

UCUENCA

Universidad de Cuenca

Facultad de Ciencias Químicas

Carrera de Ingeniería Ambiental

Análisis de la eficiencia del tratamiento con microalgas *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp* para la remoción de nutrientes y materia orgánica de aguas residuales domésticas provenientes de una vivienda de la parroquia Baños

Trabajo de titulación previo a la obtención del título de Ingeniero Ambiental

Autores:

Kimberly Maylee Carchi Brito

Camila Lisseth Guanga Tuquiñagui

Director:

Juan Carlos Guanuchi Quito

ORCID:  0009-0002-0898-1088

Cuenca, Ecuador

2024-09-10

Resumen

La contaminación del agua causada por la generación de aguas residuales domésticas sin tratamiento, conduce a problemas ambientales, como la eutrofización. Se realizó un estudio a escala de laboratorio para evaluar la capacidad de remoción de nitratos, nitritos, amonio y fósforo mediante las especies *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp.* Se realizaron ensayos con las siguientes intensidades lumínicas: 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ y 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$. En el cual se determinó que no existían diferencias significativas en la remoción influenciadas por la intensidad lumínica, sin embargo, a 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ en 200 minutos se registraron las siguientes tasas de crecimiento: 4,44 día^{-1} para *Chlorella vulgaris* y 2,17 día^{-1} para *Nannochloropsis sp.* Los ensayos de variación de concentraciones de biomasa iniciales duraron 7 días, donde se obtuvo una tasa de crecimiento específica en la fase exponencial, teniendo 0,2810 día^{-1} para la menor concentración de biomasa y 0,2194 día^{-1} para la mayor en *Chlorella vulgaris*. Para *Nannochloropsis sp.*, las tasas fueron de 0,1666 día^{-1} y 0,1416 día^{-1} , respectivamente. Los respectivos tiempos de duplicación de las microalgas fueron de 2,46; 3,15; 4,16 y 4,89 días, respectivamente. Además, los porcentajes de remoción para nitritos, nitratos, amonio y fósforo alcanzaron valores de 87,5%; 95,12%; 97,3% y 78% para *Chlorella vulgaris*, y del 85,7%; 95,12%; 35,39% y 28,57% para *Nannochloropsis sp.*, en la DQO para ambas especies superaron el 70%. Las microalgas cosechadas postratamiento presentaron una relación de carbono-nitrógeno de 1,8:1 para *Chlorella vulgaris* y de 1,2:1 para *Nannochloropsis sp.*

Palabras clave del autor: tratamiento de agua residual, fitorremediación con microalgas, remoción de nutrientes, crecimiento de biomasa



El contenido de esta obra corresponde al derecho de expresión de los autores y no compromete el pensamiento institucional de la Universidad de Cuenca ni desata su responsabilidad frente a terceros. Los autores asumen la responsabilidad por la propiedad intelectual y los derechos de autor.
Repositorio Institucional: <https://dspace.ucuenca.edu.ec/>

Abstrac

The contamination of water caused by untreated domestic wastewater leads to environmental issues, such as eutrophication. A laboratory-scale study was conducted to evaluate the removal capacity of nitrates, nitrites, ammonium, and phosphorus using the species *Chlorella vulgaris* and *Nannochloropsis* sp.. The tests were performed under the following light intensities: 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, and 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$. It was determined that there were no significant differences in removal rates influenced by light intensity. However, at 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ over 200 minutes, the following growth rates were recorded: 4,44 day^{-1} for *Chlorella vulgaris* and 2,17 day^{-1} for *Nannochloropsis* sp.. The biomass concentration variation tests lasted 7 days, and specific growth rates were obtained during the exponential phase, with 0,2810 day^{-1} for the lowest biomass concentration and 0,2194 day^{-1} for the highest in *Chlorella vulgaris*. For *Nannochloropsis* sp., the rates were 0,1666 day^{-1} and 0,1416 day^{-1} , respectively. The respective doubling times for the microalgae were 2,46, 3.15, 4.16, and 4,89 days. Additionally, the removal percentages for nitrites, nitrates, ammonium, and phosphorus reached values of 87,5%, 95,12%, 97,3%, and 78% for *Chlorella vulgaris*, and 85,7%, 95,12%, 35,39%, and 28,57% for *Nannochloropsis* sp.. The COD for both species exceeded 70%. The harvested microalgae after treatment showed a carbon-nitrogen ratio of 1,8:1 for *Chlorella vulgaris* and 1,2:1 for *Nannochloropsis* sp..

Author Keywords: wastewater treatment, phytoremediation with microalgae, nutrient removal, biomass growth



The content of this work corresponds to the right of expression of the authors and does not compromise the institutional thinking of the University of Cuenca, nor does it release its responsibility before third parties. The authors assume responsibility for the intellectual property and copyrights.

Institutional Repository: <https://dspace.ucuenca.edu.ec/>

Índice de contenido

1. Introducción.....	13
1.1 Antecedentes.....	13
1.2 Problemática.....	14
1.3 Justificación.....	15
1.4 Objetivos.....	16
1.4.1 Objetivo general.....	16
1.4.2 Objetivos específicos.....	16
2. Marco teórico.....	17
2.1 Aguas residuales, generalidades y definiciones.....	17
2.1.1 Agua residual.....	17
2.1.2 Agua residual doméstica.....	17
2.1.3 Estado actual a nivel nacional y local de la cobertura de alcantarillado.....	19
2.1.4 Tratamiento de agua residuales doméstica a nivel mundial.....	19
2.1.5 Tratamientos empleados en la vivienda.....	24
• Fosa séptica.....	24
• Vermifiltro.....	25
2.1.6 Parámetros relevantes para la evaluación de las aguas residuales.....	26
2.1.6.1 Parámetros biológicos.....	27
2.1.6.3 Parámetros químicos del agua.....	29
2.2. Microalgas y generalidades.....	30
2.2.1 Microalgas.....	30
2.2.2 Tratamiento de microalgas suspendidas.....	30
2.2.3 Tratamiento de microalgas mediante inmovilización pasiva.....	31
2.2.4 Fotosíntesis.....	32
2.2.5 Fitorremediación.....	32
2.2.6 Fotobiorreactor.....	33
2.2.7 Cosecha de microalgas.....	33
2.3 Depuración con microalgas.....	34
2.3.1 Fenómenos implicados en el tratamiento con microalgas.....	34
• Biosorción.....	34
• Bioacumulación.....	35

• Biotransformación	35
2.3.2 Descripción de las especies <i>Chlorella vulgaris</i> y <i>Nannochloropsis sp</i>	36
• <i>Chlorella vulgaris</i>	36
• <i>Nannochloropsis sp</i>	37
2.3.4 Factores de influencia y condiciones óptimas para el cultivo de microalgas	39
• Efecto de la Luz.....	39
• pH.....	40
• Temperatura.....	40
• Nutrientes	40
• Demanda química de oxígeno (DQO).....	41
2.3.5 Cinética de crecimiento de las microalgas	41
2.3.6 Viabilidad de las microalgas como fertilizante	43
3. Metodología.....	46
3.1 Obtención de las especies de microalgas y agua residual doméstica.....	46
3.1.1 Toma de muestras del agua residual.....	46
• Sitio de recolección de las muestras de agua residual.....	46
3.1.2 Obtención del cultivo microalgas de las microalgas <i>Chlorella vulgaris</i> y <i>Nannochloropsis sp</i>	47
3.2 Diseño e implementación del montaje experimental	48
3.3 Procedimiento de los ensayos de variación de la intensidad lumínica	49
3.3.1 Medición de la intensidad lumínica media.....	51
3.3.2 Desarrollo de los ensayos.....	51
3.4 Procedimiento de los ensayos de la variación de la concentración de la biomasa inicial .53	
3.4.1 Desarrollo de los ensayos.....	53
3.5 Mediciones	55
3.5.1 Monitorización del crecimiento de la biomasa.....	55
3.5.2 Proceso previo de la medición de los parámetros químicos.....	56
3.5.3 Metodologías empleadas para la medición de los parámetros químicos	59
3.5.3.1 Demanda Química de Oxígeno (DQO).....	59
3.5.3.2 Metodología para los parámetros asociados a nitrógeno y fósforo	59
3.5.3.4 Porcentajes de remoción	61
3.6 Proceso de análisis de Carbono y Nitrógeno en las microalgas cosechadas postratamiento de efluentes	61

3.6.1 Procesamiento de la biomasa	61
3.6.2 Determinación del contenido de nitrógeno y carbono	62
3.7 Análisis estadístico	62
4. Resultados y discusiones	65
4.1 Resultados de la remoción de fósforo, nitrógeno y DQO en <i>Chlorella vulgaris</i> y <i>Nannochloropsis sp.</i> , bajo diferentes intensidades lumínicas: Influencia en el crecimiento ..	65
4.1.1 Resultados de la remoción y crecimiento de <i>Chlorella vulgaris</i> a distintas intensidades lumínicas.....	66
4.1.1.1 Resultados de la remoción de parámetros asociados a nitrógeno y fósforo en los ensayos de variación de intensidad lumínica	66
4.1.1.2 Resultados de la <i>reducción</i> de la concentración demanda química de oxígeno	69
4.1.1.3 Monitorización del crecimiento de la biomasa <i>Chlorella vulgaris</i>	70
4.1.2 Resultados de la remoción y crecimiento de <i>Nannochloropsis sp</i> a distintas intensidades lumínicas	72
4.1.2.1 Resultados de la remoción de parámetros asociados a nitrógeno y fósforo en los ensayos de variación de intensidad lumínica	72
4.1.2.2 Resultados de la reducción de la demanda química de oxígeno	77
4.1.2.3 Monitorización del crecimiento de la biomasa <i>Nannochloropsis sp.</i>	78
4.2 Comparación de la eficiencia en la remoción de N, P y DQO por <i>Chlorella vulgaris</i> y <i>Nannochloropsis sp.</i> con diferentes concentraciones de biomasa inicial en el tratamiento de efluentes	80
4.2.1 Comparación de los porcentajes de remoción de las concentraciones de N y P con diferentes concentraciones de biomasa inicial entre las especies.....	81
4.2.2 <i>Reducción</i> de la demanda química de oxígeno.....	85
4.2.3 Monitorización de la concentración de la biomasa durante el tiempo de desarrollo de los ensayos.....	88
4.2.3.1 <i>Chlorella vulgaris</i>	88
4.2.3.2 <i>Nannochloropsis sp.</i>	90
4.2.3.3 Tasa de crecimiento	91
4.3 Resultados de la evaluación de la relación Carbono: Nitrógeno de las microalgas postratamiento.....	94
5. Conclusiones y recomendaciones	96
5.1 Conclusiones	96
5.2 Recomendaciones	99
Referencias	100
Anexos	130

Índice de figuras

Figura 1. Porcentaje de la población que cuenta con diferentes sistemas de saneamiento.....	21
Figura 2. Tratamiento de microalgas suspendidas	31
Figura 3. Tratamiento de microalgas mediante inmovilización pasiva	31
Figura 4. Fotografía de la especie <i>Chlorella vulgaris</i> tomada desde un microscopio	37
Figura 5. Fotografía tomada desde un microscopio de la especie <i>Nannochloropsis</i> sp	38
Figura 6. Curva de crecimiento típica para una población de microalgas muestra las distintas fases de desarrollo de la población, representadas mediante el logaritmo natural (ln) de la cantidad de células en el cultivo.	42
Figura 7. Imagen ilustrativa explica los procesos de las microalgas para la depuración del agua y el uso final de la biomasa.....	44
Figura 8. Mapa del sitio donde se recolectó las muestras	46
Figura 9. Montaje experimental del fotobiorreactor implementado.....	49
Figura 10. Vista en isométrica del diseño de iluminación	50
Figura 11. Vista en planta del diseño de iluminación	50
Figura 12. Organizador grafico correspondiente a los ensayos realizados con variación de intensidad lumínica	52
Figura 13. Organizador grafico correspondiente a los ensayos realizados con variación de concentraciones de biomasa inicial.....	54
Figura 14. Montaje para la separación de agua residual de microalgas mediante filtración	57
Figura 15. Utilización de los filtros de jeringa Minisart.....	57
Figura 16. Diagrama de flujo del proceso previo a los análisis químicos.....	58
Figura 17. Las curvas de los porcentajes de remoción de la concentración a distintas intensidades lumínicas (460, 360 y 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$) detallan el comportamiento de la especie <i>Chlorella vulgaris</i> . Las imágenes corresponden a la remoción de: a) nitritos, b) nitratos, c) fosfatos y d) amonio. 67	67
Figura 18. Curva de la concentración de biomasa g/L en distintas intensidades de luz para la especie <i>Chlorella vulgaris</i>	71
Figura 19. Las curvas de los porcentajes de remoción de la concentración a distintas intensidades lumínicas (460, 360 y 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$) detallan el comportamiento de la especie <i>Nannochloropsis</i> sp. Las imágenes corresponden a la remoción de: a) nitritos, b) nitratos, c) fosfatos y d) amonio.....	74
Figura 20. Velocidades de remoción de cada compuesto a las diferentes intensidades de iluminación.....	75
Figura 21. Grafica obtenida de R Studio de las medianas de los porcentajes de remoción con diferentes intensidades de lumínicas	77

Figura 22. Curva de la concentración de biomasa g/L en distintas intensidades de luz para la especie *Nannochloropsis* sp (x Tiempo (minutos) y y Concentración de la biomasa (g/L)) 78

Figura 23. Curvas de los porcentajes de remoción: C menor (concentración inicial de biomasa menor), C mayor (concentración inicial de biomasa mayor) de *Chlorella vulgaris* y N menor (concentración inicial de biomasa menor), N mayor (concentración inicial de biomasa mayor) de *Nannochloropsis* sp. 82

Figura 24. Curva de crecimiento de la concentración de *Chlorella vulgaris* con variación en la concentración de biomasa inicial (C mayor y C menor) 89

Índice de tablas

Tabla 1. Ventajas y desventajas de las técnicas utilizadas para el tratamiento de aguas residuales	22
Tabla 2. Beneficios y limitaciones de la fosa séptica.....	25
Tabla 3. Beneficios y limitaciones del vermifiltro	26
Tabla 4. Descripción de parámetros físicos del agua.....	28
Tabla 5. Descripción de parámetros químicos del agua	29
Tabla 6. Descripción de los principales tipos de fotobiorreactores	33
Tabla 7. <i>Principales métodos de cosecha de microalgas</i>	34
Tabla 8. <i>Resumen de la clasificación taxonómica de la especie Chlorella vulgaris</i>	36
Tabla 9. <i>Resultados de estudios con Chlorella vulgaris</i>	37
Tabla 10. <i>Resumen de la clasificación taxonómica de la especie Nannochloropsis sp.</i>	38
Tabla 11. Resultados de estudios con Nannochloropsis sp.	39
Tabla 12. <i>Efectos en las hortalizas después del empleo de biofertilizante a partir de microalgas</i>	45
Tabla 13. <i>Las diferentes intensidades en base al número de lámparas y su respectiva cantidad de iluminación en PAR (radiación fotosintéticamente activa)</i>	51
Tabla 14. <i>Densidades ópticas iniciales mayor y menor para cada una de las especies de microalgas</i>	54
Tabla 15. <i>Resumen de los métodos empleados para la medición de los parámetros</i>	60
Tabla 16. <i>Resultados de la caracterización inicial del agua para los distintos ensayos de intensidad lumínica</i>	65
Tabla 17. <i>Resultados de la velocidad de eliminación de nutrientes obtenida mediante la ecuación de la recta mg/l/m</i>	68
Tabla 18. <i>Resultado estadístico de la prueba Kruskal Wallis para la especie Chlorella vulgaris a diferentes intensidades lumínicas</i>	69
Tabla 19. <i>Porcentajes de remoción de la DQO a diferentes intensidades de luz de biomasa de Chlorella vulgaris</i>	70
Tabla 20. <i>Resultados de aumento de la concentración de biomasa en 200 minutos para Chlorella vulgaris</i>	72
Tabla 21. Resultados de la velocidad de eliminación de nutrientes obtenida mediante la ecuación de la recta mg/l/m.....	75
Tabla 22. Resultado estadístico de la prueba Kruskal Wallis para la especie Nannochloropsis sp. a diferentes intensidades lumínicas.....	76

Tabla 23. <i>Porcentajes de reducción de la DQO a diferentes intensidades de luz de biomasa de Nannochloropsis sp</i>	78
Tabla 24. Resultados de la concentración de biomasa en 200 minutos para Nannochloropsis sp., en los ensayos de variación de intensidades lumínicas.	80
Tabla 25. <i>Resultados de la caracterización inicial del agua para los distintos ensayos a diferentes concentraciones de biomasa inicial</i>	81
Tabla 26. Resultados del análisis estadístico (ANOVA Bidireccional) realizado a los ensayos de variación de concentraciones de biomasa inicial	84
Tabla 27. <i>Resultados del análisis estadístico (t-tes) realizado a los ensayos de variación de concentraciones de biomasa inicial</i>	85
Tabla 28. <i>Porcentajes de remoción de la DQO a diferentes concentraciones de biomasa de Chlorella vulgaris</i>	86
Tabla 29. <i>Porcentajes de remoción de la DQO a diferentes concentraciones de biomasa de Nannochloropsis sp</i>	87
Tabla 30. <i>Resultados de la tasa de crecimiento (μ) de Chlorella vulgaris</i>	92
Tabla 31. <i>Resultados de la tasa de crecimiento (μ) de Nannochloropsis sp</i>	93
Tabla 32. <i>Resultados de la tasa de crecimiento (μ) y tiempo de duplicación de Nannochloropsis sp y Chlorella vulgaris</i>	94
Tabla 33. <i>Resultados del contenido de carbono y nitrógeno en microalgas cosechadas postratamiento</i>	94

Agradecimientos

Kimberly Maylee Carchi Brito

Con profunda gratitud, dedico este espacio a aquellos que han sido mi apoyo y mi inspiración durante todo este proceso. Mi más sincero agradecimiento al Mgt. Juan Carlos Guanuchi, mi asesor de tesis, por su constante apoyo a lo largo de este proyecto, su paciencia y conocimientos han sido fundamentales para la culminación de esta tesis. A mis padres Patricio y Marilú, por su amor, paciencia y por ser mi ejemplo a seguir. Gracias por sus sacrificios y por su constante apoyo en cada uno de mis sueños. Este logro es tan suyo como mío. A toda mi familia, por su amor y apoyo incondicional. Su fe en mí ha sido una fuente de motivación constante. Y a mis adorados gatos, Dulce, Qory y Milaya, por su compañía y por estar siempre a mi lado durante largas noches de estudio. Sus ronroneos y travesuras fueron una fuente de alegría y consuelo.

Camila Lisseth Guanga Tuquiñagui

Agradezco a Dios por permitirme llegar hasta este momento. A todos mis profesores a lo largo de mi vida académica, quienes han sido fundamentales en la formación de mis conocimientos. De manera especial, agradezco a mi tutor de tesis, Ing. Juan Carlos Guanuchi cuya ayuda y perseverancia han sido clave en la dirección de este trabajo. También expreso mi gratitud a la Universidad de Cuenca por brindarnos el espacio para llevar a cabo esta investigación. Especialmente a laboratorio de calidad del agua y al departamento de Biociencias.

Dedicatoria

Kimberly Maylee Carchi Brito

A mis Padres, por su amor incondicional, su fe en mis capacidades y su constante apoyo han sido esenciales para alcanzar esta meta. Les agradezco por ser mi inspiración y mi fortaleza. Este logro es tan suyo como mío.

Camila Lisseth Guanga Tuquiñagui

A mi madre Blanca, a mis abuelos Manuel y Carmen, especialmente a mi hermana Estefanía, quienes me han brindado un apoyo incondicional a lo largo de mi vida y han sido mi mayor inspiración tanto en lo personal como en lo académico. Además, quiero expresar mi gratitud a toda mi familia Tuquiñagui, quienes han estado siempre presentes, ofreciéndome su apoyo constante y acompañándome en cada paso del camino, motivándome a seguir adelante sin desfallecer. Y a mis amigos que están en todos mis momentos de éxitos y fracasos.

1. Introducción

1.1 Antecedentes

El empleo de microalgas para el tratamiento de aguas residuales comenzó alrededor de 1940, cuando se informó por primera vez de la viabilidad de cultivos de microalgas a gran escala para cumplir con el propósito de tratar aguas residuales (Muñoz, 2023). El objetivo principal del uso de microalgas para este proceso es el aprovechamiento de nutrientes y su conversión biológica en biomasa. Además, la eliminación de amonio, nitrito, nitrato, fosfato, oxidación de la materia orgánica, reducción de organismos patógenos, oxigenación del agua por la fotosíntesis, entre otros beneficios (Ramos & Pizarro, 2018).

En la actualidad, una de las problemáticas ambientales más trascendentales, es la contaminación del agua. A nivel mundial, diariamente se generan alrededor de 983 millones de metros cúbicos de agua residual, esto hace que sea necesario investigar nuevas alternativas para optimizar su tratamiento. Uno de los tratamientos con mayor potencial tiene como base el uso de microalgas cultivadas en fotobiorreactores (Muñoz, 2023).

En América Latina, los tratamientos para aguas residuales en áreas urbanas consisten en lodos activados con el objetivo de retirar suspensiones sólidas y reducir la demanda bioquímica de oxígeno (DBO), no obstante, en áreas rurales el tratamiento radica en tecnologías tradicionales como fosas sépticas siendo un sistema que carecen de estructura y financiamiento por lo que no son eficientes en la eliminación de nutrientes inorgánicos y micro contaminantes (Reinoso-Salas & Reinoso-Carrillo, 2022)

A nivel local el 29,79% de las viviendas de la parroquia Baños, descargan sus aguas residuales domésticas a un pozo séptico o de manera directa a cuerpos hídricos, degradando el medio ambiente (Parra, 2023). Específicamente, en las zonas de Huizhil y Los Laureles que forman parte de la parroquia Baños, la carencia del servicio se debe a la distancia entre viviendas, debido a la dispersión de las mismas o por su ubicación, ya que, se localizan por debajo del nivel del sistema de alcantarillado. Estos problemas, se han identificado a partir del proyecto “Plan Piloto para Evaluación de Sistemas Alternativos de Saneamiento y Restauración de Cuerpos Hídricos en el Cantón Cuenca”, realizado por la Universidad Católica de Cuenca, que tenía como objetivo evaluar la eficiencia y aplicación de tratamientos alternativos en comunidades rurales de Cuenca (Caraguay & Plaza, 2023).

La biorremediación de aguas residuales mediante microalgas se denomina fitorremediación; se aplica especialmente para el tratamiento de aguas residuales por su potencial para eliminar el contenido de nitrógeno, en forma de amonio (NH_4), el fósforo como fosfato (PO_4^{3-}) y convertir estos nutrientes asimilados en biomasa, proteínas y síntesis de ácidos nucleicos (Gutiérrez, 2021). Además, las microalgas poseen la capacidad de reducir los contaminantes orgánicos del agua; ya que, estos agentes contaminantes son utilizados como fuente de carbono que favorecen el desarrollo de estas microalgas (Hernández-Pérez & Labbé, 2014). Con una ventaja adicional, ya que, al ser organismos autótrofos sus requerimientos nutricionales son menores y su producción de biomasa es mayor en comparación con otros organismos como hongos o bacterias (Florez-Lopéz, 2024). Asimismo, estas especies de microalgas después de su empleo en el tratamiento pueden ser aprovechados como biofertilizantes (Ramírez, 2022).

Por otra parte, los resultados de investigaciones preliminares han expuesto que las microalgas como biofertilizantes aumentan el contenido de antioxidantes, el crecimiento de raíces, la calidad, la mejora de las actividades enzimáticas relacionadas a los mecanismos de defensas de las plantas de tomate (*Solanum lycopersicum*), pepino (*Cucumis sativus*) (Zheng et al., 2024).

En el Ecuador se ha utilizado microalgas de la especie *Chlorella sp.* para evaluar su eficiencia de remoción de mercurio, sulfatos, fosfatos y nitratos proveniente de agua residual minera por medio de un proceso de ficorremediación (Vela-García et al., 2019). De igual forma, se han realizado investigaciones relacionadas con la obtención de biomasa a partir de microalgas, para la producción de alimentos y suplementos debido a su riqueza de nutrientes (Ramírez, 2022), así como la producción de antioxidantes ya que poseen la capacidad para sintetizar compuestos bioactivos mediante estrategias bioquímicas y moleculares que han desarrollado para sobrevivir en condiciones de estrés (Holguín-Rosero, 2019).

1.2 Problemática

Actualmente a nivel mundial, aproximadamente 4500 millones de seres humanos carecen de acceso a servicios de saneamiento mejorados, un gran porcentaje de estas personas residen en el Caribe, América Latina, África, Asia y la región del Pacífico (UNICEF & WHO, 2020). Por ello, se han diseñado alternativas de saneamiento como las letrinas de pozo o fosas sépticas, sin embargo, varias de estas se han transformado en un problema por la ineficiencia en la depuración

de contaminantes como fosfatos, nitratos y/o patógenos humanos en el agua (Capone et al., 2021).

En Ecuador la cobertura de saneamiento seguro presenta variaciones significativas según la localización van desde 68,6% en el sector rural, hasta el 85,9% zonas urbanas; este saneamiento denominado seguro se caracteriza por una estructura adecuada; tener una tasa alta de eficiencia en el tratamiento de las aguas y así garantizar la salud humana y del ambiente (Molina et al., 2018).

Según el censo de 2010, el número de viviendas con fosas sépticas sigue aumentando en comunidades como Minas, Huizhil, Misicata y Nila. En el cual la falta de cobertura de alcantarillado en centros densamente urbanizados conduce a la descarga directa de aguas residuales a los arroyos; específicamente en la parroquia Baños el 29,79% de hogares disponen sus aguas residuales a través de fosas sépticas, pozos ciegos o mediante descargas directas a cuerpos de agua (PDOT GADPR BAÑOS 2019).

1.3 Justificación

La importancia del tratamiento de las aguas residuales domésticas radica en la protección del medio ambiente y la salud pública, por lo que, se debe asegurar su recolección, conducción, tratamiento y adecuada disposición en los cuerpos receptores en condiciones que no perjudiquen a la diversidad de flora y fauna del ecosistema y a su vez evitando que la salud del hombre se vea directamente afectada por enfermedades entéricas (Baquerizo et al., 2019).

Por otra parte, los sistemas del tratamiento de aguas residuales han evolucionado y hoy en día se enfocan en la economía circular (Zhang & Liu, 2022). Por lo tanto, se ha planteado cambios para recuperar los recursos perdidos en las aguas (Sharma et al., 2022). Por este motivo el uso de microalgas se ha visto en tendencia actualmente ya que además de su capacidad para la depuración de aguas residuales; tiene potencial de recuperar elementos valiosos para la producción de fertilizantes, bioproductos de valor agregado, presenta facultades para la producción de oxígeno y remoción de contaminantes (Kusumo et al., 2022).

En comparación con otros métodos físico químicos convencionales, posee varios beneficios tales como la capacidad de las microalgas de desarrollarse en entornos extremos (Mohd-Udaiyappan et al., 2017); reducción energética pasando de un consumo promedio de 0,5 kWh/m³ de un tratamiento convencional a 0,2 kWh/m³ con microalgas (Acién-Fernández et al., 2018);

disminución en la emisión de gases de efecto invernadero debido a la habilidad de absorber dióxido de carbono en el proceso fotosintético (Montoya, 2021), también no dispersa los contaminantes en la atmósfera, y su disposición final no termina en lodos sino que el contenido de nutrientes puede ser recuperado (Vale et al., 2020).

1.4 Objetivos

1.4.1 Objetivo general

Análisis de la eficiencia del tratamiento con microalgas *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp.* para la remoción de nutrientes y materia orgánica de aguas residuales domésticas provenientes de una vivienda de la parroquia Baños.

1.4.2 Objetivos específicos

1. Establecer el diseño de un sistema experimental de tratamiento de aguas residuales con el uso de microalgas a escala de laboratorio.
2. Evaluar y comparar la remoción de fósforo (P), nitrógeno (N) y demanda química de oxígeno (DQO) en *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp.*, a distintas intensidades lumínicas, determinando su influencia en el crecimiento y eficiencia en el tratamiento de efluentes.
3. Comparar la capacidad de remoción de N, P y DQO entre las especies *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp.*, evaluando el efecto de diferentes concentraciones de biomasa inicial la eficiencia en el tratamiento de efluentes.
4. Evaluar la relación carbono-nitrógeno (C/N) en las microalgas *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp.* tras su cosecha postratamiento de aguas residuales, con el fin de evaluar preliminarmente su potencial como fertilizante para el suelo.

2. Marco teórico

2.1 Aguas residuales, generalidades y definiciones

2.1.1 Agua residual

El término de agua residual hace alusión a todas las aguas previamente utilizadas de alguna manera en las actividades humanas (Romero-Rojas, 2021). Estas aguas pueden categorizarse según su origen, clasificándose en aguas de escorrentía, industriales y domésticas (Torres, 2012).

En esencia, las aguas residuales se originan debido a la introducción, tanto directa como indirecta, de sustancias contaminantes, formas de energía o debido a la creación de condiciones nocivas por parte de los seres humanos (Calle-Romero & Padrón-Ordóñez, 2020). Este proceso conlleva implicaciones perjudiciales para la calidad del agua en relación con sus usos siguientes o en su función ecológica (Zaruma et al., 2018). Es decir, estas aguas que originalmente proceden del suministro hídrico a la población han experimentado alteraciones por las diversas actividades antropogénicas que modifican sus composiciones física, biológica y química (Calle-Romero & Padrón-Ordóñez, 2020).

2.1.2 Agua residual doméstica

Las aguas residuales domésticas, también conocidas como aguas servidas; tienen su origen en las actividades humanas diarias para fines de limpieza, la utilizada en baños, lavanderías, preparación de alimentos, entre otros; estas se descargan a través de sistemas de alcantarillado o vertidos directos al medio ambiente (Osorio-Rivera et al., 2021).

Las aguas residuales provenientes de estas actividades pueden dividirse en varias categorías: amarillas (compuestas de orina), marrones (heces mezcladas con agua corriente), negras (combinación de orina, heces y actividad microbiana) y grises (incluyen el agua de la cocina, la ropa, las duchas y lavado de manos) (Koul et al., 2022). Además, estas aguas residuales tienen presencia de compuestos orgánicos como las proteínas, grasa, urea y almidón, así como de microorganismos patógenos y materia en suspensión (Ocaña et al., 2023).

Según datos estadísticos, las aguas residuales domésticas están compuestas en un 99,9% por agua y en un 0,1% por residuos sólidos, tanto orgánicos como inorgánicos; esta mínima cantidad

de sólidos es la que genera complicaciones en su tratamiento y eliminación (Osorio-Rivera et al., 2021).

En cuanto a fósforo total, las concentraciones típicas de nutrientes en las aguas residuales domésticas varían entre 6 mg/L y 20 mg/L (Teixeira-Correia et al., 2013). En cuanto al nitrógeno total, su presencia en estas aguas oscila entre 20 mg/L y 85 mg/ y la Demanda Química de Oxígeno (DQO) se encuentra en un rango de 400 mg/L a 1000 mg/L (Pazmiño & Villamarín, 2018).

Dadas las características inherentes de este tipo de aguas residuales, la descarga sin un tratamiento adecuado puede ocasionar graves problemas ambientales y de salud pública, debido a que promueve el crecimiento de microorganismos patógenos en ríos y arroyos, provocando una grave degradación ambiental, así como riesgos para la salud, especialmente en los países en vías de desarrollo (Berberian & Rosanova, 2012). Por lo tanto, se requiere un tratamiento adecuado para eliminar los contaminantes de las aguas residuales domésticas (Balogun & Ogwueleka, 2021).

El tratamiento de aguas residuales domésticas tiene como finalidad eliminar los contaminantes hasta cumplir con los valores máximos permitidos según la legislación nacional o internacional. Debido a que la composición de las aguas residuales domésticas puede contener una variedad de contaminantes, los métodos de tratamiento son amplios. Las tecnologías utilizadas en estos procesos se dividen en dos categorías según su función: tecnologías tradicionales y tecnologías alternativas (Díaz-Cuenca et al., 2012).

Las tecnologías tradicionales son aquellas que se emplean con mayor frecuencia, estas consisten en un pretratamiento y tratamiento primario cuyo objetivo es eliminar sólidos suspendidos y sedimentables, también tienen tratamiento secundario que tiene la finalidad de eliminar materia orgánica y nutrientes (Barreiro-Vescovo, 2019), entre las más empleadas se encuentran el tratamiento de lodos activos y lagunas aireadas (Abello-Passteni et al., 2020). Por otro lado, las tecnologías alternativas surgen a partir de las insuficiencias de las tecnologías convencionales. En principio, emplean microorganismos para eliminar compuestos orgánicos biodegradables del agua, de manera in situ, donde se producen y a menor escala. Estas tecnologías pueden proporcionar cierto grado de autosuficiencia y reducir el uso de productos químicos (Díaz-Cuenca et al., 2012).

2.1.3 Estado actual a nivel nacional y local de la cobertura de alcantarillado

En el análisis del acceso al alcantarillado se indica la importancia de un manejo adecuado de las aguas residuales domésticas, un aspecto esencial para las condiciones de vida tanto a nivel nacional como local. Según los datos proporcionados por el Instituto Nacional de Estadística y Censos (INEC) después del censo 2022, exponen una media nacional de 65,8% en cuanto a la cobertura de alcantarillado. Sin embargo, en la provincia del Azuay, este indicador supera significativamente dicho promedio, con un incremento aproximado de 6,3%, alcanzado una cobertura del 72,1% (INEC, 2022).

En el caso específico de la ciudad de Cuenca, se registró un valor de 81,6%, indica un aumento del 15,8% en comparación a la media nacional, y un 9,5% con respecto a la media de la provincia del Azuay. No obstante, el valor registrado para la parroquia rural Baños, el sitio de interés, es de 72,9%, evidenciando la disminución porcentual de 8,7% de cobertura en comparación con la ciudad y de un 0,8% con respecto al valor promedio de la provincia (INEC, 2022). Es crucial destacar que existen brechas significativas entre el área urbana y rural, como lo evidencia la situación del año 2010, donde la cobertura de alcantarillado en zonas rurales apenas alcanzaba el 24,36% (INEC, 2010).

2.1.4 Tratamiento de agua residuales doméstica a nivel mundial

Se estima que tres cuartas partes del agua residual del mundo que provienen del sistema de alcantarillado (73%) reciben al menos un procesamiento secundario en las plantas de tratamiento. Aplicando esta relación a la población que tiene conexión al alcantarillado (2.800 millones) y ajustando por la población que comparte instalaciones sanitarias mejoradas (5% de los usuarios) (UNICEF, 2010). Se estima que 1.900 millones de personas cuentan con servicios adecuados y seguros para la gestión de aguas residuales, sin embargo, un total de 711 millones de personas, más del 90% de ellas viviendo en las ciudades con conexión al alcantarillado, no reciben un nivel mínimo de tratamiento de sus aguas residuales, además, reportan que las plantas de tratamiento existentes son ineficientes, agravando el problema (Organización Mundial de la Salud & United Nations Children's Fund (UNICEF), 2017).

La generación de aguas residuales es uno de los mayores desafíos para el creciente número de asentamientos informales en los países en desarrollo, que suelen estar situados en climas tropicales y subtropicales, estos países tienen una menor cobertura de recolección y tratamiento adecuado de aguas residuales domésticas, principalmente por aspectos económicos,

desconocimiento de tecnologías alternativas de bajo costo, lo que deriva en problemas de salud pública (Torres, 2012).

La proporción de aguas residuales tratadas en relación con el total de aguas residuales generadas en los países en desarrollo es menor, principalmente debido a menores requisitos de las autoridades ambientales y a la falta de conocimiento técnico para tales procesos (Vargas et al., 2020).

En América Latina, según Informe mundial de las Naciones Unidas sobre el desarrollo de los recursos hídricos (2017) el tratamiento de aguas residuales sigue siendo una de las principales preocupaciones para los gobiernos, especialmente en áreas urbanas, por otro lado, la población rural no está conectada a la red de saneamiento, dependiendo de sistemas *in situ*. Además, en este informe detalla que, en las últimas dos décadas, ha aumentado la atención hacia el saneamiento y la construcción de plantas de tratamiento de aguas residuales. Y expone a las tecnologías predominantes, que representan cerca del 80% de las instalaciones y del volumen de agua tratada, incluyen estanques de estabilización, lodos activados y reactores anaeróbicos de flujo ascendente (Informe mundial de las Naciones Unidas sobre el desarrollo de los recursos hídricos, 2017).

La figura 1 muestra los porcentajes de la población a nivel mundial que tienen tratamiento de aguas residuales, en Norteamérica un 79% de la población tiene conexión al alcantarillado y el 20% emplea fosas sépticas, en Latinoamérica el porcentaje de población que tiene acceso al alcantarillado se reduce a un 61%, en el continente africano en la parte sur el 44% de su población tiene como tratamiento principal a la letrina seca y solo un 7% cuenta con alcantarillado, sin embargo en la parte norte del continente el 57 % de su población si cuenta con este tratamiento. Mientras que en Europa y Oceanía el porcentaje de su población con acceso a la red de alcantarillado es alto, 72% y 87% respectivamente, por último, en el continente asiático se observa un contraste entre Asia menor con un 42% de su población que utiliza letrina húmeda como tratamiento de aguas residuales, mientras que, en Asia, el alcantarillado está conectado al 40% de su población.

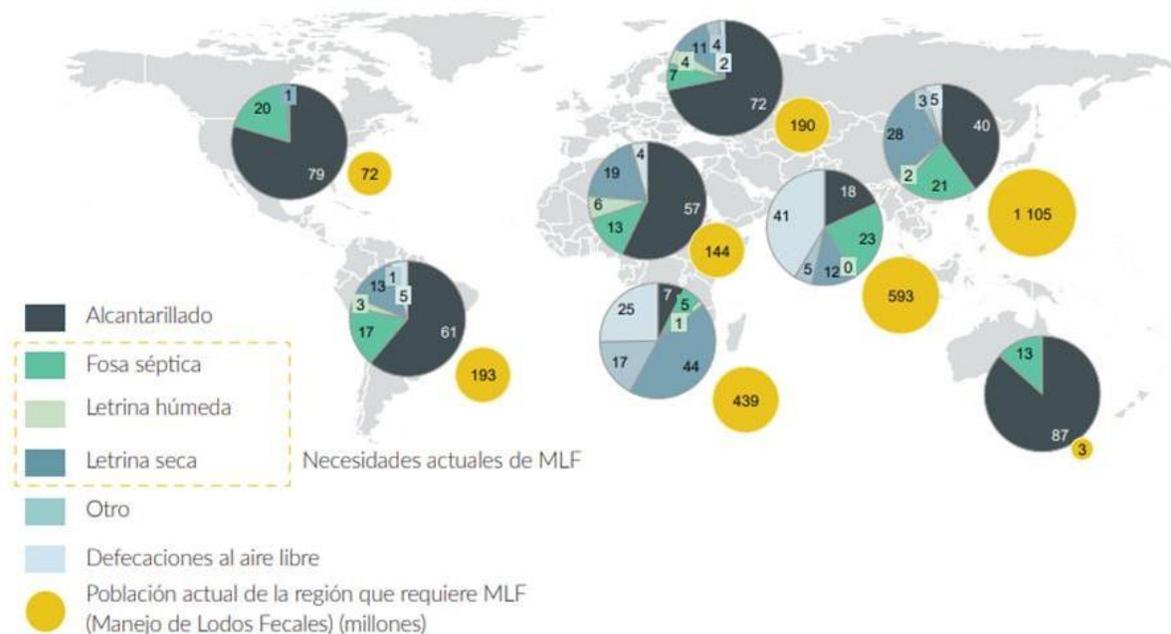


Figura 1. Porcentaje de la población que cuenta con diferentes sistemas de saneamiento

Fuente: Informe mundial de las Naciones Unidas sobre el desarrollo de los recursos hídricos (2017).

Por otra parte, la eliminación inadecuada de los residuos sólidos puede provocar obstrucciones en los sistemas de drenaje e inundaciones, suelen presentar altos niveles de toxicidad y riesgos para la salud. Aunque muchos barrios marginales de las ciudades dependen del saneamiento in situ, de igual forma se producen aguas residuales que no son gestionadas de manera adecuada (Informe mundial de las Naciones Unidas sobre el desarrollo de los recursos hídricos, 2017). Por lo tanto, en el mundo se ha investigado distintas técnicas para tratamiento de aguas residuales y posteriormente emplearlas a continuación en la tabla 1 se presenta las técnicas y se detallan las ventajas y desventajas de las mismas.

Tabla 1.

Ventajas y desventajas de las técnicas utilizadas para el tratamiento de aguas residuales

Técnicas	Ventajas	Desventajas
<p>Fermentación aeróbica termófila en estado sólido</p>	<ul style="list-style-type: none"> Esta técnica ofrece una rápida degradación de la materia orgánica y una mayor eliminación de nutrientes. También tiene el potencial de producir biogás y presenta un consumo reducido de agua. Los costos operativos son relativamente bajos, lo que contribuye a su sostenibilidad. 	<ul style="list-style-type: none"> Los requisitos de alta temperatura y la intensidad energética son considerables, lo que implica una inversión de capital y una operación compleja. El tiempo de inicio es más lento y existen preocupaciones por los patógenos. Además, requiere espacio, puede ser variable estacionalmente y hay riesgo de malos olores.
<p>Bioaumentación o Digestión Anaeróbica</p>	<ul style="list-style-type: none"> Esta técnica reduce los olores y tiene bajos requisitos de energía, lo que resulta en una huella de carbono reducida. Es tolerante a la composición variable de las aguas residuales, lo que permite un ahorro de costos y estabilidad a largo plazo. 	<ul style="list-style-type: none"> Se caracteriza por un largo tiempo de inicio y es sensible a la temperatura. Existe el riesgo de supervivencia de patógenos y los niveles de pH pueden ser más altos. Además, es susceptible a malos olores, requiere un monitoreo y control complejos, y enfrenta desafíos en la utilización del biogás.
<p>Estanque de algas</p>	<ul style="list-style-type: none"> Mejora la producción de oxígeno y permite utilizar la biomasa de algas como recurso. Contribuye al secuestro de carbono y mejora la estética del entorno. Tiene un efecto probiótico natural, potencial de biorremediación y reutilización del agua, con bajos requisitos de energía. 	<ul style="list-style-type: none"> Necesita una gran cantidad de tierra y su eficacia puede variar estacionalmente. La selección de especies de algas es crucial y puede haber acumulación de lodos y proliferación de algas. La cosecha es laboriosa, el monitoreo y control son complejos, y tiene eficiencia limitada en la eliminación de nutrientes y sensibilidad a la temperatura.
	<ul style="list-style-type: none"> Esta técnica ofrece una reducción significativa de 	<ul style="list-style-type: none"> Los costos de capital son altos y requiere mantenimiento

<p>Biorreactor</p>	<p>patógenos y un rendimiento consistente. Tiene bajos requisitos de energía y una configuración flexible, con un uso mínimo de productos químicos.</p>	<p>continuo. Existe el riesgo de malos olores y la gestión de lodos puede ser problemática. Además, la variabilidad estacional puede afectar su rendimiento y hay riesgo de crecimiento de algas.</p>
<p>Biofloc</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Mejora la calidad del agua y reduce el intercambio de agua. Facilita el reciclaje de nutrientes y aumenta la eficiencia de conversión alimenticia. También tiene un efecto probiótico natural. 	<ul style="list-style-type: none"> • Sin embargo, tiene una alta demanda de energía y puede llevar a la acumulación de lodos. Los costos de inversión también son considerables.
<p>Humedales</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Esta técnica es rentable y ofrece una alta tasa de eliminación de nutrientes. Añade valor estético al entorno, contribuye al secuestro de carbono y es sostenible a largo plazo. Además, es resiliente a las fluctuaciones ambientales. 	<ul style="list-style-type: none"> • Requiere una gran cantidad de tierra y tiene un largo tiempo de inicio. Su dependencia del clima puede ser un inconveniente, y necesita mantenimiento continuo. Tiene limitaciones en el tratamiento de ciertos contaminantes y puede haber riesgo de obstrucción.
<p>Filtración por membrana</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Ofrece alta eficiencia de tratamiento y un rendimiento consistente. Elimina patógenos y tiene una huella reducida. Requiere un uso mínimo de productos químicos, produce pocos lodos y tiene una configuración flexible. Además, permite la automatización y el control, y se integra fácilmente con otros sistemas, proporcionando un rendimiento a largo plazo. 	<ul style="list-style-type: none"> • Pero, los costos de capital y operación son altos y las membranas pueden ensuciarse. Tiene un consumo considerable de energía y requiere pretratamiento. La limpieza y mantenimiento son químicos y potencialmente degradan la membrana. Es sensible a productos químicos y aceite, y la operación requiere habilidades intensivas.
<p>Adsorción</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Esta técnica elimina eficientemente los contaminantes y es muy 	<ul style="list-style-type: none"> • La selección del adsorbente es crucial y la regeneración puede ser limitada. Los costos

	<p>versátil. Ofrece eliminación selectiva con bajo consumo de energía, operación simple y puede adaptarse a sistemas existentes. Tiene una huella mínima y es amigable con el medio ambiente, proporcionando un rendimiento consistente.</p>	<p>operativos son altos y hay restricciones de caudal. El adsorbente puede ensuciarse y agotarse, y requiere pretratamiento. Es sensible a la temperatura y al pH, y el sistema puede ser complejo.</p>
Filtración física	<ul style="list-style-type: none"> • Elimina eficazmente los sólidos y su operación es simple y fácil. Tiene un bajo consumo de energía, no usa químicos y es económica. Proporciona un rendimiento a largo plazo con bajo mantenimiento y facilita el manejo de lodos. Es un pretratamiento efectivo. 	<ul style="list-style-type: none"> • Tiene una eliminación limitada de sustancias disueltas y puede necesitar requisitos energéticos para el retrolavado. Existe el riesgo de avería de los medios.

Fuente: (Nguyen et al., 2024)

2.1.5 Tratamientos empleados en la vivienda

- **Fosa séptica**

Son contenedores de forma cilíndrica o rectangular ubicados generalmente bajo la tierra y cubiertos de una losa de concreto. Al encontrarse en concentraciones altas el material orgánico y organismos patogénicos, se debe cumplir con un mínimo de requisitos necesarios para evitar posibles problemas hacia el ser humano y animales, deben ser herméticos, duraderos y poseer estructuras estables (Once Sarmiento & Ruiz Herrera, 2014).

La fosa séptica es generalmente utilizada como tratamiento primario de las aguas servidas, empleado en lugares donde no existe alcantarillado (Villamarín Castro, 2015). Sin embargo, la eficiencia se basa en la remoción de la demanda bioquímica de oxígeno (DBO5), sólidos suspendidos totales (SST), coliformes totales varían desde menos del 50% hasta el 80% en función de la temperatura (Sánchez & García, 2018). No obstante, genera un incremento en la concentración de patógenos. A continuación, en la tabla 2 se visualizan los beneficios y limitaciones de la fosa séptica esta información resume lo expuesto en los resultados de otras

investigaciones. Algunas de estas limitaciones pueden ser superadas mediante la fitorremediación con microalgas (Sorenson et al., 2023).

Tabla 2.

Beneficios y limitaciones de la fosa séptica

Beneficios	Limitaciones
Apto para lugares remotos carentes de acceso al alcantarillado (Sorenson et al., 2023).	Las condiciones anaeróbicas limitan la eficiencia en la degradación de contaminantes orgánicos (Shaw & Dorea, 2021).
Fácil construcción inicial y bajo costo operativo (Sorenson et al., 2023).	Aumento significativo de Escherichia Coli en el efluente (Appling et al., 2013).
Reduce la concentración de contaminantes y riesgos ambientales en zonas rurales (Sorenson et al., 2023).	Los compuestos orgánicos disueltos y nutrientes como el nitrógeno y el fósforo necesitan tratamiento adicional en el suelo y los nutrientes no tratados provocan problemas ambientales como la eutrofización (Sorenson et al., 2023).
Tiempo de vida muy prolongado de 5 hasta 20 años (Diak et al., 2013).	Genera grandes emisiones de metano, aumentando el efecto invernadero (Diak et al., 2013).

- **Vermifiltro**

El vermifiltro, también conocido como sistema Tohá, representa un tratamiento biológico aeróbico destinado al tratamiento de aguas residuales. Este sistema se encuentra basado en la tecnología de lombrices, además, está constituido por estratos filtrantes, a través de los cuales transita el agua negra (Ramón et al., 2015). El sistema se distingue por el hecho de que las lombrices se alimentan de materia orgánica, lo cual posibilita su aplicación tanto como tratamiento primario o secundario, demostrando elevadas eficiencias en la eliminación de contaminantes físicos y químicos (Castro-Castellanos, 2019).

No obstante, se encuentra condicionada al uso que se opte después del tratamiento para el efluente, en algunos casos necesita de tratamientos posteriores, siendo sometido a procesos en cámaras de desinfección. Con el objetivo que este paso sea capaz de remover las bacterias patógenas compuestas presentes en los efluentes derivados del tratamiento mediante vermifiltro (Salazar, 2005). A continuación, en la tabla 3 se exponen los beneficios y limitaciones del vermifiltro. Algunas de estas limitaciones de este tratamiento pueden ser solventadas mediante la fitorremediación con microalgas.

Tabla 3.

Beneficios y limitaciones del vermifiltro

Beneficios	Limitaciones
Generación mínima o inexistente gracias a la naturaleza aeróbica (Sinha et al., 2010).	La capacidad de eliminación de patógenos es limitada (Arora & Kazmi, 2015).
Sistema de tratamiento robusto (Singh, 2019).	La desnitrificación se limita por las condiciones aeróbicas en el filtro (Samal et al., 2017)
Económico por el bajo costo inicial y operativo (Sinha et al., 2010).	La eliminación biológica del fósforo es poco efectiva (Samal et al., 2017).
No genera subproductos tóxicos (Samal et al., 2017)	La obstrucción eventual después de un tiempo prolongado de funcionamiento (Singh, 2019).

2.1.6 Parámetros relevantes para la evaluación de las aguas residuales

Con el fin de verificar el estado de la calidad del agua después de su uso y evaluar la eficiencia de un tratamiento, es necesario medir una serie de parámetros biológicos, químicos y físicos. Por lo tanto, resulta crucial identificar los parámetros de mayor influencia e interés. A continuación, se presentarán dichos parámetros. No obstante, en esta investigación se medirán únicamente los parámetros que están alineados con los objetivos del estudio.

2.1.6.1 Parámetros biológicos

Los análisis de parámetros biológicos son esenciales para el control de enfermedades ocasionadas por microorganismos patógenos de origen humano (Dinka, 2018). Además, estos parámetros son relevantes en relación con las bacterias y otros microorganismos que participan en el procesamiento y estabilización de la materia orgánica en el agua (Guamán-Sánchez & Molina-Ulloa, 2015). La consideración y monitoreo de estos parámetros biológicos son cruciales para garantizar la calidad sanitaria del agua y para comprender los procesos biológicos involucrados en el tratamiento de aguas residuales. Un indicador conocido, son los coliformes fecales dado que simultáneamente cuando se remueven los coliformes se eliminan otros patógenos (Von Sperling, 2007).

- **Coliformes**

Los coliformes sirven como indicadores de agua y alimentos contaminados, por lo que su presencia sugiere condiciones insalubres, la detección de coliformes fecales en el agua indica la presencia de patógenos entéricos, estos microorganismos patógenos pueden causar enfermedades e infecciones gastrointestinales en los seres humanos (Fernández-Santisteban, 2017).

Los patógenos presentes en las aguas residuales domésticas pueden causar diversas enfermedades, entre ellas gastroenteritis, tifoidea y cólera (Naranjo-Tovar et al., 2021). Debido a que la identificación de los patógenos presentes en las aguas residuales resulta complicada, su presencia se determina mediante microorganismos indicadores (Ríos-Tobón, 2017).

El grado de eliminación de microorganismos patógenos se evalúa por la presencia de coliformes fecales, debido a que estos microorganismos son un indicador de la calidad del agua (Rodrigues & Cunha, 2017). Esto significa que la detección de coliformes fecales en el agua probablemente indica la presencia de patógenos entéricos (Berberian & Rosanova, 2012). El contenido de coliformes fecales se utiliza para evaluar la eficiencia del tratamiento de aguas residuales para la eliminación de microorganismos patógenos y para evaluar la contaminación de cuerpos de agua naturales con aguas residuales domésticas (Morillo-Semanate et al., 2019).

2.1.6.2 Parámetros físicos del agua

En la tabla 4 se presenta una breve descripción de los principales parámetros físicos del agua.

Tabla 4.

Descripción de parámetros físicos del agua

Parámetro	Descripción	Fuente
Temperatura	La temperatura del agua residual varía entre 1 a 2 grados Celsius en comparación con el agua de suministro debido a la incorporación de agua caliente por parte de las viviendas. Influye en el crecimiento microbiano y la velocidad de reacción y tratamiento de contaminantes.	Alisawi, 2020
Color	Parte de las propiedades organolépticas; puede variar desde incoloro hasta diferentes tonalidades, indicando la presencia de sustancias disueltas o en suspensión, como metales, minerales, compuestos orgánicos y otros contaminantes.	Barrios & Martínez, 2023
Olor	Asociado a la liberación de gases de la degradación de la materia orgánica en condiciones anaeróbicas. Inicialmente tolerable, pero se vuelve desagradable con el tiempo y el agotamiento del oxígeno. Este olor particular de las aguas residuales revela la importancia de considerar el factor temporal	Madalengoitia Alcazar, 2021; Von Sperling, 2007
Sólidos Suspendidos Totales (SST)	Partículas menores de 0.01 mm no sedimentan rápidamente; las mayores sedimentan y pueden ser filtradas. Se subclasifican en fijos y volátiles. Esencial para el análisis de la cantidad y composición de partículas sólidas.	Cevallos & Piloso, 2022; Vera & Zambrano, 2019
Sólidos Disueltos Totales (SDT)	Sustancias menores de 2 micras que no pueden eliminarse con filtros tradicionales. Incluyen minerales, metales y sales disueltos. Permanecen después de filtrar, evaporar y secar la muestra. Indicador de la efectividad de los procesos de depuración del agua.	Sigler & Bauder, 2012; Palacios Pillajo & Velastegui Quinteros, 2020; Colpas-Castillo et al., 2014

2.1.6.3 Parámetros químicos del agua

En la tabla 5 se presenta una breve descripción de los principales parámetros químicos del agua, y sus límites permisibles para descarga a cuerpos de agua dulce según el texto unificado de legislación secundaria de medio ambiente

Tabla 5.

Descripción de parámetros químicos del agua

Parámetro	Descripción	Límite Permissible	Fuente
Nitrógeno total	Compuesto por nitrógeno amoniacal y orgánico (nitrato, nitrito y amonio). Contribuye a la disminución del oxígeno en capas superficiales del agua.	60 mg/L	Leiva et al., 2016; Mishra et al., 2022
Nitritos	Pueden promover la eficiencia de desnitrificación y también tienen efectos tóxicos en células microbianas que generan polifosfato por la ruptura de células microbianas	-	Hou et al., 2022; VásquezChávez, 2023
Nitratos	Indicador de calidad del agua, reduce la calidad y aumenta la proliferación de algas. Considerado una sal, lo convierte en un parámetro difícil de tratar.	-	Zhou et al., 2019
Tensoactivos	Utilizados en productos domésticos, presentes en los detergentes. Pueden ser tóxicos, disminuyen el oxígeno en el agua y alteran funciones bacterianas.	0,5 mg/L	Gyanaranjan et al., 2023
Fósforo total	Importante en la calidad del agua por su papel en la eutrofización. Incluye ortofosfatos, polifosfatos y fosfatos orgánicamente enlazados.	10 mg/L	Severiche et al., 2023. Von Sperling, 2007
Demanda química de oxígeno (DQO)	Determina la concentración de materia orgánica biodegradable y no biodegradable. Es un indicador de la carga orgánica en el agua.	200 mg/L	Menéndez Gutiérrez et al., 2018
Demanda bioquímica de oxígeno (DBO)	Mide la cantidad de oxígeno necesario para que los microorganismos degraden las sustancias orgánicas. Relacionada directamente con la cantidad de materia orgánica.	100 mg/L	Franco et al., 2023; Moreira & Macías, 2018

2. 2. Microalgas y generalidades

2.2.1 Microalgas

Las microalgas pueden ser eucariotas o cianobacterias, siendo las eucariotas caracterizadas por un color verde y las cianobacterias por un verde azulado (Hachicha et al., 2022). Estos microorganismos han demostrado ser una alternativa sostenible frente a los procesos de tratamiento convencionales, los cuales se caracterizan por un alto consumo de energía (Cabello et al., 2017). Además, las microalgas ofrecen beneficios adicionales, como ser una fuente renovable de biomasa, ser eficaces en la fijación de dióxido de carbono y tener la capacidad de remover contaminantes presentes en el agua (Almomani et al., 2019).

Las microalgas son consideradas la base de la cadena alimenticia acuática y poseen la capacidad de enfrentar agentes contaminantes (Hernández-Pérez & Labbé, 2014). Además, son utilizadas en diversas industrias, como la cosmética, la farmacéutica, el tratamiento de aguas residuales, entre otras (Su et al., 2023). Las microalgas también se identifican como un indicativo de alerta temprana de las características ecológicas de un cuerpo de agua, debido a la cantidad de clorofila presente en ellas (Rendón et al., 2018).

Las microalgas han demostrado ser un tratamiento eficiente en la depuración de aguas residuales, gracias a su capacidad para asimilar nutrientes (Ramírez-Mérida, 2020). Su tolerancia a sustancias agresivas se debe a su notable capacidad adaptativa, lo que promueve la sostenibilidad en la descontaminación de aguas residuales (Gellibert-Noblecilla et al., 2017). Existen varios tratamientos será descritos a continuación.

2.2.2 Tratamiento de microalgas suspendidas

Este tratamiento consiste en que las células de las microalgas se desarrollen con libertad por todo el medio, dentro de sus principales ventajas se encuentran la simplicidad operacional y el bajo costo, aunque, mayoritariamente, sus tiempos de retención hidráulica son prolongados (Medina,2020). Sumado a esto, el problema de la recolección de células suspendidas ocasiona una recuperación ineficiente de los recursos y posibles riesgos a las aguas residuales descargadas (Prajapati et al., 2013). Este sistema de microalgas suspendidas se aplicó a escala de laboratorio para el desarrollo de esta investigación.



Figura 2. Tratamiento de microalgas suspendidas
Fuente: (Andrade et al., 2021)

2.2.3 Tratamiento de microalgas mediante inmovilización pasiva

Conocido también como biopelículas o sistemas de crecimiento adheridos, implica la acumulación y adhesión de las células de las microalgas sobre una superficie y la excreción de sustancias poliméricas extracelulares (Schnurr & Allen, 2015). Basada en la separación física de las células de la fase líquida a granel e incluyen acoplamiento covalente, adsorción, emulsión líquido-líquido, separación de membrana, atrapamiento y encapsulación, ofrece una tasa de eliminación de nutrientes más elevada (Bashan & Bashan, 2010). Las ventajas fundamentales para el tratamiento de aguas residuales incluyen un tiempo de retención hidráulica reducido, un volumen de reactor reducido y una recolección más fácil (Hoffmann, 1998).



Figura 3. Tratamiento de microalgas mediante inmovilización pasiva
Fuente: (Fernández, 2014)

2.2.4 Fotosíntesis

La fotosíntesis es un proceso esencial mediante el cual los organismos fotoautótrofos convierten la energía luminosa en energía química y electroquímica utilizables para el crecimiento celular. (González, 2014). Este proceso inicia con la absorción de luz por pigmentos como la clorofila, que dirigen la energía a los centros de reacción fotoquímica (Morales-Amaral et al., 2015)

Esta reacción redox impulsada por la energía lumínica, donde el dióxido de carbono y el agua se convierten en carbohidratos y oxígeno, se divide en dos etapas principales: la fase luminosa y la fase oscura; en la fase luminosa, las microalgas utilizan la radiación fotosintética activa (PAR), para generar un oxidante que separa el agua en oxígeno, protones y electrones (González, 2014). Los protones se utilizan para la producción de ATP (adenosín trifosfato), una molécula de alta energía, mientras que los electrones reducen el NADP^+ a NADPH_2 , (nicotinamida adenina dinucleótido fosfato en su forma reducida) esencial para la fase oscura del proceso (Torres, 2021). En la fase oscura, conocida como ciclo de Calvin, el NADPH_2 y el ATP producidos se utilizan para reducir el CO_2 y formar carbohidratos (Torres, 2021).

Los microorganismos autótrofos eucariotas se suelen clasificar de acuerdo con sus pigmentos fotosintéticos: *Rhodophyta* (alga roja), *Chrysophyceae* (alga dorada), *Phaeophyceae* (alga marrón) y *Chlorophyta* (alga verde) (Morales-Amaral et al., 2015)

2.2.5 Fitorremediación

La fitorremediación con microalgas utiliza la cinética de consumo de nutrientes de estos microorganismos para lograr una mayor detoxificación del agua residual (Díaz-Garduño et al., 2017). Además, facilita el crecimiento conjunto de bacterias y microalgas en un solo fotobiorreactor, estableciendo una sinergia entre ambas poblaciones y permitiendo la reducción simultánea de la carga orgánica y nutrientes (Gómez et al., 2020).

Este tratamiento biotecnológico con microalgas consta de dos componentes principales: el fotobiorreactor y la unidad de separación biomasa-efluente, también conocida como proceso de cosecha (Gómez et al., 2020).

2.2.6 Fotobiorreactor

Un fotobiorreactor es un dispositivo cerrado, cuyo diseño sirve para producir microorganismos fotosintéticos, cumpliendo con los requisitos óptimos producen altos rendimientos de biomasa (Muñiz, 2019). El cultivo de algas en fotobiorreactores reduce el riesgo de contaminación, aumenta la reproducibilidad de las condiciones de cultivo y proporciona un mejor control, asegurando un adecuado diseño para monitorear las condiciones hidrodinámicas y de temperatura (Flores et al., 2003). Los principales tipos de fotobiorreactores (FBR) que existen se encuentran descritos en la tabla 6.

Tabla 6.

Descripción de los principales tipos de fotobiorreactores

Tipo de Fotobiorreactor	Descripción del Funcionamiento
Fotobiorreactor Plano	Consiste en paneles o placas interconectadas dispuestas horizontal o verticalmente. Permite la medición precisa de la irradiancia en la superficie del cultivo. Utilizado principalmente en laboratorios debido a costos elevados de materiales transparentes para aplicaciones industriales.
Fotobiorreactor Tubular	Compuesto por tubos transparentes dispuestos vertical u horizontalmente, conectados a un sistema de tuberías. El cultivo circula por los tubos con ayuda de una bomba, permitiendo una distribución uniforme del CO ₂ y nutrientes.
Fotobiorreactor en Serpentina	Múltiples tubos transparentes conectados en serie para formar una plataforma plana dispuesta vertical u horizontalmente. Intercambio de gases y adición de nutrientes en un tanque separado. Circulación del cultivo por medio de una bomba o sistema de tubo con línea de aire, las dificultades en control de temperatura y limpieza de los tubos, junto con acumulación de oxígeno, son desventajas significativas.
Fotobiorreactor Vertical	Sistemas simples diseñados para cultivos a gran escala. La mezcla se logra mediante la inyección de aire en el fondo del cilindro, evitando la sedimentación de algas gracias a un fondo cónico. Pueden operar con luz natural o artificial.
Fotobiorreactor Axénico	Diseñados para esterilización y uso restringido a laboratorios de investigación debido a altos costos de construcción y mantenimiento.

Fuente: (Torres, 2021)

2.2.7 Cosecha de microalgas

La etapa de recuperación o cosecha de biomasa de microalgas es considerada una de las más complejas y costosas (Agudelo-Rivera, 2020). Los principales métodos empleados se encuentran descritos en la tabla 7.

Tabla 7.

Principales métodos de cosecha de microalgas

Método	Descripción
Centrifugación	Método rápido y efectivo para separar la biomasa, aunque no es económicamente viable a gran escala debido al consumo de energía y equipos, puede dañar las estructuras celulares debido a las fuerzas gravitatorias.
Filtración	Separación sólido-líquido eficiente, especialmente para células grandes como <i>Spirulina</i> . Costoso en términos de energía y menos eficaz para especies más pequeñas como <i>Chlorella</i> .
Flotación	Es un método de separación basado en la gravedad donde se introducen burbujas de aire que transportan las partículas sólidas hacia la superficie del líquido.
Floculación	Consiste en la adición de sales metálicas que reduce la carga negativa de las microalgas, lo que da como resultado la formación de los flóculos.

Fuente: (Agudelo Rivera, 2020)

2.3 Depuración con microalgas

2.3.1 Fenómenos implicados en el tratamiento con microalgas

El tratamiento de las microalgas se rige por diversos fenómenos y mecanismos, siendo los siguientes los más relevantes:

- **Biosorción**

Es un proceso que se encuentra comprendido por la eliminación de contaminantes mediante la interacción de grupos funcionales catiónicos y aniónicos, como amino, carboxílico, fosfato, sulfonato, tiol, presentes en la superficie exterior de las células de microalgas (Xiong et al., 2021). Estas agrupaciones facilitan la adsorción de contaminantes, mediante la formación de enlaces o interacciones electrostáticas débiles; como las de Van der Waals, enlaces de hidrógeno y otras interacciones débiles en este proceso de biosorción (Mondal et al., 2019). Facilitando la adsorción de contaminantes en la superficie exterior de las células de microalgas, en consecuencia, estos contaminantes quedan atrapados en la superficie celular, posibilitando su eliminación de los medios de cultivo (Xiong et al., 2021).

- **Bioacumulación**

Se desarrolla en tres etapas distintas: transporte pasivo, transporte pasivo facilitado y transporte activo (Nishshanka et al., 2023). En el transporte pasivo, los contaminantes se desplazan desde zonas de alta concentración fuera de las células de las microalgas hacia áreas de baja concentración dentro de las células, atravesando las membranas celulares (Xiong et al., 2021). Durante el transporte facilitado pasivamente, las proteínas transportadoras proporcionan la difusión de contaminantes, especialmente moléculas polares, hacia las células de microalgas mediante las membranas celulares (Nishshanka et al., 2023). Por último, el transporte activo implica el movimiento propulsado por energía de contaminantes desde áreas de menor concentración hacia áreas de mayor concentración (Mondal et al., 2019).

- **Biotransformación**

También conocida como biodegradación, se refiere a la acción de enzimas intracelulares/extracelulares secretadas por las microalgas, las cuales conducen a la conversión de contaminantes tóxicos en formas menos complejas y no tóxicas (Nishshanka et al., 2023). Este proceso es desarrollado por la capacidad enzimática de las microalgas para transformar y descomponer los contaminantes, convirtiéndolos en compuestos más seguros y menos perjudiciales para el ambiente (Xiong et al., 2021).

Las microalgas son una excelente elección dentro del tratamiento de aguas domésticas por su fácil adaptabilidad, tolerancia y utilización de nitritos y fosfatos como fuente de alimento (Oscanoa et al., 2021). Estas se encuentran caracterizadas por presentar altas tasas de reproducción, gran adaptabilidad a diferentes condiciones ambientales, un ciclo biológico relativamente breve y una alta eficiencia fotosintética; siendo capaces de convertir la energía solar en biomasa con una eficiencia de dos a cinco veces mayor que las plantas superiores (Gómez-Luna et al., 2022).

Las microalgas poseen una gran cantidad de lípidos dentro de su cuerpo que pueden usarse como materia prima para la producción de biodiésel, debido a su alto contenido, por lo tanto, el perfil de los ácidos grasos es ideal para biocombustibles de alta calidad y alta productividad (Castillo et al., 2017). Las microalgas son de fácil cultivo, tienen una alta eficiencia fotosintética y su tasa de crecimiento es relativamente alta (Gómez-Luna et al., 2022). Además, las microalgas pueden beneficiar al medio ambiente al secuestrar dióxido de carbono en la atmósfera, lo cual contribuye a mitigar el cambio climático (Tadeo-Sánchez et al., 2014). En este estudio nos enfocaremos en el estudio de las especies *Chlorella Vulgaris* y *Nannochloropsis sp.*

2.3.2 Descripción de las especies *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis* sp.

- ***Chlorella vulgaris***

Es una microalga unicelular de color verde, forma elipsoidal, tiene un tamaño entre los 5 a 10 μm y con una estructura similar a las plantas superiores, conteniendo una pared celular, mitocondria y cloroplastos (Coronado-Reyes et al., 2020). Caracterizada por una reproducción asexual por auto esporulación en un tiempo aproximado de 24 horas (Safi et al., 2014). Su crecimiento rápido puede ser en condiciones autotróficas, heterotróficas y mixotróficas (García-Acevedo & Ortiz-Fajardo, 2023).

La especie *Chlorella vulgaris* fue descrita en 1890 por el microbiólogo Martinus Willem Beijerinck, quien obtuvo cultivos puros de esta microalga, siendo este el primer cultivo de microalgas eucariotas (Gómez-Luna et al., 2022). A partir de entonces se desarrolló el interés por sus aplicaciones biotecnológicas (Camacho-Rodríguez et al., 2015), este género ha probado su efectividad en la remoción de nitrógeno, fósforo, DQO (Infante et al., 2012). En la figura 4 se presenta la imagen de la especie y la clasificación taxonómica en la tabla 8. Además, en tabla 9 se exponen resultados de estudios realizados con *Chlorella vulgaris* para la remoción.

Tabla 8.

Resumen de la clasificación taxonómica de la especie Chlorella vulgaris

Clasificación taxonómicamente de <i>Chlorella vulgaris</i>	
Reino	<i>Protista</i>
División	<i>Chlorophyta</i>
Clase	<i>Chlorophyceae</i>
Orden	<i>Chlorococcales</i>
Familia	<i>Oocytaceae</i>
Genero	<i>Chlorella</i>
Especie	<i>Chlorella vulgaris</i>

Fuente: (García Acevedo & Ortiz Fajardo, 2023)

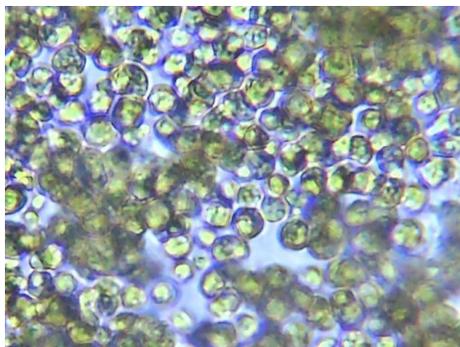


Figura 4. Fotografía de la especie *Chlorella vulgaris* tomada desde un microscopio

Tabla 9.

Resultados de estudios con Chlorella vulgaris

Autor	Resultado
Yousif et al., 2022	En condiciones mixotróficas, la concentración de biomasa alcanzó 1,26 g/L, mientras que en condiciones heterotróficas y autótrofas fue de 1,03 g/L y 0,96 g/L, respectivamente. La productividad diaria fue de 0,1108 g/L/día en mixotrófico, 0,107 g/L/día en heterotrófico y 0,106 g/L/día en autótrofo. Las tasas de eliminación de nutrientes fueron del 98,5% para nitrógeno total (TN) y >99% para fósforo total (TP) en mixotrófico, 96% para TN y >99% para TP en heterotrófico, y 90% para TN y >99% para TP en autótrofo.
Liang et al., 2009	La concentración de biomasa sin la adición de CO ₂ fue de 1,1 g/L, mientras que con la adición de CO ₂ alcanzó 1,46 g/L. La productividad diaria fue de 0,076 g/L/día sin CO ₂ y 0,111 g/L/día con CO ₂ .
Abedini Najafabadi et al., 2015	En condiciones mixotróficas, la concentración de biomasa fue de 0,77 g/L, comparado con 0,25 g/L en condiciones no mixotróficas.

- ***Nannochloropsis sp.***

Es una especie unicelular con una forma que varía de subesférica a cilíndrica y su tamaño oscila aproximadamente en 4,9 a 6,3 micrómetros y de 4,1-5,9 μm de ancho (Mercado-Reyes & Álvarez-Montero, 2022). Se caracteriza por su color que va del amarillo al verde, debido a la presencia exclusiva de clorofila a y la ausencia total de clorofilas b y c, sin embargo, contiene una variedad de pigmentos como la antoxantina, astaxantina y zeaxantina (Zanella & Vianello, 2020). El hábitat de estas microalgas abarca desde aguas dulces hasta aguas salobres

(Sánchez-Torres et al., 2008). En el Catálogo de microalgas y cianobacterias reportado por las Reservas Ecológicas Buenaventura y Jorupe detalla que *Nannochloropsis* sp., fue descrita por D. J. Hibberd en el año 1981, además que estas poseen una alta concentración de ácidos poliinsaturados, carecen de genes que permitan la meiosis y actualmente son utilizadas como alimento para larvas de peces, crustáceos y otros organismos (Mercado-Reyes & Álvarez-Montero, 2022). En las tablas 10 y 11 detalla la clasificación taxonómica y los resultados de investigaciones del uso de estas microalgas para la depuración del agua respectivamente. En la figura 5 se ilustra la fotografía de *Nannochloropsis* sp.

Tabla 10.

Resumen de la clasificación taxonómica de la especie Nannochloropsis sp.

Clasificación taxonómicamente de <i>Nannochloropsis</i> sp.	
Reino	<i>Chromista</i>
División	<i>Ocrofitas</i>
Clase	<i>Eustigmatophyceae</i>
Orden	<i>Eustigmatales</i>
Familia	<i>Monodopsidáceas</i>
Género	<i>Nannochloropsis</i>

Fuente: (Mercado-Reyes & Álvarez-Montero, 2022)

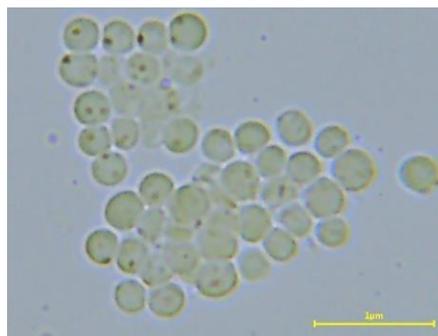


Figura 5. Fotografía tomada desde un microscopio de la especie *Nannochloropsis* sp.

Tabla 11.

Resultados de estudios con *Nannochloropsis sp.*

Resultados de estudios sobre la <i>Nannochloropsis</i>	
Cita	Resultado
(Mhedhbi et al., 2020)	Para <i>Nannochloropsis gaditana</i> la eliminación de nitrógeno total Kjeldahl (TKN), fósforo total (TP) y demanda química de oxígeno (DQO) alcanzó el 80%, 75% y 80%, respectivamente, en agua estéril. En agua no estéril, las tasas de eliminación fueron del 53% para DQO, 78% para TKN y 47% para TP.
(Peng et al., 2020)	En la <i>Nannochloropsis sp.</i> mayor biomasa de algas se obtuvo a un pH de 9,0 (0,44 g/L), temperatura de 35 °C (0,63 g/L) y una concentración de CO ₂ del 5% (2,27 g/L). La producción máxima de lípidos se logró a pH 6,0 (108,2 mg/L), 35 °C (134,6 mg/L) y 5% de CO ₂ (782,7 mg/L).
(Şirin & Sillanpää, 2015)	Los cultivos aireados de <i>Nannochloropsis oculata</i> mostraron tasas de crecimiento de 0,37–0,45. Se lograron altas tasas de eliminación de nitrógeno total (TN) y fósforo total (TP), en el rango del 74% al 90%.
(Montero-Sánchez et al., 2012)	Para la microalga <i>Nannochloropsis sp.</i> , la productividad de biomasa fue significativamente menor, con resultados de 0,003 a 0,09 g/L por día.

2.3.4 Factores de influencia y condiciones óptimas para el cultivo de microalgas

Las microalgas pueden crecer durante todo el año cuando la temperatura, la luz, el agua y los nutrientes son suficientes, no compiten con la producción de alimentos y pueden cultivarse en aguas residuales utilizando los nutrientes disueltos en ellas (Salas-Herrera et al., 2015).

- **Efecto de la Luz**

Este aspecto es importante a contemplar cuando se cultivan especies de microalgas, debido a que la acumulación de lípidos se ve afectada por la exposición del cultivo a diferentes condiciones de luz; por lo tanto, se debe tener en cuenta su intensidad, características espectrales así también se debe crear un fotoperiodo (Arias et al, 2013). La intensidad de la luz afecta significativamente la actividad fotosintética, el contenido de pigmentos y la composición química de las microalgas (Abalde et al., 1995). La luz, que es emitida por lámparas fluorescentes y por LED's, puede

proporcionar las condiciones necesarias para realizar las funciones metabólicas de las microalgas, quienes en promedio necesitan 2500 lx de forma homogénea (Santos-Montes et al., 2014).

- **pH**

Las microalgas tienen diferentes requisitos de pH para un crecimiento óptimo. A pH alcalino, la disponibilidad de CO₂ disminuye (Muñiz, 2019). Los niveles de pH ideales para la mayoría de los cultivos de microalgas están entre 7 y 9 (Khor et al., 2022). El rango de pH para las operaciones de cultivo se puede controlar en un sistema cerrado utilizando aire enriquecido con CO₂ (Muñiz, 2019).

- **Temperatura**

Las variaciones en la temperatura provocan cambios en la tasa de crecimiento celular, el contenido de lípidos, así como en la composición de ácidos grasos (Arias et al, 2013). Además, afecta las reacciones celulares y también los requerimientos nutricionales y la composición de la biomasa (Moronta et al., 2006). La temperatura óptima para el crecimiento de las microalgas suele estar entre 20 y 24 °C, sin embargo, estos valores pueden variar (Muñiz, 2019).

El crecimiento de *Chlorella* se ve afectado por temperaturas superiores a 35 °C. Cambiar la temperatura de 30 °C a 25 °C aumenta el contenido de lípidos del 5,9% al 14,7%, la tasa de crecimiento no se ve afectada a estas temperaturas por lo que la productividad del lote aumentó de 8 mg/L*d a 20 mg/L*d (Arias et al, 2013).

- **Nutrientes**

Los compuestos de nitrógeno (nitritos y nitratos), compuestos de fósforo (fosfatos y otras formas de fósforo) así como sustancias con contenido de carbono, son nutrientes que provocan el crecimiento de microalgas para formar su biomasa y fomentar el crecimiento de diversos microorganismos en las aguas superficiales (Beltrán-Rocha et al., 2017). Es así que el nitrógeno lo asimilan en forma de amoníaco, nitrato y nitrito, también es posible la eliminación de dióxido de carbono, dado que es un sustrato fotosintético (Sánchez-Ortiz, 2022).

El agua residual representa inconvenientes respecto a la presencia de cantidades altas de nutrientes, como nitratos y fosfatos, llegando a desencadenar problemas de eutrofización en los

cuerpos receptores (Vantarakis, 2021). Por lo tanto, la reducción de estos parámetros es fundamental en este sentido su eliminación es posible mediante el empleo de microalgas (Luque-Tumiri, 2020).

- **Demanda química de oxígeno (DQO)**

Indica el contenido de materia orgánica que está presente en el agua. Se utiliza para medir el oxígeno equivalente a la materia orgánica oxidable utilizando reactivos oxidables (Bridgewater et al., 2017). Generalmente, se emplea el dicromato de potasio, dado su papel de agente oxidante capaz de oxidar casi todos los compuestos orgánicos (excepto los ácidos grasos de peso molecular bajo), se utilizan ampliamente para medir la materia orgánica en aguas residuales urbanas e industriales (Raffo-Lecca & Ruiz-Lizama, 2014).

La presencia de microalgas reduce la concentración de nutrientes en el agua, lo que también reduce la DQO (God, 2020).

2.3.5 Cinética de crecimiento de las microalgas

En un cultivo de microalgas, el periodo de crecimiento se efectúa en cinco etapas de desarrollo, como se observa en la figura 6, cada etapa tiene un conjunto de sucesos relacionados con el metabolismo del microorganismo. En la primera fase, las microalgas sufren un proceso de adaptación al nuevo entorno y nuevas condiciones de cultivo con crecimiento neto nulo y de corta duración (García-Romeral et al., 2017). En esta etapa, el uso de fotobiorreactores debe centrarse principalmente en maximizar el uso de la luz solar, suministrar continuamente el CO₂, así como mantener el control del pH y la temperatura de los cultivos (Ramirez-Duque, 2017).

Una vez completa la adaptación, la división celular se acelera y la población de microalgas crece exponencialmente, esta fase es conocida como de crecimiento (García-Romeral et al., 2017). En esta el suministro de nutrientes y las condiciones óptimas de cultivo delimitan la tasa de crecimiento máxima, como se visualiza en la fase 2 de la figura 6. Este crecimiento exponencial comienza a dificultar la disponibilidad de nutrientes y luz al cultivo, por la competencia, lo que hace que las células se dividan más lentamente, ocasionando que el cultivo entre en una fase de retardo, en un sistema cerrado (fotobiorreactor) existen las condiciones para prolongar esta fase representada con el número 3 en la figura 6 con suministro de CO₂ y exposición de luz constante (Ramirez-Duque, 2017)

Posteriormente, continúa con la etapa estacionaria, donde se alcanza un equilibrio dinámico entre la tasa reproductiva y la muerte celular, esta es relativamente corta y está asociada con la falta de nutrientes (Amay-Jimenez, 2022). Expresada con el número 4 en la siguiente figura. Finalmente, está la etapa de muerte o declive, donde la tasa de mortalidad de la población supera la tasa de crecimiento se presenta con el número 5 (Ramirez-Duque, 2017).

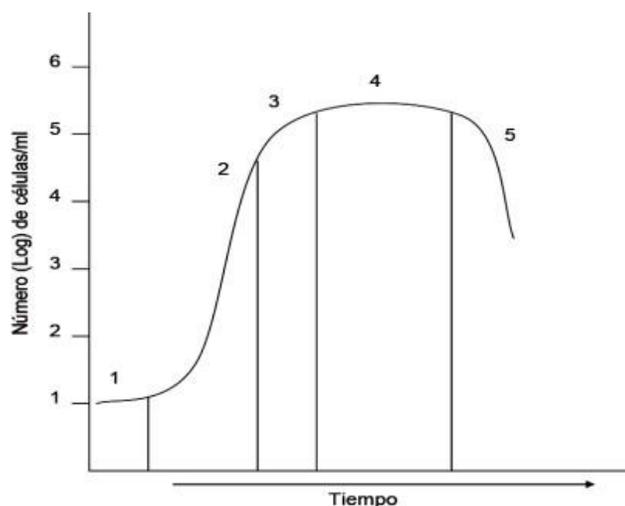


Figura 6. Curva de crecimiento típica para una población de microalgas muestra las distintas fases de desarrollo de la población, representadas mediante el logaritmo natural (ln) de la cantidad de células en el cultivo.

Fuente: (Ramirez-Duque, 2017)

Con respecto a la eliminación del nitrógeno y fósforo del agua residual, lo importante no es la velocidad a la que crecen las microalgas sino la velocidad a la que las microalgas consumen el nitrógeno y fósforo, ya que no todos los nutrientes consumidos por las microalgas son empleados para crecer (Haro & Perales, 2015). Las microalgas tienden a consumir nitrógeno y fósforo en exceso, proceso conocido como “luxury uptake” (Powell et al., 2009).

Este término se refiere al fenómeno por el cual las microalgas almacenan nutrientes cuando están disponibles, para utilizarlos en períodos de escasez o condiciones de estrés; la limitación de nutrientes provoca un aumento en la acumulación de lípidos (Sforza et al., 2018). Este comportamiento es beneficioso para la producción de biocombustibles, ya que permite aumentar la concentración de lípidos en las células de microalgas, los cuales pueden ser extraídos y convertidos en biodiésel (Figueroa-Torres et al., 2021).

2.3.6 Viabilidad de las microalgas como fertilizante

La biomasa algal tiene una amplia gama de aplicaciones, desde bio fertilizantes hasta la producción de biocombustibles, pudiendo utilizarse también para alimentación animal y humana, así como productos biotecnológicos en medicina, farmacia y/o cosmética como se observa en la figura 7 (Hernández-Pérez & Labbé, 2014).

La figura 7 ilustra el uso de sistemas de cultivo de microalgas simbióticas en el tratamiento de aguas residuales agrícolas y agroindustriales (Lakshmikandan et al., 2024). En la parte izquierda de la imagen, se destacan los beneficios de implementar sistemas de cultivo simbiótico de microalgas en el tratamiento de aguas residuales (Wei et al., 2023). Estos sistemas ofrecen una mayor eficiencia en la remoción de nutrientes como el nitrógeno y el fósforo, lo cual es crucial para evitar la eutrofización de cuerpos de agua receptores (Vantarakis, 2021).

Además, la sinergia entre las microalgas y otros organismos presentes en el sistema aumenta la productividad de la biomasa, proporcionando una fuente sostenible de materia orgánica (Ramanan et al., 2016). Los sistemas simbióticos también presentan una mayor resiliencia frente a fluctuaciones ambientales y contaminaciones eventuales, lo que los hace más estables en comparación con sistemas tradicionales (Zhou et al., 2016). Un aspecto innovador es la bioelectrificación, donde ciertas microalgas y bacterias generan electricidad a partir de la materia orgánica presente en el agua residual, contribuyendo así a la producción de energía renovable (Das et al., 2022).

En la parte derecha de la imagen, se abordan los desafíos asociados con estos sistemas y los productos derivados de la biomasa generada. Un desafío significativo es que la biomasa producida puede contener contaminantes o toxinas que deben ser tratados antes de su uso. Esto requiere un monitoreo constante para asegurar que las relaciones simbióticas entre las especies de microalgas y bacterias se mantengan óptimas y eficaces.

A pesar de estos desafíos, los productos derivados de la biomasa tienen un alto potencial. La biomasa de microalgas puede ser utilizada como fertilizante biológico, mejorando la calidad del suelo y reduciendo la necesidad de fertilizantes químicos. Otro subproducto es el biochar, que se utiliza para mejorar las propiedades del suelo y secuestrar carbono, contribuyendo así a la mitigación del cambio climático.

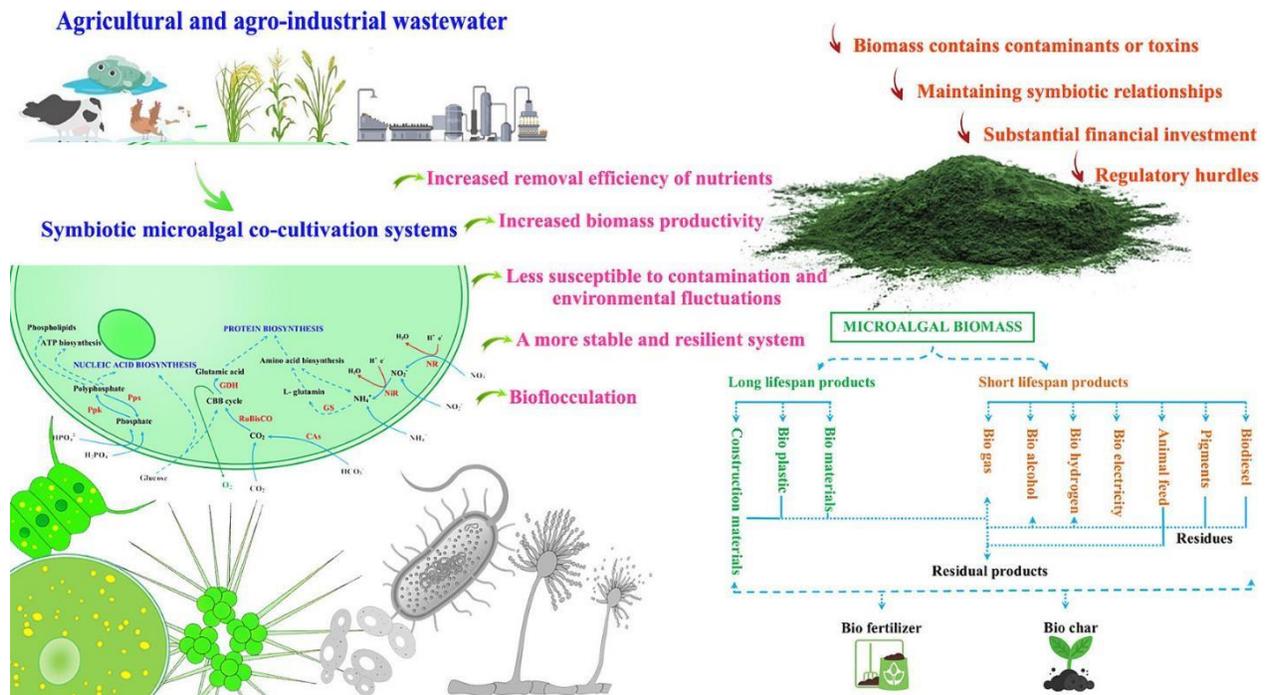


Figura 7. Imagen ilustrativa explica los procesos de las microalgas para la depuración del agua y el uso final de la biomasa.

Fuente: (Lakshmikandan et al., 2024)

Debido al uso excesivo de fertilizantes químicos empleados en la agricultura ha provocado la contaminación y degradación del suelo; reducción de la fertilidad en cultivos (Abdullah et al., 2021). Específicamente se convierten en un precursor en la infertilidad de los suelos a largo plazo, por ende, altera los sistemas biológicos de las plantas y la reducción de microorganismos favorecedores a los cultivos (Ajeng et al., 2022).

Por lo que, el uso de biofertilizantes a partir de microalgas, es una alternativa para el manejo sustentable del suelo y la fertilización de cultivos, ya que estas microalgas favorecen el crecimiento de las plantas, debido a su capacidad de inmovilización de los macro y micronutrientes mediante los procesos bioquímicos, producción de compuestos bioactivos, crecimiento de hormonas entre otros (Ajeng et al., 2022). De esta manera reduce los costos de producción, así como la minimización de las consecuencias ambientales por el uso excesivo de fertilizantes sintéticos (Soto et al, 2020).

Los biofertilizantes pueden ser sólidos o líquidos, en el suelo mejoran en la retención de agua, porosidad del suelo y la producción de giberelinas y aminoácidos (Rodríguez et al., 2006). Basado en sus principales propiedades que son el secuestro de dióxido de carbono y la fijación de nitrógeno (Elbert et al., 2012). La utilidad de las microalgas continúa después de su vida útil, ya que, son capaces de secretar sustancias que ayudan a la recuperación de nutrientes en el suelo y la movilización de fosfatos inorgánicos (Chatterjee et al, 2017).

Las microalgas como fertilizantes han presentado una serie de ventajas en distintos cultivos, como son la mejora de la calidad de los cultivos, aumento de la defensa contra patógenos, mejora la calidad del fruto, aumento del rendimiento en los cultivos, el aceleramiento de germinación entre otros. A continuación, en la tabla 12 se detalla estudios realizados a cultivos experimentando con el biofertilizante a partir de *Chlorella vulgaris*.

Tabla 12.

Efectos en las hortalizas después del empleo de biofertilizante a partir de microalgas

Cultivo	Especie	Efecto	Estudio
<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	<i>Chlorella vulgaris</i>	Raíces mejoradas y fortalecidas y crecimiento de brotes. Mejora en la calidad y rendimiento del crecimiento.	(Bumandalai & Tserennadmid, 2019) Özdemir et al. (2016)
<i>Cucumis sativus</i> (Pepino)	<i>Chlorella vulgaris</i>	Beneficia el crecimiento de raíces.	(Bumandalai & Tserennadmid, 2019)
<i>Lactuca sativa</i> (Lechuga)	<i>Chlorella vulgaris</i>	Disminuye la absorción de minerales	Ergun et al. (2018)

Fuente: (Zheng et al, 2024)

3. Metodología

3.1 Obtención de las especies de microalgas y agua residual doméstica

3.1.1 Toma de muestras del agua residual

- **Sitio de recolección de las muestras de agua residual**

El estudio se realizó a partir de las muestras de agua residual doméstica recolectadas en el pozo séptico de una vivienda habitada por 5 personas, en la parroquia Baños del cantón de Cuenca. La ubicación se encuentra aproximadamente a 30 minutos del centro de la ciudad en vehículo en las coordenadas 2° 55' 01.8" N; 79° 03' 27.2" W. Es importante destacar que esta vivienda no cuenta con servicio de alcantarillado público. En la figura 8 se ilustra el mapa del sitio donde se recolectaron las muestras de agua.

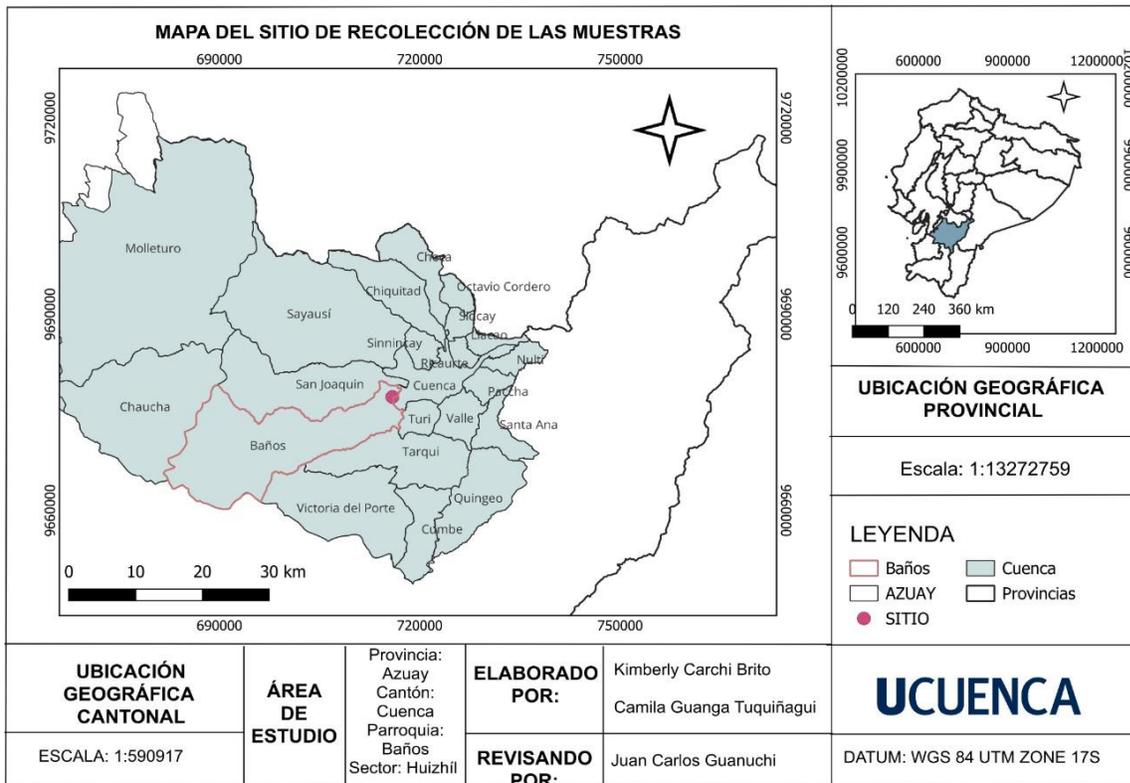


Figura 8. Mapa del sitio donde se recolectó las muestras

Anteriormente, en este sitio se implementó un sistema de tratamiento de aguas residuales que consiste en una fosa séptica con tres compartimientos, un vermifiltro y un humedal artificial que formaba parte del programa “Plan Piloto para Evaluación de Sistemas Alternativos de Saneamiento y Restauración de Cuerpos Hídricos en el Cantón Cuenca” (Parra, 2023).

- **Procedimiento para la toma de muestras**

Para la recolección de muestras, primero se revisó la norma NTE INEN 2169, correspondiente a AGUA. CALIDAD DEL AGUA, MUESTREO, MANEJO Y CONSERVACIÓN DE MUESTRAS, con el fin de conocer las especificaciones de toma y conservación de las muestras destinadas para la medición de los parámetros: nitritos, nitratos, amoníaco, fósforo y DQO.

Posteriormente, se acudió al sitio de recolección y se tomaron las muestras de agua del primer compartimiento de la fosa séptica en botellas plásticas de 1 litro de capacidad siguiendo la normativa previamente mencionada. Luego, estas botellas fueron rotuladas y almacenadas en un *cooler* con hielo, como se observa en el Anexo 2. Finalmente, las muestras se trasladaron al laboratorio de calidad de agua en el Campus Balzay, donde se mantuvieron a una temperatura de 5°C hasta ser utilizadas en los ensayos.

Este procedimiento se repitió para cada uno de los ensayos de esta investigación: variación de intensidad lumínica *Chlorella vulgaris*, variación de la concentración de biomasa inicial *Chlorella vulgaris*, variación de intensidad lumínica *Nannochloropsis sp* y variación de la concentración de biomasa inicial *Nannochloropsis sp*.

3.1.2 Obtención del cultivo microalgas de las microalgas *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp*.

Los cultivos de microalgas de las especies *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp.*, fueron obtenidos en el departamento de Biociencias de la Universidad de Cuenca. Las microalgas se cultivaron en un sistema cerrado utilizando botellas de vidrio de borosilicato (Corning Pyrex®, modelo 2L, Alemania). Estas se encontraban adaptadas a un compresor de aire (Jad Aquarium, modelo ACQ-012, Taiwan), suministra una potencia de 105 vatios, con una frecuencia de 60 Hz, una presión de 0.034 MPa y un caudal de 170 L/min. Las botellas se colocaron sobre agitadores magnéticos (Cole-Parmer Lab Companion, modelo MS-12BB, Corea) (Romero, 2019).

La especie *Chlorella vulgaris*, fue cultivada en medio líquido Wright's Cryptophyte (WC) para especies de agua dulce, y *Nannochloropsis sp.*, en medio f/2 para especies marinas. Las

condiciones de cultivo consistieron en un fotoperíodo para *Chlorella vulgaris* de 14:10 h de luz/oscuridad y para *Nannochloropsis* 10:14 h de luz/oscuridad con luz fluorescente (Italight) a 2300 luxes de intensidad medidos con un luxómetro Cole-Parmer Sper Scientific, (modelo 840020, USA), además de una concentración doble de nutrientes N y P (170.02 g/L NaNO₃, 17.42 g/L K₂HPO₄ para *Chlorella vulgaris* y para *Nannochloropsis sp.* 150 g/L NaNO₃, 10 g/L NaH₂PO₄•H₂O), la temperatura ambiental fue de 30°C (termómetro Fisher Scientific™, USA), sometidas a agitación constante de 150 rpm y aireación continua de 20 L/min a través de un filtro de fibra de vidrio Hepa-Vent (Whatman™, USA) que provee aire esterilizado (Romero, 2019).

3.2 Diseño e implementación del montaje experimental

El diseño para el cultivo de las microalgas en el cual se efectúa el proceso del tratamiento de agua residual doméstica se construyó a escala de laboratorio y consiste en:

Una caja de madera de 9 mm de espesor, con dimensiones de 50 cm de profundidad, 50 cm de altura y 100 cm de longitud. En el interior, se realizó una división a los 50 cm de largo, para obtener dos cámaras de ensayo.

Matraces Erlenmeyer de 500 ml para los ensayos a distintas intensidades de luz y de 1000 ml para los ensayos donde las concentraciones iniciales son diferentes.

Sistema de aeración: suministro de aire en el fondo del matraz mediante mangueras que dispersaban el aire. Para ello se empleó una bomba de aire (Jad Aquarium, modelo Sc-7500, Taiwan) de dimensiones 9,5 cm de largo x 7,0 cm de alto x 14,2 cm de profundidad, con dos salidas cada ella con un flujo de 3 litro por minuto. Este sistema se activó solo en los ensayos de concentración.

Sistema de agitación: el primero fue la inyección de aire, además, de un agitador BOECO (modelo MSH420, Alemania) conjunto con las respectivas pastillas.

Sistema de iluminación: la iluminaria se proporcionó por 16 tubos LED T8 luz blanca marca LEDSCOME de 10 W cada una distribuyéndolos en dos grupos de 8 lámparas para cada compartimiento, posicionadas verticalmente alrededor de los matraces, formando una especie de jaula de luz, para distribuirla uniformemente alrededor de los matraces, y de un diámetro interior de 22 cm.

El montaje fue implementado tal como se aprecia en la figura 9.



Figura 9. Montaje experimental del fotobiorreactor implementado.

3.3 Procedimiento de los ensayos de variación de la intensidad lumínica

Para estos ensayos, se utilizó la variación de la intensidad lumínica relacionada con el número de lámparas encendidas (tubos led), la figura 10 presenta la vista isométrica y la distribución de la iluminación en el montaje experimental. En la figura 11, los círculos amarillos indican la ubicación precisa de las lámparas dentro del fotobiorreactor. Los ensayos se llevaron a cabo con distintas configuraciones de luz, con 8, 6 y 4 lámparas encendidas. En el apartado sobre la medición de la intensidad luminosa media, se detallan las mediciones en luxes y PAR (radiación fotosintéticamente activa) de la iluminación.

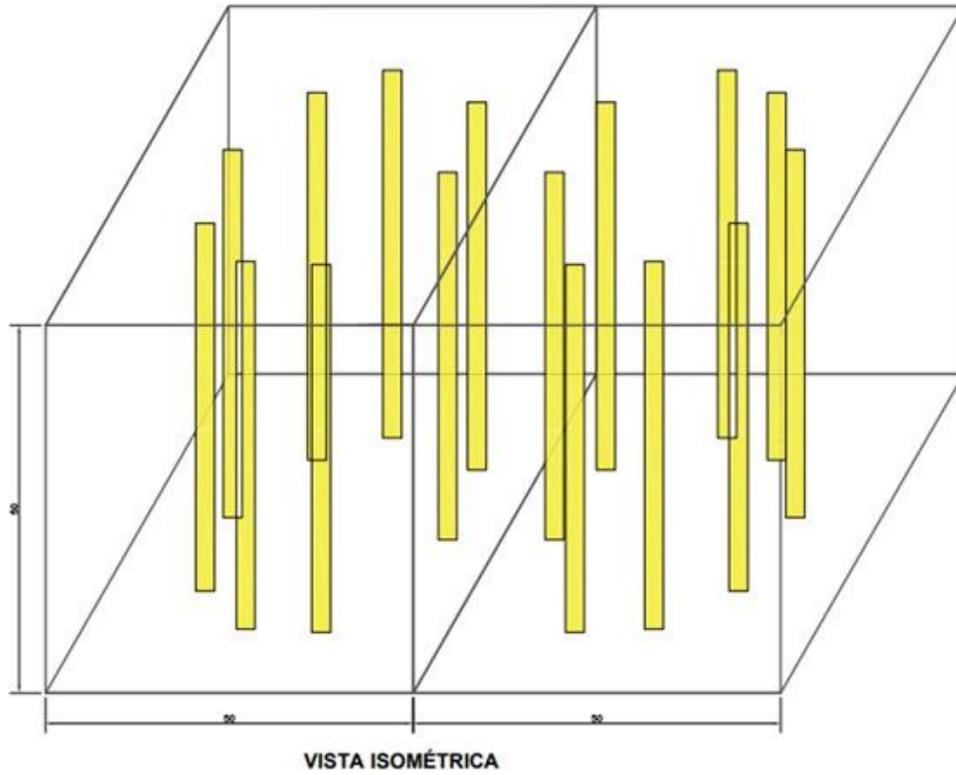


Figura 10. Vista en isométrica del diseño de iluminación

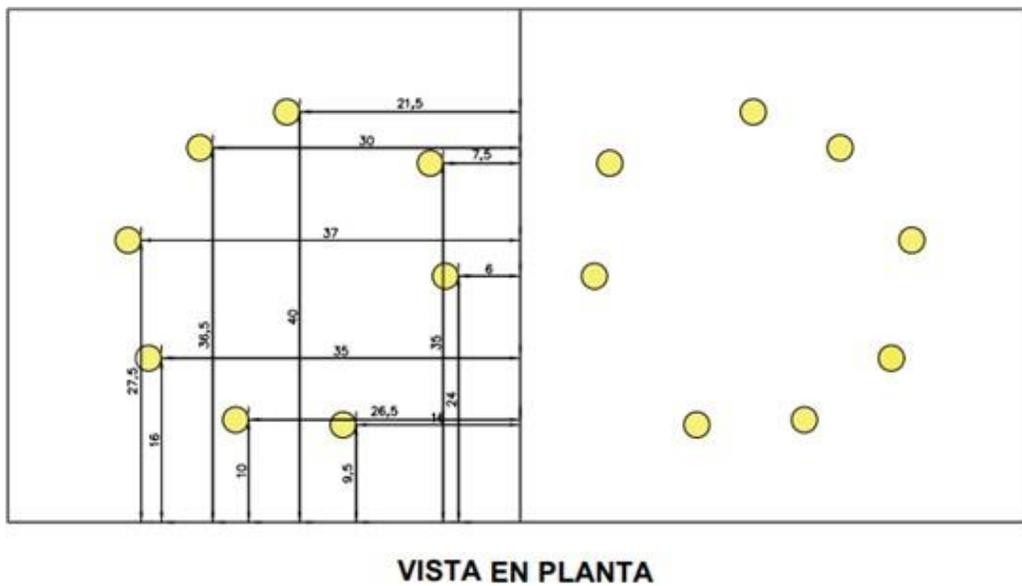


Figura 11. Vista en planta del diseño de iluminación

3.3.1 Medición de la intensidad lumínica media

La intensidad lumínica proporcionada por los tubos led alrededor de los matraces fue medida con un luxómetro digital (smart sensor modelo AS803, China). Las mediciones se realizaron colocando el luxómetro en la pared del matraz en ocho posiciones diferente de acuerdo al ángulo de posición del tubo led.

La medición de la luz para la fotosíntesis debe expresarse en unidades cuánticas de $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ de PAR (radiación fotosintéticamente activa), no en unidades de iluminación footcandles o lux, por lo que una conversión de footcandle a luxes tiene una equivalencia de $10,764 \text{ lux} = 1 \text{ footcandle}$ (Houser, 2019), sin embargo, el factor de conversión de luxes a radiación PAR, depende de la fuente de luz, en este caso se utilizaron luces LED, y no hay registros de un factor de conversión para estas luces. Por lo que para encontrar la intensidad en $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ se buscó en literatura la equivalencia de acuerdo a la potencia eléctrica.

Para convertir la iluminación de luxes a $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ se tiene que dividir por el factor de conversión para la fuente de luz adecuada, según (Guanuchi,2018) cada lámpara led de 10 W equivale a 60 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, los valores de intensidad tanto en luxes como en $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ utilizados respectivos ensayos se presentan en la tabla 13.

Tabla 13.

Las diferentes intensidades en base al número de lámparas y su respectiva cantidad de iluminación en PAR (radiación fotosintéticamente activa).

Intensidad	N° de lámparas encendidas	Cantidad media de Luxes	PAR ($\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$)
Alta	8	5073	480
Media	6	4739	360
Baja	4	4301	240

3.3.2 Desarrollo de los ensayos

Previamente, se realizó una caracterización inicial del agua residual recolectada, esta consistió en la medición de las concentraciones iniciales de los parámetros: nitritos, nitratos, fosfatos y amoníaco mediante los métodos descritos en la tabla 15.

Se colocaron 500 ml de agua residual en cada uno de los dos matraces Erlenmeyer, además a cada matraz se le agregaron 0,3 ml de biomasa fresca de microalgas a utilizar para cada ensayo,

es decir en el primer ensayo se utilizaron 0,6 ml de *Chlorella vulgaris* y posteriormente en el otro ensayo se colocaron 0,6 ml de *Nannochloropsis sp.* obtenidas del laboratorio de Biociencias de la universidad de Cuenca. Cada matraz se colocó en el respectivo compartimiento dentro del fotobiorreactor, sobre los agitadores magnéticos BOECO (MSH420), para el ensayo correspondiente a una intensidad lumínica de 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ equivalente a 8 lámparas encendidas en cada compartimiento.

Con agitación constante, las microalgas se mantuvieron en contacto con el agua residual durante 200 minutos. Se tomo una muestra de 50 ml de cada matraz a intervalos de 20 minutos: la primera muestra a los 20 minutos, la segunda a los 40 minutos, la tercera a los 60 minutos, la cuarta a los 80 minutos, y última a los 200 minutos., teniendo un total de 5 muestras, con sus respectivos duplicados. Además, se midió la densidad óptica 680 nm en el momento inicial que se añadieron las microalgas y cada vez que se tomaba una muestra. La explicación de la metodología para la medición y análisis de estas muestras se detallarán más a fondo en el apartado de 3.5 Mediciones de la presente investigación. Este procedimiento ejecutado para 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ se repitió en a las diferentes intensidades lumínicas de 360 y 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ es decir a 6 y 4 lámparas encendidas respectivamente. En la figura 12 gráfico ilustrativo del orden de los ensayos realizados con variación de intensidad lumínica.

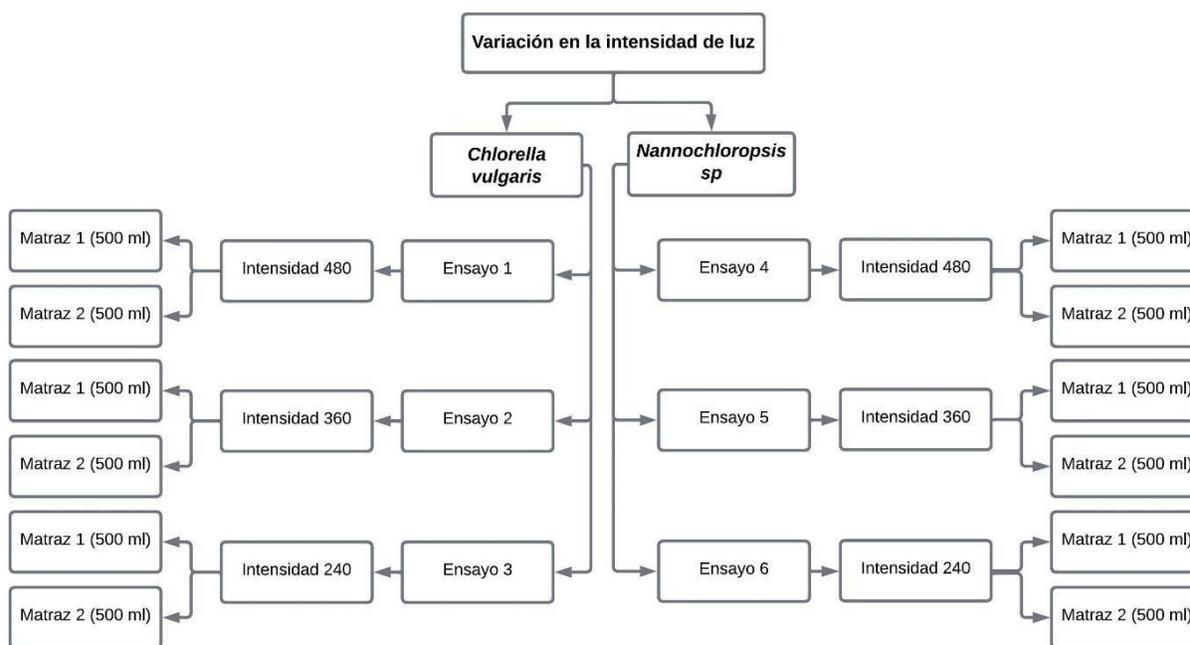


Figura 12. Organizador gráfico correspondiente a los ensayos realizados con variación de intensidad lumínica.

3.4 Procedimiento de los ensayos de la variación de la concentración de la biomasa inicial

La densidad de la biomasa puede influir significativamente en el rendimiento del cultivo, generando un efecto de autosombra, donde las microalgas en la superficie bloquean la luz para aquellas más profundas en el reactor, reduciendo la disponibilidad de luz y afectando negativamente la fotosíntesis, el crecimiento y la productividad del cultivo (Guzmán-Palomino, 2023). Por el cual, esta etapa tiene como objetivo comparar el crecimiento y la capacidad de las microalgas para eliminar contaminantes del agua residual en diferentes concentraciones iniciales de biomasa, con el fin de determinar en cuál de estas las microalgas se desarrollan mejor.

Para la determinación del tiempo de cultivo en este ensayo, se siguió las recomendaciones de Rodríguez & Arias (2019), por lo que el tiempo de cultivo se extendió a 7 días. Además, se condicionaron a fotoperiodos de 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad dentro del fotobiorreactor, de acuerdo a lo descrito Xie et al (2018). A una intensidad lumínica de 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$.

3.4.1 Desarrollo de los ensayos

Primero, se llevó a cabo una caracterización del agua residual recolectada. Esto implicó la medición de las concentraciones iniciales de nitritos, nitratos, fosfatos y amoníaco utilizando los métodos descritos en la tabla 15.

Para establecer las concentraciones iniciales: una mayor y otra menor, para cada especie de microalgas. Para el ensayo 1 (figura 13) se utilizaron dos matraces Erlenmeyer, cada uno con 1000 ml con agua residual doméstica y se incorporaron dos diferentes cantidades de biomasa fresca: 0,4 mililitros y 0,9 mililitros respectivamente en cada matraz, se agitó manualmente y se tomó una muestra para la medición de las densidades ópticas 680 nm, las cuales se describen en la tabla 14, estas fueron ingresadas en la ecuación 1, para determinar su concentración en g/L. Este procedimiento se realizó de manera similar tanto para el ensayo 2 correspondientes a la réplica del ensayo 1 de *Chlorella vulgaris*, como para los ensayos correspondientes a *Nannochloropsis sp* y su respectivo duplicado. Estos valores sirvieron como punto de referencia para evaluar el crecimiento y la eficiencia de las microalgas en la eliminación de contaminantes a lo largo del experimento.

Posteriormente, los matraces se colocaron sobre los agitadores y se conectaron al sistema de aireación, sellando el cuello de cada matraz con cinta parafilm. Tal como se explicó anteriormente, el cultivo tuvo una duración de 7 días. Se realizaron tomas de muestras a las 24,

48, 96 y 144 horas. En estas muestras se analizaron el crecimiento de la biomasa mediante la densidad óptica 680 nm y las concentraciones de nitritos, nitratos, fosfatos y amoníaco, con su respectivo tratamiento previo tal como se detalla en el apartado 3.5 correspondiente a Mediciones. Con un total de 16 muestras de *Chlorella vulgaris* y 16 para *Nannochloropsis sp.* Para una mejor comprensión de los ensayos realizados, en la figura 13 se ilustra un organizador gráfico de los ensayos. En la tabla 14 se presenta las densidades ópticas en unidades de absorbancia (Abs) iniciales mayor y menor para cada una de las especies de microalgas que representa una cantidad de concentración de biomasa.

Tabla 14.

Densidades ópticas iniciales mayor y menor para cada una de las especies de microalgas

<i>Chlorella vulgaris</i>		<i>Nannochloropsis sp.</i>	
Densidad óptica Mayor	Densidad óptica Menor	Densidad óptica Mayor	Densidad óptica Menor
0,410 Abs	0,158 Abs	0.275 Abs	0.165 Abs

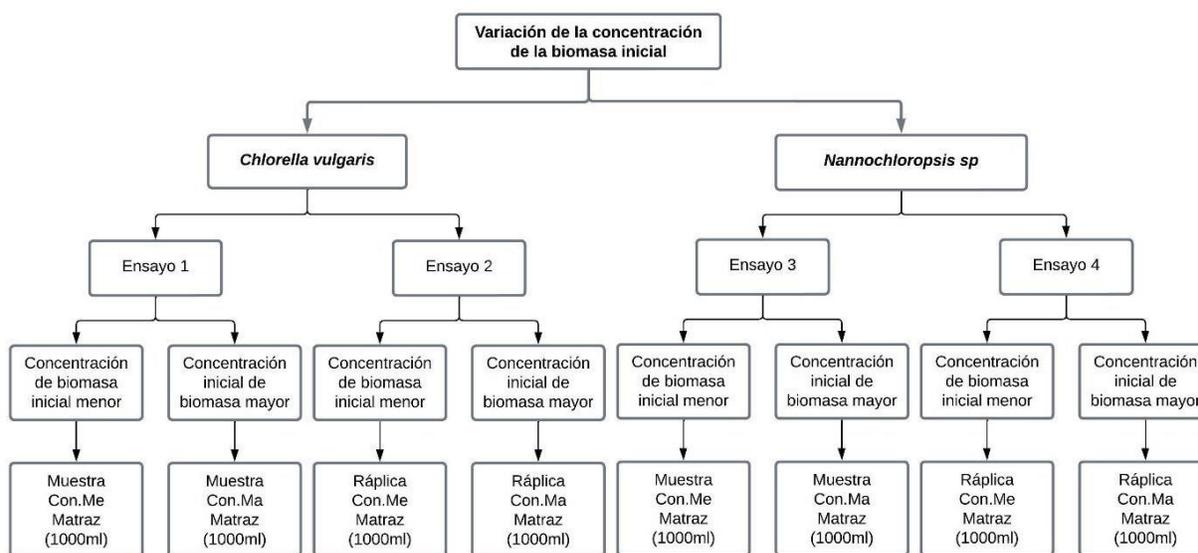


Figura 13. Organizador gráfico correspondiente a los ensayos realizados con variación de concentraciones de biomasa inicial.

3.5 Mediciones

3.5.1 Monitorización del crecimiento de la biomasa

La medición de la densidad óptica 680 nm es proporcional a la concentración de las microalgas en el cultivo (Vacca-Jimeno et al., 2017). La estimación de la concentración celular se la puede realizar de forma indirecta, para ello se hacen mediciones de la densidad óptica de cada muestra. Para ello es necesario configurar previamente el espectrofotómetro (modelo DR2800, Hach). La principal ventaja de este método es la rapidez de lectura en determinadas longitudes de onda (Alfaro et al., 2016).

Para monitorear el crecimiento de la biomasa, se midió la densidad óptica a 680 nm. Esta medición se realiza utilizando un espectrofotómetro (modelo DR2800, Hach), en el cual primero se establece un blanco, en este caso agua destilada, que se ajusta a un valor de cero. Posteriormente, se coloca la muestra en la celda del espectrofotómetro y se mide su densidad óptica.

Para los ensayos de variación de la intensidad lumínica, la densidad óptica para *Nannochloropsis sp.*, se midió tomando una muestra de la mezcla de agua residual y microalgas al minuto cero de cada ensayo, es decir, dos muestras iniciales a una intensidad de 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, uno por cada matraz, posteriormente, las muestras se tomaron a intervalos de 20, 40, 60, 80 y 200 minutos, y luego de ser medidas, se devolvían al ensayo. En total, se realizaron 36 mediciones de crecimiento de biomasa a intensidades lumínicas de 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ y 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, con 12 mediciones por cada intensidad lumínica, mientras que para *Chlorella vulgaris* se tomaron 30 mediciones correspondientes a los intervalos de 20, 40, 60, 80 y 200 minutos de cada intensidad lumínica.

Para los ensayos de variación de la concentración inicial de biomasa, se tomó una muestra inicial al minuto cero. Posteriormente, se tomó una muestra de cada matraz cada día de monitoreo, lo que consistió en mediciones a las 24, 48, 96 y 144 horas. Dado que el ensayo se realizó por duplicado, se realizaron 20 mediciones para la variación de la concentración inicial de biomasa de *Chlorella vulgaris* y 20 para *Nannochloropsis sp.* Debido a que se suman las muestras al minuto cero.

Mediante búsqueda bibliográfica se obtiene la ecuación 1 que sirve para el cálculo de la concentración de la biomasa (N) en g/L con el de mejorar el reporte de los resultados, la ecuación utilizada se presenta a continuación (Abedini-Najafabadi et al., 2015):

Ecuación 1

$$\left(\frac{N_2}{N_1}\right) = 2^{\frac{t}{t_{680}}} \times 0,628$$

Además, se calculó el valor de la tasa de crecimiento o productividad de las microalgas, se empleó en la siguiente ecuación previamente utilizada en el estudio realizado por Yousif, 2022:

Ecuación 2

$$\mu(\text{d}^{-1}) = \frac{\ln\left(\frac{N_2}{N_1}\right)}{t_2 - t_1}$$

Donde las variables se expresan N_1 concentración inicial de la biomasa en un tiempo t_1 y N_2 concentración final de la biomasa en un t_2 , posteriormente al cálculo de tasa de crecimiento se obtuvo el valor del tiempo de duplicación, el cual, debe ser calculado en su fase exponencial, para ello se empleó la siguiente ecuación (Mikschofsky et al., 2009):

Ecuación 3

$$t_{680} = \frac{\ln(2)}{\mu}$$

3.5.2 Proceso previo de la medición de los parámetros químicos

La medición de parámetros en el agua con microalgas presenta desafíos debido a la gran cantidad de microalgas suspendidas, lo que requiere su separación (Huang et al., 2023). Este proceso es complicado por el tamaño de las microalgas, que varía entre 2 y 30 μm , y su capacidad de floculación. Existen varios métodos para lograr esta separación, incluyendo procesos químicos, eléctricos y mecánicos. Entre estos, destacan la centrifugación, filtración, sedimentación, flotación y floculación (Antolinez & Acosta, 2022).

Para el tratamiento de las muestras tomadas en cada intervalo, se seleccionó un método mecánico, que consiste en la centrifugación y filtración. Se utiliza la fuerza centrífuga para separar los sólidos de los líquidos, aprovechando la diferencia de densidad y la fuerza rotativa. El tiempo de centrifugación empleado fue de 15 minutos a 3000 rpm, conforme a la bibliografía (Oliveira et al., 2017). La centrifugadora empleada fue una IEC centra CL2. El líquido sobrenadante se filtró utilizando papel filtro Carl schleicher de diámetro de 15 cm de 125 μm y filtros de jeringa Minisart de 0,20 μm , como se muestra en las figuras 14 y 15 de acuerdo al parámetro de interés, la figura 16 ilustra el procedimiento de manera gráfica, posteriormente el agua filtrada fue colocada en tubos falcon de 15 ml, para su análisis químico.



Figura 14. Montaje para la separación de agua residual de microalgas mediante filtración.

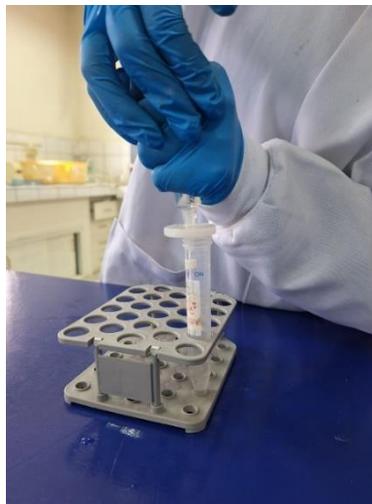


Figura 15. Utilización de los filtros de jeringa Minisart.

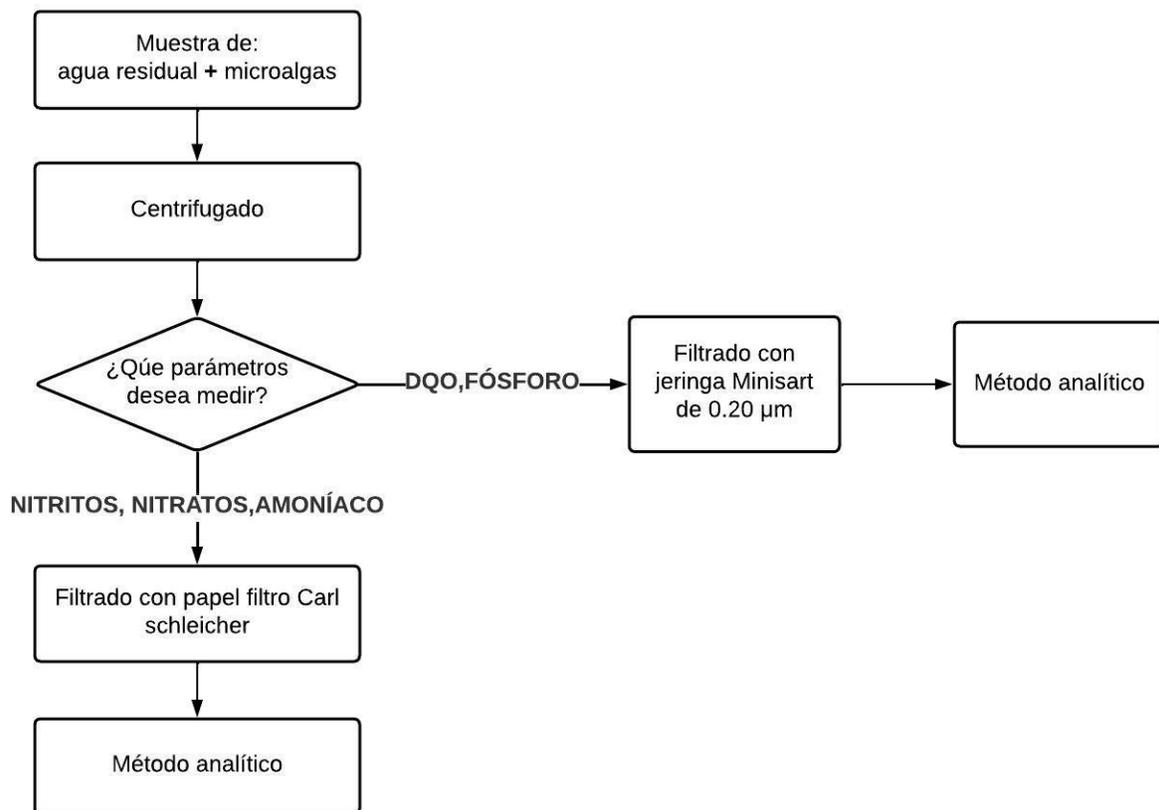


Figura 16. Diagrama de flujo del proceso previo a los análisis químicos

La cantidad de muestras analizadas en por este proceso previo fueron las siguientes:

- Para los ensayos de variación en la intensidad lumínica, se analizaron 10 muestras para cada intensidad ($480 \mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, $360 \mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ y $240 \mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$) en el caso de *Chlorella vulgaris*, y de manera similar, 10 muestras para cada intensidad en el caso de *Nannochloropsis sp.*
- Para los ensayos de variación en la concentración inicial de biomasa, se analizaron 8 muestras para la concentración de biomasa inicial menor y 8 muestras para la concentración de biomasa inicial mayor de *Nannochloropsis sp.*, y de manera similar, 8 muestras para la concentración de biomasa inicial menor y 8 muestras para la concentración de biomasa inicial mayor de *Chlorella vulgaris*.

3.5.3 Metodologías empleadas para la medición de los parámetros químicos

3.5.3.1 Demanda Química de Oxígeno (DQO)

La DQO es la medida de la cantidad de oxígeno requerida para oxidar la materia orgánica presente en el agua bajo condiciones específicas de operación. Este parámetro indica la cantidad de contaminantes en el agua residual que pueden ser oxidados químicamente (O. Sánchez et al., 2007). En el proceso de la determinación de DQO, se emplearon dos viales que contenían una mezcla de reactivos compuesta por dicromato potásico, ácido sulfúrico, sulfato de plata y mercurio.

En el primer vial, se añadieron 2 ml de agua destilada, actuando como control blanco, mientras que en el segundo vial se introdujeron 2 ml de agua residual previamente tratada centrifugada y filtrada. Ambos viales fueron sometidos a un proceso de calentamiento en un Digestor para viales de DQO (Hanna instruments modelo HI 839800) a una temperatura constante de 150 °C durante un período de 2 horas. Durante este lapso, el dicromato potásico lleva a cabo la oxidación de la materia orgánica e inorgánica presente en la muestra, lo que conlleva a la reducción de Cr⁶⁺ a Cr³⁺ (Salgueiro Fernández, 2019). Posteriormente, se procedió a medir la absorbancia de ambos viales utilizando el espectrofotómetro DR 2800, lo cual permitió determinar la concentración de DQO en la muestra de agua residual analizada. Para los ensayos de intensidades se analizaron 6 muestras de cada especie de las microalgas utilizadas. Mientras que para los ensayos de concentración fueron 8 muestras. Además, de 4 muestras para caracterización inicial del agua residual antes de emplearlas en los diferentes ensayos. Sin embargo, en resultados, los valores reportan el promedio entre la muestra y su réplica.

3.5.3.2 Metodología para los parámetros asociados a nitrógeno y fósforo

Para la determinación de las concentraciones de ortofosfato (PO₄), nitritos (N-NH₂), nitratos (N-NH₃), nitrato amoniacal ((N-NH₄)), se empleó una metodología adaptada de Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater.

En la tabla 15 se presentan los números de los diferentes métodos que se han aplicado para la determinación de las concentraciones de los contaminantes.

Tabla 15.

Resumen de los métodos empleados para la medición de los parámetros

Parámetro	Método	Descripción	Rango	Viraje de color
Ortofosfato	8048	El reactivo PhosVer3, se añadió a una muestra de 10 ml de agua previamente filtrada, se agito hasta su viraje de color y se dejó reaccionar durante 2 minutos antes de su medición.	0.02 a 2.50 mg/L	Azul
Nitritos	8153	Se coloco el reactivo NitriVer 2, en una muestra de 10 ml de agua previamente filtrada, se agito hasta homogenizar la muestra y se dejó reaccionar durante 10 minutos antes de su medición.	2 a 250 mg/L	Marrón verdoso
Nitratos	8171	Se añadió el reactivo NitraVer5, en una muestra de 10 ml de agua previamente filtrada, se agito hasta homogenizar la muestra se esperó 5 minutos para su medición.	0.1 a 10.0 mg/L	Ámbar
Nitrógeno amoniacal	8155	En una muestra de 10 ml de agua previamente filtrada se añadió el reactivo salicilato de amoniacal, se homogenizo y se dejó reaccionar durante 3 minutos, luego a esta muestra, se añadió el reactivo cianurato de amoniacal, se agito hasta su viraje de color, luego de un periodo de 15 minutos se realizó su medición.	0.01 a 0.50 mg/L	Verde

Para la determinación de las lecturas de las concentraciones se empleó el equipo de espectrofotómetro portátil con batería de litio (modelo DR 2800). Los análisis fueron realizados con las muestras previamente centrifugadas y filtradas mediante procedimientos previamente

descritos. A los valores obtenidos de la concentración de amoníaco se le transformó en términos de concentración de amonio multiplicar por el factor de conversión 1,3467 empleado en la metodología HANNA INSTRUMENTS (Hanna Instruments, 2023).

3.5.3.4 Porcentajes de remoción

Con el fin de cumplir el objetivo de evaluar los porcentajes de remoción, los datos obtenidos de los promedios entre los ensayos (duplicados) serán aplicados en la siguiente ecuación 4 propuestas por (Salgueiro et al., 2016):

Ecuación 4

$$ER(\%) = \frac{(Ca - Ce)}{Ca} * 100$$

Donde, las variables se expresan ER (porcentaje de remoción); Ca (concentración del nutriente en el afluente) y Ce (concentración del nutriente en el efluente). Para obtener las velocidades de eliminación de los nutrientes, se toma el valor de la pendiente de la ecuación de la recta obtenida del gráfico de tiempo versus concentración. Esta metodología es ampliamente utilizada en estudios de cinética de reacción para determinar la tasa de eliminación de un compuesto en función del tiempo. La pendiente de la línea de regresión representa la velocidad de eliminación del nutriente (Metcalf & Eddy, 2013).

3.6 Proceso de análisis de Carbono y Nitrógeno en las microalgas cosechadas postratamiento de efluentes

Para la determinación del contenido de nitrógeno y carbono en las cepas de microalgas *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp.*, después del tratamiento del agua residual. Con el fin evaluar preliminarmente el uso de las microalgas como fertilizante para suelo se emplea el siguiente procedimiento.

3.6.1 Procesamiento de la biomasa

En esta fase, luego de la centrifugación del agua residual con microalgas utilizada en los ensayos anteriores, la biomasa concentrada se le separó y se almacenó en tubos falcon 50 ml. Posteriormente las microalgas cosechadas se sometieron a un proceso de secado durante 24

horas, en una estufa Mermmet modelo (SNB-400 Cap53 LtsS) a 90°C (Pérez-Morales et al., 2015)

3.6.2 Determinación del contenido de nitrógeno y carbono

La determinación de nitrógeno total requiere una digestión previa, para esto se pesó 10 mg de cada especie de microalgas y siguiendo la metodología HACH método 10072 se añadió persulfato al tubo con hidróxido y luego se incorporó la muestra de microalgas, o agua desionizada para el blanco. Los tubos se taparon, agitaron por 30 segundos y se colocaron en el termoreactor (Hanna instruments modelo HI 839800) a 105°C por 30 minutos.

Después de enfriarse a temperatura ambiente, se añadió metabisulfito de sodio (reactivo A), se agitó por 30 segundos y se dejó reaccionar por 3 minutos. Luego, se añadió el indicador (reactivo B), se agitó por 15 segundos y se dejó reaccionar por 2 minutos. Finalmente, se mezclaron con ácido cromotrópico (reactivo C), se homogenizó y se dejaron reposar por 5 minutos y se midió la absorbancia en el espectrofotómetro DR 2800 (Rodríguez & Arias, 2019). Las mediciones se realizaron por triplicado.

El carbono orgánico total fue medido mediante el método Hach 10273 (Silvério & Gonçalves, 2008) que está basado en la reacción del ácido contenido en el vial con la muestra, en el cual a través de la digestión ácida esta reacción tendrá como resultado dióxido de carbono que provoca que el vial indicador de color azul cambie de color a amarillo, indicando la presencia de carbono y la medición de su concentración por absorbancia. La muestra empleada de microalgas fue de 10 mg para cada medición en un total de 30 mg para *Chlorella vulgaris* y 30 mg para *Nannochloropsis sp*, dado que las mediciones se hicieron por triplicado.

3.7 Análisis estadístico

El análisis estadístico se llevó a cabo utilizando el software RStudio. En primer lugar, se realizaron pruebas de normalidad (Shapiro-Wilk) para determinar si los porcentajes de remoción de cada contaminante — nitritos, nitratos, amonio y fosfatos — obtenidos con diferentes números de lámparas (4, 6 y 8), correspondientes a intensidades de 240, 360 y 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ respectivamente, seguían una distribución normal.

En total, se procesaron 15 datos para cada contaminante. Cada contaminante es una categoría y estas son: nitritos, nitratos, amonio y fosfatos. Cada categoría tiene 5 datos. Estos

corresponden a tres diferentes niveles de intensidad lumínica, bajo los cuales se llevó a cabo el experimento. Por lo tanto, hay 5 datos para cada contaminante bajo cada una de las tres intensidades de luz utilizadas en el estudio.

Para determinar si existen diferencias estadísticas significativas entre los porcentajes de remoción de cada contaminante en cada una de las diferentes intensidades de luz, se utilizó la prueba de Kruskal-Wallis para cada especie de microalga. Esta prueba es una versión no paramétrica del ANOVA unidireccional y se utiliza cuando los datos no cumplen con la suposición de normalidad. La hipótesis nula de la prueba de Kruskal-Wallis establece que las medianas de los diferentes grupos no presentan diferencias significativas, en este caso los grupos representan los porcentajes de remoción de cada contaminante.

Se decidió utilizar la prueba de Kruskal-Wallis después de que las pruebas de normalidad mostraron que los datos no seguían una distribución normal (con un valor $p < 0.05$), lo cual fue el caso para los parámetros de nitritos, nitratos, amoníaco y fosfatos, teniendo en cuenta que las variables independientes son las diferentes intensidades lumínicas y las variables dependientes son los porcentajes de remoción.

Para llevar a cabo un análisis comparativo entre especies y determinar la influencia de una mayor y menor concentración inicial de microalgas en la remoción de contaminantes, primero se realizaron pruebas de normalidad para verificar si la distribución de los datos seguía una distribución normal, esta se llevó a cabo para cada contaminante (nitritos, nitratos, fosfatos y amoníaco), se procesaron un total de 4 muestras para cada uno de ellos, en cada concentración inicial de microalgas, tanto para una mayor como para una menor concentración. Esto se realizó para ambas especies de microalgas (*Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp.*), procesando un total de 32 datos para este test estadístico.

Dado que los datos de nitritos, nitratos y amoníaco mostraron normalidad, (con un valor $p > 0,05$) se utilizó el ANOVA bidireccional para analizar la influencia de las concentraciones iniciales en la remoción de estos contaminantes, en este test se procesaron un total de 24 muestras, es decir 4 muestras para cada contaminante, en cada concentración inicial de microalgas, tanto para una mayor como para una menor concentración. Esto se realizó para ambas especies (*Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp.*), teniendo en cuenta que los factores son las concentraciones y las observaciones los porcentajes de remoción.

Según Reimann et al., (2008) para comparar tres, cuatro o incluso más grupos se debe emplear una extensión de ANOVA a menudo denominado de dos vías, cuyo requisito para ser empleado es la comprobación de la normalidad de los datos.

Para los fosfatos, los resultados de las pruebas de normalidad mostraron que los datos no seguían una distribución normal (p -value = 0,008132 para la concentración menor y p -value = 0,09654 para la concentración mayor). Debido a esto, se empleó un test no paramétrico, específicamente la prueba de Wilcoxon (una versión no paramétrica del t -test), para analizar los datos de fosfatos.

La metodología utilizada para el análisis estadístico en la evaluación del biofertilizante, con el fin de comparar el contenido de nitrógeno y carbono en el peso seco de dos especies de microalgas recolectadas al final de los experimentos de variación de intensidad y con diferentes concentraciones iniciales de biomasa, fue la siguiente: primero se empleó el test de Shapiro-Wilk para verificar la normalidad de los datos. Se procesaron 3 muestras de carbono y 3 muestras de nitrógeno por cada especie de microalga, resultando en un total de 12 muestras. La normalidad de los datos se considera aceptable si el valor $p > 0,05$

Los datos de nitrógeno mostraron normalidad para ambas especies de microalgas, *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis* sp. ($p > 0,05$) mientras que los datos de carbono presentaron una distribución normal para *Chlorella vulgaris* ($p > 0,05$), pero no para *Nannochloropsis* sp. ($p < 2,2e-16$).

Para comparar el contenido de nitrógeno entre las dos especies de microalgas, se aplicó una prueba t , debido a la normalidad de los datos, sin embargo, para comparar el contenido de carbono, se utilizó una prueba no paramétrica, específicamente el test de Mann-Whitney, dado que los datos de *Nannochloropsis* sp. no seguían una distribución normal.

4. Resultados y discusiones

4.1 Resultados de la remoción de fósforo, nitrógeno y DQO en *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp.*, bajo diferentes intensidades lumínicas: Influencia en el crecimiento

- **Caracterización del agua residual antes del tratamiento**

La Tabla 16 presenta las concentraciones iniciales del agua utilizadas en los ensayos bajo diferentes intensidades lumínicas, tanto para *Chlorella vulgaris* como para *Nannochloropsis sp.* Los ensayos se distribuyeron de la siguiente manera: los ensayos 1 y 4 corresponden a una intensidad lumínica de 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, los ensayos 2 y 5 a 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, y los ensayos 3 y 6 a 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, tal como se detalló en la figura 12.

Tabla 16.

Resultados de la caracterización inicial del agua para los distintos ensayos de intensidad lumínica

Parámetro	Especie	
	<i>Chlorella vulgaris</i>	<i>Nannochloropsis sp.</i>
	<i>Ensayos 1,2,3 de variación de intensidad lumínica</i>	<i>Ensayos 4,5,6 de variación de intensidad lumínica</i>
Nitritos (mg/L)	0,017	0,007
Nitratos (mg/L)	3,7	4,4
Amoníaco (mg/L)	3,2	1,6
Amonio (mg/L)	4,30	2,15
Fosfatos (mg/L)	1,26	0,62

4.1.1 Resultados de la remoción y crecimiento de *Chlorella vulgaris* a distintas intensidades lumínicas

4.1.1.1 Resultados de la remoción de parámetros asociados a nitrógeno y fósforo en los ensayos de variación de intensidad lumínica

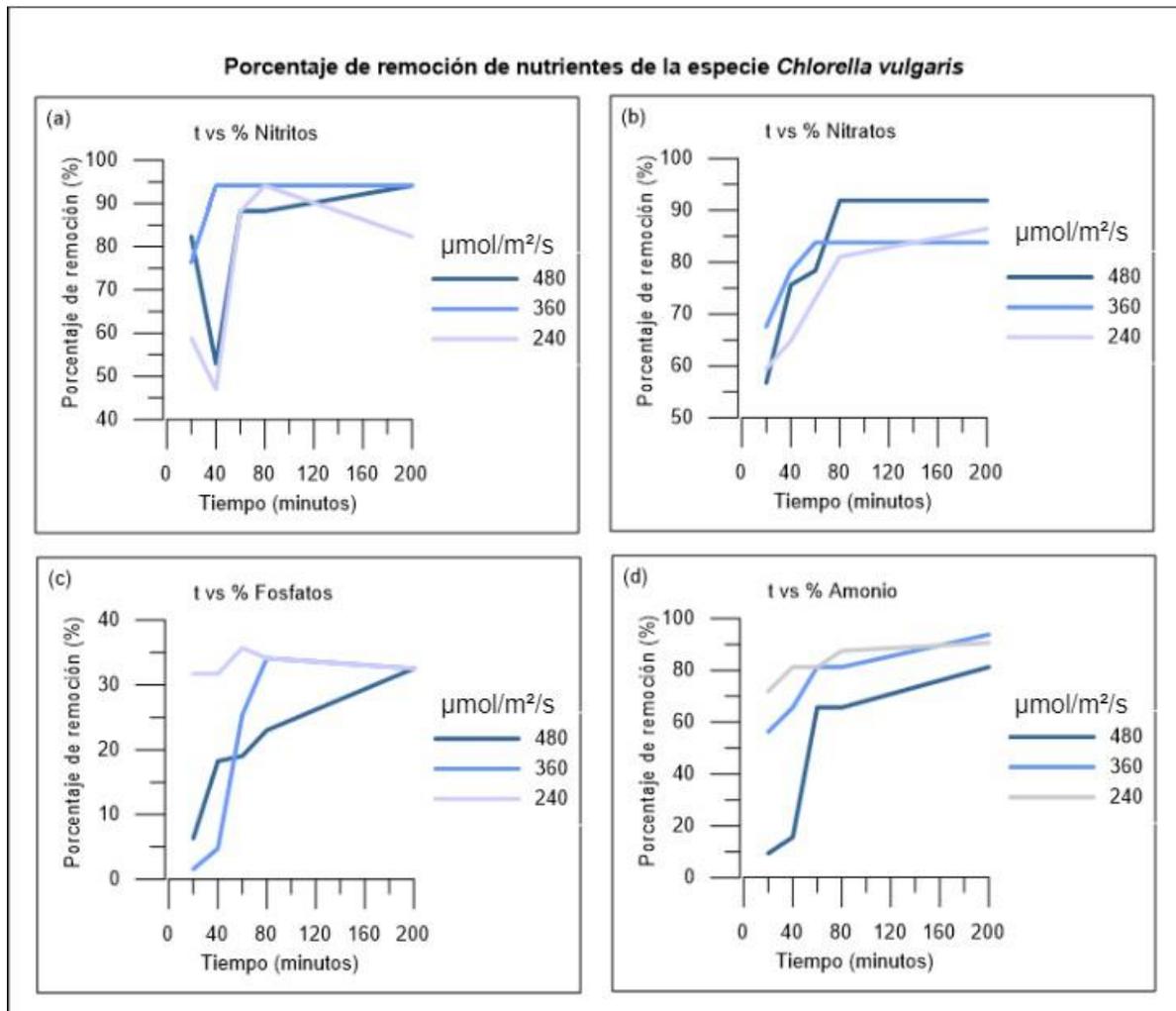
En la figura 17 se ilustra las curvas de los porcentajes de remoción de la concentración a distintas intensidades lumínicas (460, 360 y 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$) correspondientes a intensidad baja, media y alta respectivamente, de esta manera monitoriza el comportamiento de la especie *Chlorella vulgaris*. Las imágenes corresponden a la remoción de: a) nitritos, b) nitratos, c) fosfatos y d) amonio.

En la figura 17a. se puede observar 3 curvas correspondientes a los porcentajes de remoción de los nitritos, de acuerdo a las diferentes intensidades de luz. Las curvas de 480 y 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ de radiación PAR respectivamente, presentaron un comportamiento similar, a los 20 minutos es mayor la remoción que a los 40 minutos, con un posterior aumento los 80 minutos, por último, la curva de 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ alcanzo un porcentaje del 94,11% en la parte final del experimento, sin embargo, la curva de 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ disminuyo su porcentaje final a 82,35%. Para la curva correspondiente a 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ alcanzó su máximo porcentaje de remoción de nitritos a los 40 minutos, siendo de 94,11%, este se mantuvo constante hasta el final. De esta manera se demuestra que la mejor remoción de nitritos sucede con la intensidad de 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, ya que, a los 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ presenta de igual manera una remoción de 94,11%, sin embargo, esto sucede al minuto 200.

En la figura 17.b se comparan los porcentajes de remoción de nitratos, las tres curvas mostraron un comportamiento similar, siendo así que el mayor porcentaje de remoción de nitrato que es de 91,89% se alcanzó con la intensidad de 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, obtenido en el minuto 80, por otro lado, para las intensidades de 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ y 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, los máximos porcentajes de remoción fueron de 83,78% y de 86,44%, alcanzados a los 60 y 200 minutos, respectivamente.

Las curvas de remoción de amonio se muestran en la figura 17.d. Estas siguen un patrón similar, alcanzando su mayor porcentaje de remoción a los 200 minutos. La curva correspondiente a 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ alcanza un porcentaje de remoción del 81,25%, mientras que las intensidades de 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ y 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ logran porcentajes máximos de 93,75% y 90,62% respectivamente de

manera que se demuestra que la mayor remoción se alcanza con una intensidad media (360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$).



La eliminación de nutrientes, como el nitrógeno, se debe principalmente a la asimilación de nutrientes durante el crecimiento de las microalgas. El nitrógeno es el componente de los ácidos nucleicos, aminoácidos y de todas las proteínas sintetizadas en base a estos, que son esenciales para su funcionamiento (Oscanoa et al., 2021).

No obstante, en las curvas relacionadas con las concentraciones de nitrógeno se observaron porcentajes superiores a los de los puntos anteriores, lo que indica que en ciertos momentos la

concentración fue mayor que la registrada anteriormente. Esto posiblemente se deba la proliferación de bacterias amonioxidantes (AOB), presentes en el agua residual, las cuales oxidan el amonio (NH_4^+) a nitrito (NO_2^-) (Gonzales, 2014).

Las curvas que representan la remoción de fosfatos se observan en la figura 17.c, para la intensidad de $480 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, el mayor porcentaje de remoción fue de 32,53% y se registró al minuto 200, para la intensidad de $360 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, su mayor remoción fue de 34,12%, en el minuto 80, finalmente para la intensidad de $240 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ su valor máximo de remoción se registró en el minuto 60, estos valores son cercanos a los reportados en Ramos & Pizarro (2018) en donde se alcanzó el 44% de remoción, estos porcentajes de remoción bajos puede deberse a la escasez de carbono del cultivo, dado que este elemento es fundamental para una mayor productividad y rendimiento en la eliminación de nutrientes (González, 2014).

En la Tabla 17 de los resultados de la velocidad de eliminación de nutrientes obtenida mediante la ecuación, observamos que las mayores velocidades de remoción para amonio y nitratos se dan a una intensidad de $480 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, con valores de 0,03 mg/L/min y 0,02 mg/L/min respectivamente. La remoción de fosfatos se mantiene constante entre 480 y $360 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, con una velocidad de 0,0019 mg/L/min, pero disminuye a 0,0013 mg/L/min a $240 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$. Por otro lado, la remoción de nitritos es mínima y constante en todas las intensidades, con una velocidad de 0,0002 mg/L/min, en comparación con el estudio de Sáez Huamán (2019), las velocidades de remoción registradas para nitratos son de 0,0002 mg/L/min y para fosfatos 0,00006 mg/L/min, siendo estas velocidades más bajas que las de este estudio. Sin embargo, en ambas investigaciones se comprueba que estas velocidades son eficientes para la remoción de estos nutrientes. Para una comprensión visual se presenta la figura 20 de estas velocidades explicadas.

Tabla 17.

Resultados de la velocidad de eliminación de nutrientes obtenida mediante la ecuación de la recta mg//m

<i>Chlorella vulgaris</i>				
Intensidad	Nitritos	Nitratos	Fosfatos	Amonio
480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$	0,0002	0,02	0,0019	0,03
360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$	0,0002	0,01	0,0019	0,0145
240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$	0,0002	0,0135	0,0013	0,0075

Del análisis estadístico se obtuvieron los resultados expuestos en la tabla 18, los valores de ($p > 0,05$) lo que indica que no hay diferencias significativas entre las frecuencias observadas y las frecuencias esperadas para nitritos, nitratos, fósforo y amonio. Esto sugiere que las variaciones observadas en los datos de estos parámetros no son lo suficientemente significativas como para concluir que son diferentes de lo que se esperaría. Es decir que no existe evidencia significativa para concluir que la intensidad lumínica influya en el porcentaje de remoción para los nutrientes analizados del agua residual empleada en esta investigación.

Tabla 18.

*Resultado estadístico de la prueba Kruskal Wallis para la especie *Chlorella vulgaris* a diferentes intensidades lumínicas*

Parámetro	Chi-cuadrado	Grados de libertad	p-value
Nitritos	1,9114	2	0,3846
Nitratos	0,57021	2	0,7519
Fósforo	3,1761	2	0,2043
Amonio	2,9748	2	0,226

4.1.1.2 Resultados de la *reducción* de la concentración demanda química de oxígeno

En la tabla 19 correspondiente a la concentración inicial de DQO y la concentración final (muestra tomada a 200 minutos de cada ensayo) según sus intensidades lumínicas expone la eficiencia del tratamiento para eliminar materia orgánica e inorgánica susceptible de ser oxidada. La concentración inicial de 199 mg/l es igual para todos los ensayos de intensidades lumínica. El mejor porcentaje de remoción fue de 39,19% bajo una intensidad de 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.

Tabla 19.

Porcentajes de remoción de la DQO a diferentes intensidades de luz de biomasa de *Chlorella vulgaris*

Diferentes Intensidades		
Intensidad lumínica	Concentración final (mg/L)	%Remoción
480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$	149	25,12
360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$	135	32,16
240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$	121	39,19

4.1.1.3 Monitorización del crecimiento de la biomasa *Chlorella vulgaris*

En la figura 18 se aprecia la comparación de las curvas de crecimiento por minuto, de células de *Chlorella vulgaris* medido a través de la concentración de biomasa con un valor inicial de 0,08 g/L para el ensayo de intensidad lumínica más baja, sin embargo se puede observar que la intensidad lumínica proporcionada por 4 lámparas, que representa 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ de radiación PAR (radiación fotosintéticamente activa), da los mejores resultados de crecimiento, indicando una fase exponencial que persiste hasta los 200 minutos alcanzando una concentración final de 0,16 g/L, en total un aumento de 0,722 g/L este valor es comparable con Chunzhuk et al., (2023) donde se expone que la mayor tasa de crecimiento para *Chlorella vulgaris* se alcanza a una intensidad lumínica de 245 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$.

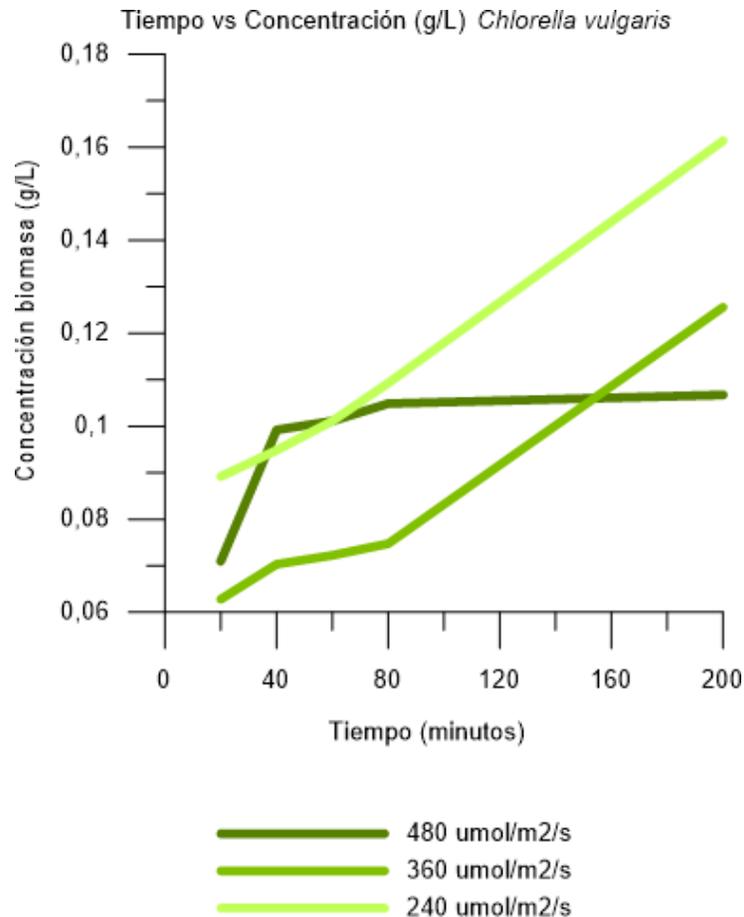


Figura 18. Curva de la concentración de biomasa g/L en distintas intensidades de luz para la especie *Chlorella vulgaris*

En todos los ensayos se utilizó la misma cantidad de microalgas en mililitros, conforme a lo especificado en la metodología. No obstante, a los 20 minutos, las concentraciones, medidas indirectamente mediante la densidad óptica, presentaron variaciones.

Por otro lado, el ensayo para la intensidad de 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ presenta un aumento de concentración hasta aproximadamente a los 60 minutos, luego se estabiliza alcanzando su fase estacionaria, con un crecimiento final de 0,10 g/L. así también la curva de 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ muestra una fase exponencial prolongada desde los 80 minutos hasta los 200 minutos alcanzando una concentración final de 0,12 g/L.

La elevada tasa de crecimiento observada en esta investigación puede atribuirse a que el cultivo estuvo expuesto a condiciones óptimas, como una iluminación continua sin inhibir la especie,

disponibilidad de nutrientes y agitación constante; todos estos factores favorecieron su desarrollo (Tantte-Valderrama, 2018).

Debido a su rápido crecimiento, la biomasa obtenida de las microalgas puede ser de gran valor, ya que constituye una fuente de diversos productos, tales como proteínas, pigmentos, fertilizantes, alimentos para animales, entre otros (Rodríguez & Arias, 2019). En la tabla 20 se presenta las tasas de crecimiento obtenida de los ensayos de variación de intensidades lumínicas para *Chlorella vulgaris*.

Tabla 20.

Resultados de aumento de la concentración de biomasa en 200 minutos para Chlorella vulgaris

Aumento de la concentración de biomasa en 200 minutos			
<i>Chlorella vulgaris</i>			
	480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$	360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$	240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$
Concentración 20 min	0,0709	0,0628	0,089176
Concentración final	0,1067	0,1256	0,161396
Tasa de crecimiento	3,4405	5,7762	4,943741

4.1.2 Resultados de la remoción y crecimiento de *Nannochloropsis sp* a distintas intensidades lumínicas.

4.1.2.1 Resultados de la remoción de parámetros asociados a nitrógeno y fósforo en los ensayos de variación de intensidad lumínica

La figura 19 se visualizan las curvas de los porcentajes de remoción de la concentración a distintas intensidades lumínicas (460, 360 y 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$) detallan el comportamiento de la especie *Nannochloropsis sp*. Las imágenes corresponden a la remoción de los nutrientes.

En la figura 19.a, se observa un incremento continuo en las curvas del porcentaje de remoción de nitritos, alcanzando un 85,71% de remoción a los 200 minutos para las intensidades de 360 y 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$. No obstante, durante el ensayo realizado con una intensidad lumínica de 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, se observaron variaciones en los porcentajes registrados a lo largo del tiempo. El valor máximo obtenido fue del 28,57% al minuto 80. En la figura 19.b correspondiente a nitratos las curvas correspondientes a la intensidad de 240 y 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ presentaron un

comportamiento similar; en el cual la intensidad lumínica de $240 \mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ reportó el valor máximo de remediación de 78,14%. En la 19.d el mejor porcentaje de remoción para el amonio fue a una intensidad lumínica de $240 \mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ con un valor de 72,58%. Mientras que en la figura 19. C correspondiente a las curvas de los porcentajes de remoción de fósforo presentaron valores inferiores de remoción que los de nitrógeno, el máximo valor registrado fue de 20,68% y se encuentra a una intensidad lumínica de $360 \mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$.

Como se aprecia en todas las gráficas de la figura 19, se reportaron remociones significativas de los contaminantes. Además, se observó un ligero incremento en la biomasa de *Nannochloropsis sp.*, tal como se ilustra en la figura 22. De esta manera, se confirma con lo reportado que estas especies asimilan estos compuestos para construir su célula (Aishvarya et al., 2015).

Es importante mencionar que las concentraciones iniciales de amoníaco de esta investigación eran inferiores en comparación con el estudio de Vanegas & Flores (2023), que inicia con concentraciones de 130 mg/L, en los cuales además se menciona que el amonio es la principal fuente de macronutrientes, mientras que los fosfatos se catalogan como micronutrientes. Por lo tanto, una baja concentración de estos compuestos puede afectar la eficiencia en la remoción de contaminantes (Septory & Triyatmo, 2016). Por lo tanto, también se puede apreciar que el fósforo su concentración inicial también en un limitante.

Esta investigación corrobora con el estudio de Martínez (2013), donde se explica que los microorganismos del género *Nannochloropsis sp.*, tienen una alta capacidad para desarrollarse en diversas fuentes de nitrógeno. Además, alcanzan mayores concentraciones de biomasa, como se muestra en la figura 22 sobre el crecimiento de la biomasa de esta especie, este incremento es especialmente notable cuando se emplean nitratos y amonio, obteniéndose los porcentajes de remoción más elevados.

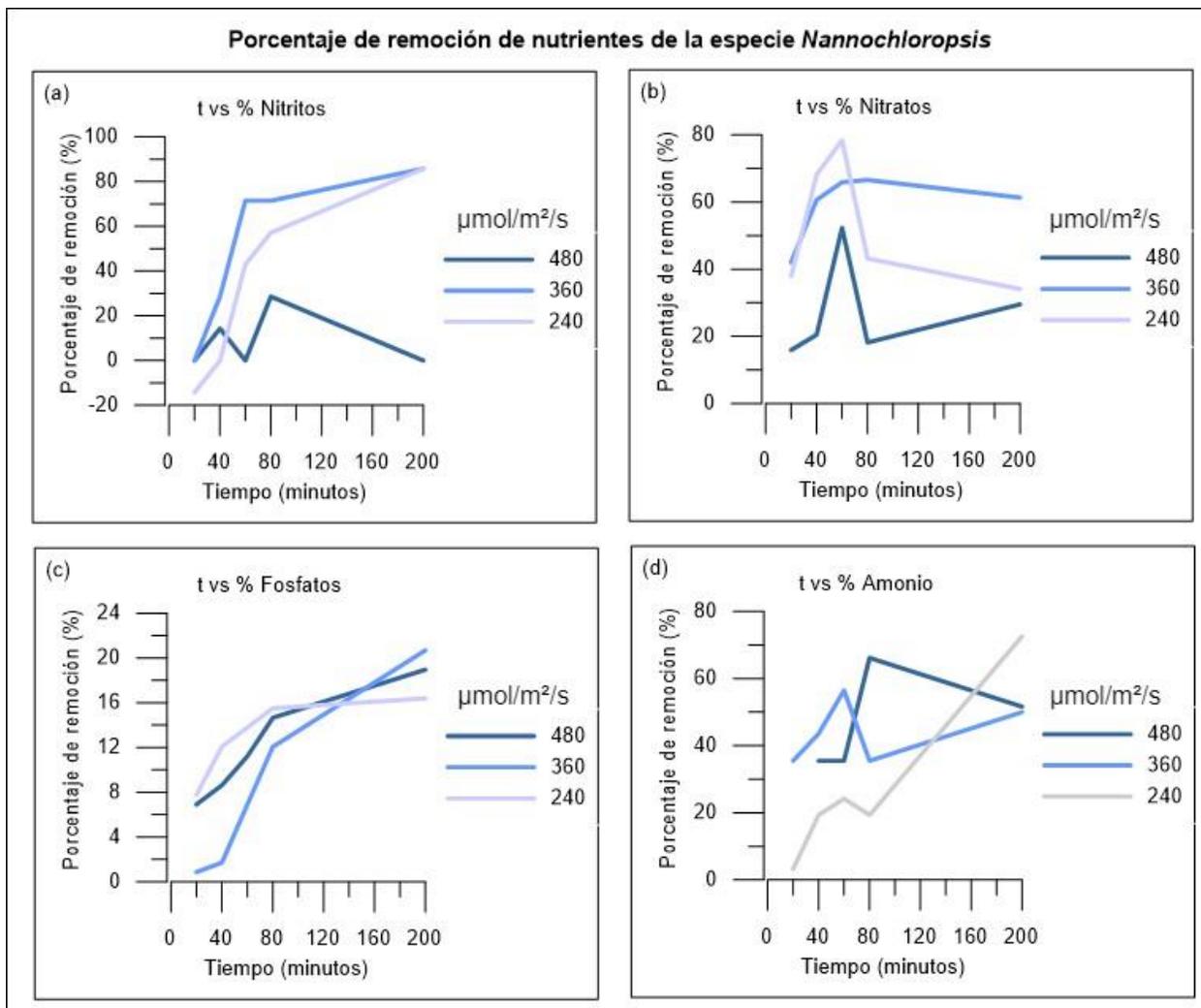


Figura 19. Las curvas de los porcentajes de remoción de la concentración a distintas intensidades lumínicas (460, 360 y 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$) detallan el comportamiento de la especie *Nannochloropsis sp.* Las imágenes corresponden a la remoción de: a) nitritos, b) nitratos, c) fosfatos y d) amonio.

En la tabla 21 correspondientes resultados de la velocidad de eliminación de nutrientes obtenida mediante la ecuación de la recta de la especie *Nannochloropsis sp.*, la remoción de nitritos es imperceptible y no varía significativamente entre las intensidades. Por otro lado, la mayor velocidad de remoción se presenta para nitratos a una intensidad baja de 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ con una velocidad de 0,0445 mg/L/min. La remoción de fosfatos es más efectiva a 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ con una velocidad de 0,0078 mg/L/min. Finalmente, el amonio presenta velocidades similares a las intensidades media y alta con 0,0055 mg/L/min a 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ y 0,0051 mg/L/min a 480

$\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, respectivamente, El presente trabajo concuerda con lo reportado por Martelli et al., (2024) para el género *Nannochloropsis* en términos de resultados efectivos en la remoción de amonio y nitratos.

Tabla 21.

Resultados de la velocidad de eliminación de nutrientes obtenida mediante la ecuación de la recta $\text{mg}/\text{l}/\text{m}$.

<i>Nannochloropsis sp.</i>				
Intensidad	Nitritos	Nitratos	Fosfatos	Amonio
480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$	0,00001	0,04	0,0012	0,0051
360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$	0,00003	0,0263	0,0078	0,0055
240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$	0,00003	0,0445	0,0017	0,0023

La figura 20 presenta de manera visualmente más comprensible las velocidades de remoción bajo diferentes intensidades de luz (240, 360 y 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$) descritas en la Tablas 17 y 21.

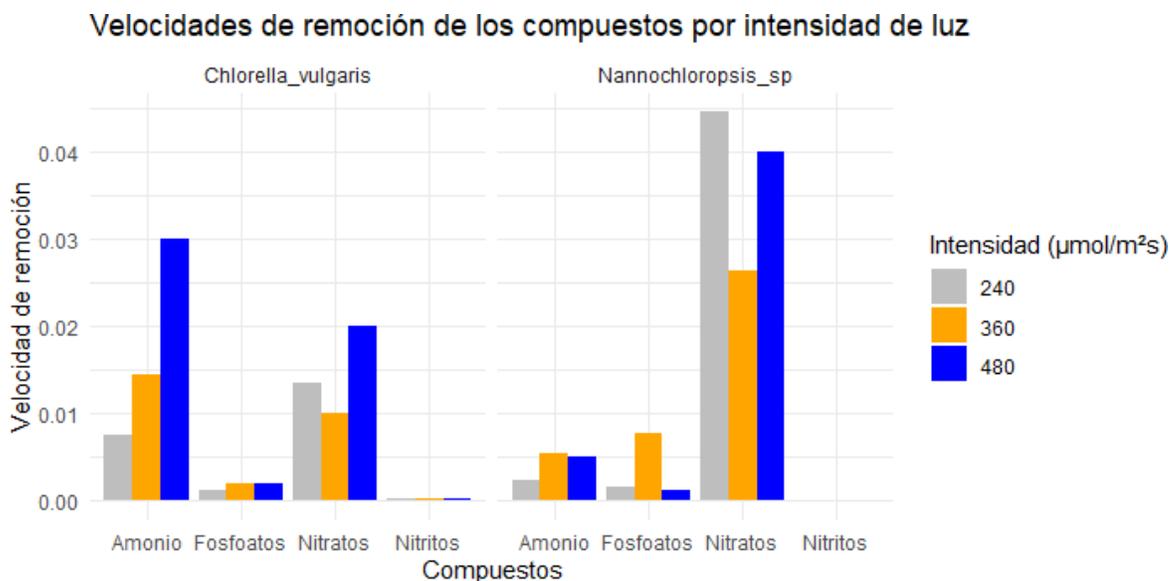


Figura 20. Velocidades de remoción de cada compuesto a las diferentes intensidades de iluminación.

El análisis estadístico mediante la prueba de Kruskal-Wallis para *Nannochloropsis sp.*, bajo diferentes intensidades de luz no mostró diferencias estadísticamente significativas en la remoción de nitritos, nitratos, fósforo y amonio, con valores $p > 0,05$ para todos los parámetros

evaluados. Esto indica que las variaciones en la intensidad de la luz no afectaron significativamente la eficiencia de remoción de estos contaminantes. Como se aprecia en la tabla 22 correspondiente al resultado estadístico de la prueba Kruskal Wallis para la especie *Nannochloropsis sp.*

Tabla 22.

Resultado estadístico de la prueba Kruskal Wallis para la especie *Nannochloropsis sp.* a diferentes intensidades lumínicas

Parámetro	Chi-cuadrado	Grados de libertad	p-value
Nitritos	1,2156	2	0,5445
Nitratos	3,9579	2	0,1382
Fósforo	0,82002	2	0,663
Amonio	1,3899	2	0,4991

Para facilitar la comprensión, se elaboró un gráfico que evidencia la comparación de remoción de nutrientes con las diferentes intensidades figura 21. En esta figura se puede observar que el número de lámparas correspondiente a 6 (equivalente a $360 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$) proporciona mejores resultados en términos de nitritos y nitratos para ambas especies, y en amonio para *Nannochloropsis sp.* Por otro lado, para el amonio y el fósforo en *Chlorella vulgaris*, la configuración óptima es con 4 lámparas. Finalmente, para el fósforo en *Nannochloropsis sp.*, los mejores resultados se obtienen con $480 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ (8 lámparas).

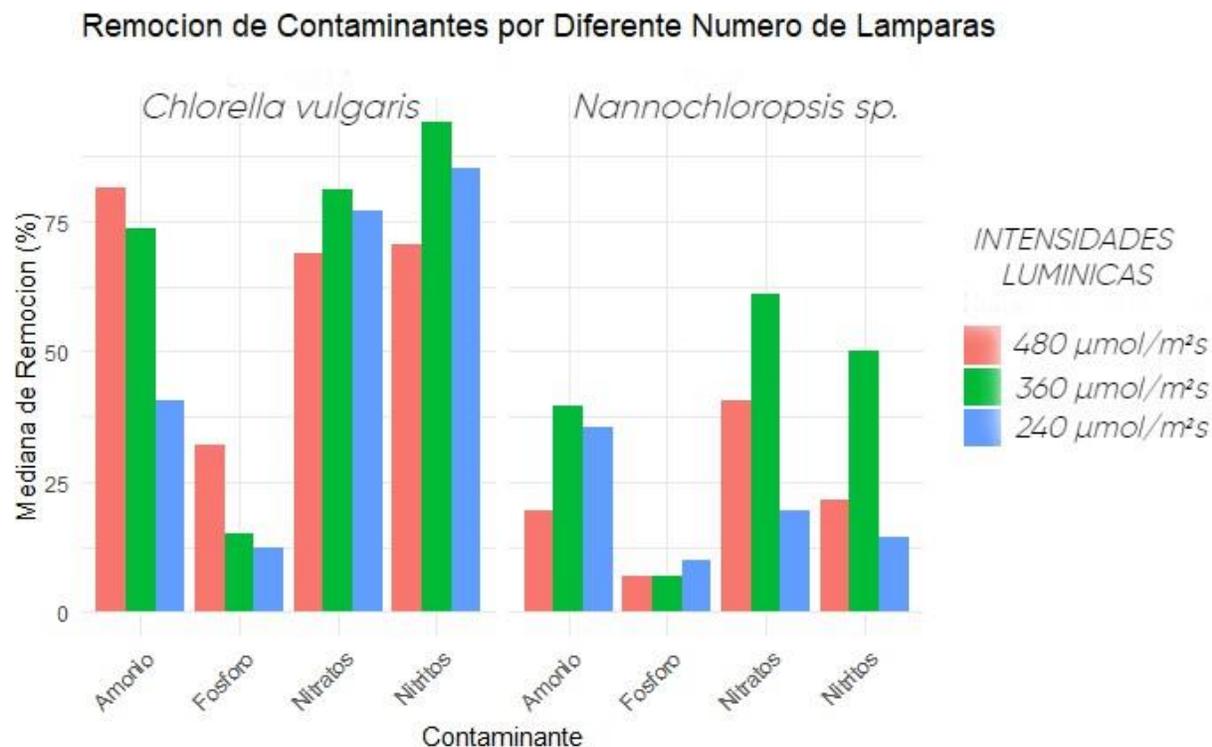


Figura 21. Grafica obtenida de R Studio de las medianas de los porcentajes de remoción con diferentes intensidades de lumínicas.

4.1.2.2 Resultados de la reducción de la demanda química de oxígeno

En tabla 23 correspondiente a los resultados de los porcentajes de remoción de la DQO en los ensayos con distintas intensidades lumínicas, se muestra como a partir de una concentración inicial de 295 mg/l del agua residual antes del tratamiento se remueve esta materia oxidable. Donde el mejor porcentaje de remoción de 42,03% se obtiene con una intensidad de 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, seguido de un 38,64% equivalente a una concentración de 181 mg/l, alcanzada a una intensidad de 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, y finalmente una concentración de 191 que representa un 35,25% logrado con 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.

Tabla 23.

Porcentajes de reducción de la DQO a diferentes intensidades de luz de biomasa de *Nannochloropsis sp*

Diferentes Intensidades de Iluminación		
Intensidad lumínica	Concentración final (mg/L)	%Remoción
480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$	171	42,03
360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$	191	35,25
240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$	181	38,64

4.1.2.3 Monitorización del crecimiento de la biomasa *Nannochloropsis sp*.

En la figura 22 muestra tres curvas del crecimiento de las microalgas conocidas como *Nannochloropsis sp*. Estas curvas de crecimiento varían de acuerdo a las intensidades de luz en $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, empleadas en el ensayo.

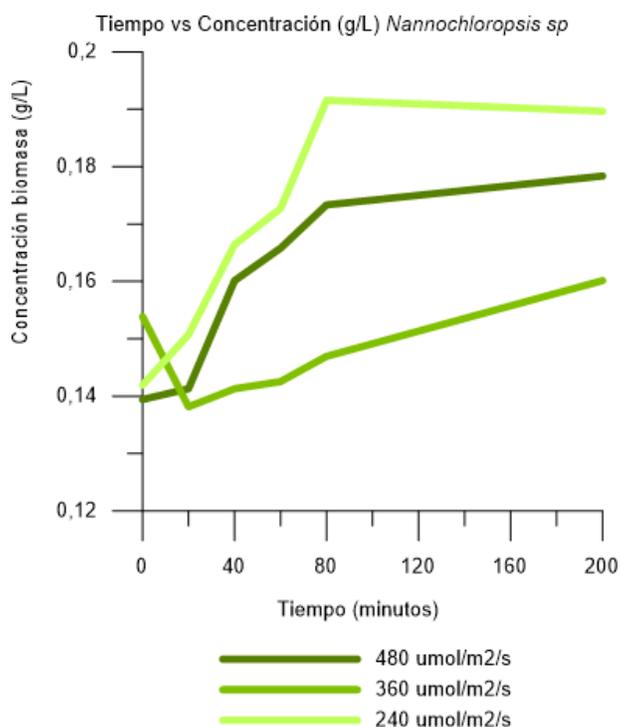


Figura 22. Curva de la concentración de biomasa g/L en distintas intensidades de luz para la especie *Nannochloropsis sp* (xTiempo (minutos) y yConcentración de la biomasa (g/L)).

En la curva de $360 \mu\text{mol}/\text{m}^2$ que inicia con una concentración de $0,15 \text{ g/L}$, se observa que en los primeros 20 minutos existe una disminución de la biomasa infiriendo que se encuentra en la fase de adaptación (Zibarev et al., 2024). A continuación, se puede observar un crecimiento exponencial moderado de la biomasa hasta los 80 minutos, a partir de esto la curva comienza a estabilizarse, indicando que está entrando en la fase estacionaria, la que continua hasta los 200 minutos, obteniendo una concentración final de $0,16 \text{ g/L}$.

En la curva de crecimiento con una intensidad de $480 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, se tiene una concentración inicial de $0,13 \text{ g/L}$, aquí también se observó una etapa de adaptación hasta los 20 minutos, luego la concentración aumenta rápidamente, indicando un crecimiento exponencial desde los 40 minutos hasta los 80 minutos, a partir de este tiempo el crecimiento continúa, pero con una pendiente menos pronunciada esto debido a que las microalgas posiblemente están entrando en una fase de crecimiento más lento, finalmente a los 120 minutos empieza la fase estacionaria, estabilizándose con una concentración final de $0,17 \text{ g/L}$ hasta el final del experimento.

Finalmente, con una concentración inicial de $0,14 \text{ g/L}$, la curva de $240 \mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, presenta la fase de adaptación en los primeros 20 minutos. Posteriormente, la fase exponencial se desarrolla hasta minuto 80 en el cual se puede observar un aumento continuo de la biomasa. Los siguientes 120 minutos se encuentran en la fase estacionaria alcanzando una concentración final de $0,18 \text{ g/L}$. No se observa la fase de declive, en consecuencia, se infiere que se encuentra fuera del rango medido.

El mejor resultado de crecimiento se observa en la curva con una intensidad de $240 \mu\text{mol}/\text{m}^2$, esto puede deberse al fenómeno de fotoinhibición que se da cuando existe excesos en la cantidad de luz suministrada para el crecimiento (Sari Plaza, 2024). Es importante, recalcar que esta experimentación de intensidad de luz fue constante la agitación e iluminación, sin aeración.

En la tabla 24 se presenta los valores de los resultados obtenidos de los ensayos a distintas intensidades lumínicas de la concentración de biomasa en 200 minutos para las microalgas *Nannochloropsis sp.*

Tabla 24.

Resultados de la concentración de biomasa en 200 minutos para *Nannochloropsis sp.*, en los ensayos de variación de intensidades lumínicas.

Variación de la concentración de biomasa en 200 minutos			
<i>Nannochloropsis sp.</i>			
	480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$	360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$	240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$
Concentración inicial	0,139416 mg/L	0,15386 mg/L	0,141928 mg/L
Concentración final	0,178352 mg/L	0,16014 mg/L	0,189656 mg/L
Tasa de crecimiento	1,847222 día ⁻¹	0,30004 día ⁻¹	2,17419 día ⁻¹

Este resultado permitió considerar el número de lámparas o la intensidad lumínica óptima, con otros factores, ya que no se encontraron diferencias significativas en la remoción de nutrientes por variaciones en la intensidad lumínica. Factores como las curvas de crecimiento de biomasa y el consumo de energía eléctrica fueron determinantes. Se concluyó que cuatro lámparas (240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$) eran óptimas, ya que las tasas de remoción de nutrientes eran comparables a las obtenidas con seis lámparas (360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$)

4.2 Comparación de la eficiencia en la remoción de N, P y DQO por *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp.* con diferentes concentraciones de biomasa inicial en el tratamiento de efluentes

- **Caracterización del agua residual antes del tratamiento**

La tabla 25 presenta las concentraciones iniciales del agua utilizadas en los ensayos a diferentes concentraciones de biomasa inicial, tanto para *Chlorella vulgaris* como para *Nannochloropsis sp.*

Tabla 25.

Resultados de la caracterización inicial del agua para los distintos ensayos a diferentes concentraciones de biomasa inicial

Parámetro	Especie	
	<i>Chlorella vulgaris</i>	<i>Nannochloropsis sp.</i>
	<i>Ensayos 1,2 a diferentes concentraciones de biomasa inicial</i>	<i>Ensayos 3,4 a diferentes concentraciones de biomasa inicial</i>
Nitritos (mg/L)	0,008	0,007
Nitratos (mg/L)	1,4	4,1
Amoníaco (mg/L)	0,93	1,13
Amonio (mg/L)	1,5	1,52
Fosfatos (mg/L)	0,008	0,56

4.2.1 Comparación de los porcentajes de remoción de las concentraciones de N y P con diferentes concentraciones de biomasa inicial entre las especies

En la figura 23 se presenta los porcentajes de remoción de las especies *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp.*, a las distintas concentraciones de biomasa inicial, es decir; en el tratamiento de efluentes la cantidad de la concentración inicial de la biomasa era distintas en los ensayos como se detalló en la tabla 15.

Nitritos. - En la figura 23. a correspondiente al porcentaje de remoción de nitritos se observa que las curvas de las concentraciones mayor y menor de la especie *Chlorella vulgaris*, denominadas C mayor y C menor respectivamente, presentó un comportamiento similar en ellas, visualizando

un aumento del porcentaje de remoción continuo con un máximo valor de remoción del 81,25% para C menor y 87,5% para C mayor a las 144 horas.

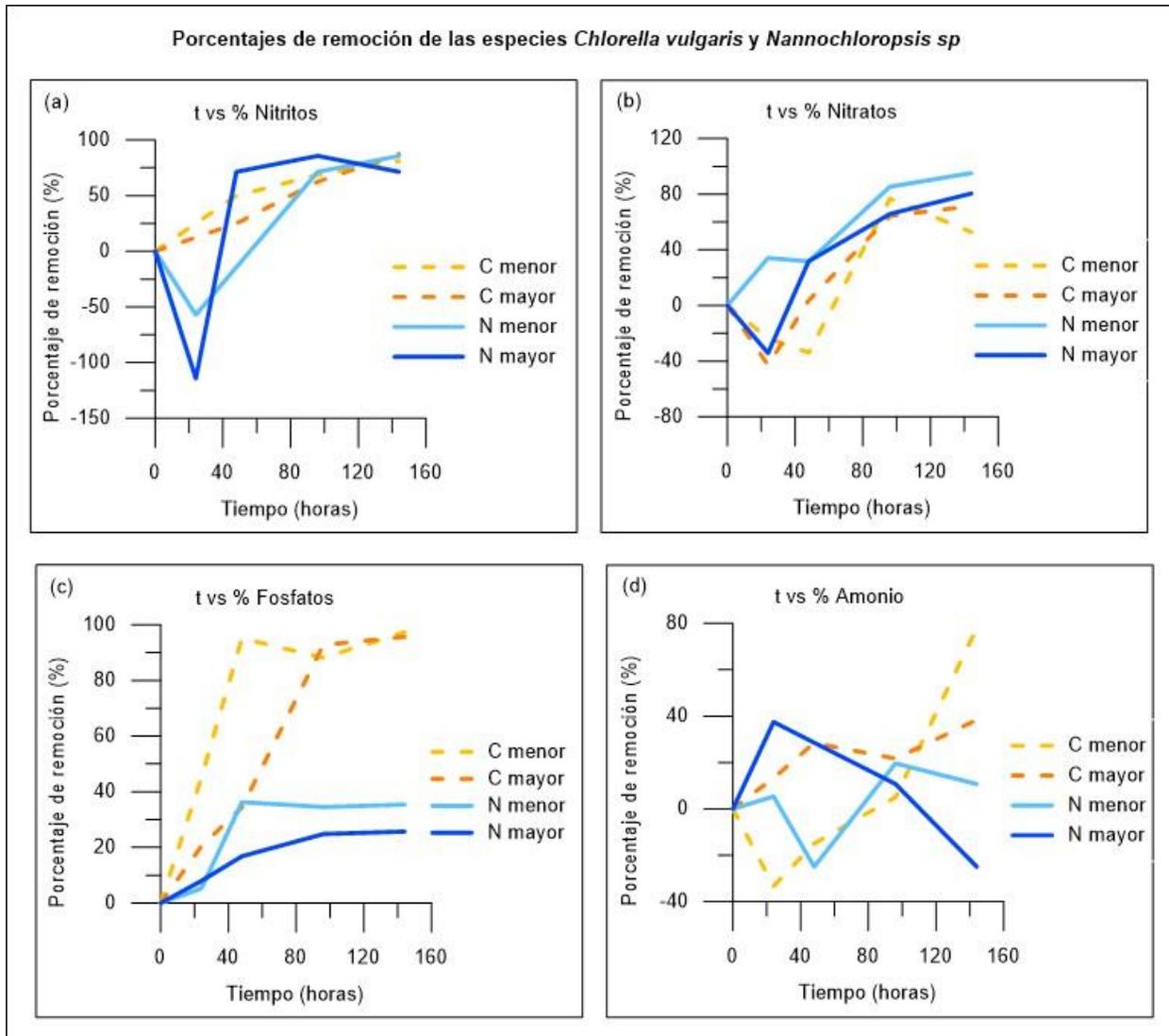


Figura 23. Curvas de los porcentajes de remoción: C menor (concentración inicial de biomasa menor), C mayor (concentración inicial de biomasa mayor) de *Chlorella vulgaris* y N menor (concentración inicial de biomasa menor), N mayor (concentración inicial de biomasa mayor) de *Nannochloropsis sp*.

Para el caso de *Nannochloropsis sp*. poseen un comportamiento diferente al de la especie anterior donde inicialmente aumenta la concentración, este suceso posiblemente ocurre por el proceso de nitrificación previamente justificado en resultados anteriores. Los porcentajes de remoción máximos para la especie fueron de 85,71% para ambas concentraciones con variación

en los tiempos, ya que, en la concentración de biomasa menor fue a las 144 horas mientras que en la concentración mayor fue a la hora 96.

Nitratos. - Para el porcentaje de remoción de los nitratos correspondiente a la figura 23.b unos porcentajes de remoción fueron negativos en las primeras 24 horas para las concentraciones mayores para ambas especies; en cambio se produjo un aumento de remoción a las 48 horas, para la concentración menor de *Chlorella vulgaris*.

Mientras que en la concentración menor de la otra especie el porcentaje de remoción es constante. Para *Nannochloropsis sp* el valor máximo se registró a las 144 horas y fue de 95,12% y 80,48% para la concentración de biomasa menor y mayor respectivamente.

A diferencia de *Chlorella vulgaris* que presentó menores porcentajes de remoción en comparación con la otra especie, con valores de 76,68 % a las 96 horas y a las 144 horas con un 71,42%. Para los valores de remoción negativos de nitratos y nitritos de acuerdo con el estudio de Ledda et al (2015); se corroboró que solo cuando existan condiciones óptimas de cultivo con el uso de aguas residuales urbanas, no se observarán puntos de nitrificación.

Fosfato. - En la remoción de moléculas de fosfato para las curvas de eliminación de las concentraciones mayor y menor de la especie *Nannochloropsis sp* se reportan bajos porcentajes de eliminación que oscilan entre 25% al 38% aproximadamente, este resultado es similar con el del estudio de la especie *Nannochloropsis Gaditana* de Mhedhbi et al (2020) donde reportan remociones del 29%, Además explica que esto puede deberse a que en estos cultivos no se proporcionó CO₂ de manera artificial, forzando a las algas a utilizar el carbono inorgánico disuelto el medio inhibiendo el continuo desarrollo de las microalgas y la remoción de fosfatos (González, 2014).

Por otro lado, para la especie *Chlorella vulgaris* se observa que se sus dos concentraciones iniciales son eficientes para remover fosfatos, obteniendo un 95,69% de remoción para su concentración menor y un 97,31% de remoción para su concentración mayor, ambos valores máximos alcanzados a sus 144 horas, presentando mayores remociones que las registradas por Andrade et al., (2006) donde se la remoción al final del experimento es del 80%, esto puede deberse a la posible interacción bacterias/microalgas, lo que constituye un consorcio microbiano, debido a que bacterias que hay presentes en el medio emplean nutrientes como sustrato, mejorando la remoción de fosfatos (Oscanoa et al., 2021).

Amonio. - Las remociones de amonio empiezan negativas para las concentraciones menores tanto de *Chlorella vulgaris*, como para *Nannochloropsis sp.*, mientras que el inicio, es decir las primeras 24 horas, para las concentraciones mayores de ambas especies comienza con porcentajes de remoción de 13,3 % para *Chlorella vulgaris* y 37,5 % para *Nannochloropsis sp.* Los mayores porcentajes de remoción alcanzados para las concentraciones mayores fueron de 28,57 % para *Nannochloropsis sp.*, a las 48 horas y de 38,33 % para *Chlorella vulgaris* a las 144 horas, siendo esta más eficiente, Por otro lado, para las menores concentraciones de estas especies, los mejores resultados de remoción sucedieron a las 144 horas para *Chlorella vulgaris* con 78% de remoción y a las 96 horas para *Nannochloropsis sp.*, con remoción del 19,64%, mostrando nuevamente menos eficiencia para eliminar esta contaminante comparada con la *Chlorella vulgaris*.

Los análisis de ANOVA para nitritos, nitratos y amonio mostraron que no hay diferencias estadísticamente significativas en la remoción de estos nutrientes ni entre las concentraciones iniciales ni entre las especies *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp.* Los valores $p > 0,05$ en todos los casos, lo que indica una falta de efecto significativo. El test de Kruskal-Wallis para el fósforo también reveló una ausencia de diferencias significativas entre las concentraciones ($p = 0,3625$). Estos resultados sugieren que, dentro de las condiciones experimentales evaluadas, la variación en la concentración inicial y la especie utilizada no influyen de manera significativa en la eficiencia de remoción de estos nutrientes. Como se ilustra en la tabla 26.

Tabla 26.

Resultados del análisis estadístico (ANOVA Bidireccional) realizado a los ensayos de variación de concentraciones de biomasa inicial

Parámetro	Df	F value	Pr(>F)
Nitritos			
Concentraciones	1	0,507	0,486
Especies	1	0,327	0,575
Nitratos			
Concentraciones	1	0,079	0,782
Especies	1	1,672	0,213
Amonio			
Concentraciones	1	0,047	0,831
Especies	1	0,380	0,546

Fósforo (Kruskal-Wallis)	p-value
1	0,3625

Los resultados del t-test muestran que no hay diferencias estadísticamente significativas en la remoción de nitritos, nitratos, fósforo y amonio entre las concentraciones iniciales de biomasa para las especies evaluadas. Los valores son $p > 0,05$, lo que indica que las variaciones en la concentración inicial de biomasa no afectan significativamente la eficiencia de remoción de estos contaminantes. En tabla 27 se ilustra los resultados obtenidos del t-test para nitritos, nitratos, amonio y el de Wilcoxon para fósforo.

Tabla 27.

Resultados del análisis estadístico (t-test) realizado a los ensayos de variación de concentraciones de biomasa inicial

Contaminante	Especie	t-valor	df	p-valor
Nitritos		0,3416	7,9175	0,7415
Nitratos		-0,15936	7,9996	0,8773
Fósforo	Chlorella vulgaris	W = 9,5	-	0,6004
Amonio		-0,66763	4,9332	0,5343
Nitritos		0,63246	7,9872	0,5448
Nitratos		-0,23708	7,5506	0,8189
Fósforo	Nannochloropsis	W = 8,5	-	0,4633
Amonio	sp.	0,61591	7,0644	0,5573

4.2.2 Reducción de la demanda química de oxígeno

a. *Chlorella vulgaris*

Los valores presentados en la tabla 28 demuestran la eficiencia del tratamiento para eliminar materia orgánica e inorgánica susceptible de ser oxidada. En el cual parte de una concentración de 337 mg/L. Esta tabla detalla los resultados de las muestras tomadas en sus respectivos ensayos en el cual varía la concentración inicial de biomasa.

Tabla 28.

*Porcentajes de remoción de la DQO a diferentes concentraciones de biomasa de *Chlorella vulgaris**

Variación concentración <i>Chlorella Vulgaris</i>				
Concentración de biomasa inicial mayor			Concentración de biomasa inicial menor	
Tiempo (Horas)	Concentración (mg/L)	%Remoción	Concentración (mg/L)	%Remoción
24	191	43,32	166	50,74
48	148	56,08	119	64,68
96	95	71,81	105	68,84
144	88	73,88	62	81,60

De esta manera partiendo de una concentración inicial de 337 mg/L, se logró reducir los niveles a 88 mg/L para la concentración de biomasa inicial mayor y de 62 mg/L para la concentración de biomasa inicial menor. Los bajos niveles de carga contaminante registrados al final de este experimento, están posiblemente relacionados con la capacidad de la microalga *Chlorella vulgaris* para potencializar la acción de las bacterias, esto conduce a una eliminación más efectiva de la materia orgánica biodegradable debido a la mayor cantidad de microorganismos presentes, los cuales la degradan (Cartagena & Malo, 2017).

Esto concuerda con el estudio de Mendoza et al. (2018), donde se observó que, durante la fase exponencial de crecimiento de las microalgas, que abarca del día 2 al 6, se eliminó la mayor parte de la DQO, alcanzando una remoción superior al 70% al sexto día. Evidenciando que las microalgas cultivadas con aguas residuales tienen un enfoque rentable para disminuir los niveles de la carga orgánica (Mendoza et al, 2018).

b. Nannochloropsis sp.

En la tabla 29 se demuestra la eficiencia del tratamiento para eliminar materia orgánica e inorgánica susceptible de ser oxidada. Esta tabla detalla los resultados de las concentraciones de la demanda química de oxígeno en tiempo y su respectivo porcentaje de remoción. Para los ensayos de las distintas biomásas iniciales la concentración de la DQO inicial de agua residual antes del tratamiento fue 446 mg/L.

Tabla 29.

*Porcentajes de remoción de la DQO a diferentes concentraciones de biomasa de *Nannochloropsis sp.**

Variación concentración <i>Nannochloropsis sp.</i>				
Concentración de biomasa inicial menor			Concentración de biomasa inicial mayor	
Tiempo (Horas)	Concentración (mg/L)	% Remoción	Concentración (mg/L)	% Remoción
24	156	65,02	355	20,40
48	99	77,80	114	74,43
96	78	82,51	107	76,00
144	83	81,39	103	76,90

Estos porcentajes de remoción comparados con los de Rosales et al, (2018), cuyos valores superan los 97%, se atribuyen al tiempo del experimento, debido a que ellos realizaron incubaciones de 33 días, dando mayor tiempo para la asimilación de esta materia orgánica tanto por parte de las microalgas, como de las bacterias presentes, mientras que el tiempo de este ensayo fue de 7 días.

De esta manera para la concentración de biomasa inicial menor (0,10 g/L), se ha alcanzado su mayor remoción a las 96 horas con un 82,51%, así mismo para la concentración de biomasa inicial mayor (0,17 g/L), su porcentaje más alto se registró a las 144 horas con un 76,90%.

Por lo tanto, la concentración menor mostró una mejor remoción, esto puede suceder porque a concentraciones menores, cada célula de microalga tiene menos competencia, mayor acceso a nutrientes, luz y espacio, lo que puede incrementar su actividad metabólica y su capacidad de remover materia orgánica (Núñez et al., 2007)

Además, en concentraciones más altas de biomasa, puede haber una mayor liberación de productos de desecho metabólico y materia orgánica de la biomasa de microalgas, tales como polisacáridos, entre otros compuestos de células vivas y muertas, que pueden afectar negativamente la eficiencia de remoción (Morales-Amaral et al., 2015).

En la comparación entre especies, los valores de remoción en los ensayos con una concentración de biomasa inicial menor fueron muy similares: 81,39 % para *Nannochloropsis sp.* y 81,60 % para *Chlorella vulgaris*. En los ensayos con una concentración de biomasa inicial mayor, los valores fueron 73,88 % para *Chlorella vulgaris* y 76,90 % para *Nannochloropsis sp.*

4.2.3 Monitorización de la concentración de la biomasa durante el tiempo de desarrollo de los ensayos

4.2.3.1 *Chlorella vulgaris*

El análisis de la densidad óptica es útil para la comprensión del crecimiento y comportamiento de las microalgas *Chlorella vulgaris*. Permite la evaluación del sistema en términos de eficiencia en la producción de biomasa ya que a mayor producción de biomasa mayor remoción de nutrientes (Rodríguez & Arias, 2019).

En la figura 24 muestra dos curvas de crecimiento con variación de la concentración inicial de microalgas cultivadas con aguas residuales domésticas procedentes una fosa séptica. Las concentraciones iniciales son 0,099 g/L y 0,25 g/L para la concentración menor y mayor respectivamente. En la curva correspondiente a la concentración mayor se observa una tasa de crecimiento negativa, mientras que en la curva de concentración menor se observa una ausencia de crecimiento.

Según el estudio de Zibarev et al. (2024), esto podría deberse a la fase de adaptación al medio, caracterizada por la ausencia de crecimiento, en la cual las microalgas se acoplan a las nuevas condiciones ambientales. Huesemann et al. (2013) explican que esta fase puede durar desde minutos hasta días, dependiendo de las condiciones en las que se encontraban las microalgas antes de ser introducidas al nuevo medio. En este caso, se puede observar que esta fase sucede en las primeras 24 horas.

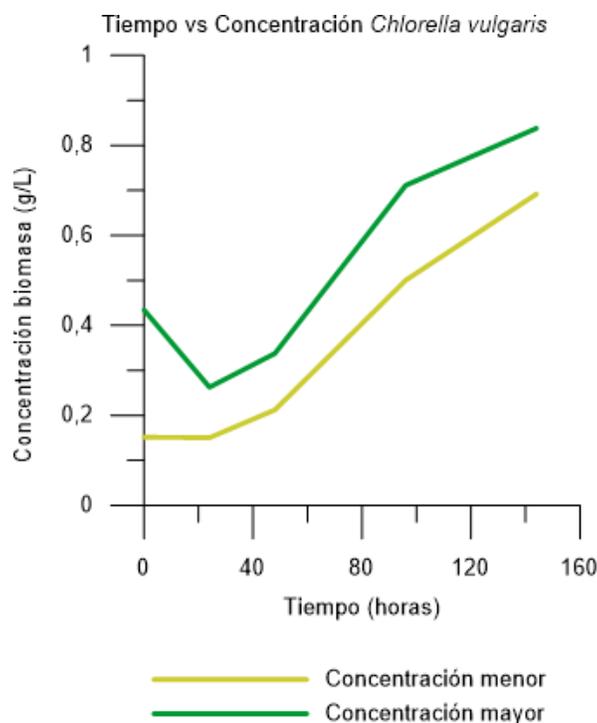


Figura 24. Curva de crecimiento de la concentración de *Chlorella vulgaris* con variación en la concentración de biomasa inicial (C mayor y C menor)

La fase exponencial se puede apreciar que comienza a partir de las 48 horas tanto para la concentración inicial mayor como para la concentración inicial menor y se mantienen hasta las 144 horas, obteniendo concentraciones finales de 0,48 g/L y de 0,40 g/L respectivamente, lo que sugiere una fase exponencial sostenida.

No se presenta claramente una fase estacionaria para ninguna de las concentraciones dentro del periodo de tiempo estudiado, dado que biomasa continúa con un aumento gradual al final del período, lo que indica que las condiciones aún permiten el crecimiento, infiriendo así que la fase estacionaria y de declive suceden en un tiempo mayor al estudiado (Pastor & Hanco, 2021).

De esta manera, la concentración inicial menor presenta un mejor crecimiento, en comparación con la concentración mayor, esto puede deberse a que, en concentraciones más altas, las células algales compiten más intensamente por los nutrientes disponibles, así también así también a menores concentraciones se reduce la posibilidad del efecto de autosombra que inhiben la fotosíntesis, así como el crecimiento de las microalgas y su productividad (Guzmán Palomino, 2023).

En la concentración de biomasa inicial mayor a las 24 horas se observa una disminución en la concentración de biomasa; sin embargo, en los días siguientes esta aumenta. Este fenómeno podría explicarse por la fotoaclimatación a causa del cambio brusco en la intensidad de luz, como lo explican Straka y Rittmann (2018) en su estudio "Modelo cinético dependiente de la luz para microalgas que experimentan fotoaclimatación, fotodaño y reparación de fotodaño". En la fotoaclimatación las microalgas ajustan sus niveles de clorofila para optimizar la captura de luz, lo que inicialmente provoca una disminución en la clorofila y esta al estar relacionada a longitud de onda 680 nm, medición de la concentración de biomasa se ve afectada. En el estudio de González, (2014) disminuye la clorofila a pero la biomasa medida mediante sólidos se mantiene.

4.2.3.2 *Nannochloropsis sp.*

En la figura 25 presenta las curvas que describen la concentración de biomasa microalgas durante el desarrollo de los ensayos para la especie *Nannochloropsis sp.*

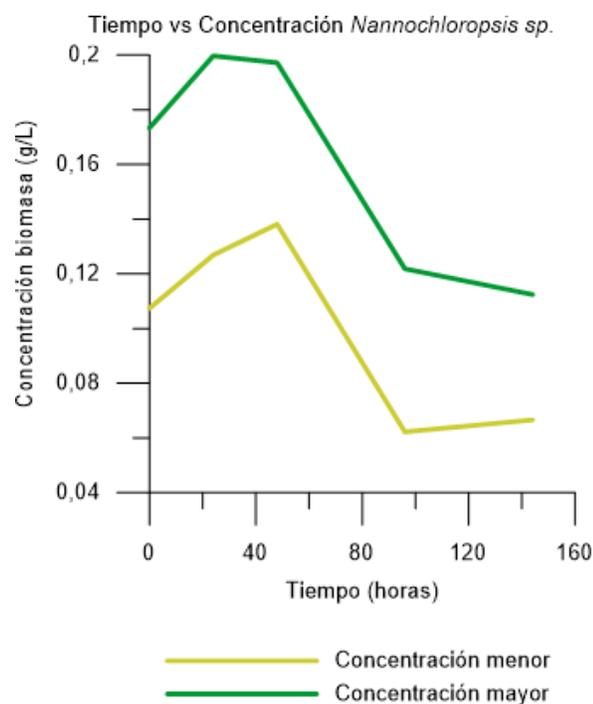


Figura 25. Curva de crecimiento de la concentración de *Nannochloropsis sp.*, con variación en la concentración de biomasa inicial (C mayor y C menor).

La *Nannochloropsis sp.*, presenta su máximo crecimiento durante las primeras 48 horas, tanto para concentración mayor de microalgas, que inicia con 0,17 g/L y alcanza los 0,19 g/L, como para la concentración menor que inicia con 0,10 g/L y alcanza las 0,13 g/L. A partir de este tiempo se observa un decrecimiento en la densidad óptica, esto puede deberse a que, para esta especie de microalgas el crecimiento comienza a disminuir significativamente a partir de las 96 horas, probablemente porque el cultivo empieza a envejecer, debido a que el contenido de clorofila a por célula solo permanece constante mientras las células crecen exponencialmente y esto ocurre normalmente desde las 72 o 96 h de cultivo (Martinez, 2013). Además, se puede comparar con los resultados de Septory y Triyatmo, (2016) donde el séptimo día de cultivo, que es el último día de observación, las células de *Nannochloropsis sp* tenían baja densidad, pero aún estaban vivas.

La concentración menor que inicia con 0,10 g/L es más ventajosa, debido a que muestra un mayor crecimiento relativo en las primeras 48 horas. Esto posiblemente se deba a que una concentración menor reduce la limitante del efecto de sombreado, un fenómeno que ocurre cuando hay una gran concentración de células que bloquean el paso de la luz disponible, lo cual afecta negativamente su crecimiento, Además, de la baja concentración de nutrientes en el agua residual utilizada limita el crecimiento de la especie (Vera & Martínez, 2021).

4.2.3.3 Tasa de crecimiento

De acuerdo con los resultados de *Chlorella vulgaris* presentados en la tabla 30, la menor tasa de crecimiento de biomasa, incluyendo valores negativos a las 24 horas, podría estar condicionada por los sucesos de la fase de retardo, justificados anteriormente, y por la fotoinhibición. Este fenómeno indica que las microalgas *Chlorella vulgaris* no reciben suficiente luz debido a fenómenos de sombra (Lee, 2016).

A las 96 horas se registró la mayor tasa de variación de la concentración, observándose además la similitud de las tasas de crecimiento. Se aprecia que la tasa de crecimiento disminuye a las 144 horas, lo cual puede ser atribuido al fenómeno de sombra, ya que una mayor concentración de biomasa inhibe la penetración de luz (Bux y Chisti, 2016). Las tasas son superiores a estas en consecuencia del crecimiento mixotrófico. Estas tasas de crecimiento podrían ser superiores con el suministro de CO₂ (Yousif et al., 2022).

Tabla 30.

Resultados de la tasa de crecimiento (μ) de *Chlorella vulgaris*

Tasa de crecimiento día ⁻¹ <i>Chlorella vulgaris</i>				
Tiempo	Tasa de crecimiento concentración menor	Tasa de crecimiento concentración mayor	Media	Desviación
24	-0,00635	-0,46708	-0,23672	± 0,32579
48	0,30034	0,23167	0,26600	± 0,04856
96	0,39701	0,35347	0,37524	± 0,03079
144	0,15543	0,07935	0,11739	± 0,05380

Para la especie *Nannochloropsis sp.*, tal como se muestra en la tabla 31, se puede observar una tasa de crecimiento muy distinta a la presentada en la tabla correspondiente a *Chlorella vulgaris*. A las 24 horas se obtuvo la mayor tasa de crecimiento para ambas concentraciones, con un valor de 0,15 día⁻¹, similar al encontrado en el cultivo mixotrófico debido a la remoción de nutrientes y a los tiempos de fotoperiodo en la parte fototrófica (Yousif et al., 2022).

Sin embargo, en los días posteriores se observaron tasas de crecimiento negativas, ya que el valor de la densidad óptica disminuye. Además, es posible que el color de esta especie, que varía de amarillo a verdoso, contribuyera a estos resultados. En los días finales, el color del agua cambió a tonalidades de café a amarillo. Este oscurecimiento del color obstaculizó la penetración de la luz, resultando en fotoinhibición.

No obstante, es importante discutir que los picos que presentan mayor absorbancia para *Nannochloropsis sp.*, son los siguientes 490 nm que indica los pigmentos presentes en las microalgas y 680 nm que señala la cantidad de biomasa fotosintética, recalando esta especie contienen una variedad de pigmentos como la antoxantina, astaxantina y zeaxantina (Garate Osuna et al., 2022).

Tabla 31.

Resultados de la tasa de crecimiento (μ) de *Nannochloropsis sp*

Tasa de crecimiento día ⁻¹ <i>Nannochloropsis sp</i>				
Tiempo	Tasa de crecimiento concentración menor	Tasa de crecimiento concentración mayor	Media	Desviación
24	0,16660	0,14165	0,15413	± 0,01764
48	0,08536	-0,01266	0,03635	± 0,06931
96	-0,39925	-0,24077	-0,32001	± 0,11207
144	0,03416	-0,04024	-0,00304	± 0,05261

En la tabla 32, se detalla la tasa de crecimiento o productividad y el tiempo de duplicación de *Nannochloropsis sp.* durante los días de crecimiento exponencial. Ya que, los resultados previos, es decir; de las tablas 30 y 31 presentados son evaluados en distintas tomas de muestra, de acuerdo al día de medición designado.

Los resultados obtenidos en este estudio pueden compararse con los de Navarro Peraza et al., (2017) quienes reportaron una tasa de crecimiento específica (μ) de 0,165 d⁻¹ para *Nannochloropsis sp.*, Kawaroe et al., (2015) encontraron una μ entre 0,19-0,30 d⁻¹ y un tiempo de duplicación (td) de 2,27-3,51 días. Peng et al., (2020) registraron una μ de 0,30 d⁻¹, presentando valores superiores a los de este trabajo. Şirin & Sillanpää (2015) reportaron valores de la tasa de 0,37-0,45 d⁻¹.

Sin embargo, se identificaron valores inferiores en estudios como el de Garate Osuna et al., (2022) con una μ de 0,133 d⁻¹ y un td de 5,2 días. Montero-Sánchez et al., (2012) informaron una productividad de biomasa significativamente menor para *Nannochloropsis sp.*, con resultados de 0,003 y 0,09 g L⁻¹ día⁻¹, estos valores se obtuvieron bajo condiciones no favorables debido a la baja concentración de nutrientes en el agua residual utilizada en este trabajo. Además, se pudo corroborar que el estudio se encuentra dentro del rango de los valores reportados por los estudios.

Tabla 32.

Resultados de la tasa de crecimiento (μ) y tiempo de duplicación de *Nannochloropsis sp* y *Chlorella vulgaris*

	<i>Chlorella vulgaris</i>		<i>Nannochloropsis sp</i>	
	Concentración menor	Concentración mayor	Concentración menor	Concentración mayor
Tasa de crecimiento específico	0,28104447	0,21946289	0,16660414	0,14165052
Tiempo de duplicación	2,4663256	3,15837996	4,16044389	4,89336146

4.3 Resultados de la evaluación de la relación Carbono: Nitrógeno de las microalgas postratamiento

En la tabla 33, se presentan los resultados para las concentraciones de Carbono y Nitrógeno en las microalgas de las diferentes muestras (M) analizadas.

Tabla 33.

Resultados del contenido de carbono y nitrógeno en microalgas cosechadas postratamiento

Especie	Carbono			Promedio mg/l	Desviación	Nitrógeno			Promedio mg/L	Desviación
	M1	M2	M3			M4	M5	M6		
<i>Chlorella vulgaris</i>	564 mg/l	575 mg/l	570 mg/l	569.666	5.507	317 mg/l	292 mg/l	304 mg/l	304,333	±12,503
<i>Nannochloropsis sp</i>	567 mg/l	566 mg/l	567 mg/l	566.666	0.577	520 mg/l	492 mg/l	512 mg/l	508	±14,422

En la evaluación de utilizar las microalgas cosechadas postratamiento como biofertilizante se obtuvo una relación Carbono:Nitrogeno (C/N) para *Chlorella vulgaris* de 1,8:1, mientras que la relación C/N para la *Nannochloropsis sp*, de 1,2:1, esta relación se considera baja para la utilización típica de un biofertilizante que presenta relación óptima es 25:1 siendo aceptable también una relación C/N de 20 a 30 si la relación C/N es de 40 quiere decir que tiene más

Carbono y si la relación es de 10 podemos decir que tiene relativamente más Nitrógeno. (Chocando & Veliz, 2019).

Las relaciones C/N de las aguas residuales se sitúan entre 2,5-4:1 (Kvantaliani, 2022). La relación obtenida de las microalgas puede estar condicionada a la falta de suministro de dióxido de carbono (CO_2) durante los ensayos y al no contener las aguas residuales una relación alta fue desfavorable para las especies además que al encontrarse selladas no permite la captación de dióxido de carbono del ambiente. No obstante, según Gamarra-Lezcano et al., (2018) indica cuando existen valores bajos de relación C/N los microorganismos serán más eficientes en la descomposición de la materia orgánica.

Además, el investigador Verma et al., (2023) sugiere que la relación carbono-nitrógeno en el suelo de algunos cultivos debe mantenerse baja, ya que una alta concentración de carbono podría llevar a la inmovilización del nitrógeno en el suelo. Aunque no proporciona un valor específico para esta relación, enfatiza la importancia de esta consideración en la gestión de fertilizantes nitrogenados utilizados generalmente en el cultivo de hortalizas, en consecuencia, de caracterizarse por ser plantas que necesitan de grandes cantidades de nitrógeno. Además, Verma et al., (2023) destaca el uso de microalgas como fertilizantes nitrogenados, señalando que el amonio es uno de los nutrientes preferidos por estas microalgas, lo que las hace especialmente eficaces en la absorción de nitrógeno.

Por otro lado, la investigación realizada por Briones-Morales y San Martín-Aguilera (2021) resume los requisitos establecidos por la Unión Europea respecto a los fertilizantes órgano-minerales. Según sus hallazgos, se requiere que los abonos órgano-minerales nitrogenados contengan al menos un 10% de nitrógeno total y un 8% de carbono orgánico. Para los abonos órgano-minerales nitrogenados líquidos, se exige un mínimo de 8% de nitrógeno total y un 5% de carbono orgánico. Estos requisitos aseguran que los fertilizantes proporcionen los nutrientes necesarios de manera eficiente y sostenible.

Los resultados obtenidos del análisis estadístico t-test señalan que existe una diferencia significativa de la concentración de nitrógeno entre las *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis sp.*, con un valor $p = 5,044e-05$. Donde *Chlorella vulgaris* tiene una media de nitrógeno de 304,33, mientras que *Nannochloropsis sp.* tiene una media de 508. La diferencia entre estas medias es notable. En el caso del carbono el estadístico W fue de 6 y el valor p obtenido fue 0,6579, lo que indica que no hay suficiente evidencia para rechazar la hipótesis nula. Esto sugiere que no hay una diferencia significativa en los niveles de carbono entre las dos especies de microalgas.

5. Conclusiones y recomendaciones

5.1 Conclusiones

El sistema diseñado a escala de laboratorio para el cultivo de microalgas con agua residual doméstica, que incluye una estructura de madera con iluminación LED controlada, sistemas de aeración y agitación eficientes, y el uso de matraces Erlenmeyer para diferentes condiciones experimentales, proporcionó un entorno controlado y replicable.

Los resultados obtenidos en esta investigación demostraron que, en la primera fase de ensayos correspondiente a las diferentes intensidades lumínicas:

Para *Chlorella vulgaris* el mayor crecimiento de microalgas se obtuvo a una iluminación de 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ de radiación PAR, con una concentración final de 0,16 g/L, siendo superior a lo obtenido con otras intensidades de luz. Para *Nannochloropsis sp.*, la mayor concentración de biomasa se obtuvo a 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ con un valor de 0,18 g/L.

En cuanto a la remoción de nitrógeno en *Chlorella vulgaris*, la iluminación a 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ reportó un porcentaje de remoción de amonio con un 93,7%. Adicionalmente, el porcentaje de remoción de nitrato alcanzó un 91,89% a una intensidad de 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, por último, el mayor porcentaje de remoción de nitrito reportado fue 94,11% a las intensidades de 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ y 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$.

Para *Nannochloropsis sp.*, los mayores porcentajes de remoción de nitratos y nitritos se lograron en una intensidad de 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, en cuanto al amonio el porcentaje mayor se registró a 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ con un 72,58%

Chlorella vulgaris alcanzó un porcentaje de remoción de fósforo del 35,7% a una intensidad de 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ mientras que *Nannochloropsis sp.*, a 360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ alcanzó un porcentaje de remoción de fosforo de 13,39%.

Para *Chlorella vulgaris*, se encontró que la mejor remoción de DQO se logró con una intensidad de iluminación de 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, reduciendo su concentración inicial de 199 mg/L, en un 39,19% alcanzando una concentración final de 121 mg/l. Por otro lado, *Nannochloropsis sp.* mostró una mayor eficiencia de remoción de DQO a una intensidad de iluminación de 480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, con un porcentaje de remoción del 42,03% a una concentración inicial de 295 mg/l.

No obstante, los análisis estadísticos revelaron que no existen diferencias significativas en la remoción de nutrientes (nitritos, nitratos, fosfatos, amonio) relacionada con las diferentes intensidades, por lo que el diseño experimental aplicado a la segunda fase que consiste en la variación de las concentraciones iniciales de biomasa, se realizó con la intensidad de 240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ teniendo en cuenta que esta presenta los mejores resultados de aumento en la concentración de biomasa.

Además, en la segunda fase experimental que comprende la comparación entre especies de microalgas, así como entre las concentraciones iniciales de biomasa, se concluyó lo siguiente:

Para *Chlorella vulgaris*, a mayor concentración inicial se obtuvo porcentajes de remoción 87,5%, 71,42%, 97,31% de nitritos, nitratos y fósforo, la remoción de amonio fue mejor a una concentración menor, con un 78%.

Mientras que para *Nannochloropsis sp.*, los mayores valores reportados para la remoción se lograron con la concentración inicial de biomasa menor, para nitritos y nitratos con 85,71% y 95,12% respectivamente, y con una remoción mayor alcanzada en la concentración mayor para fosfatos y amonio con 35,39% y 28,57% respectivamente.

Chlorella vulgaris demostró una alta eficiencia en la remoción de DQO al sexto día de experimentación, empezando con una concentración de 337 mg/L tanto para la concentración inicial de biomasa mayor como la menor, y teniendo porcentajes de remoción del 73,88% y del 81,60% respectivamente, es decir las concentraciones finales de DQO reportadas fueron de 88 mg/L para la concentración inicial de biomasa mayor y 62 mg/L para la concentración inicial de biomasa menor.

Para *Nannochloropsis sp.*, la concentración inicial fue de 446 mg/L, para ambas concentraciones, y se registraron porcentajes de remoción de 76,90% y 81,39% para concentración inicial de biomasa mayor y menor respectivamente, es decir las concentraciones finales de DQO reportadas fueron de 83 mg/L concentración inicial de biomasa mayor y 103 mg/L concentración inicial de biomasa menor, lo que indica la capacidad de estas microalgas para asimilar y degradar la materia orgánica presente en el agua residual. Aunque los porcentajes de remoción podrían ser mayores con un tiempo de experimentación prolongado, los resultados obtenidos respaldan la eficiencia de *Nannochloropsis sp.* en la remoción de DQO en un corto período de tiempo.

Sin embargo, el análisis estadístico mostró que las concentraciones iniciales de microalgas, tanto para *Chlorella vulgaris* como para *Nannochloropsis sp.*, no tuvieron un impacto significativo en la eficiencia de remoción de contaminantes. Los análisis estadísticos realizados, como el test de Wilcoxon y el ANOVA bidireccional, respaldaron la consistencia de los resultados obtenidos, indicando que no existen diferencias significativas en la remoción de contaminantes entre las dos especies de microalgas ni entre las diferentes concentraciones iniciales.

Las relaciones C/N obtenidas para *Chlorella vulgaris* (1,8:1) y *Nannochloropsis sp.* (1,2:1) son significativamente más bajas que las óptimas de 25:1 a 30:1 para biofertilizantes, indicando una alta proporción de nitrógeno que podría afectar su eficacia; sin embargo, los fertilizantes nitrogenados son caracterizados por mantener una baja relación C/N, la cual es crucial para evitar la inmovilización del nitrógeno en el suelo, especialmente en cultivos que requieren grandes cantidades de este nutriente, como las hortalizas.

La prueba estadística t, aplicada a la caracterización del nitrógeno de la biomasa de cada especie de microalga secada, indicó que el nivel promedio de este compuesto en *Chlorella vulgaris* es significativamente menor que en *Nannochloropsis sp.* Por otro lado, la prueba de Mann-Whitney aplicada al carbono, mostró que no hay diferencias significativas en los niveles de este compuesto, entre las dos especies, sugiriendo un contenido de carbono similar en ambas microalgas.

5.2 Recomendaciones

Se recomienda llevar a cabo investigaciones con duraciones prolongadas y utilizando aguas residuales con mayores concentraciones de contaminantes. Con el fin de evaluar mejor la efectividad. Esto permitirá obtener mayores crecimientos de biomasa, debido a que en este estudio las concentraciones iniciales de nutrientes fueron un limitante.

Suministrar CO₂ a través de tanques o cápsulas para mantener el control del pH. Este método garantiza un entorno óptimo para el crecimiento de las microalgas y mejora la eficiencia del proceso de biorremediación.

Realizar investigaciones enfocadas en la aplicación de las microalgas como biofertilizantes, incluyendo pruebas en pequeños cultivos para evaluar la eficacia y los beneficios en diferentes tipos de plantas y condiciones de cultivo.

Se recomienda que se haga mantenimiento a los equipos de laboratorio, que se equipe más, para abastecer las necesidades de clases, prácticas y desarrollo de tesis y así no complicar los cronogramas establecidos.

Referencias

- Abalde, J., Cid, Á., Fidalgo Paredes, P., Torres, E., & Herrero, C. (1995). *Microalgas: Cultivo y aplicaciones*. Universidade da Coruña, Servizo de Publicacións. <https://ruc.udc.es/dspace/handle/2183/25013>
- Abdullah, R., Ishak, C., Osman, N., Halim, N., & Panhwar, Q. (2021). *Determinación de las características y el potencial de los biocarbón vegetal para reducir la absorción de cobre en el maíz*. 80, e2221.
- Abedini Najafabadi, H., Malekzadeh, M., Jalilian, F., Vossoughi, M., & Pazuki, G. (2015). Efecto de diversas fuentes de carbono sobre la producción de biomasa y lípidos de *Chlorella vulgaris* en condiciones de escasez de nutrientes y carencia de nitrógeno. *Bioresource Technology*, 180, 311-317. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.12.076>
- Abello-Passteni, V., Muñoz Alvear, E., Lira, S., Garrido-Ramírez, E., Abello-Passteni, V., Muñoz Alvear, E., Lira, S., & Garrido-Ramírez, E. (2020). Evaluación de eco-eficiencia de tecnologías de tratamiento de aguas residuales domésticas en Chile. *Tecnología y ciencias del agua*, 11(2), 190-228. <https://doi.org/10.24850/j-tyca-2020-02-05>
- Acién Fernández, F. G., Gómez-Serrano, C., & Fernández-Sevilla, J. M. (2018). Recovery of Nutrients From Wastewaters Using Microalgae. *Frontiers in Sustainable Food Systems*, 2. <https://doi.org/10.3389/fsufs.2018.00059>
- Acosta, I., Sandoval, P., Bautista, D., Hernández, N., Cárdenas, J. F., & Martínez, V. M. (2012). BIOSORPTION OF CHROMIUM (VI) BY THE MAMEY (*Mammea americana* L.) SHELL. *Avances en Ciencias e Ingeniería*.
- Adamakis, I.-D., Lazaridis, P. A., Terzopoulou, E., Torofias, S., Valari, M., Kalaitzi, P., Rousonikolos, V., Gkoutzikostas, D., Zouboulis, A., Zalidis, G., & Triantafyllidis, K. S. (2018). Cultivation, characterization, and properties of *Chlorella vulgaris* microalgae with different lipid contents and effect on fast pyrolysis oil composition. *Environmental Science*

and Pollution Research, 25(23), 23018-23032. <https://doi.org/10.1007/s11356-018-2368-5>

Agudelo Rivera, E. (2020). *Las microalgas como fuente de nutrientes en vías de desarrollo*. <http://rua.ua.es/dspace/handle/10045/107312>

Aishvarya, V., Jena, J., Pradhan, N., Panda, P. K., & Sukla, L. B. (2015). Microalgae: Cultivation and Application. En L. B. Sukla, N. Pradhan, S. Panda, & B. K. Mishra (Eds.), *Environmental Microbial Biotechnology* (pp. 289-311). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-19018-1_15

Ajayan, K. V., Selvaraju, M., Unnikannan, P., & Sruthi, P. (2015). Phycoremediation of Tannery Wastewater Using Microalgae Scenedesmus Species. *International Journal of Phytoremediation*, 17(10), 907-916. <https://doi.org/10.1080/15226514.2014.989313>

Ajeng, A. A., Rosli, N. S. M., Abdullah, R., Yaacob, J. S., Qi, N. C., & Loke, S. P. (2022). Resource recovery from hydroponic wastewaters using microalgae-based biorefineries: A circular bioeconomy perspective. *Journal of Biotechnology*, 360, 11-22. <https://doi.org/10.1016/j.jbiotec.2022.10.011>

Alfaro, D. A., Gómez, A. C., & Rovira, M. D. (2016). *Evaluación de la correlación existente entre densidad celular y densidad óptica de microalgas marinas*. <http://repositorio.uca.edu.sv/jspui/handle/11674/5657>

Alisawi, H. A. (2020). *Performance of wastewater treatment during variable temperature*. 10. <https://doi.org/10.1007/s13201-020-1171-x>

Almomani, F., Al Ketife, A., Judd, S., Shurair, M., Bhosale, R., Znad, H., & Tawalbeh, M. (2019). Impact of CO₂ concentration and ambient conditions on microalgal growth and nutrient removal from wastewater by a photobioreactor. *Science of The Total Environment*, 662, 662-671. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.01.144>

- Amay Jimenez, J. L. (2022). *Importancia de los principales parámetros físico químicos que influyen en el cultivo de microalgas marinas*.
<http://repositorio.utmachala.edu.ec/handle/48000/19767>
- Andrade, C., Chacón, C., Cárdenas, C., & Avendaño, E. M. (2006). Remoción de nitrógeno y fósforo de aguas residuales urbanas por la microalga *Chlorella* sp. En condiciones de laboratorio. *Ciencia*, 14(1), Article 1.
<https://produccioncientificaluz.org/index.php/ciencia/article/view/9309>
- Andrade, D. S., Amaral, H. F., Gavilanes, F. Z., Morioka, L. R. I., Nassar, J. M., de Melo, J. M., Silva, H. R., & Telles, T. S. (2021). Microalgae: Cultivation, Biotechnological, Environmental, and Agricultural Applications. En N. R. Maddela, L. C. García Cruzatty, & S. Chakraborty (Eds.), *Advances in the Domain of Environmental Biotechnology: Microbiological Developments in Industries, Wastewater Treatment and Agriculture* (pp. 635-701). Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-15-8999-7_23
- Antolinez, A., & Acosta, J. (2022). *Estudio experimental de los requerimientos energéticos en la separación de biomásas de microalgas utilizadas en tratamiento de aguas residuales por método de centrifugación*.
https://repository.unab.edu.co/bitstream/handle/20.500.12749/16879/2022_Tesis_Antonio_Antolinez.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Appling, D., Habteselassie, M. Y., Radcliffe, D., & Bradshaw, J. K. (2013). Preliminary Study on the Effect of Wastewater Storage in Septic Tank on *E. coli* Concentration in Summer. *Water*, 5(3), Article 3. <https://doi.org/10.3390/w5031141>
- Arias Peñaranda, M. T., Martínez Roldán, A. D. J., & Cañizares Villanueva, R. O. (2013). PRODUCCIÓN DE BIODIESEL A PARTIR DE MICROALGAS: PARÁMETROS DEL CULTIVO QUE AFECTAN LA PRODUCCIÓN DE LÍPIDOS. *Acta Biológica Colombiana*, 18(1), 43-68.

- Arora, S., & Kazmi, A. A. (2015). The effect of seasonal temperature on pathogen removal efficacy of vermifilter for wastewater treatment. *Water Research*, 74, 88-99. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2015.02.001>
- Balogun, S., & Ogwueleka, T. C. (2021). Coliforms removal efficiency of Wupa wastewater treatment plant, Abuja, Nigeria. *Energy Nexus*, 4, 100024. <https://doi.org/10.1016/j.nexus.2021.100024>
- Baquerizo, M., Acuña, M., & Solis-Castro, M. (2019). Contaminación de los ríos: Caso río Guayas y sus afluentes. *Manglar*, 16(1), Article 1.
- Barreiro Vescovo, S. N. (2019). *Caracterización de los consorcios microalgas-bacterias en el tratamiento de agua residual urbana*. <https://hdl.handle.net/20500.14352/10777>
- Barrios, J. E., & Martínez, T. M. (2023). *Eficiencia de la Semilla de Mangifera Indica (Mango de Hilacha) como Coagulante Orgánico en una Muestra de Agua Residual Doméstica*.
- Bashan, L. E., & Bashan, Y. (2010). Immobilized microalgae for removing pollutants: Review of practical aspects. *Bioresource Technology*, 101(6), 1611-1627. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2009.09.043>
- Beltrán-Rocha, J. C., Guajardo-Barbosa, C., Barceló-Quintal, I. D., & López-Chuken, U. J. (2017). Biotreatment of secondary municipal effluents using microalgae: Effect of pH, nutrients (C, N and P) and CO₂ enrichment. *Revista de biología marina y oceanografía*, 52(3), 417-427. <https://doi.org/10.4067/S0718-19572017000300001>
- Berberian, G., & Rosanova, M. (2012). *Impacto del cambio climático en las enfermedades infecciosas*. 110(1). http://www.scielo.org.ar/scielb.php?script=sci_arttext&pid=S0325-00752012000100009
- Bridgewater, L. L., Baird, R. B., Eaton, A. D., Rice, E. W., American Public Health Association, American Water Works Association, & Water Environment Federation (Eds.). (2017). *Standard methods for the examination of water and wastewater* (23rd edition). American Public Health Association.

- Briones-Morales, J., & San Martín-Aguilera, G. (2021). *ESTUDIO COMPARATIVO DE LA NORMATIVA CHILENA CON LA UNIÓN EUROPEA SOBRE LA PROTECCIÓN DEL MEDIO AMBIENTE POR EL USO DE FERTILIZANTES NITROGENADOS*. UNIVERSIDAD TECNOLÓGICA METROPOLITANA.
- Bumandalai, O., & Tserennadmid, R. (2019). Effect of *Chlorella vulgaris* as a biofertilizer on germination of tomato and cucumber seeds. *International Journal of Aquatic Biology*, 7(2), Article 2. <https://doi.org/10.22034/ijab.v7i2.582>
- Cabello, J., Morales, M., & Revah, S. (2017). Consumo de dióxido de carbono de la microalga *Scenedesmus obtusiusculus* ante variaciones transitorias de la concentración de CO₂ en la entrada. *Science of The Total Environment*, 584-585, 1310-1316. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2017.02.002>
- Calle Romero, J. S., & Padrón Ordóñez, P. I. (2020). *Caracterización de efluentes de fosas sépticas particulares del cantón Cuenca* [bachelorThesis, Universidad del Azuay]. <http://dspace.uazuay.edu.ec/handle/datos/10294>
- Camacho-Rodríguez, J., Cerón-García, M. C., Fernández-Sevilla, J. M., & Molina-Grima, E. (2015). La influencia de las condiciones de cultivo en la biomasa y la generación de productos de alto valor por *Nannochloropsis gaditana* en acuicultura. *Algal Research*, 11, 63-73. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2015.05.017>
- Candela Orduz, R. D. (2015). *Las microalgas y el tratamiento de aguas residuales: Conceptos y aplicaciones. Una revisión bibliográfica*. <http://repository.unad.edu.co/handle/10596/12170>
- Capone, D., Chigwechokha, P., Ili, F. L. de los R., Holm, R. H., Risk, B. B., Tilley, E., & Brown, J. (2021). Impact of sampling depth on pathogen detection in pit latrines. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 15(3), e0009176. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0009176>

- Caraguay Palacios, C. A., & Plaza León, P. A. (2023). *Evaluación de tratamientos sostenibles de aguas residuales domésticas a escala piloto en sistemas unifamiliares de la parroquia Baños*. <http://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/42228>
- Cartagena, J. C., & Malo, B. O. (2017). *Evaluación del uso de la microalga Chlorella Vulgaris en la remoción de materia orgánica de las aguas residuales de la ptar el Salitre a nivel laboratorio*. <https://repository.uamerica.edu.co/handle/20.500.11839/6035>
- Castillo, O. S., Torres-Badajoz, S. G., Núñez-Colín, C. A., Peña-Caballero, V., Herrera Méndez, C. H., Rodríguez-Núñez, J. R., Castillo, O. S., Torres-Badajoz, S. G., Núñez-Colín, C. A., Peña-Caballero, V., Herrera Méndez, C. H., & Rodríguez-Núñez, J. R. (2017). Producción de biodiésel a partir de microalgas: Avances y perspectivas biotecnológicas. *Hidrobiológica*, 27(3), 337-352.
- Castro Castellanos, E. (2019). *Estudio de viabilidad técnica y económica de la implementación del sistema Tohá (lombrifiltro) para el tratamiento de las aguas residuales en el municipio de Tinjacá- Boyacá*. <http://repository.udistrital.edu.co/handle/11349/22771>
- Cevallos, A., & Piloso, A. (2022). *Evaluación de pasivos ambientales puntuales sobre el recurso agua ocasionados por extractoras de aceite en el río cucaracha, cantón la concordia*.
- Chocando, D., & Veliz, C. (2019). *Determinación del porcentaje de la unidad de compostaje que puede ser reemplazado por alperujo para la obtención de un biofertilizante en la localidad de Calientes – Tacna*. <https://repositorio.upt.edu.pe/handle/20.500.12969/1249>
- Chunzhuk, E. A., Grigorenko, A. V., Kiseleva, S. V., Chernova, N. I., Vlaskin, M. S., Ryndin, K. G., Butyrin, A. V., Ambaryan, G. N., & Dudoladov, A. O. (2023). Effects of Light Intensity on the Growth and Biochemical Composition in Various Microalgae Grown at High CO₂ Concentrations. *Plants*, 12(22), Article 22. <https://doi.org/10.3390/plants12223876>
- Colpas-Castillo, F., Jaime-Morales, J., & Severiche-Sierra, C. A. (2014). ANALYTICAL ASSESSMENT BY COLORIMETRIC METHOD OF ALUMINIUM DETERMINATION DISSOLVED IN WATER. *REVISTA BOLIVIANA DE QUÍMICA*, 31.

- Coronado-Reyes, J. A., Salazar-Torres, J. A., Juárez-Campos, B., & González-Hernández, J. C. (2020). *Chlorella vulgaris*, a microalgae important to be used in Biotechnology: A review. *Food Science and Technology*, 42, e37320. <https://doi.org/10.1590/fst.37320>
- Das, P. K., Rani, J., Rawat, S., & Kumar, S. (2022). Microalgal Co-cultivation for Biofuel Production and Bioremediation: Current Status and Benefits. *BioEnergy Research*, 15(1), 1-26. <https://doi.org/10.1007/s12155-021-10254-8>
- Diak, J., Örmeci, B., & Kennedy, K. J. (2013). Effect of micro-aeration on anaerobic digestion of primary sludge under septic tank conditions. *Bioprocess and Biosystems Engineering*, 36(4), 417-424. <https://doi.org/10.1007/s00449-012-0798-x>
- Díaz, S. M., Téllez, E. M., Palma, R. M., Zapata, E., Ayala, L. B., Varona, M., Guarín, N., Trillos, C., Díaz, S. M., Téllez, E. M., Palma, R. M., Zapata, E., Ayala, L. B., Varona, M., Guarín, N., & Trillos, C. (2022). Carga de la enfermedad y costos en salud por la exposición a mercurio: Revisión de alcance. *Revista de la Universidad Industrial de Santander. Salud*, 54. <https://doi.org/10.18273/saluduis.54.e:22021>
- Díaz-Cuenca, E., Alavarado-Granados, A. R., & Camacho-Calzada, K. E. (2012). El tratamiento de agua residual doméstica para el desarrollo local sostenible: El caso de la técnica del sistema unitario de tratamiento de aguas, nutrientes y energía (SUTRANE) en San Miguel Almaya, México. *Quivera. Revista de Estudios Territoriales*, 14(1), 78-97.
- Díaz-Garduño, B., Pintado-Herrera, M. G., Biel-Maeso, M., Rueda-Márquez, J. J., Lara-Martín, P. A., Perales, J. A., Manzano, M. A., Garrido-Pérez, C., & Martín-Díaz, M. L. (2017). Environmental risk assessment of effluents as a whole emerging contaminant: Efficiency of alternative tertiary treatments for wastewater depuration. *Water Research*, 119, 136-149. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2017.04.021>
- Dinka, M. O. (2018). Safe Drinking Water: Concepts, Benefits, Principles and Standards. En *Water Challenges of an Urbanizing World*. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.71352>

- Elbert, W., Weber, B., Burrows, S., Steinkamp, J., Büdel, B., Andreae, M. O., & Pöschl, U. (2012). Contribution of cryptogamic covers to the global cycles of carbon and nitrogen. *Nature Geoscience*, 5(7), 459-462. <https://doi.org/10.1038/ngeo1486>
- Feoktistova Victorava, L., & Clark Feoktistova, Y. (2018). El metabolismo del cobre. Sus consecuencias para la salud humana. *MediSur*, 16(4), 579-587.
- Fernández, J. (2014). *Uso de microalgas inmovilizadas en biofilm para tratamiento de aguas residuales*. www.conama2014.org
- Fernández-Santisteban, M. T. (2017). Determinación de coliformes totales y fecales en aguas de uso tecnológico para las centrífugas. *ICIDCA. Sobre los Derivados de la Caña de Azúcar*, 51(2), 70-73.
- Figueroa-Torres, G. M., Pittman, J. K., & Theodoropoulos, C. (2021). Optimisation of microalgal cultivation via nutrient-enhanced strategies: The biorefinery paradigm. *Biotechnology for Biofuels*, 14(1), 64. <https://doi.org/10.1186/s13068-021-01912-2>
- Flores, C. C., Peña-Castro, J. M., Flores-Cotera, L. B., & Cañizares-Villanueva, R. O. (2003). Avances en el diseño conceptual de fotobiorreactores para el cultivo de microalgas. *Interciencia*, 28(8), 450-456.
- Flórez López, G. L. (2024). *Potencial de un consorcio microbiano con predominio de microalgas MPMC en la biorremediación de aguas residuales de la PTAR de Nemocón, Cundinamarca*. <https://hdl.handle.net/1992/73859>
- Franco, E. F., Ramos, R., Ovando-Javier, A., Montero-Espaillet, E., Bonilla, S., & Veda, A. (2023). Sensores de calidad de agua para el control de la contaminación fisicoquímica en los acuíferos de Latinoamérica: Una revisión. *Ciencia, Ambiente y Clima*, 6(1), Article 1. <https://doi.org/10.22206/cac.2023.v6i1.pp45-70>
- Gamarra Lezcano, C. C., Díaz Lezcano, M. I., Vera de Ortíz, M., Galeano, M. del P., Cabrera Cardús, A. J. N., Gamarra Lezcano, C. C., Díaz Lezcano, M. I., Vera de Ortíz, M., Galeano, M. del P., & Cabrera Cardús, A. J. N. (2018). Relación carbono-nitrógeno en suelos de

- sistemas silvopastoriles del Chaco paraguayo. *Revista mexicana de ciencias forestales*, 9(46), 4-26. <https://doi.org/10.29298/rmcf.v9i46.134>
- Garate Osuna, A., Valdez, A., Franco, M., Guevara, O., & Santos, D. (2022). *Análisis del comportamiento de Nannochloropsis oculata cultivada en un fotobiorreactor bajo condiciones de estrés térmico*. 5(2).
- García Acevedo, S. L., & Ortiz Fajardo, M. F. (2023). *Bioabsorción de nitratos y fosfatos mediante Chlorella vulgaris a partir de aguas residuales domésticas del Parque Ambiental Cantarrana—Bogotá*. <http://repository.pedagogica.edu.co/handle/20.500.12209/18448>
- García Romeral, J., Pavía Gómez, M., García Sanz, T., Chirivella Martorell, J., & Serrano Aroca, Á. (2017). Principios de Biotecnología y Bioingeniería en el cultivo de microalgas: Importancia, problemas tecnológicos, tipos y sistemas de cultivos, crecimiento, factores limitantes, selección, aislamiento, escalado y caracterización bioquímica. *Nereis: revista iberoamericana interdisciplinaria de métodos, modelización y simulación*, 9, 115-130.
- Gellibert Noblecilla, M. V., Ramirez Pozo, K. P., & Aray, M. (2017). *Diseño de un tratamiento para agua residuales en una planta cervecera mediante microalga chlorella vulgaris* [Thesis, ESPOL. FCV.]. <http://www.dspace.espol.edu.ec/handle/123456789/51521>
- God, J. (2020). *Aplicación de microalgas para la remoción de nutrientes en efluentes agrícolas: Revisión de literatura* [Zamorano: Escuela Agrícola Panamericana, 2020]. <https://bdigital.zamorano.edu/handle/11036/6747>
- Gómez, M. D., Pérez, M. del C. G., González, J. R., & Machuca, J. A. P. V. (2020). Fitorremediación de Aguas Residuales Urbanas de Pequeños Municipios con Microalgas. *REVISTA CIENTÍFICA ECOCIENCIA*, 7(3), Article 3. <https://doi.org/10.21855/ecociencia.73.347>
- Gómez-Luna, L., Tormos-Cedeño, L., Ortega-Díaz, Y., Gómez-Luna, L., Tormos-Cedeño, L., & Ortega-Díaz, Y. (2022). Cultivo y aplicaciones de Chlorella vulgaris: Principales tendencias y potencialidades en la agricultura. *Tecnología Química*, 42(1), 70-93.

- Gonzalez, J. (2014). *Estudio de la influencia de la intensidad lumínica en la eliminación de nutrientes en el efluente de un reactor anaerobio de membranas mediante microalgas.*
- Guamán Sánchez, V. A., & Molina Ulloa, M. A. (2015). *Evaluación de las plantas de depuración de agua residual de las comunidades de Macas y San Pedro, cantón Cuenca, Azuay* [bachelorThesis]. <http://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/21662>
- Guanuchi, J. C. (2018). *Análisis de los efectos de la turbidez sobre el crecimiento de microalgas empleadas para el tratamiento de aguas residuales.*
- GutiérrezÁlzate, K., Acevedo Correa, D., Urzola Ortega, J. J., Fuentes Berrio, L., & Beltrán Cotta, L. A. (2023). Alzheimer's disease and its association with dietary aluminum: A review. *Tecnura: Tecnología y Cultura Afirmando El Conocimiento*, 27(77), 5.
- Gutierrez, J. (2021). *Caracterización de los principales factores bióticos y abióticos que influyen sobre la capacidad remoción de fenol por un consorcio microbiano (cm) formado por Scenedesmus Dimorphus y su ficoesfera.* <https://repositorio.uniandes.edu.co/entities/publication/4255c43e-3d47-4167-90b8-6338808f9d94>
- Guzman Palomino, A. (2023). *ANÁLISIS DE LA DINÁMICA DE PRODUCCIÓN DE CARBOHIDRATOS DE SISTEMAS DE CULTIVO DE MICROALGAS A TRAVÉS DE SIMULACIÓN MATEMÁTICA.* <https://rinacional.tecnm.mx/jspui/handle/TecNM/5624>
- Gyanaranjan, J., Kasturi, D., & Achlesh, D. (2023). Surfactants in water and wastewater (greywater): Environmental toxicity and treatment options. *Chemosphere*, 341, 140082. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2023.140082>
- Hachicha, R., Elleuch, F., Ben Hlima, H., Dubessay, P., de Baynast, H., Delattre, C., Pierre, G., Hachicha, R., Abdelkafi, S., Michaud, P., & Fendri, I. (2022). Biomolecules from Microalgae and Cyanobacteria: Applications and Market Survey. *Applied Sciences*, 12(4), Article 4. <https://doi.org/10.3390/app12041924>

- Hanna Instruments. (2023). *Procedimiento para medición de amoniaco rango alto con reactivo HI* 94764B-25.
https://www.hannacolombia.com/sites/default/files/soporte/archivos_adjuntos/2023/01/procedimiento_para_medicion_de_amoniaco_rango_alto_con_reactivo_hi_94764b-25_.pdf
- Haro, S., & Perales, J. A. (2015). Cinética de consumo de nutrientes y crecimiento de un bloom de microalgas en un fotobiorreactor High Rate Algae Pond (HRAP). *Tecnología y ciencias del agua*, 6(3), 15-31.
- Hernández-Pérez, A., & Labbé, J. I. (2014). Microalgas, cultivo y beneficios. *Revista de biología marina y oceanografía*, 49(2), 157-173. <https://doi.org/10.4067/S0718-19572014000200001>
- Holguín Rosero, M. R. (2019). *Evaluación del potencial antioxidante de microalgas aisladas de sistemas lacustres de áreas protegidas y conservadas del Ecuador* [bachelorThesis, Quito: Universidad de las Américas, 2019]. <http://dspace.udla.edu.ec/handle/33000/11811>
- Hoffmann, J. P. (1998). *Wastewater treatment with suspended and nonsuspended algae* (Vol. 34, Número 5, p. 757). <https://doi.org/10.1046/j.1529-8817.1998.340757.x>
- Hou, R., Yuan, R., Chen, R., Zhou, B., & Chen, H. (2022). Metagenomic analysis of denitrifying phosphorus removal in SBR system: Comparison of nitrate and nitrite as electron acceptors. *Chemical Engineering Journal*, 446, 137225. <https://doi.org/10.1016/j.cej.2022.137225>
- Houser, K. W. (2019). Footcandles or Lux in IES Publications? *LEUKOS*, 15(4), 249-250. <https://doi.org/10.1080/15502724.2019.1638146>
- Huesemann, M., Van Wageningen, J., Miller, T., Chavis, A., Hobbs, S., & Crowe, B. (2013). A screening model to predict microalgae biomass growth in photobioreactors and raceway ponds. *Biotechnology and bioengineering*, 110. <https://doi.org/10.1002/bit.24814>

- Humberto Pérez, E., Sarria Villa, R. A., & Muñoz Perdomo, F. A. (2023). Metodología para la determinación de Hg en sedimentos y aguas empleando EAA. *Scientia et Technica*, 28(3), 165-172.
- INEC. (2022). *Geoportal*. <https://geo.cepal.org/censo-ecuador/>
- INEC, I. N. de E. y. (2010). *Población y Demografía*. Instituto Nacional de Estadística y Censos. <https://www.ecuadorencifras.gob.ec/censo-de-poblacion-y-vivienda/>
- Infante, C., Angulo, E., Zárate, A., Florez, J. Z., Barrios, F., & Zapata, C. (2012). PROPAGACIÓN DE LA MICROALGA *Chlorella* sp. EN CULTIVO POR LOTE: CINÉTICA DEL CRECIMIENTO CELULAR. *Avances en Ciencias e Ingeniería*, 3(2), 159-164.
- Informe mundial de las Naciones Unidas sobre el desarrollo de los recursos hídricos, 2017: Aguas residuales: El recurso no explotado; 2017—247647spa.pdf*. (2017).
- Kawaroe, M., Hwangbo, J., Augustine, D., & Putra, H. A. (2015). Comparison of density, specific growth rate, biomass weight, and doubling time of microalgae *Nannochloropsis* sp. Cultivated in Open Raceway Pond and Photobioreactor. *Aacl Bioflux*. <https://www.semanticscholar.org/paper/Comparison-of-density%2C-specific-growth-rate%2C-and-of-Kawaroe-Hwangbo/f9ad07e5bc62a7c7227debedad17ead1b94e42f5>
- Khor, J. G., Lim, H. R., Chia, W. Y., & Chew, K. W. (2022). Automated Cultivation System for Microalgae: Growth Factors and Control. <http://www.eurekaselect.com>. <https://www.eurekaselect.com/article/122763>
- Koul, B., Yadav, D., Singh, S., Kumar, M., & Song, M. (2022). Insights into the Domestic Wastewater Treatment (DWWT) Regimes: A Review. *Water*, 14(21), Article 21. <https://doi.org/10.3390/w14213542>
- Kusumo, F., Mahlia, T. M. I., Pradhan, S., Ong, H. C., Silitonga, A. S., Fattah, I. M. R., Nghiem, L. D., & Mofijur, M. (2022). A framework to assess indicators of the circular economy in biological systems. *Environmental Technology & Innovation*, 28, 102945. <https://doi.org/10.1016/j.eti.2022.102945>

- Kvantaliani, S. (2022). *Producción de biofertilizantes a partir de microalgas cultivadas en aguas residuales*.
https://upcommons.upc.edu/bitstream/handle/2117/369492/TFM_Sandro_Kvantaliani.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Lakshmikandan, M., Yang, F., Ye, S., Liu, Y., Chang, C., Yang, Y., Wen, H., Ameen, F., & Li, M. (2024). Enhancing nutrient removal of agricultural and agro-industrial wastewater utilizing symbiotic microalgal co-cultivation systems to optimize sustainable resource recovery. *Journal of Water Process Engineering*, 63, 105524.
<https://doi.org/10.1016/j.jwpe.2024.105524>
- Ledda, C., Romero Villegas, G. I., Adani, F., Ación Fernández, F. G., & Molina Grima, E. (2015). Utilización de concentrado procedente del tratamiento de aguas residuales para la producción exterior de biomasa de *Nannochloropsis gaditana* a escala piloto. *Algal Research*, 12, 17-25. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2015.08.002>
- Lee, Y. K. (2016). Microalgae Cultivation Fundamentals. En F. Bux & Y. Chisti (Eds.), *Algae Biotechnology: Products and Processes* (pp. 1-19). Springer International Publishing.
https://doi.org/10.1007/978-3-319-12334-9_1
- Leiva, A., Macías, E., Andrade, J. A., Aveiga, A. M., & Alcívar, S. S. (2016). La Alcalinidad Y La Nitrificación En Una Laguna Aireada A Escala Piloto. *European Scientific Journal, ESJ*, 12(36), Article 36. <https://doi.org/10.19044/esj.2016.v12n36p89>
- iang, Y., Sarkany, N., & Cui, Y. (2009). Biomass and lipid productivities of *Chlorella vulgaris* under autotrophic, heterotrophic and mixotrophic growth conditions. *Biotechnology Letters*, 31(7), 1043-1049. <https://doi.org/10.1007/s10529-009-9975-7>
- Luque Tumiri, J. F. (2020). Remoción de nitratos y fosfatos de agua residual mediante el uso de microalgas altiplánicas a nivel experimental. *Acta Nova*, 9(4), 543-552.

- Madalengoitia Alcazar, L. D. (2021). Técnicas de mitigación de olores en plantas de aguas residuales domesticas: Una revisión sistemática. *Repositorio Institucional - UCV*. <https://repositorio.ucv.edu.pe/handle/20.500.12692/83430>
- Martelli, A., Zualet, T.-V., Miras-Gagliardi, M.-B., Rubilar, T., Martelli, A., Zualet, T.-V., Miras-Gagliardi, M.-B., & Rubilar, T. (2024). Fitorremediación de efluentes acuícolas mediante el uso de seis microalgas marinas: Aportes de sustentabilidad en la industria acuícola del erizo de mar en Argentina. *Revista de Biología Tropical*, 72. <https://doi.org/10.15517/rev.biol.trop..v72is1.58979>
- Martínez, A. de J. (2013). *Producción de lípidos por la microalga Nannochloropsis sp. : En un fotobiorreactor tubular horizontal de 20 litros*. <https://repositorio.cinvestav.mx/handle/cinvestav/1387>
- Martínez, F. C., Silva, F. B., & Chávez, J. F. M. (2010). Control Inicial en la Descarga de Aguas Residuales Industriales y Comerciales. *Conciencia Tecnológica*, 39, 43-49.
- Medina, I. (2020). *Las microalgas una alternativa para la remoción de materia orgánica de aguas residuales domésticas*. http://repositoriodspace.unipamplona.edu.co/jspui/bitstream/20.500.12744/5354/1/Medina_2020_TG.pdf
- Mendoza, J. L., León, M., Nunja, J. M., Rodríguez, R. F., Vera, M., & Ipanaqué, J. M. (2018). Remoción de demanda química de Oxígeno de efluentes de remojo de curtiduría utilizando microalgas Chlorella sp. Viva en suspensión. *Infinitum...*, 8(2), Article 2. <https://doi.org/10.51431/infinitum.v8i2.487>
- Menéndez Gutiérrez, C., Dueñas Moreno, J., Menéndez Gutiérrez, C., & Dueñas Moreno, J. (2018). Los procesos biológicos de tratamiento de aguas residuales desde una visión no convencional. *Ingeniería Hidráulica y Ambiental*, 39(3), 97-107.
- Mercado-Reyes, I., & Álvarez-Montero, X. (2022). *Catálogo de Microalgas y Cianobacterias de las Reservas Buenaventura y Jorupe, Jocotoco, Ecuador*.

- Metcalf, & Eddy. (2013). *Ingeniería de aguas residuales. Tratamiento y recuperación de recursos* (5a ed). McGraw-Hill Interamericana de España.
- Mhedhbi, E., Khelifi, N., Foladori, P., & Smaali, I. (2020). Real-Time Behavior of a Microalgae–Bacteria Consortium Treating Wastewater in a Sequencing Batch Reactor in Response to Feeding Time and Agitation Mode. *Water*, 12(7), Article 7. <https://doi.org/10.3390/w12071893>
- Mikschofsky, H., Hammer, M., Schmidtke, J., König, P., Keil, G., Schirrmeier, H., Schmidt, K., & Broer, I. (2009). Optimization of growth performance of freshly induced carrot suspensions concerning PMP production. *In Vitro Cellular & Developmental Biology - Plant*, 45(6), 740-749. <https://doi.org/10.1007/s11627-008-9189-z>
- Mishra, S., Singh, V., Cheng, L., Hussain, A., & Ormeci, B. (2022). Nitrogen removal from wastewater: A comprehensive review of biological nitrogen removal processes, critical operation parameters and bioreactor design. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 10(3), 107387. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2022.107387>
- Mohd Udaiyappan, A. F., Abu Hasan, H., Takriff, M. S., & Sheikh Abdullah, S. R. (2017). A review of the potentials, challenges and current status of microalgae biomass applications in industrial wastewater treatment. *Journal of Water Process Engineering*, 20, 8-21. <https://doi.org/10.1016/j.jwpe.2017.09.006>
- Molina, A., Pozo, M., & Serrano, J. (2018). *Agua, saneamiento e higiene: Medición de los ODS en Ecuador. Instituto Nacional de Estadística y Censos y UNICEF (INEC-UNICEF)*. https://www.ecuadorencifras.gob.ec/documentos/web-inec/Bibliotecas/Libros/AGUA,_SANEAMIENTO_e_HIGIENE.pdf
- Mondal, M., Halder, G., Oinam, G., Indrama, T., & Tiwari, O. N. (2019). Chapter 17—Bioremediation of Organic and Inorganic Pollutants Using Microalgae. En V. K. Gupta & A. Pandey (Eds.), *New and Future Developments in Microbial Biotechnology and*

- Bioengineering* (pp. 223-235). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-63504-4.00017-7>
- Montero-Sánchez, Y., Gallo, A., Gómez Luna, L., Álvarez Hubert, I., Sabina, L., Tambara Hernandez, Y., Alvarez Gonzalez, A., & Ramírez, M. (2012). Productividad de Lípidos y composición de ácidos grasos de cinco especies de microalgas. *Investigación y Saberes*, 1, 37.
- Montoya, A. (2021). *Cultivo de Microalgas: Una Revisión Sistemática de la Literatura. Microalgae Cultivation: A Systematic Review of the Literature.* <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.27621.93925>
- Moreira, A., & Macías, M. (2018). *Estudio del comportamiento de la DBO en humedal artificial para tratar agua residual proveniente de baños, lavadoras y fregaderos.* <http://repositorio.uvr.edu.ec/handle/44000/2261>
- Morillo Semanate, L. D., Naranjo Tovar, D. A., Pérez, J., Villacis Oñate, W. E., Vargas Jentsch, P., Muñoz Bisesti, F., Morillo Semanate, L. D., Naranjo Tovar, D. A., Pérez, J., Villacis Oñate, W. E., Vargas Jentsch, P., & Muñoz Bisesti, F. (2019). REMOCIÓN DE TENSOACTIVOS Y COLIFORMES EN AGUAS RESIDUALES DOMÉSTICAS MEDIANTE PROCESOS FENTON. *Revista internacional de contaminación ambiental*, 35(4), 931-943. <https://doi.org/10.20937/rica.2019.35.04.12>
- Moronta, R., Mora, R., & Morales¹, E. (2006). Respuesta de la microalga *Chlorella sorokiniana* al pH, salinidad y temperatura en condiciones axénicas y no axénicas. *Revista de la Facultad de Agronomía*, 23(1), 28-43.
- Muñiz, R. (2019). Los fotobiorreactores de microalgas: Un recurso para el tratamiento terciario de aguas residuales. *Tekhné*, 22(3), Article 3. <https://doi.org/10.62876/tekhn.v22i3.4062>
- Muñoz, B. (2023). *Optimización del tratamiento de aguas residuales domésticas utilizando microalgas – bacterias en un fotobiorreactor tipo HRAP | UVaINVESTIGA-Consejo Social de la Universidad de Valladolid.*

<https://uvadoc.uva.es/bitstream/handle/10324/66049/TFM-I-2783.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

- Naranjo-Tovar, D., Morillo-Semanate, L., Pérez, J., Villacis-Oñate, W., Vargas-Jentzsch, P., Muñoz-Bisesti, F., Naranjo-Tovar, D., Morillo-Semanate, L., Pérez, J., Villacis-Oñate, W., Vargas-Jentzsch, P., & Muñoz-Bisesti, F. (2021). Fenton processes as a complementary treatment for the removal of surfactants and coliforms from municipal wastewater. *Ingeniare. Revista chilena de ingeniería*, 29(2), 364-377. <https://doi.org/10.4067/S0718-33052021000200364>
- Navarro-Peraza, R., Soto León, S., Contreras-andrade, I., Piña-Valdez, P., Viveros-García, T., Cuevas-Rodríguez, E.-O., & Nieves-Soto, M. (2017). Effects of temperature and nitrogen limitation on growth kinetics, proximate composition and fatty acid profile of *Nannochloropsis* sp. *Revista Mexicana de Ingeniera Quimica*, 16, 359-369.
- Nguyen, N. T., Vo, T. S., Tran-Nguyen, P. L., Nguyen, M. N., Pham, V. H., Matsubishi, R., Kim, K., & Vo, T. T. B. C. (2024). A comprehensive review of aeration and wastewater treatment. *Aquaculture*, 591, 741113. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2024.741113>
- Nishshanka, G. K. S. H., Thevarajah, B., Nimarshana, P. H. V., Prajapati, S. K., & Ariyadasa, T. U. (2023). Real-time integration of microalgae-based bioremediation in conventional wastewater treatment plants: Current status and prospects. *Journal of Water Process Engineering*, 56, 104248. <https://doi.org/10.1016/j.jwpe.2023.104248>
- Núñez, M., Flores, C. H. C. de, Acurero, Y. R., Rincón, S., Saules, L., & Morales, E. (2007). Remoción de nitrógeno en aguas residuales a través de las plantas typha dominguensis y lemna sp. *Revista AIDIS de ingeniería y ciencias ambientales: Investigación, desarrollo y práctica*. <https://revistas.unam.mx/index.php/aidis/article/view/14410>
- Ocaña, C. J., Quispe, S., & Lozano, Y. T. (2023). Eficacia del carbón activado de leña de Vitis vinífera en el tratamiento de agua residual domestica de Cachiche, Ica. *Ciencia & Desarrollo*, 22(1), Article 1. <https://doi.org/10.33326/26176033.2023.1.1812>

- Oliveira, O., Giancesella, S., Silva, V., Mata, T., & Caetano, N. (2017). Lipid and carbohydrate profile of a microalga isolated from wastewater. *Energy Procedia*, 136, 468-473. <https://doi.org/10.1016/j.egypro.2017.10.305>
- Once Sarmiento, D. J., & Ruiz Herrera, J. F. (2014). *Evaluación de las plantas de depuración de agua residual de las Comunidades de Soldados y Churuguzo, Cantón Cuenca, Azuay* [bachelorThesis]. <http://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/20923>
- Organización Mundial de la Salud & United Nations Children's Fund (UNICEF). (2017). *Progresos en materia de agua potable, saneamiento e higiene: Informe de actualización de 2017 y línea de base de los ODS*. Organización Mundial de la Salud. <https://iris.who.int/handle/10665/260291>
- Ortiz, A. (2015). *Biodepuración de grasas y aceites de efluentes de industria chocolatera, con la microalga chlorella vulgaris empacada en un sistema de flujo continuo, arequipa—2015*.
- Oscanoa, A. I., Gallegos, M. A. C., Ramos, L. F., & Soto, A. R. (2021). Evaluación del potencial de *Desmodesmus asymmetricus* y *Chlorella vulgaris* para la remoción de nitratos y fosfatos de aguas residuales. *Revista Peruana de Biología*, 28(1), Article 1. <https://doi.org/10.15381/rpb.v28i1.18082>
- Osorio Rivera, M. A., Carrillo Barahona, W. E., Negrete Costales, J. H., Loor Lalvay, X. A., & Riera Guachichullca, E. J. (2021). La calidad de las aguas residuales domésticas. *Polo del Conocimiento: Revista científico - profesional*, 6(3), 228-245.
- Pabón, S. E., Benítez, R., Sarria, R. A., Gallo, J. A., Pabón, S. E., Benítez, R., Sarria, R. A., & Gallo, J. A. (2020). Contaminación del agua por metales pesados, métodos de análisis y tecnologías de remoción. Una revisión. *Entre Ciencia e Ingeniería*, 14(27), 9-18. <https://doi.org/10.31908/19098367.0001>
- Pachéz, M. J. & Josue Gonzalez. (2022). *Uso de microalgas en depuración de aguas*.

- Palacios Pillajo, R. F., & Velastegui Quinteros, L. C. (2020). *Evaluación de la calidad del agua de consumo humano en la comunidad San Rafael, provincia de Pichincha* [bachelorThesis, Quito, 2020.]. <http://bibdigital.epn.edu.ec/handle/15000/21047>
- Parra, J. J. (2023). *Implementación y evaluación de un vermifiltro piloto empleado como tratamiento único de aguas residuales domésticas en una vivienda de la parroquia Baños, analizando su aplicación como una estrategia de economía circular*. <https://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/42492>
- Pastor, I., & Hanco, R. (2021). *Biorremediación de cromo presente en aguas contaminadas del río Chillón – Lima por la microalga Arthrospira platensis (Nordstedt) Gomont*. https://repositorio.ucss.edu.pe/bitstream/handle/20.500.14095/1261/Hanco_Pastor_tesis_2021.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Pazmiño, H., & Villamarín, M. (2018). *Propuesta de tratamiento de las aguas residuales de la «zona B» de Santo Domingo de los tsáchilas*. <https://bibdigital.epn.edu.ec/bitstream/15000/19818/1/CD-9223.pdf>
- Peng, X., Meng, F., Wang, Y., Yi, X., & Cui, H. (2020). Effect of pH, Temperature, and CO₂ Concentration on Growth and Lipid Accumulation of *Nannochloropsis* sp. MASCC 11. *Journal of Ocean University of China*, 19(5), 1183-1192. <https://doi.org/10.1007/s11802-020-4302-y>
- Pérez -Morales, A., Martínez -López, A., & Camalich -Carpizo, J. M. (2015). Dry weight, carbon, c/n ratio, hydrogen, and chlorophyll variation during exponential growth of selected microalgae species used in aquaculture. *CICIMAR Oceanides*, 30(1), 33-34. <https://doi.org/10.37543/oceanides.v30i1.168>
- Powell, N., Shilton, A., Chisti, Y., & Pratt, S. (2009). Towards a luxury uptake process via microalgae – Defining the polyphosphate dynamics. *Water Research*, 43(17), 4207-4213. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2009.06.011>

- Prajapati, S. K., Kaushik, P., Malik, A., & Vijay, V. K. (2013). Phycoremediation coupled production of algal biomass, harvesting and anaerobic digestion: Possibilities and challenges. *Biotechnology Advances*, 31(8), 1408-1425. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2013.06.005>
- Raffo Lecca, E., & Ruiz Lizama, E. C. (2014). Caracterización de las aguas residuales y la demanda bioquímica de oxígeno. *Industrial Data*, 17(1), 71-80.
- Ramanan, R., Kim, B.-H., Cho, D.-H., Oh, H.-M., & Kim, H.-S. (2016). Algae–bacteria interactions: Evolution, ecology and emerging applications. *Biotechnology Advances*, 34(1), 14-29. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2015.12.003>
- Ramirez Duque, J. L. (2017). Viabilidad en la producción de biomasa microalgal a partir de fotobiorreactores solares en el Valle del Cauca, Colombia. *Revista de Investigación Agraria y Ambiental*, 8(2), Article 2. <https://doi.org/10.22490/21456453.2039>
- Ramirez, H. (2022). *Análisis del efecto de la luz en el desarrollo de microalgas para la depuración de aguas residuales*.
- Ramírez-Mérida, L. (2020). *Agrobiología: Una visión general y sus aplicaciones*. <https://doi.org/10.4322/mp.2020.001>
- Ramón, J. A., León, J. A., & Castillo, N. (2015). Diseño de un sistema alternativo para el tratamiento de aguas residuales urbanas por medio de la técnica de lombrifiltros utilizando la especie *Eisenia foetida*. *Revista Mutis*, 5(1), Article 1. <https://doi.org/10.21789/22561498.1018>
- Ramos, R., & Pizarro, R. (2018). *Crecimiento y capacidad de biorremediación de *Chlorella vulgaris* (Trebouxiophyceae, Chlorophyta) cultivada en aguas residuales generadas en el cultivo del pez dorado *Seriola lalandi* (Perciformes: Carangidae) | Revista de Biología Marina y Oceanografía*. 53(1). <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-19572018000100075>
- Reinoso Salas, S. N., & Reinoso Carrillo, D. S. (2022). *Biorremediación de aguas residuales urbanas provenientes de las descargas hacia el Río Yasnán-Pulamarín del cantón*

- Cayambe-Ecuador mediante el uso de Chlorella SP.* [bachelorThesis].
<http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/23231>
- Reimann, C., Filzmoser, P., Garrett, R., & Dutter, R. (2008). Statistical Data Analysis Explained: Applied Environmental Statistics with R. En *Statistical Data Analysis Explained: Applied Environmental Statistics with R*. <https://doi.org/10.1002/9780470987605>
- Rendón, J. B. Y., Keith, I., Sarmiento, A. K. R., Rodríguez, N. F. C., & Castaño, O. C. (2018). Presencia de Microalgas Epibentónicas en el Pacífico Este Tropical. *Revista Científica Hallazgos21*, 3. <https://revistas.pucese.edu.ec/hallazgos21/article/view/235>
- Ricardo, L. (2010). TRATAMIENTOS AVANZADOS PARA AGUAS RESIDUALES INDUSTRIALES – UNA REVISIÓN. *Boletín Semillas Ambientales*, 4(2), Article 2. <https://revistas.udistrital.edu.co/index.php/bsa/article/view/9396>
- Ríos, L. A., Marín Sepúlveda, J. M., Montoya Arango, J. F., & Velásquez Aristizábal, J. A. (2008). *Evaluación del tratamiento fotocatalítico de aguas residuales industriales empleando energía solar*. <https://bibliotecadigital.udea.edu.co/handle/10495/7601>
- Ríos-Tobón, S., Agudelo-Cadavid, R. M., & Gutiérrez-Builes, L. A. (2017). Patógenos e indicadores microbiológicos de calidad del agua para consumo humano. *Revista Facultad Nacional de Salud Pública*, 35(2), 236-247. <https://doi.org/10.17533/udea.rfnsp.v35n2a08>
- Rodrigues, C., & Cunha, M. Â. (2017). Assessment of the microbiological quality of recreational waters: Indicators and methods. *Euro-Mediterranean Journal for Environmental Integration*, 2(1), 25. <https://doi.org/10.1007/s41207-017-0035-8>
- Rodríguez, A., Stella, A., Stomi, M., Zulpa, G., & Zaccaro, M. (2006). Effects of cyanobacterial extracellular products and gibberellic acid on salinity tolerance in *Oryza sativa*L. *Saline Systems*, 2(1), 7. <https://doi.org/10.1186/1746-1448-2-7>
- Rodríguez, J., Villegas Padilla, K., M., Poulton, I., J., Sims, N., A., Cochón, A., C., & Mandalunis, P., M. (2023). Chronic exposure to Cadmium in drinking water: Effect on kidneys and long bones. *Revista de Toxicología*, 40(1), 4.

- Rodríguez, M. del R., & Arias, Y. C. (2019). Evaluación preliminar de la remoción de Nitrógeno total y Ortofosfato de aguas residuales por *Chlorella* sp., en un fotobiorreactor airlift. *Bistua: Revista de la Facultad de Ciencias Básicas*, 17(1), 21-29.
- Romero, J. (2019). *Caracterización de compuestos antioxidantes carotenoides y polifenoles presentes en las microalgas Chlorella sp. Y Nannochloropsis oculata cultivadas in vitro con potencial nutricional*. <https://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/32108>
- Romero Rojas, J. A. (2021). *Tratamiento de aguas residuales: Teoría y principios de diseño* (Cuarta edición). Escuela Colombiana de Ingeniería.
- Rosales, A. G., Rodríguez, C. D., Ballen-Segura, M., Rosales, A. G., Rodríguez, C. D., & Ballen-Segura, M. (2018). Remoción de contaminantes y crecimiento del alga *Scenedesmus* sp. En aguas residuales de curtiembres, comparación entre células libres e inmovilizadas. *Ingeniería y Ciencia*, 14(28), 11-34. <https://doi.org/10.17230/ingciencia.14.28.1>
- Rubio, D. I. C., Calderón, R. A. M., Gualtero, A. P., Acosta, D. R., & Rojas, I. J. S. (2015). Tratamientos para la Remoción de Metales Pesados Comúnmente Presentes en Aguas Residuales Industriales. Una Revisión. *Ingeniería y Región*, 13, 73-90. <https://doi.org/10.25054/22161325.710>
- Sáez Huamán, W. (2019). *CONCENTRACIÓN DE NITRATOS Y FOSFATOS EN EL RÍO ICHU EN ÉPOCA DE ESTIAJE EN LA PARTE URBANA DE HUANCAMELICA*. <http://repositorio.unh.edu.pe/handle/UNH/2388>
- Salas-Herrera, G., Benavides-Mendoza, A., Zermeño-González, A., Orta-Dávila, A., Sánchez-Pérez, F. de J., Salas-Herrera, G., Benavides-Mendoza, A., Zermeño-González, A., Orta-Dávila, A., & Sánchez-Pérez, F. de J. (2015). Evaluación de microalgas para la producción de biomasa económicamente útil usando aguas producidas. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 6(SPE12), 2423-2435.
- Salazar, P. (2005). *Sistema tohá; una alternativa ecológica para el tratamiento de aguas residuales en sectores rurales*. Austral de Chile.

- Salgueiro Fernández, J. L. (2019). *Cultivo de microalgas en aguas residuales y aprovechamiento energético de la biomasa algal* [doctoralThesis, Enxeñaría química].
<https://www.investigacion.biblioteca.uvigo.es/xmlui/handle/11093/1158>
- Salgueiro, J., Perez, I., Maiceras, R., Sancház, A., & Cancelar, A. (2016). *Bioremediation of Wastewater using Chlorella Vulgaris Microalgae: Phosphorus and Organic Matter*. 10(3), 465-470.
- Safi, C., Zebib, B., Merah, O., Pontalier, P.-Y., & Vaca-Garcia, C. (2014). Morfología, composición, producción, procesamiento y aplicaciones de *Chlorella vulgaris*: Una revisión. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 35, 265-278. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2014.04.007>
- Samal, K., Dash, R. R., & Bhunia, P. (2017). Treatment of wastewater by vermifiltration integrated with macrophyte filter: A review. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 5(3), 2274-2289. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2017.04.026>
- Sanchez, F., & Moreira, C. (2022). Análisis de la cinética de adsorción de cobre (II) con diferentes materiales: Una revisión bibliográfica. *Revista Colón Ciencias, Tecnología y Negocios*, 9(1), 81-96.
- Sánchez, O., Herzig, M., Peters, E., Márquez-Huitz, R., & Zambrano, L. (2007). *Perspectivas sobre conservación de ecosistemas acuáticos en México*.
https://www.researchgate.net/publication/288653766_Perspectivas_sobre_conservacion_de_ecosistemas_acuaticos_en_Mexico
- Sanchez Ortiz, E. (2022). *Cultivo de microalgas en agua de enfriamiento de la industria cementera y agua residual doméstica como estrategia para la producción de carbohidratos*.
<https://www.upemor.edu.mx/posgrados/documentos/tesis/T.%204890%20Ortiz%20S%20C3%A1nchez,%20Edwin.pdf>

- Sánchez-Torres, H., Juscamaita-Morales, J., Vargas-Cárdenas, J., & Oliveros-Ramos, R. (2008). Producción de la microalga *Nannochloropsis oculata* (Droop) Hibberd en medios enriquecidos con ensilado biológico de pescado. *Ecología Aplicada*, 7(1-2), 149-158.
- Sánchez, R. G., & García, K. J. (2018). Tratamiento de aguas residuales con cargas industriales con oxidación avanzada en sistemas convencionales. *La Granja*, 27(1), Article 1. <https://doi.org/10.17163/lgr.n27.2018.08>
- Santos Montes, A. M., González Arechavala, Y., & Martín Sastre, C. (2014). Uso y aplicaciones potenciales de las microalgas. *Revista: Anales de Mecánica y Electricidad, Periodo: 1, Volumen: online, Número: 1, Página inicial: 20, Página final: 28.* <https://repositorio.comillas.edu/xmlui/handle/11531/4927>
- Sari Plaza, B. P. (2024). *Evaluación del tratamiento biológico del azul indigo mediante microalgas Chlorella sp a nivel de laboratorio* [bachelorThesis]. <http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/27307>
- Schnurr, P. J., & Allen, D. G. (2015). Factors affecting algae biofilm growth and lipid production: A review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 52, 418-429. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2015.07.090>
- Septory, R., & Triyatno, B. (2016). The utilization of aquacultures wastewater as nutrient sources in *Nannochloropsis oculata* cultivation to prevent waters contamination in coastal area. *AIP Conference Proceedings*, 1755. <https://doi.org/10.1063/1.4958479>
- Severiche, C., Luna, J., & Gonzalez, H. (2013). *Evaluación analítica para la determinación de fósforo total en aguas por el método del ácido ascórbico.* 7(17), 34-41. <https://doi.org/10.21774/ing.v7i17.316>
- Sforza, E., Calvaruso, C., La Rocca, N., & Bertucco, A. (2018). Absorción de fósforo en *Nannochloropsis salina*: Efecto de la concentración de P y la luz sobre la absorción de P en cultivos discontinuos y continuos. *Biochemical Engineering Journal*, 134, 69-79. <https://doi.org/10.1016/j.bej.2018.03.008>

- Sharma, R., Mishra, A., Pant, D., & Malaviya, P. (2022). Recent advances in microalgae-based remediation of industrial and non-industrial wastewaters with simultaneous recovery of value-added products. *Bioresource Technology*, 344, 126129. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2021.126129>
- Shaw, K., & Dorea, C. C. (2021). Biodegradation mechanisms and functional microbiology in conventional septic tanks: A systematic review and meta-analysis. *Environmental Science: Water Research & Technology*, 7(1), 144-155. <https://doi.org/10.1039/D0EW00795A>
- Silvério, P. F., & Gonçalves, C. (2008). Influência dos métodos de determinação da fração de carbono orgânico em solos nos estudos de qualidade da água subterrânea e de avaliação de risco. *Águas Subterrâneas*. <https://aguassubterraneas.abas.org/asubterraneas/article/view/23733>
- Sigler, A., & Bauder, J. (2012). *Alcalinidad, pH, y Sólidos Disueltos Totales*. Northern Plains & Mountains. https://region8water.colostate.edu/PDFs/we_espanol/Alkalinity_pH_TDS%202012-11-15-SP.pdf
- Singh, R., Samal, K., Dash, R. R., & Bhunia, P. (2019). Vermifiltration as a sustainable natural treatment technology for the treatment and reuse of wastewater: A review. *Journal of Environmental Management*, 247, 140-151. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2019.06.075>
- Sinha, R. K., Agarwal, S., Chauhan, K., Chandran, V., & Soni, B. K. (2010). Vermiculture Technology: Reviving the Dreams of Sir Charles Darwin for Scientific Use of Earthworms in Sustainable Development Programs. *Technology and Investment*, 1(3), Article 3. <https://doi.org/10.4236/ti.2010.13019>

- Soto, M. P. S., Orellana, Y. G., Simbaña, A. G., Tello, E. G., Borges, J. B., & Rodríguez, D. T. (2020). Propuesta de un protocolo para la obtención de fertilizante orgánico a partir de microalgas. *Agroindustria, Sociedad y Ambiente*, 1(14), Article 14.
- Şirin, S., & Sillanpää, M. (2015). Cultivo y recolección de alga marina *Nannochloropsis oculata* en aguas residuales municipales locales para biodiesel. *Bioresource Technology*, 191, 79-87. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.04.094>
- Sorenson, C., Ding, L., Zamalloa, C., Arsenault, A., Debeni Devi, N., & Hu, B. (2023). Illuminated septic tank – A microalgae assisted onsite wastewater treatment system. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 11(5), 110768. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2023.110768>
- Su, M., Bastiaens, L., Verspreet, J., & Hayes, M. (2023). Applications of Microalgae in Foods, Pharma and Feeds and Their Use as Fertilizers and Biostimulants: Legislation and Regulatory Aspects for Consideration. *Foods*, 12(20), Article 20. <https://doi.org/10.3390/foods12203878>
- Straka, L., & Rittmann, B. E. (2018). Light-dependent kinetic model for microalgae experiencing photoacclimation, photodamage, and photodamage repair. *Algal Research*, 31, 232-238. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2018.02.022>
- Tadeo-Sánchez, L., Puentes-Cárdenas, I. J., Flores-Ortiz, C. M., Sánchez-García, D., Pineda-Camacho, G., & Cristiani-Urbina, E. (2014). Producción de biodiésel por *Nannochloropsis* sp. Bajo diferentes condiciones ambientales. *Revista Cubana de Química*, 26(3), 276-298.
- Tante Valderrama, J. E. (2018). Evaluación de la capacidad depuradora de *Chlorella vulgaris* Beyerinck inmovilizada en alginato para el tratamiento de aguas residuales de la ciudad de Huará- Lima. *Universidad Católica Sedes Sapientiae*. <https://repositorio.ucss.edu.pe/handle/20500.14095/552>

- Teixeira Correia, G., Sánchez Ortiz, I. A., Gebara, D., Dall'Aglio Sobrinho, M., & Matsumoto, T. (2013). Remoción de fósforo de diferentes aguas residuales en reactores aeróbios de lecho fluidizado trifásico con circulación interna. *Revista Facultad de Ingeniería Universidad de Antioquia*, 67, 172-182.
- Torres, P. (2012). PERSPECTIVAS DEL TRATAMIENTO ANAEROBIO DE AGUAS RESIDUALES DOMÉSTICAS EN PAÍSES EN DESARROLLO. *Revista EIA*, 18, 115-129.
- Torres, Y. S. (2021). Fotobiorreactores para el cultivo de microalga *Chlorella vulgaris*: E24. *Revista Estudiantil Nacional de Ingeniería y Arquitectura*, 2(3), Article 3. <https://renia.cujae.edu.cu/index.php/renia/article/view/27>
- Vacca-Jimeno, V. A., Angulo-Mercado, E. R., Puentes-Ballesteros, D. M., Torres-Yépez, J. G., Plaza-Vega, M. E., Vacca-Jimeno, V. A., Angulo-Mercado, E. R., Puentes-Ballesteros, D. M., Torres-Yépez, J. G., & Plaza-Vega, M. E. (2017). Uso de la microalga *Chlorella* sp. Viva en suspensión en la decoloración del agua residual de una empresa textil. *Prospectiva*, 15(1), 93-99. <https://doi.org/10.15665/rp.v15i1.829>
- Vale, M. A., Ferreira, A., Pires, J. C. M., & Gonçalves, A. L. (2020). CO₂ mediante microalgas. En M. R. Rahimpour, M. Farsi, & M. A. Makarem (Eds.), *Advances in Carbon Capture* (pp. 381-405). Woodhead Publishing. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-819657-1.00017-7>
- Vanegas Castillo, B. A., & Florez Fuentes, J. C. (2023). *Evaluación de la capacidad de microalgas nativas inmovilizadas para la remoción de nutrientes de un agua residual de baja carga a escala de laboratorio*. <https://repository.upb.edu.co/handle/20.500.11912/11068>
- Vantarakis, A. (2021). Eutrophication and Public Health. En M. G. Zamparas & G. L. Kyriakopoulos (Eds.), *Chemical Lake Restoration: Technologies, Innovations and Economic Perspectives* (pp. 23-47). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-030-76380-0_2
- Vargas, A. K. N., Calderón, J., Velásquez, D., Castro, M., Núñez, D. A., Vargas, A. K. N., Calderón, J., Velásquez, D., Castro, M., & Núñez, D. A. (2020). Análisis de los principales sistemas

- biológicos de tratamiento de aguas residuales domésticas en Colombia. *Ingeniare. Revista chilena de ingeniería*, 28(2), 315-322. <https://doi.org/10.4067/S0718-33052020000200315>
- Vásquez Chávez, C. C. D. R. (2023). *Aproximación al estudio de la viabilidad microbiológica del río Biobío y su relación con variables ambientales*. <http://repositorio.udec.cl/jspui/handle/11594/11252>
- Vela-García, N., Guamán-Burneo, M. C., & González-Romero, N. P. (2019). Biorremediación eficiente de efluentes metalúrgicos mediante el uso de microalgas de la amazonía y los andes del Ecuador. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 35(4), Article 4. <https://doi.org/10.20937/RICA.2019.35.04.11>
- Vera Bravo, K. E., & Zambrano Zambrano, M. M. (2019). *Evaluación del polvo de moringa (m. Oleífera) para remoción de sólidos suspendidos totales en agua residual del camal municipal de Calceta* [bachelorThesis, Calceta: ESPAM MFL]. <http://repositorio.espam.edu.ec/handle/42000/996>
- Vera, F., & Martínez, A. (2021). *Pigmentos en microalgas: Funciones, aplicaciones y técnicas de reproducción*. 25(5). <https://smbb.mx/wp-content/uploads/2021/12/Vera-Lopez-Portillo-y-Martinez-Jimenez-2021.pdf>
- Verma, K. K., Song, X.-P., Degu, H. D., Guo, D.-J., Joshi, A., Huang, H.-R., Xu, L., Singh, M., Huang, D.-L., Rajput, V. D., & Li, Y.-R. (2023). Recent advances in nitrogen and nano-nitrogen fertilizers for sustainable crop production: A mini-review. *Chemical and Biological Technologies in Agriculture*, 10(1), 111. <https://doi.org/10.1186/s40538-023-00488-3>
- Villamarín Castro, N. G. (2015). *Estudios preliminares y diseño del sistema de alcantarillado para la parroquia La Villegas perteneciente al Cantón La Concordia Provincia de Santo Domingo de los Tsáchilas*. <https://www.dspace.uce.edu.ec/entities/publication/www.dspace.uce.edu.ec>

- Von Sperling, M. (2007). *Wastewater Characteristics, Treatment and Disposal* (Vol. 1). IWA Publishing.
- Wei, J., Wang, Z., Zhao, C., Sun, S., Xu, J., & Zhao, Y. (2023). Effect of GR24 concentrations on tetracycline and nutrient removal from biogas slurry by different microalgae-based technologies. *Bioresource Technology*, 369, 128400. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2022.128400>
- Xie, B., Gong, W., Tian, Y., Qu, F., Luo, Y., Du, X., Tang, X., Xu, D., Lin, D., Li, G., & Liang, H. (2018). Biodiesel production with the simultaneous removal of nitrogen, phosphorus and COD in microalgal-bacterial communities for the treatment of anaerobic digestion effluent in photobioreactors. *Chemical Engineering Journal*, 350, 1092-1102. <https://doi.org/10.1016/j.cej.2018.06.032>
- Xiong, Q., Hu, L.-X., Liu, Y.-S., Zhao, J.-L., He, L.-Y., & Ying, G.-G. (2021). Microalgae-based technology for antibiotics removal: From mechanisms to application of innovational hybrid systems. *Environment International*, 155, 106594. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2021.106594>
- Zaruma, P., Proal, J., Hernández, I. C., & Salas, H. I. (2018). Los Colorantes Textiles Industriales Y Tratamientos Óptimos De Sus Efluentes De Agua Residual: Una Breve Revisión. *Revista de la Facultad de Ciencias Químicas*, 19, Article 19.
- Zanella, L., & Vianello, F. (2020). Microalgas del género *Nannochloropsis*: Composición química e implicaciones funcionales para la nutrición humana. *Journal of Functional Foods*, 68, 103919. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2020.103919>
- Zhang, X., & Liu, Y. (2022). Circular economy is game-changing municipal wastewater treatment technology towards energy and carbon neutrality. *Chemical Engineering Journal*, 429, 132114. <https://doi.org/10.1016/j.cej.2021.132114>

- Zheng, Y., Ajeng, A. A., Cheah, W. Y., Ng, E.-P., Abdullah, R., & Ling, T. C. (2024). Towards circular economy: Potential of microalgae – bacterial-based biofertilizer on plants. *Journal of Environmental Management*, 349, 119445. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2023.119445>
- Zhou, J., Lyu, Y., Richlen, M. L., Anderson, D. M., & Cai, Z. (2016). Quorum Sensing Is a Language of Chemical Signals and Plays an Ecological Role in Algal-Bacterial Interactions. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 35(2), 81-105. <https://doi.org/10.1080/07352689.2016.1172461>
- Zhou, X., Zhang, Q., Sun, H., & Zhao, Q. (2019). Efficient nitrogen removal from synthetic domestic wastewater in a novel step-feed three-stage integrated anoxic/oxic biological aerated filter process through optimizing influent flow distribution ratio. *Journal of Environmental Management*, 231, 1277-1282. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2018.11.014>
- Zibarev, N., Toumi, A., Politaeva, N., & Iljin, I. (2024). Nutrients recovery from dairy wastewater by *Chlorella vulgaris* and comparison of the lipid's composition with various *Chlorella* strains for biodiesel production. *PLOS ONE*, 19(4), e0297464. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0297464>

Anexos

Anexo A. Tablas de los promedios de las concentraciones para nitritos, nitratos, fosfatos y amoníaco en los diferentes ensayos

Tabla 1. Concentraciones de nitritos en mg/l registradas en variaciones de intensidades lumínicas para *Chlorella vulgaris*

Nitritos			
Tiempo	480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.
0	0.017	0.017	0.017
20	0.003	0.004	0.007
40	0.008	0.001	0.009
60	0.002	0.001	0.002
80	0.002	0.001	0.001
200	0.001	0.001	0.003

Tabla 2. Concentraciones de nitratos en mg/l registradas en variaciones de intensidades lumínicas para *Chlorella vulgaris*

Nitratos			
Tiempo	480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.
0	3.7	3.7	3.7
20	1.6	1.2	1.5
40	0.9	0.8	1.3
60	0.8	0.6	1
80	0.3	0.6	0.7
200	0.3	0.6	0.5

Tabla 3. Concentraciones de fosfatos en mg/l registradas en variaciones de intensidades lumínicas para *Chlorella vulgaris*

Fosfatos			
Tiempo	480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.
0	1.26	1.26	1.26
20	1.18	1.24	0.86
40	1.03	1.2	0.86
60	1.02	0.94	0.81
80	0.97	0.83	0.83
200	0.85	0.85	0.85

Tabla 4. Concentraciones de Amonio en mg/l registradas en variaciones de intensidades lumínicas para *Chlorella vulgaris*

Tiempo	Amonio		
	480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.
0	3.2	3.2	3.2
20	2.9	1.4	0.9
40	2.7	1.1	0.6
60	1.1	0.6	0.6
80	1.1	0.6	0.4
200	0.6	0.2	0.3

Tabla 5. Concentraciones de nitritos en mg/l registradas en variaciones de intensidades lumínicas para *Nannochloropsis* sp.

Tiempo	Nitritos		
	480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.
0	0.007	0.007	0.007
20	0.007	0.007	0.008
40	0.006	0.005	0.007
60	0.007	0.002	0.004
80	0.005	0.002	0.003
200	0.007	0.001	0.001

Tabla 6 Concentraciones de nitratos en mg/l registradas en variaciones de intensidades lumínicas para *Nannochloropsis* sp.

Tiempo	Nitratos		
	480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.
0	4.4	4.4	4.4
20	3.7	2.55	2.73
40	3.5	1.73	1.4
60	2.1	1.5	0.95
80	3.6	1.47	2.5
200	3.1	1.7	2.9

Tabla 7. Concentraciones de fosfatos en mg/l registradas en variaciones de intensidades lumínicas para *Nannochloropsis* sp

Fósforo			
Tiempo	480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.
0	1.16	1.16	1.16
20	1.08	1.15	1.07
40	1.06	1.14	1.02
60	1.03	1.08	1
80	0.99	1.02	0.98
200	0.94	0.92	0.97

Tabla 8. Concentraciones de amonio en mg/l registradas en variaciones de intensidades lumínicas para *Nannochloropsis* sp

Amonio			
Tiempo	480 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	360 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.	240 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$.
0	0.62	0.62	0.62
20	0.55	0.4	0.6
40	0.4	0.35	0.5
60	0.4	0.27	0.47
80	0.21	0.4	0.5
200	0.3	0.31	0.17

Tabla 9. Concentraciones de nitritos en mg/l registradas en variaciones de concentraciones iniciales de biomasa para *Nannochloropsis* sp

Nitritos		
Tiempo (horas)	Concentración menor	Concentración mayor
0	0.007	0.007
24	0.011	0.015
48	0.008	0.002
96	0.002	0.001
144	0.001	0.002

Tabla 10. Concentraciones de nitratos en mg/l registradas en variaciones de concentraciones iniciales de biomasa para *Nannochloropsis* sp

Nitratos		
Tiempo (horas)	Concentración menor	Concentración mayor
0	4.1	4.1
24	2.7	5.5
48	2.8	2.8
96	0.6	1.4
144	0.2	0.8

Tabla 11. Concentraciones de fosfatos en mg/l registradas en variaciones de concentraciones iniciales de biomasa para *Nannochloropsis* sp

Fosfatos		
Tiempo (horas)	Concentración menor	Concentración mayor
0	1.13	1.13
24	1.07	1.04
48	0.72	0.94
96	0.74	0.85
144	0.73	0.84

Tabla 12. Concentraciones de amonio en mg/l registradas en variaciones de concentraciones iniciales de biomasa para *Nannochloropsis* sp

Amonio		
Tiempo (horas)	Concentración menor	Concentración mayor
0	0.56	0.56
24	0.53	0.35
48	0.7	0.4
96	0.45	0.5
144	0.5	0.7

Tabla 13. Concentraciones de nitritos en mg/l registradas en variaciones de concentraciones iniciales de biomasa para *Chlorella vulgaris*

Nitritos		
Tiempo (horas)	Concentración menor	Concentración mayor
0	0.008	0.008
24	0.006	0.007
48	0.004	0.006
96	0.0025	0.003
144	0.0015	0.001

Tabla 14. Concentraciones de nitratos en mg/l registradas en variaciones de concentraciones iniciales de biomasa para *Chlorella vulgaris*

Nitratos		
Tiempo (horas)	Concentración menor	Concentración mayor
0	1.4	1.4
24	1.73	2
48	1.875	1.35
96	0.325	0.5
144	0.66	0.4

Tabla 15. Concentraciones de fosfatos en mg/l registradas en variaciones de concentraciones iniciales de biomasa para *Chlorella vulgaris*

Fosfatos		
Tiempo (horas)	Concentración menor	Concentración mayor
0	0.93	0.93
24	0.74	0.51
48	0.61	0.045
96	0.0675	0.11
144	0.04	0.025

Tabla 16. Concentraciones de amonio en mg/l registradas en variaciones de concentraciones iniciales de biomasa para *Chlorella vulgaris*

Amonio		
Tiempo (horas)	Concentración menor	Concentración mayor
0	1.5	1.5
24	2	1.3
48	1.725	1.075
96	1.425	1.175
144	0.33	0.925

Anexo B. Fotografías de la toma del agua residual



Anexo C. Fotografías en el laboratorio

