166
6.1.1. Contrastación de la primera hipótesis específica.....	166
6.1.2. Contrastación de la segunda hipótesis específica	168
6.1.3. Contrastación de la tercera hipótesis específica.....	170
6.1.4. Contrastación de la cuarta hipótesis específica.....	171
6.1.5. Contrastación de la hipótesis general.....	173
6.2. Contrastación de resultados con otros estudios similares	176
6.3. Responsabilidad ética	184
CONCLUSIONES	185
RECOMENDACIONES	187
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	188
ANEXOS	203

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Potenciales redox de algunos oxidantes	38
Tabla 2 Reacciones de fotólisis de la materia orgánica	40
Tabla 3 Proceso de fotosensibilización.....	42
Tabla 4 Taxonomía para microalgas <i>Chlorella sp.</i>	49
Tabla 5 Límites máximos permisibles.....	82
Tabla 6 Operacionalización de variables	88
Tabla 7 Conformación del diseño factorial de múltiples niveles	90
Tabla 8 Diseño factorial representativo.....	91
Tabla 9 Estructura detallada del diseño factorial.....	91
Tabla 10 Equipos, materiales y reactivos.....	102
Tabla 11 Parámetros fisicoquímicos del agua residual de la PTAR Puca Puca	113
Tabla 12 Datos de oxígeno disuelto (OD).....	114
Tabla 13 Valores de la DBO, DQO y fosfatos luego de la fotólisis	116
Tabla 14 Densidad óptica de los cultivos preliminares del tratamiento con cultivo de microalgas usando <i>Chlorella sp.</i>	117
Tabla 15 Datos de la densidad óptica del tratamiento con cultivo de microalgas	120
Tabla 16 Peso de la biomasa seca obtenido en el tratameinto con microalgas	120
Tabla 17 Datos de biomasa del tratamiento con cultivo de microalgas	122
Tabla 18 Parámetros de crecimiento del tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas	124
Tabla 19 Parámetros de ajuste de los modelos utilizados.....	126
Tabla 20 Densidad óptica de los cultivos preliminares del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando <i>Chlorella sp.</i>	127

Tabla 21 Densidad óptica durante el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas.....	130
Tabla 22 Peso de la biomasa seca del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando <i>Chlorella sp.</i>	131
Tabla 23 Datos de biomasa del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando <i>Chlorella sp.</i>	132
Tabla 24 Parámetros de ajuste del modelo Gompertz	137
Tabla 25 DBO, DQO y fosfato luego del tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas	139
Tabla 26 Coeficientes obtenidos de la regresión de los datos de OD	146
Tabla 27 Datos de correlación obtenidos de la regresión de los datos de OD	147
Tabla 28 Datos de la biomasa y fosfatos del tratamiento con cultivo de microalgas....	148
Tabla 29 Descripción del modelo con datos del tratamiento con cultivo de microalgas	149
Tabla 30 Resumen del modelo con datos del tratamiento con cultivo de microalgas .	150
Tabla 31 ANOVA para datos del tratamiento con cultivo de microalgas.....	150
Tabla 32 Coeficientes de ajuste del modelo con datos del tratamiento con cultivo de microalgas.....	150
Tabla 33 Datos de la biomasa y fosfatos cultivados en el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas.....	152
Tabla 34 Descripción del modelo con datos del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas.....	154
Tabla 35 Resumen del modelo con datos del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas.....	154
Tabla 36 ANOVA para datos del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas	155

Tabla 37 Coeficientes de ajuste del modelo con datos del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas.....	155
Tabla 38 Datos de biomasa del cultivo representativo del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas.....	157
Tabla 39 Datos de biomasa del cultivo representativo del tratamiento con cultivo de microalgas.....	157
Tabla 40 Análisis de varianza del cultivo representativo del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas.....	160
Tabla 41 Análisis de varianza del cultivo representativo del tratamiento con cultivo de microalgas.....	160
Tabla 42 Densidad óptica cultivado por el tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas	161
Tabla 43 Pruebas de normalidad.....	162
Tabla 44 Prueba de varianza de muestras independientes	163
Tabla 45 Criterios de biodegradabilidad	164
Tabla 46 Determinación de la biodegradabilidad de los diferentes tipos de aguas.....	164
Tabla 47 Parámetros medidos antes y después de los tratamientos.....	165
Tabla 48 Tabla comparativa de resultados con diversos estudios	183

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Tanque séptico y zanja de infiltración	24
Figura 2 Procesos de lodos activados de aireación extendida.....	25
Figura 3 Sistema de lagunas aireadas	26
Figura 4 Flujograma de tecnologías de tratamiento de aguas residuales.....	27
Figura 5 Vista panorámica de la PTAR Puca Puca.....	29
Figura 6 Sistema de entrada del afluente	29
Figura 7 Lagunas anaerobias cuadradas.....	30
Figura 8 Laguna facultativa primaria y secundaria.....	30
Figura 9 Vertimiento de aguas del río Sinú.....	32
Figura 10 Río Riguel con problemas de eutrofización	33
Figura 11 Proceso de eutrofización	34
Figura 12 Tipos de procesos de oxidación avanzada	36
Figura 13 Formación del radical hidroxilo	37
Figura 14 Reacción de fotólisis de la cetona.....	41
Figura 15 Transmitancia de diferentes materiales	44
Figura 16 Velocidad de reacción vs intensidad de iluminación	45
Figura 17 Reflectancia espectral de diferentes metales.....	46
Figura 18 Chlorella sp vista en el microscopio.....	48
Figura 19 Cultivo de microalgas en sistema abierto.....	51
Figura 20 Cultivo de microalgas en sistema cerrado.....	52
Figura 21 Efectos del carbono sobre el pH.....	54
Figura 22 Efecto del pH sobre la concentración de amoníaco libre.....	56
Figura 23 Curva de crecimiento bacteriano	57
Figura 24 Principales formas de fósforo inorgánico	63
Figura 25 Acción de la fosfatasa sobre P-Nitrofenilfosfato	65

Figura 26 Sistema de cotransporte antiparalelo Pi-Triosa fosfato	66
Figura 27 Proceso de fotosíntesis	68
Figura 28 Asimilación del carbono inorgánico.....	71
Figura 29 Proceso de fijación de CO ₂	72
Figura 30 Generación de componentes valiosos a partir de fosfatos	73
Figura 31 Remoción de contaminantes orgánicos por microalgas	76
Figura 32 Curva de la DBO	79
Figura 33 Evolución de la DBO y OD debido a un vertido.....	80
Figura 34 Proceso del diseño de investigación.....	96
Figura 35 Punto de muestreo en la zona de captación	98
Figura 36 Vista panorámica de la planta de tratamiento de agua residual Puca Puca .	98
Figura 37 Siembra y cultivo del inóculo	101
Figura 38 Tratamiento fotolítico	103
Figura 39 Pruebas preliminares de cultivo de <i>Chlorella sp</i>	104
Figura 40 Cultivo con mayor crecimiento de microalgas	105
Figura 41 Cultivos con mayor crecimiento de microalgas	105
Figura 42 Blancos para la calibración del espectrofotómetro uv-visible	107
Figura 43 Biomasa seca.....	108
Figura 44 Kit de prueba para determinar fosfato.....	109
Figura 45 Kit de prueba de oxígeno disuelto.....	110
Figura 46 Balanza analítica y centrifugadora	111
Figura 47 Medidor de temperatura y pH	112
Figura 48 Linealización de la curva de concentración de OD vs tiempo	115
Figura 49 Gráfica de densidad óptica vs tiempo del tratamiento con cultivo de microalgas usando <i>Chlorella sp</i>	118

Figura 51 Máxima densidad óptica del tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento fotolítico-cultivo de microalgas <i>Chlorella sp.</i>	119
Figura 51 Peso de la biomasa seca (g/L) vs densidad óptica	121
Figura 52 Gráfico de la biomasa y tiempo del tratamiento con cultivo de microalgas .	123
Figura 53 Ajuste de modelos empleando datos del tratamiento con cultivo de microalgas	125
Figura 50 Gráfica de densidad óptica vs tiempo del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando <i>Chlorella sp.</i>	128
Figura 54 Peso de la biomasa seca (g/L) vs densidad óptica del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando <i>Chlorella sp.</i>	131
Figura 55 Gráfico de la biomasa vs tiempo del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando <i>Chlorella sp.</i>	133
Figura 57 Ajuste de modelos empleando datos del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando <i>Chlorella sp.</i>	135
Figura 58 Modelo mejor ajustado a los datos del tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando <i>Chlorella sp.</i>	136
Figura 59 Concentración de fosfatos luego del tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas	138
Figura 60 Concentración de fosfatos luego de distintos tratamientos.....	140
Figura 61 Remoción de fosfatos luego de distintos tratamientos	141
Figura 62 Concentración de la DBO y DQO luego de distintos tratamientos.....	142
Figura 63 Porcentajes de remoción de DBO, DQO y fosfato	142
Figura 64 DBO, DQO y fosfatos vs LMP.....	143
Figura 65 Histograma de datos de oxígeno disuelto	144
Figura 66 Gráfica de probabilidad de los datos de oxígeno disuelto	145
Figura 67 Regresión lineal de los datos de oxígeno disuelto	146

Figura 68 Gráfica de probabilidad de fosfatos (mg/L) del tratamiento con cultivo de microalgas.....	148
Figura 69 Gráfica de biomasa vs fosfatos del tratamiento con cultivo de microalgas .	151
Figura 71 Gráfica de probabilidad de fosfatos (mg/L) del tratamiento combinado fotalítico-cultivo de microalgas.....	153
Figura 71 Gráfica de biomasa vs fosfatos del tratamiento combinado fotalítico-cultivo de microalgas.....	156
Figura 72 Gráfica de probabilidad de biomasa del cultivo del tratamiento combinado fotalítico-cultivo de microalgas.....	158
Figura 73 Gráfica de probabilidad de biomasa del cultivo del tratamiento con cultivo de microalgas.....	159

RESUMEN

En este trabajo se determinó el porcentaje de remoción de la materia orgánica y fosfatos de la planta de tratamiento de aguas residuales Puca Puca, Ayacucho-Perú, mediante la aplicación del tratamiento fotolítico, tratamiento de cultivo de microalga usando *Chlorella sp* y el tratamiento combinado fotolítico con cultivo de microalgas. La experiencia se llevó a cabo a nivel laboratorio empleando un fotorreactor con lámpara uv para el proceso de fotólisis y un conjunto de biorreactores iluminados con lámpara led e inyectados con aire y dióxido de carbono (CO₂) para el cultivo de microalgas. Teniendo como referencia la caracterización del agua residual (fosfatos, oxígeno disuelto, demanda química y bioquímica de oxígeno igual a 6,8 mg/L, 1,6 mg/L, 226 mg/L y 93 mg/L respectivamente) antes de los tratamientos fotoquímicos y biológicos. Se determinó que con el tratamiento fotolítico se logró reducir la materia orgánica en 67% y 76,55% para la demanda química de oxígeno (DQO) y la demanda bioquímica de oxígeno (DBO) respectivamente y 13,24% para los fosfatos. Con el tratamiento de cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* la reducción de materia orgánica fue de 47,55% y 59,78% de DQO y DBO respectivamente y 41,18% para los fosfatos. Finalmente, para el tratamiento combinado de fotólisis con cultivo de microalgas la reducción de materia orgánica fue de 40,68% y 54,60% de DQO y DBO respectivamente y 33,82% para los fosfatos. Luego de la aplicación de los diversos tratamientos, los resultados demuestran que, el tratamiento fotolítico reduce en mayor porcentaje a la materia orgánica y el tratamiento con cultivo de microalgas a los fosfatos. Palabras clave: fotólisis, *Chlorella sp*, remoción de materia orgánica y fosfatos.

ABSTRACT

In this work, the percentage of removal of organic matter and phosphates from the Puca Puca wastewater treatment plant, Ayacucho-Peru, was determined by applying photolytic treatment, microalgae culture treatment using *Chlorella sp* and combined photolytic treatment. with microalgae culture. The experiment was carried out at the laboratory level using a photoreactor with a uv lamp for the photolysis process and a set of bioreactors illuminated with a led lamp and injected with air and carbon dioxide (CO₂) for the cultivation of microalgae. Taking as reference the characterization of the waste water (phosphates, dissolved oxygen, chemical and biochemical oxygen demand equal to 6.8 mg/L, 1.6 mg/L, 226 mg/L and 93 mg/L respectively) before the photochemical and biological treatments, it was determined that with the photolytic treatment it was possible to reduce organic matter by 67% and 76.55% for chemical oxygen demand (COD) and biochemical oxygen demand (BOD) respectively and 13.24% for phosphates. With the microalgae culture treatment using *Chlorella sp*, the reduction of organic matter was 47.55% and 59.78% for COD and BOD respectively and 41.18% for phosphates. Finally, for the combined treatment of photolysis with microalgae culture, the reduction of organic matter was 40.68% and 54.60% for COD and BOD respectively and 33.82% for phosphates. After the application of the various treatments, the results show that the photolytic treatment reduces organic matter to a greater percentage and the treatment with microalgae culture reduces phosphates.

Key words: photolysis, *Chlorella sp*, removal of organic matter and phosphates.

INTRODUCCIÓN

En la actualidad, el crecimiento poblacional elevado trae consigo la producción desmesurada de aguas residuales generando gran preocupación a la humanidad. Diversas plantas de tratamientos de aguas residuales municipales luchan contra el desafío de remover sustancias cada vez más tóxicas de sus aguas de manera sustentable y económicamente viable. Uno de los problemas más importantes es que no se cuenta con métodos de tratamiento efectivos sino con técnicas tradicionales que atacan a todos los contaminantes del mismo modo; producto de ello, se afecta negativamente al medio ambiente ya que los contaminantes de un agua no bien tratada podrían terminar en nuestras fuentes de aguas naturales.

La presencia de la materia orgánica en el agua, así como los fosfatos propician la proliferación de microorganismos que a través de la eutrofización modifican el equilibrio del ecosistema acuático afectándola gravemente; además, si tomáramos en cuenta la presencia de aquellos contaminantes emergentes de alta toxicidad como los surfactantes, plaguicidas y fármacos se podría observar afectaciones a la salud de organismos más complejos como el hombre.

La posibilidad de combinar los procesos fotolíticos y la técnica de cultivo de microalgas para el tratamiento de aguas residuales hace imprescindible valorar la utilidad de tales tecnologías, verificando su acción sobre los contaminantes y ajustando las condiciones de operación. Mientras los procesos fotolíticos tiene la capacidad de aumentar la biodegradabilidad del agua, la

técnica de cultivo de microalgas puede remover considerablemente a los fosfatos y nitratos.

Esta investigación abordó la remoción de los fosfatos y la materia orgánica del agua residual municipal de una planta de tratamiento de aguas residuales (PTAR) ubicada en Huanta, Ayacucho cuantificando el contenido de la materia orgánica mediante la medición de la demanda química y bioquímica de oxígeno.

I. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1. Descripción de la realidad problemática

La descarga de las aguas residuales municipales sin un tratamiento adecuado podría significar la incorporación de contaminantes en aguas para cultivo y bebida de animales. Matamoros *et al.* (2015) indican que el gran problema es que las descargas industriales, hospitalarias, residuos farmacéuticos y otros contaminantes de origen doméstico convergen en las plantas de tratamiento de agua residual municipal, las cuales no siempre se tratan adecuadamente antes de su liberación debido a que las plantas de tratamientos de aguas residuales tradicionales no han sido diseñadas para remover eficazmente estos microcontaminantes (Rigobello *et al.*, 2013).

Los contaminantes orgánicos sintéticos también denominados por Escapa *et al.* (2016) como contaminantes emergentes o contaminantes orgánicos persistentes (COP) son generalmente trazas de sustancias orgánicas sintéticas que provienen de residuos farmacéuticos, detergentes, productos de cuidado personal, plaguicidas, entre otros. (Matamoros *et al.*, 2015). Por otro lado, Negulescu (1985) hace referencia a los contaminantes orgánicos naturales señalando que, las aguas residuales municipales se caracterizan por presentar niveles altos de materia orgánica, nitrógeno, cloruros, sulfuros, ácidos volátiles, grasas y aceites de origen animal o vegetal.

Por lo tanto, en las aguas residuales domésticas podemos encontrar diversos tipos de contaminantes, pero los más preocupantes son los COP y los nutrientes inorgánicos como: nitratos (NO_3^-) y fosfatos (PO_4^{3-}) debido a los efectos negativos que estos producen trazas de COP se encuentran en los

tejidos de los seres vivos y cada vez se concentran más debido a su alta capacidad de bioacumulación, la transferencia de un organismo a otro se da a través de la cadena trófica. Una vez en el organismo, según demostraciones científicas, pueden provocar cáncer, daños en los sistemas nervioso, reproductivo, inmunológico o hepático de los seres humanos (Guía del Convenio de Estocolmo, 2010). Así también, un exceso de ellos puede afectar la calidad del agua disminuyendo la concentración de oxígeno disuelto y dando muerte a las especies acuáticas de las fuentes receptoras (Penn et al., 2009).

Los fosfatos en aguas residuales municipales provienen generalmente de desechos de fertilizantes y detergentes y suelen terminar en ríos y lagos causando problemas de eutrofización. Épocas cálidas y desechos con altas concentraciones de fosfato en las aguas propician la proliferación acelerada de organismos como algas, cianobacterias, lirios y lentejas de aguas; los cuales al morir constituyen alimento para las bacterias aeróbicas quienes a su vez reducen el contenido de oxígeno disuelto del agua generando la muerte de diversas especies acuáticas (Razzak *et al.*, 2017). Según un informe publicado por DIGESA, tanto los nitratos como los fosfatos pueden limitar el transporte de oxígeno a los tejidos alterando la hemoglobina; así como también, producir toxinas promoviendo la proliferación de cianobacterias.

El Decreto Supremo N°004-2017-MINAM, donde se aprobaron los estándares de calidad ambiental (ECA) para agua, señala que los límites máximos permisibles (LMP) de demanda bioquímica de oxígeno (DBO) y demanda química de oxígeno (DQO) para agua de riego de vegetales y bebida de animales son 15 y 40 mg/L respectivamente. También, Negulescu (1985)

menciona que usualmente los efluentes de las PTAR presentan niveles de DBO y DQO entre 100-400 mg/L y 200-500 mg/L respectivamente.

Al igual que muchas plantas de tratamientos de aguas residuales municipales, la planta Puca Puca (ubicada en el distrito de Huanta en Ayacucho-Perú) bordea y/o supera los límites máximos permisibles para materia orgánica en descargas de aguas municipales. Por ejemplo, un análisis de calidad de agua del efluente de la planta Puca Puca evidenció que el nivel de DQO (192 mg/L) bordea el LMP establecido por el DS N°003-2010-MINAM para los efluentes de plantas de tratamiento de aguas residuales domésticas o municipales (DQO=200 mg/L) y supera significativamente los ECA establecidos por el DS N° 004-2017-MINAM para agua de riego de vegetales y bebidas de animales (DQO=40 mg/L).

La planta Puca Puca recolecta aguas domésticas y de desagüe de las zonas céntricas de la ciudad y las descarga a los cuerpos receptores como es el riachuelo de Chiwa, las cuales a su vez son empleados para riego de zonas agrícolas de plantas de tallo alto como papaya y pacay y, tallo corto como hortalizas, alfalfa y otros (Cabezas, 2018). Por lo tanto, de acuerdo a las características de sus efluentes se podría indicar que pese a contener materia biodegradable, los micro contaminantes podrían afectar seriamente al ecosistema, específicamente a la salud de los animales que lo beben y a los cultivos de zonas aledañas y que, cantidades suficientes de fosfato desencadenaría un crecimiento acelerado de organismos acuáticos de agua trayendo consigo problemas de eutrofización.

En este contexto, se propuso aplicar tres métodos de tratamiento de aguas residuales, el primero fue el tratamiento fotolítico para mejorar la biodegradabilidad de los contaminantes del agua y a la vez reducir el nivel de DQO y DBO. El segundo, tratamiento con cultivo de microalgas usando *Chlorella sp*, esto con el fin de remover los fosfatos y parte de materia orgánica del agua; finalmente el tercero fue el tratamiento combinado fotolítico con cultivo de microalgas usando *Chlorella sp*, esta combinación significa alcanzar un sistema de tratamiento técnico y económicamente viable (Casierra et al., 2016) ya que además de mejorar la calidad del agua residual, se revaloriza los contaminantes acuosos en otros productos valiosos. Los sistemas de tratamientos que con resultados deseables podrán ser aplicados en las plantas de tratamiento de aguas residuales municipales como una opción alternativa a los métodos tradicionales.

1.2. Formulación del problema

Problema general

¿En qué medida los tratamientos fotoquímico y biológico usando microalgas podrán remover el contenido de fosfatos y materia orgánica del agua residual de la PTAR Puca Puca de Huanta-Ayacucho?

Problemas específicos

1. ¿Cuáles serán las características fisicoquímicas del agua residual municipal de la PTAR Puca Puca, Huanta-Ayacucho?
2. ¿En qué nivel la fotólisis podrá remover los fosfatos y la materia orgánica del agua residual de la PTAR Puca Puca de Huanta-Ayacucho?

3. ¿En qué medida el método de cultivo de microalgas empleando *Chlorella sp* podrá remover los fosfatos y la materia orgánica del agua residual de la PTAR Puca Puca de Huanta Ayacucho?
4. ¿En qué grado el método fotolítico combinado con el cultivo de microalgas empleando *Chlorella sp* podrá remover los fosfatos y la materia orgánica del agua residual de la PTAR Puca Puca, Huanta-Ayacucho?

1.3. Objetivos

Objetivo general

Remover los fosfatos y materia orgánica del agua residual municipal de la PTAR Puca Puca de Huanta-Ayacucho aplicando los métodos fotoquímico y biológico a nivel laboratorio.

Objetivos específicos

1. Caracterizar el agua residual de la planta de tratamiento Puca Puca de Huanta-Ayacucho.
2. Remover los fosfatos y la materia orgánica del agua residual de la planta de tratamiento Puca Puca de Huanta-Ayacucho aplicando la fotólisis.
3. Remover los fosfatos y la materia orgánica del agua residual de la planta de tratamiento Puca Puca de Huanta-Ayacucho aplicando el método de cultivo de microalgas usando *Chlorella sp*.
4. Remover los fosfatos y la materia orgánica del agua residual de la planta de tratamiento Puca Puca de Huanta-Ayacucho aplicando el método fotolítico combinado con el cultivo de microalgas empleando *Chlorella sp*.

1.4. Limitaciones de la investigación

Teórico

En el ámbito nacional son muy pocas las investigaciones científicas referidas al estudio del cultivo de microalgas para fines de remediación de aguas residuales; existen instituciones educativas y empresas privadas, ejemplo de esta última "Ovosur", que se centran en el cultivo de estos microorganismos para fines comerciales alimentarios. Esta situación motivó a que se incursionara en la práctica de cultivos en aguas residuales con problemas de contaminación orgánica y fosfato ya que las microalgas además de proveer materia prima para la producción de alimentos, tienen elevada capacidad de asimilación de residuos acuáticos durante su crecimiento.

Técnico

La concentración de la materia orgánica en el agua se puede cuantificar empleando diversas técnicas y equipos de medición. Una medición precisa sobre trazas de contaminantes orgánicos se consigue midiendo el carbono orgánico total (COT) en el agua y está dado en unidades de microgramos por litro. Sin embargo, debido al alto costo de análisis del COT y a su escasa disponibilidad en laboratorios de medición de calidad de agua, nuestro estudio ha visto conveniente hacer cuantificar la demanda química y bioquímica de oxígeno (DQO y DBO) a nivel de miligramos por litro. Estos parámetros al igual que el COT miden la presencia de materia orgánica en el agua, pero en otras unidades.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes:

2.1.1. Antecedentes nacionales

Ávila (2015) en su estudio sobre evaluación de la remoción de nitratos y fosfatos a nivel laboratorio por microalgas *Chlorella sp* libre e inmovilizada para el tratamiento terciario de aguas residuales domésticas reportó que la concentración inicial de PO_4^{3-} en todos los tratamientos fue de $1,00 \pm 0,04$ mg/l; y que su concentración alcanzó un valor mínimo de $0,09 \pm 0,04$ mg/l en el cultivo de *Chlorella sp* libre al finalizar el experimento. Las condiciones experimentales constan de aireación, fotoperiodo de 24 horas, temperatura de $21,8$ °C, 3 fluorescentes (Philips) de 30 watts (w) cada uno. Se emplearon matraces de 300 mL y el pH fluctuó desde $8,75 \pm 0,40$ (día 0) y $8,19 \pm 0,17$ (día 10). El cultivo con *Chlorella sp* libre tuvo el valor más alto de porcentaje de remoción de PO_4^{3-} (83,69%) al finalizar el experimento en 10 días. En este tratamiento, la cantidad de dicho nutriente tuvo una caída importante del día 2 al 3 para luego estabilizarse desde el día 4 al 7 y caer en los días 8 y 10. La normalidad de los datos se evaluó mediante el test de Shapiro-Wilk y la homogeneidad de varianzas, con el test de Levene. Los análisis se realizaron con un 95% de confiabilidad en el paquete estadístico SPSS 21.

Aquino (2017) realizó un estudio sobre el tratamiento de aguas residuales de la industria textil artesanal mediante fotocatalisis homogénea y heterogénea. Trabajó con agua textil sintética, el cual fue preparado con 0,02

g/L de colorante anilina y 0,57 g/L de biftalato de potasio; el resultado final presentó 998 mg/L de DQO. Para el proceso de fotocátalisis homogénea empleó 0,02 mg/L de sulfato ferroso heptahidratado y 2 g/L de peróxido de hidrógeno. La muestra de agua sintética constó de 25 L y recibió irradiación proveniente del sol; el pH de trabajo fue 3 y el tiempo de tratamiento 4h. Finalmente, se logró remover 86,20 % de DQO.

Salazar y Ortega (2018) estudiaron la degradación de la materia orgánica aplicando el proceso fotofenton. Para esto emplearon muestras de agua residual textil provenientes de un laboratorio químico de prácticas en procesos de ingeniería textil. En el proceso se empleó un catalizador de $\text{Fe}_2\text{SO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ (300, 400 y 500 mg/L) y un agente oxidante de H_2O_2 (1,5; 2,5 y 3,5 mL/L). El tratamiento se llevó a cabo en un reactor fotocatalítico tubular espiral concéntrico a un pH igual a 2,8. Al cabo de una hora, se logró remover un 98,23% de DBO y 98,12% de DQO, partiendo con una concentración inicial de 1017 mg/L y 2777 mg/L de DBO y DQO respectivamente.

López (2019) evaluó dos especies de microalgas para determinar la eficiencia de remoción de nutrientes de aguas residuales de la PTAR Taboada del Callao, Perú. Empleó especies *Chlorella sp* y *Desmodesmus sp*; y las condiciones de experimentación fueron: temperatura de 24,2 a 26,9°C, oxigenación del medio, variación de pH entre 7,10 a 8,39; aireación constante mezclado con CO_2 , fotoperiodo solar 12/12, sistema tipo batch, tiempo de cultivo 7 días y volumen de la unidad de análisis 7 litros. Las concentraciones

iniciales de la DQO y DBO fueron 470 mg/L y 259,20 mg/L respectivamente. Los porcentajes de remoción de DBO, DQO y fosfatos para *Chlorella sp* y *Desmodesmus sp* fueron de 79,59%, 63,19% y 69,3% y 73,45%, 70,85% y 88,3% respectivamente.

2.1.2. Antecedentes internacionales

Jing y Cao (2012) desarrollaron un estudio sobre fotólisis y ozonización para mejorar la biodegradabilidad de contaminantes orgánicos de aguas residuales municipales (Nanjing Jiangsu de la provincia de China). La unidad de análisis fue de 4 litros y la radiación provenía de una lámpara ultravioleta con 10 w y 24 nm (instalado en el centro del reactor). Se reportó el porcentaje de remoción de DQO mediante fotólisis de 11,42% al cabo de 30 minutos (se redujo de 73,5 mg/L a 65,1 mg/L). Aplicando sólo ozonización para un mismo tiempo se redujo de 72,2 mg/L a 53,7 mg/L, el cual representa más de un 25% de remoción de DQO. Sin embargo; acoplando fotólisis-ozonización lograron una reducción de 74,3 mg/L a 40,9 mg/L en 30 minutos, el cual representa cerca del 45% de remoción de DQO que evidentemente es mucho más alto que aplicar el método de fotólisis y ozonización individualmente.

Chaudhary *et al.* (2018) estudiaron la cinética de remoción de nutrientes de aguas residuales municipales (PTAR de la India) por *Chlorella Vulgaris* cultivado en un fotobiorreactor suministrado con aire (0,03% CO₂ v/v) y enriquecido con CO₂ (5%CO₂ v/v). Los experimentos fueron llevados en lotes usando un fotobiorreactor de columna de burbujas de 7 litros de capacidad, a 25 °C temperatura y 14h/10h de ciclos de luz y oscuridad con siete días de

cultivo. Empleando aire del medio ambiente (0,03% CO₂ v/v) en el cultivo de microalgas se logró remover el DQO y ortofosfato hasta un 74,4% y 81,93% respectivamente. Sin embargo; enriqueciendo el aire con 5% más de CO₂, el porcentaje de remoción de DQO y ortofosfato se ven incrementados hasta un 84,6% y 92,8% respectivamente.

Alessandra *et al.* (2018) hicieron una evaluación energética de un tratamiento de aguas residuales utilizando a la microalga *Chlorella vulgaris*. Realizaron experimentos con agua sintética con diferentes concentraciones de glucosa que representan las concentraciones de DQO (125,250 y 500 mg/L). La experiencia se llevó a cabo en un litro de muestra de agua sintética, pH 7 (regulado con NaOH y HCl), fotoperiodo 14/10 y temperatura de 20 a 25 °C. Los porcentajes de remoción de DQO de 125, 250 y 500 mg/L a los cuatro y siete días fueron 58,95%, 67,2% y 58,7%; y 24,7%, 19,3% y 48% respectivamente. Mientras que la remoción de PO₄⁻³ para las concentraciones de 125, 250 y 500 mg/L de DQO fueron 11,6%; 6,3% y 6,8%.

Salgueiro (2018) realizó un trabajo sobre el cultivo de microalgas en aguas residuales y aprovechamiento energético de la biomasa algal. Preparó una muestra de agua sintética constituida por 1000 mg/L glucosa, 95,5 mg/L NH₄Cl, 56,3 mg/L urea, 2,6 mg/L KH₂PO₄, 12,6 mg/L FeSO₄.7H₂O, 309 mg/L NaHCO₃ y 35 mg/L extracto de levadura. Empleó a *Chlorella vulgaris* para el estudio con proporción de inóculo de 10% (volumen de inóculo/ volumen de agua residual sintético). Las condiciones de experimentación fueron pH entre 8

a 9,4; temperatura de 26,2 °C, lámpara fluorescente de 36 w (700nm) con ciclo de luz 14/10, aireación continua, modo batch y un volumen de unidad de análisis igual 1000 mL. Luego de 9 días de cultivo obtuvo un porcentaje de remoción de 71,1 % DQO y 99,2% de PO_4^{3-} desde una concentración inicial de 960 mg/L y 2,6 mg/L respectivamente.

2.2. Bases teóricas:

2.2.1. Agua residual municipal

De acuerdo al artículo 132 del reglamento de la ley N° 29338 - ley de recursos hídricos, aprobado por el ministerio del ambiente (MINAM) mediante el decreto supremo N° 001-2010-MINAM son:

a) Las aguas residuales domésticas, son aquellas de origen residencial, comercial e institucional que contienen desechos fisiológicos y otros provenientes de la actividad humana.

b) Las aguas residuales municipales son aquellas aguas residuales domésticas que puedan incluir la mezcla con aguas de drenaje pluvial o con aguas residuales de origen industrial siempre que éstas cumplan con los requisitos para ser recibidas en los sistemas de alcantarillado de tipo mixto.

Según el organismo de evaluación de fiscalización ambiental (OEFA) las 50 empresas prestadoras de servicios (EPS) de saneamiento que ofrecen el servicio de alcantarillado, sólo brinda cobertura al 69,65% de la población urbana. La población no cubierta libera directamente sus aguas residuales sin tratamiento al mar, ríos, lagos, quebradas o, las emplean para el riego de cultivos. La disposición de aguas residuales sin tratamiento alguno o tratadas

inadecuadamente contaminan los cuerpos de agua natural. A su vez, por infiltración en el subsuelo contaminan las aguas subterráneas, por lo que se convierten en focos infecciosos para la salud de las poblaciones, así como para la flora y fauna del lugar. Además, el OEFA señala que existe sobrecarga de aguas residuales en las plantas de tratamiento cuya infraestructura es insuficiente, lo cual origina que los efluentes tratados excedan los límites máximos permisibles (LMP), y no se cumplan con los estándares de calidad ambiental (ECA).

Las aguas residuales municipales pueden contener microcontaminantes o también denominados contaminantes emergentes (Escapa *et al.*, 2016), que podrían ser residuos de detergentes, farmacéuticos, productos de cuidado personal, entre otros. Negulescu (1985) por su parte menciona que las aguas residuales municipales se caracterizan por presentar niveles altos de materia orgánica, nitrógeno, cloruros, sulfuros, ácidos volátiles, grasas y aceites de origen animal o vegetal. El gran problema, según Matamoros *et al.* (2015), es que los residuos de fármacos y otros contaminantes de origen doméstico, hospitalario e industrial convergen en las plantas de tratamiento de agua residual municipal, las cuales no siempre se tratan adecuadamente antes de su liberación a las fuentes de agua y esto se debe a que las plantas de tratamiento de aguas tradicionales no han sido diseñadas para remover eficazmente estos contaminantes (Rigobello *et al.*, 2013).

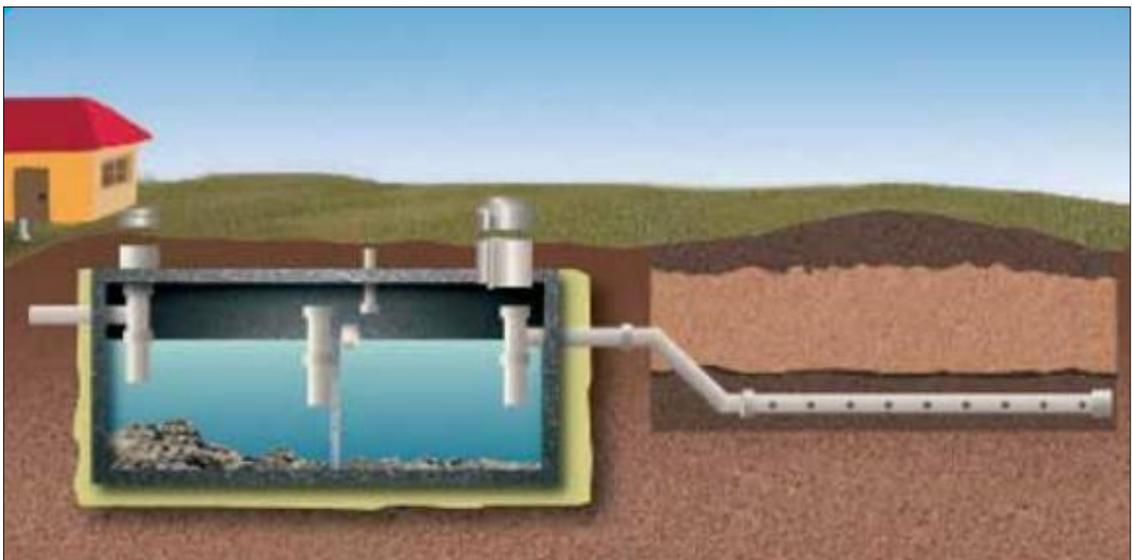
Tratamiento actual de las aguas residuales municipales. Las aguas descargadas a la red de alcantarillado son derivadas a las plantas de tratamiento de aguas residuales para su depuración; según el manual desarrollada por el

OEFA (2014) y MINAM (2009) existen las siguientes etapas del proceso de tratamiento de aguas residuales en las plantas depuradoras:

- a) Pretratamiento o tratamiento preliminar: tiene como objetivo retener objetos de gran volumen, los sólidos gruesos y también sólidos finos que tengan mayor densidad que el agua para ello se utilizan canales con rejillas, desarenadores y tamices.
- b) Tratamiento primario: en esta etapa se permite remover material en suspensión, aquí se permite reducir los sólidos suspendidos totales y la demanda bioquímica de oxígeno (DBO) para ello se emplean los tanques sépticos, Imhoff y zanjas de infiltración. En la figura 1 se indica la manera de colocar dos procesos, tanque séptico y zanja de infiltración para mejorar la calidad del efluente.

Figura 1

Tanque séptico y zanja de infiltración

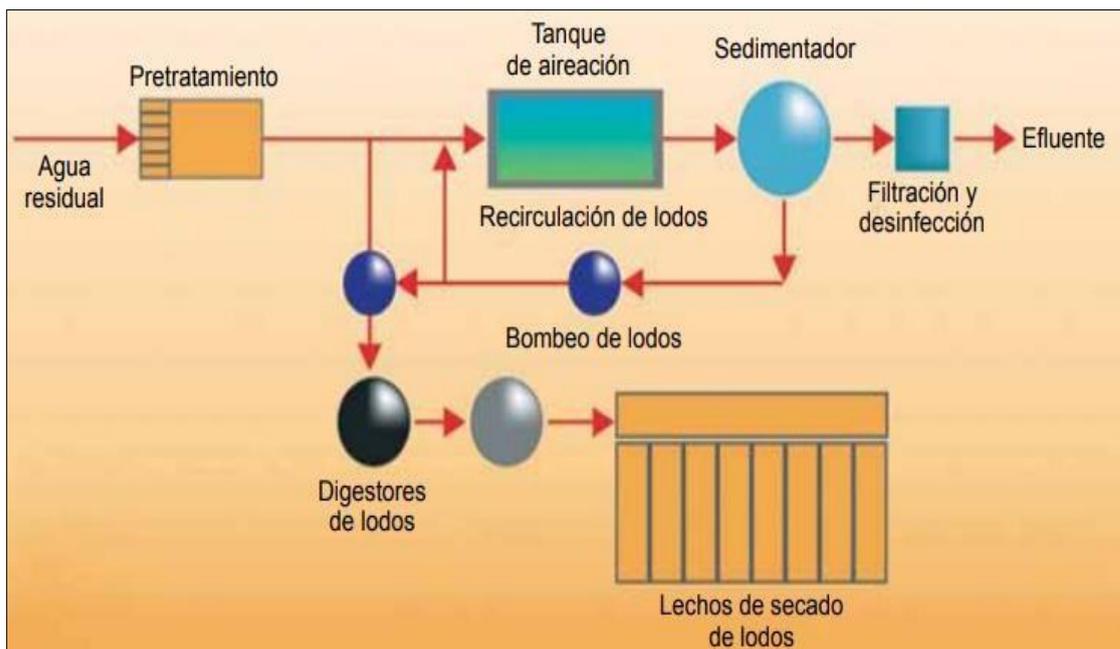


Fuente: Manual de MINAM (2009)

c) Tratamiento secundario: en este tratamiento se da la inclusión de procesos biológicos donde se dan reacciones bioquímicas generadas por microorganismos que logran muy buenos resultados en la reducción de la DBO, para ello los sistemas más empleados son, filtros percoladores, lodos activados, lagunas facultativas y lagunas aireadas. En la figura 2 se aprecia los procesos de lodos activados de aireación extendida y en la figura 3 los sistemas de lagunas aireadas.

Figura 2

Procesos de lodos activados de aireación extendida



Fuente: Manual del MINAM (2009)

Figura 3

Sistema de lagunas aireadas



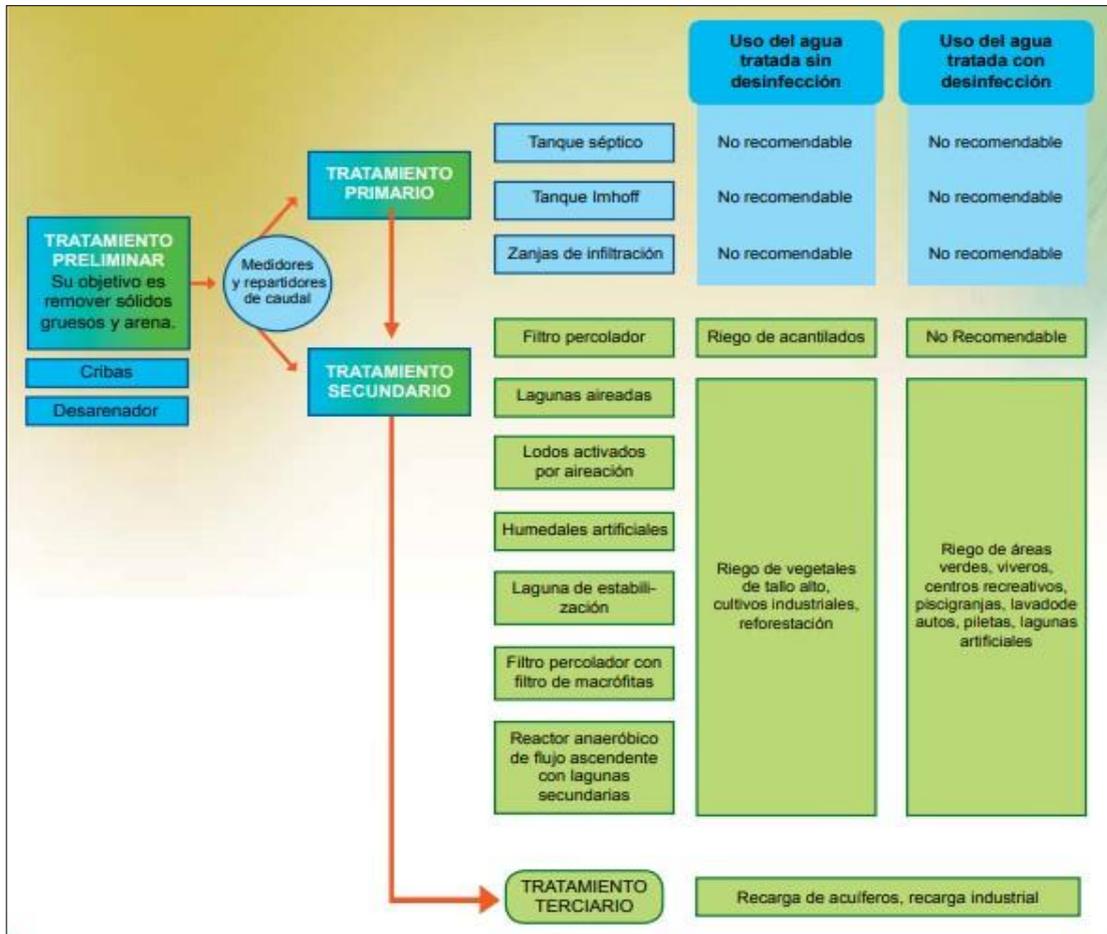
Fuente: Manual del MINAM (2009)

d) Tratamiento terciario: este tratamiento tiene como objetivo principal la remoción de fósforo y nitrógeno para ello los procesos más usados son, la precipitación química de nutrientes, la filtración, destilación, flotación, osmosis inversa entre otros.

Normalmente, estas aguas tratadas son empleadas para el riego de cultivos, áreas verdes, piscicultura o vertidas a cuerpos de agua natural (OEFA, 2014). En la figura 4 se muestra un flujograma de las tecnologías de tratamiento de aguas residuales más utilizadas y sus potencialidades de reúso.

Figura 4

Flujograma de tecnologías de tratamiento de aguas residuales



Fuente: Manual del MINAM (2009)

Por otro lado, para tratar las aguas residuales municipales (ARM) con contenido de micro contaminantes orgánicos, actualmente se aplican diversos métodos como: los procesos oxidativos avanzados pero debido a la mineralización incompleta de los contaminantes puede generar subproductos con igual o mayor toxicidad (Na *et al.*, 2014). También se usa al carbón activado en polvo o granular como sorbente para eliminar contaminantes orgánicos. Con respecto al uso del carbón activado, la saturación de los sistemas de adsorción

por los contaminantes podría reducir la eficiencia del método. Sin embargo, este método solo transfiere el contaminante de una fase a otra y no la elimina por completo (Zietzschman *et al.*, 2016).

La biorremediación con bacterias y hongos también se ha investigado. Debido a que el nivel de eficiencia de las bacterias es bajo, se emplean bacterias aclimatadas lo cual podría ser una amenaza para el hombre por una posible resistencia de las bacterias a los antibióticos. Otra investigación fue sobre la morfología fúngica y la cinética del catabolismo, allí se determinó una cinética lenta que impide su aplicación a gran escala. (Sumbul *et al.*, 2017). También se utilizó una enzima fúngica oxidativa llamada “lacasa” para desintoxicar los sistemas acuosos, pero aún falta desarrollar investigaciones sobre la eficiencia de estos sistemas en muestras de aguas residuales en entornos naturales (Kumarasamy *et al.*, 2010).

Tratamiento de agua residual municipal en la planta Puca Puca. La planta se encuentra ubicado en Huanta, distrito de Ayacucho a unos 2429 m.s.n.m en la parte baja de la ciudad a unos 4,3 km en la comunidad de Pampachacra, presenta un caudal máximo de 65 L/s, recolecta aguas domésticas y de desagüe de las zonas céntricas de la ciudad, así como también de los asentamientos humanos. Las aguas residuales se descargan a los cuerpos receptores como es el riachuelo de Chiwa a una distancia de 2,5 km de la planta de tratamiento, las cuales a su vez son empleados para riego de zonas agrícolas de plantas de tallo alto como papaya y pacay y, tallo corto como hortalizas, alfalfa y otros. La planta cuenta con instalaciones: cámara de rejillas, un by pass, dos desarenadores, medidores de caudal, caja de distribución de

caudales, dos lagunas anaerobias cuadradas, dos lagunas facultativas primarias, una laguna facultativa secundaria, una sala de cloración y una cámara de contacto de cloro con tres compartimientos (Cabezas, 2018). A continuación, se muestra en la figura 5 una vista panorámica de la planta de tratamiento Puca Puca, y en las figuras 6, 7 y 8 se observa la zona de entrada del agua residual a la PTAR, las lagunas anaeróbicas y las lagunas facultativas respectivamente.

Figura 5

Vista panorámica de la PTAR Puca Puca



Figura 6

Sistema de entrada del afluente



Figura 7

Lagunas anaerobias cuadradas



Figura 8

Laguna facultativa primaria y secundaria



2.2.2. Problemas asociados a la presencia de contaminantes

Algunos contaminantes que generan problemas en las aguas residuales municipales son los siguientes:

Problemas asociados a contaminantes orgánicos. Existen dos tipos de contaminantes orgánicos, los contaminantes emergentes los cuales surgieron en los últimos años con el avance tecnológico y se definen como cualquier químico o microorganismo antropogénico que generalmente no se controla, pero

que potencialmente puede dañar al medio ambiente causando efectos adversos para la salud humana y la ecología (Tabish y Sukalyan, 2019). Los contaminantes emergentes como trazas de fármacos, por ejemplo, pueden persistir en el agua por largos periodos de tiempo y generar productos intermedios que hasta el momento no se conocen exactamente sobre el impacto de su toxicidad (Jacobs *et al.*, 2011). Sin embargo; algunos autores como Sauv e y Desrosiers (2014) afirman que el metabolismo de un organismo probablemente es alterado significativamente por la toxicidad de estos contaminantes. Al igual que los autores mencionados, Nie *et al.* (2019) también mencionan sobre la posibilidad de que los pesticidas organoclorados puedan afectar al desarrollo de los animales y alterar su sistema nervioso.

Los compuestos orgánicos tradicionales por su parte, son menos agresivos que los emergentes, pese a ello, su presencia no deja de causar daños al medio ambiente. Derivan de los desechos de plantas, animales y actividades humanas, y que un exceso de ellos puede afectar la calidad del agua disminuyendo la concentración de oxígeno disuelto y dando muerte a las especies acuáticas de las fuentes receptoras (Penn *et al.*, 2009). Es necesario por tanto un adecuado control de los residuos orgánicos en aguas residuales para evitar el consumo del oxígeno disuelto disponible por bacterias oxigénicas durante la descomposición de dichos compuestos orgánicos y de esa manera contribuir en la preservación de la calidad del agua y especies marinas.

El incumplimiento de un adecuado tratamiento de aguas residuales genera problemas ambientales como la contaminación de los cuerpos de agua y la generación de malos olores que causan conflictos con la población. Tal es

el caso de la planta de tratamiento del municipio de Cotorra en Colombia, a la cual la corporación autónoma regional de los valles del Sinú y del San Jorge abrió investigación jurídica ambiental por incumplimiento al plan de gestión de riesgo para el manejo de vertimientos (Figura 9). La planta vertía sus aguas contaminadas al río Sinú afectando a más de 500 familias de la zona baja (Caracol, 2019).

Figura 9

Vertimiento de aguas del río Sinú



Fuente: Caracol (2019)

Problemas asociados a la presencia de fosfatos.

El fósforo se puede encontrar en las aguas residuales en forma de fosfatos (Man *et al.*, 2017). Los fosfatos son nutrientes para las plantas y se emplean para producir fertilizantes, detergentes, entre otros. Los residuos de estos productos generalmente suelen terminar en ríos y lagos generando un

gran problema de eutrofización en aguas estancadas cerca de zonas urbanas o agrícolas. Un ejemplo de ello se puede apreciar en la figura 10 donde se muestra el río Riguel en El Bayo (Zaragoza) afectado por la eutrofización debido al exceso de nutrientes.

Figura 10

Río Riguel con problemas de eutrofización



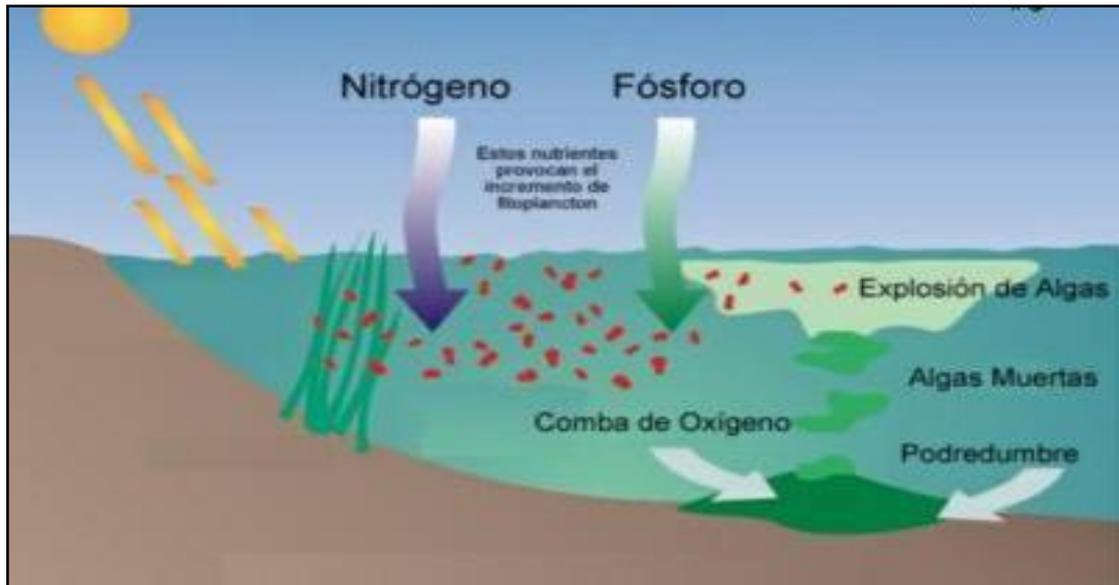
Fuente: Gavira Vallejo (2012)

El proceso de eutrofización (Figura 11) es un fenómeno que se ve en épocas cálidas y en presencia de desechos con alta concentración de fosfatos en el agua. El proceso consiste en la proliferación acelerada de organismos como algas, cianobacterias, lirios y lentejas de aguas que al morir constituyen alimento para las bacterias aeróbicas quienes a su vez reducen el contenido

de oxígeno disuelto del agua generando la muerte de diversas especies acuáticas (DIGESA (s.f.); Razzak et al. (2017)).

Figura 11

Proceso de eutrofización



Fuente: Bragado Alcaraz (2017)

La eutrofización se origina por causas naturales o por acción del hombre, se denomina eutrofización cultural cuando la actividad humana acelera el proceso natural de eutrofización (Bonilla, 2014). Las principales causas y consecuencias de la eutrofización se presentan a continuación:

Causas y consecuencias

- Descomposición de la materia orgánica en el propio sistema.
- Retención de nutrientes físicos y químicos producto de la sedimentación.
- Incorporación de biomasa de organismos vegetales y animales
- Residuos de agricultura, ganadería, urbanos e industriales

- Contaminaciones atmosféricas
- Mortandad de peces y disminución de las especies del ecosistema
- Malos olores y toxicidad del agua
- Formación de sedimentos
- Alteración del paisaje natural y problemas de potabilización

2.2.3. Tratamiento de aguas residuales no convencionales

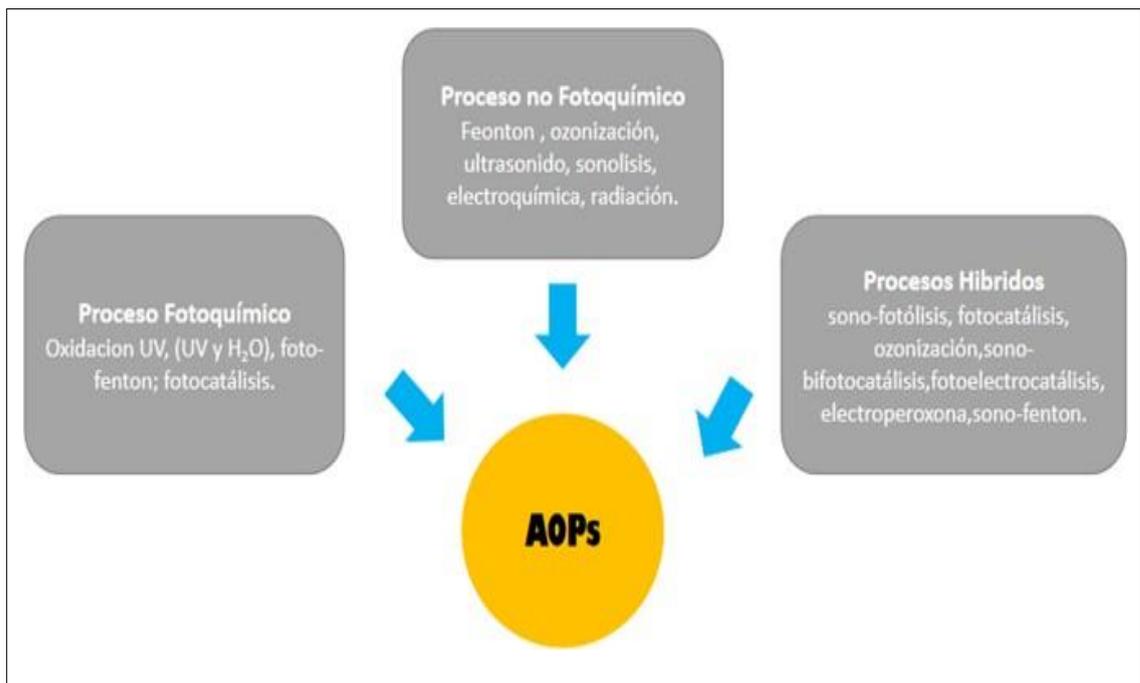
Progresivamente surgen nuevas formas de tratar las aguas residuales. Una de ellas es la integración de la biotecnología basada en algas y los tratamientos fotoquímicos. Como métodos de pretratamiento, los procesos fotoquímicos o procesos de oxidación avanzados (POA) pueden proporcionar una ventaja sobre la transformación de los compuestos parentales resistentes en intermedios biodegradables. Posteriormente, el siguiente tratamiento biológico puede mineralizar totalmente estos subproductos en entidades no tóxicas, lo que puede reducir el costo y los riesgos ecológicos (Jiu *et al.*, 2017). Algunas preocupaciones podrían surgir al construir sistemas combinados, como la biodegradabilidad de los intermedios producidos a partir de POA, la sobre oxidación, obtención de condiciones óptimas de oxidación, evaluaciones del ciclo de vida, flexibilidad del tratamiento y la relación entre la composición del efluente del fotorreactor y el rendimiento del biorreactor (Marsolek *et al.*, 2014).

Tratamiento fotoquímico. Los tratamientos fotoquímicos forman parte de la familia de los procesos oxidativos avanzados. Es por ello, que primero

comenzaremos hablando de esta gran familia y sus características. Los procesos oxidativos avanzados llaman especial atención por su ataque agresivo a aquellos compuestos orgánicos difíciles de biodegradar (Heinzle et al., 1995). De acuerdo con AL-Momani *et al.* (2002) estos procesos incluyen H₂O₂/UV, ozono, fotofenton, fotólisis con UV, oxidación con aire húmedo y luz natural y pueden ser clasificados como procesos fotoquímicos, no fotoquímicos e híbridos (Figura 12).

Figura 12

Tipos de procesos de oxidación avanzada



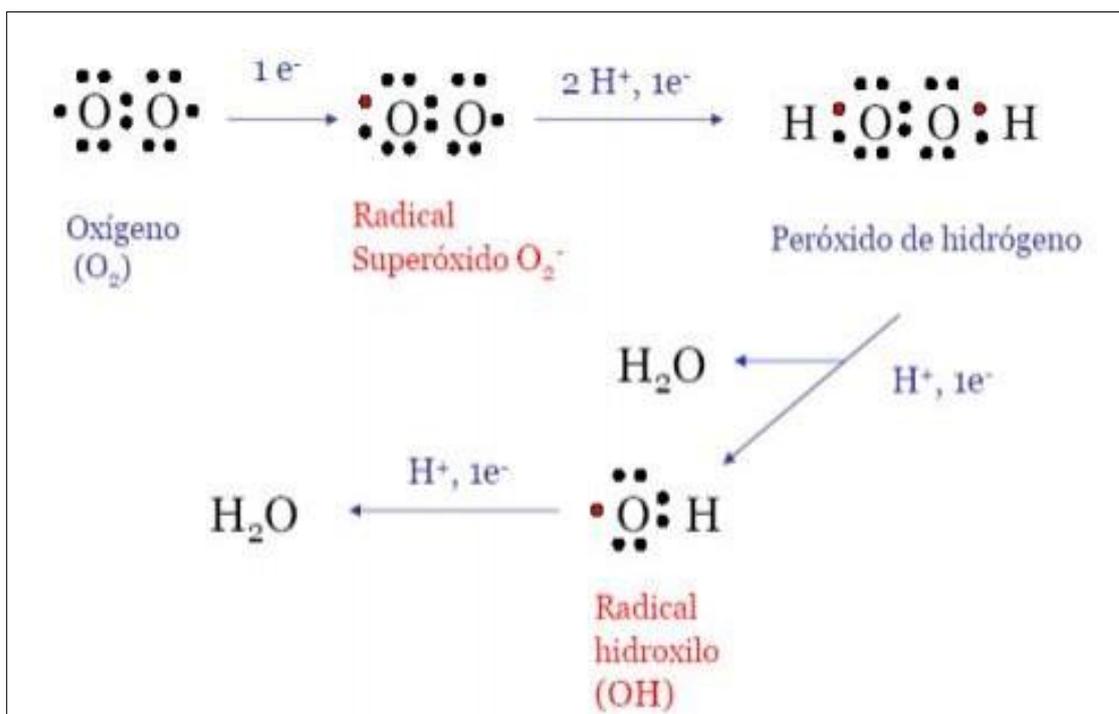
Fuente: Kanakaraju et al. (2018)

Los POA se basan en cambiar la estructura y propiedades químicas de las sustancias orgánicas empleando un agente oxidante denominado radical

hidroxilo OH^* que es capaz de destruir a las sustancias tóxicas solubles dando como resultado final un mayor nivel de biodegradabilidad (Marco *et al*, 1997) Sin embargo; si solo se incluye como tratamiento al proceso oxidativo avanzado no sería viable económicamente; es por ello que se busca integrar los procesos de tratamiento fotoquímico y biológico (Heinzle *et al.*, 1995). La figura 13 muestra la formación del radical hidroxilo y la Tabla 1 el potencial de oxidación redox de algunos reactivos.

Figura 13

Formación del radical hidroxilo



Fuente: Giler (2018)

Tabla 1*Potenciales redox de algunos oxidantes*

Especie	E ⁰ (V, 25°C)
Flúor	3,03
Radical hidroxilo	2,80
Oxígeno atómico	2,42
Ozono	2,07
Peróxido de hidrógeno	1,78
Radical perhidroxilo	1,70
Permanganato	1,68
Ácido hipobromoso	1,59
Dióxido de cloro	1,57
Ácido hipocloroso	1,49
Cloro	1,36
Bromo	1,09
Yodo	0,54

Fuente: De La Cruz (2013)

Como se había mencionado antes, los procesos de oxidación avanzada son una familia amplia que remueven los contaminantes del agua residual. Por lo tanto, en este estudio se ha considerado la aplicación de un tratamiento fotoquímico mediante fotólisis con radiación ultravioleta.

Fotólisis. Existen dos tipos de fotólisis, la directa e indirecta empleando fotosensibilizadores:

Fotólisis directa. Este proceso es el que tendrá lugar en el presente trabajo y se caracteriza por utilizar la energía de radiación a longitudes de onda entre 200 y 400 nm (Diaz, 2010). Según De La Cruz (2013) bajo estas condiciones de longitud de onda los contaminantes orgánicos alcanzan un estado excitado singlete que luego puede producir estados tripletes y sufrir homólisis, heterólisis o fotoionización. En muchos de los casos, la ruptura homolítica puede producir radicales R^* (Ecuación 1). Estos radicales mediante reacciones en cadena generan productos finales de menor peso molecular. Cuando el oxígeno está presente es posible que existan reacciones adicionales con generación de radical superóxido $O_2^{\cdot -}$ (Ecuación 2). Además, pese a que el poder oxidante del superóxido ($O_2^{\cdot -}$) es relativamente bajo, puede degradar compuestos aromáticos sustituidos, con alta absorción en el rango uv.



Con respecto a la importancia de la presencia del oxígeno en el proceso de oxidación Garcés *et al.*, (2004) mencionan que hay investigaciones en fotólisis que prueban la existencia de diferentes reacciones en función de la distancia a la fuente de radiación, debido a la variación de contenido de oxígeno presente en el medio. Además, muestra las reacciones durante el proceso de fotólisis de la materia orgánica (Tabla 2) e indica que la reacción entre los radicales libres (R^0) y el oxígeno, forman radicales peroxilo (ROO^0) altamente

estables y que, si el oxígeno disuelto es insuficiente, los radicales libres pueden reaccionar por recombinación o dismutación.

Tabla 2

Reacciones de fotólisis de la materia orgánica

Reactantes		Productos
$H_2O + hv$	\rightarrow	$H^\circ + OH^\circ$
$OH^\circ + RH$	\rightarrow	$H_2O + R^\circ$
$R^\circ + O_2$	\rightarrow	ROO°
$R^\circ + R^\circ$	\rightarrow	$R-R$
$ROO^\circ + O_2$	\rightarrow	$CO_2 + H_2O + \dots$
$H^\circ + O_2$	\rightarrow	HO_2°

Fuente: Garcés *et al.* (2004)

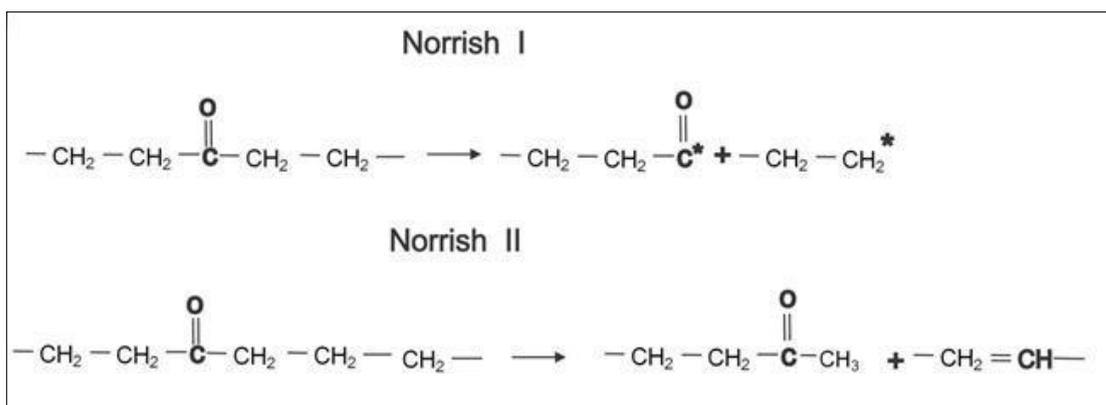
De acuerdo con Kari *et al.* (1995) la degradación de los compuestos está en función de la longitud de onda de radiación (λ), compuestos molares, capacidad de absorción y rendimiento cuántico. Algunas de las ventajas de la fotólisis sobre la degradación no fotoquímica son; (1) algunos de los contaminantes se degradan por fotólisis directa, (2) no requieren reactivos químicos adicionales, (3) reduce la cantidad de oxidantes necesarios en sistemas integrados, y (4) poco afectados por cambios drásticos en el pH (Tabish y Sukalyan, 2019). Sin embargo, también existen limitaciones como: i) baja eficiencia, ii) selectivo porque es aplicable sólo a compuestos que

absorben entre 200 y 300 nm, iii) ofrece excelentes resultados si se trata un único compuesto objetivo (De La Cruz, 2013).

Debido a que la mayoría de productos farmacéuticos son compuestos fotoactivos y absorben la radiación luminosa, la fotólisis es la técnica más directa para su degradación. Esta fotodegradación se debe a que los fármacos presentan en su composición anillos aromáticos, heteroátomos y ciertos grupos funcionales que permiten la absorción de energía solar o iniciar la reacción de especie fotosensibles que causan su fotodegradación en agua. (Lin y Reinhard (2005); Boreen *et al.*, (2003). La figura 14 muestra la reacción de degradación de la cetona por fotólisis, una estructura química orgánica que, junto con hidrocarburos aromáticos, alcanos, ciclo alqueno, aminas terciarias y halogenuros se emplean para producir fármacos como Nalidix y Diazepam.

Figura 14

Reacción de fotólisis de la cetona



Fuente: Fulchini (2020)

Fotólisis indirecta o fotosensibilización. De La Cruz (2013) explica sobre las reacciones que ocurren en una fotólisis indirecta mediante fotosensibilizadores:

“La fotosensibilización supone la generación, mediante absorción de luz, del estado excitado de un colorante, llamado fotosensibilizador, de manera que éste, durante el tiempo de vida de su estado excitado, es capaz de ceder o transferir su exceso de energía a otra molécula presente en el medio circundante, obteniéndose entonces un estado excitado de la misma. La nueva molécula excitada, durante su tiempo de vida, puede reaccionar con otras especies químicas (Q) existentes en el medio, dando lugar a productos de reacción o, en caso de que no lo haga, terminará regresando a su correspondiente estado fundamental tras la liberación de su exceso de energía (ΔE) al medio circundante” (pág. 55). En la tabla 3 se muestra una reacción fotoquímica entre un fotosensibilizador y una molécula cualquiera.

Tabla 3

Proceso de fotosensibilización

Sens + Luz	→	Sens*
Sens* + molécula	→	Sens + molécula*
a) Molécula* + Q	→	Productos
b) Molécula*	→	Molécula + ΔE
(*): estados excitados		(Sens): fotosensibilizador genérico

Fuente: Adaptado de De La Cruz (2013)

Cinética de los procesos de fotodegradación. Normalmente, los procesos de fotodegradación se pueden escribir mediante ecuaciones de primer orden (Sánchez, 2007). Las cinéticas de degradación de primer orden se expresan del siguiente modo:

$$\frac{dC_A}{dt} = -k \cdot C_A \quad (3)$$

La integración de la ecuación 3 da lugar a:

$$C_{(t)} = C_0 \cdot e^{-kt} \quad (4)$$

La concentración de un compuesto es una función exponencial del tiempo de degradación, el cual se puede expresar también como:

$$\ln C_A = \ln (C_{A0}) - k \cdot t \quad (5)$$

Donde:

C_A : Concentración de un compuesto degradado en el tiempo t

k : Constante de velocidad de primer orden

C_0 : Concentración inicial de un compuesto en $t=0$

t : Tiempo

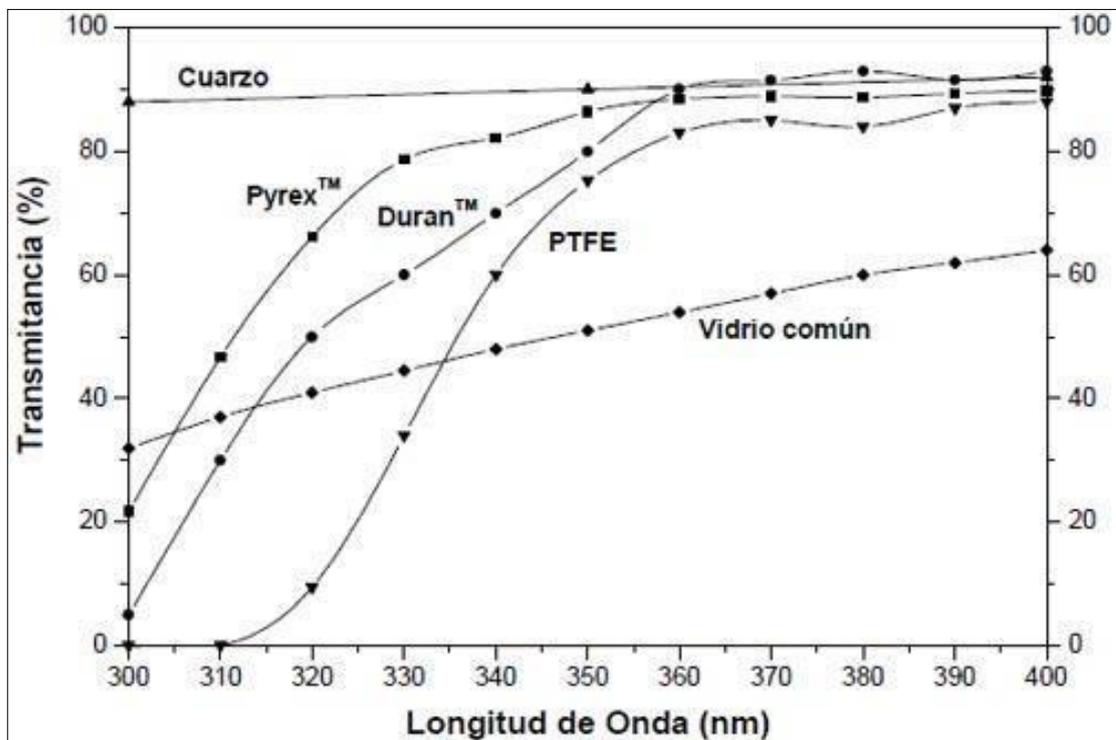
Características de un fotorreactor. Las dos principales características

que un fotorreactor debe cumplir son: alta transmisividad y elevada reflectancia.

Con respecto a la transmisividad, Blanco *et al.* (2017) mencionan que entre los posibles materiales válidos para fotorreactores se encuentran los fluoro polímeros por sus excelentes propiedades como ser inertes químicamente, mostrar buena transmisividad y resistencia, y además buenos difusores de luz uv, materiales acrílicos y varios tipos de vidrio con bajo contenido en hierro. Otro material atractivo por sus propiedades es el cuarzo, pero resulta inviable su uso debido a su alto costo. El vidrio también es un material alternativo para fotorreactores, pero su absorbancia de luz es muy alta debido a un alto contenido de hierro en su composición (Figura 15).

Figura 15

Transmitancia de diferentes materiales

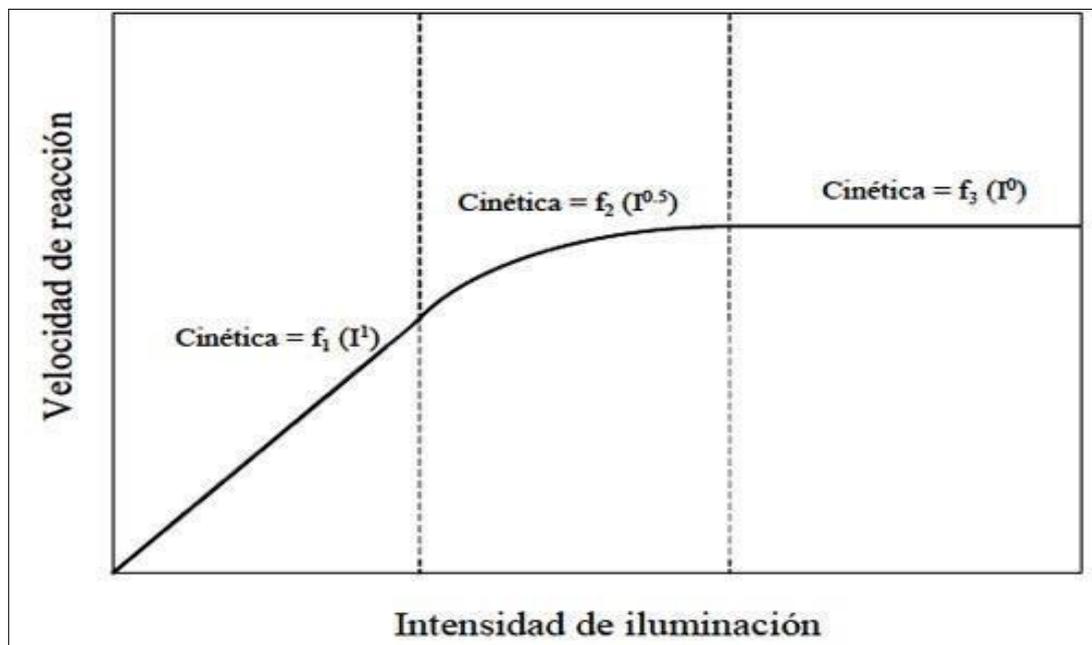


Fuente: Blanco *et al.* (2017)

Acosta (2009) recomienda que cuando se trabaje con procesos fotoquímicos se asuma que se está trabajando en la zona de radiación máxima. En la figura 16 se aprecia que la velocidad de reacción depende directamente de la intensidad de radiación hasta un valor donde la velocidad se mantiene prácticamente constante.

Figura 16

Velocidad de reacción vs intensidad de iluminación



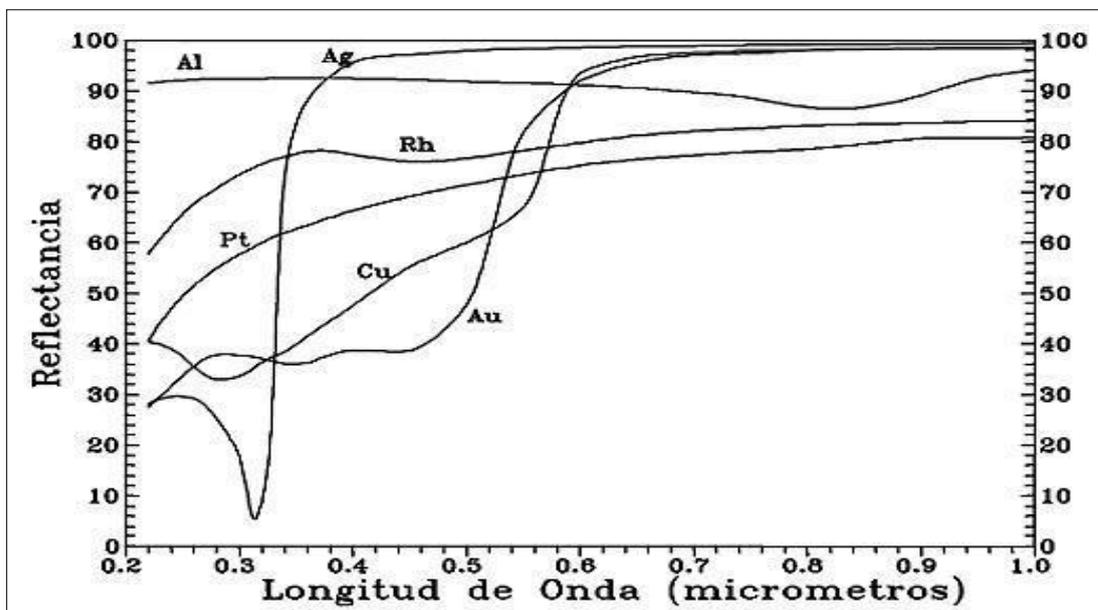
Fuente: Diaz (2010)

En cuanto a la superficie reflectante, Blanco *et. al.* (2017) mencionan que la superficie de un material funciona como un espejo dirigiendo y reflejando la luz útil hacia el reactor de tal manera que el aprovechamiento de la luz sea el máximo. Recomiendan por tanto que se empleen materiales que sea altamente efectivo para la reflectividad (radiación reflejada/radiación incidente) de la

radiación ultravioleta, así como los espejos tradicionales basados en plata tienen elevada reflectancia en el espectro visible, pero no así en el intervalo de 300 a 400nm de longitud de onda, siendo la mejor opción en este caso la utilización de espejos a base de aluminio (Figura 17).

Figura 17

Reflectancia espectral de diferentes metales



Fuente: Blanco et.al (2017)

Tratamiento biológico. Los procesos de tratamiento biológico consisten en establecer un control del medio donde crecen los microorganismos con el fin de lograr las condiciones óptimas de crecimiento y así promover un mayor porcentaje de remoción de los contaminantes acuosos. Las aplicaciones del tratamiento biológico tienen como fin, eliminar la materia orgánica carbonosa del agua residual como es, la demanda bioquímica de oxígeno (DBO), carbono orgánico total (COT) y demanda química de oxígeno (DQO), también procesos

para eliminar amoníaco como es la nitrificación o la eliminación de nitratos como es la desnitrificación, así como la eliminación de fósforo y la estabilización de fangos (Guillén, s.f.).

Existen muchas alternativas de utilización de microorganismo en el tratamiento biológico de aguas residuales y una de ellas es el uso de las microalgas. Las microalgas son muy eficaces en los tratamientos de aguas residuales debido a su gran capacidad de remover nutrientes y xenobióticos. Especies como *Chlorella vulgaris*, *Chlorella miniata*, *Chlorella Sorokiniana* y la *Scenedesmus Quadricauda* sobresalen por la manera tan eficiente de eliminar metales pesados además de poder desarrollarse en aguas contaminadas. La *C. Vulgaris* y *S. Dimorphus* son altamente eficientes en la biorremediación de amoníaco y fósforo presentes en aguas residuales, de igual manera otras especies como el *Tetraselmis sp*, *Chlalydomonas sp* y *Nannochloris sp* tienen muy buena tolerancia a altas concentraciones de CO₂, también se incluyen al *Chlorella sp* y *Scenedesmus sp* que son efectivas para la remoción de fosfatos y nitratos además de materia orgánica. Teniendo en cuenta estos detalles, el uso de microalgas se ha posicionado como uno de los métodos más eficaces en el tratamiento de aguas residuales (Candela, 2016)

Microalga. En ficología aplicada y biotecnología, el término microalgas define a organismos microscópicos que poseen clorofila y realizan fotosíntesis oxigénica. Incluyen tanto a microorganismos eucariotas (clasificados tradicionalmente según sus pigmentos fotosintéticos en rodofitas, clorofitas, dinofitas, crisofitas, prymnesiofitas, bacillariofitas, xantofitas, eustigmatofitas,

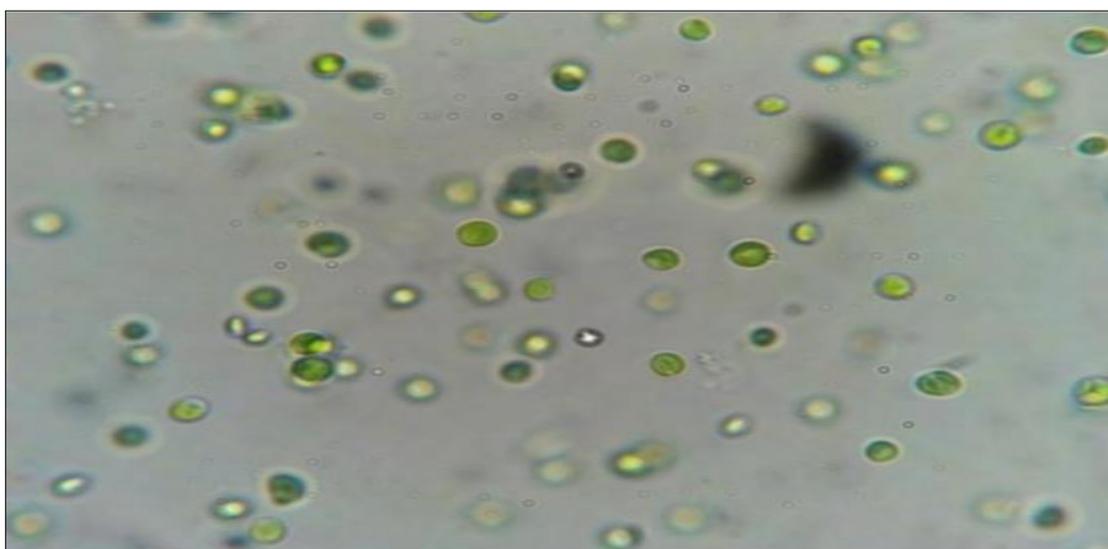
rhaphidofitas y feofitas) como a procariotas (cianobacterias y proclorofitas) distribuidos por todos los hábitats terrestres y acuáticos (Richmond, 2004).

Características de la *Chlorella sp* y su taxonomía

La *Chlorella sp* es una microalga verde de forma elipsoidal el cual se desarrolla en forma de células simples (Figura 18). Se ha cultivado en forma masiva con la finalidad de alimentación y la obtención de metabolitos. Este género de microalgas ha sido aplicado también al tratamiento biológico de aguas residuales comprobando la efectividad que tienen sobre la remoción de nitrógeno y fósforo, demanda química de oxígeno y los metales, su uso se puede dar en forma suspendida o inmovilizada, como una cepa pura o asociado a otros microorganismos no fotosintéticos (Infante *et al.*, 2012).

Figura 18

Chlorella sp vista en el microscopio



Fuente: Nagwa *et al.* (2015)

De acuerdo con la taxonomía para microalgas *Chlorella sp* descrita por M.W Beyerinck en 1980, citado en (Flores y Mamani, 2015), *Chlorella sp* se clasifica de la siguiente manera (tabla 4).

Tabla 4

Taxonomía para microalgas Chlorella sp

Reino	Protista
División	<i>Chlorophyta</i>
Clase	<i>Chlorophyceae</i>
Orden	<i>Chlorococcales</i>
Familia	<i>Oocystaceae</i>
Género	<i>Chlorella</i>
Especie	<i>Chlorella sp</i>

Fuente: Flores y Mamani (2015)

Microalgas en el tratamiento de aguas residuales. Según Escapa *et al.* (2017) “las microalgas se caracterizan por su alta eficiencia fotosintética, altos flujos de crecimiento, amplia adaptabilidad y gran potencial para remover nutrientes inorgánicos del agua residual” (p.1180, traducción propia).

Sus hallazgos muestran que varias microalgas pueden cambiar entre crecimiento fotoautotrófico y mixotrófico al utilizar compuestos orgánicos que a menudo se encuentran en las aguas residuales. Esto significa que existe un gran potencial para el uso de aguas residuales en la producción comercial de biocombustibles. La integración de la producción de biomasa de microalgas con el tratamiento de aguas residuales conduciría a optimizar la productividad de la

biomasa de algas y tendría grandes impactos ambientales al reducir significativamente los riesgos de contaminación y eutrofización (Msanne *et al.*, 2020).

Elección del tipo de microalga. La selección de las especies a cultivar depende básicamente de la aplicación que se le quiera dar a la biomasa que se obtendrá. El objetivo puede variar desde la generación de pigmentos, biocombustibles, alimentos, fitorremediación, entre otros. El presente estudio tiene por objetivo remover contaminantes del agua residual, el cual se enmarca dentro de la fitorremediación. En este sentido, las microalgas deben cumplir con 3 condiciones principales: 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 de contener componentes valiosos en la célula. Algunos de los géneros registrados en las aguas residuales desde diferentes orígenes son *Chlorella*, *Ankistrodesmus*, *Scenedesmus*, *Euglena*, *Chlamydomonas*, *Oscillatoria*, *Micractinium*, *Golenkinia*, *Phormidium*, *Botryococcus*, *Spirulina*, *Nitzschia*, *Navicula* y *Stigeoclonium*, los cuales muestran ser comercialmente prometedores para la alimentación humana, pienso para animales, obtención de productos bioenergéticos, aceites esenciales, pigmentos, entre otros usos (Hernández, 2014).

Sistemas fotobiorreactores. En base al interés biotecnológico que han despertado estos microorganismos, el primer paso para su desarrollo es su cultivo. Hoy en día, la producción de microalgas se puede lograr principalmente

por medio de dos modelos de cultivo: los sistemas abiertos, en el que los cultivos están expuestos a la atmósfera, y los sistemas cerrados, los cuales están aislados. Los sistemas en las que operan pueden ser de modo semicontinuo, discontinuo o batch y continuo.

Sistemas abiertos. Consisten generalmente en estanques (raceways) poco profundos aproximadamente de 0,25 a 0,4 m (Zhang *et al.*, 2016), en los que la luz puede penetrar de forma más uniforme por todo el cultivo. Estos dispositivos están provistos de agitación mecánica a través de paletas rotatorias, lo que permiten una correcta homogenización del cultivo además de evitar su sedimentación. Este tipo de sistemas son los más utilizados a nivel comercial para obtener grandes cantidades de biomasa de microalgas (Figura 19). En cuanto a sus desventajas, se puede destacar que tienen una baja productividad por unidad de área, casi no ofrecen control sobre el cultivo y están notablemente más expuestos a la presencia de contaminantes.

Figura 19

Cultivo de microalgas en sistema abierto



Fuente: Zhang *et al.* (2016)

Sistemas cerrados. En contraste a los sistemas abiertos se encuentran los sistemas cerrados, como son los fotobiorreactores, cuyo diseño se ha realizado de forma que supere algunas de las principales limitaciones de los sistemas abiertos, como por ejemplo las pérdidas por evaporación, riesgo de contaminación o las pérdidas de CO₂. Los fotobiorreactores permiten un control más exhaustivo de las condiciones de cultivo al disponer de sistemas de regulación y control de los parámetros más importantes de crecimiento (tasa de aireación, inyección de dióxido de carbono, etc.). Respecto a su diseño hay que destacar que existen numerosas variedades, si bien, en la última década, han sido los fotobiorreactores tubulares y de placas planas (Figura 20) los que han suscitado mayor interés ya que permiten obtener cultivos con densidad celular 3 veces mayor en comparación con los sistemas abiertos (Contreras *et al.*, 2003).

Figura 20

Cultivo de microalgas en sistema cerrado



Fuente: Contreras *et al.* (2003)

Parámetros que influyen en el crecimiento de las microalgas. Es importante tener en cuenta la influencia que tienen ciertos factores sobre el crecimiento de la microalga. Controlar adecuadamente los parámetros relevantes del sistema de cultivos permitirá optimizar la productividad de la biomasa y remover eficientemente los contaminantes del agua residual. Los parámetros de control más relevantes son:

Temperatura. La producción de microalgas varía directamente proporcionalmente con la temperatura y aumenta hasta alcanzar la temperatura óptima de cada especie. La temperatura óptima varía entre las especies, pero en general está entre 28° y 35°C (Park *et al.*, 2010). Según Murcia y Parra (2018) la temperatura óptima para el género *Chlorella* es 25°C, sin embargo, temperaturas por encima de los 35°C desencadenaría la inhibición del cultivo de microalgas.

pH y carbono inorgánico. Una producción óptima de algas no será posible si solo se dispone del CO₂ presente en el aire. Por lo que Park *et al* (2010) y Richmond (2004) sostienen que la adición de CO₂ es una estrategia eficiente, ya que permite controlar el pH a través de burbujeo directo de CO₂ en el medio de cultivo y al mismo tiempo el suministro de CO₂ para cultivos en masa de alto rendimiento.

El pH del medio de cultivo es un parámetro específico de cada especie de microalga, con una influencia significativa en su metabolismo. En determinados casos, como en sistemas de cultivo cerrados, debido al consumo de CO₂ y nutrientes tiene una tendencia variable. En dichas circunstancias, y

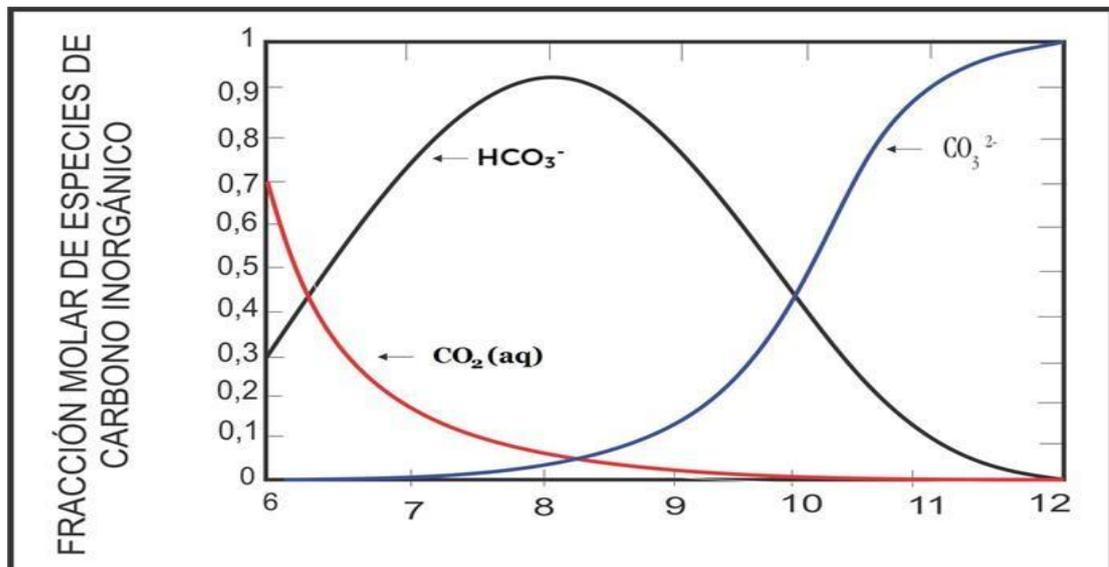
para evitar que los valores de pH altos inhiban el crecimiento celular, se suele emplear disoluciones tampón como puede ser la de fosfatos, que funcionan muy bien en el rango de valores de pH próximos a 7 (Qiu R *et al.*, 2017).

De acuerdo con los estudios realizados por Eze *et al.* (2018) y Elcock (2018), un crecimiento óptimo de las microalgas se puede lograr a un pH entre 7,5 y 8,5; condición en la cual el CO_2 y HCO_3^- se encuentran disponibles y son fácilmente asimilables por las microalgas (Figura 21). Sin embargo, según la Ecuación 6 se observa que si el pH se eleva cada vez más debido al crecimiento de las microalgas comenzaría a formarse carbonatos (CO_3^{2-}).



Figura 21

Efectos del carbono sobre el pH



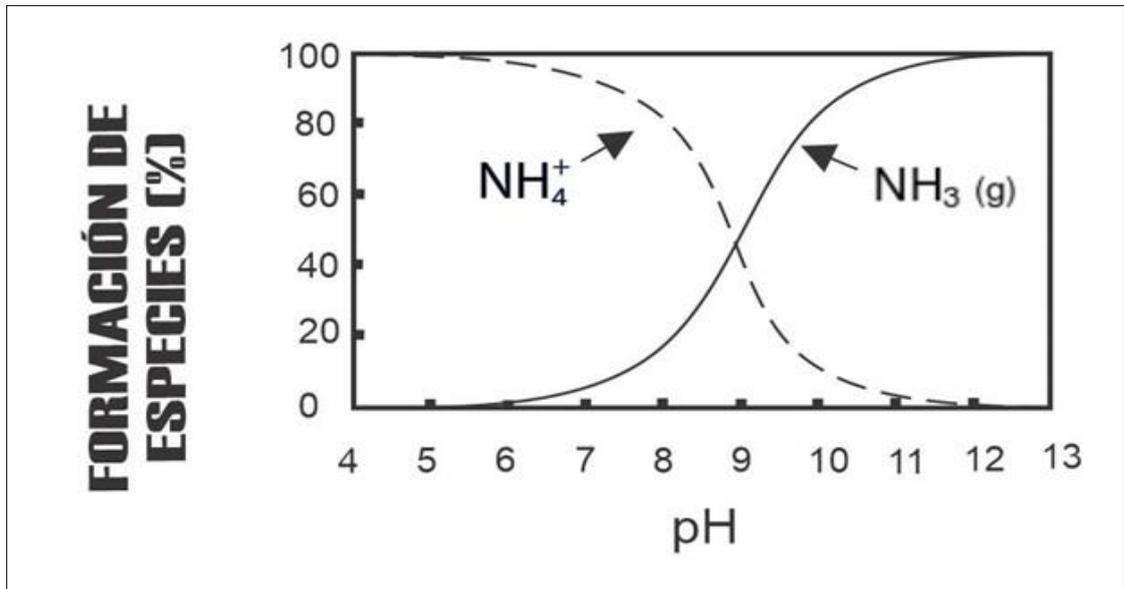
Fuente: Eze et al. (2018)

Luz. Las microalgas pueden utilizar para la fotosíntesis la energía lumínica proveniente de la luz solar en un ciclo natural de día y noche, luz artificial o ambas, realizando periodos continuos mediante luz artificial o periodos discontinuos alternando con periodos de oscuridad, también con luz artificial (Piñera, 2002). Para que la luz artificial sea eficaz se debe utilizar una con longitudes de onda entre los 600 y 700 nm (Benavente, 2012).

Nitrógeno. La biomasa de microalgas presenta un contenido de nitrógeno entre 1% y 10% (Richmond, 2004). Normalmente las microalgas consumen nitrógeno del medio en forma de nitrato, nitrito y amonio principalmente, pero también en forma orgánica, como urea o aminoácidos. En el tratamiento de aguas residuales se debe tener en cuenta el efecto tóxico que tienen el amoniaco libre sobre el crecimiento de las microalgas. De acuerdo al pH del medio podemos encontrar en equilibrio al ion amonio (NH_4^+) y al amoniaco (NH_3), siendo este último la especie dominante en pH superiores a 9,25 (Figura 22). El amoniaco libre a concentraciones menores de $2 \text{ mgN}\cdot\text{L}^{-1}$, puede difundirse de forma pasiva en las células de las microalgas alcanzando concentraciones intracelulares que pueden llegar a ser tóxicas (Montero, 2019) ya que el amonio desacopla el transporte electrónico en el fotosistema II (sistema de captación de la energía lumínica) y compite con el agua en las reacciones de oxidación que generan el O_2 libre (Ruiz, 2011).

Figura 22

Efecto del pH sobre la concentración de amoníaco libre



Fuente: Montero (2019)

Fosfatos. El contenido de fósforo en la biomasa de microalgas varía de 0,05 a 3,3% (Richmond, 2004). Al igual que el nitrógeno, el fósforo es un macronutriente esencial para el crecimiento de las algas. Las usan para fabricar constituyentes celulares como fosfolípidos, nucleótidos y ácidos nucleicos. Es consumida en forma de ortofosfatos (PO_4^{3-}), cuya concentración en equilibrio con las formas protonadas depende lógicamente del pH del medio (Ruiz, 2011). Se almacenan en el interior de la célula de las microalgas en forma de polifosfato y son usadas cuando el fósforo del medio esté agotado; las microalgas lo emplean como constituyente de la estructura celular, específicamente de lípidos y carbohidratos (Montero, 2019).

Fases del crecimiento biológico. Según (Crites, 2000) el patrón de crecimiento basado en el número de células tiene 4 fases (Figura 23):

Fase de latencia: Simboliza el tiempo que requieren los microorganismos para aclimatarse a su nuevo ambiente y empezar a reproducirse.

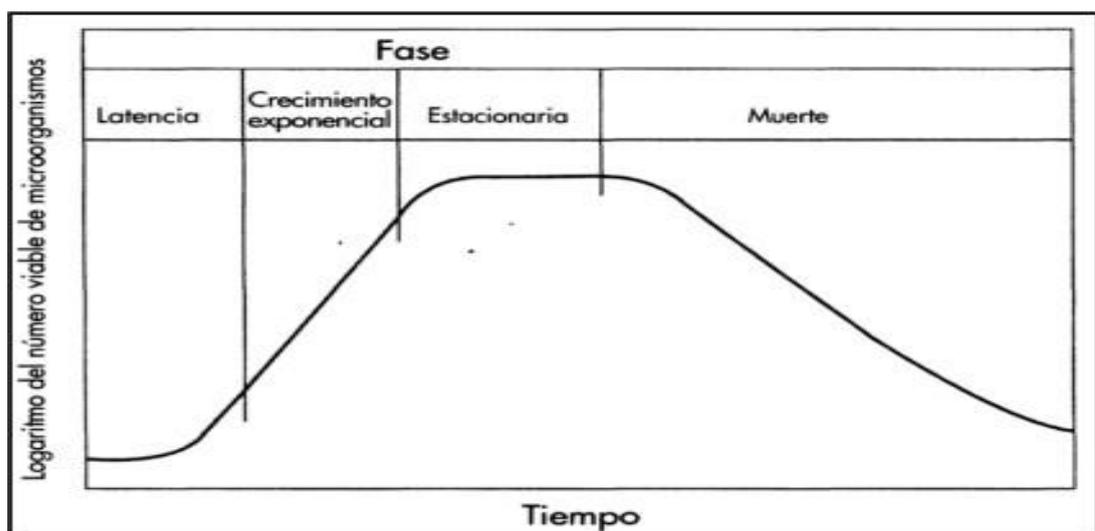
Fase exponencial: Durante este periodo las células se dividen a cierta tasa determinada por su tiempo generacional y su habilidad de procesar el alimento (tasa constante de crecimiento porcentual).

Fase estacionaria: La población permanece estacionaria, las posibles causas de este fenómeno son: las células acabaron con el sustrato o los nutrientes o la natalidad se compensa con la mortalidad.

Fase de muerte exponencial: En esta fase la tasa de mortalidad excede a la tasa de natalidad. En algunos casos, la fase de mortalidad exponencial es la inversa de la de natalidad exponencial.

Figura 23

Curva de crecimiento bacteriano



Fuente: Crites (2000)

Modelos matemáticos de crecimiento biológico. Existen varios modelos matemáticos que pueden representar adecuadamente el incremento de la población de microorganismos. Tenemos por ejemplo a los modelos Logístico, Gompertz (Man *et al.* 2017) y Gompertz Modificado (Ferreira, 2013) los cuales están representados mediante las siguientes ecuaciones.

Modelo Logístico

$$y = \frac{A+C}{1+\exp^{-B(t-M)}} \quad (7)$$

Modelo Gompertz

$$y = A + C \exp^{-\exp[-B(t-M)]} \quad (8)$$

Modelo Gompertz Modificado

$$y = C. \exp^{-\exp\left[\frac{B \cdot \exp\left(\frac{1}{c}(\lambda-t)\right)}{c} + 1\right]} \quad (9)$$

Donde:

y : Densidad de la población o concentración de la biomasa (g/L)

A : Es la asintótica de $\ln(X_t/X_0)$ cuando t aumenta indefinidamente (X_t y X_0 es la concentración máxima e inicial de células respectivamente)

C : Es la asintótica de $\ln(X_t/X_0)$ cuando t aumenta indefinidamente (X_t y X_0 es la concentración máxima e inicial de células respectivamente).

B : Tasa de crecimiento específico máximo “ μ_{max} ” (días^{-1})

M : Tiempo donde la tasa de crecimiento es máxima (días^{-1})

λ : Duración de la fase lag (días)

Una vez ajustada la curva de regresión a la nube de observaciones experimentales, es importante disponer de una medida o criterio que mida la bondad del ajuste realizado y que permita decidir si el ajuste es suficiente o se deben buscar modelos alternativos. Los parámetros más empleados para determinar la calidad del ajuste de un modelo son el coeficiente de determinación (R^2), el coeficiente de correlación (R) y el error estándar residual (EER). El coeficiente de determinación es utilizado como indicador para representar la precisión del modelo al ajustar los datos experimentales, dicha precisión aumenta cuando el R^2 se acerca a uno. Este coeficiente indica el porcentaje de la variación total en la variable dependiente que la regresión estimada es capaz de estimar (Man *et al.*, 2017). El coeficiente de correlación, introducido por K. Pearson, es un estadístico que informa sobre la relación lineal que existe entre la variable dependiente e independiente. Básicamente proporciona información sobre la dirección y fuerza con que se relacionan las variables (Lahur, 2003). Finalmente, el error estándar de estimación es un indicador de la variabilidad que el modelo deja sin explicar (dispersión aleatoria), es decir, mide la variabilidad o dispersión de los valores observados alrededor de la curva de regresión en términos de desviación estándar. Se elige aquel modelo que presente menor valor de su error estándar (Novales, 2010).

Por otro lado, existen otros criterios para determinar la calidad de un modelo especialmente en las áreas de la biología y econometría. Dichos criterios se basan en la teoría de la información y permiten identificar un modelo de una manera sencilla y automática. Entre estos destacan el AIC ("*Akaike's Information Criterion*"), el FPE ("*Final Prediction Error*"), el criterio BIC ("*Bayesian Information*

Criterion”), el criterio CAT (“*Criterion of Autoregressive Transfer Function*”) y el criterio S de Schwarz. El más empleado es el denominado AIC, criterio de información de Akaike traducido al español, debido a que se caracteriza por presentar una formulación matemática simple y de fácil aplicación (Ecuación 10).

$$AIC = 2.(n) - 2.Ln(v) \quad (10)$$

Donde:

n: número de parámetros independientes ajustados

v: máxima verosimilitud

Tradicionalmente la construcción de un modelo para series temporales se basa en el uso de test de hipótesis para definir mediante cálculos sucesivos el mejor modelo que se ajuste; Sin embargo, si desconocemos el mecanismo de formación de los datos, la forma funcional de intervención de las variables sobre el modelo o los desfases temporales que pudiesen existir, los contrastes estadísticos pierden su significado. El AIC propone la construcción de un modelo tomando en cuenta la teoría de la decisión estadística, lo cual implica analizar la función de pérdida más adecuada, es decir, elegir como función perdida el mínimo valor del criterio AIC. Básicamente, Akaike se basa en interpretar la distancia entre los datos observados de una muestra y los teóricos a partir de la log-verosimilitud de un modelo; relaciona conceptos estadísticos importantes como son la función de verosimilitud, la entropía asociada y la información contenida en el modelo (Burnham y Anderson, 1998).

Parámetros cinéticos de crecimiento biológico. La concentración de la biomasa de microalgas se obtiene a partir de la correlación lineal entre el peso de la biomasa seca (g/L) y la densidad óptica (Ecuación 12). El peso de la biomasa seca se determina mediante el pesaje de una muestra de cultivo usando la balanza (Man *et al.*, 2017) y la densidad óptica a través de la medición de la transmitancia empleando el espectrofotómetro. El cálculo para hallar la densidad óptica fue planteado por Arredondo y Voltolina (2007), y se muestra en la Ecuación 11.

$$\text{Densidad óptica} = 100 - \text{Transmitancia} \quad (11)$$

$$\text{Peso de la biomasa seca } \left(\frac{g}{L}\right) = \text{Densidad } (688nm). \text{ Constante } \quad (12)$$

$$\text{óptica}$$

Con la biomasa obtenida se calcula la tasa de crecimiento específico (μ) y productividad (P) del cultivo. Almomani *et al.* (2019) emplearon las expresiones dadas en la ecuación 13 y 14 para calcular dichos parámetros. Finalmente, el porcentaje de eliminación de los contaminantes como los fosfatos y la materia orgánica se determinan usando una relación (Ecuación 15) basada en las concentraciones iniciales y finales del sustrato en el medio (Razzak S., 2018).

$$\text{Tasa de crecimiento específico "}\mu\text{" (día}^{-1}\text{)} = \frac{\ln\left(\frac{X_2}{X_1}\right)}{(t_2-t_1)} \quad (13)$$

Donde:

X_1 y X_2 : Peso de la biomasa seca durante la fase exponencial

t_1 y t_2 : Tiempo de crecimiento durante la fase exponencial

$$\text{Productividad "P"} \text{ (g L}^{-1} \text{ día}^{-1}) = \frac{X_f - X_0}{t_f - t_0} \quad (14)$$

Donde:

X_0 y X_f : Peso de la biomasa seca al inicio y final del cultivo

t_0 y t_f : Tiempo de crecimiento al inicio y final del cultivo

$$\% \text{ Remoción} = \frac{S_0 - S_f}{S_0} \times 100 \quad (15)$$

Donde:

S_0 y S_f : son las concentraciones del sustrato al inicio y final del periodo de cultivo respectivamente.

Disponibilidad y solubilización de fosfatos para su asimilación por microalgas. Las microalgas tienen la capacidad de realizar fotosíntesis similar a las plantas, por ello el fósforo en forma de fosfato (PO_4^{3-}) es captado por las microalgas para la síntesis de adenosín tri fosfato (ATP), el cual a su vez participa en su metabolismo celular permitiendo su crecimiento y desarrollo.

Disponibilidad y solubilidad del fósforo inorgánico. El fósforo inorgánico se encuentra en forma de minerales (Figura 24), los compuestos en el que se encuentran pueden estar en forma de sales en solución, en forma de

cristales o estar absorbido por los coloides del suelo para formar enlaces con los hidróxidos del Fe, Mn o Al (Bobadilla y Rincón, 2008).

Figura 24

Principales formas de fósforo inorgánico

Tipos de fosfatos	Denominación	Composición	Características
Fosfatos de calcio	hidroxiapatita	$3\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$ $\text{Ca}(\text{OH})_2$	mayor abundancia
	Oxiapatita	$3\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$ CaO	
	Fluorapatita	$3\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$ CaF ₂	mayor abundancia
	Carbonatoapatita	$3\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$ CaCO ₃	
	fosfato tricálcico	$3\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$	
	fosfato dicálcico	CaHPO ₄	mayor solubilidad
	fosfato monocálcico	Ca(H ₂ PO ₄) ₂	mayor solubilidad
Fosfatos de Hierro	Livianita	Fe ₃ (PO ₄) ₂ 8H ₂ O	
	Estrengita	FePO ₄ 2H ₂ O	
Fosfatos de Aluminio	Variscita	AlPO ₄ 2H ₂ O	

Fuente: Bobadilla y Rincón (2008)

Debido a que las algas absorben el fósforo en forma inorgánica en estado soluble, el fósforo debe encontrarse en forma de fosfato ácido (HPO₄²⁻) o en forma de fosfato diácido (H₂PO₄⁻), para ello los microorganismos utilizan mecanismos para que el fósforo que se encuentra en forma inorgánica insoluble se convierta en fosfatos solubles (Ecuación 16). Los microorganismos producen ácidos, como el ácido nítrico (HNO₃) o ácido sulfúrico (H₂SO₄) para solubilizar

el fósforo inorgánico, estos microorganismos asimilan directamente los fosfatos insolubles acumulándolos en sus células y liberándolos posteriormente en formas de fosfatos ácidos y diácidos (Bobadilla y Rincón, 2008).

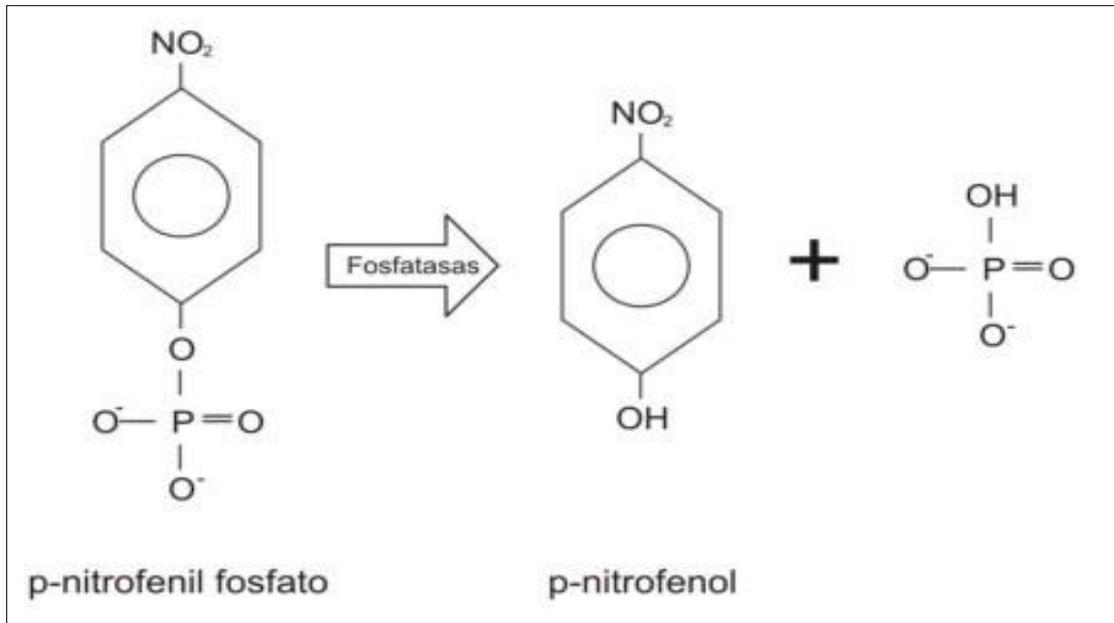


Disponibilidad y solubilidad del fósforo orgánico. La principal fuente de fósforo orgánico son los restos de vegetales y animales que son degradados por los microorganismos liberando compuestos fosfatados. Las principales formas en la que se encuentra el fosfato orgánico son los ácidos nucleicos y el fosfato de inositol los cuales tienen origen microbiano.

Los sustratos orgánicos pueden ser importantes fuentes de fósforo que mediante la hidrólisis pueden ser mineralizados desde fósforo orgánico a inorgánico. Una forma de solubilizar el fósforo es mediante enzimas conocidas como fosfatasas producidas por los microorganismos. Se denomina fosfatasas a un grupo de enzimas que catalizan la hidrólisis de ésteres y anhídridos de ácido fosfórico, de la clasificación de estas enzimas existe un grupo denominado monoésterfosfato hidrolasa que a la vez contiene a las fosfatasas alcalinas (fosfomonoesterasa alcalina) y fosfatasas ácidas (fosfomonoesterasa ácida), dichas enzimas inespecíficas catalizan la ruptura hidrolítica del fósforo orgánico del enlace éster (C-O-P) para obtener fósforo inorgánico (H_2PO_4^- y HPO_4^{2-}) disponible para su asimilación (Bobadilla y Rincón, 2008), (Figura 25). Las fosfatasas ácidas excretadas por los microorganismos hacen posible la hidrólisis del fósforo orgánico transformándolo en ortofosfatos que quedarán disponibles para la absorción de una planta, alga o microalga.

Figura 25

Acción de la fosfatasa sobre P-Nitrofenilfosfato



Fuente: Adaptado de Bobadilla y Rincón (2008)

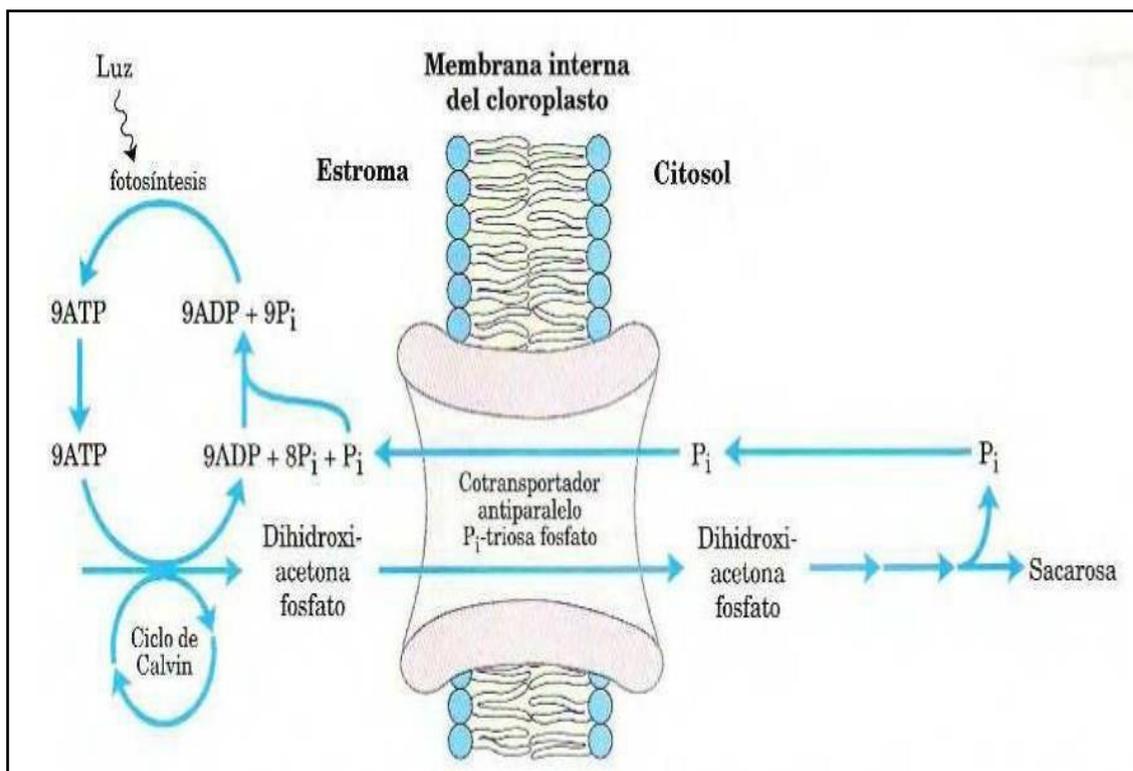
Asimilación de nutrientes por microalgas. Diversos nutrientes como los fosfatos, el carbono orgánico e inorgánico presentes en el agua son asimilados por las microalgas a través del empleo de enzimas, ácidos y ciertos mecanismos de adsorción. Estos nutrientes son consumidos para obtener la energía necesaria para el crecimiento de la biomasa, la reproducción, entre otras funciones metabólicas celulares.

Asimilación de fósforo inorgánico por microalgas. Una vez el fósforo se encuentre solubilizado en el medio acuoso, será aprovechado por organismos fotosintéticos. Para contextualizar este proceso, es necesario indicar que tanto el fósforo inorgánico como el carbono inorgánico son asimilados y metabolizados durante el proceso de fotosíntesis. La asimilación del fósforo se lleva a cabo por

medio de un cotransportador antiparalelo específico, ubicado en la membrana interna del cloroplasto, que cataliza el intercambio, uno a uno, de fósforo inorgánico por triosas fosfatos, dihidroxiacetona fosfato o 3- fosfoglicerato (Figura 26). Este sistema de transporte traslada simultáneamente al fosforo inorgánico hacia el estroma donde se usa en la fosforilación, y triosa fosfato hacia el citosol, donde es usado para sintetizar sacarosa, almidón, celulosa, etc. (Nelson y Cox, 1970).

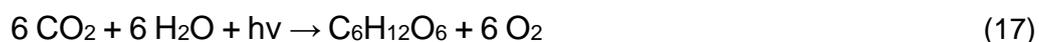
Figura 26

Sistema de cotransporte antiparalelo Pi-Triosa fosfato



Fuente: Nelson y Cox (1970)

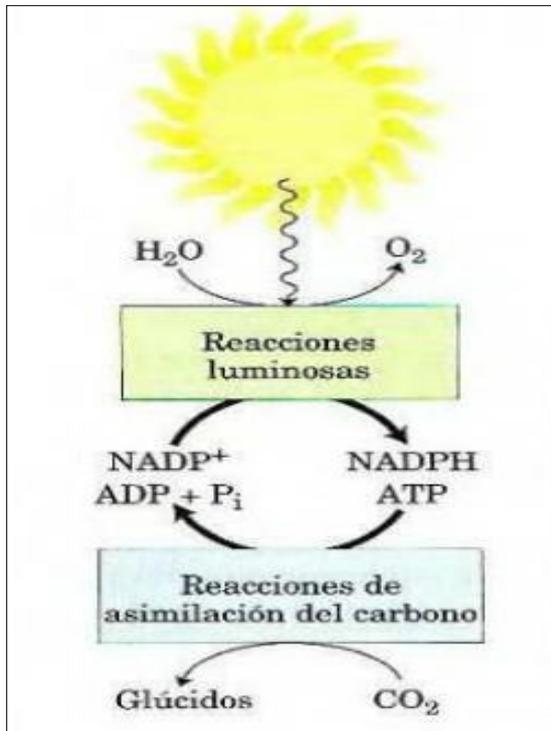
Según Nelson y Cox (1970) una gran parte de lo que conocemos sobre la fotosíntesis en plantas vasculares se derivan de estudios realizados en organismos más simples. La ecuación global de la fotosíntesis en plantas vasculares es representada por una reacción de óxido-reducción (Ecuación 17) en donde el CO₂ es reducido hasta formar glúcidos, y el H₂O actúa como dador de electrones en forma de hidrogeniones (Bieto y Talón, 2013).



La fotosíntesis se lleva a cabo en dos procesos, las reacciones dependientes de la luz y las reacciones de asimilación de carbono. Las reacciones dependientes de la luz, muchos pigmentos de las células fotosintéticas y en especial la clorofila **a** absorben la energía luminosa para convertirlas en adenosín trifosfato (ATP) y nicotinamida adenina dinucleótido fosfato (NADPH); y además forman un producto secundario como es el O₂. Por otro lado, en las reacciones de asimilación de carbono se emplea el ATP y NADPH generados en el proceso anterior para reducir al CO₂ (Figura 27) y formar triosas y otros compuestos más complejos derivados de ella (ejemplo: glucosa, almidón, etc.).

Figura 27

Proceso de fotosíntesis

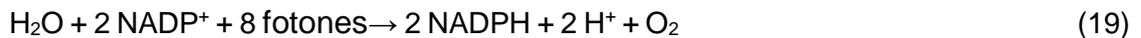


Fuente: Nelson y Cox (1970)

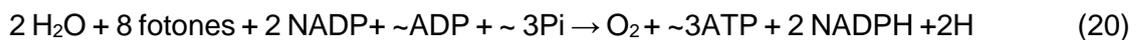
Durante la fase dependiente de la luz, el fósforo soluble es asimilado por las microalgas mediante el proceso de fosforilación. Este proceso ocurre específicamente en la membrana tilacoidal y en ella fluyen electrones a través de una cadena transportadora de electrones entre los que se encuentran citocromos, quinonas, proteínas ferro-sulfuradas y pigmentos fotosintéticos. A la vez, se bombea protones a través de la membrana con el fin de crear un potencial electroquímico y usarlo como fuerza motriz para sintetizar adenosín trifosfato (ATP) a partir de adenosín difosfato (ADP) y fósforo inorgánico (P_i) mediante la participación activa de la enzima ATPasa (Nelson y Cox (1970); Bieto y Talón (2013)), (Ecuación 18).



La cadena transportadora de electrones se encuentra constituida por componentes reactivos tales como los fotosistemas, el complejo intermedio citocromo b6f y los elementos unitarios intermediarios entre ellos (plastoquinona, plastocianina, ferredoxina y FNR), en esta cadena se produce un flujo unidireccional desde el H₂O a NADP⁺, transformándose en O₂ y NADPH (Ecuación 19 y 20). Específicamente el H₂O es el primer donador de electrones que se oxida en el lumen y el NADP⁺ el último aceptor que se reduce en el estroma (Nelson y Cox (1970); Bieto y Talón (2013)).



La ecuación global de la reacción de fotofosforilación no cíclica según Nelson y Cox (1970):



Asimilación de carbono inorgánico por microalgas. Las microalgas pueden emplear como fuente de carbono inorgánico al dióxido de carbono (CO₂) presente en la atmósfera, así como a los iones bicarbonato (HCO₃⁻) disueltos en el agua. La reacción de conversión reversible entre CO₂ y HCO₃⁻ libera protones en cada paso reduciendo el pH del medio (Elcock, 2018) y esto hace que actúe como buffer para neutralizar los iones hidróxido que producen las microalgas

como bioproductos durante su crecimiento (Salgueiro, 2018). El aumento del nivel de pH ocurre durante la fotosíntesis cuando se forma el hidróxido debido a la reducción de la molécula de oxígeno formado (Ecuación 21-23). Se podría decir que la tasa de crecimiento de las microalgas puede afectar el nivel del pH, pero que a su vez el pH puede alterar la disponibilidad del carbono inorgánico en el agua. Niveles de pH mayores a 10 pueden inhibir el crecimiento de las microalgas (Alessandra *et al.*, 2018).

Durante la disolución del CO₂



Durante el crecimiento de las microalgas

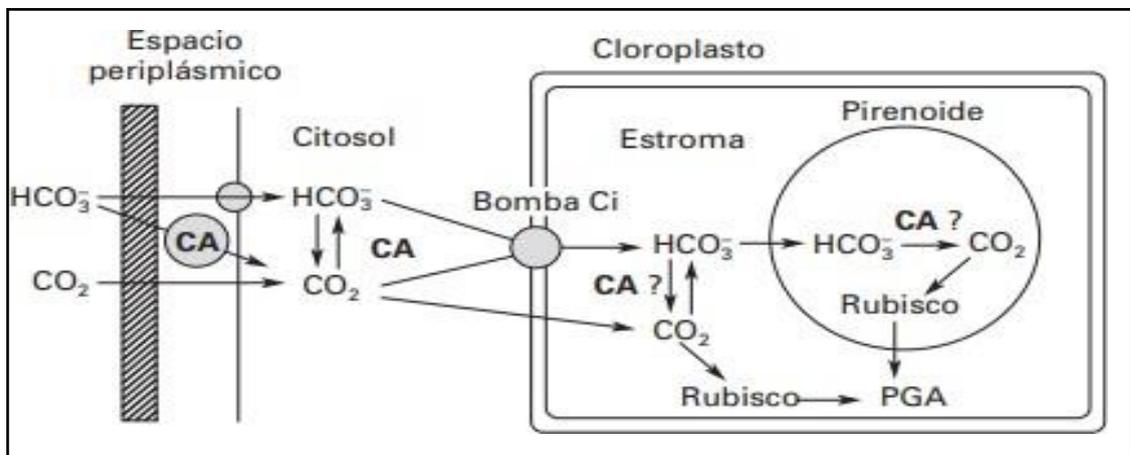


De acuerdo con Bieto y Talón (2013) el CO₂ se difunde 10000 veces más lento en un medio acuoso que en el aire. Además, señalan que el paso del CO₂ desde el medio acuoso hasta la enzima Rubisco presenta una serie de resistencias individuales durante 1) la difusión del CO₂ desde la fase líquida hasta las células fotosintéticas y 2) el ingreso a la pared celular, la plasmalema, el citosol, la doble membrana cloroplástica y el estroma. Precisamente estos procesos previos a la fijación del CO₂ por la enzima Rubisco corresponden al

proceso de asimilación o solubilización. Las microalgas asimilan el carbono inorgánico mediante el empleo de enzimas denominadas anhidrasas carbónicas (de siglas CA en inglés). Las cuales aceleraran la hidratación reversible del CO_2 a HCO_3^{-1} (Figura 28).

Figura 28

Asimilación del carbono inorgánico



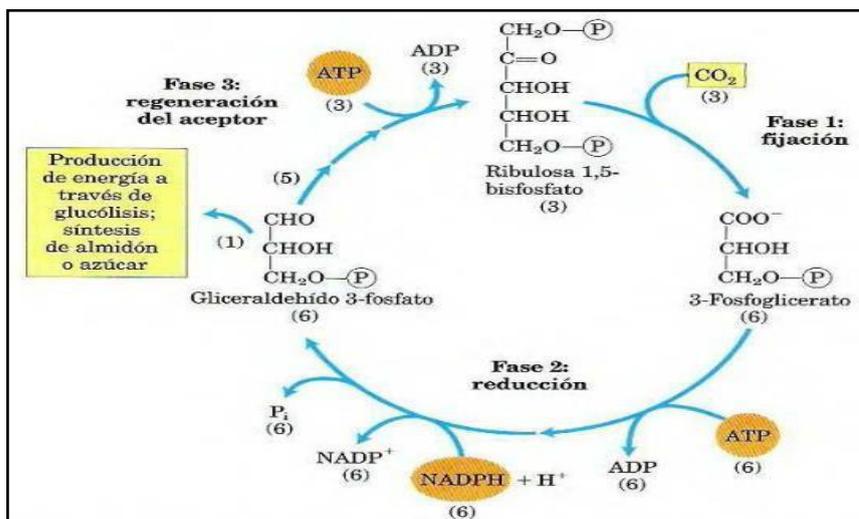
Fuente: Bieto y Talón (2013)

Una vez el dióxido de carbono haya atravesado el estroma y llegado hasta la enzima Rubisco, comienza las reacciones de fijación del CO_2 . La asimilación de CO_2 es uno de los procesos fotosintéticos de mayor consumo energético. En la fase de fijación de carbono se utiliza los productos generados durante la fase dependiente de la luz, es decir, el ATP y NADPH; estas proporcionan la energía y el poder reductor para la fijación del CO_2 en triosas a partir de los cuales se sintetizan los compuestos carbonados en la célula de las plantas o microalgas (Nelson y Cox, 1970).

La fijación del CO₂ consiste de tres fases (Figura 29). La primera fase es la fijación del CO₂, mediante la carboxilación de la ribulosa 1,5-bifosfato (RuBP). En esta reacción se aprecia la condensación del CO₂ con un aceptor de 5 carbonos, la RuBP, formando 2 moléculas de 3-fosfoglicerato. La segunda fase consiste en que el 3-fosfoglicetrado se reduce a triosas fosfato, específicamente 3 moléculas de CO₂ serán fijados a tres moléculas de ribulosa 1,5-bifosfato para formar 6 moléculas de gliceraldehido 3- fosfato. En la tercera fase ocurre la regeneración de la RuBP, el cual requiere aporte energético (ATP). Aquí se emplean solo 5 moléculas de gliceraldehido 3-fosfato (15 carbonos) en la formación de 3 moléculas de RuBP. La sexta molécula de triosa fosfato es tomado para formar hexosas que sirven como combustible y como materia para producir sacarosa para el transporte o almidón para almacenamiento (Bieto y Talón, 2013).

Figura 29

Proceso de fijación de CO₂

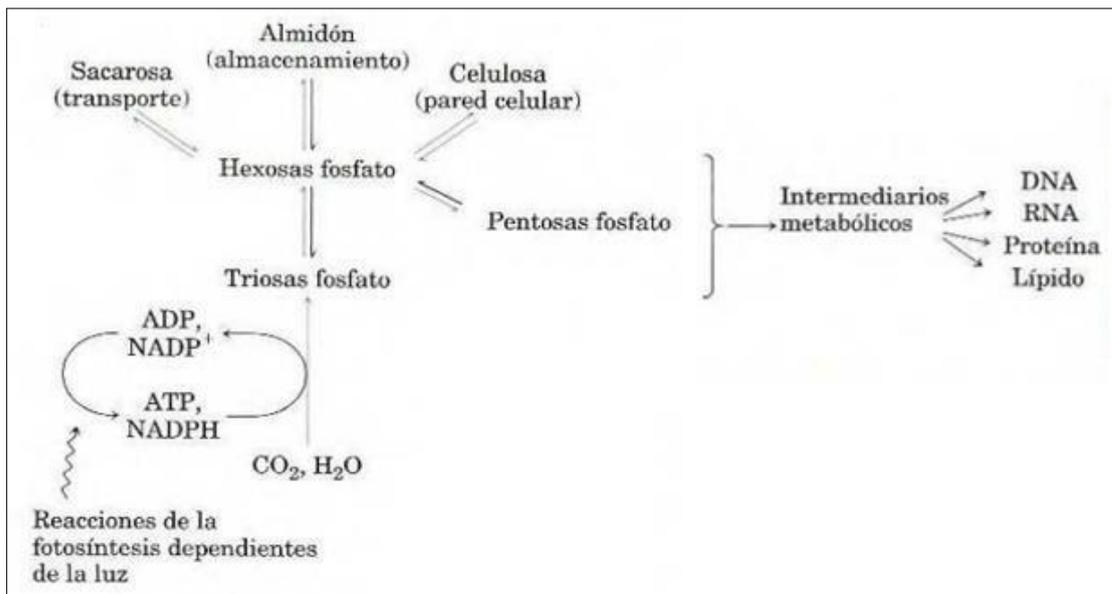


Fuente: Nelson y Cox (1970)

El carbono se emplea como estructura básica y sobre ella se incorporan componentes elementales como el nitrógeno, fósforo y azufre para generar monómeros orgánicos simples de aminoácidos, nucleótidos, ácidos grasos y otros carbohidratos más complejos que al ensamblarse forman proteínas, ácidos nucleicos, lípidos y polisacáridos que constituyen la biomasa de cualquier organismo vivo (Stryer *et al.*, 2002), (Figura 30).

Figura 30

Generación de componentes valiosos a partir de fosfatos



Fuente: Adaptado de Nelson y Cox (1970)

Asimilación y metabolismo de remoción de materia orgánica por microalgas. Las microalgas que se comporten como heterótrofas y mixotróficas, pueden utilizar fuentes de carbono provenientes de la materia orgánica de las aguas residuales. Por ejemplo, los pesticidas, fármacos o surfactantes pueden ser removidos gracias a los procesos biológicos de las microalgas. Nie *et al.*

(2019) quienes experimentaron con plaguicidas afirman que existen dos procesos metabólicos para remover dicho contaminante: el proceso activo, el cual requiere de un agente externo (bioacumulación y biodegradación), y el proceso pasivo conocido como bioadsorción que se realiza mediante la interacción con estructuras químicas de la superficie celular (Figura 31). Además, según Qi, *et al.*, (2016) la especie *Chlorella sp.* presenta prioridades por consumir metabolitos suspendidos de acuerdo al siguiente orden.

Ácido acético, etanol > butanol > ácido butírico

Bioadsorción:

Es considerado como un proceso pasivo y comprende mecanismos de interacción electrostática, complejación superficial, intercambio iónico, absorción y precipitación. La eficiencia de remoción por este proceso está en función de los grupos activos de la pared celular y las características de las microalgas. La adsorción de los contaminantes orgánicos del agua, por ejemplo, pesticidas, se ven favorecidas por la estructura de la pared celular de las microalgas las cuales contienen proteínas, fosfolípidos, carbohidratos, matriz de fibrillas y polisacáridos sulfatados. Además, la remoción de estos contaminantes depende de la estructura química del plaguicida, factores relacionados con los organismos (microalgas) y el número de ellos, contacto entre el organismo y sustrato (plaguicidas), pH, temperatura, salinidad, nutrientes, intensidad de luz, agua disponible, tensión de oxígeno y potencial

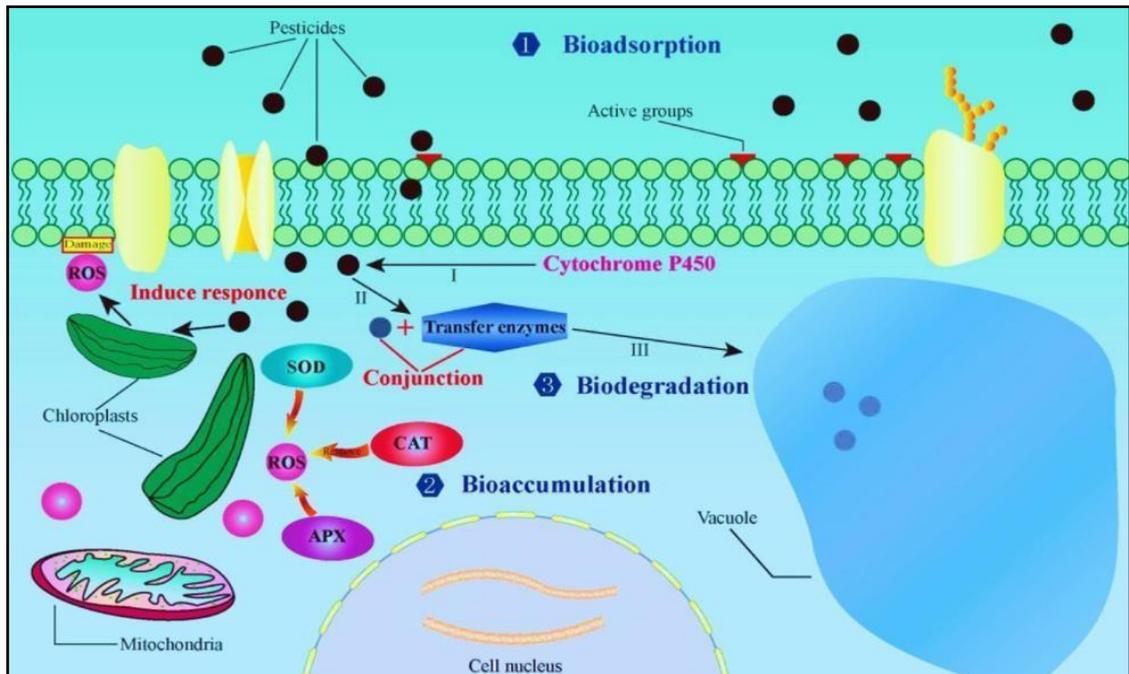
redox, presencia de sustratos de carbono alternativos y otros aceptores de electrones.

Bioacumulación:

Es un proceso activo expresado como factor de bioconcentración y se representa mediante un cociente de concentración de un contaminante en un organismo con respecto de su entorno. Diversos mecanismos como biodisponibilidad de productos químicos, barrera física, materia orgánica disuelta, metabolismo, variación entre especies, ionización de compuestos ionizables y condiciones ambientales afectan al factor de bioconcentración. Una vez los contaminantes orgánicos hayan ingresado al citosol pueden provocar la generación de especies reactivas oxidantes (de siglas ROS en inglés) a partir de orgánulos celulares como los cloroplastos, mitocondrias y peroxidasas. Los ROS están conformados por átomos o grupos de átomos de oxígeno químicamente activos capaces de oxidar estructuras importantes como el material genético (Acido desoxirribonucleico, ADN) y membrana lipídica celular que podrían llevar a trastornos funcionales e incluso a la muerte de células de algas. Así como los contaminantes orgánicos inducen a un organismo celular para generar los ROS, también estimulan la producción de antioxidantes como el superóxido dismutasa (SOD), la catalasa (CAT) y el ascorbato peroxidasa (APX), los cuales actuarán sobre los ROS hasta removerlos (bioacumulación) para reducir daños en la estructura celular (Figura 31).

Figura 31

Remoción de contaminantes orgánicos por microalgas



Fuente: Nie y otros (2019)

Biodegradación:

Es un proceso activo el cual consiste en degradar la materia orgánica del agua en moléculas simples para luego ser empleados por las microalgas para su crecimiento. En un estudio se observó que la microalga *Chlorella sp* logró una eficiencia de remoción de fenamifos del 99% (Nie *et al.*, 2019). En el caso concreto de degradación de plaguicidas se ha observado un proceso enzimático con presencia predominante de las enzimas esterasa, transferasa y citocromo P450, y otras como la hidrolasa, fosfatasa, fosfotriesterasa, oxigenasa y oxidorreductasas que también actúan en el proceso de degradación. Este proceso se lleva a cabo en tres etapas fundamentales: (i) activación de plaguicidas por el citocromo P450 mediante reacciones de

oxidación, reducción e hidroxilación para generar cambios relevante en su estructura y obtener compuestos más hidrófilos, solubles, degradables y menos tóxicos; (ii) transferencia de enzimas en el citosol para formar conjugaciones entre los contaminantes activados previamente y compuestos como glutatión, glucosa o malonato; y (iii) transporte de las estructuras conjugadas hacia la vacuola mediante transportadores de glutatión.

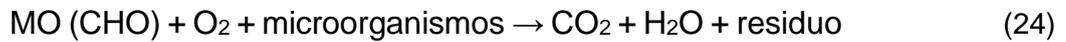
2.2.4. Parámetros fisicoquímicos de las aguas residuales municipales

Demanda química de oxígeno (DQO). Según la dirección general de salud ambiental (DIGESA, s.f.):

“DQO es la cantidad de oxígeno requerido para la oxidación química de la materia orgánica e inorgánica en el agua expresada en mg/L (...) El ensayo de la DQO también se emplea para la medición de la materia orgánica presente en aguas residuales tanto industriales como municipales que tengan compuestos tóxicos para la vida biológica. En muchos tipos de aguas residuales es posible establecer una relación entre los valores de la DBO y la DQO. Ello puede resultar de gran utilidad dado que es posible determinar la DQO en un tiempo de 3 horas, frente a los 5 días necesarios para determinar la DBO” (pág. 20).

Demanda bioquímica de oxígeno (DBO). La demanda bioquímica de oxígeno es uno de los criterios más utilizados para la evaluación de la calidad del agua (Jouanneau *et al.*,2014). Este parámetro fisicoquímico mide la cantidad de oxígeno disuelto consumido por los microorganismos durante la oxidación aeróbica de sustancias reductoras, Materia Orgánica (MO), tales como el

amoníaco y el carbono orgánico biodegradable (Sánchez R., 2020), (Ecuación 24).



Demanda de oxígeno carbonoso (DOC). La demanda de oxígeno carbonoso es el oxígeno que se consume para la oxidación de compuestos carbonosos acuosos a dióxido de carbono (CO_2) y otros productos finales oxidantes que reducen los niveles de carbono orgánico (Ecuación 25). La oxidación del carbono orgánico se da por reacciones bioquímicas protagonizadas por microorganismos que se alimentan del sustrato u otros vinculados al proceso de oxidación (Penn *et al.*, 2009)



Demanda de oxígeno nitrogenado (DON). Al igual que los componentes carbonosos, los compuestos nitrogenados (principalmente NH_3) también son oxidados por microorganismos, reduciendo así la cantidad de oxígeno disuelto en el agua residual (Ecuación 26). Sánchez R. (2020) y Penn *et al.* (2009) mencionan que la oxidación de los compuestos nitrogenados a nitratos es realizada por bacterias nitrificadoras, Nitrosomonas y Nitrobacter (Ecuación 27 y 28) y tiene lugar aproximadamente 7 días después de la incubación, cuando el alimento carbonoso ya esté agotado (Figura 32).

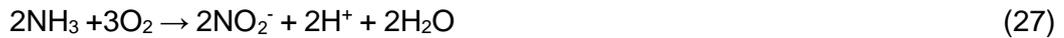
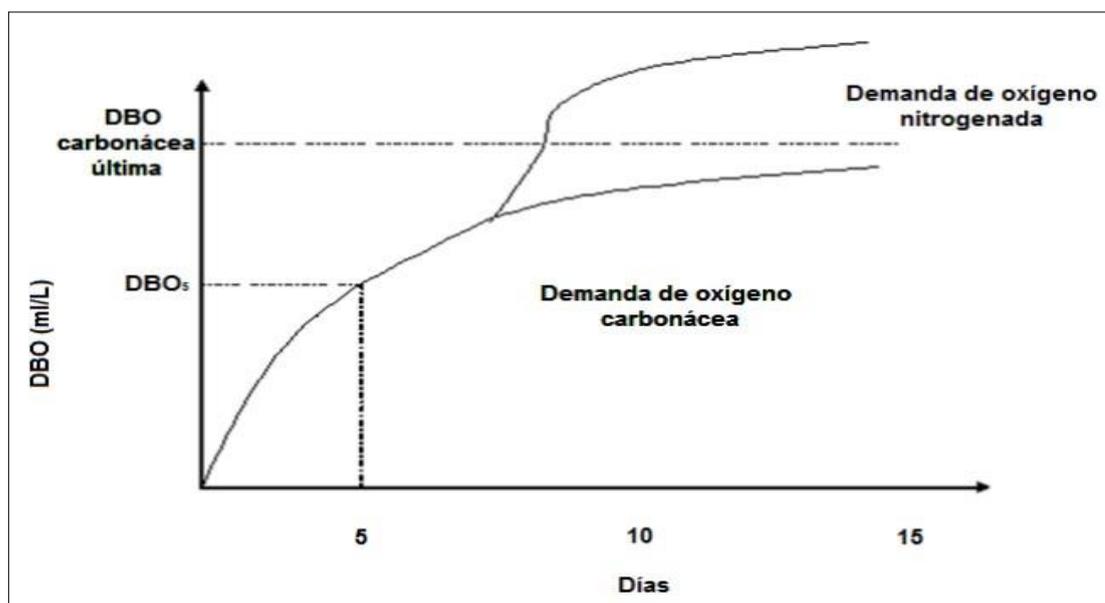


Figura 32

Curva de la DBO



Fuente: Sánchez R. (2020)

Oxígeno disuelto (OD). Con respecto al oxígeno disuelto, DIGESA (s.f.) menciona que el contenido de oxígeno en el agua proviene básicamente del oxígeno atmosférico y una pequeña cantidad de las algas marinas. La solubilidad del oxígeno en el agua depende de la temperatura y presión parcial principalmente. Por ejemplo, a 25°C la solubilidad del O₂ en H₂O es 8,32 mg/L, a 35°C es 7,03 mg/L y a 0 °C aumenta a 14,74 mg/L. Además, indica que niveles

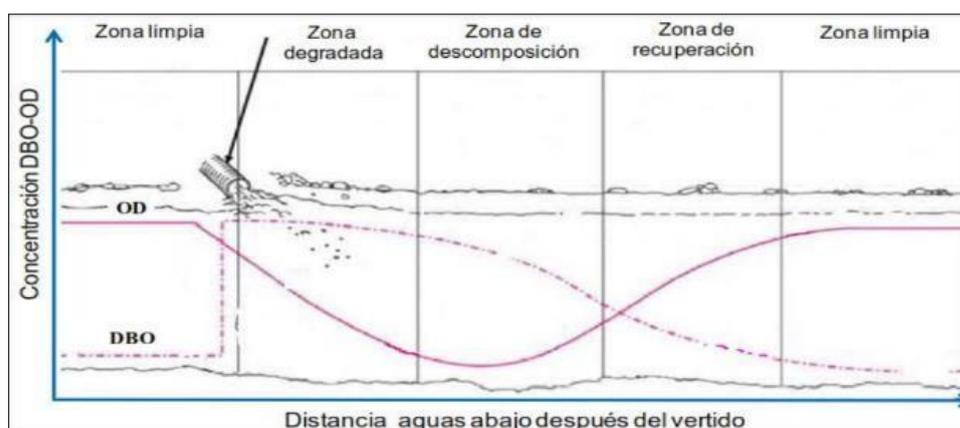
menores a 4-5 mg/l de O₂ disuelto puede producir efectos nocivos en determinadas especies.

Se considera agua de mala calidad de 0–4 ppm, es aceptable entre los valores 4,1–7.9 ppm y de buena calidad de 8–12 ppm. Algunos autores consideran que el indicador para cuantificar la contaminación por residuos orgánicos puede ser la cantidad de oxígeno disuelto o la demanda bioquímica de oxígeno en agua.

Esta afirmación encuentra sentido en una de las investigaciones de Carrasco (2020) sobre modelamiento y simulación de los procesos de desoxigenación y reoxigenación de los cuerpos de agua por presencia de carga orgánica. En el trabajo mostró una figura sobre la existencia de una relación entre la variación de la concentración del oxígeno disuelto y la materia orgánica, en este caso representada por la demanda bioquímica de oxígeno (Figura 33).

Figura 33

Evolución de la DBO y OD debido a un vertido



Fuente: Carrasco (2020)

Nitrógeno. El nitrógeno se puede presentar en el agua residual en forma de amonio (NH_4^+), unido a un compuesto orgánico e incluso en nitrato (NO_3^-) y nitrito (NO_2^-). Las plantas y microorganismos fotosintéticos los usan como nutrientes para realizar sus funciones metabólicas. Un crecimiento desmedido de estos compuestos en el agua produciría la proliferación de especies fotosintéticas y con ello la muerte de especies acuáticas (Man *et al.*, 2017).

Fosfatos. El fosfato se presenta como ortofosfato (PO_4^{3-}) en el agua residual (Hernández, 2014). Este compuesto forma parte del alimento de las plantas y propicia el crecimiento masivo de las algas. Según el informe práctico elaborado por LANGE (2020), la concentración de fosfatos promedio en la entrada de una depuradora municipal es 9 mg/L, y su eliminación puede darse de dos maneras, por la eliminación biológica de fósforo o la precipitación química de fosfato.

2.2.5. Límites máximos permisibles para aguas residuales domésticas y municipales

Los límites máximos permisibles fueron obtenidos a partir de las normas emitidas por entidades de protección ambiental como el ministerio del ambiente (MINAM) y de vivienda; y la superintendencia nacional de servicios de saneamiento (SUNASS) y la dirección general de la salud ambiental (DIGESA).

Tabla 5*Límites máximos permisibles*

Parámetro	Unidad	LMP /ECA/VMA	valor	Tipo de efluente	Referencia
DBO	mg/L	LMP	100	Agua residual municipal -Perú-	(Ministerio del Ambiente, 2010)
DQO	mg/L	LMP	200		
DBO	mg/L	ECA	15	Agua dulce para riego de vegetales y bebida de animales -Perú-	(Ministerio del Ambiente, 2017)
DQO	mg/L	ECA	40		
DBO	mg/L	VMA	500	Aguas residuales NO domésticas -Perú-	(Calderón, 2013) (Ministerio de vivienda, 2019)
DQO	mg/L	VMA	1000		
Fósforo total	mg/L	ECA	0,05	Agua superficial considerado para conservación del ambiente acuático -Perú-	(Ministerio del Ambiente, 2017)
Fósforo total	mg/L	LMP	0.15	Efluentes de PTAR SUNASS -Perú_	(SUNASS, 2015)
Fosfato (PO ₄ ⁻³)	mg/L	ECA	0,1	Agua superficial Decreto 817/2015 (BOE, 2015) -España-	(Blasco, 2017)
Fosfato (PO ₄ ⁻³)	mg/L	VMA	25	Aguas residuales NO domésticas Decreto N° 38924-S -Costa Rica-	(Bolaños <i>et al.</i> , 2017)
Oxígeno Disuelto	mg/L	ECA	4	Aguas superficiales -Perú-	(DIGESA, s.f.)

2.3. Conceptual:

2.3.1. Impacto de los contaminantes presentes en el agua residual municipal

El afluente municipal puede contener contaminantes de tipo inorgánico como el nitrógeno y fósforo; y orgánico como la materia orgánica proveniente de residuos farmacéuticos, agroquímicos, alimentos domésticos, entre otros. Estos compuestos inciden negativamente en la calidad del agua ya que reducen los niveles de oxígeno disuelto y generan eutrofización con muerte de especies fundamentales de la cadena trófica. Además, trazas de materia orgánica emergente puede ser bioacumulado en organismos vivos produciendo efectos adversos en su salud. Por tales motivos, es indispensable emplear métodos de tratamiento de aguas que puedan remover los contaminantes antes de ser descargados a las fuentes naturales de agua.

2.3.2. Técnicas de tratamiento de aguas residuales no convencionales

Los tratamientos de aguas residuales municipales se basan en técnicas tradicionales que han mostrado baja eficiencia para la remoción de contaminantes y en especial de aquellos que son persistentes y recalcitrantes. Las tecnologías que aborda este estudio tratan sobre técnicas de tratamiento secundario y terciario. Aplicando el proceso de fotólisis como tratamiento secundario, se consigue mejorar la biodegradabilidad del agua residual; una vez el agua ha mejorado relativamente su calidad, la técnica de cultivo de microalgas como tratamiento terciario es usado para reducir considerablemente los contaminantes y mejorar la eficiencia del tratamiento.

2.3.3. Calidad del agua residual

La calidad del agua varía según los métodos de tratamiento que se apliquen. Existen normas técnicas de calidad de agua emitidos por el ministerio del ambiente (2010) que establecen límites máximos permisibles para ciertos parámetros físicos y químicos del agua residual municipal. El desarrollo de tecnologías tiene el propósito de mejorar la eficacia sobre la remoción de contaminantes de las aguas residuales y para ello es importante evaluar los efectos de nuevos métodos de tratamiento o combinación de métodos existentes con respecto a los recientes.

2.4. Definición de términos básicos:

Fitorremediación: consiste en el uso de macro o microalgas para la remoción o biotransformación de contaminantes, incluidos nutrientes, xenobióticos y CO₂ del agua residual. Esta tecnología es económica, versátil y tecnológicamente sencilla.

Biorreactores: Son recipientes en los cuales se llevan a cabo reacciones bioquímicas y/o bioprocesos ya sea con microorganismos, células vegetales y animales, viables o no viables. En términos generales, un biorreactor busca mantener ciertas condiciones ambientales propicias (pH, concentración de oxígeno, temperatura, etc.) al organismo o sustancia química que se cultiva, en función de los flujos de entrada y de salida (Aguilar *et al*, 2007).

Estándar de Calidad Ambiental (ECA): Según el artículo 31 de la ley general del ambiente - LEY N° 28611, es la medida que establece el nivel de concentración o del grado de elementos, sustancias o parámetros físicos,

químicos y biológicos, presentes en el aire, agua o suelo, en su condición de cuerpo receptor, que no representa riesgo significativo para la salud de las personas ni al ambiente. Según el parámetro en particular a que se refiera, la concentración o grado podrá ser expresada en máximos, mínimos o rangos (Ministerio del Ambiente, 2017).

Límite Máximo Permisible (LMP): Es la medida de la concentración de elementos, sustancias o parámetros físicos químicos y biológicos de una emisión, donde un exceso de ellos puede causar daños a la salud del hombre y el bienestar del medio ambiente. Su cumplimiento es exigible legalmente por el MINAM y los organismos que conforman el Sistema de Gestión Ambiental D. S. N° 003-2010-MINAM.

Valor Máximo Admisible (VMA): Es la cantidad de elementos, sustancias o parámetros fisicoquímicos presentes en un efluente no doméstico antes de su descarga a la red de alcantarillado sanitario. El exceso de estos componentes afecta las instalaciones, infraestructura sanitaria, equipos de sistema de alcantarillado, entre otros, así también encarece los procesos de tratamientos de aguas residuales.

III. HIPÓTESIS Y VARIABLES

3.1. Hipótesis

Hipótesis general

El tratamiento fotoquímico y biológico usando microalgas permitirá reducir significativamente la materia orgánica y el contenido de fosfatos de las aguas residuales de la PTAR Puca Puca de Ayacucho.

Hipótesis específicas

1. El agua residual de la PTAR Puca Puca no cumple con los límites máximos permisibles de materia orgánica y fosfatos.
2. La aplicación de la fotólisis permitirá reducir significativamente el contenido de los fosfatos y la materia orgánica del agua residual.
3. La aplicación del método de cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* permitirá reducir significativamente el contenido de fosfatos y materia orgánica del agua residual.
4. La aplicación del método fotolítico combinado con el cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* permitirá reducir significativamente el contenido de fosfatos y materia orgánica del agua residual.

3.2. Definición conceptual de las variables

Las variables independientes están conformadas por los parámetros fisicoquímicos de la muestra de agua a tratar y los métodos de tratamiento que se aplican a dicha muestra de agua. Los métodos aplicados en forma

independiente fueron la fotólisis, el cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas.

Variables independientes

X₁: Parámetros fisicoquímicos del agua residual municipal Puca Puca.

X₂: Tratamiento fotolítico

X₃: Tratamiento de cultivo de microalgas usando *Chlorella sp*

X₄: Tratamiento combinado de fotólisis y cultivo de microalgas usando *Chlorella sp*.

Se consideró como variables dependientes a la concentración de la materia orgánica y los fosfatos. La concentración de la materia orgánica por su parte fue verificada con los cambios en los niveles de DBO y DQO en el agua. El análisis de las variables respuesta permiten evidenciar si los métodos aplicados (variables independientes) presentan algún efecto o influencia sobre la concentración de la materia orgánica y los fosfatos.

Variables dependientes

Y₁: Concentración de la materia orgánica en el agua residual

Y₂: Concentración de fosfatos en el agua residual.

3.2.1. Operacionalización de variables

Tabla 6

Operacionalización de variables

VARIABLE DEPENDIENTE	DIMENSIÓN	INDICADOR	NIVEL	MÉTODOS Y TÉCNICAS
Y ₁ : Concentración de la materia orgánica en el agua residual	Contenido de la materia orgánica en el agua residual tratada	DQO DBO	< 200 mg/L < 100 mg/L	Método colorimétrico reflujo cerrado Prueba de DBO ₅
Y ₂ : Concentración de fosfatos en el agua residual	Contenido de fosfatos en el agua tratada	Fosfatos	<14 mg/L	Método Azul Heteropoli Molibdeno
VARIABLE INDEPENDIENTE	DIMENSIÓN	INDICADOR	NIVEL	MÉTODOS Y TÉCNICAS
X ₁ : Parámetros fisicoquímicos del agua residual municipal Puca Puca.	indicadores de la calidad de agua	DQO DBO Fosfatos OD Temperatura pH	<200mg/L <100mg/L <14 mg/L >4 mg/L <35°C 6,5-8,5	Método colorimétrico reflujo cerrado Prueba de DBO ₅ Método Azul Heteropoli Molibdeno Método yodométrico modificación de azi
X ₂ : Método fotolítico	Radiación ultravioleta a 4 W	Exposición a radiación uv de 4 W	200 nm-400 nm	Lámpara ultravioleta de 4w (254nm)
X ₃ : Método de cultivo de microalgas usando <i>Chlorella sp</i>	Cultivos de microalgas	Concentración de CO ₂ (%)	Con exposición a lámpara led (0 – 0,03 – 12) % de CO ₂ Con exposición a lampara led	Sistemas de control de flujo / válvulas para balón de gas CO ₂ y bomba de aire Lámpara led 20 w
X ₄ : Método Combinado de fotólisis y cultivo de microalgas usando <i>Chlorella sp</i>	Radiación ultravioleta a 20 W y cultivos de microalgas	Exposición a radiación uv de 20 W y concentración de CO ₂ (%)	Con exposición a lampara uv (0 – 0,03 – 12) % de CO ₂ Con exposición a lampara led	Lámpara ultravioleta de 4w (254nm) y led 20w Sistemas de control de flujo / válvulas para balón de gas CO ₂ y bomba de aire.

IV. DISEÑO METODOLÓGICO

4.1. Tipo y diseño de la Investigación

4.1.1. Tipo de investigación

La presente investigación se encuentra enmarcada dentro de las diversas tipologías según la clasificación realizada por Ríos (2017):

Por el propósito o finalidad: aplicada

Por su naturaleza: cuantitativa

Por el nivel de conocimiento: causal

Por las condiciones de información: laboratorio

Por el tiempo: sincrónica

Por el diseño o control de variables: experimental

4.1.2. Diseño de la investigación

Tomando en cuenta la clasificación de Ríos (2017) se planteó usar un esquema general de diseño de investigación pre experimental de preprueba y posprueba con un solo grupo combinado con series cronológicas sin repetición de estímulo. Estos diseños tienen un grupo, al que se le observa antes y después de aplicar el estímulo, posteriormente se realizan varias mediciones:

AGE O₁ X O₂ AGE O₁ X O₂ O₃ O₄ ...

Donde:

AGE = Grupo experimental aleatorio.

X = Intervención, estímulo o tratamiento experimental.

O₁ = Preprueba, observación o medición antes de X

O₂ = Posprueba, observación o medición después de X

Además de seguir un esquema general de diseño pre experimental se usó un diseño factorial de múltiples niveles para determinar si existe o no diferencia estadística significativa entre los promedios de crecimiento poblacional entre el tratamiento con cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* y el tratamiento combinado fotolítico - cultivo de microalgas. Este diseño se obtuvo empleando el programa computarizado Minitab 17 y la conformación se muestra a continuación:

Tabla 7

Conformación del diseño factorial de múltiples niveles

Categoría	Descripción	
Factores (2)	Exposición a UV	Concentración de CO ₂ (%)
Niveles (2-3)	Con UV - Sin UV	0 – 0,03 – 12
Réplicas		2
Corridas base		6
Total de corridas		12
Bloques base		1
Total de bloques		1

Tabla 8*Diseño factorial representativo*

Corrida	Bloque	A	B
1	1	1	1
2	1	1	2
3	1	1	3
4	1	2	1
5	1	2	2
6	1	2	3
7	1	1	1
8	1	1	2
9	1	1	3
10	1	2	1
11	1	2	2
12	1	2	3

Tabla 9*Estructura detallada del diseño factorial*

OrdenEst	OrdenCorrida	TipoPt	Bloques	Exposición a UV	Concentración de CO ₂
1	1	1	1	CON UV	0,00
2	2	1	1	CON UV	0,03
3	3	1	1	CON UV	12
4	4	1	1	SIN UV	0,00
5	5	1	1	SIN UV	0,03
6	6	1	1	SIN UV	12
7	7	1	1	CON UV	0.00
8	8	1	1	CON UV	0,03

OrdenEst	OrdenCorrida	TipoPt	Bloques	Exposición a UV	Concentración de CO ₂
9	9	1	1	CON UV	12
10	10	1	1	SIN UV	0,00
11	11	1	1	SIN UV	0,03
12	12	1	1	SIN UV	12

4.2. Método de investigación

Para cumplir con los objetivos de esta investigación se propuso seguir cuatro etapas:

Primera etapa: Caracterización fisicoquímica del agua residual de la planta de tratamiento de aguas residual Puca Puca

La medición de los parámetros de calidad de agua se llevó a cabo antes de aplicar algún tipo de tratamiento. Se tomaron muestras de dos litros tanto en la zona de captación (afluente) como en la salida de la planta (efluente) y se midieron in situ los parámetros de temperatura, pH y fosfatos. Los análisis de la demanda química y bioquímica de oxígeno fueron realizados por un laboratorio externo acreditado por el instituto nacional de calidad (INACAL) de nombre ALAB (ANALYTICAL LABORATORY E.I.R.L.). La toma de muestra y su preservación se hicieron siguiendo los protocolos de muestreo de agua proporcionados por DIGESA (2007) y el laboratorio externo de monitoreo de la calidad ambiental los cuales consistieron en la aplicación adecuada de la

técnica de muestreo, el uso de envases de polietileno e insumos químicos como el ácido sulfúrico concentrado para su preservación.

Segunda etapa: Aplicación del método fotolítico

Previo a esta etapa, el agua residual a utilizar pasó por una separación física de sólidos suspendidos, la cual constó de sedimentación, decantación y filtración. Una vez realizado el tratamiento primario, se procedió con un tratamiento químico de fotólisis. El tratamiento consistió en someter una muestra de 750 mL de agua residual a radiación electromagnética ultravioleta (4w) por un tiempo de 50 minutos mediante el empleo de un fotorreactor espiral concéntrico. Para conocer el comportamiento de la materia orgánica sin tener que medir los parámetros de la DBO y DQO durante el tratamiento, se optó por hacer el seguimiento de la concentración del oxígeno disuelto en el agua. Este parámetro se expresa en mg/L y se relaciona de manera inversamente proporcional a los parámetros de oxígeno disuelto y DQO/DBO.

Tercera etapa: Aplicación del tratamiento con cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.*

La aplicación del tratamiento con cultivo de microalgas se realizó empleando una muestra de agua residual tomada directamente de la PTAR. Como primer paso se hizo la siembra del inóculo de la microalga *Chlorella sp.* con el objetivo de obtener la cantidad de células necesarias para su uso durante el tratamiento con cultivo de microalgas.

Previamente se realizaron ensayos preliminares para determinar el comportamiento del crecimiento de microalgas en base al suministro de diferentes concentraciones de dióxido de carbono. Se cultivó *Chlorella sp.* en unidades de 250 mL de agua residual municipal iluminados radialmente con lámparas led de 20 w por dos semanas. A las unidades experimentales se les suministró CO₂ en diferentes concentraciones (0%, 0,03% y 12%) y se les midió la densidad óptica y el pH. Además, las pruebas se hicieron por duplicado para reducir el error por manipulación. Finalmente, una vez concluido los ensayos preliminares, se replicó la unidad con mayor crecimiento celular con el objetivo de hacer un mayor seguimiento a los cambios de la absorbancia, el peso seco de la biomasa, concentración de fosfatos, así como también, a la temperatura y el pH.

Cuarta etapa: Aplicación del tratamiento combinado fotolítico - cultivo de microalgas usando *Chlorella sp*

En esta etapa se aplicó la fotólisis y luego el método de cultivo de microalgas. El método fotolítico se realizó a una muestra de 750 mL de agua residual durante 50 minutos; y posterior a ello, se inoculó la microalga *Chlorella sp*, previamente sembrada en la etapa anterior (método de cultivo de microalgas), a la muestra de agua fotolizada para su crecimiento durante dos semanas aproximadamente.

El cultivo de microalgas en esta sección fue exactamente el mismo en cuanto al procedimiento experimental que se realizó en la etapa anterior. Primero se realizó los ensayos preliminares y posterior a ello, las pruebas

finales el cual tomó a la unidad de cultivo con mayor crecimiento poblacional para su replicación en un recipiente de mayor volumen. Además, se realizaron el mismo análisis de control de los parámetros fisicoquímicos realizados en el método con cultivo de microalgas únicamente. Específicamente, se hizo el seguimiento a los cambios de la absorbancia, el peso seco de la biomasa y la concentración de fosfatos cada dos días durante las dos semanas de cultivo; así como también, la temperatura y el pH.

Determinación de la concentración de la materia orgánica y fosfatos en el agua luego de ser tratado

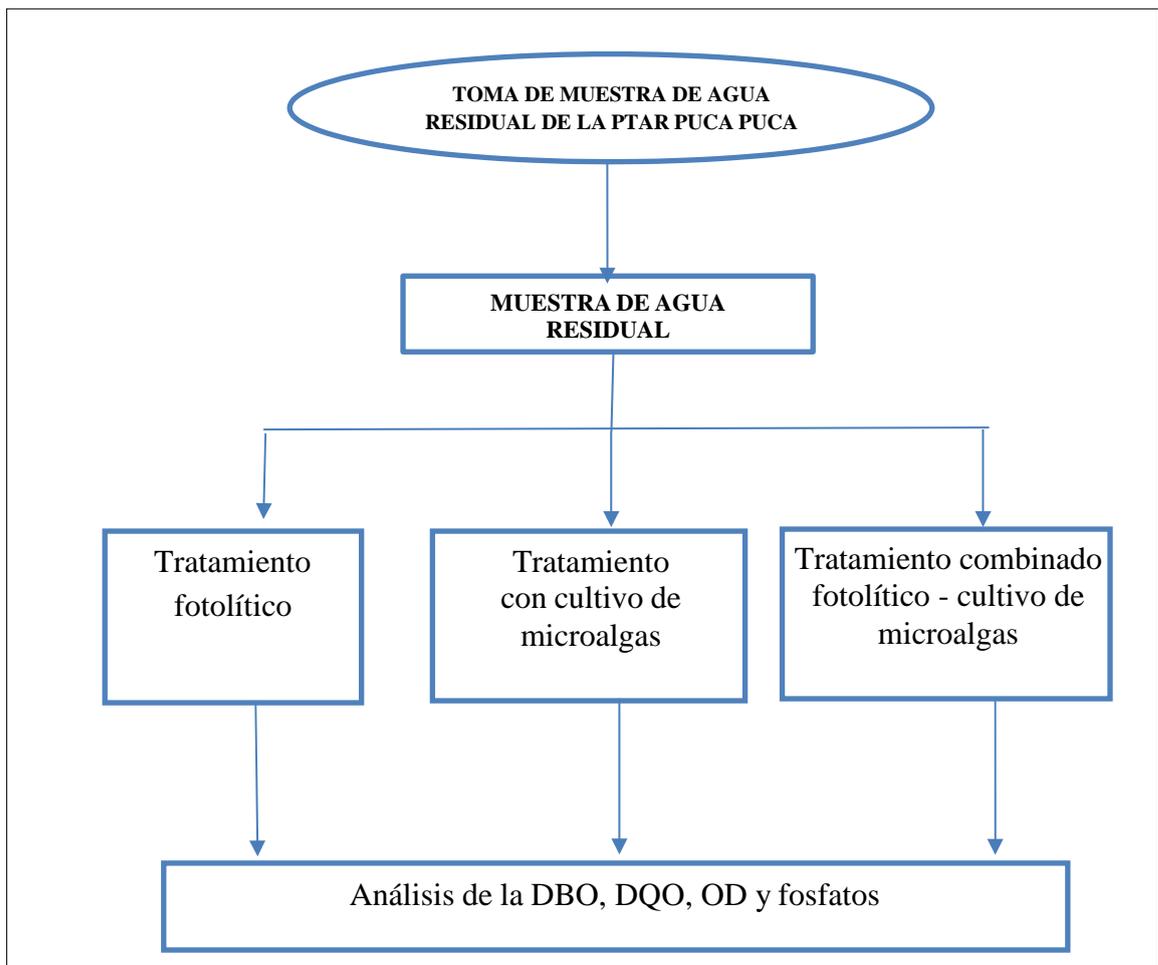
Durante el método fotolítico se hizo el seguimiento del oxígeno disuelto cada 10 minutos; asimismo, se realizaron las mediciones de DBO, DQO y fosfatos antes y después del tratamiento. En cuanto al método fotolítico combinado con el cultivo de microalgas, se analizó básicamente la concentración de fosfatos en el agua, la demanda química y bioquímica de oxígeno al finalizar el tratamiento ya que el agua fotolizada ya había sido analizada previamente. Similarmente, luego de aplicar la técnica de cultivo de microalgas al agua residual proveniente de la PTAR se hizo el análisis de la concentración de fosfatos en el agua, la demanda química y bioquímica de oxígeno. Los análisis de DBO y DQO fueron realizados por un laboratorio externo (ALAB) antes y después del tratamiento previa filtración y centrifugación del agua. De modo complementario se midieron los niveles de conductividad y color del agua tratado.

4.2.1. Proceso del diseño de investigación

La secuencia de los tratamientos aplicados a una muestra de agua residual municipal para lograr los objetivos planteados se muestra en la figura 34. Los tratamientos aplicados fueron: la fotólisis, el cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* y el tratamiento combinado fotolítico – cultivo de microalgas usando *Chlorella sp*.

Figura 34

Proceso del diseño de investigación



4.3. Población y Muestra

4.3.1. Población

La población está conformada por el agua residual de la planta de tratamiento de agua residual Puca Puca del distrito de Huanta-Ayacucho.

4.3.2. Muestra

La muestra fue tomada tanto en el afluente como en el efluente de la PTAR Puca Puca. Para la toma de la muestra del agua residual, se siguió el protocolo de monitoreo de la calidad sanitaria de los recursos hídricos superficiales aprobado por DIGESA (2007), el cual señala los procedimientos para una correcta toma de muestra. El protocolo orienta sobre la ubicación de puntos de muestreo, registro de datos de campo, muestreo, preservación, conservación y envío de las muestras al laboratorio de análisis. Siguiendo el protocolo se establecieron los puntos de muestreo: la zona de captación y a la salida de la planta de tratamiento, vista panorámica de la planta de tratamiento de agua residual Puca Puca (Figura 35 y 36). Se recolectó una muestra de 15 litros de agua residual de la zona de captación y dos litros a la salida de la planta, los cuales fueron distribuidos en frascos de polietileno para luego ser transportados en cajas térmicas debidamente acondicionadas para su conservación durante el traslado de Ayacucho a Lima.

Figura 35

Punto de muestreo en la zona de captación



Figura 36

Vista panorámica de la planta de tratamiento de agua residual Puca Puca



Fuente: Cabezas (2018)

4.4. Lugar del estudio y periodo desarrollado

La toma de muestra de agua residual fue tomada de la PTAR Puca Puca, mientras que la fase experimental se realizó en el laboratorio de operaciones unitarios (LOU) de la Facultad de Ingeniería Química y Textil (FIQT), Universidad Nacional de Ingeniería (UNI) ubicado en Lima-Perú por un periodo de 45 días.

4.5. Técnicas e instrumentos para la recolección de la información

4.5.1. Acondicionamiento del área de ensayos experimentales

Los materiales a usar en los cultivos de microalgas (matraz Erlenmeyer, vaso precipitado, placa Petri, pipeta graduada, bagueta) fueron esterilizados en autoclave a 121 °C durante 20 minutos.

Los cultivos de microalgas se iluminaron con lámparas led de 20 W, de acuerdo a la recomendación de Eze *et al* (2018), éste último ubicado en el centro de los matraces para una mejor distribución de la luz en forma radial.

Además; a los cultivos de microalgas se les suministró dióxido de carbono al 12% (v/v) de manera intermitente y CO₂ del medio ambiente. Se estima que la concentración de CO₂ en el aire es solamente 0,03% (Renjie *et al.*, 2019).

4.5.2. Acondicionamiento de la muestra de agua residual para su *tratamiento*

Una vez la muestra haya sido transferida desde Ayacucho hasta Lima (laboratorio de operaciones unitarias de la UNI), se procedió con el acondicionamiento para su empleo en los tratamientos posteriores. Se dispuso de una de 15 litros que correspondía a la zona de captación (afluente) de la PTAR Puca Puca. La muestra fue almacenada en un ambiente fresco durante 24 horas para lograr que los sólidos suspendidos sedimenten; luego de la operación de sedimentación, se procedió con la decantación y filtración correspondiente. Acondicionada la muestra de agua residual, se procedió con la aplicación de los tratamientos químico y biológico.

4.5.3. Siembra y cultivo del inóculo de la microalga *Chlorella sp.*

Una muestra representativa de microalga *Chlorella sp.* así como las recomendaciones de cultivo fueron proporcionadas por el Instituto del Mar del Perú (IMARPE). La *Chlorella sp* fue inoculada a un 20%, es decir, 10 mL de *Chlorella sp* y 40 mL de muestra de agua residual municipal fue cultivado en un matraz Erlenmeyer de 250 ml de capacidad por 5 días. Al cultivo se le iluminó con lámpara led (fotoperiodo 12:12 de luz y oscuridad) e inyectó CO₂ hasta que las microalgas aumenten su densidad poblacional a consecuencia del aprovechamiento de los nutrientes presentes en el agua residual (Figura 37). Una vez el cultivo haya densificado y completado los días de crecimiento planificado, el contenido del matraz pasó al cultivo experimental.

Figura 37

Siembra y cultivo del inóculo



4.5.4. Montaje de foto-bio-reactores para el proceso experimental

De acuerdo al diseño planteado se dispuso de dos tipos de reactores para realizar las experiencias en laboratorio. El primero es un fotorreactor denominado específicamente reactor fotocatalítico tubular espiral concéntrico (RFTEC) el cual fue usado para aplicar la fotólisis y el segundo estuvo conformado por un conjunto de matraces Erlenmeyer que hacían la función de biorreactores para el cultivo de microalgas.

Fotorreactor usado en el tratamiento fotolítico. Se montó el ensayo utilizando el RFTEC el cual consta de: una fuente de radiación lámpara uv marca Philips (4w, 254 nm), una carcasa cilíndrica de metal, una superficie reflectante de aluminio, un tubo de vidrio borosilicato en forma de espiral concéntrica que fue la zona de reacción de la fotólisis con un volumen de 70 ml aproximadamente, un vaso precipitado de una capacidad de 800 ml, una bomba

de agua con un caudal de 0,3 L/min y una manguera de goma que une la entrada y salida del espiral de vidrio para la recirculación.

Biorreactores usados en el tratamiento biológico con microalgas. Se emplearon 12 matraces Erlenmeyer de 250 mL de capacidad para hacer las pruebas de crecimiento biológico de las microalgas y posteriormente, la unidad con mayor densidad óptica cultivada en los matraces fue replicado en botellas de aproximadamente 2 litros. Todas las unidades de cultivo fueron cubiertas con algodón para facilitar el ingreso y salida de los gases, además de evitar el ingreso de material particulado del aire. Se contó con una lámpara blanca led de 20 w, una bomba de suministro de aire de 3,5 L/min, y un balón de CO₂ al 12% de concentración con válvula de salida del gas.

4.5.5. Equipos, materiales y reactivos para los ensayos experimentales

En la tabla 10 se muestra una lista de los materiales, reactivos y equipos empleados en el desarrollo experimental del tratamiento de la muestra de aguas residuales.

Tabla 10

Equipos, materiales y reactivos

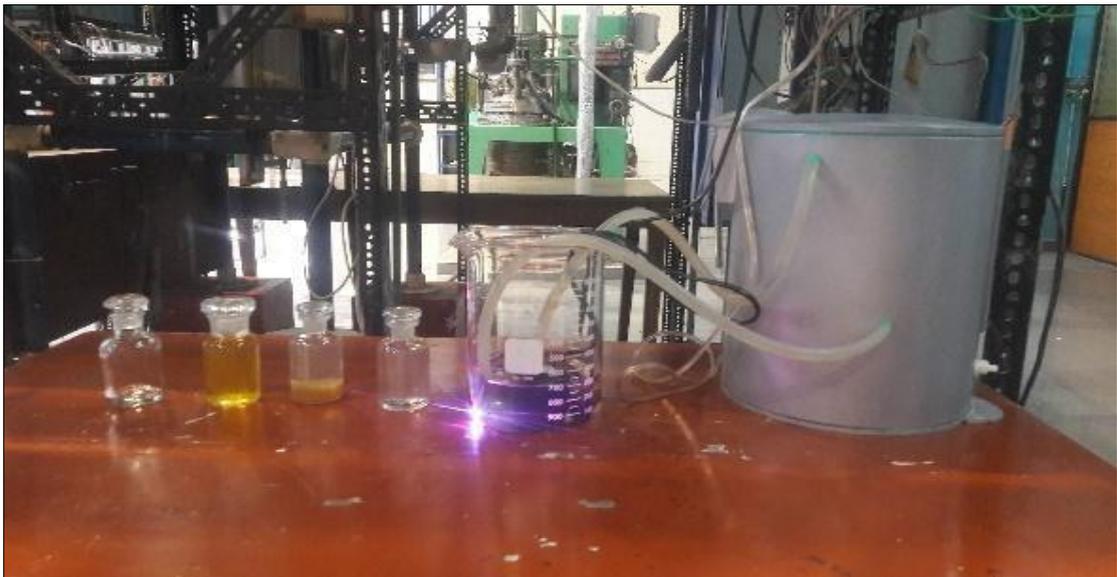
Materiales	Equipos	Reactivos
Vaso precipitado de 50, 250 y 800 (mL)	Balanza analítica	Agua destilada
Pipeta (1 mL)	Centrifugadora	15 L de muestra experimental
Bureta (25 mL)	Balón de gas de CO ₂	5mL de ácido sulfúrico 2N
Probeta (100mL)	Bomba de aire	5mL NaOH 6N

4.5.6. Procedimiento experimental

Tratamiento fotolítico. Para este a tratamiento se tomó 750 mL de la muestra recolectada y se expuso a radiación ultravioleta durante 50 minutos (Figura 38). El tratamiento fue realizado por triplicado y durante su proceso se midió el oxígeno disuelto a los 0, 10, 15, 20, 30, 40 y 50 minutos. Adicionalmente, los análisis de DBO, DQO, fosfatos, pH y temperatura se realizaron antes y después del tratamiento.

Figura 38

Tratamiento fotolítico

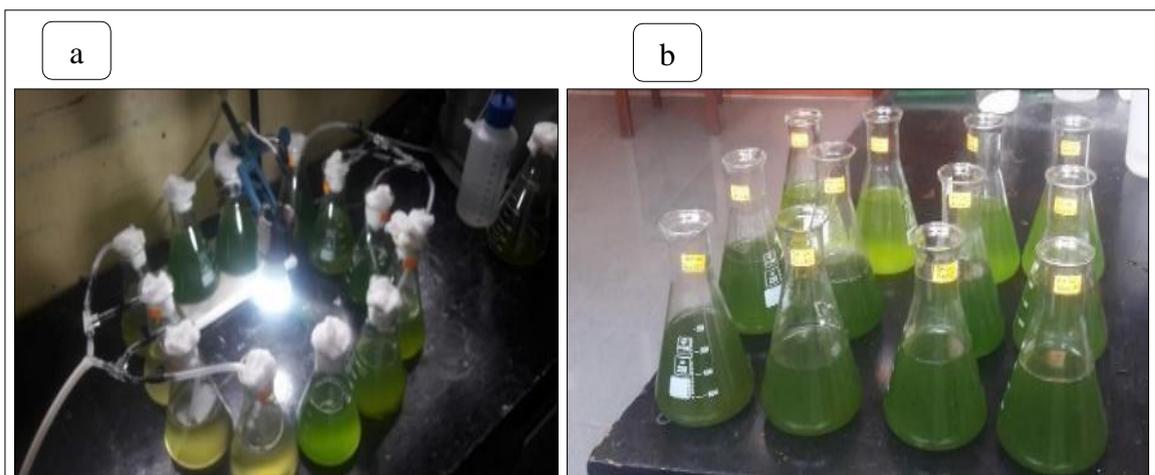


Tratamiento con cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.* Para realizar este tratamiento se tomó una muestra de agua residual de la PTAR (Figura 35). La muestra tomada fue inoculada con la microalga *Chlorella sp* previamente cultivada (Figura 37). El ensayo experimental consistió en realizar pruebas preliminares con el fin de determinar la unidad de cultivo con mayor

crecimiento poblacional. Las pruebas preliminares constaron de tres unidades de cultivo en matraces de 250 mL. Estas unidades fueron suministradas intermitentemente de dióxido de carbono en distintas concentraciones (0%, 0,03% y 12 %) y por duplicado (Figura 39 (a) y los 6 matraces ubicados en el lado derecho de la Figura 39 (b)). Además, estos cultivos preliminares fueron expuestos a luz led para promover las reacciones de fotosíntesis en las microalgas durante un periodo de 12:12 de luz y oscuridad respectivamente.

Figura 39

Pruebas preliminares de cultivo de Chlorella sp.



Los ensayos preliminares permitieron determinar al cultivo con mayor crecimiento celular (matraz ubicado en el lado derecho de la Figura 40), para su posterior réplica en un volumen mayor (2 litros). Durante el cultivo se midió la densidad óptica, el pH y la temperatura cada dos días.

Figura 40

Cultivo con mayor crecimiento de microalgas



Una vez encontrado la unidad de cultivo con mayor crecimiento de microalgas, este fue replicado en recipientes de dos litros con las mismas condiciones de operación que en las pruebas preliminares (botella ubicado en el lado derecho de la Figura 41).

Figura 41

Cultivos con mayor crecimiento de microalgas



Durante el cultivo se midió la absorbancia, el peso seco de la biomasa, concentración de fósforo, temperatura y pH cada dos días, mientras que los análisis de DBO y DQO se realizaron antes y después del tratamiento previo proceso de filtración y centrifugación.

Tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas. Este tratamiento consistió en la aplicación de la fotólisis como tratamiento inicial y el cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.* como tratamiento final. El agua residual proveniente del tratamiento fotolítico fue usado para el cultivo de la microalga *Chlorella sp.* de tal manera que ambos métodos de tratamiento fueran combinados. La aplicación del método fotolítico fue detallado anteriormente (Figura 38), así como también el cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.* Tanto el método de cultivo de microalgas como el método combinado fotolítico-cultivo de microalgas fueron desarrollados bajo las mismas condiciones durante el cultivo de microalgas. Los matraces ubicados en el lado izquierdo de la figura 39 (b) representan a las unidades experimentales de las pruebas preliminares; el matraz ubicado en el lado izquierdo de la figura 40 representa a la unidad con mayor crecimiento poblacional de microalgas y la botella ubicada en el lado izquierdo de la figura 41 corresponde a la prueba experimental con mayor crecimiento poblacional replicado en un mayor volumen para su seguimiento.

Análisis de los parámetros fisicoquímicos del agua residual

Determinación de la densidad óptica mediante el empleo del espectrofotómetro. El espectrofotómetro de barrido 2800 uv-visible, modelo

“único” fue el equipo de medición que se usó para llevar a cabo la evaluación de la densidad óptica de los cultivos a través medición de la transmitancia. Según Arredondo y Volotolina (2007) algunos investigadores indican que 675 nm es la longitud de onda cercana al pico de absorción de la clorofila. Sin embargo, nuestro estudio tomó el mismo valor de longitud de onda (688 nanómetros) usado por Man *et al.*, 2017. Se usaron dos blancos; uno constituida por agua residual expuesta a radiación ultravioleta y el otro sin exposición a uv para calibrar el equipo (Figura 42). Las muestras a leer fueron agitadas antes de su lectura para lograr homogeneidad. El cálculo para determinar la densidad óptica fue siguiendo la sugerencia de Arredondo y Voltolina (2007).

Figura 42

Blancos para la calibración del espectrofotómetro uv-visible



Determinación del peso de la biomasa seca. Se secó 20 mL de muestra en un horno a 100 °C durante 24 horas (Man *et al.*, 2017). La biomasa seca se consiguió luego de varias pesadas hasta obtener un peso constante (Figura 43). El pesaje se hizo usando una balanza Analítica marca ADAM,

modelo: NIMBUS, capacidad 250g y resolución 0,0001g en cual fue proporcionado por el laboratorio de Química de la FIQT-UNI.

Figura 43

Biomasa seca



Determinación de fosfatos empleando un kit de prueba. Para determinar la concentración de fosfatos en el agua se usó un kit de prueba de fosfatos (Figura 44), el cual siguió la norma SMEWW-APHA-AWWA-WEF Part 4500-P E 23rd Ed, el cual se basa en aplicar el método del ácido ascórbico (APHA, 1992). Este método consiste en hacer reaccionar molibdato de amonio y antimonil tartrato de potasio con ortofosfato en medio ácido para formar ácido Heteropoli-ácido fosfomolibdico- el cual se reduce a azul de molibdeno por el ácido ascórbico. Estos reactivos están diseñados para usarse con muestras que tienen un rango esperado de 0,00 a 15,00 ppm (mg/L) de fósforo como fosfatos.

Figura 44

Kit de prueba para determinar fosfato



Determinación del oxígeno disuelto empleando un kit de prueba. Se usó un kit de prueba de oxígeno disuelto marca Hanna (Figura 45) para determinar de manera fácil y rápida la concentración de oxígeno en el agua. El kit de prueba permite tomar hasta 110 pruebas de oxígeno disuelto de 0,0 a 10,0 mg/L con una resolución de 0.1 mg/L. Este procedimiento se basa en el método yodométrico modificación de azida el cual consiste en tomar una muestra de agua para hacerla reaccionar con sulfato manganoso (MnSO_4), hidróxido de sodio (NaOH), yoduro de potasio (KI) y finalmente añadirle ácido sulfúrico (H_2SO_4). Al inicio se forma un precipitado de hidróxido manganoso, $\text{Mn}(\text{OH})_2$. Este precipitado se combina con el oxígeno disuelto (OD) de la muestra formando así un precipitado de hidróxido mangánico, $\text{MnO}(\text{OH})_2$. Debido a la acidificación, el hidróxido mangánico forma el sulfato mangánico (agente oxidante) el cual libera yodo del yoduro de potasio. El OD de la muestra

es estequiométricamente equivalente al yodo libre y además es valorado con una solución estándar de tiosulfato de sodio 0,025N (Gaitán, 2004).

Figura 45

Kit de prueba de oxígeno disuelto



Determinación de la demanda química y bioquímica de oxígeno. La técnica para determinar la demanda química de oxígeno se denomina método colorimétrico reflujo cerrado y obedece las recomendaciones de la norma SMEWW-APHA-AWWA-WEF Part 5220 D, 23 rd Ed.2017. Este es un método estándar que se basa en oxidar por digestión a los materiales orgánicos y otros materiales oxidables con una solución de dicromato ácido en presencia de catalizador de sulfato de plata. Por otro lado, la prueba de demanda bioquímica de oxígeno (DBO) denominada también prueba de DBO de 5 días es un procedimiento de bioensayo que mide el oxígeno consumido por las bacterias

de la descomposición de la materia orgánica. Esta prueba se realiza siguiendo la norma de referencia SMEWW-APHA-AWWA-WEF Part 5210 B, 23 rd Ed 2017.

Todos los análisis de DQO y DBO requeridos en esta investigación fueron realizados por el laboratorio de análisis de calidad ambiental ALAB (*ANALYTICAL LABORATORY E.I.R.L.*) el cual fue acreditado en monitoreo y análisis ambientales por INACAL. Previo al análisis de la materia orgánica, las muestras fueron filtradas y centrifugadas (Figura 46). El equipo de centrifugación de modelo "OHAUS" fue proporcionado por el laboratorio de Química de la FIQT-UNI.

Figura 46

Balanza analítica y centrifugadora



Determinación de pH y temperatura. Se empleará un dispositivo de medición de temperatura y pH de marca "Oakton" con lectura automática (Figura 47). Este dispositivo tiene compensación automática de temperatura

para lecturas precisas en las temperaturas fluctuantes, visualización LCD, resistente al agua y al polvo.

Figura 47

Medidor de temperatura y pH



4.6. Análisis y procesamiento de datos

Todos los datos obtenidos fueron tabulados en el programa Microsoft Excel y el paquete estadístico Minitab 17 para obtener gráficos de dispersión, de barras y para analizar regresiones que permitieron evidenciar la dinámica de los parámetros evaluados durante todo el experimento. Por otro lado, con la finalidad de evaluar si existe o no diferencias significativas entre el crecimiento de microalgas en los grupos de cultivos con y sin exposición a radiación ultravioleta, se usaron el programa IBM SPSS Statistics 23, específicamente la prueba t de Student, la cual analizó previo la normalidad con Shapiro y la varianza con Levene. También se usó el programa IBM SPSS Statistics 23 para determinar la correlación de los factores tales como concentración de oxígeno disuelto en el agua vs tiempo y el crecimiento de microalgas vs concentración de fósforo.

V. RESULTADOS

5.1. Resultados descriptivos

5.1.1. Resultados de la caracterización inicial del agua residual municipal de la PTAR Puca Puca

Los resultados obtenidos del análisis fisicoquímico del agua residual municipal en la zona de captación de la planta se muestran a continuación en la tabla 11:

Tabla 11

Parámetros característicos del agua residual de la PTAR Puca Puca

Parámetros	Unidades	PTAR Puca Puca		Norma MINAM LMP
		Afluente	Efluente	
pH	-	7,72	7,98	6,5-8,5
Temperatura	°C	20,1	20,3	<35°C
DQO	mg/L	226	192	< 200 mg/L
DBO	mg/L	93	69	< 100 mg/L
Fosfatos	mg/L	6,8	4,5	<0,1 mg/L
OD	mg/L	1,6	2,3	> 4 mg/L

Estos resultados muestran que tanto los niveles del pH como el de la temperatura cumplen las normas técnicas que ordena el ministerio del ambiente. Sin embargo, los niveles de DBO, DQO, OD y fosfatos en la zona de captación y salida de la planta bordean y/o superan los límites máximos permisibles estipulados para aguas residuales municipales.

5.1.2. Resultados de la aplicación del tratamiento fotolítico

Concentración del oxígeno disuelto. Con el objetivo de seguir los cambios que ocurren en la concentración de materia orgánica durante el tratamiento fotolítico, se midió el nivel de oxígeno disuelto a lo largo del tiempo (Tabla 12). En el tratamiento se observó una degradación paulatina de la materia orgánica presente en el agua residual municipal, además, se obtuvo un nivel aceptable de oxígeno disuelto en el agua luego de 20 minutos.

Tabla 12

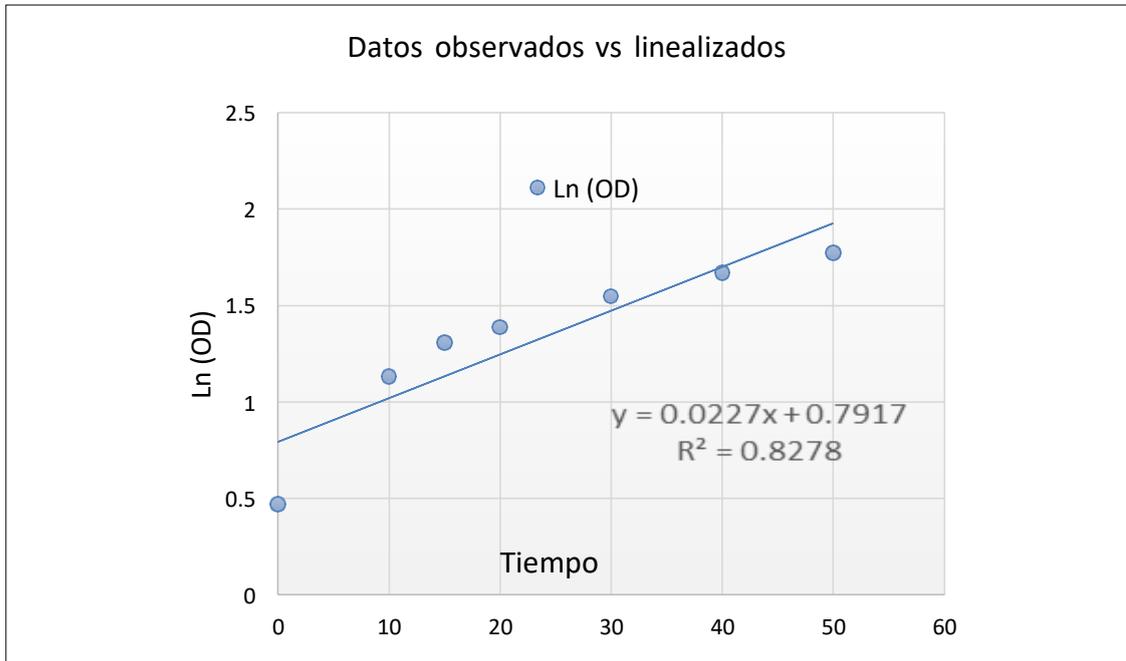
Datos de oxígeno disuelto (OD)

Tiempo	OD
0	1,6
10	3,1
15	3,7
20	4
30	4,7
40	5,3
50	5,9

La constante de velocidad de reacción de primer orden (k) se halló aplicando el logaritmo natural a los datos de la concentración de oxígeno disuelto y posteriormente linealizando la curva (Figura 48).

Figura 48

Linealización de la curva de concentración de oxígeno disuelto vs tiempo



Comparando la ecuación 5 mostrada en el capítulo dos y la ecuación arrojada por la figura 48, se obtuvo el parámetro de velocidad de reacción $k=0,0227$ el cual tiene signo positivo por tratarse del aumento de oxígeno disuelto en el agua residual analizado.

Mediciones de la DBO, DQO y fosfatos luego del tratamiento fotoquímico con fotólisis. Los valores obtenidos de la DBO y DQO luego de 50 minutos de tratamiento fotoquímico fueron 30,5 mg/L y 53 mg/L respectivamente, estos valores representan más del 65% de remoción de la materia orgánica; sin embargo, la remoción del fósforo registró un porcentaje bajo (Tabla 13). Todos los valores de los parámetros medidos se encontraron por debajo de los límites máximos permisibles tal como se muestra en la tabla 13:

Tabla 13

Valores de la DBO, DQO y fosfatos luego de la fotólisis

Registro	DBO	DQO	Fósforo
Norma	< 200 mg/L	< 100 mg/L	<0.15 mg/L
Concentración(mg/L)	30,5	53	5,9
Remoción (%)	67,20	76,55	13,24

5.1.3. Resultados de la aplicación del tratamiento con cultivo de microalgas usando *Chlorella sp*

Los datos registrados en esta sección corresponden no solo a los obtenidos luego del tratamiento preliminar sino también al realizado en un recipiente con mayor volumen, este último fue realizado tomando en cuenta las condiciones de cultivo de aquella unidad con mayor crecimiento poblacional.

Determinación de la densidad óptica en los cultivos preliminares del tratamiento con cultivo de microalgas. En la tabla 14 se reporta las densidades ópticas del crecimiento de *Chlorella sp.* con suministro de CO₂ en distintas concentraciones a lo largo del tiempo. Se estableció la denominación de CO₂ concentrado, aire y control a las concentraciones de 12%, 0,03%, 0% de CO₂ respectivamente.

Tabla 14

Densidad óptica de los cultivos preliminares del tratamiento con cultivo de microalgas usando Chlorella sp.

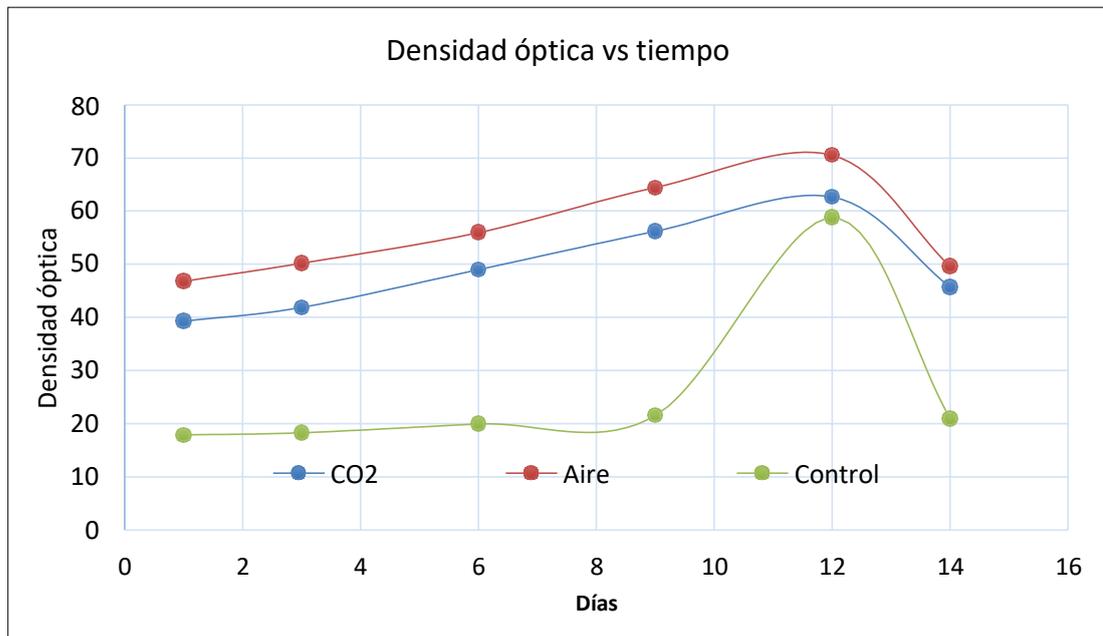
Días	CO ₂	aire	control
1	39,3	46,8	17,9
3	41,9	50,2	18,3
6	49	55,95	19,95
9	56,2	64,45	21,55
12	62,65	70,5	58,75
14	45,7	49,56	21

Incremento de las densidades de los cultivos preliminares del tratamiento con cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.* Se observó que todas las pruebas experimentales alcanzaron su máximo crecimiento celular en el día 12. La unidad control presentó un tiempo de latencia prolongado que se expresó hasta el noveno día; posterior a ello, inició inmediatamente un crecimiento exponencial bastante pronunciado. Por otro lado, las unidades cultivadas con suministro de CO₂ y aire tuvieron un comportamiento similar entre ellas; estas presentaron un mínimo periodo de latencia de 3 días aproximadamente y una prolongada fase exponencial con una pendiente no tan pronunciada. A continuación, se presenta mediante una gráfica (Figura 49) el comportamiento de la densidad óptica a lo largo del tiempo (días) tomando en cuenta las diferentes concentraciones de dióxido de carbono (12%, 0,03%, 0%

de CO₂) sobre el medio acuoso correspondiente al tratamiento con cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.*

Figura 49

Gráfica de densidad óptica vs tiempo del tratamiento con cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.*

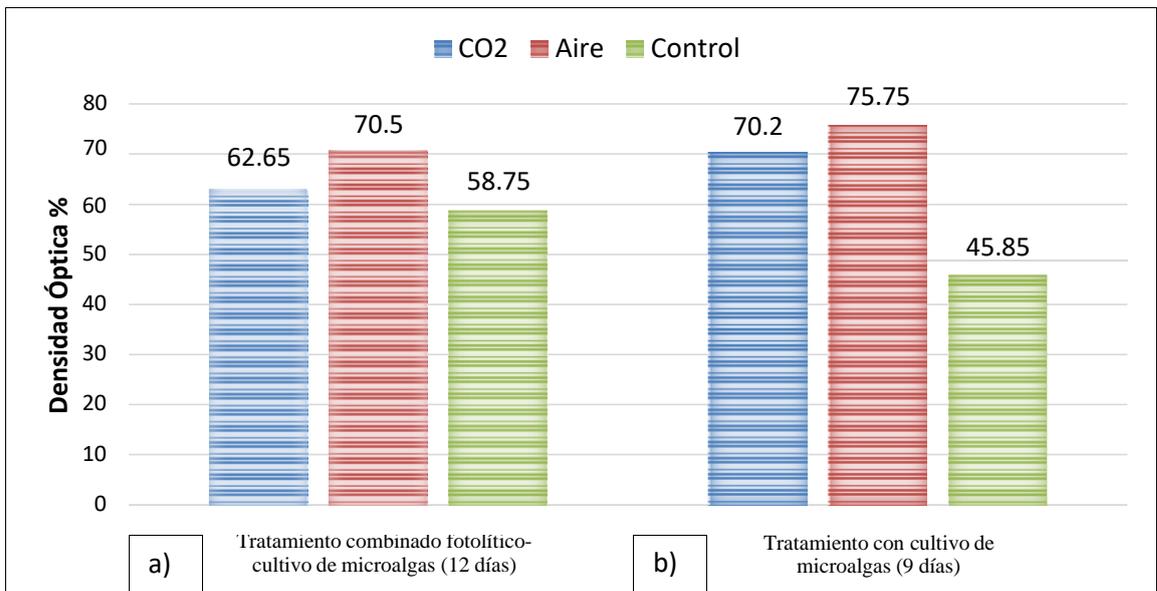


Densidad óptica de máximo crecimiento obtenido durante el tratamiento con cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.* Las densidades ópticas de máximo crecimiento con distintas concentraciones de CO₂ se muestran en la parte b de la figura 51. En esta gráfica se puede notar que el cultivo con mayor crecimiento poblacional corresponde a aquella unidad que fue suministrada con 0.03% de dióxido de carbono, es decir, fue alimentado

con aire del medio ambiente; la segunda unidad con alto crecimiento fue aquel suministrado con CO₂ al 12%.

Figura 50

*Máxima densidad óptica del tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento fotolítico-cultivo de microalgas *Chlorella sp.**



Cultivo de microalga *Chlorella sp.* considerando la unidad con mayor densidad óptica en las pruebas preliminares del tratamiento con cultivo de microalgas. Los siguientes datos fueron recolectados durante el cultivo de *Chlorella sp.* en recipientes de dos litros con suministro continuo de aire (0,03% de CO₂) y fotoperiodo 12:12 luz y oscuridad. El recipiente contiene al cultivo representativo, es decir, contienen a la unidad con mayor crecimiento población durante las pruebas preliminares en volúmenes de 250 mL.

Determinación de la densidad óptica, peso seco de la biomasa, tasa de crecimiento específico y productividad. Los datos de densidad óptica se obtuvieron mediante el empleo de la ecuación 11, para el cual se usaron los datos de la transmitancia medidos durante el tratamiento con cultivo de microalgas (Tabla 15).

Tabla 15

Datos de la densidad óptica del tratamiento con cultivo de microalgas

Días	Transmitancia (%)	Densidad Óptica (%)	Densidad Óptica
1	88,10	11,9	0,119
3	82,14	17,85	0,1785
6	48,66	51,34	0,5134
9	27,05	72,95	0,7295
12	30,69	69,31	0,6931
14	38,96	61,03	0,6103

Datos del peso de la biomasa seca. Los pesos de la biomasa seca del tratamiento con cultivo de microalgas fueron recolectados por tres días no consecutivos (Tabla 16).

Tabla 16

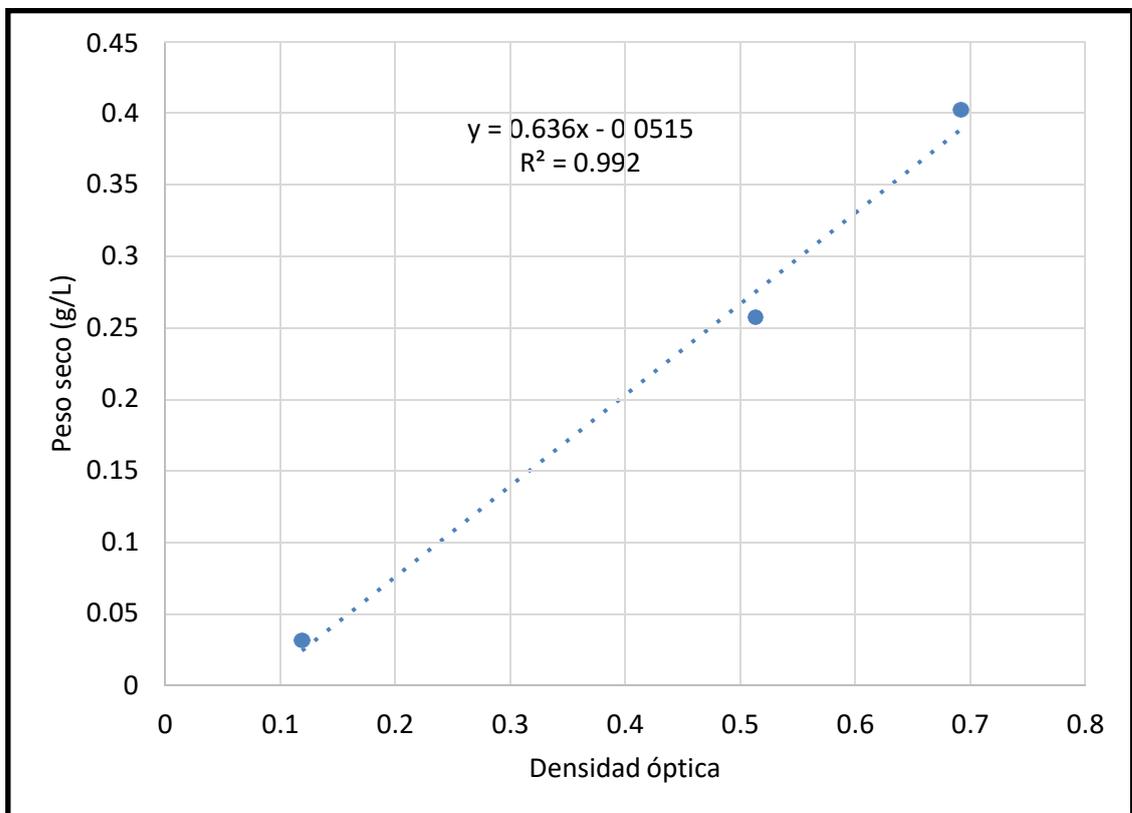
Peso de la biomasa seca obtenido en el tratamiento con cultivo de microalgas

Día	Peso seco (g/l)
1	0,0301
6	0,256
12	0,4023

- Con los datos del peso de la biomasa seca y la densidad óptica graficados en la figura 51 se obtuvieron las ecuaciones de regresión lineal (Ecuación 29) el cual a su vez sirvió para determinar la concentración de la biomasa.

Figura 51

Peso de la Biomasa Seca (g/L) vs Densidad Óptica del tratamiento con cultivo de microalgas



Ecuación de regresión lineal del tratamiento con cultivo de microalgas

$$\text{Biomasa (g/L)} = 0,636 (\text{Densidad óptica}) - 0,0515 \quad (29)$$

- Una vez obtenida las ecuaciones de regresion lineal se procedió con la determinación de la biomasa (Tabla 17). Posteriormente, con los datos de biomasa se determinó la tasa de crecimiento específico (μ) y la productividad (P) de las microalgas.

Tabla 17

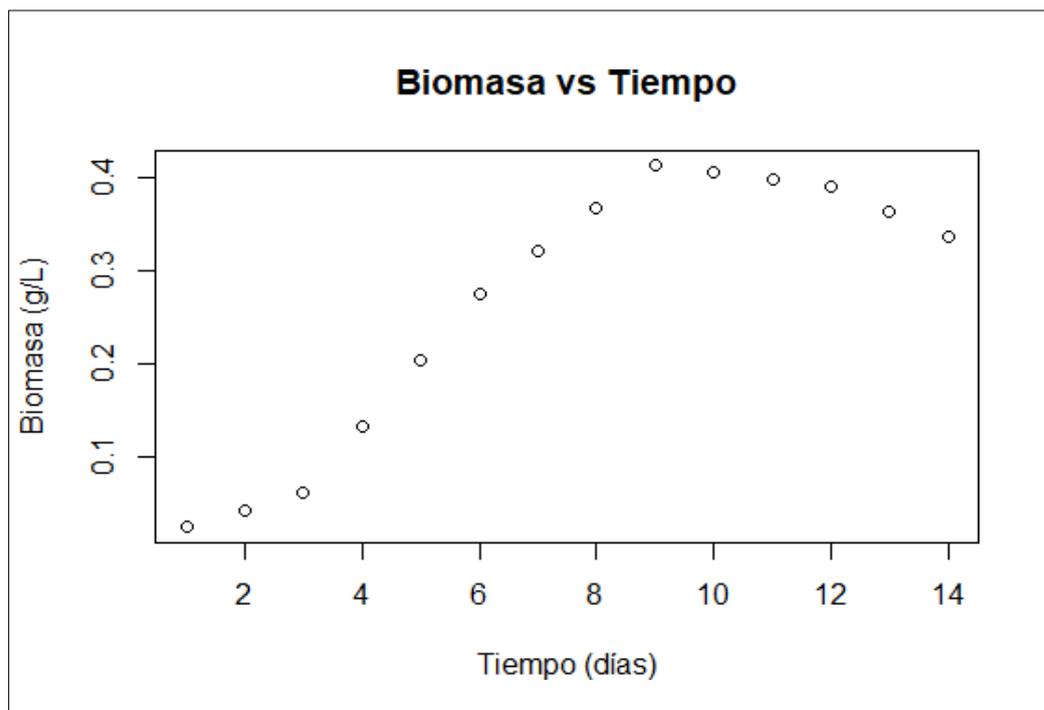
Datos de biomasa del tratamiento con cultivo de microalgas

Días	Biomasa (g/L)
1	0,02418
2	0,0431
3	0,06202
4	0,13302
5	0,20402
6	0,27502
7	0,32083
8	0,36664
9	0,41246
10	0,40474
11	0,39702
12	0,38931
13	0,36298
14	0,33665

Gráfica de dispersión empleando data correspondiente al tratamiento con cultivo de microalgas. La figura 52 representa a los datos del grupo dos y evidencia que el tiempo donde se da el máximo crecimiento de microalgas es al noveno día. Además, la fase lag está representado por los primeros tres días de cultivo, y a partir de ahí comienza la fase exponencial hasta el día ocho.

Figura 52

Gráfico de la biomasa vs tiempo del tratamiento con cultivo de microalgas



Tasa de crecimiento específico y productividad de la biomasa. Fueron obtenidas a partir de la ecuación 13 y 14. Estos parámetros resultaron ser relativamente apreciables para aquellos datos tratado correspondientes al tratamiento con cultivo de microalgas. El valor de la tasa de crecimiento

específico fue 0,35538 días⁻¹, este valor se encontraba dentro del rango obtenido por otros investigadores. Sin embargo, el valor de la productividad obtenida fue 0,04853 g/L/días no fueron significativos. En la tabla 18 se muestran los parámetros de crecimiento de microalgas correspondientes a los tratamientos con cultivo de microalgas y al tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas.

Tabla 18

Parámetros de crecimiento del tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas

Parámetros	Tratamiento con cultivo de microalgas	Tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas
X ₁ (g/L)	0,04024	0,06202
X ₂ (g/L)	0,32498	0,36664
t ₁ (días)	2	3
t ₂ (días)	9	8
μ (días ⁻¹)	0,29841	0,35538
X ₀ (g/L)	0,01891	0,02418
X _F (g/L)	0,35256	0,41246
t ₀ (días)	1	1
t _F (días)	12	9
P (g/L/días)	0,03033	0,04853

Ajuste de modelos Logístico, Gompertz y Gompertz Modificado empleando los datos del tratamiento con cultivo de microalgas. Los modelos Logístico, Gompertz y Gompertz Modificado fueron implementados en el programa RStudio, y su análisis de ajuste se realizó tomando en cuenta el criterio de información de akaike (AIC). Los datos de la biomasa fueron empleados para el análisis correspondiente, y se elaboró graficas comparativas donde se mostró el comportamiento de los modelos (Figura 53); además, se preparó una tabla con los parámetros de ajuste de cada modelo utilizado (Tabla 23).

Figura 53

Ajuste de modelos empleando datos del tratamiento con cultivo de microalgas

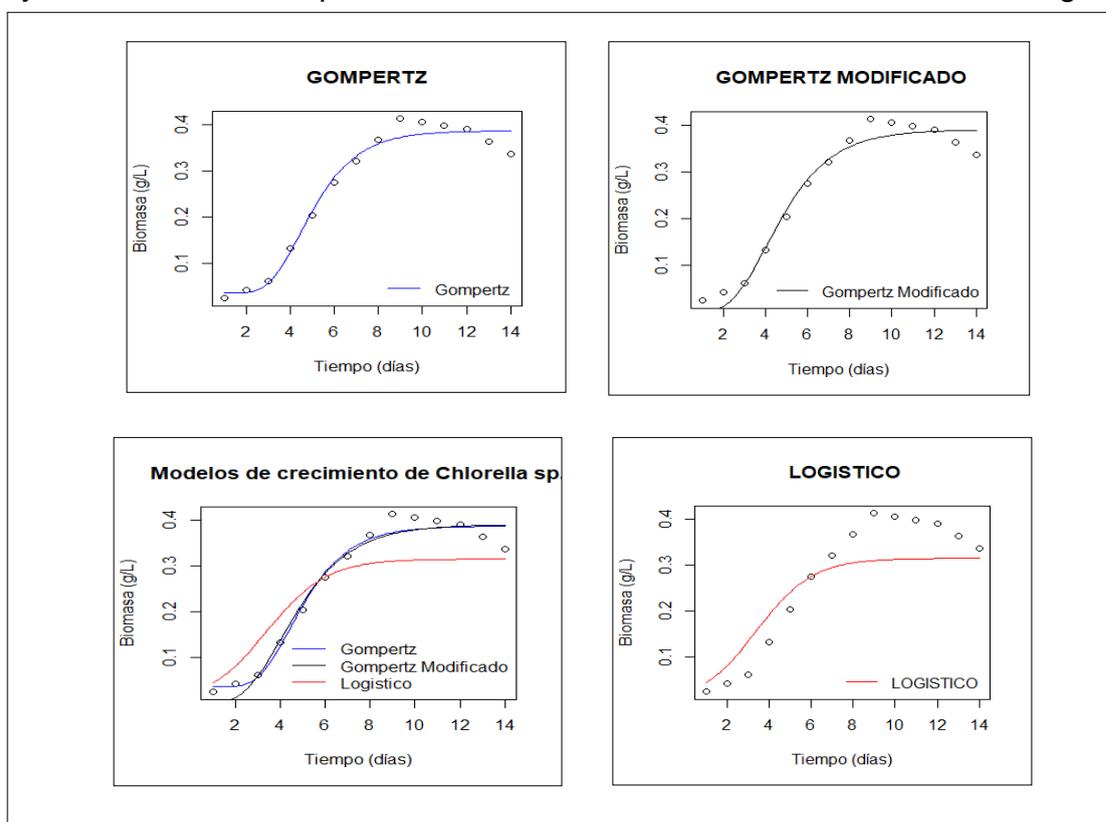


Tabla 19*Parámetros de ajuste de los modelos utilizados*

Modelo	tratamiento	A	B	C	M	λ	EER	AIC
		Ln (Xt/Xo)	μ_{max} (días ⁻¹)	Ln (Xt/Xo)	t(μ_{max}) (días ⁻¹)	t (lag) (días)	Error estándar residual	Criterio de Información de Akaike
Logístico	Combinado fotolítico-	305,80	0,61	-305,48	4,3550	-	0,026	-57,127
Gompertz	cultivo de microalgas	0,02	0,52	0,32	4,377	-	0,008	-87,525
Gompertz Modificado		-	0,05	0,350	-	1,885	0,010	-83,030
Logístico	Cultivo de microalgas	8813,82	0,750	-8813,51	3,415	-	0,071	-28,990
Gompertz		0,035	0,701	0,350	4,462	-	0,024	-58,640
Gompertz Modificado		-	0,084	0,3897	-	2,390	0,027	-56,701

Según el análisis de los valores del criterio de información de Akaike mostrados en la Tabla 19, el modelo Gompertz presenta mejor bondad de ajuste en sus parámetros con respecto a los modelos Logístico y Gompertz Modificado y esto se refleja en sus menores valores de AIC.

5.1.4. Resultados de aplicación del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp*

El tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas consistió en tomar el agua residual proveniente del tratamiento fotolítico y cultivar en ella una muestra de microalga *Chlorella sp* de la misma forma como fue realizado en el tratamiento con cultivo de microalgas usando *Chlorella sp*.

Determinación de la densidad óptica en los cultivos preliminares del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp*. En la tabla 15 se reporta las densidades ópticas del crecimiento de *Chlorella sp* con suministro de CO₂ en distintas concentraciones a lo largo del tiempo.

Tabla 20

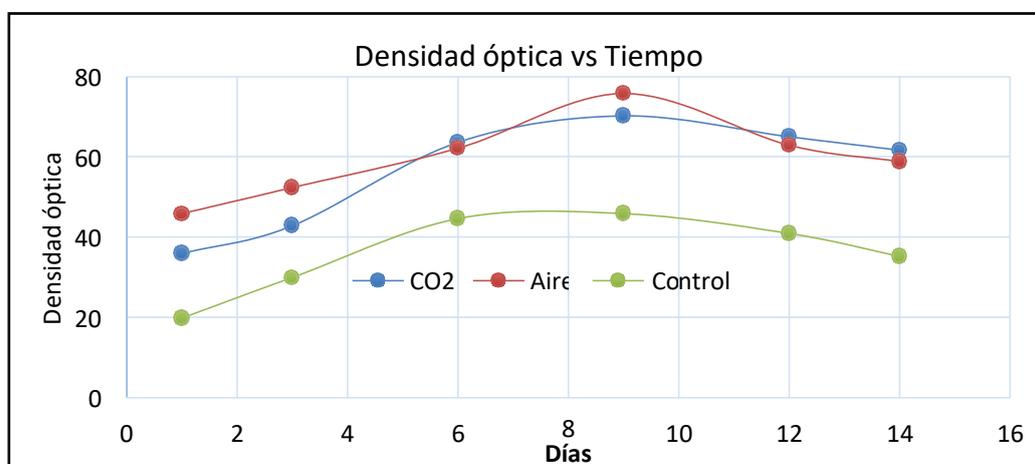
*Densidad óptica de los cultivos preliminares del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp*.*

Día	CO ₂	aire	control
1	35,9	45,8	19,8
3	42,8	52,3	29,9
6	63,6	62,1	44,6
9	70,2	75,75	45,85
12	65	62,85	40,9
14	61,65	58,8	35,2

Incremento de las densidades de los cultivos preliminares del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.* Se observó que las unidades suministradas con CO₂ y aire tuvieron similares comportamientos de crecimiento celular, estos mostraban una fase exponencial suavizada a partir del tercer día y un máximo crecimiento celular el día 9. Por otro lado, la unidad de control no presentó fase de adaptación, mostró una fase exponencial corta y alcanzó su máximo crecimiento a los 7 días aproximadamente evidenciando claramente una curva de crecimiento por debajo de las de los cultivos con suministro de aire y CO₂. A continuación, se presenta mediante una gráfica (Figura 50) el comportamiento de la densidad óptica a lo largo del tiempo (días) tomando en cuenta las diferentes concentraciones de dióxido de carbono (12%, 0,03%, 0% de CO₂) sobre el medio acuoso correspondiente al tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.*

Figura 54

*Gráfica de densidad óptica vs tiempo del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.**



Densidad óptica de máximo crecimiento obtenido durante el tratamiento combinado fotolítico- cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.* Las densidades ópticas de máximo crecimiento con distintas concentraciones de CO₂ se muestran en la parte a de la figura 51. En esta gráfica se puede notar que el cultivo con mayor crecimiento poblacional corresponde a aquella unidad que fue suministrada con 0.03% de dióxido de carbono, es decir, fue alimentado con aire del medio ambiente; la segunda unidad con alto crecimiento fue aquel suministrado con CO₂ al 12%.

A modo de comparación, en la figura 51 se muestra las densidades ópticas de máximo crecimiento del tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas bajo distintas concentraciones de CO₂. En ella se puede observar que el tratamiento con cultivo de microalgas tiene valores de densidad óptica relativamente mayores que el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas. Además, se aprecia que ambos tratamientos arrojan resultados similares; por ejemplo, en ambos tratamientos se observa que la prueba experimental con mayor crecimiento celular fue aquella unidad con suministro de aire, es decir, con 0,03% de CO₂ suministrado.

Cultivo de microalga *Chlorella sp.* considerando la unidad con mayor densidad óptica en las pruebas preliminares del tratamiento combinado fotolítico-con cultivo de microalgas. Los siguientes datos fueron recolectados durante el cultivo de *Chlorella sp.* en recipientes de dos litros con suministro continuo de aire (0,03% de CO₂) y fotoperiodo 12:12 luz y oscuridad. El recipiente contiene al cultivo representativo, es decir, contienen a la unidad

con mayor crecimiento población durante las pruebas preliminares en volúmenes de 250 mL.

Determinación de la densidad óptica, peso seco de la biomasa, tasa de crecimiento específico y productividad. Los datos de densidad óptica se obtuvieron mediante el empleo de la ecuación 11, para el cual se usaron los datos de la transmitancia medidos durante el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas (Tabla 21).

Tabla 21

Densidad óptica durante el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas

Días	Transmitancia (%)	Densidad Óptica (%)	Densidad Óptica
1	86,5	13,5	0,135
3	79,32	20,68	0,2068
6	49,8	50,2	0,502
9	34,99	65,01	0,6501
12	30,35	69,65	0,6965
14	34,76	65,24	0,6524

Datos del peso de la biomasa seca. Los pesos de la biomasa seca del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas fueron recolectados por tres días no consecutivos (Tabla 21).

Tabla 22

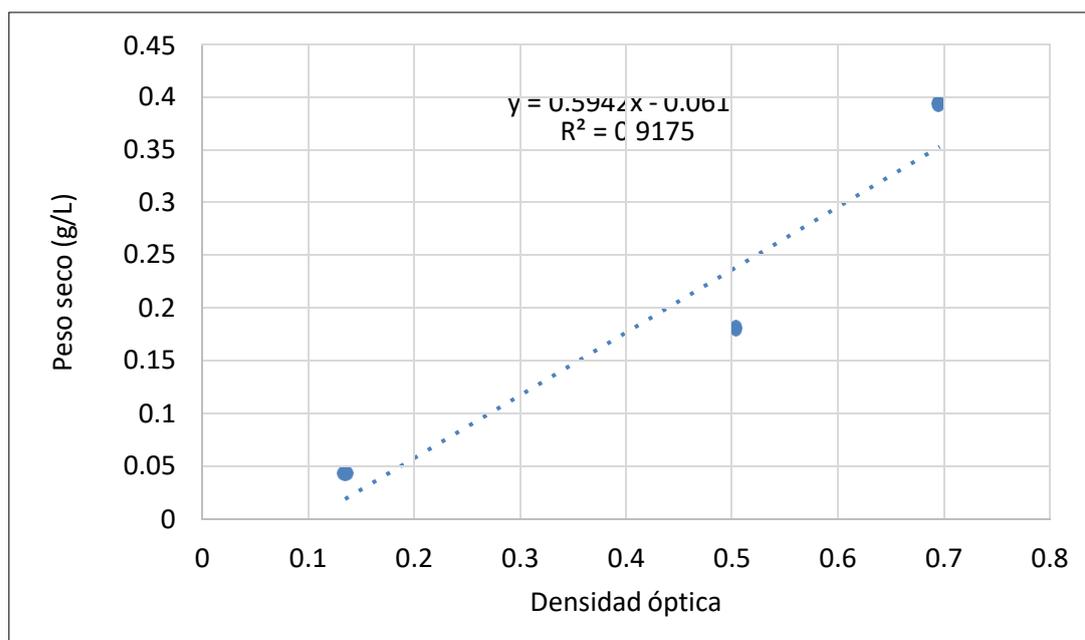
Peso de la biomasa seca del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando Chlorella sp.

Día	Peso seco (g/L)
1	0,0389
6	0,1792
12	0,3903

- Con los datos del peso de la biomasa seca y la densidad óptica (Figura 54) se obtuvo la ecuación de regresión lineal (Ecuación 30), el cual a su vez sirvió para determinar la concentración de la biomasa.

Figura 55

Peso de la biomasa seca (g/L) vs densidad óptica del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando Chlorella sp.



Ecuación de regresión lineal del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella* sp.

$$\text{Biomasa (g/L)} = 0,5942 (\text{Densidad óptica}) - 0,0613 \quad (30)$$

- Una vez obtenida las ecuaciones de regresión lineal se procedió con la determinación de la biomasa (Tabla 22). Posteriormente, con los datos de biomasa se determinó la tasa de crecimiento específico (μ) y la productividad (P).

Tabla 23

Datos de biomasa del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando Chlorella sp.

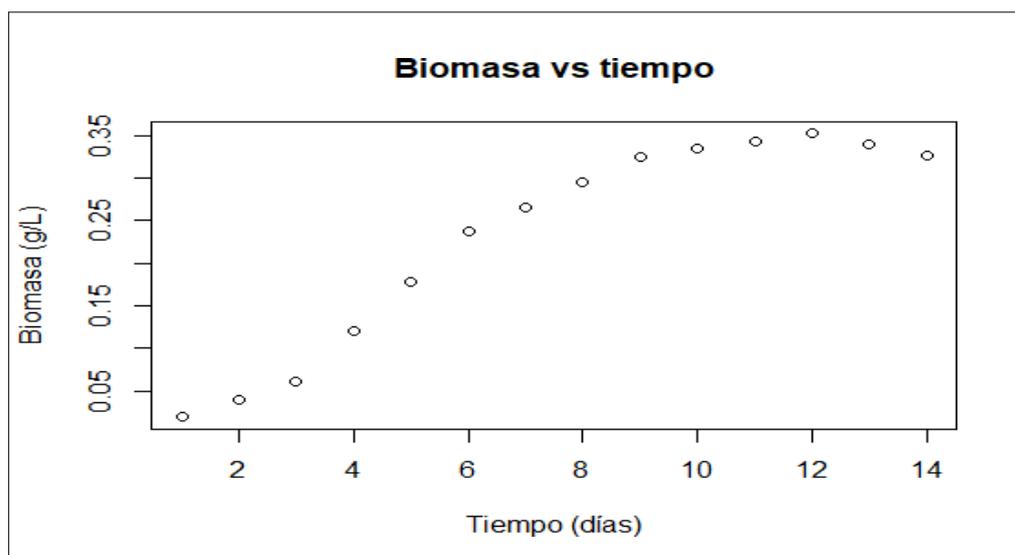
Días	Biomasa (g/L)
1	0,01891
2	0,04024
3	0,06158
4	0,12004
5	0,17851
6	0,23698
7	0,26632
8	0,29565
9	0,32498
10	0,33417

Días	Biomasa (g/L)
11	0,34337
12	0,35256
13	0,33945
14	0,32635

Gráfica de dispersión usando los datos correspondientes al tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalga. En los datos se observa que casi no existe la fase de adaptación, la fase exponencial por su parte va desde el segundo al noveno día de cultivo. En el día 12 se alcanzó el crecimiento máximo de la biomasa, tiempo el cual se considera favorable para para hacer la cosecha o resiembra del cultivo (Figura 55).

Figura 56

Gráfico de la biomasa vs tiempo del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando Chlorella sp.



Tasa de crecimiento específico y productividad de la biomasa.

Fueron obtenidos a partir de la ecuación 13 y 14 desarrollados en el capítulo 2. Estos parámetros resultaron ser relativamente apreciables comparado con otros estudios.

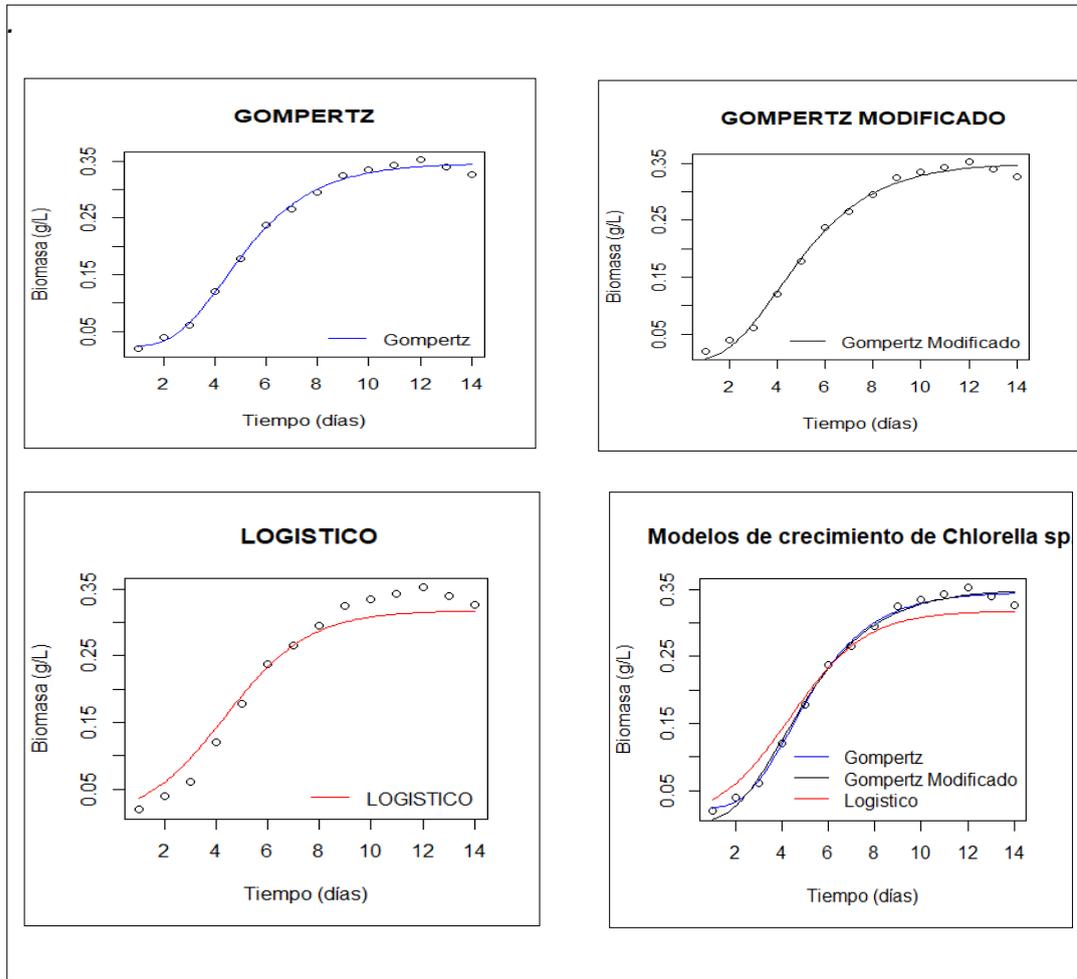
El valor de la tasa de crecimiento específico fue 0,29841 días⁻¹ y presentó un valor que se encuentran dentro del rango obtenido por otros investigadores. Sin embargo, el valor de la productividad (0,03033 g/L/días) no fue significativo, ver en la tabla 18.

Ajuste de modelos Logístico, Gompertz y Gompertz Modificado empleando los datos del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas. Los modelos Logístico, Gompertz y Gompertz Modificado fueron implementados en el programa RStudio, y su análisis de ajuste se realizó tomando en cuenta el criterio de información de akaike (AIC).

Los datos de la biomasa de ambos grupos fueron empleados para el análisis correspondiente, y se elaboró graficas comparativas donde se mostró el comportamiento de los modelos (Figura 57); además, se preparó una tabla con los parámetros de ajuste de cada modelo utilizado (Tabla 19).

Figura 57

*Ajuste de modelos empleando datos del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp**

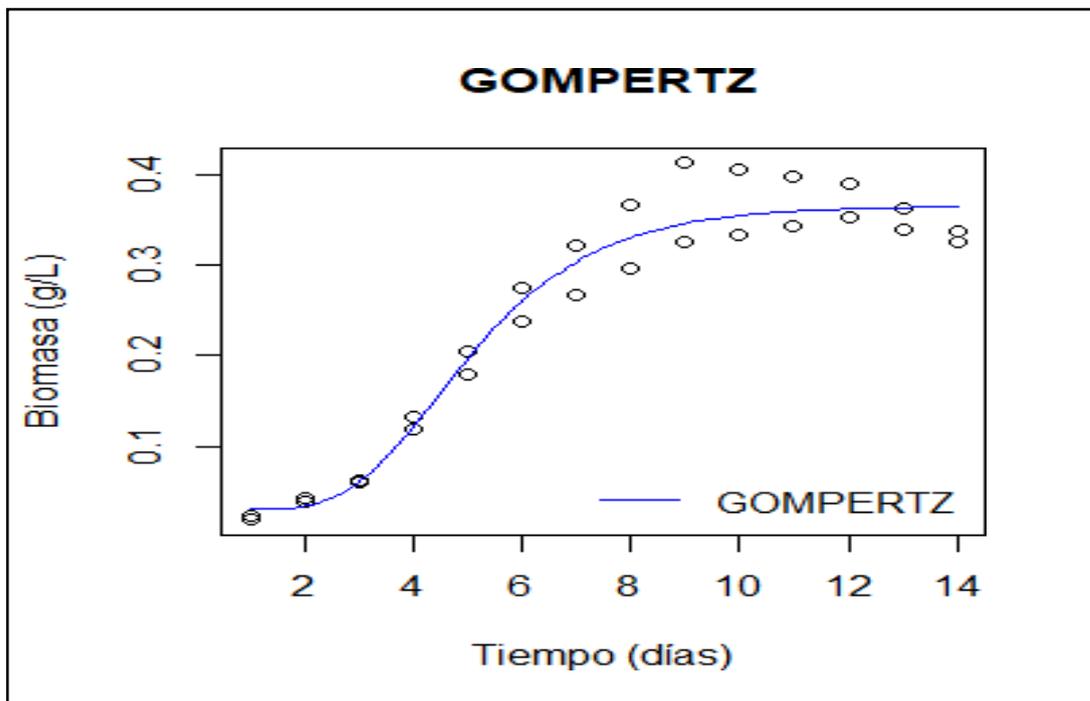


Según el análisis de los valores del criterio de información de Akaike mostrados en la tabla 19, el modelo Gompertz presenta mejor bondad de ajuste en sus parámetros con respecto a los modelos Logístico y Gompertz Modificado y esto se refleja en sus menores valores de AIC. Una vez elegido el modelo que representaba mejor al conjunto de datos tomados del tratamiento con cultivo de

microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas, este fue representado gráficamente (Figura 58).

Figura 58

Modelo mejor ajustado a los datos del tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando Chlorella sp.



Por lo tanto, el modelo Gompertz ($y = A + C \exp^{-\exp[-B(t-M)]}$) quedaría representado de la siguiente manera:

$$y = 0,03050 + 0,33442 * \exp^{-\exp[-0,62053*(t-4,42721)]} \quad (31)$$

Donde los valores de A, C, B y M se encuentran en la Tabla 24

Tabla 24*Parámetros de ajuste del modelo Gompertz*

Modelo	A Ln (Xt/Xo)	B μ max (días ⁻¹)	C Ln (Xt/Xo)	M t(μ max) (días ⁻¹)	SCE Suma cuadrad residuos	AIC Criterio Información Akaike
Logístico	0,030	0,620	0,334	4,427	0,028	-115,701

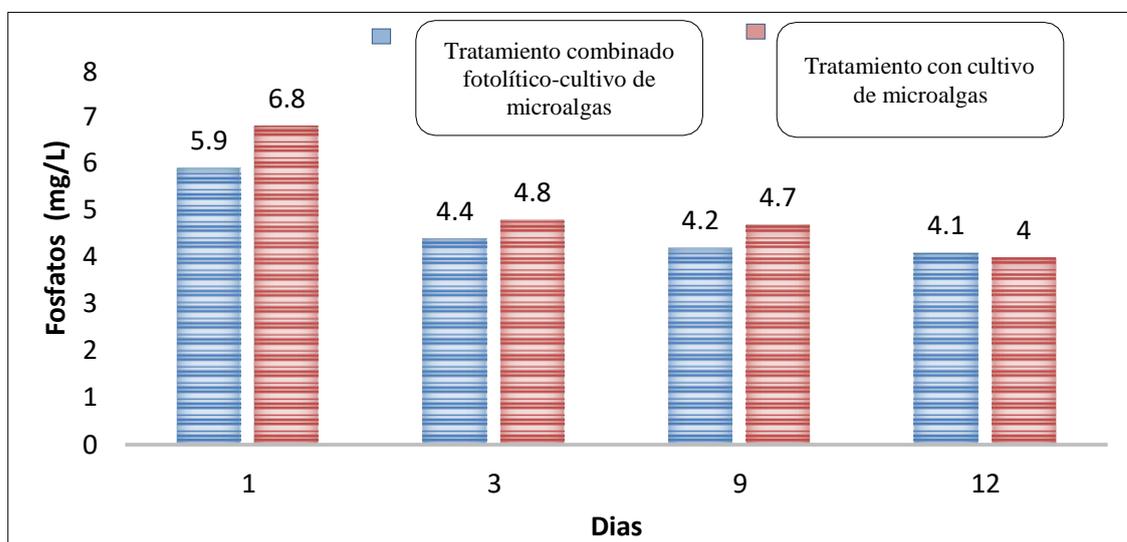
5.1.5. Remoción de la materia orgánica y los fosfatos luego de los tratamientos con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.*

En esta parte se muestran los resultados de concentración de fosfatos, DBO y DQO obtenidos luego de cada tratamiento; a su vez, los porcentajes de remoción de los nutrientes por parte de los tratamientos aplicados que sirvieron para establecer comparaciones de eficiencia entre los métodos aplicados.

Concentración de fosfatos luego del tratamiento con cultivo de microalgas y tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.* Las concentraciones finales de los fosfatos en los cultivos correspondientes a los tratamientos con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.* fueron 4 mg/L y 4,1 mg/L respectivamente (Figura 59). En ambos tratamientos se observa que existe una reducción continua de la concentración de los fosfatos y que el tratamiento con cultivo de microalgas arroja un valor ligeramente menor que el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.*

Figura 59

Concentración de fosfatos luego del tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas



Concentración de DBO y DQO luego del tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.* Los valores obtenidos de la DBO y DQO para el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* luego de 14 días de cultivo fueron 55,17 mg/L y 102,6 mg/L respectivamente; mientras que, para el tratamiento con cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* fueron 47,55 mg/L y 59,78 mg/L respectivamente. Tomando en cuenta el ítem anterior sobre concentración de fosfatos, se puede concluir que los porcentajes de remoción de los fosfatos alcanzaron porcentajes de remoción mayores al 30% para ambos tratamientos (Tabla 25); mientras que, la materia orgánica tuvo remociones al rededor del 50%. Todos los valores de los parámetros se encuentran por debajo de los límites máximos permisibles, excepto la demanda química de oxígeno obtenido por el cultivo del grupo uno cuyo valor (102,6 mg/L)

supera ligeramente el límite máximo permisible para aguas residuales municipales (100 mg/L).

Tabla 25

DBO, DQO y fosfato luego del tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fofolítico-cultivo de microalgas

Registro	Tratamiento	DBO	DQO	Fosfato
Norma		< 200 mg/L	< 100 mg/L	<0,15 mg/L
Concentración _(i) (mg/L)	Tratamiento con cultivo de microalgas	93	226	6.8
Concentración _(f) (mg/L)		48,78	90,9	4
%Remoción		47,55	59,78	41,18
Concentración _(i) (mg/L)	Tratamiento combinado fofolítico- cultivo de microalgas	93	226	6,8
Concentración _(f) (mg/L)		55,17	102,6	4.1
%Remoción		40,68	54,60	33,82

A modo de observación, se deja indicado que con el fin de reducir el error experimental y lograr un adecuado registro de los datos de la materia orgánica luego del tratamiento con microalgas, se propuso reducir 10% menos de los valores obtenidos de DBO y DQO registrados por el laboratorio de

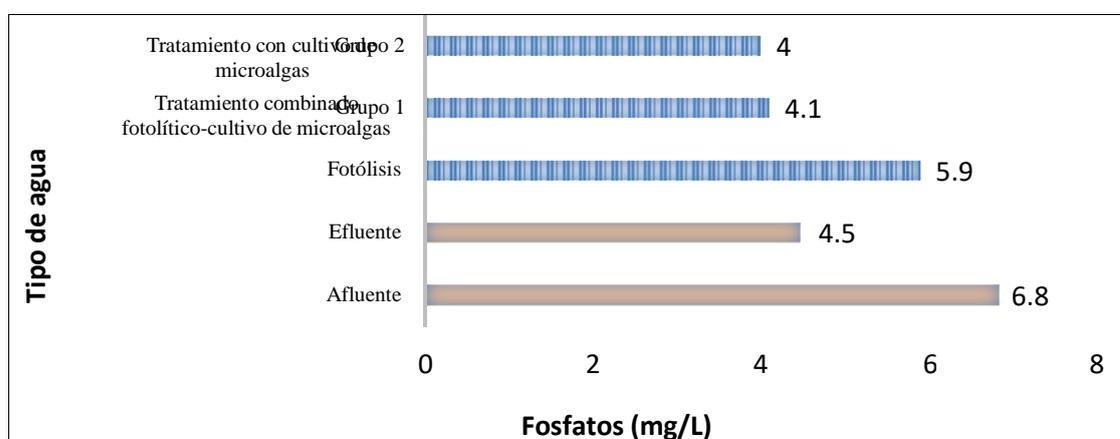
análisis de calidad de agua. Esto fue debido al supuesto de que las elevadas densidades celulares alcanzadas durante la experimentación introducen también la producción de exoproductos orgánicos, los cuales no permiten diferenciar entre la materia orgánica existente en el agua residual y la generada como producto del metabolismo microalgal (Chacón *et al.*, 2009).

5.1.6. Concentración de los fosfatos, DBO y DQO luego de los diversos tratamientos

Concentración de fosfatos luego de los diversos tratamientos. El tratamiento fotolítico removi6 ligeramente a los fosfatos, desde 6,8 mg/L hasta 5,9 mg/L, mientras que el tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* redujeron el nivel de fosfatos hasta un valor de 4mg/L (Figura 60)

Figura 60

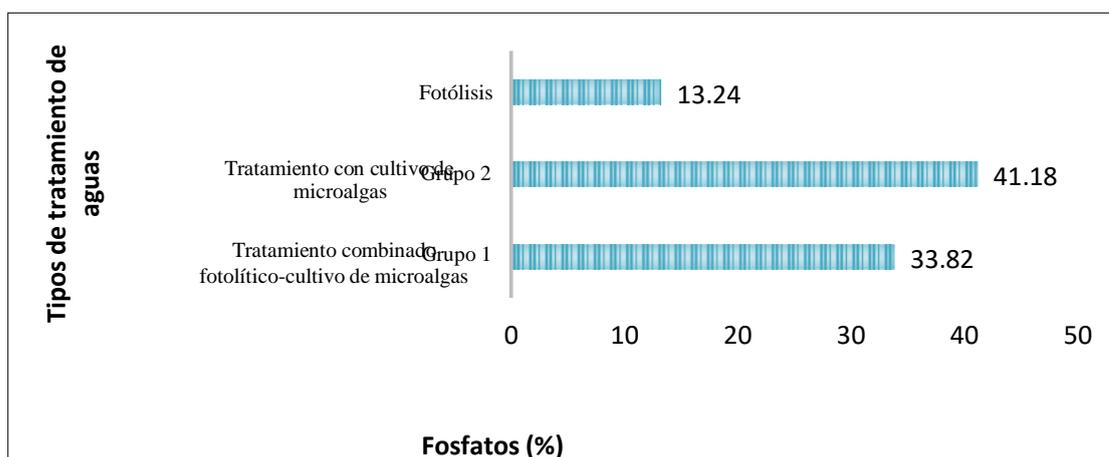
Concentración de fosfatos luego de distintos tratamientos



De acuerdo con estos resultados se podría inferir que los tratamientos que incluyen el empleo de microalgas tienen mayor potencial para remover a los fosfatos de las aguas residuales. Finalmente, los porcentajes de remoción de fosfatos obtenidos luego del tratamiento fotolítico, tratamiento con cultivo de microalgas y tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella* sp. fueron 13,24%, 41,18% y 33,82% respectivamente (Figura 61).

Figura 61

Remoción de fosfatos luego de distintos tratamientos



Concentración de la DBO y DQO luego de los diversos tratamientos.

Luego de comparar los porcentajes de remoción de DBO, DQO y fosfatos se podría concluir que, el tratamiento por fotólisis es más efectivo para reducir los niveles de DBO y DQO que para los fosfatos; y que, por el contrario, el tratamiento biológico con cultivo de microalgas remueve mejor a los fosfatos que a la materia orgánica (Figura 62 y 63).

Figura 62

Concentración de la DBO y DQO luego de distintos tratamientos

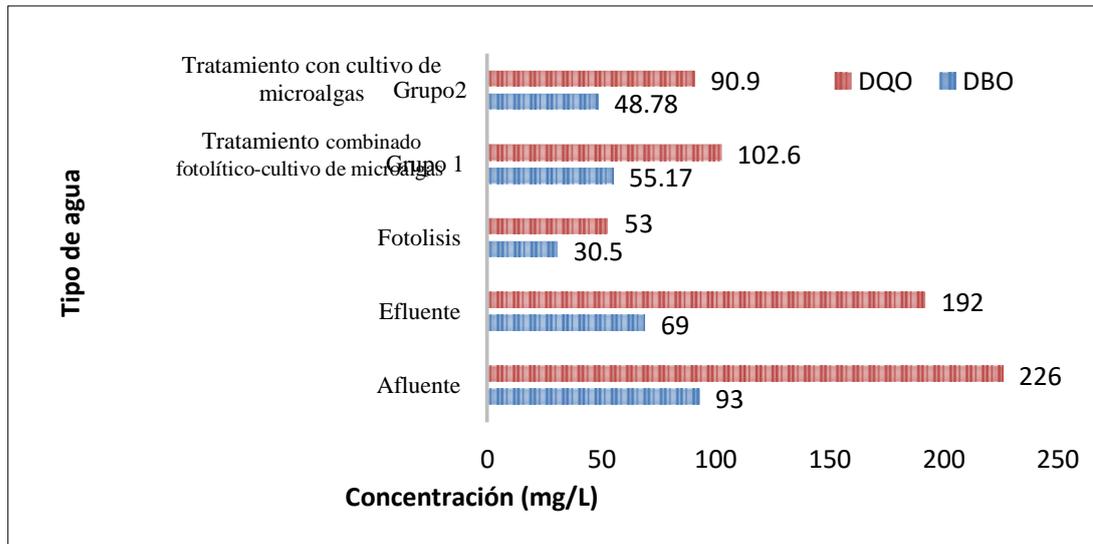
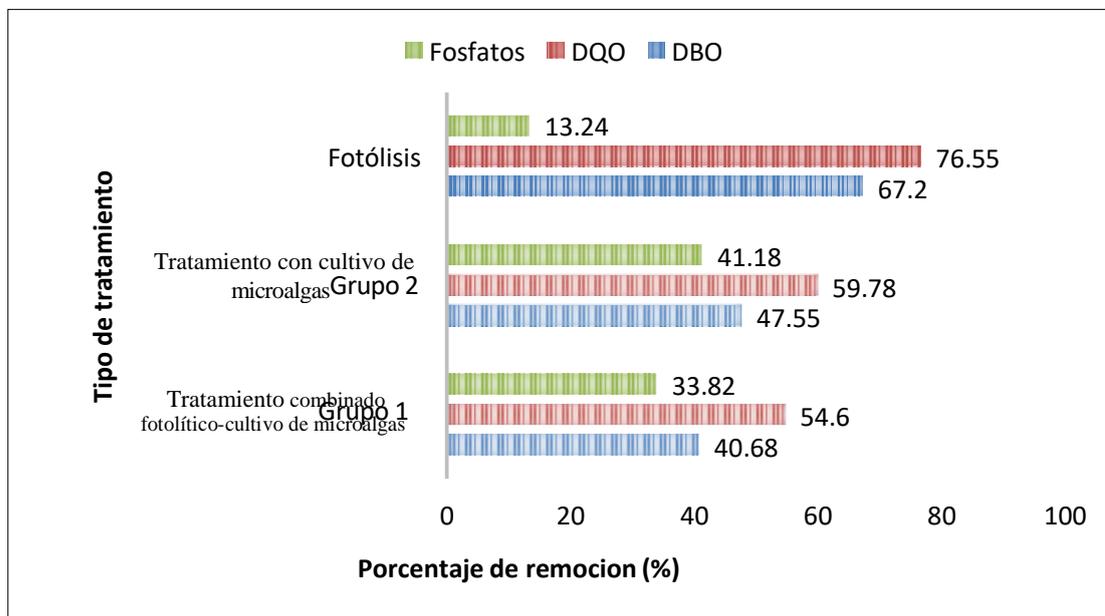


Figura 63

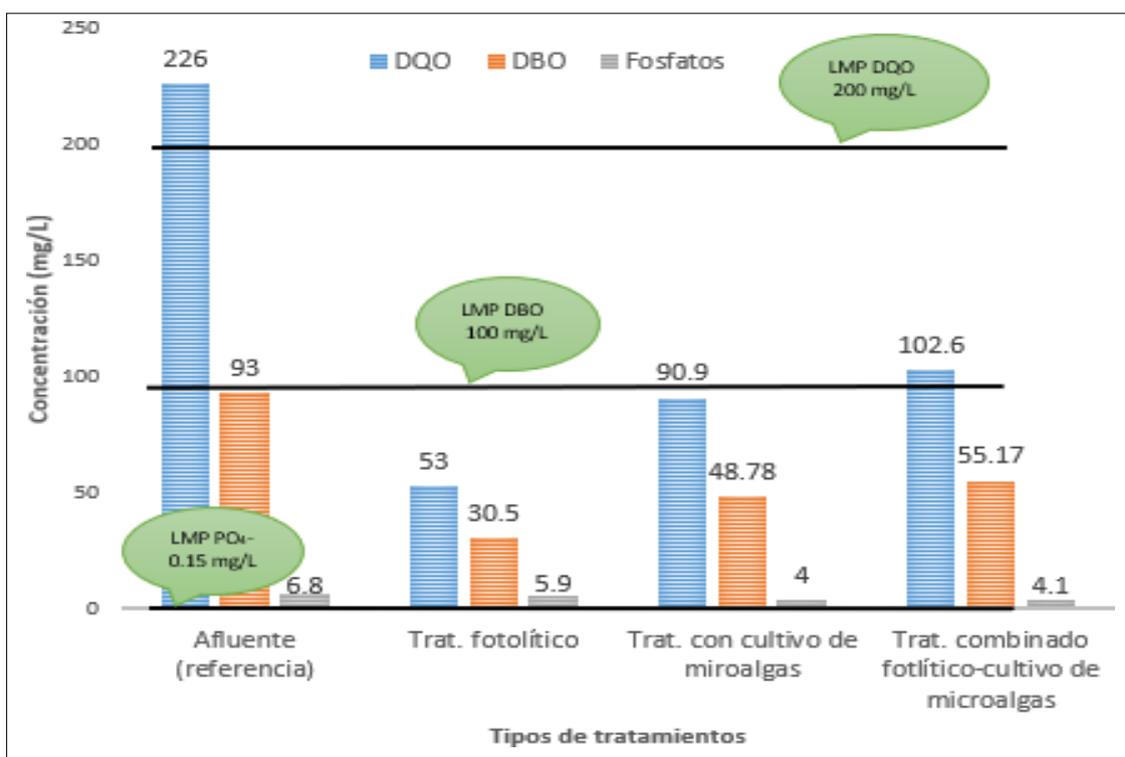
Porcentajes de remoción de DBO, DQO y fosfato



Resultados de las concentraciones de DBO, DQO y fosfatos luego de aplicar los diversos tratamientos comparado con los límites máximos permisibles. Una vez comparado los resultados obtenidos de DBO, DQO y fosfatos con los límites máximos permisibles establecidos por el MINAM (2017) y la SUNASS (2015) mostrados en la Tabla 5, se concluyó que el tratamiento fofolítico, el tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fofolítico-cultivo de microalgas lograron cumplir con los LMP para la DBO, DQO y los fosfatos (Figura 64).

Figura 64

DBO, DQO y fosfatos vs LMP



5.2. Resultados inferenciales

5.2.1. Análisis de los datos de oxígeno disuelto (OD) obtenidos durante la fotólisis empleando el programa IBM SPSS Statistics 23 y Minitab como herramientas estadísticas

Histograma y gráfica de probabilidad de los datos de oxígeno disuelto empleando el programa Minitab. La prueba de normalidad se hizo empleando el programa Minitab 17 con el fin de conocer si los datos observados provienen o no de una distribución normal. En primer lugar, se generó un histograma con los datos de oxígeno disuelto (OD) el cual mostró seguir la curva de Gauss (Figura 65). En segundo lugar, se generó la gráfica de probabilidad con los datos de OD y se observó que todos los puntos se encontraban cerca de la línea central y no había puntos dispersos fuera de los límites. De esta gráfica se obtuvieron los parámetros estadísticos asociados a la dispersión de los datos, el más importante el valor P cuyo valor fue 0,924 (Figura 66).

Figura 65

Histograma de datos de oxígeno disuelto

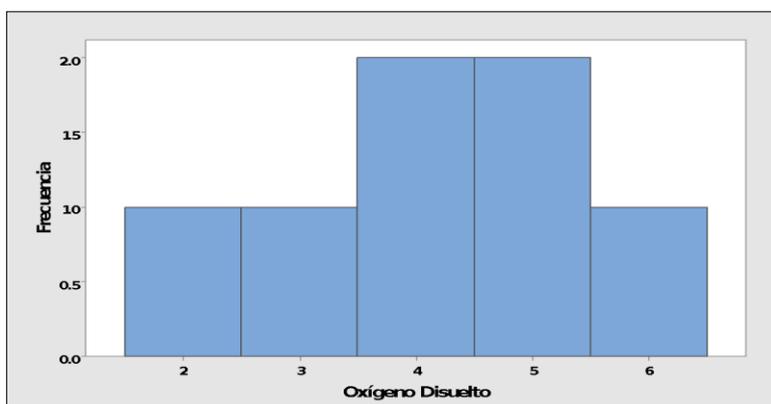
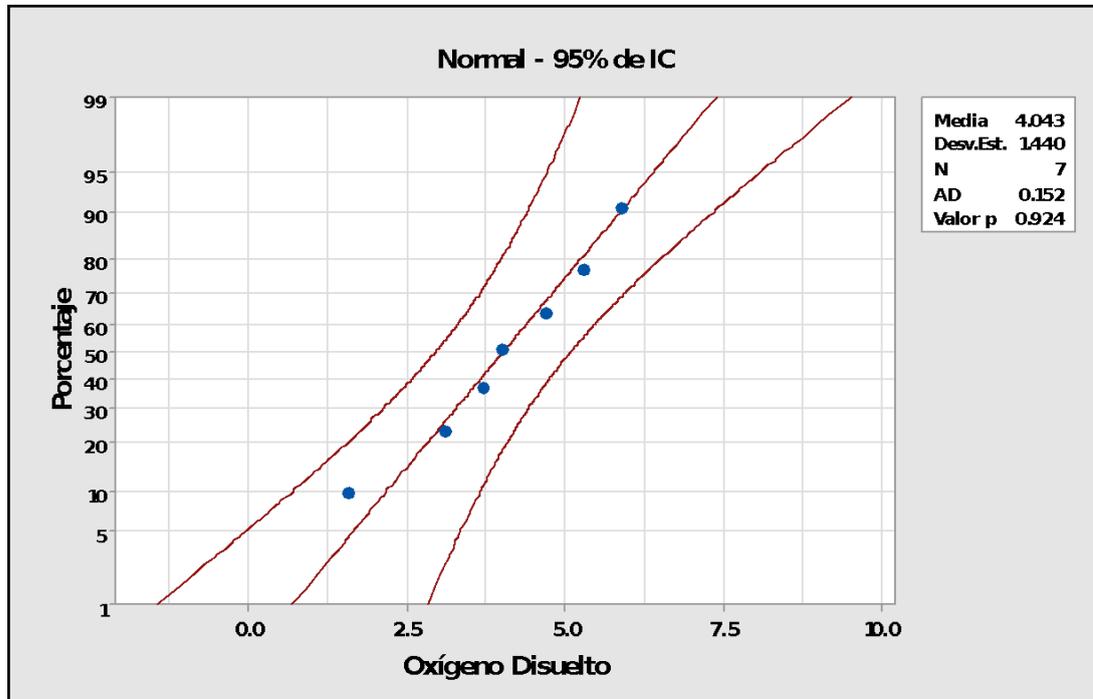


Figura 66

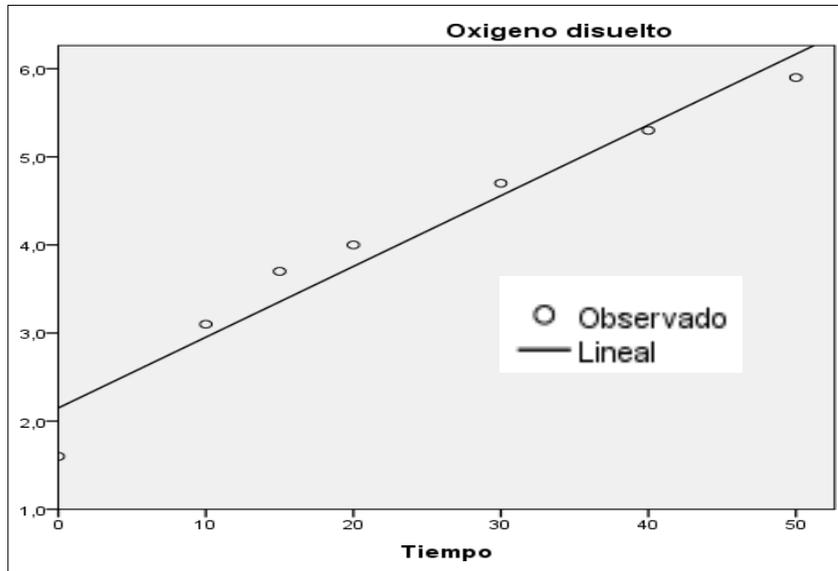
Gráfica de probabilidad de los datos de oxígeno disuelto



Análisis de regresión lineal de los datos de oxígeno disuelto empleando el programa IBM SPSS Statistics 23. Para el análisis de regresión lineal se trabajó con el programa IBM SPSS Statistics 23, considerando 5% de nivel de significancia y 95% de confianza. Los resultados arrojaron una gráfica de regresión (Figura 67), sus coeficientes (Tabla 26) y los parámetros de correlación de Pearson (Tabla 27). Los coeficientes de la ecuación de regresión fueron: B igual a 0,080 y la constante igual a 2,150 (Ecuación 32); además, el nivel de significancia obtenido fue igual a cero ($P=0,00$) y el coeficiente de correlación lineal mostró un valor de R^2 igual a 0,976.

Figura 67

Regresión lineal de los datos de oxígeno disuelto



$$\text{Oxígeno Disuelto} = 2,150 + 0,08 \text{ tiempo} \quad (32)$$

Tabla 26

Coefficientes obtenidos de la regresión de los datos de OD

	Coefficientes				
	Coefficientes no estandarizados		estandarizados	t	Sig.
	B	Error estándar	Beta		
Tiempo	,080	,008	,976	9,958	,000
(Constante)	2,150	,231		9,321	,000

Tabla 27*Datos de correlación obtenidos de la regresión de los datos de OD*

		Oxígeno disuelto	Tiempo
Oxígeno disuelto	Correlación de Pearson	1	,976
	Sig. (bilateral)		,000
	N	7	7
Tiempo	Correlación de Pearson	,976	1
	Sig. (bilateral)	,000	
	N	7	7

5.2.2. Procesamiento de los datos de biomasa y fosfatos obtenidos luego del tratamiento con cultivo de microalgas usando el programa IBM SPSS Statistics 23

Se trabajó con los datos de la biomasa y la concentración de los fosfatos como medidas del consumo del nutriente inorgánico (fosfatos) por parte de las microalgas para incrementar el crecimiento de su biomasa. Se analizó el comportamiento estadístico de los datos obtenidos de un cultivo realizado en un recipiente de dos litros aproximadamente los cuales fueron proveídos de aire únicamente. Este cultivo replicó las condiciones de operación de la unidad más representativa de las pruebas preliminares, es decir, de aquella unidad que mostró mayor crecimiento poblacional durante su cultivo.

Datos de la concentración de biomasa y fosfatos obtenidos luego del tratamiento con cultivo de microalgas y usados en el análisis estadístico con IBM SPSS Statistics 23. Los datos de las concentraciones de los fosfatos

a lo largo del tiempo de cultivo de las microalgas se encuentran expresados en la tabla 29, estos datos fueron evaluados para determinar su normalidad. La prueba de normalidad indicó que los datos analizados estuvieron dentro de los límites de confianza y sus valores de P fueron mayores a 0,05 (Figuras 68).

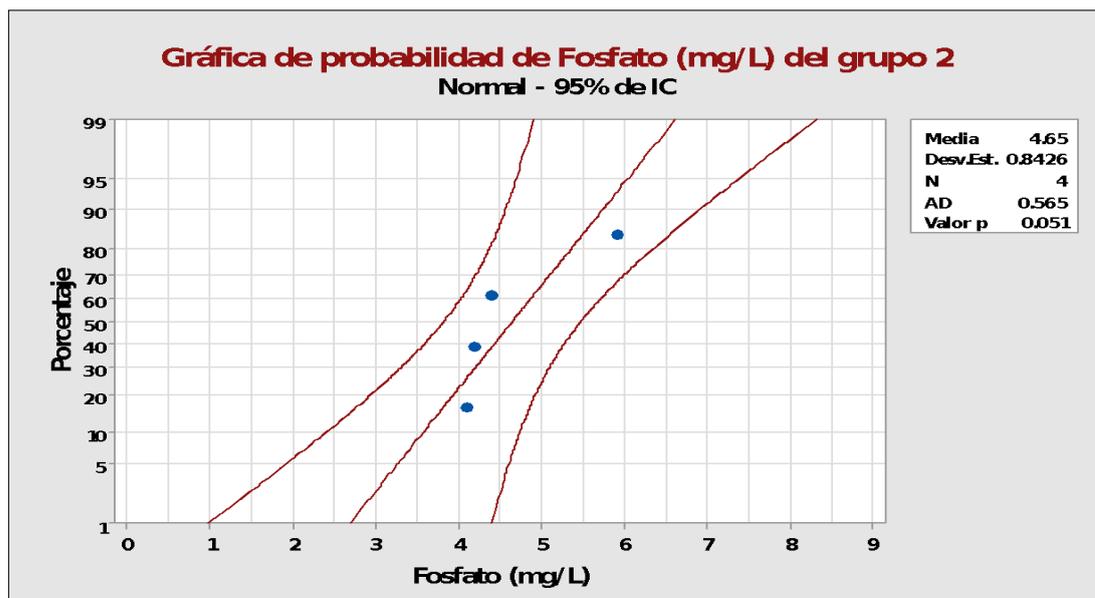
Tabla 28

Datos de la biomasa y fosfatos del tratamiento con cultivo de microalgas

Días	Biomasa (g/L)	Fosfato
1	0,0301	6,8
3	0,1300	4,8
9	0,4532	4,7
12	0,4023	4

Figura 68

Gráfica de probabilidad de fosfatos (mg/L) del tratamiento con cultivo de microalgas



Procesamiento de datos de biomasa y fosfatos obtenidos luego del tratamiento con cultivo de microalgas usando IBM SPSS Statistics 23. Los siguientes resultados contemplan la descripción del modelo (identifica el modelo y define las variables), el resumen del modelo (muestra los parámetros de ajuste del modelo identificado), los resultados del análisis de varianza (muestra el nivel de significancia) y los coeficientes de la ecuación identificada, en este caso el modelo inverso.

- Resultados obtenidos del programa estadísticos para el cultivo representativo correspondiente al tratamiento con cultivo de microalgas (Tablas 29-32).

Tabla 29

Descripción del modelo con datos del tratamiento con cultivo de microalgas

Nombre de modelo		MOD_3
Variable dependiente	1	Fosfatos (mg/L)
Ecuación	1	Inverso
Variable independiente		Biomasa (mg/L)
Constante		Incluido
Variable cuyos valores etiquetan las observaciones en los gráficos		Sin especificar

Tabla 30*Resumen del modelo con datos del tratamiento con cultivo de microalgas*

R	R cuadrado	R cuadrado ajustado	Error estándar de la estimación
,969	,940	,910	,361

Tabla 31*ANOVA para datos del tratamiento con cultivo de microalgas*

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Regresión	4,086	1	4,086	31,290	,031
Residuo	,261	2	,131		
Total	4,347	3			

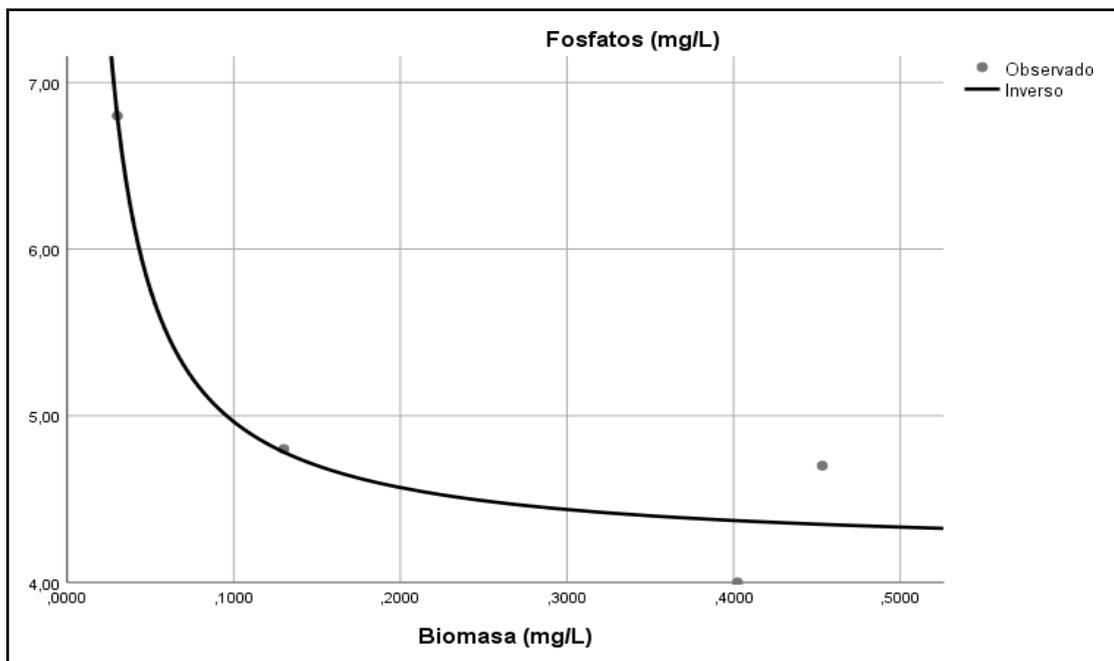
Tabla 32*Coefficientes de ajuste del modelo con datos del tratamiento con cultivo de microalgas*

	Coefficientes no estandarizados		Coefficientes estandarizados		Sig.
	B	Desv. Error	Beta	t	
1 / Biomasa (mg/L)	,079	,014	,969	5,59	,031
(Constante)	4,174	,242		17,24	,003

- La gráficas y ecuación de regresión de los datos correspondientes a los cultivos representativos del tratamiento con cultivo de microalgas se muestran en la figura 69.

Figura 69

Gráfica de biomasa vs fosfatos del tratamiento con cultivo de microalgas



$$\text{Fosfato (mg/L)} = 4,174 + 0,079 / \text{Biomasa (g/L)} \quad (34)$$

5.2.3. Procesamiento de los datos de biomasa y fosfatos obtenidos del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando el programa IBM SPSS Statistics 23

Se trabajó con los datos de la biomasa y la concentración de los fosfatos como medidas del consumo del nutriente inorgánico (fosfatos) por parte de las

microalgas para incrementar el crecimiento de su biomasa. Se analizó el comportamiento estadístico de los datos obtenidos de un cultivo realizado en un recipiente de dos litros aproximadamente los cuales fueron proveídos de aire únicamente. Este cultivo replicó las condiciones de operación de la unidad más representativa de las pruebas preliminares, es decir, de aquella unidad que mostró mayor crecimiento poblacional durante su cultivo.

Datos de la concentración de la biomasa y fosfatos obtenidos luego del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas y usados en el análisis estadístico con IBM SPSS Statistics 23. Los datos de las concentraciones de los fosfatos a lo largo del tiempo de cultivo de las microalgas se encuentran expresados en la tabla 37, estos datos fueron evaluados para determinar su normalidad.

Tabla 33

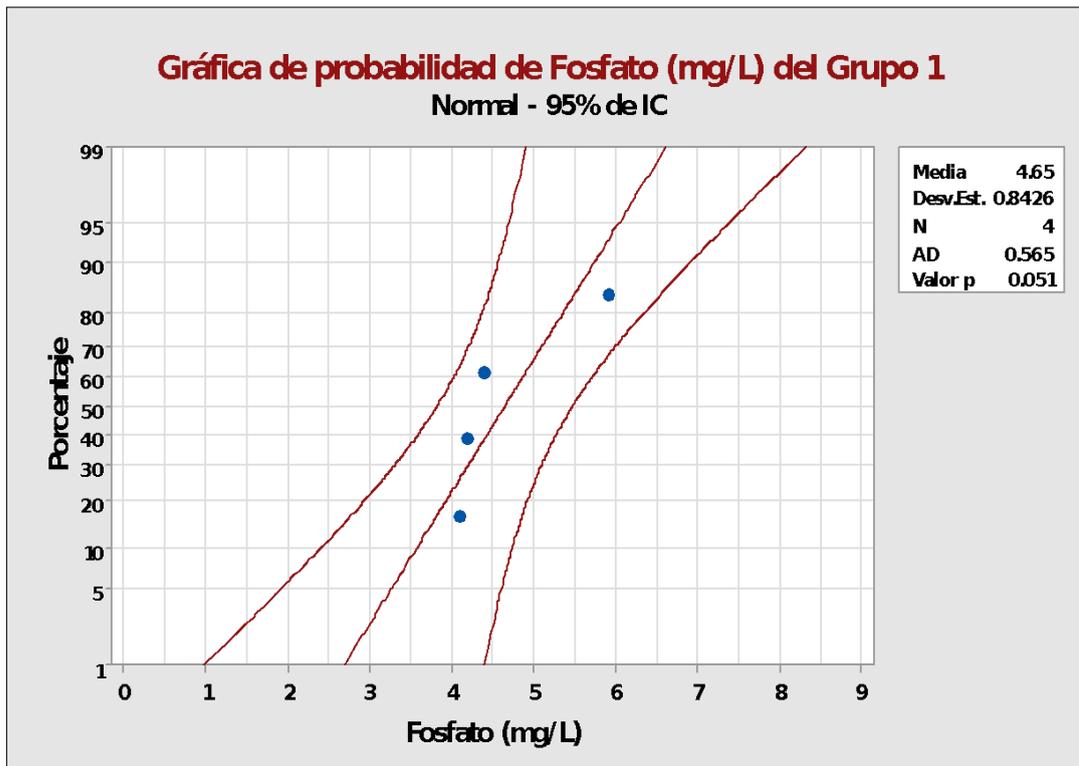
Datos de la biomasa y fosfatos cultivados en el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas

Días	Biomasa (g/L)	Fosfato
1	0,0389	5,9
3	0,0851	4,4
9	0,3225	4,2
12	0,3903	4,1

La prueba de normalidad indicó que los datos analizados estuvieron dentro de los límites de confianza y sus valores de P fueron mayores a 0,05 (Figuras 71).

Figura 70

*Gráfica de probabilidad de fosfatos (mg/L) del tratamiento combinado
fotolítico-cultivo de microalgas*



Procesamiento de datos de biomasa y fosfatos obtenidos luego del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando IBM SPSS Statistics 23. Los siguientes resultados contemplan la descripción del modelo (identifica el modelo y define las variables), el resumen del modelo (muestra los parámetros de ajuste del modelo identificado), los resultados del análisis de

varianza (muestra el nivel de significancia) y los coeficientes de la ecuación identificada, en este caso el modelo inverso.

- Resultados obtenidos del programa estadísticos para el cultivo representativo correspondiente al tratamiento combinado fotalítico-cultivo de microalgas (Tablas 34-37).

Tabla 34

Descripción del modelo con datos del tratamiento combinado fotalítico-cultivo de microalgas

Nombre de modelo		MOD_2
Variable dependiente	1	fosfatos(mg/L)
Ecuación	1	Inverso
Variable independiente		Biomasa (g/L)
Constante		Incluido
Variable cuyos valores etiquetan las observaciones en los gráficos		Sin especificar

Tabla 35

Resumen del modelo con datos del tratamiento combinado fotalítico-cultivo de microalgas

R	R cuadrado	R cuadrado ajustado	Error estándar de la estimación
,966	,934	,900	,266

Tabla 36*ANOVA para datos del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas*

	Suma de cuadrados	de gl	Media cuadrática	F	Sig.
Regresión	1,989	1	1,989	28,116	,034
Residuo	,141	2	,071		
Total	2,130	3			

Tabla 37

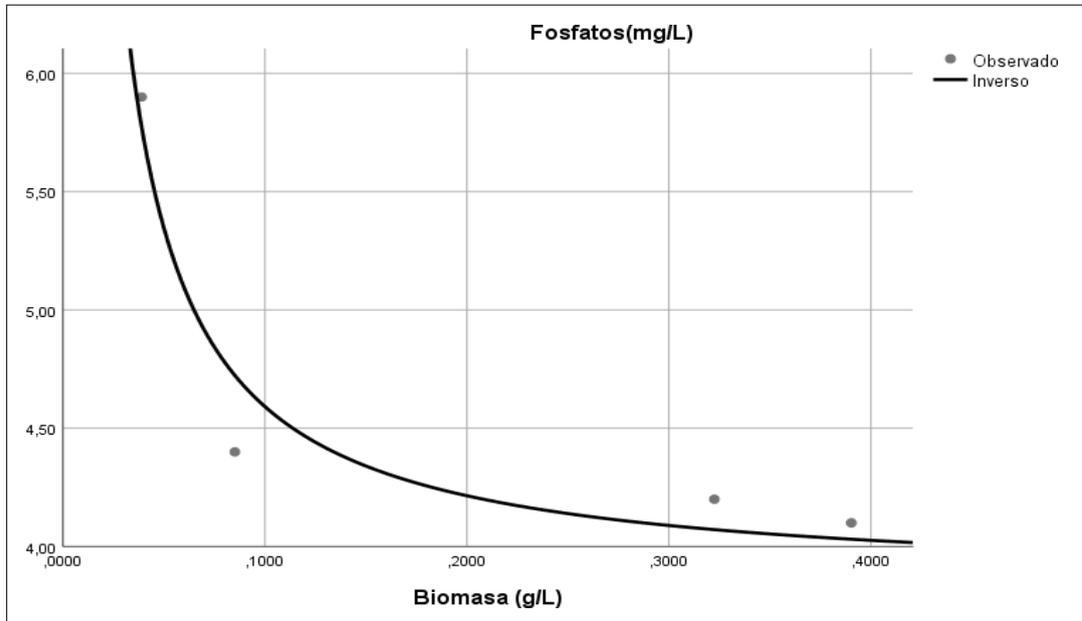
Coefficientes de ajuste del modelo con datos del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas

	Coefficients no estandarizados		Coefficients estandarizados		
	B	Desv. Error	Beta	t	Sig.
1 / Biomasa (g/L)	,075	,014	,966	5,302	,034
(Constante)	3,838	,203		18,91	,003

- La gráficas y ecuación de regresión de los datos correspondientes a los cultivos representativos del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas se muestran en la figura 71.

Figura 71

Gráfica de biomasa vs fosfatos del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas



$$\text{Fosfatos (mg/L)} = 3,838 + 0,075 / \text{Biomasa (g/L)} \quad (33)$$

5.2.4. Análisis estadístico de los resultados obtenidos luego de aplicar el tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas empleando el programa IBM SPSS Statistics 23

Pruebas de normalidad y análisis de varianza de datos de los cultivos representativos de los tratamientos con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.* Se evaluó la normalidad y varianza de los datos de biomasa de los cultivos

representativos de ambos tratamientos cultivados en un volumen de dos litros (Tabla 38 y 39).

Tabla 38

*Datos de biomasa del cultivo representativo del tratamiento combinado
fotolítico-cultivo de microalgas*

Días	Biomasa (g/L)
1	0,01891
3	0,06158
6	0,23698
9	0,32498
12	0,35256
14	0,32635

Tabla 39

*Datos de biomasa del cultivo representativo del tratamiento con cultivo de
microalgas*

Días	Biomasa (g/L)
1	0,02418
3	0,06202
6	0,27502
9	0,41246
12	0,38931
14	0,33665

Las figuras 72 y 73 muestran que los datos observados se encuentran alrededor de la línea central; además, los valores de P tanto para el tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas fueron 0,199 y 0,117 respectivamente.

Figura 72

Gráfica de probabilidad de biomasa del cultivo del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas

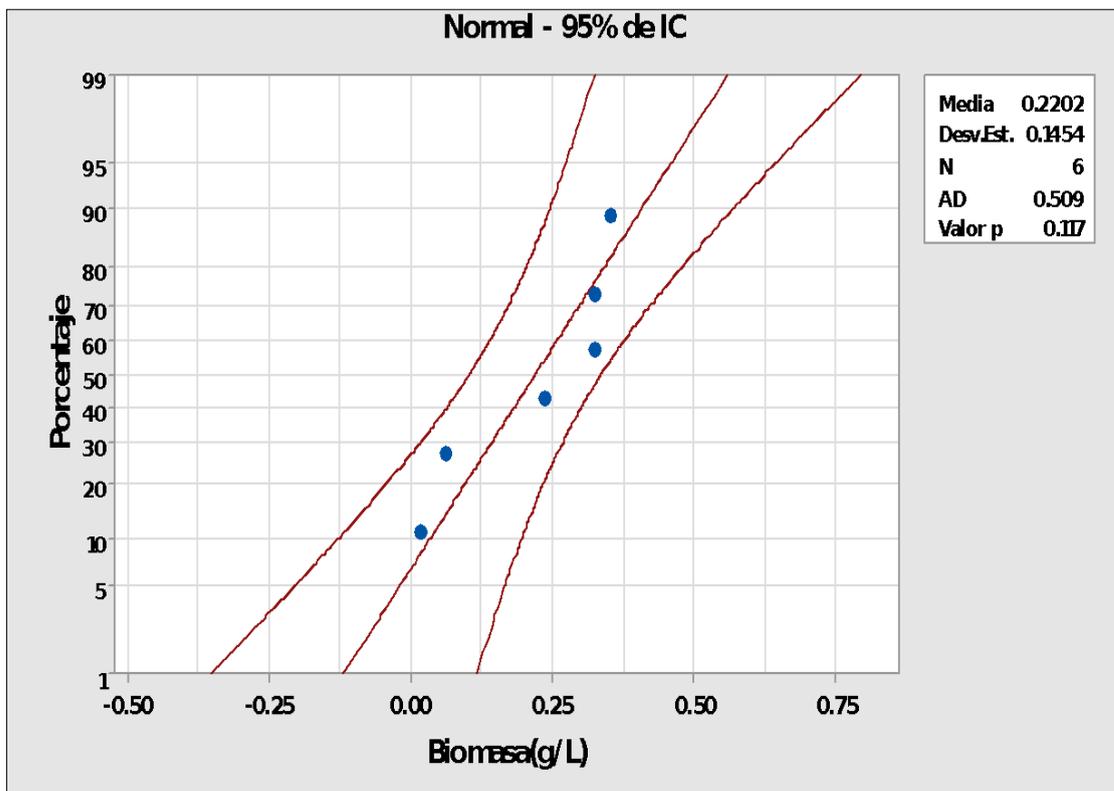
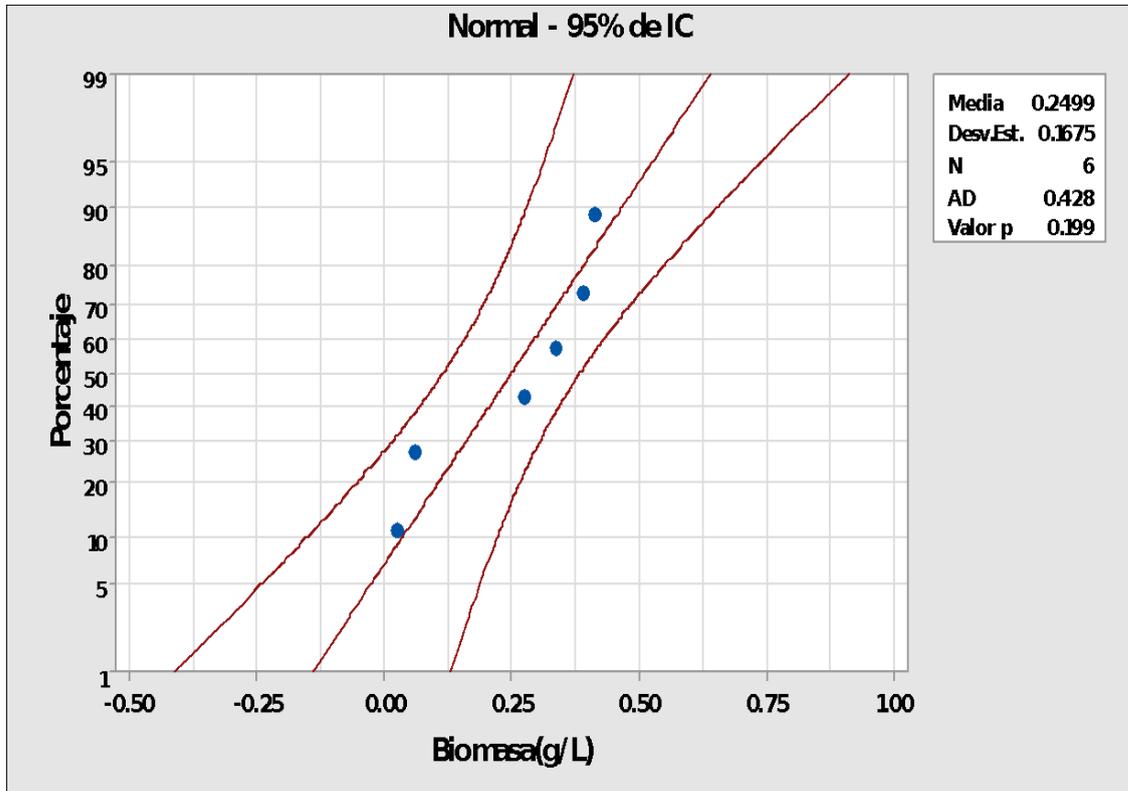


Figura 73

Gráfica de probabilidad de biomasa del cultivo del tratamiento con cultivo de microalgas



Para el caso del análisis de varianza, se obtuvieron niveles de significancia o p-valor de 0,007256 (Tabla 40) y 0,02407 (Tabla 41) para los cultivos representativos del tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas respectivamente.

Tabla 40

*Análisis de varianza del cultivo representativo del tratamiento combinado
fotolítico-cultivo de microalgas*

Variable respuesta: biomasa (g/L)						
	GL	Suma cuadrada	Cuadrado medio	F valor	Pr(>F)	
x	1	0,091367	0,091367	25,453	0,007256	
Residuales	4	0,014358	0,003590		**	
Código de significancia	0	****	0,001	***	0,01	**
			0,05	*	0,1	' ' 1

Tabla 41

*Análisis de varianza del cultivo representativo del tratamiento con cultivo de
microalgas*

Variable respuesta: biomasa (g/L)						
	GL	Suma cuadrada	Cuadrado medio	F valor	Pr(>F)	
x	1	0,106288	0,106288	12,512	0,02407 *	
Residuals	4	0,033978	0,008495			
Código de significancia	0	****	0,001	***	0,01	**
			0,05	*	0,1	' ' 1

Prueba de normalidad y varianza para determinar la existencia de diferencias estadísticas significativas entre el tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas. Los datos obtenidos del tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas (Tabla 42) fueron evaluados estadísticamente para determinar si existe o no diferencia estadística significativa del crecimiento poblacional entre los grupos analizados. Para este fin se analizó la distribución normal y la varianza de los datos.

- Tratamiento con cultivo de microalgas: agua residual sin fotólisis, es decir, sin exposición previa a radiación UV
- Tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas: agua residual previamente fotolizada, es decir, expuesta a radiación UV.

Tabla 42

Densidad óptica cultivado por el tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas

Prueba	Tratamiento	Densidad óptica
1	Tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas	62,65
2	Tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas	70,50
3	Tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas	58,75
4	Tratamiento con cultivo de microalgas	70,20
5	Tratamiento con cultivo de microalgas	75,75
6	Tratamiento con cultivo de microalgas	45,85

- Determinación de la distribución normal

En este análisis de prueba de normalidad (Tabla 43) se obtuvo dos niveles de significancia para el tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas, la prueba de Kolmogorov-Smirnov y Shapiro-Wilk; en este estudio se consideró el nivel de significancia de Shapiro-Wilk ($P_{\text{tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas}}=0,634$ y $P_{\text{tratamiento con cultivo de microalgas}} = 0,335$) debido a que nuestros datos observados fueron menores a 50.

Tabla 43

Pruebas de normalidad

		Kolmogorov -Smirnov			Shapiro-Wilk		
	Condición	Estadístico	gl	Sig	Estadístico	gl	Sig
Densidad óptica	Tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas	0,254	3	.	0,964	3	0,63
	Tratamiento con cultivo de microalgas	0,320	3	.	0,884	3	0,33

Determinación de la varianza

En esta prueba de varianza (Tabla 30) se determinaron los niveles de significancia de la prueba de Levene y T de Student cuyos valores fueron 0,110 y 0,997 respectivamente. Esta prueba de la no varianza junto con la de

normalidad se usaron para evaluar si existe o no diferencia significativa entre el crecimiento poblacional de los grupos uno y dos mediante la prueba T de Student.

Tabla 44

Prueba de varianza de muestras independientes

Prueba de muestras independientes								
		Prueba de Levene de igualdad de varianzas		Prueba t para la igualdad de medidas				
		F	Sig.	t	gl	Sig.	Diferencia de medias	95% de confianza Intervalo de la diferencia Inf. Sup.
Densidad óptica	Se asume varianzas iguales	0,110	0,003	4	0,997	0,333	27,206	27,273
	No se asume varianzas iguales	204		0,003	0,555	0,998	0,333	34,501 34,568

5.3. Otros resultados

5.3.1. Determinación de la biodegradabilidad de las aguas residuales

Empleando el criterio de biodegradabilidad contemplado en la tabla 45 se determinó el nivel de biodegradación de los diferentes tipos de aguas.

Tabla 45*Criterios de biodegradabilidad*

DBO/DQO	Carácter
>0,4	Muy biodegradable
0,2 – 0,4	Biodegradable
< 0,2	Poco biodegradable

Fuente: AL-Momani (2002)

Tabla 46*Determinación de la biodegradabilidad de los diferentes tipos de aguas*

Tipo de agua	DBO (mg/L)	DQO (mg/L)	DBO/DQO	Biodegradabilidad
Afluente	93	226	0,411	Muy biodegradable
Efluente	69	192	0,359	Biodegradable
Fotólisis	30,5	53	0,575	Muy biodegradable
Tratamiento con cultivo de microalgas	48,78	90,9	0,536	Muy biodegradable
Tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas	55,17	102,6	0,537	Muy biodegradable

5.3.2. Medición de otros parámetros relevantes

Adicionalmente a la concentración de los fosfatos, oxígeno disuelto, demanda química y bioquímica de oxígeno, se midieron la temperatura, el pH, conductividad y el color de la solución in situ (Tabla 47). En algunos casos el

pH en los cultivos de microalgas presentó una tendencia a crecer continuamente, pero fue controlado con una mínima inyección de CO₂. En cuanto a la temperatura, esto fue variando a lo largo del tiempo entre 22 y 25 °C.

Tabla 47

Parámetros medidos antes y después de los tratamientos

Parámetro	Unidad	PTAR		agua tratada		
		Afluente	Efluente	Fotólisis	Combinado fotolítico- cultivo de microalgas	Cultivo de microalgas
pH	-	7,72	7,98	7,9	9,42	9,42
Temperatura	°C	20,1	20,3	21	23	22.9
Conductividad	µS/cm	640	660	680	530	540
color	mg/L	200	275	170	500	500

VI. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

6.1. Contrastación y demostración de la hipótesis con los resultados

Para la contrastación de las hipótesis planteadas se establece que la hipótesis nula y la hipótesis alternativa son representados por H_0 y H_1 respectivamente. Además, para la contrastación de las hipótesis se plantea 5% como nivel de significancia y 95% nivel de confianza (confiabilidad).

6.1.1. Contrastación de la primera hipótesis específica

Para la contrastación de la primera hipótesis se establece lo siguiente:

H_0 : los parámetros del agua residual de la PTAR Puca Puca cumplen con los límites máximos permisibles normadas para DBO, DQO, OD y fosfatos en aguas residuales municipales.

H_1 : algunos parámetros del afluente de la PTAR Puca Puca no cumplen con los límites máximos permisibles normadas para DBO, DQO, OD y fosfatos en aguas residuales municipales.

Esta hipótesis fue contrastada mediante la comparación entre los valores medidos de los parámetros caracterizados de la muestra de agua residual municipal y los establecidos por las entidades correspondientes como límites máximos permisibles para este tipo de agua. La concentración de los fosfatos en la muestra de agua caracterizada fue igual a 6.8 mg/L el cual comparado con el límite máximo permisible sugerido por la SUNASS (0.15 mg/L) resultó ser mayor a este límite, es decir, no cumplió con la normativa establecida. Esto se evidencia con la presencia de lentejas de agua y organismos fotosintéticos en el agua residual de la PTAR Puca Puca que daban la coloración

característica a un tipo de agua eutrofizada. Este fenómeno también hace pensar en la posibilidad de existencia de altos niveles de nitrógeno en el agua ya que, así como los fosfatos, también son considerados nutrientes esenciales para el crecimiento de las microalgas.

Por otro lado, la demanda bioquímica de oxígeno y demanda química de oxígeno de la muestra del agua tomada del efluente de la PTAR Puca Puca fueron 93 mg/L y 226 mg/L respectivamente; los cuales muestran que, en el caso de la DBO (LMP: 100 mg/L) sí cumple y en la DQO (LMP: 200 mg/L) sobrepasa el límite máximo permisible estipulado en el decreto supremo N.º 003-2010-MINAM. Por otro lado, la concentración del oxígeno disuelto (OD) fue igual a 1,6 mg/L, pero la norma para aguas superficiales establecida por DIGESA indica que los estándares de calidad ambiental de OD debe ser mayor a 4 mg/L para garantizar la calidad del agua. Con respecto a este último parámetro; la concentración de OD medida en el afluente de la PTAR fue notoriamente bajo en relación a su estándar y que su presencia podría incidir negativamente en la calidad de las fuentes de aguas naturales cuando el efluente sea descargado. A pesar de que el cociente de DBO/DQO indica significativa biodegradabilidad, una alta concentración de la DQO también podría indicar la presencia de materia orgánica no biodegradable en el agua, el cual hizo pensar en la posibilidad de aplicar algún tratamiento de oxidación avanzada para mejorar su biodegradabilidad y el nivel de oxígeno disuelto en el agua.

Por lo tanto, se acepta la hipótesis alternativa ya que algunos parámetros no cumplen con los límites máximo permisibles tales como: la demanda química

de oxígeno, el oxígeno disuelto del agua y los fosfatos. Por su parte la demanda bioquímica de oxígeno estuvo por debajo de los LMP cumpliendo así con las normas de calidad para el agua residual municipal. Adicionalmente se hace mención de que los parámetros relacionados con la materia orgánica del efluente se encontraron bordeando los límites máximo permisibles, mientras que la concentración del oxígeno disuelto y los fosfatos lo sobrepasaron; por lo que se puede inferir que el tratamiento actual no es el más deseado y que esta deficiencia se evidencia con el exceso de producción de las especies fotosintéticas sobre la superficie del agua en las unidades de tratamiento.

6.1.2. Contrastación de la segunda hipótesis específica

Se establece las siguientes hipótesis:

Ho: La aplicación de la fotólisis no permitirá reducir significativamente el contenido de la materia orgánica y los fosfatos del agua residual.

H1: La aplicación de la fotólisis permitirá reducir significativamente el contenido de la materia orgánica y los fosfatos del agua residual.

Para esta prueba de contraste se planteó analizar el comportamiento de los datos de oxígeno disuelto como patrón referencial para conocer la variación de la materia orgánica en el agua residual. El análisis estadístico determinó que los datos de oxígeno disuelto presentan una distribución normal ya que la prueba de normalidad con 95% de nivel de confianza arrojó un valor de 0,924. Además, se determinó que el nivel de significancia fue igual a cero ($p= 0,00$) siendo este menor que el nivel de significancia establecido ($p= 0,05$). El valor de significancia cero indica que existe una correlación entre los factores de

concentración de oxígeno disuelto y tiempo de radiación, en otras palabras, la variable independiente tiene una influencia sobre la variable respuesta; en nuestro caso se debe entender como la influencia del tiempo de radiación ultravioleta sobre la concentración de oxígeno disuelto en el agua. Por otro lado, el coeficiente de correlación lineal de Pearson muestra una alta correlación, es decir, existe una fuerte correlación directamente proporcional entre los factores de concentración de oxígeno disuelto y tiempo de radiación ($R^2 = 0,976$). Esta correlación nos muestra que la influencia de la radiación sobre los cambios en la concentración del oxígeno disuelto es positiva; por lo tanto, aplicar el tratamiento fotolítico en este tipo de agua ha sido eficaz ya que ha obtenido resultados esperados.

Otros resultados que respaldan la existencia de los efectos de la fotólisis sobre la variación de la concentración de la materia orgánica son los cambios en el contenido de los fosfatos, demanda química y bioquímica de oxígeno los cuales van desde 6,8 mg/L; 226 mg/L y 93 mg/L hasta 5,9 mg/L; 53 mg/L y 30,5 mg/L respectivamente, cumpliendo así con los LMP establecidos por las entidades correspondientes para aguas residuales municipales. De acuerdo con los resultados obtenidos se puede concluir que, se rechaza la hipótesis nula y se acepta la alternativa ya que la aplicación de la fotólisis permitió reducir significativamente el contenido de la materia orgánica y los fosfatos del agua residual.

6.1.3. Contratación de la tercera hipótesis específica

Siguiendo las consideraciones anteriores sobre representaciones de hipótesis nula y alternativa, se plantea lo siguiente:

Ho: La aplicación de la técnica de cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* no permitirá reducir significativamente el contenido de fosfatos y materia orgánica del agua residual.

H1: La aplicación de la técnica de cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* permitirá reducir significativamente el contenido de fosfatos y materia orgánica del agua residual.

Para contrastar la presente hipótesis se analizaron los datos de la variación de la biomasa y los fosfatos. Con respecto a los datos de la biomasa de las microalgas se determinó que su distribución es normal ya que la prueba de normalidad con 95% de nivel de confianza arrojó un valor de 0,199. Además, el valor de significancia fue menor que el nivel establecido inicialmente (valor de $P=0,02407 < 0,05$) el cual refleja que existe una correlación entre las variables; en este caso sería el crecimiento poblacional de las microalgas debido a los recursos disponibles.

En cuanto al análisis de los datos correspondientes a los fosfatos, la prueba de normalidad arroja un valor de 0,051 el cual indica una distribución normal de sus datos. El valor de significancia fue menor que el nivel establecido ($P= 0,031 < 0,05$), lo cual indica que existe una correlación entre el aumento de la biomasa y la variación del nivel de fósforo. A su vez, el coeficiente de correlación ($R^2 = 0,969$) nos muestra que existe una fuerte relación entre la biomasa y la variación del nivel de fósforo. Resultados complementarios que

respaldan la existencia de los efectos de la aplicación de la técnica de cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* son los cambios en el contenido de los fosfatos, demanda química y bioquímica de oxígeno los cuales van desde 6,8 mg/L, 226 mg/L y 93 mg/L hasta 4 mg/L, 90,9 mg/L y 48,78 mg/L respectivamente, cumpliendo así con los LMP establecidos por las entidades correspondientes para aguas residuales municipales.

De acuerdo con los resultados obtenidos se puede concluir que, se rechaza la hipótesis nula y se acepta la alternativa ya que la aplicación de la técnica de cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* permitió reducir significativamente el contenido de fosfatos y materia orgánica del agua residual.

6.1.4. Contrastación de la cuarta hipótesis específica

Siguiendo las consideraciones anteriores sobre representaciones de hipótesis nula y alternativa, se plantea lo siguiente:

Ho: La aplicación del método fotolítico combinado con la técnica de cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* no permitirá reducir significativamente el contenido de fosfatos y materia orgánica del agua residual.

H1: La aplicación del método fotolítico combinado con la técnica de cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* permitirá reducir significativamente el contenido de fosfatos y materia orgánica del agua residual.

Para contrastar esta hipótesis se trabajó básicamente con los datos recolectados durante la segunda etapa del tratamiento combinado el cual consiste en el cultivo de microalgas y para ello se realizó mediante el análisis estadístico de los datos de la variación de la biomasa y los fosfatos. Con

respecto a los datos de la biomasa de las microalgas se determinó que su distribución es normal ya que la prueba de normalidad con 95% de nivel de confianza arrojó un valor de 0,117. Además, el valor de significancia fue menor que el nivel establecido inicialmente (valor de $P=0,007256 < 0,05$), esto refleja que existe una correlación entre las variables; en este caso sería el crecimiento poblacional de las microalgas debido a los recursos disponibles.

En cuanto al análisis de los datos correspondientes a los fosfatos, la prueba de normalidad arroja un valor de 0,051 el cual indica una distribución normal de sus datos. El valor de significancia fue menor que el nivel establecido ($P= 0,034 < 0,05$), esto indica que existe una correlación entre la variación de la concentración de los fosfatos y el aumento de la biomasa. A su vez, el coeficiente de correlación ($R^2 = 0,966$) muestra que existe una fuerte relación entre la biomasa y la variación del fosfato. Resultados complementarios que respaldan la existencia de los efectos de la aplicación del método fotolítico combinado con la técnica de cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* son los cambios en el contenido de los fosfatos, demanda química y bioquímica de oxígeno los cuales van desde 6,8 mg/L, 226 mg/L y 93 mg/L hasta 4,1 mg/L, 102,6 mg/L y 55,17 mg/L respectivamente, cumpliendo así con los LMP establecidos por las entidades correspondientes para aguas residuales municipales. De acuerdo con los resultados obtenidos se puede concluir que, se rechaza la hipótesis nula y se acepta la alternativa ya que la aplicación del método fotolítico combinado con la técnica de cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* permitió reducir significativamente el contenido de fosfatos y materia orgánica del agua residual.

6.1.5. Contrastación de la hipótesis general

Los resultados de esta investigación comprueban las hipótesis propuestas. La hipótesis general estableció que:

H₀: El tratamiento fofolítico y biológico no reduce la materia orgánica ni el contenido de fosfatos del agua residual de la PTAR Puca Puca de Ayacucho.

H₀ = 0

H₁: El tratamiento fotoquímico y biológico permitirá reducir significativamente la materia orgánica y el contenido de fosfatos de las aguas residuales de la PTAR Puca Puca de Ayacucho. H_a ≠ 0

Luego de analizar estadísticamente los datos observados y evaluar los resultados de los análisis de laboratorio sobre contenido de fosfatos, DBO y DQO, se logró contrastar las hipótesis específicas planteadas por esta investigación. Se demostró que el tratamiento fofolítico, el tratamiento con cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fofolítico-cultivo de microalgas fofólisis (todos estos métodos realizados por separado) han reducido significativamente el contenido de los fosfatos, demanda química y bioquímica de oxígeno presente en el agua residual municipal de la PTAR Puca Puca.

Adicionalmente a la contrastación de las hipótesis planteadas en la presente investigación se hizo un análisis estadístico para determinar si existe o no diferencia estadística significativa en el promedio del crecimiento poblacional entre los resultados obtenidos por el tratamiento de cultivo de microalgas y el tratamiento combinado fofolítico-cultivo de microalgas. Para lograr esto, se realizó, usando criterios estadísticos, las pruebas de distribución normal e igualdad de varianza.

El criterio para determinar la normalidad establece que, si la probabilidad (p-valor) es mayor o igual que el nivel de significancia, entonces se acepta la hipótesis nula (H_0) el cual indica que los datos provienen de una distribución normal. Por otro lado, si la probabilidad (p-valor) es menor que el nivel de significancia, entonces se acepta la hipótesis alternativa (H_1) el cual plantea que los datos no provienen de una distribución normal.

Para determinar el valor P se tomó en cuenta un criterio estadístico importante denominado Shapiro-Wilk (para datos menores a 50 pruebas). Por lo tanto, comparando los coeficientes de Shapiro-Wilk para los dos grupos, el nivel de significancia (p-valor (tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas) =0,634 > 0,05 y p-valor (tratamiento con cultivo de microalgas) =0,335 > 0,05), se observa que para ambos grupos en valor p es mayor que el nivel de confianza establecido (0,05). Por lo tanto, se acepta la hipótesis nula (H_0) la cual indica que la variable densidad óptica o crecimiento poblacional en ambos grupos se comporta normalmente.

El criterio empleado para determinar la varianza entre los dos grupos fue la prueba de Levene. Se consideró al valor de P como valor de prueba o significancia y se planteó que si el p-valor es mayor o igual que α , se acepta H_0 y se concluye que las varianzas son iguales. De lo contrario, si p-valor es menor que α , se acepta H_1 y se concluye que existe diferencia significativa entre las varianzas. El software arrojó un p-valor igual a 0,110 que comparado con el nivel de significancia planteado ($\alpha = 0,05$) resultó ser mayor. Por lo tanto, se concluyó que las varianzas son iguales para ambos grupos.

Hecho lo anterior, se procedió a determinar el valor de P de la prueba T de Student el cual fue igual 0,997. Recordando los criterios de análisis para la prueba T-Student podemos indicar que si la probabilidad obtenida (p-valor) es menor o igual que el nivel de significancia, se rechaza la hipótesis nula y se acepta la alternativa. Sin embargo, si la probabilidad obtenida es mayor que el nivel de significancia entonces se acepta la hipótesis nula. En nuestro caso, se acepta la hipótesis nula (H_0) y se concluye que no existe diferencia estadística significativa entre los promedios del crecimiento poblacional de ambos tratamientos. Con respecto a esta última conclusión, Renjie et al. (2019) en un análisis similar, concluyó que no había diferencia significativa en la productividad de lípidos de microalgas a partir de aguas residuales municipales esterilizadas y no esterilizadas. A modo comparativo podríamos indicar que el tratamiento fotolítico es eficaz en cuanto a la remoción de la materia orgánica, mas no de los fosfatos; por otro lado, el costo de instalación es relativamente alto debido a los materiales especializados que emplea, por lo que no sería viable económicamente si se piensa en implementar esta tecnología en una PTAR de mayor escala. La combinación del tratamiento fotolítico con el cultivo de microalgas se usó para incrementar la eficiencia del tratamiento con fotólisis ya que se buscó reducir el tiempo de radiación con luz ultravioleta. Este método mejoró la remoción de los fosfatos, pero no de la materia orgánica. A pesar de que el método combinado logró mantener a los parámetros de calidad de agua por debajo de los límites máximo admisibles, en este trabajo se concluye que el tratamiento con cultivo de microalgas es el más efectivo ya que no solo logra resultados esperados con respecto al cumplimiento de los límites máximo

permisibles, sino que también no emplea un tratamiento fotolítico previo que genere mayores costos de inversión. Por lo tanto, emplear un tratamiento con cultivo de microalgas podría significar una alternativa atractiva para tratar aguas residuales domésticas o municipales.

6.2. Contrastación de resultados con otros estudios similares

La remoción en la fotocatalisis depende de muchos factores como la dosificación de los reactivos, el tipo de agua a tratar, la intensidad y el origen de la luz. Estos factores influyen directamente en la degradación de los contaminantes presentes en el agua.

Dentro de la familia de los procesos fotocatalíticos, el proceso fotofenton presenta mayores porcentajes de remoción de la demanda química y bioquímica de oxígeno que la fotólisis. Para contrastar dicha afirmación veamos los resultados de algunos estudios. Por ejemplo, el estudio realizado por Salazar y Ortega (2017) redujo el 98,12% de la DQO y el de Aquino (2017) el 86,20% aplicando el proceso fotofenton; mientras que el presente estudio sólo removió el 76,55% de la DQO con la fotólisis. En este caso la diferencia básicamente se debe al empleo de reactivos químicos como el sulfato de hierro ($\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) y peróxido de hidrógeno (H_2O_2) durante el proceso fotofenton; sin embargo, una baja dosificación de reactivos podría resultar en una remoción deficiente de contaminantes.

Para ilustrar lo anterior podemos mencionar que mientras que Aquino (2017) empleó 0,02 mg/L de sulfato de hierro y 2 g/L de peróxido de hidrógeno para reducir el 86,20% de la DQO; Salazar y Ortega (2017) usaron 500 mg/L

de $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ y 3,5 mg/L de H_2O_2 para alcanzar una reducción mayor de la DQO igual a 98,12%. Como se puede apreciar, el proceso fotofenton presenta mayores porcentajes de remoción de DQO, pero requiere obligatoriamente del uso de reactivos químicos encareciendo así el costo de su tratamiento; la fotólisis, por su parte, muestra porcentajes de remoción de DQO aceptables sin uso de reactivos químicos adicionales, excepto la radiación ultravioleta, convirtiéndose así en una alternativa eficiente y eficaz a la vez.

Adicionalmente, la intensidad de iluminación puede actuar como un componente fotoinhibidor por deficiencias de radiación ultravioleta. El caso estudiado por Aquino (2017), donde se aprovechó la energía solar como fuente de iluminación, se observa que la reducción de la DQO es significativa (86,20%), pero el tiempo de tratamiento para lograr dicha reducción es de 4 horas. Podemos notar que la baja eficiencia de radiación debido a factores externos como la nubosidad hace que el tiempo de reacción se alargue.

Por otro lado, mientras que Jin y Cao (2012) obtuvieron 11,42% de reducción de DQO al tratar aguas residuales municipales provenientes de Nanjing Jiangsu (provincia de China) con una concentración inicial de DQO igual a 73,5 mg/L, nuestro estudio logró reducir un 76,55% de DQO de una muestra de agua residual proveniente de Huanta, Ayacucho con DQO inicial igual a 226 mg/L aplicando las mismas condiciones. Estos resultados experimentales indican que la composición fisicoquímica del agua a tratar puede influir en la eficiencia de una técnica de tratamiento de aguas a usar. En este sentido, la muestra de agua residual proveniente de la municipalidad de China posiblemente haya contenido trazas de compuestos altamente tóxicos y

recalcitrantes mesurables en unidades de micrómetros que no puede ser cuantificado con un análisis de DQO o DBO; por eso, la capacidad del proceso fotocatalítico se ha visto limitado.

Las diferencias en las condiciones de operación durante el cultivo de microalgas dan como resultado diferentes porcentajes reducción de fosfatos, demanda química y bioquímica de oxígeno. Por ejemplo, en los cultivos donde la temperatura no fue controlada adecuadamente se observó bajas remociones de fosfatos y materia orgánica. Al igual que López (2019) y Alessandra et al. (2018), nuestro estudio ha llevado a cabo el cultivo experimental en un rango de temperatura entre 20°C-26°C, y se ha obtenido porcentajes de reducción entre 20-60% DQO y entre 6-69% de fosfatos. Sin embargo, aquellos como Avila (2015), Chaudhary *et al.* (2018) y Salgueiro (2018), investigadores que trabajaron con una temperatura fija y controlada de 21,8 °C, 25 °C y 26,2 °C respectivamente obtuvieron niveles de reducción de DOQ mayores al 70% y de fosfatos mayores al 80%. Posiblemente esta diferencia se debe a los efectos de los cambios de temperatura del medio debido al amplio rango de temperatura fijada para su control, por lo que se puede afirmar que la temperatura es un factor relevante que puede influir de manera positiva en el desarrollo de las microalgas, pero también podría afectarla inhibiendo su crecimiento.

La remoción de fosfatos por microalgas está relacionada con la disponibilidad de nutrientes en el medio. Estudios realizados por Lopez (2019), Ávila (2015), Salgueiro (2018) y Chaudhary *et al.* (2018) obtuvieron altos porcentajes de remoción de fosfatos tales como 69,3%, 83,69%, 99,2% y

81,93% respectivamente. Sin embargo, estudios realizados por Alessandra *et al.* (2018) y el presente estudio obtuvieron porcentajes de remoción de fosfatos menores a un 42%. Esta baja reducción probablemente se debe a que la biomasa de microalgas consume secuencialmente los nutrientes disponibles en el medio. Inicialmente consume nutrientes de carbono orgánico e inorgánico, posteriormente nitrógeno y finalmente fosfatos. Por lo tanto, los estudios que muestran bajos porcentajes de remoción de fosfatos usaron aguas con suficientes nutrientes que garantizaron el normal crecimiento de las microalgas y consumieron sólo una pequeña porción del total del fósforo inorgánico disuelto disponible.

En otro escenario, suministrar CO₂ al cultivo para un mayor crecimiento de microalgas es recomendable, pero en concentraciones adecuadas. Chaudhary *et al.* (2018) trabajaron con dos cultivos: a uno se le suministró aire (0,03% de CO₂) y al otro se le añadió gas CO₂ (5% v/v); en el primero obtuvieron un porcentaje de reducción de DQO igual a 74,4% y en el segundo el 84,6%. Este caso evidencia que un aumento de CO₂ en el medio implica un mayor crecimiento de microalgas y por tanto un mayor número de unidades fotosintéticas, es decir, la abundante biomasa será capaz de consumir casi la totalidad de la materia orgánica presente en el agua. Sin embargo, en nuestro estudio se observaron efectos relativamente contrarios. La inyección de gas CO₂ (12% v/v) al medio de cultivo, al parecer, fue excesivo ya que alteró el nivel de pH del medio reduciéndola hasta inhibir ligeramente el crecimiento de las microalgas. Una biomasa reducida y afectada no es capaz de remover eficientemente a la materia orgánica disponible. En ese contexto, se podría

indicar que nuestro estudio obtuvo rendimientos considerables de reducción de DQO en el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas (54,6%) y el tratamiento con cultivo de microalgas (59,7%) debido a que se experimentó con bajas concentraciones de dióxido de carbono (sólo con el 0,03% de CO₂ disponible del aire) y no con concentraciones de CO₂ adicionales.

Por otro lado, el estudio realizado por López (2019) y la presente investigación empleando *Chlorella sp* (tratamiento con cultivo de microalgas en nuestro caso de estudio) obtuvieron porcentajes de reducción de DQO igual a 63,19% y 59,78% respectivamente. Contrario a estos datos, los estudios de Chaudhary et al. (2018) y Salgueiro (2018), quienes trabajaron con *Chlorella vulgaris* reportaron porcentajes de reducción de DQO igual a 74,4% y 71,1% respectivamente. Con respecto al tipo de especie se puede indicar que la remoción de los contaminantes acuosos depende de la especie de microalga elegida para su tratamiento. Cada especie de microalga tiene afinidad particular por ciertos componentes esenciales para su crecimiento y reproducción. Algunos elaboran sus alimentos a partir de componentes inorgánicos como el agua y el CO₂, mientras que otros consumen directamente la materia orgánica disponible del agua (denominados heterótrofos). En este caso, a pesar que la *Chlorella sp* se ha comporta como organismo mixótrofo, su empleo en nuestro estudio ha presentado menores valores de reducción de DQO que la *Chlorella vulgaris* usada por otros autores. Mostrando así deseables características de tratamiento de aguas residuales por parte de la *Chlorella vulgaris*.

Uno de los fenómenos observados durante la experiencia fue el aumento de la DQO y DBO luego de un tiempo de tratamiento con cultivo de microalgas

y el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas. En nuestro estudio hubo un incremento de la DQO y DBO luego de aplicar el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas. En el tratamiento combinado se evidenció que con el tratamiento fotolítico se logró reducir 76,55% de DQO y 67,20% de DBO; sin embargo, al continuar con el cultivo de microalgas se obtuvo 54,6% de DQO y 40,68% de DBO como resultados finales del tratamiento combinado. Así mismo, Alessandra *et al.* (2018) reportó similar comportamiento en su estudio sobre cultivo con *Chlorella vulgaris*: hicieron una prueba de DQO al cuarto día y redujo valores mayores a 58%, una segunda prueba al séptimo día y los porcentajes de reducción fueron menores a 48%. Este fenómeno se debe a la presencia de sólidos orgánicos suspendidos en el agua al momento de hacer los análisis fisicoquímicos de la calidad del agua. Estos sólidos están conformados por compuestos poliméricos metabólicos y extracelulares liberados por las microalgas que se encuentran en suspensión (Alessandra *et al.* 2018). Para evitar estos efectos sería conveniente hacer la cosecha de microalgas en el tiempo óptimo, donde el crecimiento de la biomasa comienza a decrecer.

Adicionalmente, se evaluó la productividad y la tasa de crecimiento específico alcanzado en nuestra investigación con respecto a otros estudios. Los valores de la productividad obtenidos en nuestro estudio dados por el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas y el tratamiento con cultivo de microalgas fueron 0,03033 g/L/día y 0,04853 g/L/día respectivamente. A pesar de que el valor de un tratamiento supera al otro, ambos presentan valores poco significativos con respecto a otros estudios. Por

ejemplo, Almomani *et al.* (2019) alcanzaron una productividad de 0,246 g.L⁻¹.d⁻¹ cultivando *Espirulina Platensis* y; Li *et al.* (2011) obtuvieron 0,92 g.L⁻¹.d⁻¹ un valor mucho mayor que los anteriores. Por otro lado, en cuanto a la tasa de crecimiento específico, los valores encontrados en nuestro estudio correspondientes a los cultivos representativos del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas y el tratamiento con cultivo de microalgas fueron 0,29841 días⁻¹ y 0,35538 días⁻¹ respectivamente. Estos valores se encuentran ligeramente por debajo del rango obtenido por otros investigadores como, Almomani *et al.* (2019) que obtuvieron una tasa de crecimiento específico igual entre 0,45–0,79 día⁻¹ cultivando *Espirulina Platensis* con 10% de CO₂; Wang L. *et al.* (2010) alcanzaron una tasa de 0,429 día⁻¹ cultivando *Chlorella sp.* en agua residual municipal con previo tratamiento primario y; Díaz *et al.* (2019) lograron 0,55 día⁻¹ cultivando *Espirulina Platensis* en un volumen de 250 L empleando sistemas de reactores abiertos. Las variaciones de los valores de la productividad y la tasa de crecimiento específico dependen como ya se mencionó anteriormente de diversos factores vinculados al crecimiento de microalgas que controla cada investigador, así como el tipo de agua, tipo de microalgas, entre otros.

Tabla 48

Tabla comparativa de resultados con diversos estudios

Autor	Tratamiento	Reducción DBO	Reducción DQO	Remoción fosfatos	Características
Salazar y Ortega (2017)	Fotofenton	98,23%	98.12%		(FeSO ₄ .7H ₂ O) = 500 mg/L, H ₂ O ₂ = 3,5 mg/L
Aquino (2017)	Fotofenton		86.20%		(FeSO ₄ .7H ₂ O) = 0.02mg/L, H ₂ O ₂ = 2 g/L, Energía solar, Tiempo: 4h, agua residual textil sintética
Jin y Cao (2012)	Fotólisis		11,42%		agua residual municipal real
López (2019)	Cultivo de microalgas	79,59%,	63,19%	69,3%	<i>Chlorella sp</i> , agua residual de la PTAR Taboada, temperatura de 24,2 a 26,9°C, pH entre 7,10 a 8,39, 7 días
Alessandra <i>et al.</i> (2018)	Cultivo de microalgas		4to día > 58%, 7mo día < 48%,	11.6%	<i>Chlorella vulgaris</i>
Avila (2015),	Cultivo de microalgas			83,69%	Temperatura: 21,8 °C, <i>Chlorella sp</i>
Chaudhary <i>et al.</i> (2018)	Cultivo de microalgas		0,03% de CO ₂ = 74,4% CO ₂ (5% v/v) = 84,6%.	81,93%	Temperatura: 25 °C, <i>Chlorella vulgaris</i>
Salgueiro (2018)	Cultivo de microalgas		Conc. Inic: 960 mg/L 71,1%	Conc. Inic: 2.6 mg/L 99,2%	Temperatura: 26,2 °C, <i>Chlorella vulgaris</i> , agua sintética 9 días de cultivo
Presente estudio	Fotólisis	67.2%	76.55%	13,24%	
	Cultivo de microalgas	47,55%	59,78%	41,18%,	agua residual municipal real, temperatura
	Combinado fotolítico-Cultivo de microalgas	40.68%	54,60%	33,82%	entre, 20°C-26°C, <i>Chlorella sp</i>

6.3. Responsabilidad ética

El trabajo presente:

- No fue plagiado de otros ya que es un procedimiento distinto a los existentes.
- No desvió sus conclusiones dependiendo de su financiación.
- Tomó las precauciones necesarias de seguridad e higiene dado que se trabajó con micro poblaciones vulnerables a contaminación por otros microorganismos que pueden ser peligrosos para la salud del hombre y el medio ambiente (ejemplo: bacterias, hongos, etc.).

CONCLUSIONES

- Se caracterizó la muestra del afluente residual municipal de la PTAR Puca Puca de Huanta-Ayacucho y se determinaron los valores de la concentración de fosfatos, demanda química y bioquímica de oxígeno los cuales fueron 6,8 mg/L, 226 mg/L y 93 mg/L respectivamente. De los análisis realizados se observó que la DBO cumple con la norma, pero la DQO supera los límites máximo permisibles establecido por la norma lo cual significa que existe una proporción considerable de materia orgánica no biodegradable en el agua residual.
- La aplicación del proceso fotolítico permitió remover a la materia orgánica, en un tiempo de 50 minutos valores iniciales desde 226 mg/L de demanda química de oxígeno y 93 mg/L de demanda bioquímica de oxígeno hasta 53 mg/L y 30,5 mg/L que corresponden a un porcentaje de reducción de 76,55% y 67,20% respectivamente. Por otro lado, los fosfatos no tuvieron grandes cambios en su concentración ya que varió de 6,8 mg/L a 5,9 mg/L correspondiente a un 13,24% de remoción.
- La aplicación del tratamiento con cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.* logró bajar la concentración de los fosfatos, demanda química de oxígeno y demanda bioquímica de oxígeno presentes en el agua residual de la PTAR Puca Puca de Huanta-Ayacucho desde 6,8 mg/L, 226 mg/L, 93 mg/L hasta valores de 4 mg/L, 90,9 mg/L, 48,78 mg/L alcanzando porcentajes de remoción igual a 41,18%, 59,78%, 47,55% respectivamente.

- La aplicación del tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas usando *Chlorella sp.* logró reducir la concentración de los fosfatos, demanda química de oxígeno y demanda bioquímica de oxígeno desde 6,8 mg/L, 226 mg/L, 93 mg/L hasta valores de 4,1 mg/L, 102,6 mg/L, 55,17 mg/L alcanzando porcentajes de remoción igual a 33,82%, 54,60%, 40,68% respectivamente. La concentración final de los fosfatos y la materia orgánica obtenidos luego de aplicar el método fotolítico combinado con la técnica de cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* se han reducido significativamente respecto a los valores iniciales.
- Los resultados demuestran que los tratamientos aplicados superaron una remoción del 50% de la materia orgánica y bordearon el 30% en la remoción de fosfatos.

El tratamiento fotolítico resultó ser el más eficiente en la remoción de la materia orgánica mientras que el tratamiento biológico con cultivo de microalgas usando *Chlorella sp* resultó ser el más eficiente en la remoción de fosfatos.

RECOMENDACIONES

- Realizar estudios similares sobre la integración de los métodos químicos y biológicos empleando diversas tecnologías de oxidación avanzada, así como un mayor número de cepas de microalgas para la remoción de los nutrientes de agua residual.
- Estudiar la actividad fotosintética y capacidad de remoción nutrientes de las cepas de microalgas para lograr altos niveles de calidad de agua tratada.
- Evaluar los efectos de aquellas variables que fueron consideradas constantes en esta investigación, tales como: temperatura, flujo de gases, intensidad de radiación, pH y concentración de biomasa de la muestra inicial para poder formular un modelo matemático completo y describir el comportamiento real del proceso.
- En futuras investigaciones, aplicar los métodos empleados en este estudio, en el tratamiento de aguas residuales con cargas de materia orgánica y fosfatos más altos para evaluar su influencia. Además, hacer el análisis del efecto del crecimiento de las microalgas sobre la concentración de los nitratos en el agua.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acosta García, L. (2009). *Proceso Fotofenton de Oxidación Química para el Tratamiento de Aguas Industriales*. Madrid: Universidad Carlos III de Madrid.
- Aguilar S, C., Chan A, L., Ynga H Gheraldine, Oscanoa H, A., & Flores R, L. (2007). *Determinación de la biomasa microalgal potencialmente acumuladora de lípidos para la obtención de combustible*. Contrato N° 025 -FINCyT-PIBAP-2007.
- Alessandra, O., Kokabian, B., Stuart-dahl, S., & Gude, V. G. (2018). Energetic evaluation of wastewater treatment using microalgae, *Chlorella vulgaris*. *Environmental Chemical Engineering*.
- Almomani, F., Judd, S., Bhosale, R., Shurair, M., Aljaml, K., & Khraisheh, M. (2019). Intergraded wastewater treatment and carbon bio-fixation from flue gases using *Spirulina platensis* and mixed algal culture. *Process Safety and Environmental Protection*, 124, 240-250.
- AL-Momani, F. T.-D. (2002). Biodegradability enhancement of textile dyes and textile wastewater by VUV Photolysis. *Journal of Photochemistry and Photobiology*, 191-197.
- APHA, A. P. (1992). Standard Methods for the examination of water and wastewater. United states of America. https://beta-static.fishersci.com/content/dam/fishersci/en_US/documents/programs/scientific/technical-documents/white-papers/apha-phosphates-standard-methods-white-paper.pdf

- Aquino Tacza, A. (2017). *Tratamiento de aguas residuales de la industria textil artesanal por fotocátalisis homogénea y heterogénea*. Huancayo-Perú: Universidad Nacional del Centro del Perú.
- Arredondo-Vega, B., & Voltolina, D. (2007). Concentración, recuento celular y tasa de crecimiento. *Research Gate*, 22-29.
- Ávila Peltroche, J. G. (2015). *Evaluación de la remoción de nitratos y fosfatos a nivel laboratorio por microalgas libres e inmovilizadas para el Tratamiento Terciario de Aguas Residuales Municipales*. Lima, Perú: Universidad Ricardo Palma.
- Benavente Valdés, J. (2012). *Tecnología de cultivo de microalgas en fotobiorreactores*. México: Revista científica de la universidad autónoma de Coahuila.
- Bieto, J. A., & Talón, M. (2013). *Fundamentos de Fisiología Vegetal*. Barcelona: McGRAW- Hill-INTERAMERICANA.
- Blanco Gálvez, J., & et.al. (2017). *Diseño de reactores para fotocátalisis: Evaluación comparativa de las distintas opciones. Parte 1*. Obtenido de Estructplan On Line -Salud, seguridad y medio ambiente en la industria: <https://www.estrucplan.com.ar/Producciones/imprimir.asp?IdEntrega=30>
- 24
- Blasco Ferre, J. (2017). *Estudio de la influencia de las aguas de escorrentía en la eutrofización de zonas costeras*. España: Universidad Miguel Hernández Del Elche.

- Bobadilla Henao, C., & Rincón Vanegas, S. (2008). *Aislamiento y producción de bacterias fosfato solubilizadoras a partir de compost obtenidos de residuos de plaza*. Bogotá: Pontificia Universidad Javeriana.
- Bolaños-Alfaro, J., Cordero-Castro, G., & Segura-Araya, G. (2017). Determinación de nitritos, nitratos, sulfatos y fosfatos en agua potable como indicadores de contaminación ocasionada por el hombre, en dos cantones de Alajuela (Costa Rica). *Tecnología en Marcha*, 30, 13.
- Bonilla, I. (09 de 05 de 2014). Eutrofización. (U. d. Panamá, Ed.) Recuperado de <https://pt.slideshare.net/02agroquimico/presentacion-finaleutrofizacion/3> el 10 de agosto de 2020.
- Boreen, A., Arnold, k., & McNeill, K. (2003). Photodegradation of pharmaceuticals in the aquatic environment: A review. *Aquatic Sci.*, 320-341.
- Bragado Alcaraz, R. (25 de 01 de 2017). Eutrofización de lagos. <https://www.tiloom.com/eutrofizacion-de-lagos/>
- Burnham, K., & Anderson, D. (1998). *Model Selection and Multimodel Inference: A Practical Information- Theoretic Approach, Second edition*. United States of America: Springer.
- Cabezas, C. (2018). *Remoción de huevos, larvas y quistes de enteroparásitos en las plantas de tratamiento de aguas residuales de los distritos de Huanta y Lauricocha, Ayacucho 2017*. Huanta-Ayacucho: Universidad Nacional San Cristóbal de Huamanga.
- Calderón de la Barca, R. (2013). Implementación de los valores máximos admisibles de las descargas de aguas residuales no domésticas. *XII*

Curso Regional de Regulación para Coordinadores de las EPS, (pág. 38).
Huancayo.

Candela Orduz, Rubén Darío (2016). *Las microalgas y el tratamiento de aguas residuales: conceptos y aplicaciones. Una revisión bibliográfica*. Bucaramanga. Universidad Nacional Abierta y a Distancia.

Caracol, R. (18 de 08 de 2019). Contaminación Ríos. *CVS abre investigación por vertimiento de aguas residuales en el río Sinú*. Cotorra, Córdoba, Colombia. https://caracol.com.co/emisora/2019/08/18/monteria/1566127338_228121.html

Carrasco Venegas, L. (15 de mayo de 2020). Modelamiento y simulación de los procesos de desoxigenación y reoxigenación de los cuerpos de agua por presencia de carga orgánica. *Séptimo encuentro científico virtual 2020 de la Universidad Nacional del Callao*. Lima, Lima, Perú. Obtenido de clave012@yahoo.es-luiscarrascovenegas.com

Casierra, M. H., Casalins, B. J., Vargas, R. X., & Caselles, O. A. (2016). Desinfección de agua residual doméstica mediante un sistema de tratamiento acoplado con fines de reúso. *Tecnología y Ciencias del Agua*, 97-111.

Cedron Medina, O. Z., & Cribilleros Benites, A. C. (2017). *Diagnóstico del sistema de aguas residuales en Salaverry y propuesta de solución*. Trujillo - Perú: Universidad Privada Antenor Orrego.

Chacon, C., Andrade, C., Cárdenas, C., Araujo, I., & Morales, E. (2009). *Uso de Chlorella sp. y Scenedesmus sp. en la remoción de nitrógeno, fosforo y DQO de aguas residuales urbanas de Maracaibo*. Venezuela.

- Chaudhary, R., Tong, Y. W., & y Dikshit, A. (2018). Kinetic study of nutrients removal from municipal wastewater by *Chlorella Vulgaris* in photobioreactor supplied CO₂-enriched air. *Environmental Technology*, 1-10.
- Contreras Flores, C., Peña Castro, J., Flores Cotera, L., & Cañizares Villanueva, R. (2003). Avances en el diseño conceptual de fotobiorreactores para el cultivo de microalgas. *Research Gate*, 450-456.
- Crites, T. y. (2000). *Tratamiento de Aguas Residuales en Pequeñas Poblaciones*. Santa Fé de Bogotá: McGraw-Hill Interamericana, S.A.
- Daughton, C., & Ternes, T. (1999). Pharmaceuticals and personal care products in the environment: agents of subtle change? *Environment Health Perspect.*, 907.
- De La Cruz González, N. (2013). *Estudio de la eliminación de contaminantes emergentes en aguas mediante Procesos de Oxidación Avanzados*. España: Universitat de Barcelona.
- Díaz Salazar, M. A. (2010). *Degradación catalítica de contaminantes orgánicos mediante procesos Foto-Fenton UV-A/C/Solar asistidos con Ferrioxalato*. España- ciudad Real: Universidad de Castilla La Mancha.
- Díaz, J., Inostroza, C. y Acién Fernández, F. (2019). Fibonacci-type tubular photobioreactor for the production of microalgae. *Process Biochemistry*, 1-8.
- DIGESA. (2007). *Protocolo de monitoreo de la calidad sanitaria de los recursos hídricos superficiales*. Lima-Perú: Dirección de ecología y protección del ambiente.

- DIGESA. (s.f.). *Parámetros organolépticos*. Obtenido de Grupo de estudio técnico ambiental -GESTA-AGUA: http://www.digesa.minsa.gob.pe/DEPA/informes_tecnicos/GRUPO%20DE%20USO%201.pdf
- Elcock, E. (2018). *The Effect of Carbonate Nutrient Availability, and pH Control on Nutrient Removal in Microalgae Wastewater Treatment Raceways*. México: Fac. Ingeniería, UNAM.
- Escapa, C., Coimbra, R., Paniagua, S., García, A., & Otero, M. (2017). Comparison of the culture and harvesting of *Chlorella Vulgaris* and *Tetradismus Obliquus* for the removal of pharmaceuticals from water. *Journal of Applied Phycology*, 1179-1193.
- Escapa, C., Coimbra, R., Paniagua, S., García, A., & y Otero, M. (2016). Comparative assessment of diclofenac removal from water by different microalgae strains. *Algal Research*, 127-134.
- Eze, V., Velásquez-Orta, S., Hernández-García, A., Monje-Ramírez, I., & Orta-Ledesma, M. (2018). Kinetic modelling of microalgae cultivation for wastewater treatment and carbon dioxide sequestration. *Algal Research*, 32. 131-141.
- Ferreira Lacerda, L. (2013). *Optimization of microalgae systems for CO2 mitigation and biodiesel production*. Campinas: Universidad de Estadual de Campinas.
- Ferrer, P., & Seco, A. (2003). *Tratamientos biológicos de aguas residuales*. España: Universidad Politécnica de Valencia.
- Flores Uturnco, E., & Mamani Alanguia, D. (2015). *Efecto del pulverizado de Chlorella (chlorella vulgaris) en los niveles séricos de glucosa y su acción*

histo-protectora en páncreas de ratas con diabetes tipo ii inducidas experimentalmente Arequipa 2014. Perú-Arequipa: Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa.

Fulchini, F. (17 de Julio de 2020). *Research Gate*. Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/267153827_Degradazione_di_un_Polistirene_e_di_un_Polietilene_in-presenza_di_un_additivo_pro-degradante/figures?lo=1

Gaitán, M. S. (2004). *Determinación de oxígeno disuelto método yodométrico modificación de azida*. Colombia: Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales.

Garcés Giraldo, L., Mejía Franco, E., & Santamaría Arango, J. (2004). La fotocatalisis como alternativa para el tratamiento de aguas residuales. *Revista Lasallista de Investigación*, vol. 1, núm. 1, pp. 83-92.

Gavira Vallejo, J. (27 de 09 de 2012). Eutrofización: causas y efectos. (J. M. Vallejo, Ed.) España. Recuperado el 10 de 08 de 2020, de <https://triplenlace.com/2012/09/27/eutrofizacion-causas-y-efectos/>

Giler Molina, J. (2018). *Aplicación de procesos oxidativos avanzados para la degradación de oxitetraciclina en soluciones acuosas*. Leiria: Universidad Técnica de Manabí de Ecuador.

Guía del Convenio de Estocolmo, C. d. (2010). *Eliminando los COP del mundo: guía del convenio de Estocolmo sobre contaminantes orgánicos persistentes*. Sistema Nacional de Información Ambiental. Ginebra-Suiza: Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente (PNUMA).

<https://sinia.minam.gob.pe/documentos/eliminando-cop-mundo-guia-convenio-estocolmo-contaminantes-organicos>

- Guillén Trujillo, H. (s.f.). Tratamientos biológicos aplicados a las aguas residuales. Facultad de Ingeniería, UNACH.
- Heinzle, E. S. (1995). Combined Biological-Chemical (Ozone) treatment of wastewaters containing Chloroguaiacols. *Chemical, Technology and Biotechnology*, 241-252.
- Hernández-Pérez, A. y. (2014). Microalgas, cultivo y beneficios microalgae. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 157-173.
- Infante, Cherlys; Angulo, Edgardo; Zárate, Ana; Florez, July Z.; Barrios, Freddy; Zapata, Cindy (2012). Propagación de la microalga *chlorella sp.* en cultivo por lote: cinética del crecimiento celular. *Avances en Ciencias e Ingeniería*, 159-164.
- Jacobs, L. E.-P. (2011). Fulvic acid mediated photolysis of ibuprofen in water. *Water Research*, 4449-4458.
- Jing, Z., & Cao, S. (2012). Combined Application of UV Photolysis and Ozonization with Biological Aerating Filter in Tertiary Wastewater Treatment. *International Journal of Photoenergy*, 6.
- Jiu Qiang, X., Mayur B., K., & Byong Hun, J. (2017). Can microalgae remove pharmaceuticals contaminants from water? *Trends in Biotechnology*, 1-15.
- Jouanneau, S., Recoules, L., Durand, M., Boukabache, A., Picot, V., Primault, Y., . . . Thouand, G. (2014). Methods for assessing biochemical oxygen demand (BOD): A review. *water research*, 49, 62-82. doi: 10.1016/j.watres.2013.10.066

- Kanakaraju, D., Glass, B., & Oelgemöller, M. (2018). Advanced oxidation process-mediated removal of pharmaceuticals from water: A review. *Journal of Environmental Management*, 219, 189–207. doi: 10.1016/j.jenvman.2018.04.103
- Kari, F., Hilger, S., & Canonica, S. (1995). Determination of the reaction quantum yield for the photochemical degradation of Fe (III)-EDTA: Implications for the environmental fate of EDTA in surface waters. *Environ. Sci. Technol.*, 1008-1017.
- Kumarasamy, M., Yoon-Young, C., Young-Mo, K., Jong-Rok, J., & Eun-Ju, K. Y.-S. (2010). Enhanced transformation of triclosan by laccase in the presence of redox mediators. *Water Research*, 298-308.
- Lahur, E. (2003). *El coeficiente de correlación y correlaciones espúreas*. Perú: Pontificia Universidad Católica del Perú.
- LANGE. (19 de 11 de 2020). *Analítica de laboratorio y sistema de control de proceso nutrientes fosfato*. Obtenido de <https://es.hach.com/asset-get.download.jsa?id=25593611552>
- Lin, A., & Reinhard, M. (2005). Photodegradation of common environmental pharmaceuticals and estrogens in river water. *Environ. Toxicol. Chem.*, 1303–1309.
- Lopez Ponte, W. (2019). *Evaluación de dos especies de microalgas para determinar la eficiencia de remoción de nutrientes de aguas residuales de la ptar Taboada del callao, Perú*. Lima: Facultad de Ingeniería Geográfica, Ambiental y Ecoturismo. Universidad Nacional Federico Villareal.

- Man Kee, L., Mohammad Iqram , Y., Yoshimitsu , U., Jun Wei , L., Choon Gek , K., Keat Teong , L., & Hwai Chyuan , O. (2017). Cultivation of *Chlorella vulgaris* using nutrients source from domestic wastewater for biodiesel production: Growth condition and kinetic studies. *Renewable Energy*, 197-207.
- Manoranjan, N., Ankush, K., & Ramkrishna, S. (2016). Performance evaluation of microalgae for concomitant wastewater bioremediation, CO₂ bio fixation and lipid biosynthesis for biodiesel application. *Algal Research*, 16, 216-223.
- Marco, A. E. (1997). How and why combine chemical and biological processes for wastewater treatment. *Water Science & Technology*, 321-327.
- Marsolek, M. D., JoKirisits, M., & Grayc, K. A. (2014). Coupled photocatalytic-biodegradation of 2,4,5-trichlorophenol: Effects of photolytic and photocatalytic effluent composition on bioreactor process performance, community diversity, and resistance and resilience to perturbation. *Water Research*, 59-69.
- Matamoros, Gutierrez, R., Ferrer, I., & Garcia, J. y. (2015). Capability of microalgae-based wastewater treatment systems to remove emerging organic contaminants: a pilot-scale study. *Journal of Hazardous Materials*.
- Ministerio de vivienda, c. y. (11 de 03 de 2019). *D.S N° 010-2019 - VIVIENDA. El Peruano*.
- Ministerio del Ambiente. (2009). Manual de municipios ecoeficientes. Lima-Perú.

- Ministerio del Ambiente. (2010). Aprueba Límites Máximos Permisibles para los efluentes de plantas de tratamiento de aguas residuales domesticas o municipales. *El Peruano*.
- Ministerio del Ambiente. (2017). *Decreto supremo N° 004-2017-MINAM, aprueban Estándares de Calidad Ambiental (ECA) para aguas*. Lima.
- Montero Marqués, P. (2019). *Estudio de la competencia entre microalgas y bacterias amonioxidantes en la eliminación de nutrientes del efluente de un reactor anaerobio de membranas (AnMBR)*. España: Universidad Politécnica de Valencia.
- Msanne, J., Pollec, J., & Starkenburg, S. (2020). An Assessment of Heterotrophy and Mixotrophy in Scenedesmus and its Utilization in Wastewater Treatment. *Algal Research*, 48, 01911.
- Murcia Moreno, L. J., & Parra Moreno, M. A. (2018). *Producción de proteínas a partir de la microalga Chlorella vulgaris enriqueciendo en medio de cultivo con fuentes de nitrógeno*. Bogotá: Fundación Universidad de América. Facultad de Ingenierías. Programa de Ingeniería Química.
- Na, G., Songhu, Y., Jiaqi, L., Ce, G., Akram N., A., & April Z., G. (2014). A Quantitative Toxicogenomics Assay Reveals the Evolution and Nature of Toxicity during the Transformation of Environmental Pollutants. *Environ. Sci. Technol.*, 48, 15, 8855-8863.
- Nagwa, M., El-Khatib, K., El-Galad, M., Diwani, G., & Hawash, S. (2015). Biodiesel production from Chlorella Sp : Process Design and Preliminary Economic Evaluation. *International Journal of ChemTech Research*, 8(9), 297-304.

- Negulescu, M. (1985). *Municipal waste water treatment*. Bucharest: Tehnica.
- Nelson, D., & Cox, M. (1970). *Principios de Bioquímica*. España: Omega.
- Nie, J., Sun, Y., Zhou, Y., Kumar, M., Usman, M., Li, J., . . . C.W. Tsang, D. (2019). Bioremediation of water containing pesticides by microalgae: Mechanisms, methods, and prospects for future research. *Science of the Total Environment*.
- Novales, A. (2010). *Análisis de regresión*. España: Departamento de Economía Cuantitativa, Universidad Complutense.
- OEFA. (2014). *Fiscalización ambiental en aguas residuales*. Lima - Perú: Cyclus Print Matt.
- Park, J., Shilton, A., & Craggs, R. (2010). Wastewater treatment high rate algal ponds for biofuel production. *Bioresource Technology*, 35-42.
- Penn, M., Pauer, J., & Mihelcic, J. (2009). Biochemical oxygen demand. *Environmental and Ecological Chemistry, II*.
- Piñera, A. K. (2002). *Manual para el cultivo de microalgas*. Universidad Autónoma de Baja California del Sur.
- Qi, W., Chen, T., Wang, L., Wu, M., Zhao, Q., & PII: W. W. (2016). Submitted to *Bioresource Technology* High-strength fermentable wastewater reclamation through a sequential process of anaerobic fermentation followed. *Bioresource Technology*.
- Qiu R, G. S., López, P. A., & Ogden, K. (2017). Effects of pH on cell growth, lipid production and CO₂ addition of microalgae *Chlorella Sorokiniana*. *Algal Research*, 192-199.

- Razzak, S. (2018). In situ biological CO₂ fixation and wastewater nutrient removal with *Neochloris oleoabundans* in batch photobioreactor. *Bioprocess and Biosystems Engineering*. doi: <https://doi.org/10.1007/s00449-018-2017-x>
- Razzak, S., Ali, S., Hossain, M., & DeLasa, H. (2017). Biological CO₂ fixation with production of microalgae in wastewater – A review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 76, 379-390.
- Renjie, T., Wenbiao, J., Song-fang, H., Xu, Z., Jiaqi, W., Qing, W., . . . Xiaochi, F. (2019). Enhancement of microalgal lipid production in municipal wastewater: Fixation of CO₂ from the power plant tail gas. *Biomass and Bioenergy*, 131, 105400.
- Richmond, A. (2004). *Handbook of microalgal culture: Biotechnology and applied phycology*. Blackwell Science Ltd.
- Rigobello, Dantas, A., Bernardo, L., & y Vieira, E. (2013). Removal of Diclofenac by conventional drinking water treatment processes and granular activated carbon filtration. *Chemosphere* 92, 184-191.
- Ríos Ramírez, R. (2017). *Metodología para la*. España: Servicios Académicos Intercontinentales S.L. doi: ISBN-13: 978-84-17211-23-3
- Ruiz Martínez, A. (2011). *Puesta en marcha de un cultivo de microalgas para la eliminación de nutrientes de un agua residual urbana previamente tratada anaeróbicamente*. España: Universidad Politécnica de Valencia.
- Salazar, S. A., & Ortega, B. F. (2018). *Implementación del proceso Fotofenton para degradar contaminantes orgánicos persistentes de efluentes residuales textiles mediante el uso de los colectores parabólicos compuestos*. Callao-Perú: Universidad Nacional del Callao.

- Salgueiro, J. (2018). *Cultivo de microalgas en aguas residuales y aprovechamiento energético de la biomasa algal*. España: Universidad de Vigo. Vigo.
- Sánchez Prado, L. (2007). *Estudio de la fotodegradación de compuestos orgánicos mediante micro extracción en fase sólida, cromatografía de gases y espectrometría de masas*. Universidad de Santiago de Compostela. España-Galicia: Universidad de Santiago de Compostela.
- Sánchez R., D. (25 de 07 de 2020). Contaminación del Agua. *Ingeniería ambiental - Calidad de las aguas*. La Mancha, Castilla, España. Obtenido de:http://blog.uclm.es/davidsanchezramos/files/2016/05/10_Contaminaci%C3%B3n_agua_v2015_resumen.pdf
- Sauvé S, D. M. (2014). A review of what is an emerging contaminant. *Chem Cent*, 8-15.
- Spolaore, P., Joannis, c. C., Duran, E., & Isambert, A. (2006). Commercial applications of microalgae. *J. of Bioscience and Bioengineering*, 87-96.
- Stryer, L., Berg, J., & Tymoczko, L. (2002). *Bioquímica, 5° Edición*. New York: Ed. Reverté S.A.
- Sumbul, A., Shamsi, T. N., Baig, M. A., Ahmad, N., Fatima, S., Qureshi, M. I., . . . Fatma, T. (2017). A novel multicopper oxidase (laccase) from cyanobacteria: Purification, characterization with potential in the decolorization of anthraquinonic dye. *PLoS ONE*, 12(4): e0175144. doi: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0175144>

- SUNASS. (2015). *Diagnóstico de las plantas de tratamiento de aguas residuales en el ámbito de operación de las entidades prestadoras de servicio de saneamiento*. Lima -Perú.
- Tabish, N., & Sukalyan, S. (2019). Contaminants of emerging concerns: Occurrence, fate, and remediation. *Advances in water purification techniques*, 67-114.
- Wang, L., Min, M., Li, Y., Chen, P., Chen, Y., Liu, Y., . . . Ruan, R. (2010). Cultivation of green algae *Chlorella* sp. in different wastewaters from municipal wastewater treatment plant. *Applied Biochemistry and Biotechnology*, 1174-1186.
- Zhang, Q., Zhan, J., & Hong, Y. (2016). The effects of temperature on the growth, lipid accumulation and nutrient removal characteristics of *Chlorella* sp. . *Water treatment*, 10403-10408.
- Zietzschman, F., Stützer, C., & Jekel, M. (2016). Granular activated carbon adsorption of organic micro-pollutants in drinking water and treated wastewater, Aligning breakthrough curves and capacities. *Water Research*, 180-187

ANEXOS

- Matriz de consistencia
- Instrumentos de validación (Resultados del laboratorio)
- Base de datos y su procesamiento
- Acrónimos y abreviaciones

Matriz de consistencia

REMOCIÓN DE FOSFATOS Y MATERIA ORGÁNICA MEDIANTE LOS MÉTODOS FOTOQUÍMICO Y BIOLÓGICO A NIVEL DE LABORATORIO PARA EL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES MUNICIPALES DE HUANTA-AYACUCHO							
PROBLEMA	OBJETIVOS	HIPOTESIS	VARIABLES	DIMENSION	INDICADORES	NIVELES	MÉTODOS
¿En qué medida los tratamientos fotoquímico y biológico usando microalgas podrán remover el contenido de fosfatos y materia orgánica del agua residual de la PTAR Puca Puca de Huanta-Ayacucho?	Remover los fosfatos y materia orgánica del agua residual municipal de la PTAR Puca Puca de Huanta-Ayacucho aplicando los métodos fotoquímico y biológico a nivel laboratorio	El tratamiento fotoquímico y biológico usando microalgas permitirá reducir significativamente el contenido de fosfatos y la materia orgánica de las aguas residuales de la PTAR Puca Puca de Huanta-Ayacucho.	Y ₁ : Concentración de la materia orgánica en el agua residual Y ₂ : Concentración de fosfatos en el agua residual	Contenido de la materia orgánica en el agua residual tratada Contenido de fosfatos en el agua tratada	Demanda química de oxígeno Demanda bioquímica de oxígeno Concentración de fosfato	< 200 mg/L < 100 mg/L <0,1 mg/L	Método colorimétrico reflujo cerrado Prueba de DBO de 5 días Método Azul Heteropoli Molibdeno
¿Cuáles serán las características fisicoquímicas del agua residual municipal de la PTAR Puca Puca, Huanta-Ayacucho?	Caracterizar el agua residual de la planta de tratamiento Puca Puca de Huanta-Ayacucho.	Algunos parámetros del afluente de la PTAR Puca Puca no cumplen con los límites máximos permisibles normadas para DBO, DQO, OD y fosfatos en aguas residuales municipales.	X ₁ Parámetros fisicoquímicos del agua residual municipal Puca Puca.	Calidad del agua.	Demanda química y bioquímica de oxígeno Contenido de fosfatos Oxígeno disuelto Temperatura pH	< 200 mg/L < 100 mg/L <0,1mg/L >4 mg/L <35°C 6.5-8.5	Método colorimétrico reflujo cerrado Prueba de DBO ₅ Método Azul Heteropoli Molibdeno Método yodométrico modificación de azida.
¿En qué nivel la fotólisis podrá remover los fosfatos y la materia orgánica del agua residual de la PTAR Puca Puca de Huanta-Ayacucho?	Remover los fosfatos y la materia orgánica del agua residual de la planta de tratamiento Puca Puca de Huanta-Ayacucho aplicando la fotólisis.	La aplicación de la fotólisis permitirá reducir significativamente el contenido de fosfatos y la materia orgánica del agua residual.	X ₂ Tratamiento fotolítico	Radiación ultravioleta	Radiación uv de 20 W a 254 nm	200 nm-400 nm	Lámpara ultravioleta de 4w (254nm)-

Matriz de consistencia

REMOCIÓN DE FOSFATOS Y MATERIA ORGÁNICA MEDIANTE LOS MÉTODOS FOTOQUÍMICO Y BIOLÓGICO A NIVEL DE LABORATORIO PARA EL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES MUNICIPALES DE HUANTA-AYACUCHO							
PROBLEMA	OBJETIVOS	HIPOTESIS	VARIABLES	DIMENSION	INDICADORES	NIVELES	MÉTODOS
¿En qué medida el tratamiento con cultivo de microalgas empleando <i>Chlorella sp</i> podrá remover los fosfatos y la materia orgánica del agua residual de la PTAR Puca Puca, Huanta Ayacucho?	Remover los fosfatos y la materia orgánica del agua residual de la planta de tratamiento Puca Puca de Huanta-Ayacucho aplicando el tratamiento con cultivo de microalgas empleando <i>Chlorella sp</i>	La aplicación del tratamiento con cultivo de microalgas empleando <i>Chlorella sp</i> permitirá reducir significativamente el contenido de fosfatos y materia orgánica del agua residual.	X ₄ Tratamiento con cultivo de microalgas empleando <i>Chlorella sp</i>	Cultivos de microalgas	Concentración de CO ₂	(0 - 0.03 – 12) % de CO ₂	Sistemas de control de flujo / válvulas para balón de gas CO ₂ (12%) y bomba de aire Lámpara led 20 w
¿En qué grado el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas empleando <i>Chlorella sp</i> podrá remover los fosfatos y la materia orgánica del agua residual de la PTAR Puca Puca, Huanta-Ayacucho?	Remover los fosfatos y la materia orgánica del agua residual de la planta de tratamiento Puca Puca de Huanta-Ayacucho aplicando el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas empleando <i>Chlorella sp</i>	La aplicación el tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas empleando <i>Chlorella sp</i> permitirá reducir significativamente el contenido de fosfatos y materia orgánica del agua residual.	X ₃ Tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas empleando <i>Chlorella sp</i>	Radiación ultravioleta a 20 W y cultivos de microalgas	Radiación uv de 20 W a 254 nm Concentración de CO ₂	200 nm-400 nm (0 - 0.03 – 12) % de CO ₂	Lámpara ultravioleta de 4w (254nm). Sistemas de control de flujo / válvulas para balón de gas CO ₂ (12%) y bomba de aire. Lámpara led 20 w

Instrumentos de validación (Resultados de laboratorio)

INFORME DE ENSAYO N°: IE-19-6551

I.- DATOS DEL SERVICIO

1.-RAZON SOCIAL	: FLOR ORTEGA BLAS
2.-DIRECCIÓN	: NO INDICA
3.-PROYECTO	: TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES MUNICIPALES
4.-PROCEDENCIA	: HUANTA-AYACUCHO
5.-SOLICITANTE	: FLOR ORTEGA BLAS
6.-ORDEN DE SERVICIO N°	: OS-19-2239
7.-PLAN DE MONITOREO	: NO APLICA
8.-MUESTREO POR	: EL CLIENTE
9.-FECHA DE EMISIÓN DE INFORME	: 2019-10-21

II.-DATOS DE ÍTEMS DE ENSAYO

1.-MATRIZ	: AGUA
2.-NÚMERO DE MUESTRAS	2
3.-FECHA DE RECEPCIÓN DE MUESTRA	: 2019-10-12
4.-PERÍODO DE ENSAYO	: 2019-10-12 al 2019-10-21

José Luis Chipana Chipana
Químico Director Técnico **CQP 1104**

TIPO DE ENSAYO	NORMA DE REFERENCIA	TÍTULO
Demanda Bioquímica de Oxígeno ¹	SMEWW-APHA-AWWA-WEF Part 5210 B, 23 rd Ed. 2017	Biochemical Oxygen Demand (BOD). 5-Day BOD Test
Demanda Química de Oxígeno ¹	SMEWW-APHA-AWWA-WEF Part 5220 D, 23 rd Ed. 2017	Chemical Oxygen Demand, Closed Reflux, Colorimetric Method

"SMEWW" : Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater

¹ Ensayo acreditado por el INACAL-DA

ITEM	1	2		
CÓDIGO DE LABORATORIO:	M-17342	M-17343		
CÓDIGO DEL CLIENTE:	1	2		
COORDENADAS:				
UTM WGS 84:	NO INDICA			
MATRIZ:	AGUA			
GRUPO:	RESIDUAL			
SUB GRUPO:	MUNICIPAL			
INSTRUCTIVO DE MUESTREO:	NO APLICA			
FECHA: FEHA DE MUESTREO	2019-10-11	2019-10-11		
HORA:	14:15	14:15		
ENSAYO	UNIDAD	L.C.M	RESULTADOS	
Demanda Bioquímica de Oxígeno	mg/L	2.0	93.0	69.0
Demanda Química de Oxígeno	mg/L	5	226	192

L.C.M.: Límite de cuantificación de método

Nota: Los resultados contenidos en el presente documento sólo están relacionados con los ítems ensayados. No se debe reproducir el informe de ensayo, excepto en su totalidad, sin la aprobación escrita de Analytical Laboratory E.I.R.L. Los resultados de los ensayos, no deben ser utilizados como una certificación de conformidad con normas de producto o como certificado del sistema de calidad de la entidad que lo produce.

INFORME DE ENSAYO N°: IE-19-7471

I.- DATOS DEL SERVICIO

1.-RAZON SOCIAL : FLOR ORTEGA BLAS
 2.-DIRECCIÓN : NO INDICA
 3.-PROYECTO : TRATAMIENTO DE AGUAS
 RESIDUALES MUNICIPALES
 4.-PROCEDENCIA : HUANTA - AYACUCHO
 5.-SOLICITANTE : FLOR ORTEGA BLAS
 6.-ORDEN DE SERVICIO N° : OS-19-2576
 7.-PLAN DE MONITOREO : NO APLICA
 8.-MUESTREADO POR : EL CLIENTE
 9.-FECHA DE EMISIÓN DE INFORME : 2019-11-25

II.-DATOS DE ÍTEMS DE ENSAYO

1.-PRODUCTO : AGUA
 2.-NÚMERO DE MUESTRAS : 1
 3.-FECHA DE RECEPCIÓN DE MUESTRA : 2019-11-15
 4.-PERÍODO DE ENSAYO : 2019 11-15 al 2019-11-25

José Luis Chipana Chipana
 Químico Director Técnico **CQP 1104**

TIPO DE ENSAYO	NORMA DE REFERENCIA	TÍTULO
Demanda Bioquímica de Oxígeno ¹	SMEWW-APHA-AWWA-WEF Part 5210 B, 23 rd Ed. 2017	Biochemical Oxygen Demand (BOD). 5-Day BOD Test
Demanda Química de Oxígeno ¹	SMEWW-APHA-AWWA-WEF Part 5220 D, 23 rd Ed. 2017	Chemical Oxygen Demand, Closed Reflux, Colorimetric Method

"SMEWW" : Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater

¹ Ensayo Acreditado por el INACAL- DA

L.C.M.: Límite de cuantificación del método

Los resultados contenidos en el presente documento sólo están relacionados con los ítems ensayados. No se debe reproducir el informe de ensayo, excepto en su totalidad, sin la aprobación escrita de Analytical Laboratory E.I.R.L. Los resultados de los ensayos, no deben ser utilizados como una certificación de conformidad con normas de producto o como certificado del sistema de calidad de la entidad que lo produce.

INFORME DE ENSAYO N°: IE-19-8202

1.-RAZON SOCIAL : FLOR ORTEGA BLAS
 2.-DIRECCIÓN : NO INDICA
 3.-PROYECTO : TRATAMIENTO DE AGUAS
 RESIDUALES MUNICIPALES
 4.-PROCEDENCIA : HUANTA - AYACUCHO
 5.-SOLICITANTE : FLOR ORTEGA BLAS
 6.-ORDEN DE SERVICIO N° : OS-19-2576
 7.-PLAN DE MONITOREO : NO APLICA
 8.-MUESTREO POR : EL CLIENTE
 9.-FECHA DE EMISIÓN DE INFORME : 2019-12-18

II.-DATOS DE ÍTEMS DE ENSAYO

1.-PRODUCTO : AGUA
 2.-NÚMERO DE MUESTRAS : 2
 3.-FECHA DE RECEPCIÓN DE MUESTRA : 2019-12-04
 4.-PERÍODO DE ENSAYO : 2019 12-04 al 2019-12-18

José Luis Chipana Chipana
 Químico Director Técnico **CQP 1104**

TIPO DE ENSAYO	NORMA DE REFERENCIA	TÍTULO
Demanda Bioquímica de Oxígeno ¹	SMEWW-APHA-AWWA-WEF Part 5210 B, 23 rd Ed. 2017	Biochemical Oxygen Demand (BOD). 5-Day BOD Test
Demanda Química de Oxígeno ¹	SMEWW-APHA-AWWA-WEF Part 5220 D, 23 rd Ed. 2017	Chemical Oxygen Demand, Closed Reflux, Colorimetric Method

"SMEWW" : Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater

¹ Ensayo Acreditado por el INACAL- DA

ITEM	1	2
CÓDIGO DE LABORATORIO:	M-22347	M-22348
CÓDIGO DEL CLIENTE:	1	2
COORDENADAS:		
UTM WGS 84:	NO INDICA	
PRODUCTO:	AGUA RESIDUAL	
PRODUCTO:	MUNICIPAL	
INSTRUCTIVO DE MUESTREO:	NO APLICA	
FECHA: MUESTREO	2019-12-04	2019-12-04
HORA:	04:30	04:30
ENSAYO	UNIDAD	RESULTADOS
L.C.M.		
Demanda Bioquímica de Oxígeno	mg/L 2.0	61.3 54.2
Demanda Química de Oxígeno	mg/L 5	114 101

L.C.M.: Límite de cuantificación del método, "<"= Menor que el L.C.M.

Los resultados contenidos en el presente documento sólo están relacionados con los ítems ensayados. No se debe reproducir el informe de ensayo, excepto en su totalidad, sin la aprobación escrita de Analytical Laboratory E.I.R.L. Los resultados de los ensayos, no deben ser utilizados como una certificación de conformidad con normas de producto o como certificado del sistema de calidad de la entidad que lo produce.

Base de datos y su procesamiento

Sección tablas

Datos vinculados al oxígeno disuelto

Datos tratados estadísticamente con software SPSS 23

Descripción del modelo

Nombre de modelo		MOD_14
Variable dependiente	1	Oxígeno disuelto
Ecuación	1	Lineal
Variable independiente		Tiempo
Constante		Incluido
Variable cuyos valores etiquetan las observaciones en los gráficos		Sin especificar

Resumen de procesamiento de casos

	N
Casos totales	7
Casos excluidos ^a	0
Casos predichos	0
Casos creados recientemente	0

a. Los casos con un valor perdido en cualquier variable se excluyen del análisis.

Resumen de procesamiento de variables

	Variables	
	Dependiente	Independiente
	Oxígeno disuelto	Tiempo
Número de valores positivos	7	6
Número de ceros	0	1
Número de valores negativos	0	0
Número de valores Perdido por el usuario perdidos	0	0
Perdido por el sistema	0	0

Resumen del modelo

R	R cuadrado	R cuadrado ajustado	Error estándar de la estimación
0,976	0,952	0,942	0,346

La variable independiente es Tiempo.

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Regresión	11,840	1	11,840	99,170	0,000
Residuo	0,597	5	0,119		
Total	12,437	6			

La variable independiente es Tiempo

Coeficientes

	Coeficientes no estandarizados		Coeficientes estandarizados	t	Sig.
	B	Error estándar	Beta		
Tiempo	0,080	0,008	0,976	9,958	0,000
(Constante)	2,150	0,231		9,321	0,000

Correlaciones

		Oxígeno disuelto	Tiempo
Oxígeno disuelto	Correlación de Pearson	1	0,976**
	Sig. (bilateral)		0,000
	N	7	7
Tiempo	Correlación de Pearson	0,976**	1
	Sig. (bilateral)	0,000	
	N	7	7

** . La correlación es significativa en el nivel 0,01 (bilateral).

Datos vinculados al Fósforo

Inserción de datos: biomasa y fosforo

Nombre de modelo		MOD_12
Variable dependiente	1	Fósforo
Ecuación	1	Inverso
Variable independiente		Biomasa
Constante		Incluido
Variable cuyos valores etiquetan las observaciones en los gráficos		Sin especificar

Resumen de procesamiento de casos

	N
Casos totales	4
Casos excluidos ^a	0
Casos predichos	0
Casos creados recientemente	0

a. Los casos con un valor perdido en cualquier variable se excluyen del análisis.

Resumen de procesamiento de variables

	Variables	
	Dependiente	Independiente
	Fósforo	Biomasa
Número de valores positivos	4	4
Número de ceros	0	0
Número de valores negativos	0	0
Número de valores perdidos Perdido por el usuario	0	0
Perdido por el sistema	0	0

Resumen del modelo

R	R cuadrado	R cuadrado ajustado	Error estándar de la estimación
0,966	0,934	0,900	0,266

La variable independiente es Biomasa.

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Regresión	1,989	1	1,989	28,116	0,034
Residuo	0,141	2	0,071		
Total	2,130	3			

La variable independiente es Biomasa.

Coeficientes

	Coeficientes no estandarizados		Coeficientes estandarizados	t	Sig.
	B	Error estándar	Beta		
1 / Biomasa	0,075	0,014	0,966	5,302	,034
(Constante)	3,838	0,203		18,919	,003

Descripción del modelo

Nombre de modelo		MOD_1
Variable dependiente	1	Fósforo (mg/L)
Ecuación	1	Inverso
Variable independiente		Biomasa (mg/L)
Constante		Incluido
Variable cuyos valores etiquetan las observaciones en los gráficos		Sin especificar

Resumen de procesamiento de casos

	N
Casos totales	4
Casos excluidos ^a	0
Casos predichos	0
Casos creados recientemente	0

a. Los casos con un valor perdido en cualquier variable se excluyen del análisis.

Resumen de procesamiento de variables

	Variables	
	Dependiente	Independiente
	Fósforo (mg/L)	Biomasa (mg/L)
Número de valores positivos	4	4
Número de ceros	0	0
Número de valores negativos	0	0
Número de valores perdidos Perdido por el usuario	0	0
Perdido por el sistema	0	0

Resumen del modelo

R	R cuadrado	R cuadrado ajustado	Error estándar de la estimación
0,969	0,940	0,910	0,361

La variable independiente es Biomasa (mg/L).

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Regresión	4,086	1	4,086	31,290	0,031
Residuo	0,261	2	0,131		
Total	4,347	3			

La variable independiente es Biomasa (mg/L).

Coefficientes

	Coeficientes no estandarizados		Coeficientes estandarizados	t	Sig.
	B	Error estándar	Beta		
1 / Biomasa (mg/L)	0,079	0,014	0,969	5,594	0,031
(Constante)	4,174	0,242		17,240	0,003

Comentarios sobre la comparación de resultados de SPSS y MATLAB:

1. En SPSS se usó la opción de regresión de estimación curvilínea, modelo inverso.
2. Los datos de X (Biomasa), Y (Fósforo) son:

X = [0.0301 0.1300 0.4532 0.4023]

Y = [6.8 4.8 4.7 4]

3. Usando la teoría estándar de regresión para la función inversa de la forma:

$Y = A + B/X$

Se obtienen los parámetros A y B de las siguientes expresiones:

$B = (n \cdot \sum(X_i \cdot Y) - \sum(X_i) \cdot \sum(Y)) / (n \cdot \sum(X_i.^2) - (\sum(X_i))^2)$

$A = \text{mean}(Y) - B \cdot \text{mean}(X)$

4. En MATLAB se obtiene estos valores de los parámetros:

B = 0.0790

A = 4.1737

5. Comparando estos resultados generados por Matlab y los enlistados en la Tabla 13 de SPSS, se observa que A es igual a 4.1740 y B igual a 0.0790, valores similares a los calculados por Matlab.

6. También se puede comprobar la que se obtiene en MATLAB:

Código en Matlab

```
% Modelo inverso
% Y = A + B/X
disp('a. Datos')
X = [0.0301 0.1300 0.4532 0.4023]
Y = [6.8 4.8 4.7 4]

disp('b. Regresion - modelo inverso')
A = 4.174
B = 0.079
Xinv = linspace(0,0.52,100);
Yinv = A + B./Xinv;disp('c. Graficas')
plot(X,Y,'sb')
hold on, grid
plot(Xinv,Yinv,'-k')
axis([0 0.52 4 7.2])
xlabel('Biomasa (mg/L)')
ylabel('Fosforo (mg/L)') disp('d. Comprobacion')
n = size(X,2)
Xi = 1./X
B = (n*(Xi*Y)-sum(Xi)*sum(Y))/(n*sum(Xi.^2)-(sum(Xi))^2)
A = mean(Y) - B*mean(Xi)
    Datos vinculados a la densidad óptica de cultivos en grupos.
```

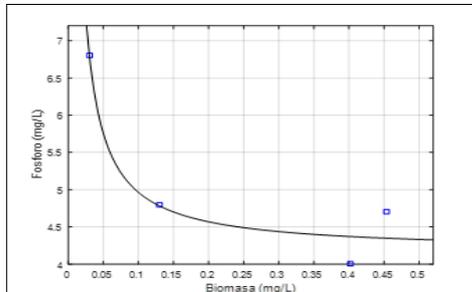
Resumen de procesamiento de casos

	Condicion	Casos					
		Válido		Perdidos		Total	
		N	Porcentaje	N	Porcentaje	N	Porcentaje
Densidad óptica	con uv	3	100,0%	0	0,0%	3	100,0%
	sin uv	3	100,0%	0	0,0%	3	100,0%

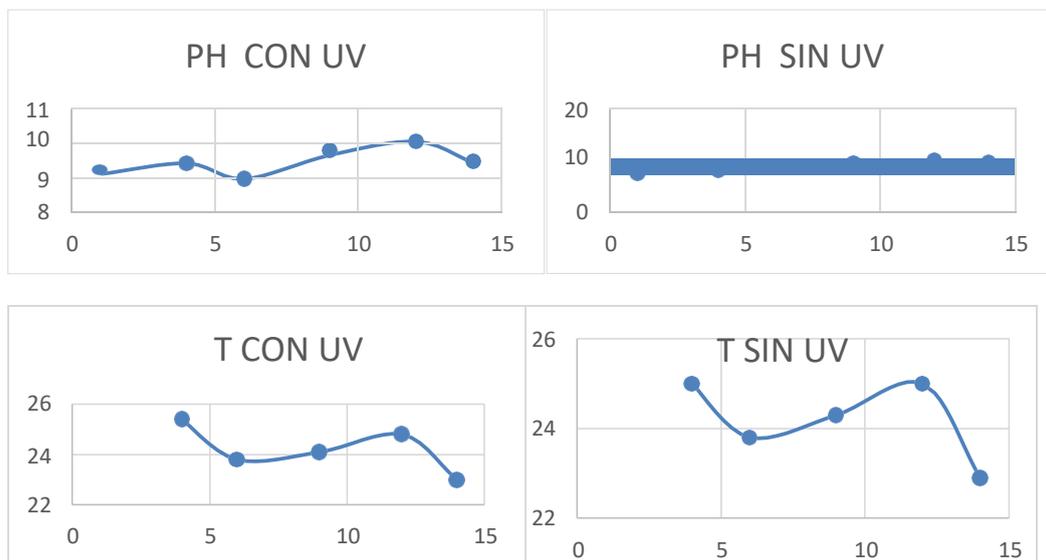
Sección figuras

Datos vinculados al Fósforo

Figura obtenida del programa en MATLAB



Medición del pH y la temperatura durante el cultivo



Codificación en lenguaje R para la determinación del ajuste de los modelos Logístico,

Gompertz y Gompertz Modificado

Nota: **grupo 1:** tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas. **Grupo 2:** tratamiento con cultivo de microalgas.

#Ajuste de modelos Gompertz , GRUPO 1

```
x = c(1,2,3,4,5, 6,7,8, 9,10,11, 12,13, 14)
```

```
y = c(0.01891,0.04024, 0.06158,0.12004,0.17851, 0.23698, 0.26632,0.29565, 0.32498,0.33417, 0.34337,0.35256, 0.33945,0.32635)
```

```
#Tomamos al modelo GOMPERTZ para longitudes: "y~A+C*exp(-exp(-B*(x-M)))"
```

```
#numero de parámetros = 3 (A=ln(Xmax/Xo), C=ln(Xmax/Xo) B=μmax, M=t(μmax))
```

```
#Declaramos la función (modelo GOMPERTZ)
```

```
foo = function(x,A,C,B,M){A+C*exp(-exp(-B*(x-M)))}
```

```

#graficamos los datos x, y
plot(y ~ x,xlab="Tiempo (días)", ylab="Biomasa (g/L)",main="Biomasa vs tiempo")
#dibujamos la curva (el modelo) dados los valores semilla de los parámetros
#Lmax_observado<- max(y)
#Lmax_observado
curve(foo(x,0.025256, 0.313235, 0.58, 4.5),add=T,col="black")
#ajustamos el modelo con los valores semilla
m1<- nls2(y ~ foo(x,A,C,B,M),start=c(A=0.025256,C=0.313235, B=0.58,M=4.5),
control = nls.control(warnOnly = TRUE))
#le pedimos a R que nos muestre los resultados del ajuste
m1
#también así
summary(m1)
# para poder visualizar los datos de manera adecuada solo basta con volver
#a dibujar la gráfica pero esta vez sin la línea no ajustada (semilla)
plot(y ~ x,xlab="Tiempo (días)", ylab="Biomasa (g/L)",main=" GOMPERTZ ")
curve(foo(x,0.022739 , 0.323713 , 0.520272 , 4.377608 ),add=T,col="blue")
legend("bottomright", col=c("blue"), legend=c("Gompertz "),lwd=1,bty="n")
#calculamos el valor de AIC
AIC(m1)
#AIC(m1)=-87.52527
#Residual standard error: 0.008793 on 10 degrees of freedom

#Ajuste de modelos Gompertz, GRUPO 2
x = c(1,2,3,4,5, 6,7,8, 9,10,11, 12,13, 14)
y = c(0.02418,0.0431, 0.06202,0.13302,0.20402,
0.27502, 0.32083,0.36664,
0.41246,0.40474, 0.39702,0.38931, 0.36298,0.33665)
#Tomamos al modelo GOMPERTZ para longitudes: "y~A+C*exp(-exp(-B*(x-M)))"
#numero de parámetros = 3 (A=ln(Xmax/Xo), C=ln(Xmax/Xo) B=μmax, M=t(μmax))
#Declaramos la función (modelo GOMPERTZ)
foo = function(x,A,C,B,M){A+C*exp(-exp(-B*(x-M)))}
#graficamos los datos x, y
plot(y ~ x,xlab="Tiempo (días)", ylab="Biomasa (g/L)",main="Biomasa vs tiempo")
#dibujamos la curva (el modelo) dados los valores semilla de los parámetros
#Lmax_observado<- max(y)
#Lmax_observado
curve(foo(x,0.035256, 0.383235, 0.48, 4.6),add=T,col="black")
#ajustamos el modelo con los valores semilla
m1<- nls2(y ~ foo(x,A,C,B,M),start=c(A=0.035256,C=0.383235, B=0.48,M=4.6),
control = nls.control(warnOnly = TRUE))
#le pedimos a R que nos muestre los resultados del ajuste
m1
#también así
summary(m1)
# para poder visualizar los datos de manera adecuada solo basta con volver
#a dibujar la gráfica pero esta vez sin la línea no ajustada (semilla)
plot(y ~ x,xlab="Tiempo (días)", ylab="Biomasa (g/L)",main=" GOMPERTZ ")
curve(foo(x,0.03573 , 0.35064 , 0.70177 , 4.46205 ),add=T,col="blue")
legend("bottomright", col=c("blue"), legend=c("Gompertz "),lwd=1,bty="n")
#calculamos el valor de AIC
AIC(m1)
#AIC(m1)=-58.64021
#Residual standard error: 0.02467 on 10 degrees of freedom

#Ajuste de modelo Gompertz Modificado, grupo 1
x = c(1,2,3,4,5, 6,7,8, 9,10,11, 12,13, 14)
y = c(0.01891,0.04024, 0.06158,0.12004,0.17851,

```

```

0.23698, 0.26632, 0.29565,
0.32498, 0.33417, 0.34337, 0.35256, 0.33945, 0.32635)
#Tomamos al modelo GOMPERTZ MODIFICADO para longitudes: "y~C*exp(-exp((B*exp(1)*(L-
x)/C)+1))
#numero de parámetros = 3 (c=ln(Xmax/Xo)), b=??, c=t(μmax)), ??:duracion de la fase lag
(días),μmax:maximum specific growth rate (dias-1),ln(Xmax/Xo):es la asintótica de ln Xt/Xo
cuando t aumenta indefinidamente(sin unidades,pero Xt y Xo son concentracion maxima e inicial
de células respectivamente)
#Declaramos la función (modelo GOMPERTZ MODIFICADO)
foo = function(x,C,B,L){C*exp(-exp((B*exp(1)*(L-x)/C)+1))}
#graficamos los datos x, y
plot(y ~ x,xlab="Tiempo (días)",ylab="Biomasa (g/L)",main="Prueba 1")
#Lmax_observado<- max(y)
#Lmax_observado
#dibujamos la curva (el modelo) dados los valores semilla de los parámetros
curve(foo(x,0.3250, 0.05902, 0.99020),add=T,col="black")
#ajustamos el modelo con los valores semilla
m1<- nls2(y ~ foo(x,C,B,L),start=c(C=0.3250,B=0.05902,L=0.99020),control =
nls.control(warnOnly = TRUE)) #le pedimos a R que nos muestre los resultados del ajuste
m1
#también así
summary(m1)
# para poder visualizar los datos de manera adecuada solo basta con volver
#a dibujar la gráfica pero esta vez sin la línea no ajustada (semilla)
plot(y ~ x,xlab="Tiempo (días)", ylab="Biomasa (g/L)",main=" GOMPERTZ MODIFICADO")
curve(foo(x,0.350806 , 0.059079, 1.885651 ),add=T,col="black")
legend("bottomright", col=c("black"), legend=c("Gompertz Modificado"),lwd=1,bty="n")
#calculamos el valor de AIC
AIC(m1)
# -83.03011
#Residual standard error: 0.01057 on 11 degrees of freedom

```

#Ajuste de modelo Gompertz Modificado del grupo 2

```

x = c(1,2,3,4,5, 6,7,8, 9,10,11, 12,13, 14)
y = c(0.02418,0.0431, 0.06202,0.13302,0.20402,
0.27502, 0.32083,0.36664,
0.41246,0.40474, 0.39702,0.38931, 0.36298,0.33665)
#Tomamos al modelo GOMPERTZ MODIFICADO para longitudes: "y~C*exp(-exp((B*exp(1)*(L-
x)/C)+1))
#numero de parámetros = 3 (c=ln(Xmax/Xo)), b=??, c=t(μmax)), ??:duracion de la fase lag
(días),μmax:maximum specific growth rate (dias-1),ln(Xmax/Xo):es la asintótica de ln Xt/Xo
cuando t aumenta indefinidamente(sin unidades,pero Xt y Xo son concentracion maxima e inicial
de células respectivamente)
#Declaramos la función (modelo GOMPERTZ MODIFICADO)
foo = function(x,C,B,L){C*exp(-exp((B*exp(1)*(L-x)/C)+1))}
#graficamos los datos x, y
plot(y ~ x,xlab="Tiempo (días)",ylab="Biomasa (g/L)",main="Prueba 1")
#Lmax_observado<- max(y)
#Lmax_observado
#dibujamos la curva (el modelo) dados los valores semilla de los parámetros
curve(foo(x,0.3250, 0.05902, 0.99020),add=T,col="black")
#ajustamos el modelo con los valores semilla
m1<- nls2(y ~ foo(x,C,B,L),start=c(C=0.3250,B=0.05902,L=0.99020),
control = nls.control(warnOnly = TRUE))
#le pedimos a R que nos muestre los resultados del ajuste
m1
#también así
summary(m1)

```

```

# para poder visualizar los datos de manera adecuada solo basta con volver
#a dibujar la gráfica pero esta vez sin la línea no ajustada (semilla)
plot(y ~ x,xlab="Tiempo (días)", ylab="Biomasa (g/L)",main=" GOMPERTZ MODIFICADO")
curve(foo(x,0.38977 , 0.08497 , 2.39015 ),add=T,col="black")
legend("bottomright", col=c("black"), legend=c("Gompertz Modificado"),lwd=1,bty="n")
#calculamos el valor de AIC
AIC(m1)
# -56.70159
#Residual standard error:0.02708 on 11 degrees of freedom

```

#Ajuste del modelo LOGISTICO grupo 1

```

x = c(1,2,3,4,5, 6,7,8, 9,10,11, 12,13, 14)
y = c(0.01891,0.04024, 0.06158,0.12004,0.17851,
      0.23698, 0.26632,0.29565,
      0.32498,0.33417, 0.34337,0.35256, 0.33945,0.32635)
#Tomamos al modelo LOGISTICO para longitudes: "y~(A+C)*(1+exp(-B*(x-M)))^-1"
#numero de parámetros = 3 (A=ln(Xmax/Xo), C=ln(Xmax/Xo), B=μmax, M=t(μmax)
#Declaramos la función (modelo LOGISTICO)
foo = function(x,A,C,B,M){(A+C)*(1+exp(-B*(x-M)))^-1}
#graficamos los datos x, y
plot(y ~ x,xlab="Tiempo (días)", ylab="Biomasa (g/L)",main="Prueba 1")
#dibujamos la curva (el modelo) dados los valores semilla de los parámetros
Lmax_observado<- max(y)
Lmax_observado
curve(foo(x,0.35256, 0.0062,0.45, 6.4),add=T,col="black")
#ajustamos el modelo con los valores semilla
m1<- nls2(y ~ foo(x,A,C,B,M),start=c(A=0.35256,C=0.0062,B=0.45,M=6.4),
        control = nls.control(warnOnly = TRUE))
#le pedimos a R que nos muestre los resultados del ajuste
m1
#también así
summary(m1)
# para poder visualizar los datos de manera adecuada solo basta con volver
#a dibujar la gráfica pero esta vez sin la línea no ajustada (semilla)
plot(y ~ x,xlab="Tiempo (días)", ylab="Biomasa (g/L)",main=" LOGISTICO")
curve(foo(x,305.8017 , -305.4837 , 0.6159, 4.3550 ),add=T,col="red")
legend("bottomright", col=c("red"), legend=c("LOGISTICO "),lwd=1,bty="n")
#calculamos el valor de AIC
AIC(m1)
#AIC(m1)= -57.12771
#Residual standard error: 0.02604 on 10 degrees of freedom

```

#Ajuste de modelo Logístico grupo 2

```

x = c(1,2,3,4,5, 6,7,8, 9,10,11, 12,13, 14)
y = c(0.02418,0.0431, 0.06202,0.13302,0.20402,
      0.27502, 0.32083,0.36664,
      0.41246,0.40474, 0.39702,0.38931, 0.36298,0.33665)
#Tomamos al modelo LOGISTICO para longitudes: "y~(A+C)*(1+exp(-B*(x-M)))^-1"
#numero de parámetros = 3 (A=ln(Xmax/Xo), C=ln(Xmax/Xo), B=μmax, M=t(μmax)
#Declaramos la función (modelo LOGISTICO)
foo = function(x,A,C,B,M){(A+C)*(1+exp(-B*(x-M)))^-1}
#graficamos los datos x, y
plot(y ~ x,xlab="Tiempo (días)", ylab="Biomasa (g/L)",main="Prueba 1")
#dibujamos la curva (el modelo) dados los valores semilla de los parámetros
Lmax_observado<- max(y)
Lmax_observado
curve(foo(x,0.41246, 0.0062,0.45, 6.4),add=T,col="black")
#ajustamos el modelo con los valores semilla

```

```

m1<- nls2(y ~ foo(x,A,C,B,M),start=c(A=0.41246,C=0.0062,B=0.45,M=6.4),
        control = nls.control(warnOnly = TRUE))
#le pedimos a R que nos muestre los resultados del ajuste
m1
#también así
summary(m1)
# para poder visualizar los datos de manera adecuada solo basta con volver
#a dibujar la gráfica pero esta vez sin la línea no ajustada (semilla)
plot(y ~ x,xlab="Tiempo (días)", ylab="Biomasa (g/L)",main=" LOGISTICO")
curve(foo(x,8813.8266, -8813.5119,0.7503,3.4150),add=T,col="red")
legend("bottomright", col=c("red"), legend=c("LOGISTICO "),lwd=1,bty="n")
#calculamos el valor de AIC
AIC(m1)
#AIC(m1)= -28.99096
#Residual standard error: 0.07113 on 10 degrees of freedom

```

#Codificación para dibujar todos los modelos del grupo 1 en una sola grafica

```

x = c(1,2,3,4,5, 6,7,8, 9,10,11, 12,13, 14)
y = c(0.018917,0.04024878, 0.061581,0.120044984,0.17851912,
      0.236988, 0.266322073,0.295655747,
      0.324989,0.334179713, 0.343370007,0.35256, 0.33945819,0.326356)
datos<- data.frame(x,y)
datos
plot(datos,xlab="Tiempo (días)", ylab="Biomasa (g/L)",main="Modelos de crecimiento de
Chlorella sp.")
#GOMPERTZ
foo = function(x,A,C,B,M){A+C*exp(-exp(-B*(x-M)))}
curve(foo(x,0.022739, 0.323713, 0.520272, 4.377608),add=T,col="blue")
#GOMPERTZ MODIFICADO
foo = function(x,C,B,L){C*exp(-exp((B*exp(1)*(L-x)/C)+1))}
curve(foo(x,0.350806 , 0.059079, 1.885651 ),add=T,col="black")
#LOGISTICO
foo = function(x,A,C,B,M){(A+C)*(1+exp(-B*(x-M)))^-1}
curve(foo(x,305.8017, -305.4837, 0.6159,4.3550),add=T,col="red")
legend("bottomright", col=c("blue","black","red"), legend=c("Gompertz", "Gompertz
Modificado","Logistico"),lwd=0.5,bty="n")

```

#Codificación para dibujar todos los modelos del grupo 2 en una sola grafica

```

x = c(1,2,3,4,5, 6,7,8, 9,10,11, 12,13, 14)
y = c(0.02418,0.0431, 0.06202,0.13302,0.20402,0.27502, 0.32083,0.36664,0.41246,0.40474,
      0.39702,0.38931, 0.36298,0.33665)
datos<- data.frame(x,y)
datos
plot(datos,xlab="Tiempo (días)", ylab="Biomasa (g/L)",main="Modelos de crecimiento de
Chlorella sp.")
#GOMPERTZ
foo = function(x,A,C,B,M){A+C*exp(-exp(-B*(x-M)))}
curve(foo(x,0.03573 , 0.35064 , 0.70177 , 4.46205 ),add=T,col="blue")
#GOMPERTZ MODIFICADO
foo = function(x,C,B,L){C*exp(-exp((B*exp(1)*(L-x)/C)+1))}
curve(foo(x,0.38977 , 0.08497 , 2.39015 ),add=T,col="black")
#LOGISTICO
foo = function(x,A,C,B,M){(A+C)*(1+exp(-B*(x-M)))^-1}
curve(foo(x,8813.8266, -8813.5119,0.7503,3.4150),add=T,col="red")
legend("bottomright", col=c("blue","black","red"), legend=c("Gompertz", "Gompertz
Modificado","Logistico"),lwd=0.5,bty="n")

```

#Ajuste del modelo GOMPERTZ EN GRUPO DE DATOS 1 Y 2

```

x = c(1,2,3,4,5, 6,7,8, 9,10,11, 12,13, 14, 1,2,3,4,5, 6,7,8, 9,10,11, 12,13, 14)
y = c(0.01891,0.04024, 0.06158,0.12004,0.17851,0.23698, 0.26632,0.29565, 0.32498,0.33417,
0.34337,0.35256, 0.33945,0.32635, 0.02418,0.0431, 0.06202,0.13302,0.20402,
0.27502, 0.32083,0.36664,0.41246,0.40474, 0.39702,0.38931, 0.36298,0.33665)
#Tomamos al modelo LOGISTICO para longitudes: "y~(A+C)*(1+exp(-B*(x-M)))^-1"
#numero de parámetros = 3 (A=ln(Xmax/Xo), C=ln(Xmax/Xo), B=μmax, M=t(μmax)
#Declaramos la función (modelo GOMPERTZ)
foo = function(x,A,C,B,M){A+C*exp(-exp(-B*(x-M)))}
#graficamos los datos x, y
plot(y ~ x,xlab="Tiempo (días)", ylab="Biomasa (g/L)",main="Prueba 1")
#dibujamos la curva (el modelo) dados los valores semilla de los parámetros
#Lmax_observado<- max(y)
#Lmax_observado
curve(foo(x,0.025256, 0.313235, 0.58, 4.5 ),add=T,col="black")
#ajustamos el modelo con los valores semilla
m1<- nls2(y ~ foo(x,A,C,B,M),start=c( A=0.025256 , C=0.313235 ,B=0.58,M=4.5),control =
nls.control(warnOnly = TRUE))
#le pedimos a R que nos muestre los resultados del ajuste
m1
#también así
summary(m1)
# para poder visualizar los datos de manera adecuada solo basta con volver
#a dibujar la gráfica pero esta vez sin la línea no ajustada (semilla)
plot(y ~ x,xlab="Tiempo (días)", ylab="Biomasa (g/L)",main=" GOMPERTZ")
curve(foo(x,0.03050 , 0.33442 , 0.62053 , 4.42721 ),add=T,col="blue")
legend("bottomright", col=c("blue"), legend=c("GOMPERTZ "),lwd=1,bty="n")
#calculamos el valor de AIC
AIC(m1)
#AIC(m1)=-115.0589
#Residual standard error: 0.02801 on 24 degrees of freedom

```

Analisis de varianzas de los cultivos representativos de los grupos uno y dos

Tratamiento combinado fotolítico-cultivo de microalgas

```

x = c(1,3,6,9,12,14)
y = c(0.01891,0.06158,0.23698,0.32498,0.35256,0.32635)
datos<- data.frame(x,y)
datos
mod1 <- lm(y ~ x, data=datos)
anova(mod1)
> x = c(1,3,6,9,12,14)
> y = c(0.01891,0.06158,0.23698,0.32498,0.35256,0.32635)
> datos<- data.frame(x,y)
> datos
  x    y
1 1 0.01891
2 3 0.06158
3 6 0.23698
4 9 0.32498
5 12 0.35256
6 14 0.32635
> mod1 <- lm(y ~ x, data=datos)
> anova(mod1)
Analysis of Variance Table
Response: y
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
x       1 0.091367 0.091367 25.453 0.007256 **
Residuals 4 0.014358 0.003590
---

```

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Tratamiento con cultivo de microalgas

```
x = c(1,3,6,9,12,14)
```

```
y = c(0.02418, 0.06202, 0.27502, 0.41246, 0.38931,0.33665)
```

```
datos<- data.frame(x,y)
```

```
datos
```

```
mod1 <- lm(y ~ x, data=datos)
```

```
anova(mod1)
```

```
.....
```

```
x = c(1,3,6,9,12,14)
```

```
> y = c(0.02418, 0.06202, 0.27502, 0.41246, 0.38931,0.33665)
```

```
> datos<- data.frame(x,y)
```

```
> datos
```

```
  x    y
1 1 0.02418
2 3 0.06202
3 6 0.27502
4 9 0.41246
5 12 0.38931
6 14 0.33665
```

```
> mod1 <- lm(y ~ x, data=datos)
```

```
> anova(mod1)
```

Analysis of Variance Table

Response: y

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
x	1	0.106288	0.106288	12.512	0.02407 *
Residuals	4	0.033978	0.008495		

```
---
```

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Acrónimos y abreviaciones

- ❖ FBR: Fotobiorreactor
- ❖ LED: Diodo emisor de luz
- ❖ UV: Ultravioleta
- ❖ CEs: Contaminantes Emergentes
- ❖ ARM: Agua Residual Municipal
- ❖ PTAR: Planta de Tratamiento de Agua Residual
- ❖ DQO: Demanda Química de Oxígeno
- ❖ DBO: Demanda Bioquímica de Oxígeno
- ❖ OD: Oxígeno disuelto
- ❖ ECA: Estándar de Calidad Ambiental
- ❖ LMP: Límite Máximo Permisible
- ❖ MINAM: Ministerio del Ambiente
- ❖ OEFA: Organismo de Evaluación y Fiscalización Ambiental
- ❖ EPS: Empresa Prestadora de Servicio
- ❖ LOU Laboratorio de Operaciones Unitarias
- ❖ FIQT: Facultad de Ingeniería Química y Textil
- ❖ CE: Contaminantes Emergentes