



**UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN
FACULTAD DE CIENCIAS AMBIENTALES
INGENIERÍA AMBIENTAL**



EVALUACIÓN DEL USO DE MICROALGAS PARA EL TRATAMIENTO DE EFLUENTE DE CELULOSA UTILIZANDO AGUAS SERVIDAS DOMICILIARIAS COMO FUENTE DE NUTRIENTES

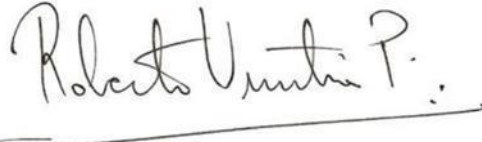
Habilitación Profesional presentada para optar al título de
Ingeniera Ambiental

Ignacia Camila Villarroel Venegas
Profesores guía: Dr. Roberto Urrutia
Dra. Ana Carolina Baeza

Concepción, Chile
Marzo 2025

**“Evaluación del uso de microalgas para el tratamiento de efluente de celulosa
utilizando aguas servidas domiciliarias como fuente de nutrientes”**

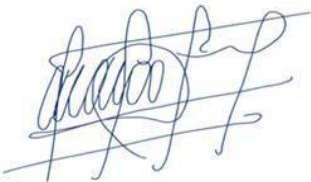
Profesor Guía: Dr. Roberto Urrutia Pérez



Profesor Comisión: Dra. Carolina Baeza Freer



Profesor Comisión: Dr. Mauricio Aguayo Arias



CONCEPTO: APROBADO CON DISTINCIÓN MÁXIMA

Conceptos que se indica en el Título

- ✓ Aprobado por Unanimidad : (En Escala de 4,0 a 4,9)
- ✓ Aprobado con Distinción (En Escala de 5,0 a 5,6)
- ✓ Aprobado con Distinción Máxima (En Escala de 5,7 a 7,0)

Concepción, marzo 2025

Índice General

Agradecimientos:	6
Resumen:	7
1. Introducción:	8
1.1 Problemática.....	8
2. Pregunta de investigación:	9
3. Objetivo General:	9
4. Objetivos Específicos:	9
5. Antecedentes:	10
5.1 Escasez hídrica en Chile:.....	10
5.2 Industria de la celulosa en Chile:.....	10
5.3 Proceso productivo de la celulosa tipo Kraft y su efluente:.....	11
5.4 Tratamiento del efluente de celulosa:.....	12
5.5 Impactos ambientales asociados a la industria de la celulosa:.....	13
5.6 Reutilización de aguas residuales:.....	13
5.7 Microalgas como medida de tratamiento terciario:.....	15
5.8 Nutrientes esenciales para el crecimiento de las microalgas.....	17
5.9 Aguas residuales como fuente de nutrientes:.....	18
5.10 Cultivo de microalgas:.....	18
5.11 Variables que influyen el cultivo microalgal:.....	20
5.12 Aplicación de microalgas en efluentes industriales:.....	21
5.13 Microalga Chlorella:.....	22
5.13.1 Forma de crecimiento y metabolismo:.....	22
5.13.2 Capacidad de Chlorella en la biorremediación:.....	23
6. Metodología:	24
6.1 Revisión bibliográfica del efluente de celulosa:.....	24
6.2 Obtención de efluente de celulosa:.....	24
6.3 Obtención de efluente de aguas servidas:.....	25
6.4 Definir características físico químicas del efluente de celulosa y efluente de aguas servidas domiciliarias:.....	26
6.5 Bioensayo de mezcla de microalgas con efluente de aguas servidas y efluente de celulosa:.....	27
6.6 Monitoreo del crecimiento del cultivo:.....	28
6.7 Determinación de mezcla que mejor se adapta al crecimiento de la microalga Chlorella:..	29
6.8 Cultivo microalgal con mezcla establecida de efluente de aguas servidas domiciliarias y de celulosa:.....	30
6.9 Medición de parámetros físico químicos:.....	30
6.10 Análisis estadístico:.....	31
7. Resultados y discusión:	32
7.1 Caracterización bibliográfica del efluente de celulosa:.....	32

7.2 Caracterización de efluentes:.....	32
7.3 Bioensayo:.....	35
7.4 Diferencia de medias entre tratamiento y control.....	36
7.5 Cultivo con concentración seleccionada:.....	37
7.6 Medición de parámetros fisicoquímicos del cultivo:.....	42
7.7 Análisis estadístico:.....	43
7.8 Remoción de cada parámetro:.....	45
8. Conclusiones y recomendaciones:.....	57
9. Respuesta pregunta de investigación:.....	59
10. Contribución a los ODS:.....	59
11. Referencias:.....	61
11. Anexos:.....	68

Índice de Tablas:

Tabla 1: Caracterización de tipos de aguas residuales.....	14
Tabla 2. Caracterización del efluente de aguas servidas domiciliarias.....	18
Tabla 3. Fases de crecimiento de la microalga.....	20
Tabla 4. Parámetros que influyen en el cultivo microalgal.....	21
Tabla 5. Resumen de microalgas depurando distintos efluentes.....	22
Tabla 6. Resultados de microalga Chlorella en cultivo indoor y outdoor.....	23
Tabla 7. Metodología de análisis que cada parámetro estudiado.....	26
Tabla 8. Relación volumétrica entre efluente de celulosa y aguas servidas domiciliarias para bioensayo.....	28
Tabla 9. Valores de parámetros fijos en cultivo de microalga.....	28
Tabla 10. Valores de parámetros fijos en cultivo de microalga.....	31
Tabla 11. Caracterización del efluente de celulosa tratado.....	32
Tabla 12. Caracterización fisicoquímica del efluente de celulosa y de aguas servidas domiciliarias.....	33
Tabla 13. Diferencia de medias entre concentraciones y control.....	37
Tabla 14. Conteo celular en cámara de Neubauer de cultivo.....	40
Tabla 15: Parámetros fisicoquímicos al inicio y final del cultivo microalgal de 14 días.....	43
Tabla 16. Resultados prueba de normalidad Shapiro-Wilk.....	44
Tabla 17. Prueba t de Student para determinar diferencia significativas.....	45
Tabla 18: Concentración de nutrientes en solución stock de inóculo de microalga Chlorella.....	47

Índice de Figuras:

Figura 1. Cultivo tipo carrusel.....	19
Figura 2. Fotobiorreactor en paneles.....	19
Figura 3. Fotobiorreactor tubular.....	20

Figura 4. Efluente de celulosa.....	34
Figura 5. Efluente de aguas servidas domiciliarias posterior al autoclave.....	34
Figura 6. Crecimiento de microalgas en bioensayo a las 96 hrs.....	35
Figura 7. Bioensayo de microalga Chlorella y concentraciones de efluentes.....	36
Figura 8. Cultivo realizado con concentración 60/40 de microalga Chlorella.....	38
Figura 9. Crecimiento microalgal de cultivo de 14 días.....	39
Figura 10. Cultivo de microalga Chlorella al día 0.....	41
Figuras 11, 12 y 13. Matraces al final del cultivo (día 14).....	41
Figura 14. Visión bajo microscopio de cultivo matraz A al día 0.....	42
Figura 15. Visión bajo microscopio de cultivo matraz A al día 14.....	42
Figura 16. pH al inicio y final del cultivo.....	46
Figura 17. Conductividad al inicio y final del cultivo.....	48
Figura 18. Turbidez al inicio y final del cultivo.....	49
Figura 19. Color verdadero al inicio y final del cultivo.....	50
Figura 20. Color de cultivo de matraz A filtrado.....	51
Figura 21. Nitrógeno total al inicio y final del cultivo.....	52
Figura 22. Fósforo total al inicio y final del cultivo.....	53
Figura 23. DBO5 al inicio y final del cultivo.....	55
Figura 24. DQO al inicio y final del cultivo.....	56

Agradecimientos:

A mis profesores, Dr. Roberto Urrutia y Dra. Ana Carolina Baeza, quienes este último año han sido parte fundamental en mi desarrollo académico, por siempre darme las oportunidades y herramientas para hacer esta investigación.

A mis padres, Victor y Paola, quienes me han ayudado a formar un carácter y disciplina que hubiese sido imposible conseguir por mi misma, por siempre confiar en mí y en mis capacidades, por impulsarme a seguir cada vez que me sentía incapaz de lograr un objetivo, como aprobar asignaturas o incluso terminar esta misma tesis. Son mi apoyo incondicional y esta carrera no habría sido posible de culminar sin ustedes.

A mis hermanos, Javier quien siempre ha sido un modelo a seguir y espero llegar a ser tan exitosa como el, y a Joaquin quien es mi motor para seguir avanzando y siempre me desea nada más que lo mejor.

A mis mejores amigas, Valentina, quien me entrega su infinito apoyo desde la capital y nunca se ha sentido su ausencia, gracias por tu amistad tan incondicional, siempre desearme lo mejor y estar sin falta en todos mis momentos importantes. Y a Francisca, por su tremendo apoyo en todo desde que somos niñas, por siempre recordarme lo capaz que soy y por ser una amistad tan valiosa.

A mi pareja, Gonzalo, por su leal compañía y su infinito apoyo durante estos 5 años de carrera. Gracias por tu ayuda en todo y por creer tanto en mí, a veces incluso más de lo que yo lo hacía a mi misma. Agradezco haber terminado esta etapa juntos y anhelo las próximas etapas que vamos a seguir superando juntos.

A todo el equipo del laboratorio de bioensayos, Paula y Valentina, quienes me ayudaron siempre en la práctica, pero sobre todo hicieron mucho más amena mi estadía en el laboratorio. Y especialmente a Yazmin, quien se convirtió en una mentora en los meses que estuve en el laboratorio, gracias por tu paciencia, confianza, oportunidades e incluso el cariño que me brindaste para desarrollar mi investigación.

Por último, a mi misma, porque solo yo sé todo lo que he pasado estos cinco años y los obstáculos que he tenido que enfrentar para ser quien soy hoy en día, por la perseverancia y el arduo trabajo que ha rendido frutos tanto en mi vida personal como lo será en mi vida profesional.

Se agradece el financiamiento por parte del Centro de Recursos Hídricos para la Agricultura y Minería (CRHIAM) del proyecto ANID/FONDAP/1523A0001, el cual me proporcionó una beca de tesis de pregrado.

Resumen:

La industria de la celulosa es una de las industrias que más efluentes genera, los cuales tienen efectos negativos en el medio ambiente si no se tratan adecuadamente (Torres, 2017). El tratamiento de efluentes industriales es crucial para reducir su impacto ambiental antes de su liberación a cuerpos de agua o su reutilización (Mohd et al, 2017). En este contexto, las microalgas han surgido como una tecnología prometedora para la depuración de efluentes industriales debido a su capacidad para absorber contaminantes y convertirlos en biomasa útil como un posible tratamiento terciario. Esta investigación evalúa la eficacia de las microalgas en la depuración de efluentes de celulosa, enfocándose en su capacidad para reducir la demanda química de oxígeno (DQO), los nutrientes como nitrógeno y fósforo, y otros contaminantes presentes en los efluentes. La propuesta de este trabajo incluye un novedoso nuevo enfoque: la utilización de efluentes de aguas servidas como fuente de nutrientes a las microalgas. La metodología de este estudio comprende la obtención de los efluentes, luego analizar los parámetros iniciales para posteriormente realizar una mezcla en distintas concentraciones de efluente de celulosa y de aguas servidas para lograr determinar la mejor mezcla. De esta forma con esa concentración establecida se realizó un cultivo de 14 días para determinar la depuración del efluente de celulosa para finalizar realizando un análisis estadístico que determine la depuración significativa del efluente. Como principal resultado se obtuvo que el tratamiento mediante microalga *Chlorella* con aguas servidas domiciliarias como fuente de nutrientes no es eficaz para la depuración de efluentes, debido a la nula o poca reducción de los parámetros que fueron analizados en laboratorio. Se sugiere que para investigaciones futuras se considere otras condiciones de cultivo, así como también utilizar otra especie de microalga para descartar que el problema residió en la microalga *Chlorella*.

1. Introducción:

1.1 Problemática

La escasez del agua es un desafío creciente en muchas regiones del mundo, especialmente en áreas áridas o semiáridas como Chile, que enfrenta una crisis hídrica histórica (Aquaefundación 2021). Esta crisis se ve en aumento debido a varios factores, entre ellos están los efluentes industriales los cuales son un peligro a los ecosistemas en caso de ser vertidos directamente al mar. El tratamiento de aguas residuales industriales, como por ejemplo las provenientes de la celulosa que es una de las mayores industrias en nuestro país, son un desafío debido a la carga de contaminantes que posee, incluidos compuestos como el DQO, sólidos suspendidos y productos tóxicos derivados del proceso de blanqueo, por lo que requieren de tratamiento adicionales a los que ya están establecidos para poder reutilizar este efluente y poder darle distintas finalidades como lo es el uso de riego, recarga de acuíferos o para paisajismo.

La creciente demanda global de celulosa y productos derivados ha llevado al incremento de su efluente el cual representa un riesgo significativo para los ecosistemas acuáticos, paralelamente, las aguas servidas domiciliarias se han convertido en una fuente potencial de nutrientes que podría ser aprovechada para procesos de biorremediación, contribuyendo a la sostenibilidad ambiental y a la reducción de costos en el tratamiento.

Las microalgas son una herramienta eficaz, económica y ofrecen una solución sostenible al manejo de aguas residuales, las cuales ya se ha demostrado su efectividad para reducir niveles de contaminantes presentes en efluentes industriales (Mohd et al, 2017).

Las aguas servidas domiciliarias se caracterizan por contener una alta carga orgánica y nutrientes presentes, lo cual lo hacen un candidato perfecto para poder sustituir las sales

utilizadas para alimentar las microalgas en los procesos de biorremediación. A pesar de su conocida caracterización, no existen estudios que justifiquen su uso, por lo que esta investigación busca determinar la capacidad de depuración de las microalgas al efluente de celulosa utilizando aguas servidas domiciliarias.

Los resultados obtenidos abren paso a las bases para el desarrollo de tecnologías integradas de biorremediación, contribuyendo a la mitigación de los impactos ambientales generados por el ser humano.

2. Pregunta de investigación:

¿El efluente de aguas servidas domiciliarias es capaz de aportar los nutrientes requeridos para la depuración significativa del efluente de celulosa mediante el tratamiento con microalgas?

3. Objetivo General:

Evaluar la depuración del efluente de celulosa mediante el tratamiento con microalgas utilizando como fuente de nutrientes el efluente de aguas servidas domiciliarias

4. Objetivos Específicos:

1. Caracterizar el efluente de celulosa y de aguas servidas domiciliarias
2. Determinar el crecimiento microalgal y concentración más favorable para la microalga
3. Determinar la depuración del efluente de celulosa

5. Antecedentes:

5.1 Escasez hídrica en Chile:

Chile cuenta con una gran heterogeneidad hídrica a lo largo del país, dado esto es que la mega sequía es un término el cual se ha estado repitiendo en la última década. Esta sequía se concentra mayormente en la zona central de nuestro país debido a un déficit de lluvias prolongado que ha dado lugar a la sequía más grande en los últimos 60 años (Aquaefundación, 2021). El término sequía va generalmente acompañado de escasez hídrica el cual se define por la insuficiencia del recurso hídrico para satisfacer la demanda de consumo el cual depende no sólo de procesos hidrológicos y meteorológicos, sino también de las decisiones sobre el uso del agua (Morales, 2021).

En los últimos 60 años el agua se ha visto como un recurso escaso para la población, mientras su consumo ha aumentado exponencialmente, la variabilidad geográfica y climática de Chile plantea una serie de desafíos para la gestión de los recursos hídricos.

La crisis hídrica en Chile ha tenido un impacto significativo en diferentes áreas del país, afectando la economía, el medio ambiente y la sociedad. Las proyecciones de cambio climático indican aumento de temperatura en Chile y disminución de las precipitaciones en gran parte del país, por lo que generaría una disminución en el caudal (Espinoza, 2023). Es por estas estimaciones que es necesario actuar inmediatamente sobre las medidas de mitigación frente a la disminución del agua.

5.2 Industria de la celulosa en Chile:

Dentro de las actividades económicas más importantes de nuestro país se encuentra la industria de la celulosa, la cual representa casi un 45% del valor total de la producción del sector forestal. Chile ocupa el puesto número 9 a nivel mundial como productor de celulosa,

con aproximadamente 3 millones de toneladas anuales (Torres, 2017). Se produce un 85% de celulosa por proceso químico y un 15% por mecánico en nuestro país, generando grandes excedentes que se exportan a todo el mundo.

En el sur de nuestro país existen 11 plantas de celulosa donde 7 de estas utilizan procesos químicos y 4 utilizan procesos mecánicos. El tipo de celulosa que más se produce es la Kraft blanca de fibra larga la cual está destinada a la exportación. El mercado forestal está controlado por dos grandes bloques económicos: grupo Angelini (celulosa Arauco) con un 43% y Matte (CMPC) con el 57% restante (Torres, 2017).

La principal fuente de materia prima de la celulosa es la fibra de la madera, donde la elección de la madera dependerá de diversos factores como calidad de la fibra, rendimiento de la fibra, costos de cosecha, entre otros (Torres, 2017).

5.3 Proceso productivo de la celulosa tipo Kraft y su efluente:

La industria de la celulosa es de las que más agua demanda para realizar su proceso productivo, por sobre todo la de tipo Kraft. El procedimiento se basa en el procesamiento de madera para lograr extraer la celulosa y así la pulpa blanqueada, todo a través de procesos químicos, separándose del resto de los componentes no deseados como hemicelulosas, azúcares, lignina y compuestos extraíbles (WRM, 2004) En este proceso se agregan durante las distintas etapas diversos químicos como el sulfuro de sodio e hidróxido de sodio y dióxido de cloro para lograr lavar la pulpa blanqueada, en este paso en particular se requiere entre 20.000 a 40.000 litros de agua por tonelada de pulpa producida, lo que equivale a 55.000.000 a 77.000.000 litros diarios (Salazar, 2014).

Esta cantidad de agua que al mismo tiempo se convierten en residuo son llevados a un sistema de tratamiento de aguas residuales donde se aplican métodos físicos y biológicos para la

depuración del agua, disminuyendo parcialmente la carga de compuestos químicos y principalmente contaminantes que se adhieren durante el proceso.

Los efluentes de la celulosa tipo Kraft poseen una gran variedad de compuestos tóxicos que pueden llegar a ser capaces de generar un ambiente tóxico en el sistema acuático si es descargado directamente. En este efluente es posible identificar 3 grupos principales de compuestos orgánicos los que corresponden a productos de degradación de almidón, compuestos fenólicos derivados de la lignina y otros contaminantes como surfactantes. Estos residuos líquidos se caracterizan por su alto contenido en sólidos suspendidos, carga orgánica, color por presencia de ligninas, derivados de ligninas, taninos no polimerizados y AOX. En la celulosa Kraft se ha detectado toxicidad aguda y crónica debido a la presencia de compuestos orgánicos, donde el número y posición de los grupos de cloro en el anillo aromático influirá en la biodegradabilidad (WRM, 2004).

5.4 Tratamiento del efluente de celulosa:

Finalizando el proceso productivo de la celulosa, se realiza el tratamiento de efluentes, donde los residuos líquidos deben ser purificados en plantas de tratamiento con el fin de eliminar sustancias que puedan producir un impacto adverso en el medio ambiente. Este proceso se desarrolla mediante el tratamiento primario y secundario.

El tratamiento primario se basa principalmente en procesos físicos capaces de eliminar los sólidos suspendidos con ayuda de la sedimentación y floculación donde se alcanza una eficiencia del 80 al 90% (Ramalho et al, 1983).

El tratamiento secundario tiene como objetivo la eliminación de la materia orgánica (DQO, DBO COT), generalmente se realizan procesos biológicos aeróbicos como las lagunas aireadas y

lodos activados donde se ha podido obtener eliminación de carga orgánica y toxicidad aguda de estos efluentes.

Finalizando estos tratamientos, se analiza el efluente de celulosa fisicoquímicamente para determinar las concentraciones de los parámetros estipulados en el Decreto Supremo 90 del MINSEGPRES cumplen o no con las concentraciones permitidas para la posterior descarga de RILES a cuerpos de agua (BCN, 2024)

5.5 Impactos ambientales asociados a la industria de la celulosa:

Existen diversos impactos ambientales que se atribuyen al proceso productivo de la celulosa, dentro de ellos destacan predominantemente dos: el agotamiento de recursos naturales y la degradación del medio ambiente. Este último impacto comprende el deterioro de los componentes medioambientales por el desarrollo de esta actividad y sus contaminantes pueden estar en estado sólido, líquido o gaseoso (Torres, 2017).

La generación de RILES, como ya fue mencionado anteriormente, es inmensa y la norma hoy en día no es la más estricta ya que no se realiza un tratamiento terciario el cual tiene como objetivo la eliminación de contaminantes específicos. Al no realizarse este último tratamiento, el residuo devuelto al ciclo hídrico es un potencial peligro al ecosistema.

5.6 Reutilización de aguas residuales:

El crecimiento exponencial de la población ha generado debates sobre el tratamiento de las aguas residuales debido a las nuevas tecnologías de tratamiento que han aparecido, generando un interés en la reutilización del agua como alternativa a la gestión hídrica.

Las aguas residuales se caracterizan por su procedencia, en la Tabla 1 se definen los tipos de aguas residuales.

Tabla 1: Caracterización de tipos de aguas residuales

Aguas Grises	Aguas servidas provenientes de tinajas, duchas, lavamanos, lavaplatos, máquinas lavavajillas y lavadoras de ropas. Son de carácter doméstico y sus propiedades pueden verse afectadas según los habitantes de cada hogar y su comportamiento, dado que dependerá del tipo de químicos que utilice para realizar las labores domésticas (Ministerio de Salud, 2016).
Aguas Negras	Se entienden por ser aguas servidas provenientes de inodoros y urinarios, que contienen materia fecal y orina. Por lo general esta fuente contiene altas concentraciones de contaminantes orgánicos, nutrientes y gran variedad de microorganismos, así como patógenos, los cuales varían según la zona geográfica donde se traten estas aguas (Ministerio de Salud, 2016).
Aguas Residuales Municipales	Estas son producidas por hogares, escuelas, negocios e industrias a partir de desagües como lavados, duchas, lavanderías, inodoros, etc. Las cuales terminan en una planta de tratamiento de aguas residuales (PTAR), las cuales corresponden a un mayor volumen generado y a mayor cantidad y tipos de contaminantes. Sus propiedades varían según la combinación de contaminantes liberados hacia las alcantarillas (Ministerio de Salud, 2016).
Aguas Residuales Industriales	Son los efluentes producidos de procesos industriales, es por esto que su composición varía dependiendo del tipo de industria de donde provenga. Dentro de las posibles composiciones de estos efluentes se encuentran contaminantes orgánicos, inorgánicos e incluso sustancias radiactivas, donde la mayoría de estos contaminantes corresponden a sustancias tóxicas para la salud humana (Ministerio de Salud, 2016).

Dentro del mundo científico ya se han realizado estudios sobre la reutilización de diferentes efluentes a través de diferentes métodos, estos efluentes corresponden generalmente a industriales y domiciliarios. Dentro de los diferentes métodos a utilizar, muchos de ellos cuentan con el aprovechamiento de tecnologías eco amigables con el medio ambiente donde se produce más de un beneficio.

La reutilización de aguas residuales es una práctica sostenible que busca aprovechar el agua previamente utilizada, tratándola para darle un nuevo propósito. Esta estrategia es cada vez más relevante en un mundo donde el acceso al agua dulce enfrenta desafíos por el cambio climático, el crecimiento poblacional y la urbanización.

5.7 Microalgas como medida de tratamiento terciario:

Las microalgas son organismos microscópicos que crecen en suspensión, poseen clorofila que les permite realizar la fotosíntesis absorbiendo luz solar carbono y nutrientes desde el medio de crecimiento (Liu, 2014).

Las microalgas ofrecen una alternativa sustentable al tratamiento de efluentes, debido a su capacidad de remover metales, compuestos nitrogenados, fósforo, DBO y DQO para transformarlo en biomasa. Su tamaño pequeño permite que tengan una gran superficie y esto incrementa la remoción de nutrientes en la fitorremediación (Mohd et al, 2017).

Esta alternativa ha sido estudiada debido a la capacidad de depurar un efluente y generar biomasa a partir de este, como por ejemplo el biodiesel, además contribuyendo al secuestro de CO₂ de la atmósfera (Zeng et al, 2015).

El uso de microalgas podría contribuir al reúso de efluentes donde su utilización podría ir desde regadío a agrícola, paisajismo, actividad recreativa o incluso relleno de acuíferos. Esta metodología es sin duda una forma sostenible y económica de la reutilización del recurso hídrico, donde además es posible obtener un resultado con valor agregado como lo es la producción de biomasa microalgal.

Las microalgas ofrecen ventajas sobre los tratamientos convencionales, como costos operativos más bajos, menor contaminación secundaria, demanda de espacio reducida, y una utilización más eficiente de los recursos naturales. Las microalgas producen oxígeno que es utilizado por los microbios para degradar material orgánico a dióxido de carbono y agua, reduciendo así los niveles de demanda bioquímica de oxígeno (DBO) y demanda química de oxígeno (DQO) en las aguas residuales.

Es posible el tratamiento del efluente mediante microalgas ya que cumple con los parámetros establecidos de descarga a cuerpos de agua, con esto se asume que no resulta tóxico para el crecimiento microalgal.

Tras una revisión bibliográfica se ha informado de principalmente 6 géneros de microalgas que serían adecuadas para el trabajo a realizar en la reutilización de efluentes, estas son: *Scenedesmus*, *Chlorella*, *Espirulina*, *Tetraselmis*, *Pseudochlorella*, *Microspora*. La elección de la especie a cultivar depende de la finalidad que se le quiera dar, donde deben cumplir con al menos 3 condiciones: alta tasa de crecimiento, alta tolerancia a la variación estacional y diurna si es en sistema abierto y buena capacidad para formar agregados para una cosecha por simple gravedad. También pueden cumplir con altos niveles de componentes celulares valiosos como lípidos (Jacome et al, 2021).

La elección de la especie de la microalga es fundamental para su aplicación como tratamiento de efluentes, por ejemplo en la biorremediación las especies *Chlorella sp.*, *Phormidium sp.* o *Botryococcus sp.* que no solo tienen rápidas tasas de crecimiento, sino que también toleran variaciones estacionales y diurnas y forman agregados que facilitan su recolección por gravedad (Urrutia, 2024).

En cuanto a las especies que tienen una mayor productividad se prefieren microalgas como *Chlamydomonas reinhardtii*, *Dunaliella salina*, *Chlorella vulgaris*, *Botryococcus braunii* y diatomeas como *Phaeodactylum tricornutum* y *Thalassiosira pseudonana*, conocidos por su alto contenido de lípidos (Urrutia, 2024)

La remoción de nitrógeno y fósforo en las microalgas se ha demostrado desde mediados del siglo XX (Hernández et al, 2014), debido a sus nutrientes esenciales en la formación de la biomasa por lo que incorporan el amonio, nitrato y fósforo por absorción directa (Hernández et al, 2014).

5.8 Nutrientes esenciales para el crecimiento de las microalgas

Las microalgas requieren de nutrientes esenciales para su crecimiento óptimo ya que la disminución de una fuente de nutrientes es un factor limitante en el cultivo (González et al, 2015).

Los nutrientes fundamentales de las microalgas se dividen en micronutrientes y macronutrientes. En los macronutrientes encontramos nitrógeno (nitrato, amonio, aminoácidos), fósforo, carbono, oxígeno, cloruro de sodio, magnesio, sulfatos y sales de calcio (Hernández et al, 2014). En el caso de los micronutrientes, encontramos metales como cobre, cobalto o manganeso que actúan como cofactores de enzimas y aparecen en muy pequeñas cantidades, a veces de microgramos por litro (Hernández et al, 2014), pero que si se agregan en exceso pueden actuar como un veneno, como es el caso del cobre, que es un conocido alguicida, aunque hay algunas microalgas que, además de macro y micronutrientes, requieren otras sustancias para su desarrollo como las vitaminas, ya que no son capaces de sintetizar todas las que necesitan y la asimilan a través del medio. (González et al, 2015).

El nitrógeno es uno de los nutrientes más importantes para las microalgas junto al carbono, este se incorpora como nitrato o amonio y regula el contenido de lípidos. Junto al fósforo corresponden a una de las mayores limitaciones al crecimiento si es que existe deficiencia en el medio de cultivo (Hernández et al, 2014).

Generalmente las microalgas tienen un contenido lipídico del 20%, pero cuando el nitrógeno es un factor limitante, la acumulación de niveles de lípidos aumenta en más del 40% (Hernández et al, 2014).

5.9 Aguas residuales como fuente de nutrientes:

Considerando la procedencia de las aguas residuales, es posible interpretar las características fisicoquímicas de cada efluente, con esto también identificar que ciertas aguas residuales podrían ser fuentes de nutrientes para un cultivo microalgal debido a la gran cantidad de nutrientes que poseen, los que podrían ser aprovechados en un tratamiento terciario de efluentes.

Las aguas residuales domiciliarias suelen contener nitrógeno y fosfatos en forma de amonio, nitratos y fosfatos, los cuales son nutrientes que contribuyen a la proliferación de microalgas (Orozco Lab, 2024).

En la Tabla 2 se presentan resultados de una fiscalización de SNIFA a un plan de tratamiento de aguas servidas de Perquenco del año 2021, el cual permite corroborar que si posee los nutrientes esenciales que requieren las microalgas.

Tabla 2. Caracterización del efluente de aguas servidas domiciliarias

Parámetro	Valor	Unidad de medida
Cloruro	43	mg/L
DBO5	75	mg/L
DQO	219	mg/L
Fósforo	3.1	mg/L
Nitrógeno	32.1	mg/L

Fuente: Snifa, 2021

5.10 Cultivo de microalgas:

El cultivo de microalgas se desarrolla bajo dos enfoques: cultivos abiertos y cultivos cerrados. Los cultivos abiertos son de bajo costo y fácil operación, la exposición a las condiciones ambientales presenta un acceso deficiente a la luz, alta tasa de evaporación y riesgos de

contaminación, estos también requieren de grandes extensiones de terreno y su productividad es limitado debido a la dificultad en controlar las condiciones, y el cultivo cerrado es beneficioso ya que se proporciona en ambiente controlado, tiene un mínimo contacto al exterior, evita la contaminación, reduce pérdidas de evaporación, costo más alto de operación pero pueden generar una sedimentación mayor de las microalgas (Torres, 2017).

En las siguientes figuras se aprecian los sistemas abiertos (1) y sistemas cerrados (2 y 3).



Figura 1. Cultivo tipo carrusel
Fuente: Vazquez, 2018



Figura 2. Fotobiorreactor en paneles
Fuente: Bajwa, 2021



Figura 3. Fotobiorreactor tubular

Fuente: Zarre, 2015

Las fases de un cultivo de microalgas son las mostradas en la Tabla 3. La duración de cada fase dependerá del tipo de microalgas y de las condiciones ambientales.

Tabla 3. Fases de crecimiento de la microalga

Fase	Duración	Características
Inducción	1-3 días	<ul style="list-style-type: none"> ● Absorción de nutrientes por parte de células ● Proceso de adaptación al medio ambiente ● En esta etapa no tienden a dividirse las células
Exponencial	4 días	<ul style="list-style-type: none"> ● Células ya han logrado adaptarse, por lo que comienzan a multiplicarse ● División celular mucho más rápida que en el resto de las fases
Estacionaria	-	<ul style="list-style-type: none"> ● Población microalgal se vuelve constante, no aumenta ● Duración muy corta para ser perceptible
Declinación relativa del crecimiento	1-2 días	<ul style="list-style-type: none"> ● Disminuye división celular, se dan factores desfavorables en cultivo ● Agotamiento de nutrientes ● Desajustes en el pH
Muerte	-	<ul style="list-style-type: none"> ● Aumento de bacterias, hongos y espuma en cultivo, condiciones comienzan a ser desfavorables

(Candela, 2016)

5.11 Variables que influyen el cultivo microalgal:

Las variables están vinculadas por lo general a cultivos cerrados, que buscan tener las condiciones óptimas para el crecimiento de microalgas, para lograrlo es necesario una cantidad de condiciones garantizadas en sus parámetros como:

Tabla 4. Parámetros que influyen en el cultivo microalgal

Parámetro	
Nutrientes	<ul style="list-style-type: none"> ● El nitrógeno es el nutriente más importante para las microalgas y se incorpora como nitrato, siendo un factor crítico para regular el contenido de lípidos de las microalgas ● El fósforo es fundamental en procesos celulares de la microalga como transferencia de energía, aunque su contenido es menor al 1%, su deficiencia en el medio es una de las mayores limitaciones al crecimiento
Iluminación	<ul style="list-style-type: none"> ● Fundamental para la fotosíntesis, no puede verse afectada ● Se debe encontrar en un rango adecuado para evitar fotoinhibición (exposición a luz por encima del valor máximo de tolerancia)
Temperatura	<ul style="list-style-type: none"> ● En temperatura estable y favorables la reproducción celular es mayor ● En la mayoría de las microalgas el rango óptimo de temperatura es entre los 16 y 24°C ● Género <i>Chlorella</i> es capaz de soportar temperaturas de hasta 36°C
Aireación	<ul style="list-style-type: none"> ● Permite que los nutrientes presentes en el medio tengan mayor difusión ● Se reduce la variación de pH y se suministra CO₂ y otros gases al cultivo
Fotoperiodo	<ul style="list-style-type: none"> ● Las microalgas crecen bajo ciclos de exposición a periodos de luz y oscuridad repartidos en 24 horas ● Comúnmente crecen de mejor forma con fotoperiodo 16L:8D
pH	<ul style="list-style-type: none"> ● Las células presentan alta resistencia a los niveles de pH, ya que influye en su metabolismo y solubilidad ● No toleran valores bajos de pH ● Rango óptico va de 7 a 8
Agitación	<ul style="list-style-type: none"> ● Relevante para asegurar homogeneidad de distribución de células y nutrientes ● Mejora penetración de luz ● Evita sedimentación ● Puede realizarse de forma manual
Salinidad	<ul style="list-style-type: none"> ● La mayoría de las microalgas se reproducen en salinidades cercanas al 30% (incluye todas las sales disponibles disueltas en el medio)

(Candela et al, 2016) (Wenzheng et al, 2023) (Hernández et al, 2014)

5.12 Aplicación de microalgas en efluentes industriales:

La aplicación de microalgas como forma de depuración de efluentes industriales ya ha sido comprobada en diversos estudios, algunos de ellos han sido resumidos en la Tabla 5.

Tabla 5. Resumen de microalgas depurando distintos efluentes

Microalga	Efluente	Resultados	Referencia
<i>Scenedesmus sp</i>	Industria de pulpa y papel	Reducción DBO: 75% Reducción DQO: 82% Reducción Nitrato: 65% Reducción Fosfato: 72% Crecimiento microalgal: 60%	(M.T. Usha et al, 2016)
<i>Tribonema sp</i>	Industria petroquímica	Acumulación biomasa: 4,4 g/L Reducción DQO: 98,4% Reducción metales pesados: 70 – 90%	(Shuhao Huo et al, 2019)
<i>Chlorella sp</i>	Agua residual municipal	Reducción DQO: 70% Crecimiento microalgal: 50% Productividad lipídica: 30%	(Sunja Cho et al, 2011)
<i>Chlorella vulgaris</i>	Aguas residuales domésticas	Reducción DQO: 70% Reducción Amoniaco: 95% Reducción Ortofosfato: 97%	(M.T. Usha et al, 2016)
<i>Chlorella sp</i>	Efluente de planta termoeléctrica	Reducción Sulfato: 22.47%	(Mohammadi, 2018.)

5.13 Microalga *Chlorella*:

Para un cultivo microalgal cuyo objetivo es la fitorremediación se debe cumplir como mínimo 3 condiciones: alta tasa de crecimiento, alta tolerancia a la variación estacional y buena capacidad para una cosecha por simple gravedad (Hernández et al, 2014).

La microalga *Chlorella* es un género de agua dulce con una alta eficiencia fotosintética, capaz de reproducirse de forma asexual en poco tiempo, solo necesitando luz solar, dióxido de carbono y una pequeña cantidad de nutrientes. Esta es una de las más utilizadas en la fitorremediación de efluentes por su resistencia a crecer en condiciones desfavorables como limitación de nutrientes, alta concentración de CO₂, exceso de exposición solar, exceso de metales, entre otros (Safi, 2014).

5.13.1 Forma de crecimiento y metabolismo:

Chlorella es capaz de realizar dos tipos de metabolismos distintos al mismo tiempo, ya sea, crecimiento autotrófico, realizando fotosíntesis, absorbiendo luz como su fuente de energía y

fijando CO₂ para la producción de su alimento (Sharma, 2022), o bien, crecimiento heterotrófico, descomponiendo materia orgánica presente en el medio (Safi, 2014). Es sabido que las especies que tengan el tipo de metabolismo heterotrófico pueden crecer y proliferar en aguas residuales tóxicas, y condiciones oscuras o sin luz, tratando efectivamente el agua residual (Sharma, 2022). Ambos mecanismos, cuando se realizan a la vez, independiente el uno del otro se denomina un cultivo mixotrófico.

5.13.2 Capacidad de *Chlorella* en la biorremediación:

El uso de la microalga *Chlorella* se ha evidenciado en diversos estudios realizados a lo largo del mundo. Ha resultado con una eficiencia de remoción de 86% de nitrógeno y 70% para fósforo según Tam & Wong en 1996. Además Wang et al. en 2010, trabajando con *Chlorella*, obtuvo remoción del 100% para amonio 82.5% para nitrito y 74.7% para fósforo, mientras que Hammouda *et al.* en 1995, en cultivos de laboratorio utilizando *Chlorella* y *Scenedesmus*, obtuvieron remoción de 100% del nitrato, amonio y fósforo pasados 36, 42 y 48 días (Hernández et al, 2014).

En la Tabla 6 se muestran los resultados de un estudio realizado en 2018 de la diferencia de remociones de la microalga *Chlorella* en cultivo indoor y outdoor.

Tabla 6. Resultados de microalga *Chlorella* en cultivo indoor y outdoor

Parámetro	Resultado	
	Indoor	Outdoor
Máximo crecimiento microalgal	$4,17 \cdot 10^6 \pm 7,57 \cdot 10^5$ células mL ⁻¹	$2,81 \cdot 10^6 \pm 2,69 \cdot 10^5$ células mL ⁻¹
Remoción de nutrientes	91,67%	88,41%
Nitrato removido	57,47%	29,31%
Amonio removido	42,22%	42,22%
Fosfato removido	65,78%	75,78%

(R. Ramos, 2018)

Los resultados demuestran que la utilización de la microalga *Chlorella* para la absorción de nutrientes y crecimiento en aguas residuales es posible, lo que justifica el uso de este género para su aplicación en industrias que generen efluentes.

6. Metodología:

Objetivo específico 1: Caracterizar el efluente de celulosa y de aguas servidas domiciliarias

6.1 Revisión bibliográfica del efluente de celulosa:

Método:

Para la caracterización teórica del efluente de celulosa se realizará una revisión bibliográfica con ayuda del portal Snifa (Sistema Nacional de Información de Fiscalización Ambiental) para determinar los parámetros que serán estudiados en esta investigación. Esta caracterización fue necesario realizarla para tomar como referencia los valores bibliográficos de los valores obtenidos en laboratorio para comprobar que los datos obtenidos no son extremos.

6.2 Obtención de efluente de celulosa:

Materiales:

- 2 envases de plástico de 20 L
- Brazo mecánico
- Cooler
- Bolsas de gel frío
- Guantes

Método:

Para la determinación de los parámetros del efluente de celulosa es necesario recolectar 40 L de efluente de celulosa tipo Kraft, blanqueada con dióxido de cloro y recolectada posterior al tratamiento secundario la cual se ubica en la región del Ñuble. Almacenado en un cooler y trasladado bajo condiciones de temperatura $<12^{\circ}\text{C}$ en oscuridad. (SiSS, 2010)

6.3 Obtención de efluente de aguas servidas:

Materiales:

- 2 envases de plástico de 20 L
- Brazo mecánico
- Cooler
- Bolsas de gel frío
- Guantes

Método:

Para determinar los parámetros del efluente de aguas servidas es necesario recolectar 40 L de efluente de aguas servidas domiciliarias de una planta en la región del Bio Bio, la cual fue recolectada previo a la cloración y posterior a su tratamiento secundario con lodos activados. Almacenado en un cooler y trasladado bajo condiciones de temperatura $<12^{\circ}\text{C}$ en oscuridad (SiSS, 2010). Este efluente fue autoclavado antes de su manipulación.

6.4 Definir características físico químicas del efluente de celulosa y efluente de aguas servidas domiciliarias:

Materiales:

- Muestra del efluente de celulosa
- Muestra de efluente de aguas servidas domiciliarias

Método:

Para caracterizar el efluente de celulosa y de aguas servidas domiciliaria, una muestra de cada una será enviada al laboratorio de química de la facultad de ciencias ambientales para analizar los parámetros físico químicos de nitrógeno total, fósforo total, pH, turbidez, color verdadero, conductividad, DBO5 y DQO según las siguientes metodologías:

Tabla 7. Metodología de análisis que cada parámetro estudiado

Parámetro	Metodología
Nitrógeno Total	Standard Methods for the examination of water and waste water 24thEdition 4500-N C 4500-NO3-E 4500-NO2-B
Fósforo total	Standard Methods for the examination of water and waste water 24thEdition 4500 P-B (Digestión) 4500-P-E (Cuantificación)
pH	NCh2313/1:2021
Turbidez	LEE-MET-504-VAL-32 v1 Basado en: Manufacturer's manual HANNA HI93703 and Standard Methods for the examination of water and wastewater 24th Edition 2130 B
Color verdadero	LEE-MET-504-VAL-13 v1 Based on: Standard Methods for the examination of water and wastewater 24th Edition 2120 C
Conductividad	Standard Methods for the examination of water and wastewater 24th Edition 2510 B
DBO5	NCh2313/5:2005
DQO	NCh2313/24:1997

Objetivo específico 2: Determinar el crecimiento microalgal y concentración más favorable para la microalga

6.5 Bioensayo de mezcla de microalgas con efluente de aguas servidas y efluente de celulosa:

Materiales:

- Inóculo de microalga del género *Chlorella*
- Muestra de efluente de aguas servidas domiciliarias
- Muestra de efluente de celulosa
- 8 tubos de ensayo con tapa rosca

Método:

Se realizará un bioensayos con la microalga *Chlorella* considerando distintas proporciones de mezclas entre el efluente de celulosa y el efluente de aguas servidas domiciliarias como se señala en la Tabla 8. Cada ensayo se realizará en triplicado considerando un control con medio de cultivo determinado en NCh2706 para determinar la curva de crecimiento, donde el tiempo de cultivo será de 96 horas. La comparación de los resultados con el matraz control es de suma importancia en este caso ya que es la referencia de cómo las microalgas deben haber crecido.

Tabla 8. Relación volumétrica entre efluente de celulosa y aguas servidas domiciliarias para bioensayo

Relación volumétrica entre Efluente de aguas servidas domiciliarias : Efluente de celulosa
100:0
80:20
60:40
50:50
40:60
20:80
0:100

Parámetros fijos: Luminosidad, temperatura, volumen y fotoperiodo según Food and Agriculture Organization of the United Nations.

Tabla 9. Valores de parámetros fijos en cultivo de microalga

Parámetro	Valor óptimo
Luminosidad	2300 lux
Temperatura	20 °C
Volumen	10 mL
Fotoperiodo	Luz continua

(Vásquez, 2010)

6.6 Monitoreo del crecimiento del cultivo:

Materiales:

- Cámara de Neubauer
- Cubreobjetos
- Solución de cada mezcla
- Microscopio

Método:

Durante el experimento es necesario medir el crecimiento del cultivo para determinar una curva de crecimiento en el tiempo, monitoreando las fases de este. Esta actividad será medida 1 vez al día por las 96 hrs.

Mediante una micropipeta se tomarán 20 uL del tubo de ensayo para introducir 10 uL en la parte superior y 10 uL en la parte inferior de la cámara de Neubauer. Con ayuda del microscopio y un contador manual se contarán todas las células que se observen en los 25 cuadrados de la retícula principal. El número total de células/mL será la cantidad de células contadas x 10.000.

6.7 Determinación de mezcla que mejor se adapta al crecimiento de la microalga *Chlorella*:

Luego de obtener la curva de crecimiento en los ensayos con las distintas proporciones de efluente de aguas servidas y efluente de celulosa, se determinará la mezcla que mejor potencia el crecimiento microalgal. Esto se justificará dada la mezcla donde mayor cantidad de individuos existan a la hora 96 y la mezcla que menor diferencia de media tenga en comparación al control, este último realizado con ayuda del programa IBM Statistics, usando el Test de Dunnet.

Objetivo específico 3: Determinar la reducción de los parámetros fisicoquímicos en el efluente de celulosa

6.8 Cultivo microalgal con mezcla establecida de efluente de aguas servidas domiciliarias y de celulosa:

Materiales:

- 4 Matraces Erlenmeyer
- Mezcla de efluente de celulosa y efluente de aguas servidas con microalga
- Inóculo de microalga *Chlorella*
- Bomba de aire
- Pipeta Pasteur
- Timer

Método:

Se realizará un cultivo de la microalga *Chlorella* de 14 días, donde se monitoreará el crecimiento, además de la depuración del efluente. Se realizará en matraces de 3L en triplicado, donde el 10% del volumen corresponde a inóculo de microalga *Chlorella*.

6.9 Medición de parámetros físico químicos:

Se enviarán muestras del cultivo, previamente filtrado, al laboratorio de química de la facultad de ciencias ambientales donde se medirán los mismos parámetros que se midieron para caracterizar cada efluente, mostrados en la Tabla 7. Esta medición se realizará al inicio y final del cultivo (día 1 y 14) y los parámetros fijos del cultivo microalgal son los presentados en Tabla 10.

Tabla 10. Valores de parámetros fijos en cultivo de microalga

Parámetro	Valor
Luminosidad	2300 lux
Temperatura	20 °C
Volumen	3 L
Fotoperiodo	16 L: 8 D

6.10 Análisis estadístico:

Método:

Previo al tratamiento de datos se debe realizar una prueba de Shapiro-Wilk para poder determinar si los datos presentan una distribución normal.

Donde:

Si $p > 0.05$ → Los datos se consideran normales

Si $p \leq 0.05$ → Los datos no siguen una distribución normal

En el caso que se verifique la normalidad se aplicará la prueba t de Student, en caso contrario se optará por la prueba U Mann Whitney para evaluar la depuración del efluente de celulosa basado en la mezcla donde mayor crecimiento microalgal hay.

Donde para prueba t de Student:

Si $p \leq 0.05$ → Hay una diferencia significativa entre Inicio y Final.

Si $p > 0.05$ → No hay diferencias significativas.

7. Resultados y discusión:

Objetivo 1: Caracterizar el efluente de celulosa y de aguas servidas domiciliarias

7.1 Caracterización bibliográfica del efluente de celulosa:

A través del portal Snifa se obtuvo los siguientes datos como valores estimados de los parámetros del efluente de celulosa tipo Kraft.

Tabla 11. Caracterización del efluente de celulosa tratado

Parámetro	Unidad	Valor*
pH	-	7.3 ± 0.14
DBO5	mg/L	34.5 ± 8.8
DQO	mg/L	273.5 ± 57.5
Nitrógeno total	mg/L	3 ± 1.2
Fósforo total	mg/L	0.46 ± 0.34

*Cantidad de datos utilizados: 4, de informes de portal Snifa entre los años 2021 y 2022

Esta caracterización bibliográfica fue realizada para tomar como referencia los valores bibliográficos de los valores del efluente que fue extraído y posteriormente analizados sus parámetros fisicoquímicos en laboratorio, comprobando así que los datos obtenidos en laboratorio no son datos extremos y también comprendiendo la variabilidad de los valores.

7.2 Caracterización de efluentes:

Previo al cultivo microalgal fue necesario realizar una caracterización fisicoquímica de los efluentes que fueron utilizados, los cuales se analizaron el día 9 de octubre del 2024.

La Tabla 12 muestra los valores de los parámetros: pH, conductividad, turbidez, color verdadero, DBO5, DQO, nitrógeno total y fósforo total de los efluentes de celulosa y aguas servidas domiciliarias respectivamente. Respecto al efluente de aguas servidas domiciliarias

este fue obtenido posterior a su tratamiento secundario y previo a la cloración, donde tuvo que ser previamente autoclavado para el manejo de este.

Tabla 12. Caracterización fisicoquímica del efluente de celulosa y de aguas servidas domiciliarias

Parámetro	Unidad de medida	Efluente de celulosa	Efluente de aguas servidas domiciliarias
pH	-	7.63	7.68
Conductividad	µS/cm	312	162.6
Turbidez	NTU	5.85	3.35
Color verdadero	Pt/Co	485.31	32.04
DBO5	mgO2/L	56.9	14.4
DQO	mgO2/L	121	17
Fósforo total	mg/L	0.503	3.347
Nitrógeno total	mg/L	<0.01	27.57

Estos efluentes cuentan con parámetros donde sus valores son bastante lejanos unos con otros, por ejemplo, el color verdadero del efluente de celulosa es de 485.31 Pt/Co mientras que el del efluente de celulosa es de 32.044 Pt/Co, esto es posible percibirlo desde la toma de muestra ya que el efluente de celulosa correspondía un color amarillento, mientras que el de aguas servidas es un color casi transparente. La demanda química de oxígeno en el efluente de celulosa corresponde a 121 mgO2/L, mientras que en el de aguas servidas es de 17 mgO2/L, esta diferencia se puede deber a los varios tratamientos que se realizan en el efluente de aguas servidas para que sea descargada lo más depurada posible hacia el mar, mientras que el efluente de celulosa no cuenta con tantos tratamientos para ser descargado posteriormente. Otra diferencia significativa es la demanda química de oxígeno, donde en el efluente de celulosa su valor es 7 veces mayor que al del efluente de aguas servidas

domiciliarias. Dado el tipo de proceso que constituye el efluente de celulosa conocido bibliográficamente podemos razonar que el efluente de celulosa es más tóxico que el efluente de aguas servidas sobre todo por los compuestos clorados, lignina y compuestos fenólicos que contiene.



Figura 4. Efluente de celulosa
Fuente: Captura propia



Figura 5. Efluente de aguas servidas domiciliarias posterior al autoclave
Fuente: Captura propia

Objetivo 2: Determinar el crecimiento microalgal y concentración más favorable para la microalga

7.3 Bioensayo:

Se realizó un bioensayo de 96 hrs en distintas concentraciones de los efluentes de agua servida domiciliaria y efluente de celulosa, utilizando un inóculo de microalga *Chlorella* en un volumen de 10 ml, las cuales son las mostradas en Tabla 8.

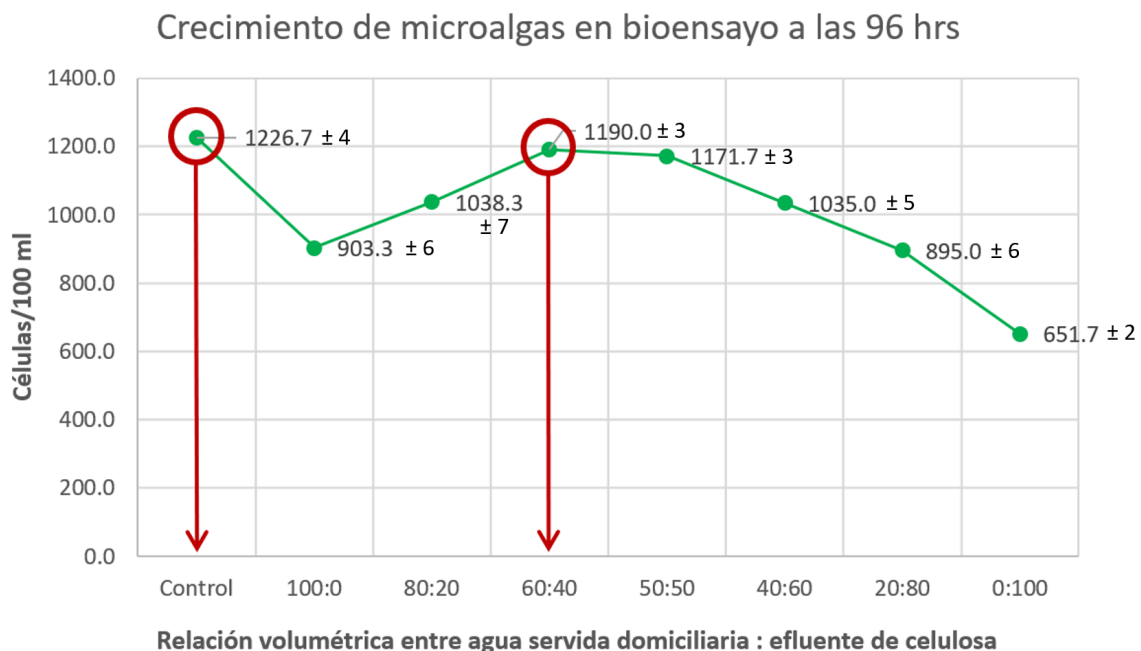


Figura 6. Crecimiento de microalgas en bioensayo a las 96 hrs

Fuente: Elaboración propia

Las células de *Chlorella* fueron contadas cada 24 horas hasta la hora 96, contando además con una dilución control la cual solo contenía inóculo de microalga y medio de solución stock según NCh2706. Se obtuvo como resultado que la concentración 60:40 (efluente de aguas servidas: efluente de celulosa) fue donde más crecieron las células de microalga, llegando a un número similar al del control y donde la concentración que menos crecieron células fue 0:100.

La concentración 60:40 a la hora 96 dió un promedio de 119 células, mientras que la concentración 50:50, 117 células contadas, por lo que esta concentración también podría ser utilizada para investigación, pero para la elaboración de esta tesis se utilizó sólo la concentración 60:40.

El gráfico con el crecimiento microalgal por día de todas las concentraciones se encuentra en el anexo 1.



Figura 7. Bioensayo de microalga *Chlorella* y concentraciones de efluentes

Fuente: Captura propia

7.4 Diferencia de medias entre tratamiento y control

Para determinar la mejor concentración entre efluentes se consideró la concentración que más células crecieron hasta las 96 hrs, así como también la concentración con menos diferencia de media entre el tratamiento y el control, realizada con el Test de Dunnett.

Tabla 13. Diferencia de medias entre concentraciones y control.

T Dunnett	Tratamiento	Tratamiento	Diferencia de medias (cel/100 ml)	
	Control	60:40		3.67
		50:50		5.50
		80:20		19.50
		40:60		19.16
		20:80		33.16
		100:0		32.33
		0:100		57.50

La menor diferencia de medias entre el tratamiento y el control es la concentración 60:40 con una diferencia de medias de 3.67 cel/ 100ml lo cual justifica esta concentración como la más favorecedora del crecimiento de la microalga *Chlorella*. Seguido a este y tal como se mencionó anteriormente una concentración que también podría ser válida para usarla en una investigación como la realizada, es la concentración 50:50 ya que su diferencia de medias es de 5.50 cel/ 100 ml.

Objetivo 3: Determinar la depuración del efluente de celulosa

7.5 Cultivo con concentración seleccionada:

Para determinar la depuración del efluente de celulosa se realizó un cultivo de 14 días con la concentración más favorecedora para las microalgas que fue seleccionada previamente y que corresponde a la concentración 60:40, donde el 60% del volumen total era de efluente de aguas servidas domiciliarias, el 40% de efluente de celulosa y se añadió el 10% del volumen total de inóculo de microalga *Chlorella*. El cultivo se realizó en triplicado donde los tres matraces contenían el mismo volumen de solución y se encontraban en las mismas

condiciones de temperatura, aireación y fotoperiodo. Además se contó con un matraz control el cual solo contenía inóculo de la microalga *Chlorella* y medio de cultivo stock según NCh2706.



Figura 8. Cultivo realizado con concentración 60/40 de microalga *Chlorella*
Fuente: Captura propia

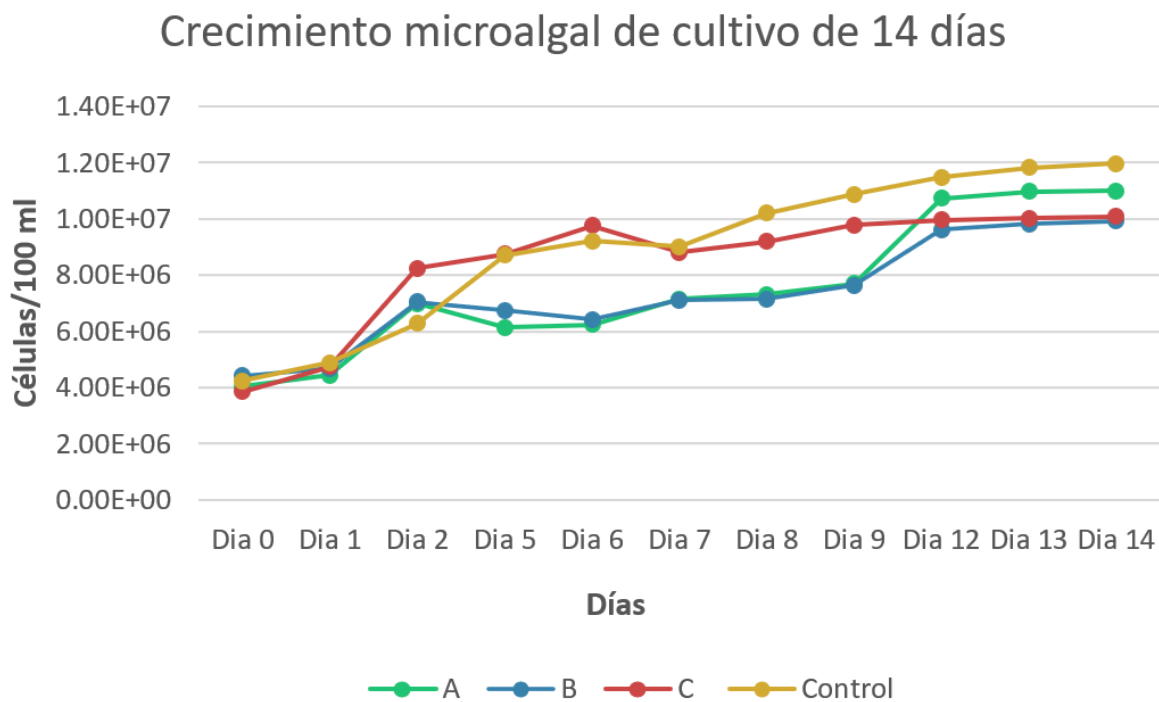


Figura 9. Crecimiento microalgal de cultivo de 14 días

Fuente: Elaboración propia

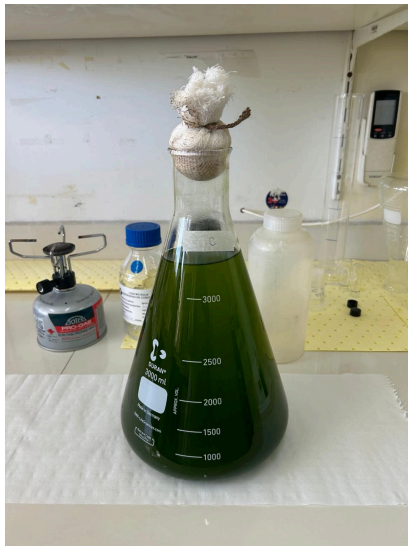
De los tres matraces al día 14 se obtuvo un valor similar en cuanto al número de células contadas, pese a esto, entre el día 4 al día 7, los matraces A y B bajaron sutilmente su cantidad de células, esto se debió a que el día 4 hubo un corte de luz en la universidad y esto provocó que la manguera de los matraces A y B se soltara y no recibieron aireación por un día, pese a esto, en el día 8 las microalgas se recuperaron y estabilizaron, por lo que siguieron creciendo normalmente, incluso al punto en que al día 14 el matraz A superó en número de células contadas al matraz C. En los matraces A, B y C al final del cultivo (día 14) se obtuvo un promedio de $1.10 \cdot 10^7$, $9.93 \cdot 10^6$ y $1.01 \cdot 10^7$ células/100 ml respectivamente, mientras que el matraz control promedió $1.20 \cdot 10^7$ células/ 100 ml en ese mismo momento.

Tabla 14. Conteo celular en cámara de Neubauer de cultivo

Dia	Matraz A (células/100 ml)	Matraz B (células/100 ml)	Matraz C (células/100 ml)	Matraz Control (células/100 ml)
Dia 0	4.04E+06	4.43E+06	3.85E+06	4.24E+06
Dia 1	4.43E+06	4.68E+06	4.74E+06	4.89E+06
Dia 2	6.98E+06	7.05E+06	8.24E+06	6.28E+06
Dia 5	6.15E+06	6.76E+06	8.75E+06	8.71E+06
Dia 6	6.25E+06	6.44E+06	9.76E+06	9.22E+06
Dia 7	7.16E+06	7.11E+06	8.82E+06	9.01E+06
Dia 8	7.32E+06	7.16E+06	9.20E+06	1.02E+07
Dia 9	7.69E+06	7.64E+06	9.79E+06	1.09E+07
Dia 12	1.07E+07	9.63E+06	9.97E+06	1.15E+07
Dia 13	1.10E+07	9.82E+06	1.00E+07	1.18E+07
Dia 14	1.10E+07	9.93E+06	1.01E+07	1.20E+07



Figura 10. Cultivo de microalga Chlorella al día 0
Fuente: Captura propia



Figuras 11, 12 y 13. Matracos al final del cultivo (día 14)
Fuente: Captura propia

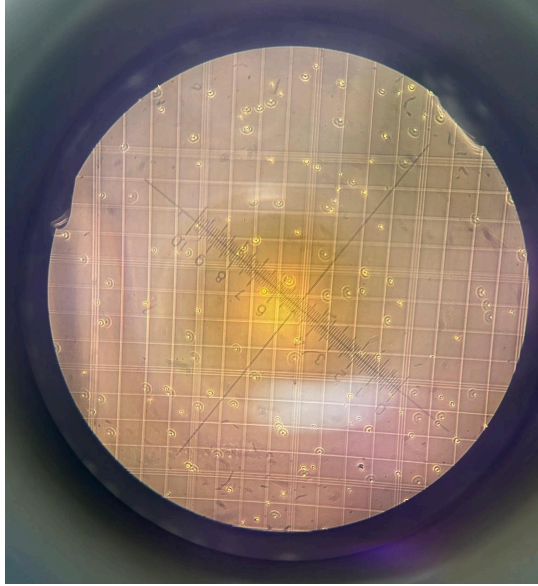


Figura 14. Visión bajo microscopio de cultivo matraz A al día 0
Fuente: Captura propia

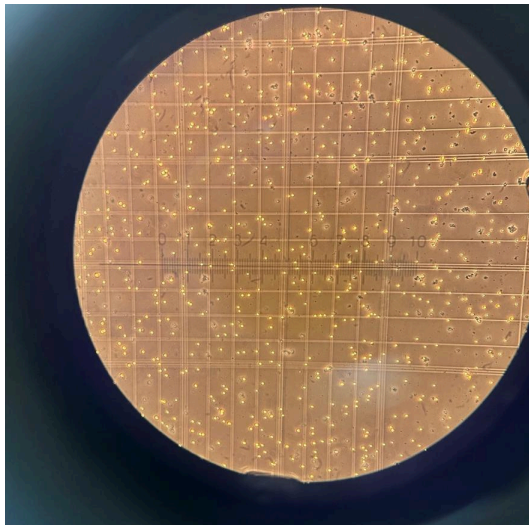


Figura 15. Visión bajo microscopio de cultivo matraz A al día 14
Fuente: Captura propia

7.6 Medición de parámetros fisicoquímicos del cultivo:

Los parámetros fisicoquímicos se analizaron al inicio y final del cultivo (día 0 y día 14). Se analizó: pH, conductividad, turbidez, color verdadero, DBO5, DQO, nitrógeno total y fósforo total.

Tabla 15: Parámetros fisicoquímicos al inicio y final del cultivo microalgal de 14 días

Parámetro	Unidad de medida	Inicio			Prom	Final			Prom	% de remoción
		A	B	C		A	B	C		
pH	-	6.59	6.71	6.56	6.62 ± 0.08	8.60	8.01	8.46	8.36 ± 0.31	-
Conductividad	µS/cm	1057	1011	1069	1046 ± 30.6	461	482	469	470 ± 10.6	55.06%
Turbidez	NTU	3.06	2.25	2.15	2.49 ± 0.50	1.10	0.80	0.90	0.93 ± 0.15	62.5%
Color verdadero	Pt/Co	194.9	199.9	207.3	200.7 ± 6.24	179	189	178	182 ± 6.08	9.32%
DBO5	mg/L	42.7	41.5	42.2	42.1 ± 0.60	68.1	70.8	91.5	76.8 ± 12.80	-
DQO	mg/L	181	239	166	195 ± 38.55	134	146	197	159 ± 33.45	18.46%
Fósforo total	mg/L	1.480	1.606	1.740	1.609 ± 0.13	1.303	1.301	1.608	1.404 ± 0.18	12.74%
Nitrógeno total	mg/L	11.25	9.73	9.61	10.20 ± 0.91	11.86	12.11	12.60	12.19 ± 0.38	-

*Prom: Promedio

7.7 Análisis estadístico:

Para la evaluación de la depuración del efluente de celulosa, primeramente, se realizó una prueba de normalidad a los resultados de los parámetros del cultivo para determinar la normalidad de los valores.

La prueba de normalidad utilizada fue la de Shapiro-Wilk, donde:

Si $p > 0.05$ → Los datos se consideran normales

Si $p \leq 0.05$ → Los datos no siguen una distribución normal

Los resultados de la prueba de normalidad son los presentados en la Tabla 16.

Tabla 16. Resultados prueba de normalidad Shapiro-Wilk

Variable	Significancia	Distribución
pH	0.066	Normal
Conductividad	0.072	
Turbidez	0.317	
Color verdadero	0.666	
Nitrógeno total	0.286	
Fósforo total	0.392	
DBO5	0.141	
DQO	0.832	

Posterior a la prueba de normalidad se realizó la prueba estadística t de Student para determinar las diferencia significativas de cada variable entre el inicio y final de cultivo.

Donde:

Si $p \leq 0.05$ → Hay una diferencia significativa entre Inicio y Final.

Si $p > 0.05$ → No hay diferencias significativas.

Tabla 17. Prueba t de Student para determinar diferencia significativas

Variable	Significancia	Conclusión
pH	0.016	Hay diferencias significativas
Conductividad	0.002	Hay diferencias significativas
Turbidez	0.018	Hay diferencias significativas
Color verdadero	0.077	No hay diferencias significativas
Nitrógeno total	0.108	No hay diferencias significativas
Fósforo total	0.059	Hay diferencias significativas
DBO5	0.026	Hay diferencias significativas
DQO	0.423	No hay diferencias significativas

Dados estos resultados es posible interpretar que en los parametros de pH, conductividad, turbidez, fosforo total y DBO5 tienen diferencias significativas, mientras que los parametros de color verdadero, nitrógeno total y DQO no hay diferencias significativas.

7.8 Remoción de cada parámetro:

El pH es un parámetro que nos indica, entre otras cosas, la depuración de un efluente, en este caso los efluentes por sí solos si estaban cerca de la neutralidad, donde para el inicio del cultivo se obtuvo un promedio de 6.62 ± 0.08 y al final del cultivo el pH subió a $8,4 \pm 0.31$ en promedio, habiendo diferencias significativas, esto se debe a que las microalgas pueden soportar mejor los incrementos de pH que los descensos, incluso algunos autores afirman que cada especie de microalga necesita un rango determinado de pH que permita un crecimiento óptimo, siendo el pH 8 el más indicado para especies dulceacuícolas como la *Chlorella* (Gomez et al, 2021).

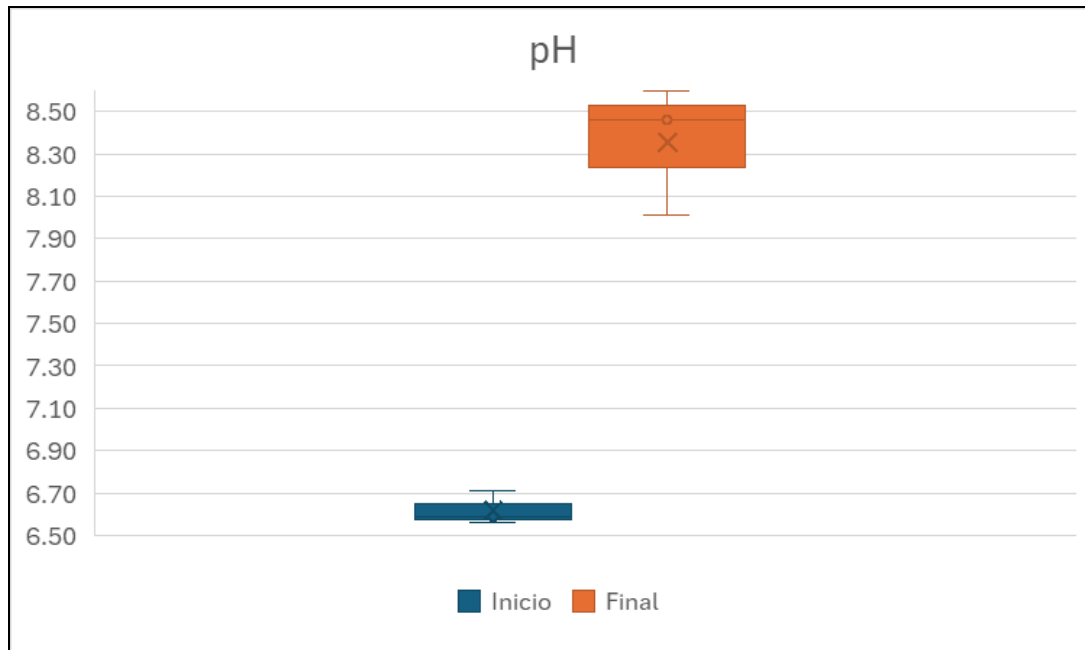


Figura 16. pH al inicio y final del cultivo

Fuente: Elaboración propia

La conductividad es un parámetro que nos indica cuántas sustancias disueltas totales, productos químicos y minerales contiene el agua, a mayor impurezas, mayor conductividad, donde incluso pequeñas cantidades de contaminantes pueden cambiar la conductividad de las aguas residuales (Bursón, 2024). Por esto que se consideró la conductividad como parámetro para la depuración del efluente de celulosa. Al inicio del cultivo se obtuvo en promedio una conductividad de $1046 \pm 30.6 \mu\text{S/cm}$, mientras que al final se presentó una conductividad de $470 \pm 10.6 \mu\text{S/cm}$ habiendo una gran diferencia significativa, reduciendo en un 55% la conductividad. Pese a estos buenos resultados, si observamos la caracterización del efluente de celulosa por si solo, podemos notar que su conductividad en bruto es de $312 \mu\text{S/cm}$ por lo que no se obtuvo un efluente más depurado, el inicio del cultivo, como se mencionó anteriormente, indicó una conductividad de $1046 \pm 30.6 \mu\text{S/cm}$, lo cual si hacemos el balance de masa con la sumatoria de la conductividad de ambos efluentes se obtiene una conductividad de $474.6 \mu\text{S/cm}$, por lo tanto existe un delta de $571.4 \mu\text{S/cm}$. Para comprender esto se analizó

el medio de cultivo stock de las microalgas donde fueron previamente preparadas con la ayuda de la NCH 2706 la cual expone los macronutrientes y elementos traza que contiene esta solución. Para mayor comprensión la Tabla 19 resume la solución de nutrientes.

Tabla 18: Concentración de nutrientes en solución stock de inóculo de microalga

Chlorella.

Nutriente	Concentración final en solución
NaNO ₃	127,5 mg · L ⁻¹
K ₂ HPO ₄	5,22 mg · L ⁻¹
MgCl ₂ · 6 H ₂ O	12,16 mg · L ⁻¹
CaCl ₂ · 2 H ₂ O	4,41 mg · L ⁻¹
MgSO ₄ · 7 H ₂ O	14,7 mg · L ⁻¹
FeCl ₃ · 6 H ₂ O	160 µg · L ⁻¹
Na ₂ EDTA · 2 H ₂ O	300 µg · L ⁻¹
H ₃ BO ₃	185,5 µg · L ⁻¹
MnCl ₂ · 4 H ₂ O	415,6 µg · L ⁻¹
ZnCl ₂	3,27 µg · L ⁻¹
CoCl ₂ · 6 H ₂ O	1,43 µg · L ⁻¹
CuCl ₂ · 2 H ₂ O	0,012 µg · L ⁻¹
Na ₂ MoO ₄ · 2 H ₂ O	7,26 µg · L ⁻¹
Na ₂ SeO ₄	2,39 µg · L ⁻¹
NaHCO ₃	15 mg · L ⁻¹

Fuente: NCh 2706

Con los nutrientes fue posible determinar que este delta de conductividad se debió a los aniones presentes en las sales, con la concentración de los nutrientes se obtuvo la conductividad iónica de cada uno y así su contribución en la conductividad a través de la siguiente fórmula:

$$S = \sum(C_i \cdot \lambda_i)$$

donde:

S: Conductividad total de la solución (S/cm)

C_i: Concentración de nutriente (mol/L)

λ: Conductividad iónica de cada nutriente (S·m²/mol)

De esta forma se obtuvo la contribución de cada nutriente en los aniones de la solución total, obteniendo como resultado 5.18×10^{-4} S/cm de conductividad lo cual se traduce en 518 μS/cm, lo que comprueba que la solución stock para alimentar el inóculo de microalgas contribuye a la alza de conductividad del cultivo, lo que concluye en que a pesar de haber obtenido una remoción significativa de la conductividad, no es suficiente para considerarse correcto ya que no se obtiene un efluente más puro.

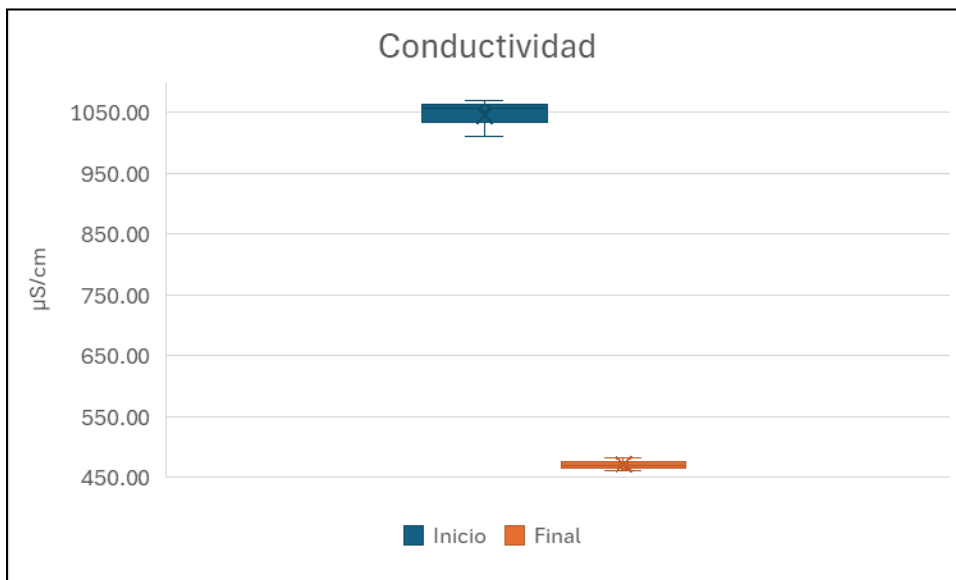


Figura 17. Conductividad al inicio y final del cultivo

Fuente: Elaboración propia

La turbidez se relaciona con la cantidad de partículas en suspensión en el agua, cuanto mayor turbidez, mayor cantidad de partículas en suspensión y de luz dispersada (Vel, 2024). En el cultivo la turbidez fue en un inicio de 2.48 NTU y en el final del cultivo, en promedio, dió un

resultado de 0.93 NTU, por lo que se disminuyó en un 62.5% obteniendo diferencias significativas. Esto se explica dado que las microalgas tienen la capacidad de adherirse a las partículas suspendidas en el agua debido a su carga superficial, al hacerlo las partículas se aglutinan y facilita la eliminación del agua mediante procesos como la sedimentación (Mata et al 2010). También a medida que las microalgas crecen y se multiplican, pueden actuar como un filtro biológico al atrapar pequeñas partículas y microorganismos suspendidos en el agua, disminuyendo la turbidez de manera efectiva (Garcia et al, 2019).

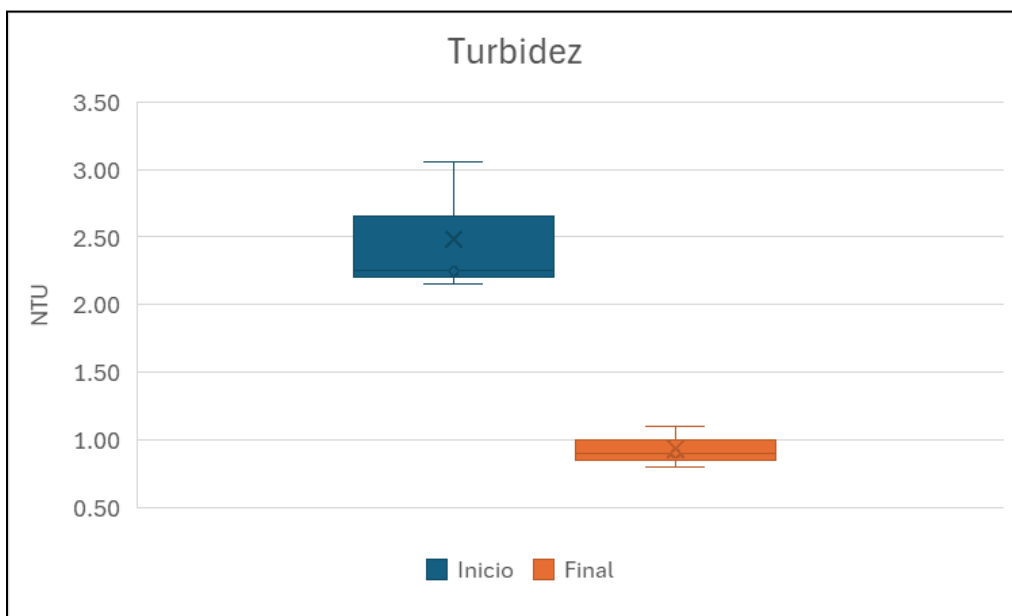


Figura 18. Turbidez al inicio y final del cultivo

Fuente: Elaboración propia

El color del agua se debe a la presencia de materia orgánica natural como sustancias húmicas o ciertos metales como hierro o cobre que se encuentran disueltos o en suspensión. Existen una gran diferencia entre las sustancias disueltas en el aguas y las partículas que se encuentran en suspensión ya que esto influye en en la clasificación de color verdadero y color aparente. El color verdadero es un parámetro importante para conocer el nivel de materia orgánica natural que hay en el agua, ya que su presencia es un factor de riesgo de generación

de subproductos nocivos de la desinfección del agua (Hanna, 2019). Al inicio del cultivo microalgal el color verdadero arrojó un promedio de 200.7 Pt/Co, mientras que al final del cultivo un resultado promedio de 182 Pt/Co. Esto nos da como resultado que se obtuvo un 9.32% de remoción. Siendo un porcentaje muy bajo es que no existen diferencias significativas, pero pese al poco porcentaje de remoción, al finalizar el cultivo y filtrar las microalgas el efluente se veía de un tono más claro, esto se debe a la combinación entre el efluente de celulosa y el domiciliario, donde el domiciliario al ser de un color más cercano al transparente, diluye el color concentrado de celulosa, siendo este parámetro uno de los más difíciles de reducir.

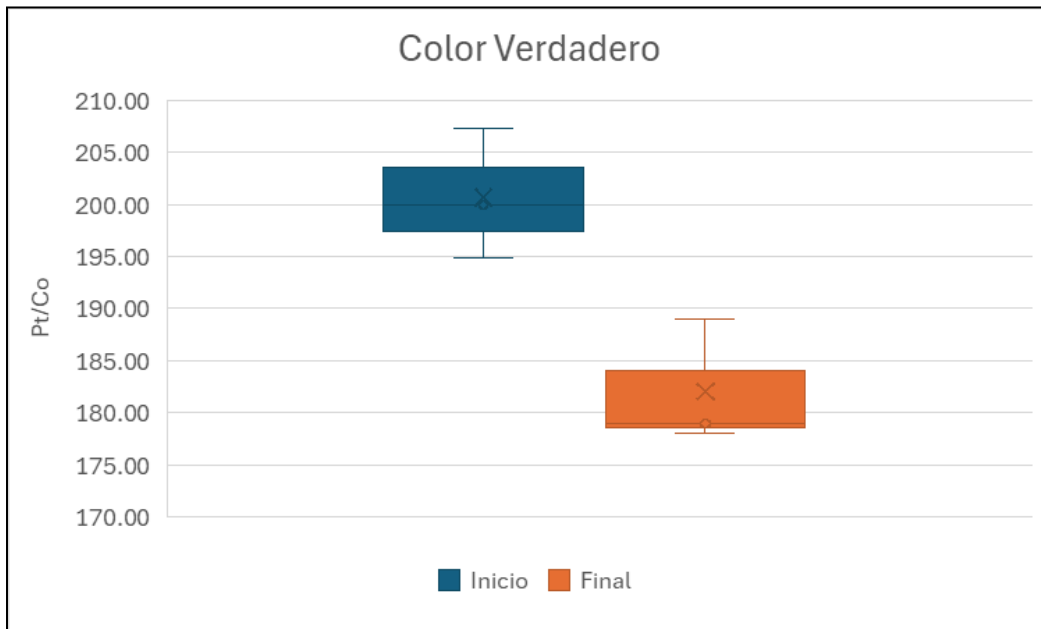


Figura 19. Color verdadero al inicio y final del cultivo

Fuente: Elaboración propia

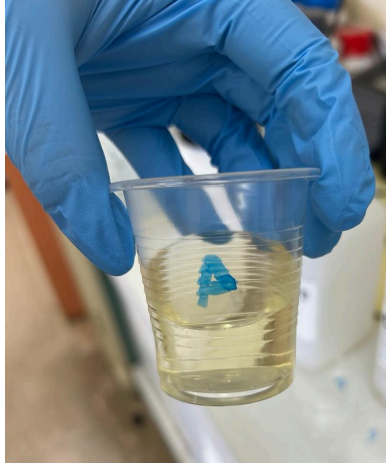


Figura 20. Color de cultivo de matraz A filtrado

Fuente: Captura propia

El nitrógeno total es un parámetro que mide la cantidad total de nitrógeno presente en una muestra (APHA, 2017). El nitrógeno es un elemento esencial para los organismos acuáticos ya que es un componente fundamental de proteínas, ácidos nucleicos y otras moléculas biológicas, sin embargo el exceso de nitrógeno puede causar contaminación por nitrato, debido a que el nitrato es una forma de nitrógeno que puede ser tóxico para los seres humanos interfiriendo en la capacidad de la sangre para transportar oxígeno (EPA. 2000). También puede ocasionar un cambio en la biodiversidad de ecosistemas acuáticos como cambiar la composición de especies donde algunas especies más sensibles a niveles elevados de nitrógenos se verían desplazados (Smith et al, 1999). Al inicio del cultivo se obtuvo como resultado 10.20 mg/L en promedio de nitrógeno total, mientras que al final del cultivo se obtuvo un promedio de 12.19 mg/L, impidiendo que exista un porcentaje de remoción y que también no existan diferencias significativas. Este aumento de nitrógeno total se puede deber a varias razones, entre ellas esta la opción de que se haya experimentado la muerte celular de varias microalgas en el fondo del matraz y que por esta razón no se percibió la disminución, lo que provoca que al haber ruptura celular se liberaron compuesto nitrogenados al medio lo que aumentó la concentración de nitrógeno total (APHA, 2017). Otra respuesta al aumento de nitrógeno es la falta de asimilación eficiente por las microalgas, donde las microalgas no

crecieron adecuadamente debido a condiciones ambientales, como pudo haber pasado dado que existieron días donde dos matraces no tuvieron aireación, y esto generará que las microalgas no asimilaron el nitrógeno del medio, permitiendo la acumulación. También es posible que haya existido la contaminación externa del sistema lo que provocó que las microalgas no respondieran correctamente a los contaminantes, impidiendo la depuración.

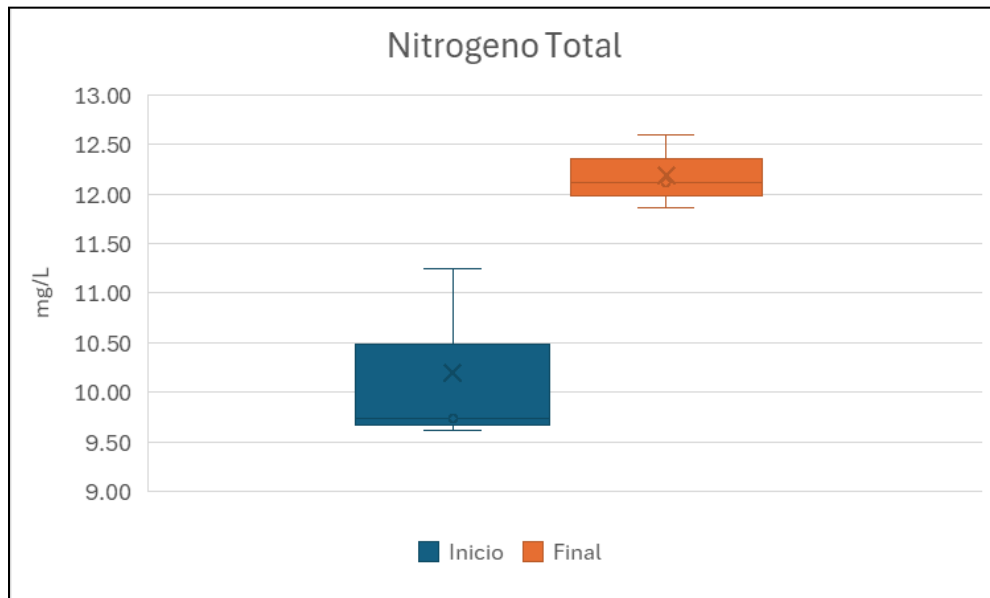


Figura 21. Nitrógeno total al inicio y final del cultivo

Fuente: Elaboración propia

El fósforo total es la cantidad total de fósforo presente en una muestra, incluye tanto el fósforo disuelto como el fósforo particulado, este parámetro es importante debido a la eutrofización. El fósforo es un nutriente esencial, pero en exceso puede causar graves problemas ecológicos, como la proliferación excesiva de algas (Dodds, 2006). Algunos efectos adversos asociados al exceso de nutrientes son por ejemplo la disminución en la cantidad de luz disponible para las plantas acuáticas, reducción de oxígeno ya que las algas muertas y en descomposición consumen oxígeno lo que causa hipoxia y contaminación secundaria ya que existen algunas algas que producen toxinas que son peligrosas para la fauna acuática y salud humana (Paerl et al, 2001). Al inicio del cultivo se obtuvo en promedio 1.609 mg/L de fósforo total, mientras que

al día 14 del cultivo se obtuvo en promedio 1.404 mg/L de fósforo total, resultando en un 12.74% de remoción habiendo diferencias significativas. Esta disminución de fósforo total se debe principalmente a la asimilación de las microalgas con el fósforo, ya que estas requieren de fósforo para su crecimiento, nutriente esencial en la síntesis de ácidos nucleicos, fosfolípidos y ATP (Ortiz, 2022). También existe la precipitación química que es donde la actividad fotosintética de las microalgas aumentan el pH del medio, favoreciendo la formación de compuestos insolubles de fósforo que precipitan y se eliminan del efluente tal como la sedimentación de la biomasa (Ortiz, 2022). Pese a la diferencia significativa del fósforo entre el inicio y final del cultivo y al porcentaje de remoción, este porcentaje es considerado bajo en comparación con otros métodos de tratamiento de aguas.

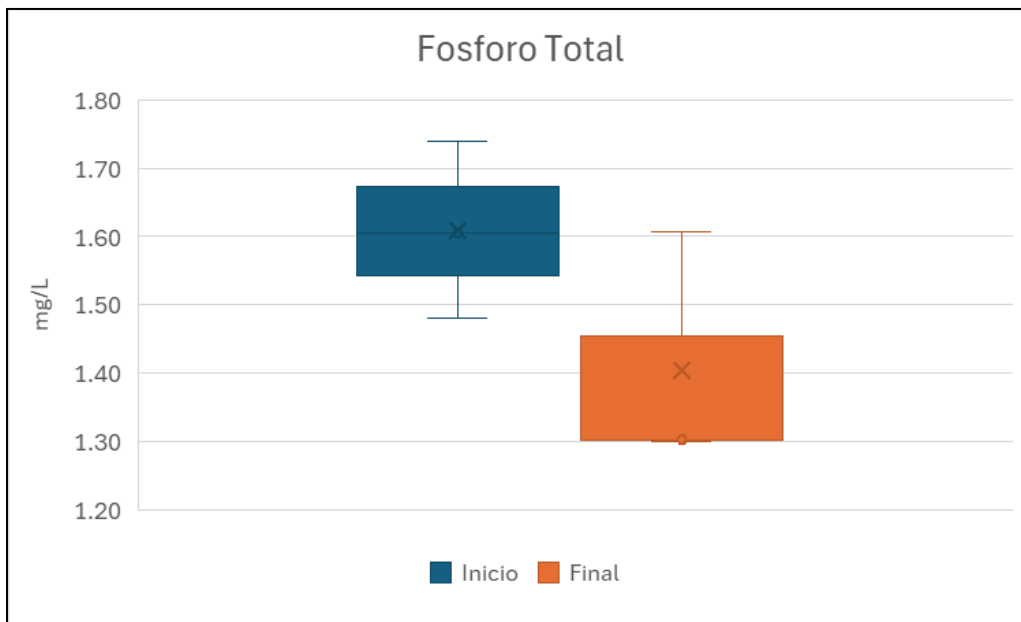


Figura 22. Fósforo total al inicio y final del cultivo

Fuente: Elaboración propia

El DBO5 mide la cantidad de oxígeno necesario para la descomposición biológica de la materia orgánica presente en el agua por microorganismos durante un periodo de tiempo de 5 días (Kumar et al, 2005). Los microorganismos consumen oxígeno para así descomponer la materia

orgánica biodegradable presente en el agua (Kumar et al, 2005). Por lo que la diferencia en la cantidad de oxígeno disuelto antes y después del periodo de incubación es la DBO. En este caso el cultivo comenzó siendo en promedio de 42.1 ± 0.60 mg/L y al final del cultivo se obtuvo un resultado de 76.8 ± 12.80 mg/L por lo que no hubo porcentaje de remoción pero sí diferencias significativas. Este aumento en el DBO5 pudo deberse a varios factores, uno de ellos es la liberación de compuestos orgánicos por las microalgas, donde durante el crecimiento y actividad metabólica de estas se liberan algunos compuestos orgánicos como ácidos orgánicos, azúcares o proteínas lo que contribuye al aumento de DBO, estos compuestos son biodegradables, lo que aumenta el DBO5 al final de cultivo (Craggs et al, 2012). Otro factor que pudo haber participado en el aumento de DBO5 es la participación de aguas servidas domiciliarias, ya que pese a que estos fueron una fuente de nutrientes para las microalgas, también podrían haber aportado otros contaminantes como materia orgánica compleja que no es fácilmente degradable por las microalgas por lo que si estas sustancias no fueron eliminadas durante el cultivo, podrían haber aumentado la carga de DBO5 (Sutherland et al, 2017). A pesar de estos posibles factores, es normal que el DBO5 haya aumentado dado las microalgas que se introdujeron a la mezcla, aumentando así la carga orgánica.

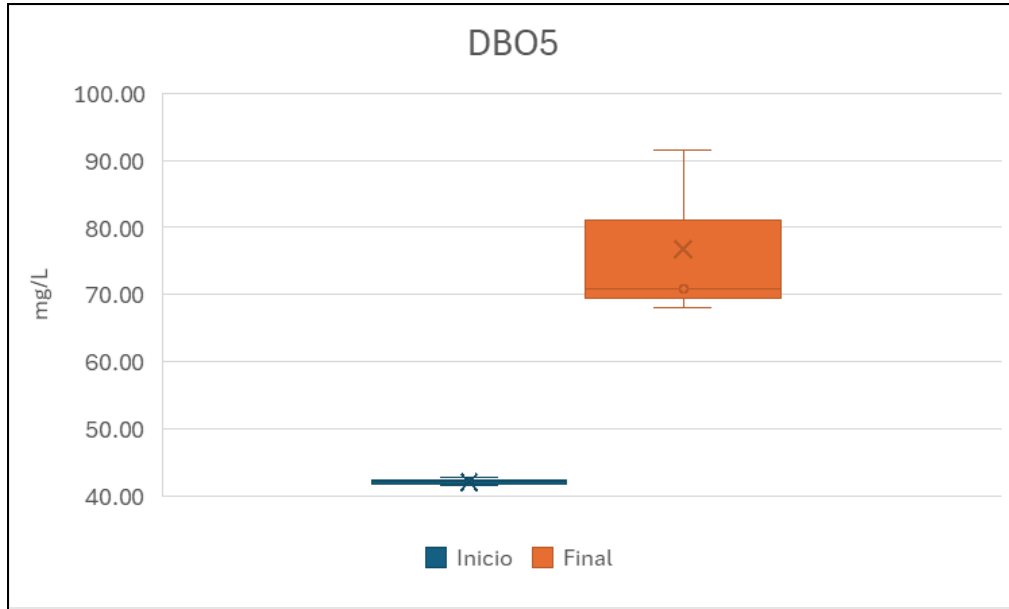


Figura 23. DBO5 al inicio y final del cultivo

Fuente: Elaboración propia

El DQO (Demanda Química de Oxígeno) es una medida de la cantidad de oxígeno requerida para oxidar la materia orgánica presente en una muestra de agua (Air Liquide, 2024). Es un parámetro crucial para mantener los ecosistemas acuáticos saludables y garantizar el suministro de agua potable (Instituto del agua, 2024) En el caso de la DQO, esta mide la cantidad total de oxígeno necesario para oxidar tanto la materia biodegradable como la no biodegradable presente en el agua (Hanna, 2024). La DQO proporciona una visión más amplia de la cantidad total de materia orgánica en el agua, incluyendo aquella que no es fácilmente descomponible por los microorganismos, por lo mismo suele ser un valor más alto que la DBO5. Particularmente en este cultivo se obtuvo en el inicio un valor promedio de 195 ± 38.55 mg/L y en el día 14 se obtuvo un DQO de 159 ± 33.45 mg/L obteniendo un porcentaje de remoción del 18.46% y pero sin diferencias significativas. Esta remoción es considerada baja en comparación con otros métodos de tratamiento de aguas y se puede deber a varios factores como lo es el tipo de compuesto presente, ya que las microalgas son más eficientes en la remoción de compuestos orgánicos biodegradables y el efluente de celulosa contiene

compuestos más complejos como productos derivados de la lignina o compuestos fenólicos, por lo que las microalgas no podrán eliminarlos eficientemente, lo que resultaría en una remoción baja de DQO (Zhu et al, 2013). También el efluente puede contener compuestos inhibidores de la actividad microbiana o algal, lo que podría haber afectado la capacidad de las microalgas para depurar el agua. Por otro lado también es posible que las aguas servidas domiciliaria al ser muy heterogénea, su carga orgánica es muy variable por lo que los picos de ciertos compuestos orgánicos no biodegradables pueden haber limitado la eficiencia de las microalgas en ciertos momentos del cultivo ya que en ciertos momentos del cultivo, el efluente puede contener picos de concentración de compuestos no biodegradables (por ejemplo, si hubo un vertido puntual, un cambio en la composición del efluente o lo que ocurrió en el experimento que para analizar las muestras en el inicio y final fue necesario extraer muestra del cultivo, lo que alteró el volumen de la muestra), estos picos pueden aumentar la carga orgánica en el sistema y dado que las microalgas no tienen la capacidad para degradarlos su eficiencia para reducir la DQO se ve afectada (Tredici, 2010) (Craggs et al, 2012).

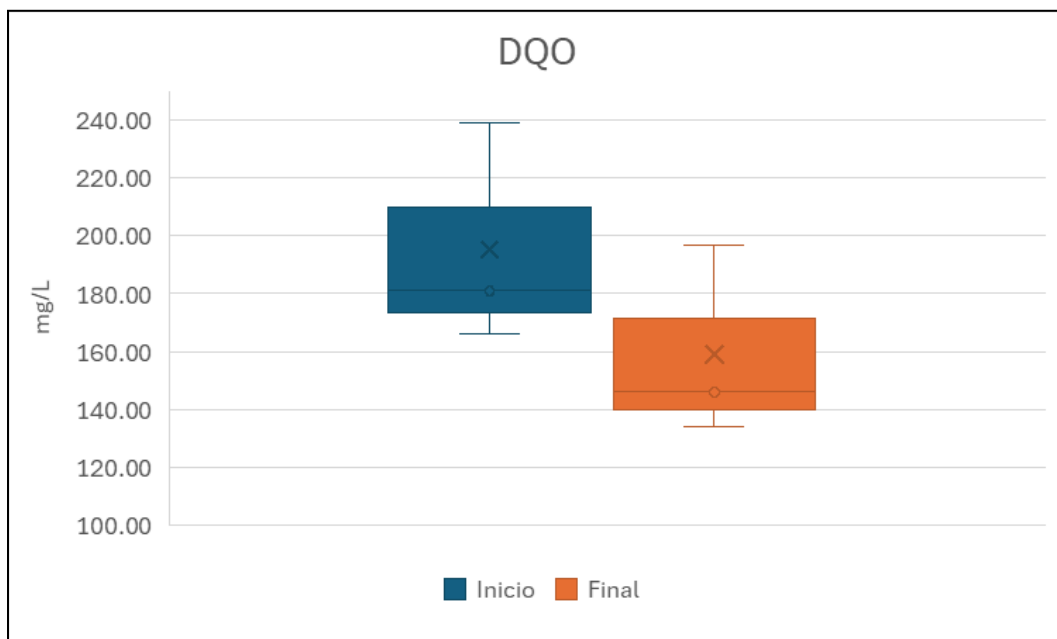


Figura 24. DQO al inicio y final del cultivo
Fuente: Elaboración propia

8. Conclusiones y recomendaciones:

Se logró caracterizar el efluente de celulosa y de aguas servidas domiciliarias siendo posible concluir que los datos obtenidos en laboratorio son valores cercanos a los expuestos en bibliografía, resultando en valores típicos. Entre cada efluente fue posible observar las grandes diferencias de valores de los parámetros analizados, permitiendo entender la diversidad de características entre un efluente domiciliario y uno industrial, lo que nos hace razonar sobre el tipo de efluentes que estamos vertiendo en los sistemas acuáticos.

Fue posible determinar el crecimiento microalgal dadas las distintas concentraciones volumétricas entre efluente de celulosa y de aguas servidas domiciliarias, concluyendo en la mejor concentración como 60:40 (efluente domiciliaria: efluente de celulosa), obteniendo un crecimiento microalgal promedio de 1190 células/100ml. Este bioensayo realizado nos demuestra que las aguas servidas domiciliarias si permiten nutrir a la microalga *Chlorella* en un periodo de 96 hrs logrando su crecimiento.

La reducción de los parámetros fisicoquímicos en el efluente de celulosa se determinó al día 14 del cultivo con la concentración 60:40, obteniéndose como resultado que en los parámetros conductividad, turbidez, color verdadero, DQO y fósforo total si hubo porcentaje de remoción, en el caso del color verdadero, DQO y fósforo total el porcentaje no alcanza al 20% de remoción por lo que no se considera como eficaz, mientras que la turbidez alcanzó un 63% de remoción considerándose como significativa la remoción, pero que en el caso de la conductividad, pese a que su porcentaje de remoción alcanzó el 55%, no se obtuvo un efluente más depurado del que el de celulosa viene en estado bruto, esto se debió al balance de masa del cultivo, donde la suma de la conductividad del efluente de celulosa, efluente domiciliario y el inóculo de microalgas dieron como resultado una conductividad muy alta ($1046 \pm 30.6 \mu\text{S/cm}$) en el inicio del cultivo, mientras que en el día 14 del cultivo se obtuvo una conductividad de 470

$\pm 10.6 \mu\text{S/cm}$ pero que si analizamos al efluente de celulosa en estado bruto se observa una conductividad de $312 \mu\text{S/cm}$ por lo que se concluye que no entrega un efluente más depurado en términos de conductividad. Por otro lado, los parámetros pH, DBO5 y nitrógeno total no obtuvieron un porcentaje de remoción entre el inicio y final del cultivo. Estos resultados nos hacen concluir que no hubo depuración significativa del efluente de celulosa y por lo tanto las aguas servidas domiciliarias no son una forma eficaz de aportar nutrientes a las microalgas.

Se concluye que pudieron existir varias dificultades dentro del experimento y estas influyen de manera negativa en el resultado. Dentro de estas se encuentra el tiempo insuficiente de contacto, donde el tiempo de cultivo haya sido demasiado corto y las microalgas no tuvieron suficiente tiempo para metabolizar o absorber los contaminantes y materia orgánica e inorgánica. También las condiciones de cultivo pudieron haber afectado directamente el rendimiento de las microalgas. Para este estudio se utilizó el 10% del volumen total en inóculo de microalga, pero que pudo haber sido insuficiente por lo que se debería haber aumentado la densidad de las microalgas lo que mejoraría la capacidad de depuración.

Esta metodología que aprovechaba recursos del medio para la depuración de efluentes y posterior reuso, es una metodología que se espera que dado otro enfoque si sea eficiente para ser utilizada en la industria, así contribuir a la ciencia y a la escasez hídrica.

Se recomienda continuar con el estudio de esta investigación, considerando las dificultades que se obtuvo en este trabajo y tomando en cuenta un tiempo de cultivo microalgal mayor que el se trabajó. Además se recomienda explorar otras variables del formato de cultivo, como tiempo de residencia, tamaño de matraces y tipo de microalga.

Se espera así seguir contribuyendo a las bases de la depuración de efluentes industriales con ayuda de microalgas para evaluar si este tipo de tratamiento puede llegar a ser implementado en un futuro.

9. Respuesta pregunta de investigación:

El efluente de aguas servidas domiciliarias es capaz de aportar los nutrientes requeridos para el crecimiento óptimo para el uso de las microalgas, pese a eso no se logró una depuración significativa del efluente de celulosa, pese a la reducción de ciertos parámetros y del positivo crecimiento microalgal además de la existencia de diferencias significativas, no es suficiente para determinarse como eficiente.

10. Contribución a los ODS:

Objetivo de desarrollo sostenible directo:

ODS 6: Agua y saneamiento

Se logra entregar mayor información acerca de un tratamiento a efluentes de celulosa, lo cual genera una mejora en su calidad generando una nueva fuente de recurso hídrico, dando un segundo uso.

Objetivo de desarrollo sostenible indirecto:

ODS 9: Industria, innovación e infraestructura

Esta investigación aporta avances a la ciencia y sienta las bases del reuso de efluentes industriales. Además de la innovación que trae consigo el aporte del efluente domiciliario como fuente de nutrientes.

ODS 12: Producción y consumo responsable

Siguiendo esta investigación se logrará la reutilización de dos tipos de efluentes lo que genera una producción sostenible en las industrias.

ODS 13: Acción por el clima

Esta investigación es una forma de combatir el cambio climático y sus efectos, añadiendo además que los cultivos microalgales contribuyen al secuestro de carbono en la atmósfera lo que contribuye al calentamiento global.

11. Referencias:

1. Air Liquide (2024). ¿Qué es la DQO? Tratamiento de aguas residuales. Air Liquide. [https://es.airliquide.com/soluciones/tratamiento-aguas/que-es-la-dqo-tratamiento-de-aguas-residuales#:~:text=La%20Demanda%20Qu%C3%ADmica%20de%20Ox%C3%ADgeno%20\(DQO\)%20en%20pocas%20palabras&text=Representa%20la%20cantidad%20de%20ox%C3%ADgeno,alcantarillado%20o%20de%20fosas%20s%C3%A9pticas](https://es.airliquide.com/soluciones/tratamiento-aguas/que-es-la-dqo-tratamiento-de-aguas-residuales#:~:text=La%20Demanda%20Qu%C3%ADmica%20de%20Ox%C3%ADgeno%20(DQO)%20en%20pocas%20palabras&text=Representa%20la%20cantidad%20de%20ox%C3%ADgeno,alcantarillado%20o%20de%20fosas%20s%C3%A9pticas)
2. APHA (2017). Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater (23rd ed). American Public Health Association.
3. Aquae Fundación (2021). Chile se seca: claves sobre una sequía histórica. <https://www.fundacionaquae.org/wiki/chile-se-seca-claves-sobre-una-sequia-historica/>
4. Bajwa (2021). Microalgae as a potential feedstock for biofuel production. https://www.researchgate.net/figure/Enclosed-tubular-type-Photobioreactor_fig5_352380595
5. Barrantes (2022). La importancia del color en el agua como parámetro de calidad. TSI Life Science. <https://tecnosolucionescr.net/blog/695-la-importancia-del-color-en-el-agua-como-parametro-de-calidad#:~:text=El%20color%2C%20es%20uno%20de,como%20por%20ejemplo%20los%20trihalometanos>
6. BCN (2024). Norma de emisión para la regulación de contaminantes asociados a las descargas de residuos líquidos a aguas marinas y continentales superficiales. Secretaría general de la presidencia. <https://www.bcn.cl/leychile/navegar?idNorma=182637>
7. BCN (2024). Reglamento sobre condiciones sanitarias básicas para la reutilización de aguas grises. Subsecretaría de salud pública. Ministerio de Salud. <https://www.bcn.cl/leychile/navegar?idNorma=1203416>

8. Bursón (2024). La conductividad del agua en el tratamiento de las aguas residuales. Profesionales de la dosificación y la sensórica. <https://prodos.es/la-conductividad-del-agua-en-el-tratamiento-de-las-aguas-residuales/#:~:text=La%20conductividad%20el%C3%A9ctrica%20es%20esencial,para%20proteger%20nuestros%20recursos%20h%C3%ADdricos>
9. Candela, R (2016). Las microalgas y el tratamiento de aguas residuales: conceptos y aplicaciones. Una revisión bibliográfica. Universidad Nacional Abierta y a Distancia. Escuela de Ciencias Agrícolas, Pecuarias y del Medio Ambiente.
10. Chen, W. et al (2023). Comparative evaluation of four *Chlorella* species treating mariculture wastewater under different photoperiods: Nitrogen removal performance, enzyme activity, and antioxidant response. *Bioresource Technology*.
11. Craggs et al (2012). Wastewater treatment and algal biomass production in high rate algal ponds. *Water Research*.
12. DGA (2022). Escasez Hídrica para el 47.5% de la población. Ministerio de Obras Públicas. <https://dga.mop.gob.cl/noticias/Paginas/DetalledeNoticias.aspx?item=835#:~:text=El%2010%20de%20marzo%20de,los%20informes%20t%C3%A9cnicos%20de%20la>
13. Dodds (2006). Eutrophication and trophic state in rivers and streams. In *Eutrophication in Freshwater and Coastal Systems*.
14. EPA (2000). Nutrient Criteria Technical Guidance Manual: Rivers and Streams. Environmental Protection Agency.
15. Espinoza, C (2022). Escasez hídrica en Chile: Desafíos de un futuro con menos agua. Facultad de ciencias física y matemáticas, Universidad de Chile. <https://ingenieria.uchile.cl/noticias/200385/escasez-hidrica-en-chile--desafios-de-un-futuro-con-menos-agua>

16. Espinoza, C (2023). Escasez hídrica en Chile: Desafíos de un futuro con menos agua. Center for Climate and Resilience Research. <https://www.cr2.cl/escasez-hidrica-en-chile-desafios-de-un-futuro-con-menos-agua-beau-chef-magazine/>
17. FAO (2024). Food and Agriculture Organization of the United Nations. <https://www.fao.org/4/AB473S/AB473S02.htm>.
18. FONDEPES (2010). Protocolo de cultivo de microalgas. Biblioteca nacional del Peru. <https://rnia.produce.gob.pe/wp-content/uploads/2019/09/Protocolo-de-Cultivo-de-Microalgas.pdf>
19. García et al (2019). Microalgae for Wastewater Treatment: A Review. Bioresource Technology.
20. Gómez et al (2021). Efecto del pH sobre el crecimiento y viabilidad celular de una cepa local de *Chlorella vulgaris*. Tecnología Química.
21. González et al (2015). ¿Qué son las microalgas? Interés y uso. Cajamar. <https://www.cajamar.es/storage/documents/microalgas-1444391623-ca345.pdf>
22. Gutierrez, A. (2007). Evolución de la producción de celulosa en Chile (1990-2006). Oficina de Estudios y Políticas Agrarias. Ministerios de Agricultura. <https://www.odepa.gob.cl/publicaciones/articulos/evolucion-de-la-produccion-de-celulosa-en-chile-1990-2006-2>
23. Hanna Instruments (2019). Color del agua, parámetro indicador de calidad. Higiene ambiental. <https://higieneambiental.com/aire-agua-y-legionella/color-del-agua-parametro-indicador-de-calidad>
24. Hanna Instruments (2024). Guía para el análisis de la demanda química de oxígeno (DQO).

https://www.hannacolombia.com/blog/post/115/guia-para-el-analisis-la-demanda-quimica-oxigeno-dqo?srsIid=AfmBOopeOIOejz_yGtKArcafbf-aoVDQiRfoGEFiPpP2fL2BUfJNfGUQ

25. Hernández et al (2014). Microalgas, cultivo y beneficios. Revista de biología marina y oceanografía.

https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0718-19572014000200001#fig1

26. Instituto del agua (2024). DQO en aguas residuales: una guía completa para entender su importancia.

<https://institutodelagua.es/aguas-residuales/que-es-dqo-en-aguas-residualesaguas-residuales/#:~:text=Estos%20contaminantes%20pueden%20agotar%20los,protecci%C3%B3n%20es%20responsabilidad%20de%20todos>

27. Jacome, C (2021). Microalgas en el tratamiento de aguas residuales generadas en industrias de curtiembres. Revista Ciencia y Tecnología.

<https://doi.org/10.18779/cyt.v14i2.502>

28. Kumar et al (2005). Análisis de agua, demanda bioquímica de oxígeno. Enciclopedia de la ciencia analítica (2da edición).

29. Liu, J et al (2014). Biology and Industrial Applications of Chlorella: Advances and Prospects. Microalgae Biotechnology. Springer. https://doi.org/10.1007/10_2014_286

30. Mata et al (2010). Microalgae for Biodiesel Production and Other Applications: A Review. Renewable and Sustainable Energy Reviews. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2009.07.020>

31. Morales, P (2021). Escasez hídrica en Chile y las proyecciones del recurso. Biblioteca del Congreso Nacional de Chile.

<https://obtienearchivo.bcn.cl/obtienearchivo?id=repositorio/10221/32023/3/Escasez%20hi%CC%81drica%20en%20Chile%20y%20las%20proyecciones%20del%20recurso.pdf>

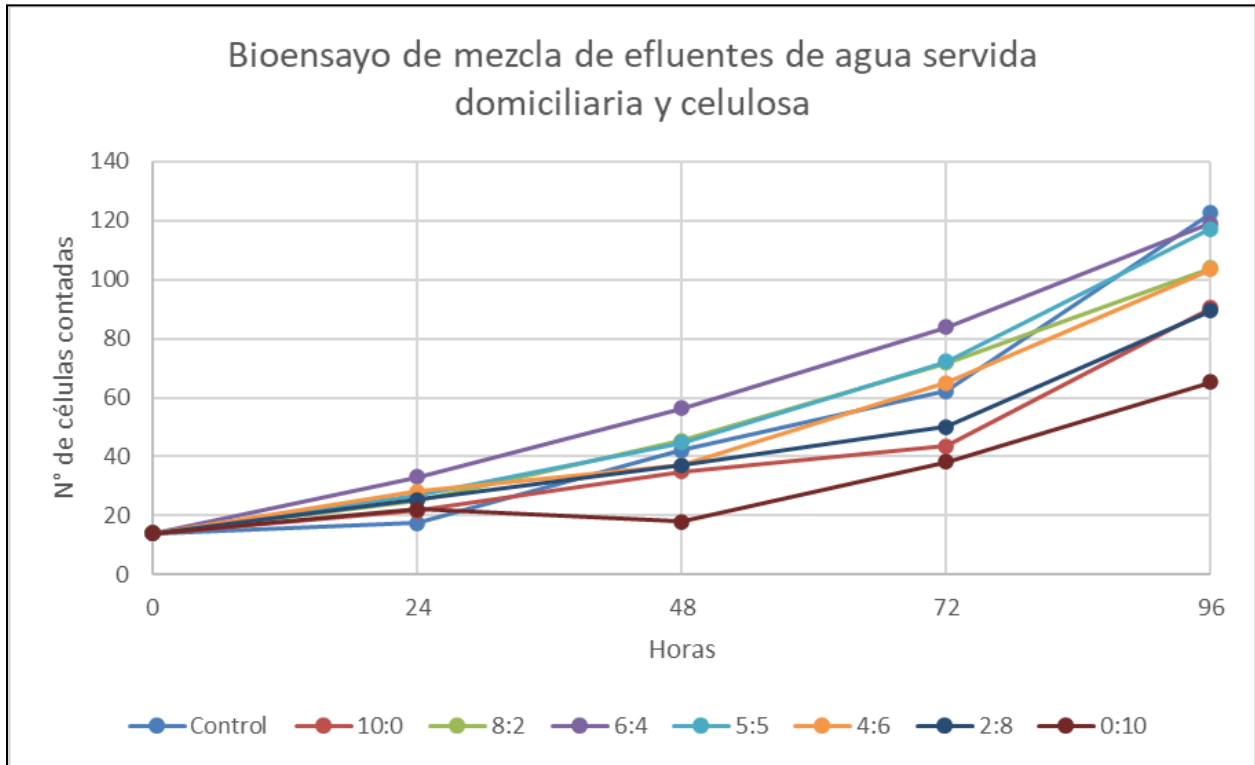
32. Mohd, A. et al (2017). A review of the potentials, challenges and current status of microalgae biomass applications in industrial wastewater treatment. *Water Process Engineering*.
33. Mustafa, S. et al (2021). Microalgae biosorption, bioaccumulation and biodegradation efficiency for the remediation of wastewater and carbon dioxide mitigation: Prospects, challenges and opportunities. *Water Process Engineering*.
34. Nishshanka, G. et al (2023). Real-time integration of microalgae-based bioremediation in conventional wastewater treatment plants: Current status and prospects. *Water Process Engineering*.
35. Orozco Lab (2024). Principales características de aguas residuales urbanas. Análisis químicos industriales. <https://www.orozolab.info/principales-caracteristicas-de-aguas-residuales-urbanas>
36. Ortiz (2022). Cultivo de microalgas en agua de enfriamiento de la industria cementera y agua residual doméstica como estrategia para la producción de carbohidratos. Universidad Politécnica del Estado de Morelos.
37. Paerl et al (2001). Blooms like it hot.
38. Ramalho, R. (1983). *Introduction to Wastewater Treatment Processes*.
39. Ramos, R (2019). 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). Universidad de Antofagasta. <https://doi.org/10.4067/S0718-19572018000100075>
40. Salazar, C. (2014). Recuperación de agua y reactivos químicos desde efluentes de blanqueo de plantas de celulosa ubicadas en la cuenca del río BioBío, mediante la aplicación de tecnología de membranas y electrooxidación. Universidad de Concepción. <http://repositorio.udec.cl/jspui/handle/11594/1689>

41. Safi, C. et al (2014). Morphology, composition, production, processing and applications of *Chlorella vulgaris*: A review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*.
42. Sharma, R. et al (2022). Recent advances in microalgae-based remediation of industrial and non-industrial wastewaters with simultaneous recovery of value-added products. *Bioresource Technology*.
43. SiSS (2010). Manual Operativo de la Norma de Muestreo de Aguas Residuales. Superintendencia de Servicios Sanitarios. https://www.siss.gob.cl/appsiss/historico/articles-8519_Manual_opNMAR.pdf
44. Smith et al (1999). Eutrophication: Impacts of excess nutrient inputs on freshwater, marine, and terrestrial ecosystems. *Environmental Pollution*.
45. Sutherland et al (2017). The impact of microalgae cultivation on the removal of nutrients and contaminants from wastewater. *Environmental Science and Technology*.
46. Torres, G (2017). Impacto ambiental de la industria de celulosa en Chile. Universidad de Concepción. Facultad de Ingeniería. Departamento de Ingeniería Civil Química. <https://www2.udec.cl/~gtorresf/documentos/informe.pdf>
47. Tredici (2010). Microalgae for the production of biomass and valuable products. *Microalgae Biotechnology*.
48. Urrutia, R (2024). Microalgas: pequeñas aunque poderosas en el agua. Serie comunicacional CRHIAM.
49. Vel International Chemicals (2024). ¿Qué es la turbidez en el agua?. Soluciones integrales en aguas residuales. <https://vel-chemicals.com/que-es-la-turbidez-en-el-agua/#:~:text=%C2%BFQU%C3%89%20CAUSA%20LA%20TURBIDEZ?,son%20t%C3%B3xicos%20para%20los%20humanos>

50. WRM (2004). El proceso de producción de la celulosa. Movimiento Mundial por los Bosques Tropicales.
<https://www.wrm.org.uy/es/articulos-del-boletin/el-proceso-de-produccion-de-la-celulosa>
51. Zarre (2015). Energieoptimierung bei der Indoorkultivierung von Mikroalgen. BDI Bioenergy International.
<https://pureadmin.unileoben.ac.at/ws/portalfiles/portal/3820115/AC13235343n01.pdf>
52. Zeng, X. et al (2015). Bioprocess considerations for microalgal-based wastewater treatment and biomass production. Renewable and Sustainable Energy Reviews.
53. Zhu et al (2013). Microalgae in wastewater treatment. Bioresource Technology.
54. ZSN (2021). Escasez hídrica en Chile: Desafíos pendientes. Naciones Unidas Chile.
https://chile.un.org/sites/default/files/2021-03/PB%20Recursos%20H%C3%ADdricos_FI_NAL_17%20de%20marzo.pdf

11. Anexos:

Anexo 1: Bioensayo de mezcla de efluente de agua servida domiciliaria y efluente de celulos, crecimiento por día.



Anexo 2: Porcentaje de inhibición de cada mezcla volumétrica de efluente domiciliario y de celulosa.

N	Cultivos por concentración	N° total de células	Área bajo la curva de crecimiento	Porcentaje de inhibición
N ₀	t ^{0h} Control	140,000	420,000	0
N ₁	t ^{24h} Control	175,000	3,800,000	
N ₂	t ^{48h} Control	421,667	9,180,000	
N ₃	t ^{72h} Control	623,333	18,840,000	
N ₄	t ^{96h} Control	1,226,667	32,240,000	

N ₀	t ^{0h} C1 (10/0)	140,000	920,000	28.2
N ₁	t ^{24h} C1 (10/0)	216,667	3,440,000	
N ₂	t ^{48h} C1 (10/0)	350,000	6,080,000	
N ₃	t ^{72h} C1 (10/0)	436,667	12,720,000	
N ₄	t ^{96h} C1 (10/0)	903,333	23,160,000	
N ₀	t ^{0h} C2 (8/2)	140,000	1,340,000	-8.0
N ₁	t ^{24h} C2(8/2)	251,667	5,100,000	
N ₂	t ^{48h} C2 (8/2)	453,333	10,680,000	
N ₃	t ^{72h} C2 (8/2)	716,667	17,700,000	
N ₄	t ^{96h} C2 (8/2)	1,038,333	34,820,000	
N ₀	t ^{0h} C3 (6/4)	140,000	2,280,000	-36.7
N ₁	t ^{24h} C3 (6/4)	330,000	7,360,000	
N ₂	t ^{48h} C3 (6/4)	563,333	13,460,000	
N ₃	t ^{72h} C3 (6/4)	838,333	20,980,000	
N ₄	t ^{96h} C3 (6/4)	1,190,000	44,080,000	
N ₀	t ^{0h} C4 (5/5)	140,000	1,560,000	-14.5
N ₁	t ^{24h} C4 (5/5)	270,000	5,260,000	
N ₂	t ^{48h} C4 (5/5)	448,333	10,700,000	
N ₃	t ^{72h} C4 (5/5)	723,333	19,380,000	
N ₄	t ^{96h} C4 (5/5)	1,171,667	36,900,000	
N ₀	t ^{0h} C5 (4/6)	140,000	1,700,000	0.9
N ₁	t ^{24h} C5 (4/6)	281,667	4,480,000	
N ₂	t ^{48h} C5 (4/6)	371,667	8,900,000	
N ₃	t ^{72h} C5 (4/6)	650,000	16,860,000	
N ₄	t ^{96h} C5 (4/6)	1,035,000	31,940,000	
N ₀	t ^{0h} C6 (2/8)	140,000	1,360,000	19.5
N ₁	t ^{24h} C6 (2/8)	253,333	4,120,000	

N ₂	t ^{48h} C6 (2/8)	370,000	7,080,000	53.9
N ₃	t ^{72h} C6 (2/8)	500,000	13,380,000	
N ₄	t ^{96h} C6 (2/8)	895,000	25,940,000	
N ₀	t ^{0h} C7 (0/10)	140,000	980,000	
N ₁	t ^{24h} C7 (0/10)	221,667	1,440,000	
N ₂	t ^{48h} C7 (0/10)	178,333	3,380,000	
N ₃	t ^{72h} C7 (0/10)	383,333	9,060,000	
N ₄	t ^{96h} C7 (0/10)	651,667	14,860,000	

Anexo 3: Crecimiento microalgal en cultivo por matraz.

Dia	A x 100 ml	B x 100 ml	C x 100 ml	Control x 100 ml
06-nov	4040000	4430000	3850000	4235000
07-nov	4430000	4680000	4740000	4885000
08-nov	6980000	7045000	8240000	6275000
11-nov	6145000	6755000	8745000	8705000
12-nov	6245000	6435000	9760000	9215000
13-nov	7155000	7110000	8815000	9005000
14-nov	7315000	7155000	9200000	10210000
15-nov	7690000	7640000	9790000	10880000
18-nov	10725000	9630000	9965000	11475000
19-nov	10970000	9820000	10025000	11820000
20-nov	10990000	9930000	10090000	11975000