

UNIVERSIDAD DE COSTA RICA
FACULTAD DE INGENIERÍA
ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA

**CARACTERIZACIÓN DE UN EFLUENTE DE AGUA EN LA REDUCCIÓN DE
LA CARGA ORGÁNICA MEDIANTE EL USO DE MICROALGAS EN UN
FOTOBIOREACTOR.**

PROYECTO DE GRADUACIÓN SOMETIDO A CONSIDERACIÓN DE LA ESCUELA DE
INGENIERÍA QUÍMICA COMO REQUISITO FINAL PARA OPTAR POR EL GRADO DE
LICENCIATURA EN INGENIERÍA QUÍMICA.

JORGE SÁNCHEZ SABORÍO

CIUDAD UNIVERSITARIA RODRIGO FACIO
SAN JOSÉ, COSTA RICA

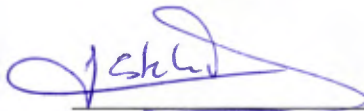
2015

Proyecto de graduación sometido a consideración de la Escuela de Ingeniería Química como requisito final para optar por el grado de Licenciatura en Ingeniería Química.

Sustentante:

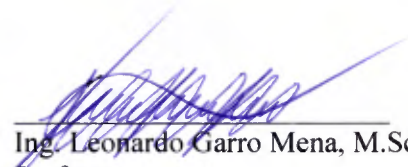
Jorge Arturo Sánchez Saborío.

Aprobado por:



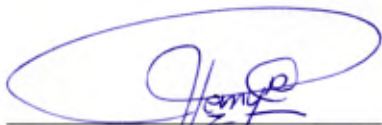
Ing. Esteban Duran Herrera, Ph.D.
Director.
Escuela de Ingeniería Química.

Presidente del tribunal




Ing. Leonardo Garro Mena, M.Sc.
Profesor.
Escuela de Ingeniería Química.

Director del Proyecto.




Ing^a. Jenny Andrea Calderón Castro.
Profesora.
Escuela de Ingeniería Química.

Miembro lector.



Ing^a. Maureen Córdoba Pérez.
Profesora.
Escuela de Ingeniería Química

Miembro lector.



Ing. Daniel Molina Montes de Oca.
Profesor.
Escuela de Ingeniería Química

Miembro lector invitado.

Agradecimiento

Principalmente agradezco a Dios por permitirme culminar una de las etapas más importantes de mi vida, por ayudarme a perseverar y no rendirme.

A mi familia que siempre me apoyó, creyó en mí y me ayudó a llegar hasta donde estoy hoy, para ellos todo mi amor y agradecimiento.

A mis amigos y compañeros de universidad, compañeros de vida, que vivieron junto a mí todas las alegrías, retos, momentos difíciles y todo lo que se nos presentó a lo largo de este bonito camino, por convertirse en mi familia.

A todos los profesores que de una u otra forma estuvieron siempre anuentes a ayudar, a exigir lo mejor de mí y colaborar con su conocimiento o simples palabras de apoyo.

Al CIMAR, laboratorio de Ingeniería ambiental y laboratorio de Ingeniería Química, por toda la colaboración que me brindaron a lo largo de la realización del proyecto, ya sea con insumos, espacio o conocimientos.

A todas esas personas que forman parte de mi vida y siempre me demuestran su amor y apoyo, gracias infinitas.

Resumen

Con el objetivo de evaluar la reducción de contaminantes presentes en un efluente de agua sintética se diseñó y se construyó un fotobiorreactor tubular vertical de 5 L de capacidad en el Laboratorio de Ingeniería Química, el mismo utilizó microalgas del género *Chlorella Vulgaris* suministradas por el Centro de Investigación de Ciencias del Mar y Limnología (CIMAR) y se estudió el efecto de dos factores determinantes en el proceso metabólico y fotosintético de las misas, luz y CO₂.

Los objetivos principales fueron el diseño y construcción del fotobiorreactor tubular piloto y el estudio de la eficiencia de las microalgas en la reducción de demanda química de oxígeno (DQO) bajo distintas condiciones de un efluente de agua rica en nutrientes orgánicos preparada con melaza.

Bajo condiciones mixotrópicas (luz y carbono orgánico como fuente de energía y carbono orgánico como fuente de carbono) y operando el fotobiorreactor en estado estacionario, se obtuvo los mejores resultados, con una tasa de remoción de DQO de 70,50 mg/l h para una reducción del 77,05% respecto a la carga orgánica inicial y final, esto con una concentración promedio de microalgas dentro del fotobiorreactor de 5,26 g/l. La concentración fue el factor determinante en el aumento de la remoción del proceso bajo estas condiciones.

Se recomienda una nueva etapa experimental, evaluando los factores de alimentación del agua a tratar de manera continua al igual que la alimentación de CO₂, esto considerando los cuidados necesarios para no provocar condiciones de pH y temperaturas letales para el cultivo.

Índice General

	<i>Página</i>
AGRADECIMIENTO	II
RESUMEN.....	III
ÍNDICE GENERAL.....	IV
ÍNDICE DE CUADROS	V
ÍNDICE DE FIGURAS.....	VI
CAPÍTULO 1.....	8
INTRODUCCIÓN.....	8
CAPÍTULO 2.....	9
MICROALGAS.	9
2.1 <i>Generalidades.</i>	9
2.2 <i>Cultivos de Microalgas.</i>	10
2.3 <i>Requerimientos físico-químicos del cultivo de microalgas.</i>	12
2.4 <i>Técnicas de Cultivo.</i>	13
2.5 <i>Importancia del cultivo de microalgas.</i>	16
CAPÍTULO 3.....	20
FOTOBIORREACTORES.	20
3.1 <i>Generalidades.</i>	20
3.2 <i>Tipos de fotobiorreactores.</i>	22
3.3 <i>Recomendaciones para el diseño de fotobiorreactores.</i>	25
3.4 <i>Uso actual de los fotobiorreactores.</i>	26
CAPÍTULO 4.....	28
TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES.....	28
4.1 <i>Aguas residuales industriales.</i>	28
4.2 <i>Caracterización de aguas residuales.</i>	29
4.3 <i>Uso de microalgas en el tratamiento de aguas residuales.</i>	32
4.4 <i>Eficiencia del proceso</i>	36
CAPÍTULO 5.....	37
METODOLOGÍA EXPERIMENTAL.....	37
5.1 <i>Diseño y construcción del fotobiorreactor</i>	37
5.2 <i>Preparación del inóculo.</i>	42
5.3 <i>Diseño del experimento</i>	43
5.4 <i>Variables y Factores Experimentales.</i>	46

5.5. <i>Materiales y equipo</i>	48
5.6. <i>Diagrama Experimental</i>	50
CAPÍTULO 6	51
ANÁLISIS DE RESULTADOS.....	51
CAPÍTULO 7	71
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	71
7.1 <i>Conclusiones</i>	71
7.2 <i>Recomendaciones</i>	72
BIBLIOGRAFÍA	75
NOMENCLATURA	78
APÉNDICES	79
APÉNDICE A. DATOS EXPERIMENTALES.....	79
APÉNDICE B. RESULTADOS INTERMEDIOS.....	92
APÉNDICE C. MUESTRA DE CÁLCULO.....	94
C.1. <i>Cálculo de masa de microalgas</i>	94
C.2. <i>Cálculo de la concentración de microalgas en el reactor</i>	94
C.3. <i>Cálculo de la conversión de unidades concentración de microalgas en el reactor</i>	95
C.4. <i>Cálculo de la concentración promedio de microalgas en el reactor</i>	95
C.5. <i>Cálculo de la tasa de remoción de DOQ de un efluente de agua residual sintética utilizando microalgas en un fotobiorreactor</i>	96
C.6. <i>Cálculo del porcentaje de remoción de carga orgánica de un efluente de agua residual sintética utilizando un fotobiorreactor con microalgas</i>	97
C.7. <i>Cálculo de la remoción de carga orgánica por gramo de microalgas dentro del fotobiorreactor</i>	97
ANEXOS	99
IMÁGENES DE FOTOBIORREACTOR Y DETALLES.....	100
<i>Isométrico del fotobiorreactor</i>	100
<i>Vista frontal del fotobiorreactor</i>	101
<i>Vista lateral del fotobiorreactor</i>	102
<i>Detalles del fotobiorreactor</i>	103

Índice de Cuadros

	<i>Página</i>
Cuadro 2.1. Productividad de los distintos tipos de cultivos energéticos. (del pozo perez, 2010).....	19
Cuadro 3.1. Distintos tipos de fotobiorreactores y sus usos. (maeda, 2002)	24
Cuadro 4.1. Géneros de microalgas comunes en lagunas de estabilización. (salazar, 2005)	34
Cuadro 4.2. Tratamiento de aguas residuales en lagunas de alta tasa de oxidación. (salazar, 2005)	35
Cuadro 4.3. Empleo de microalgas producidas en el tratamiento de aguas residuales. (salazar, 2005)	35
Cuadro 5.1. Preparación de inóculos de microalgas chlorella a dos diferentes concentraciones.	42
Cuadro 5.2. Detalle de los factores de estudio en la reducción de carga orgánica en las diferentes corridas experimentales.	46
Cuadro 5.3. Valores aproximados de los factores estudiados en la reducción de carga orgánica de un efluente de agua en un fotobiorreactor.....	46
Cuadro 5.4. Composición de los viales de reactivo chemetrics para determinación de DQO (hr)	48
Cuadro 5.5. Equipo experimental utilizado para la determinación de la carga orgánica de un efluente agua sintética.	49
Cuadro 6.1. Resumen de resultados de la remoción de carga orgánica del efluente de agua residual sintética utilizando microalgas en un fotobiorreactor.....	67
Cuadro 6.2. Comparación de los factores experimentales a los que se sometieron dos cultivos de microalgas distintas y su efecto en la remoción de carga orgánica.....	70
Cuadro A.1. Datos determinados para la primera muestra de la primer corrida, con luz artificial y con alimentación de CO ₂	79
Cuadro A.2. Datos determinados para la segunda muestra de la primer corrida, con luz artificial y con alimentación de CO ₂	79
Cuadro A.3. Datos determinados para la tercera muestra de la primer corrida, con luz artificial y con alimentación de CO ₂	80

Cuadro A.4. Datos determinados para la cuarta muestra de la primer corrida, con luz artificial y con alimentación de CO ₂	80
Cuadro A.5. Datos determinados para la quinta muestra de la primer corrida, con luz artificial y con alimentación de CO ₂	81
Cuadro A.6. Datos determinados para la sexta muestra de la primer corrida, con luz artificial y con alimentación de CO ₂	81
Cuadro A.7. Datos determinados para la primera muestra de la segunda corrida, con luz artificial y con alimentación de CO ₂	82
Cuadro A.8. Datos determinados para la segunda muestra de la segunda corrida, con luz artificial y con alimentación de CO ₂	82
Cuadro A.9. Datos determinados para la tercera muestra de la segunda corrida, con luz artificial y con alimentación de CO ₂	83
Cuadro A.10. Datos determinados para la cuarta muestra de la segunda corrida, con luz artificial y con alimentación de CO ₂	83
Cuadro A.11. Datos determinados para la primer muestra de la tercer corrida, sin luz artificial y con alimentación de CO ₂	84
Cuadro A.12. Datos determinados para la segunda muestra de la tercer corrida, sin luz artificial y con alimentación de CO ₂	84
Cuadro A.13. Datos determinados para la tercera muestra de la tercer corrida, sin luz artificial y con alimentación de CO ₂	85
Cuadro A.14. Datos determinados para la cuarta muestra de la tercer corrida, sin luz artificial y con alimentación de CO ₂	85
Cuadro A.15. Datos determinados para la primera muestra de la cuarta corrida, sin luz artificial y con alimentación de CO ₂	86
Cuadro A.16. Datos determinados para la segunda muestra de la cuarta corrida, sin luz artificial y con alimentación de CO ₂	86
Cuadro A.17. Datos determinados para la tercera muestra de la cuarta corrida, sin luz artificial y con alimentación de CO ₂	87
Cuadro A.18. Datos determinados para la cuarta muestra de la cuarta corrida, sin luz artificial y con alimentación de CO ₂	87
Cuadro A.19. Datos determinados para la primera muestra de la quinta corrida, con luz artificial y sin alimentación de CO ₂	88
Cuadro A.20. Datos determinados para la segunda muestra de la quinta corrida, con luz artificial y sin alimentación de CO ₂	88

Cuadro A.21. Datos determinados para la tercera muestra de la quinta corrida, con luz artificial y sin alimentación de CO ₂	89
Cuadro A.22. Datos determinados para la cuarta muestra de la quinta corrida, con luz artificial y sin alimentación de CO ₂	89
Cuadro A.23. Datos determinados para la primera muestra de la sexta corrida, con luz artificial y sin alimentación de CO ₂	90
Cuadro A.24. Datos determinados para la segunda muestra de la sexta corrida, con luz artificial y sin alimentación de CO ₂	90
Cuadro A.25. Datos determinados para la tercera muestra de la sexta corrida, con luz artificial y sin alimentación de CO ₂	91
Cuadro A.26. Datos determinados para la cuarta muestra de la sexta corrida, con luz artificial y sin alimentación de CO ₂	91
Cuadro B.1. Resumen de resultados obtenidos para la primera corrida, con luz artificial y con alimentación de CO ₂	92
Cuadro B.2. Resumen de resultados obtenidos para la segunda corrida, con luz artificial y con alimentación de CO ₂	92
Cuadro B.3. Resumen de resultados obtenidos para la tercera corrida, sin luz artificial y con alimentación de CO ₂	92
Cuadro B.4. Resumen de resultados obtenidos para la cuarta corrida, sin luz artificial y con alimentación de CO ₂	93
Cuadro B.5. Resumen de resultados obtenidos para la quinta corrida, con luz artificial y sin alimentación de CO ₂	93
Cuadro B.6. Resumen de resultados obtenidos para la sexta corrida, con luz artificial y sin alimentación de CO ₂	93

Índice de Figuras

	<i>Página</i>
Figura 2.1. Microalga del género <i>chlorella</i> . (mestres, 2011)	11
Figura 2.2. Cultivo de microalgas en discontinuo o batch, en tanques de sección circular (izquierda) y bolsas de volumen variable (derecha). (fernández, 2000)	14
Figura 2.3. Cultivo de microalgas en continuo en fotobiorreactores tubulares (izquierda) y paneles verticales (derecha). (fernández, 2000)	15
Figura 2.4. Cultivo de microalgas. (pérez sabino, 2002).....	16
Figura 3.1. Sistemas de producción de microalgas. (garibay hernández et al, 2009)	21
Figura 3.2. Tipos básicos de fotobiorreactores. A) tipo carrusel, vista superior, los bloques negros indican propelas. B) tipo plano vista horizontal. C) con iluminación interna, los bloques blancos indican espacios de iluminación. D) tipo serpentín. E) tipo horizontal tubular con sistema airlift. (maeda, 2002)	23
Figura 4.1. Ciclo de oxigenación fotosintética de aguas residuales (salazar, 2005)	33
Figura 5.1. Fotobiorreactor construido para la realización del proyecto, tipo tubular vertical.	41
Figura 5.3. Diagrama experimental del fotobiorreactor tubular para la reducción de carga orgánica de un efluente de agua utilizando microalgas <i>chlorella</i>	50
Figura 6.1. Demanda química de oxígeno de las muestras de agua tomadas del fotobiorreactor para las corridas 1 y 2 con alimentación de CO ₂ y con luz artificial.....	52
Figura 6.2. Remoción de carga orgánica por gramo de microalga respecto al tiempo para las corridas 1 y 2 con alimentación de CO ₂ y con luz artificial.	53
Figura 6.3. Concentración de microalgas dentro del fotobiorreactor para las corridas 1 y 2 con alimentación de CO ₂ y con luz artificial.....	54
Figura 6.5. Valores de temperatura del fotobiorreactor para las corridas 1 y 2 con alimentación de CO ₂ y con luz artificial.....	56
Figura 6.6. Demanda química de oxígeno de las muestras de agua tomadas del fotobiorreactor para las corridas 3 y 4 con alimentación de CO ₂ y sin luz artificial.....	57
Figura 6.7. Remoción de carga orgánica por gramo de microalga respecto al tiempo para las corridas 3 y 4 con alimentación de CO ₂ y con luz natural.....	58

Figura 6.8. Concentración de microalgas dentro del fotobiorreactor para las corridas 3 y 4 con alimentación de CO ₂ y sin luz artificial.	59
Figura 6.9. Valores de ph dentro del fotobiorreactor para las corridas 3 y 4 con alimentación de CO ₂ y sin luz artificial.....	60
Figura 6.10. Valores de temperatura del fotobiorreactor para las corridas 3 y 4 con alimentación de CO ₂ y sin luz artificial.....	61
Figura 6.11. Demanda química de oxígeno de las muestras de agua tomadas del fotobiorreactor para las corridas 5 y 6 sin alimentación de CO ₂ y con luz artificial.....	62
Figura 6.12. Remoción de carga orgánica por gramo de microalga respecto al tiempo para las corridas 5 y 6 sin alimentación de CO ₂ y con luz natural.	63
Figura 6.13. Concentración de microalgas dentro del fotobiorreactor para las corridas 5 y 6 sin alimentación de CO ₂ y con luz artificial.	64
Figura 6.14. Valores de ph dentro del fotobiorreactor para las corridas 5 y 6 sin alimentación de CO ₂ y con luz artificial.....	65
Figura 6.15. Valores de temperatura del fotobiorreactor para las corridas 3 y 4 con alimentación de CO ₂ y sin luz artificial.....	66
Figura 6.16. Remoción de materia orgánica por gramo de microalgas y porcentaje de *remoción respecto a la carga inicial y final para las 6 corridas.....	68
Figura 6.17. Efecto de la concentración en la remoción de materia orgánica respecto a la carga inicial y final.	69

CAPÍTULO 1

Introducción

Tradicionalmente las microalgas son usadas para productos de medicina natural y cosméticos. Pero además de estos usos poseen numerosas ventajas en diferentes campos de aplicación. Uno de los principales usos es como tratamiento terciario de aguas residuales, ya que esta se encuentra cargada de nutrientes que estimulan el crecimiento de las microalgas. Se ha comprobado que con el uso de microalgas en el tratamiento de aguas residuales se puede llevar a cabo una eficiente bioconversión de la energía solar, enriqueciendo la calidad del efluente e incrementando la concentración de oxígeno. La generación de biomasa que se da en este proceso puede ser utilizada en muchos sistemas de producción como por ejemplo en la transformación de la biomasa a biocombustibles, que hoy en día se encuentra en su mayor apogeo.

Además de mejorar la calidad del agua proveniente del efluente debido al aumento de concentración de oxígeno, el tratamiento de aguas residuales con microalgas es un proceso de bajo costo energético y de fácil mantenimiento en comparación con las plantas de tratamiento de aguas existentes, que utilizan equipos de mayor complejidad y de mayor costo.

Mediante la creación y diseño de un fotobiorreactor piloto de aproximadamente 5 L, en el laboratorio de Ingeniería Química, se estudió diferentes parámetros que afectan la eficiencia del proceso de reducción de los componentes orgánicos de un efluente de agua utilizando microalgas del genero *Chlorella*.

CAPÍTULO 2

Microalgas.

2.1 Generalidades.

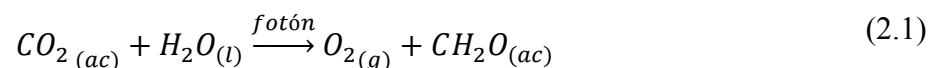
El Sol constituye una fuente de energía casi inagotable, suministra a la Tierra 15.000 veces más energía de la consumible en todo el planeta y según estimaciones continuará enviándonos sus rayos solares, como mínimo, unos cinco mil millones de años más. Las microalgas fueron los primeros organismos con capacidad de fotosíntesis y uno de los principales agentes en la creación de la actual atmósfera terrestre (D'Andrea, 2010).

Estos organismos forman parte del equilibrio en la Tierra, ya que constituyen la base de las cadenas tróficas que permiten la vida en los océanos. Entre las microalgas se incluyen organismos con dos tipos celulares: cianobacterias, que tienen estructuras celular procariota, y las restantes microalgas con estructura celular eucariota (D'Andrea, 2010).

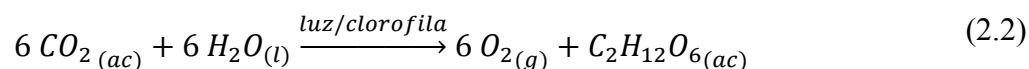
Las microalgas son microorganismos que realizan fotosíntesis oxigénica, la cual es denominada así porque desprenden oxígeno y que, aprovechando la energía solar son capaces de sintetizar nueva materia orgánica a partir de sustratos inorgánicos, tales como sales solubles, dióxido de carbono y agua. Poseen una maquinaria fotosintética cuya capacidad para convertir la energía solar en biomasa, presenta una eficiencia de 2 a 5 veces mayor que las plantas superiores (D'Andrea, 2010).

La fotosíntesis es el proceso más importante en el metabolismo de las microalgas. Estas utilizan la energía solar para metabolizar el dióxido de carbono (CO_2) a metanal (CH_2O) liberando oxígeno molecular (O_2). Las moléculas de CH_2O constituyen los bloques responsables de la formación de moléculas de glucosa en las microalgas. La Ecuación 2.1 describe el proceso universal de la fotosíntesis (Benavente-Valdés & Montañez, 2012).

El proceso de producción de oxígeno a partir de CO_2 se lleva a cabo mediante la siguiente las siguientes reacciones:



En este proceso de fotosíntesis el CO_2 se metaboliza, a compuestos orgánicos como azúcares, utilizando la energía solar. La Ecuación 2.2 representa este proceso de manera general



Las microalgas presentan altas tasas de producción, se adaptan a distintas condiciones ambientales y se encuentran en cualquier medio acuático donde exista fuente de carbono, nutrientes y luz suficiente, junto con el rango apropiado de temperaturas. En el medio acuático existe gran diversidad de microalgas representada por miles de especies, que suponen un importante potencial como fuente de proteínas, lípidos, carbohidratos simples o complejos, vitaminas y minerales. Asimismo, se confirman como una fuente de sustancias de uso industrial o farmacológico de gran valor económico (Fernández, 2000).

2.2 Cultivos de Microalgas.

El inicio de las investigaciones sobre los cultivos masivos de microalgas se puede situar en los años 40 en Alemania con el desarrollo de técnicas para el cultivo continuo. Los trabajos realizados por Spoehr y Milner (1949), abrieron la posibilidad de la utilización comercial de las microalgas mostrando que la composición química (grasas y proteínas) de la microalga *Chlorella* podía ser modificada como una respuesta a las condiciones de cultivo, en la Figura 2.1 se muestra l microalga del género *Chlorella* (Ramos & Salazar , 1990).

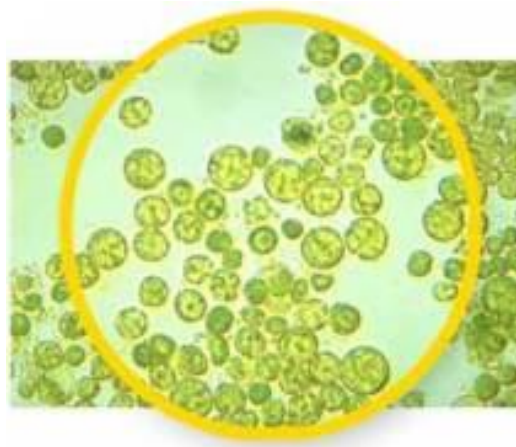


Figura 2.1 Microalga del género *Chlorella* (Mestres, 2011).

Los cultivos de microalgas dependen de la energía luminosa, nutrientes, temperatura y características del sistema de cultivo. Se les debe proporcionar luz fría constante a intensidades comprendidas entre 1000 y 5000 lux. La temperatura óptima se mantiene entre los 18°C y 22°C y el medio debe mantenerse en agitación fuerte para que el cultivo no sedimente. Es necesario proporcionar al cultivo sales minerales (Buxadé, 1997).

Además de la intensidad, es importante considerar la calidad de la luz, es decir, su composición espectral, puesto que de esta dependerá, en gran medida, el proceso fotosintético (Buxadé, 1997).

Los cultivos pueden ser monoalgales o plurialgales, generalmente una sola especie es incapaz de satisfacer los requerimientos nutritivos de la especie a alimentar y por ello se utilizan mezclas de diferentes especies algales, siendo esta una solución más económica y reproducible (Sánchez, 1993).

Se han desarrollado diferentes medios para el cultivo de microalgas que van desde las fórmulas para enriquecer el agua de mar natural, hasta el uso de medios artificiales que permitan resultados constantes en contraste con los resultados tan variables que brinda el uso del agua de mar natural que entre otros factores depende del lugar donde se colecta esta, y el tiempo de almacenamiento de la misma (Torretera Blanco, 1989).

La composición del medio de cultivo microalgal es de vital importancia, ya que este procura el desarrollo y multiplicación de las microalgas. En términos generales son los macronutrientes los limitantes del crecimiento microalgal, estos son el carbono, Nitrógeno, Fósforo, Silicio, Magnesio, Potasio y Calcio, que se requieren en cantidades relativamente grandes, mientras que los llamados micronutrientes (hierro, manganeso, cobre, zinc, sodio, molibdeno, cloro y cobalto) se necesitan en menores cantidades (Torretera Blanco, 1989).

Existen otros medios de cultivo que incluyen en su composición sustancias orgánicas (vitaminas, aminoácidos) necesarios para aquellas especies de microalgas auxótrofas, es decir que no sintetizan por medio de la fotosíntesis este tipo de compuestos y resultan factores que pueden limitar su crecimiento (Torretera Blanco, 1989).

2.3 Requerimientos físico-químicos del cultivo de microalgas.

- **Luz:** la luz es un factor clave en la producción microalgal, ya que es necesaria para que se lleve a cabo el proceso fotosintético de las microalgas. Aprovechando la luz natural y según los factores ambientales de la zona y el momento, se tendrá una u otra densidad óptima de cultivo. La luz aumenta la producción hasta la saturación y esta producción baja cuando parte del cultivo se hace sombra a sí mismo (Sánchez, 1993).

Otra alternativa para satisfacer este requerimiento esencial es utilizar luz artificial, pero sus espectros de emisión no son idénticos a la luz solar, por lo que, puede disminuir el crecimiento del cultivo. La calidad de la luz puede afectar al crecimiento, reproducción y morfología de una determinada clase de microalgas, por lo que dependiendo del tipo de microalga a cultivar, se busca el espectro más favorable hasta encontrar la cantidad de energía radiante óptima para el crecimiento de la especie, ésta variará con la cantidad de nutrientes, densidad celular, profundidad, forma de cultivo, etc. Puede darse de forma continua o periódica, desde 1000 lux o menos para erlenmeyers de 200 ml a 5000-10000 lux a volúmenes mayores (Sánchez, 1993).

- **Temperatura:** la temperatura óptima de las microalgas está entre 15-27 °C, aunque existen especies capaces de sobrevivir a temperaturas superiores a 40 °C, esto obliga a guardar los inóculos en cámaras termoaisladas; por debajo de esta temperatura ralentizan su crecimiento y por encima los equilibrios son difíciles. Este factor es muy importante sobre todo para cultivos a gran escala porque actúa bajando la densidad del cultivo activo (Sánchez, 1993).

- **pH:** los valores de pH de los cultivos de microalgas debe estar entre 7-9 dependiendo de la especie, valores fuera de este rango resultan letales para las microalgas (Sánchez, 1993).

- **Turbulencia y mezclado:** un mezclado eficiente debe ser proporcionado con el fin de producir una dispersión uniforme de las microalgas en el medio de cultivo, eliminando así los gradientes de concentración de luz, nutrientes (entre ellos CO₂) y temperatura. Un exceso de la agitación mecánica es causa de turbulencia, lo que puede originar daños permanentes en la estructura celular afectando el crecimiento y la producción de metabolitos. Por lo contrario, una agitación insuficiente provocará sedimentación y muerte celular (Benavente-Valdés & Montañez, 2012).

2.4 Técnicas de Cultivo.

El cultivo de microalgas consiste básicamente en el aislamiento de cepas monoespecíficas que se mantienen en condiciones estériles de laboratorio. Todas las fases de cultivo se realizan en sistema cerrado, y a partir de una pequeña cantidad de cultivo puro utilizado como inóculo, se multiplica la biomasa (Buxadé, 1997).

Según la especie y el volumen cultivado se utilizan diferentes medios de cultivo en cuanto a macro y micronutrientes, elementos traza y vitaminas.

Existen manuales muy completos donde se describen las técnicas para la producción de microalgas, por lo que se explicará de manera general a continuación.

- **Cultivos en “batch”:** también denominados cultivos discontinuos, cerrados o estáticos. Durante el proceso de operación en “batch” no se añade ningún sustrato a la carga inicial ni se retira ningún producto hasta el final del proceso, los cultivos discontinuos son sistemas cerrados, a excepción de entrada de gases en aquellos sometidos a aireación, donde las células se multiplican hasta que alguno de los nutrientes se agota o algún metabolito se acumula hasta alcanzar un nivel tóxico. Como resultado, en los cultivos discontinuos, la concentración de nutrientes en el medio cambia a lo largo del tiempo, como consecuencia del crecimiento del microorganismo (Fernández, 2000).



Figura 2.2 Cultivo de microalgas en discontinuo o batch, en tanques de sección circular (izquierda) y bolsas de volumen variable (derecha) (Fernández, 2000).

- **Cultivo continuo:** en este tipo de cultivos el sustrato es añadido de forma continua y el producto se retira también de forma continua, permaneciendo constante el volumen del cultivo, al igual que la concentración de sustrato y microorganismos una vez alcanzado el estado de equilibrio (Fernández, 2000).

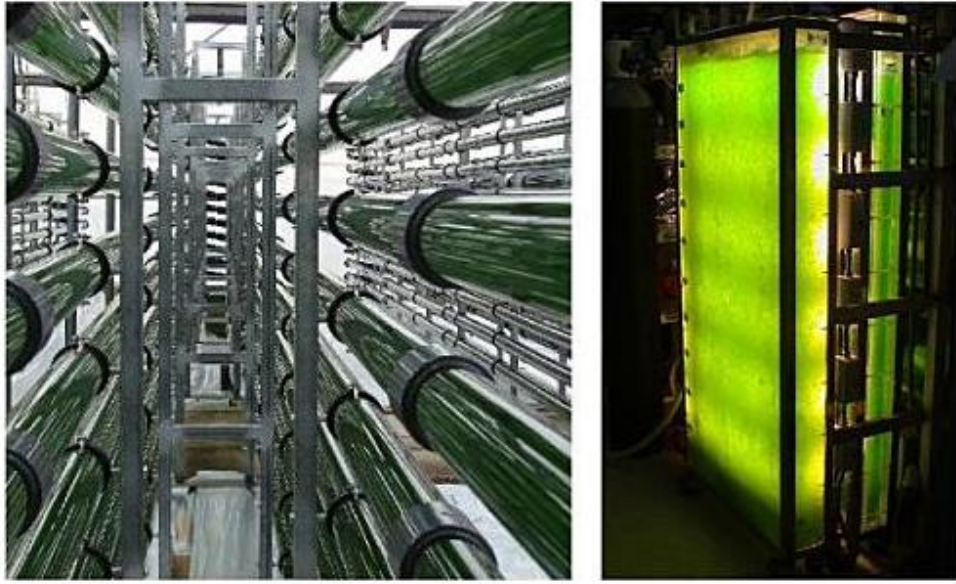


Figura 2.3 Cultivo de microalgas en continuo en fotobiorreactores tubulares (izquierda) y paneles verticales (derecha) (Fernández, 2000).

- **Cultivo semicontinuo:** este tipo de cultivo es una aproximación a la producción de flujo continuo, la diferencia es que una porción del cultivo es retirada y reemplazada por medio fresco a intervalos de tiempo circadianos (alrededor de 24 horas). Por lo tanto, a pesar de que la producción es continua, la concentración de sustrato y microorganismos no es constante a lo largo del tiempo, presentando ciclos de 24 h. En el caso de cultivos de microalgas sometidos a ciclos de luz/oscuridad, y debido a que en esas condiciones la división celular se produce de forma sincronizada cada 24 h, los cultivos semicontinuos en las que la renovación se realiza a intervalos de 24 h son conceptualmente similares a los cultivos continuos clásicos, habiendo sido denominados “ciclostatos” (Fernández, 2000).

Los métodos más empleados en el mundo para la producción de microalgas son el cultivo por lotes y el cultivo semicontinuo. Ambos se inician a partir de 50 a 100 mL de inóculo que se prepara agregando células de cultivo monoespecífico y axénico (cepa) manteniendo en tubos con agar estéril, a pequeños matraces con agua de mar y nutrientes (Maeda, 2002).

Las cepas y los matraces se mantienen en un cepario de acceso restringido, el cual está equipado con luz blanca para permitir la fotosíntesis de las microalgas y es mantenido a una temperatura controlada. Conforme avanza el crecimiento celular de los matraces, las microalgas se transfieren a recipientes cada vez mayores entre los 10 L y 25 L, hasta alcanzar cultivos masivos mayores a 50 L (Maeda, 2002).



Figura 2.4. Cultivo de microalgas (Pérez Sabino, 2002).

2.5 Importancia del cultivo de microalgas.

Tradicionalmente, las algas microscópicas han sido cultivadas para diferentes fines, algunos de los cuales se mencionan más abajo. Por otra parte, se han utilizado condiciones naturales favorables para su desarrollo, por lo que se conocen lagos donde aparecen *blooms* masivos temporales de especies beneficiosas para el ser humano, explotándose el cultivo *in situ* (Gómez, 2007).

Las ventajas del cultivo de microalgas se pueden resumir en tres puntos (Gómez, 2007).

1. El cultivo de microalgas es un sistema biológico eficiente de utilización de la energía solar para producir materia orgánica. Las microalgas crecen más rápido que las plantas terrestres y es posible obtener mayores rendimientos anuales de biomasa.
2. La composición bioquímica pueden modificarse fácilmente variando las condiciones ambientales y/o la composición del medio de cultivo.
3. Bajo ciertas condiciones, muchas especies de microalgas pueden acumular en altas concentraciones compuestos de interés comercial, tales como proteínas, lípidos, almidón, glicerol, pigmentos naturales o biopolímeros.

Las aplicaciones de las microalgas a nivel industrial son muy variadas, esto se debe a la facilidad de cultivo y los múltiples beneficios que las mismas presentan, algunos de esos usos se comentan a continuación.

- Depuración de aguas residuales ricas en materia orgánica, por medio de un proceso que se desarrolla en los denominados estanques de alta velocidad de oxidación, en los que coexisten poblaciones de algas y bacterias. Los productos resultantes de la oxidación degradativa de la materia orgánica por las bacterias son utilizados por las microalgas, que a su vez, generan oxígeno fotosintéticamente, haciendo posible el metabolismo bacteriano aeróbico. El agua recuperada puede ser utilizada para el riego y la biomasa resultante para diversos fines, como alimentación de animales, abono agrícola o fabricación de diversos productos como biodiesel (López Gorge, 1991).
- En acuicultura, las microalgas juegan un papel importante en la cadena trófica de producción, ya que funcionan de alimento directa o indirectamente a las especies a producir, influyen en su supervivencia y crecimiento ya que son fuente primaria de nutrientes (Fernández, 2000).
- Las microalgas marinas tienen diferentes modos de aplicación en la agricultura: en forma de harina, de extractos y de polvos solubles. Si estos productos son elaborados de forma apropiada, los microorganismos vivos que contienen se conservan en estado viable y se propagan por el suelo potenciando su acción, lo que hace posible la aplicación de dosis muy bajas. Al aplicar dichas microalgas o sus

derivados al suelo, unas enzimas provocan o activan en el suelo reacciones de hidrólisis enzimáticas catalíticas reversibles, desmineralizándolo, desintoxicándolo y desalinizándolo. Entre los efectos positivos que se obtienen tenemos que las plantas adquieren vigor, incrementándose los rendimientos y la calidad de las cosechas (Red Social de Conocimiento, 2010).

- En alimentación humana, el cultivo de microalgas para consumo humano es aún una actividad joven e incipiente, su desarrollo efectivo apenas cuenta con unos 50 años. Sin embargo, se ha avanzado mucho en los últimos años hasta el punto de considerar, hoy en día, a estos microorganismos como la principal fuente natural de ciertos pigmentos altamente demandados en el mercado internacional, como el β -caroteno o la astaxantina. Algunas especies en este sentido que podemos mencionar son: *Haematococcus sp.* para la producción de astaxantina y *Dunaliella salina* para la producción de β -caroteno de consumo alimentario (Red Social de Conocimiento, 2010).

En la búsqueda de nuevas fuentes de alimentos, también se ha investigado el uso de microalgas como fuente de ácidos grasos poli-insaturados de cadena larga del grupo omega-3, es el caso de las especies *Cryptocodinium* y *Schizochitron*.

- Una de las más importantes aplicaciones es la explotación de las microalgas como fuentes de biocombustibles, siendo esta una energía renovable. Este combustible se obtiene por medio de los aceites producidos por la microalgas los cuales representan un 30% de contenido medio, pudiendo superar el 50% en algunas especies concretas. Además en función de las condiciones de cultivo, se puede forzar a los cultivos de microalgas a incrementar su contenido en lípidos, someténdolos a estrés mediante una privación de nutrientes (Del Pozo Pérez, 2010).

La producción de aceite a partir de microalgas presenta la ventaja de que el producto carece de azufre, es de carácter biodegradable y no es tóxico, especialmente su gran productividad en comparación con cultivos energéticos tradicionales. En el siguiente cuadro se muestra una comparación entre las diferentes productividades de los cultivos en litros de aceite por hectárea y la superficie de cultivo necesaria para cumplir con los objetivos de la Unión Europea

en cuanto a sustitución de carburantes por biocombustible en 2020 (Del Pozo Pérez, 2010).

Cuadro 2.1. Productividad de los distintos tipos de cultivos energéticos (Del Pozo Pérez, 2010).

Cultivo	Rendimiento (litros acetite/ha)	Superficie necesaria (ha)
Maíz	172,000	94,7
Soja	446,000	36,5
Colza	1,190	13,7
Jatrofa	1,892	8,6
Coco	2,689	6,1
Palma	5,950	2,8
Microalga (a)	136,900	0,1
Microalga (b)	58,700	0,3

(a) Rendimiento conservador de productividad de biodiesel microalgal (Schenk PM, 2008).

(b) Productividad de biodiesel microalgal asequible a través de la tecnología actualmente disponible (Wijffels, 2008).

El empleo de microalgas como fuente de biodiesel plantea, no obstante, una serie de retos tecnológicos que hay que optimizar y que son fundamentalmente los referidos a la separación de la biomasa del medio en que se desarrolla el crecimiento y la obtención del aceite a partir de esa biomasa (Del Pozo Pérez, 2010).

CAPÍTULO 3

Fotobiorreactores.

3.1 Generalidades.

La productividad de los cultivos de algas a la intemperie viene principalmente determinada por dos factores medioambientales que son prácticamente incontrolables: temperatura y luz solar. Existen, sin embargo, factores biológicos y tecnológicos con gran influencia sobre la productividad de los cultivos de algas, cuya optimización debe considerarse en el diseño y operación de plantas comerciales de cultivo masivo de microalgas (Guerrero & Losada, 1991).

Los sistemas empleados con mayor frecuencia en la producción de biomasa microalgal son los de tipo abierto, que a pesar de sus formas y tamaños diversos, destacan por asemejar el entorno natural de las microalgas. Los cultivos abiertos comprenden sistemas naturales (lagos, lagunas, estanques), artificiales, de superficie inclinada y estanques tipo circuito. Las ventajas inherentes a los cultivos abiertos radican en su sencillez y su bajo costo de inversión en contraste con sistemas cerrados, a causa de la diversidad de materiales útiles para su construcción (concreto, tierra, plástico, etc.) y la facilidad que ofrecen para su operación y mantenimiento (Garibay Hernández, Vázquez-Duhalt, Sánchez Saavedra, Serrano Carreón, & Martínez Jiménez, 2009).

Los sistemas abiertos presentan diversos inconvenientes tales como pérdidas de agua por evaporación, transferencia limitada de CO₂ al cultivo por su baja concentración en el aire (0.035% v/v) y su difusión hacia la atmósfera, control limitado de las condiciones de cultivo, alta susceptibilidad de contaminación (excepto en cultivos de especies extremófilas), requerimiento de superficies extensas, amplios periodos de producción (6 a 8 semanas), producciones reducidas de biomasa y penetración limitada de la luz (Garibay Hernández et al, 2009).

Los sistemas cerrados, en contraste con los abiertos, ofrecen numerosas ventajas tales como pérdidas mínimas de CO_2 , riesgo reducido de contaminación, control y reproducibilidad de las condiciones de cultivo, ahorro de agua y nutrientes, menores requerimientos de superficie, flexibilidad de diseño, cortos periodos de producción (2 a 4 semanas) y productividades considerablemente superiores (5 a 13 veces) (Garibay Hernández et al, 2009).

Los fotobiorreactores cerrados, con el propósito de coleccionar la mayor cuantía posible de energía solar por unidad de superficie, presentan configuraciones diversas, tubulares (vertical, horizontal, helicoidal, conformación α), paneles planos y columnas de burbujeo, principalmente (Garibay Hernández et al, 2009).

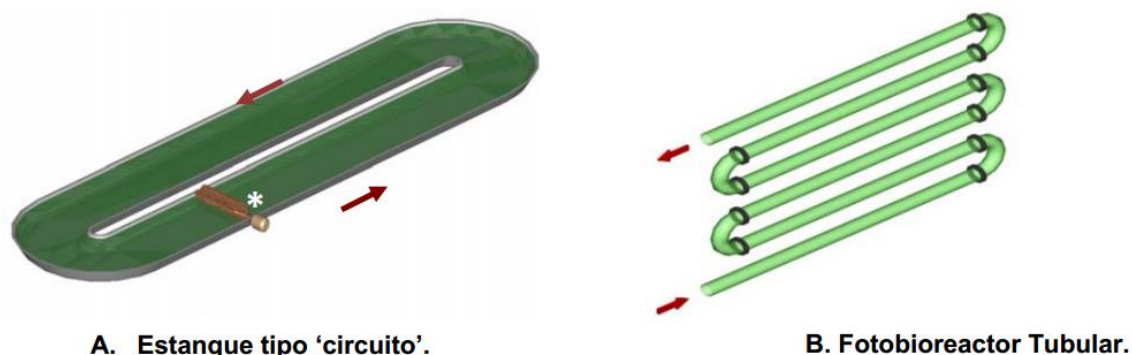


Figura 3.1. Sistemas de producción de microalgas (Garibay Hernández et al, 2009).

Los reactores tubulares (Figura 3.1.1 B) y de panel plano son los de uso más frecuente; habitualmente están conformados por dos unidades, una de recolección de luz y otra de transferencia de gases. La consideración de factores tales como la luz, la razón CO_2/O_2 , la temperatura, los nutrientes, la salinidad, el pH, entre otros, resulta trascendental para el diseño de sistemas cerrados. Las altas productividades inherentes a estos sistemas precisan de una penetración y distribución óptima de la luz, condición que a su vez requiere de materiales de construcción transparentes y de relaciones superficie/volumen elevadas, sin embargo, la intensidad de la luz incidente debe ser moderada, de lo contrario se presentan fenómenos de fotoinhibición y fotoblanqueo. Asimismo, la relación CO_2/O_2 debe ser tal que

la proporción de O₂ sea mínima y por ende, sean impedidos procesos de fotorespiración y daño fotooxidativo. Actualmente, la principal desventaja de los sistemas cerrados consiste en sus elevados costos, atribuidos en mayor medida a la energía invertida en la agitación mecánica de los cultivos con la finalidad de evitar la sedimentación y favorecer la transferencia de gases (Garibay Hernández et al, 2009).

3.2 Tipos de fotobiorreactores.

Existen dos diseños básicos para la producción de microorganismos fotoautotróficos, los sistemas abiertos en los que el cultivo está expuesto a la atmósfera y los sistemas cerrados, comúnmente denominados fotobiorreactores, en los que el cultivo tiene poco o ningún contacto con la atmósfera (Maeda, 2002).

Un fotobiorreactor tubular consiste básicamente, en un arreglo de tubos transparentes que por lo general están contruidos en plástico o vidrio, este arreglo se conoce como receptor solar y es donde la luz del sol se captura. Los diámetros de los tubos van desde los 0,1 m o menos, esto se debe a que cuando la densidad de un cultivo aumenta, la luz no penetra tan profundamente, lo cual se requiere para asegurar la alta producción de biomasa.

La mayoría de los sistemas de producción industrial de biomasa de microalgas contruidos antes de los años 90 fueron esencialmente sistemas abiertos tipo carrusel (Figura 3.2 a), que permiten alcanzar densidades celulares de hasta 0,7g de células (base seca) por litro. Estos sistemas, contruidos por canales poco profundos (nivel de agua de 15 cm-20 cm) en forma de circuito cerrado, en los que el medio de cultivo es impulsado mediante paletas rotatorias, generalmente requieren de grandes áreas de terreno (500 m² - 5000 m²), pero tienen como ventaja el bajo costo de producción de biomasa algal en algunas zonas geográficas específicas. Sin embargo, el perfeccionamiento de esta tecnología hace tiempo llegó a su límite, restringiendo así el desarrollo de la biotecnología de microalgas (Maeda, 2002).

La baja densidad celular origina varios inconvenientes, incluyendo baja productividad, fácil contaminación, costosa recuperación del producto de medios diluidos y dificultad para el control de la temperatura. Estos inconvenientes estimularon el desarrollo de

fotobiorreactores construidos con materiales transparentes como vidrio y policarbonato, entre otros materiales. Los primeros fotobiorreactores fueron propuestos por Pirt (1983), Gudín y Chaumont (1983), y Torzillo (1986).

En la última década los fotobiorreactores tubulares y de placas planas (Figura 3.2. e) han recibido, entre otros, mucha atención, ya que permiten establecer cultivos de alta densidad celular, 5 o más veces en comparación con los sistemas convencionales de carrusel. Esto tiene ventajas como: 1) facilidad para cosechar la biomasa, 2) mantenimiento del cultivo sin contaminación, 3) mejor control de las condiciones de cultivo, 4) cultivar especies individuales y 5) menor inversión de capital en el fotobiorreactor. Este último factor es un elemento importante en el costo de producción de productos derivados de microalgas.

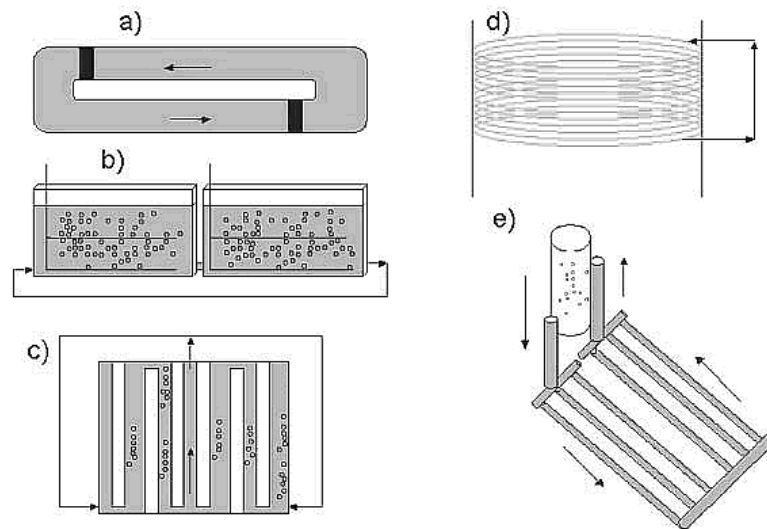


Figura 3.2. Tipos básicos de fotobiorreactores. a) Tipo carrusel, vista superior, los bloques negros indican propelas. b) Tipo plano vista horizontal. c) Con iluminación interna, los bloques blancos indican espacios de iluminación. d) Tipo serpentín. e) Tipo horizontal tubular con sistema airlift (Maeda, 2002).

En el siguiente cuadro se muestran algunos de los tipos de fotobiorreactores más comunes y su aplicación, así como la productividad tanto volumétrica como por área de cada uno.

Cuadro 3.1. Distintos tipos de fotobiorreactores y sus usos (Maeda, 2002).

Tipo	Productividad volumétrica (g/l día)	Productividad por área (g/m² día)	Densidad celular máxima alcanzada (g/l)	Aplicación
Sistema Carrusel Plano Vertical UADC	0,18	27,00	0,40	Producción de Biomasa
Plano inclinado ADC	9,20	67,80	22,50	Fijación de CO ₂ del aire
Plano inclinado UADC	4,30	51,10	8,40	Estudio del efecto de la trayectoria de la luz
Triangular	n.d	n.d	35,00	Estudio de la fisiología de los organismos en UADC
Tanque agitado iluminado	n.d	n.d	0,28	Remoción de amonio, nitrato y fosforo
Tubular horizontal	n.d	n.d	1,20	Remoción de amonio a altas concentraciones
Tubular inclinado	0,55	n.d	n.d	Prototipo de reactores horizontales con mecanismo airlift
Tubular helicoidal cónico	1,47	n.d	n.d	con mezcladores estáticos internos
Iluminado cuasi-internamente UADC	n.d	33,20	n.d	Prototipo agitado neumáticamente
Iluminado internamente	n.d	n.d	2x10 ⁹ cel/ml	Prototipo de UADC con ultrafiltración e iluminación con diodos
Tubular horizontal ADC	n.d	n.d	30,00	Prototipo de reactores UADC
Plano vertical ADC	1,60	27,00	4,80	Prototipo de producción de Biomasa
Plano inclinado ADC	2,40	66,00	6,00	Prototipo de producción de Biomasa
Plano inclinado ADC	0,90	110,00	3,20	Prototipo de producción de Biomasa

Cuadro 3.1. (Continuación) Distintos tipos de fotobiorreactores y sus usos.

Tipo	Productividad volumétrica (g/l día)	Productividad por área (g/m² día)	Densidad celular máxima alcanzada (g/l)	Aplicación
Tubular horizontal ADC	n.d	30,00	6,50	Producción de Biomasa
Plano horizontal	n.d	30,00	2,00	Producción de Biomasa
Plano vertical	1,93	n.d	n.d	Estudios de foto inhibición en diferentes geometrías
Serpentín vertical	1,64	n.d	n.d	Estudios de foto inhibición en diferentes geometrías
Serpentín horizontal	0,90	n.d	n.d	Estudios de foto inhibición en diferentes geometrías
Airlift	0,34	n.d	n.d	Estudio y caracterización de reactores airlift

ADC: alta densidad celular. UADC: ultra alta densidad celular.

3.3 Recomendaciones para el diseño de fotobiorreactores.

Se pueden proponer varias recomendaciones para el diseño de fotobiorreactores, (Maeda, 2002):

1. La trayectoria de la luz debe ser pequeña (2,5cm)
2. Mantener una alta densidad celular (>8-15) g/L
3. Un mezclado vigoroso para asegurar ciclos L/O (luz/oscuridad) de alta frecuencia
4. Usar tramos cortos de tubería (20-30)m para evitar inhibición del crecimiento por acumulación de O₂
5. Evitar acumulación de sustancias inhibitorias.
6. Mantener temperatura y pH óptimos

La luz es uno de los factores más importantes que limitan la productividad de los cultivos microalgales. Sin embargo, algunas microalgas son capaces de crecer además en condiciones de fotoautotrofia, en mixotrofia (uso de una fuente de carbono orgánico y energía luminosa como fuente de electrones) y heterotrofia (con una fuente de carbono orgánico en la oscuridad (Maeda, 2002).

3.4 Uso actual de los fotobiorreactores.

Las microalgas han sido reconocidas como fuentes de compuestos químicos "finos" de alto valor agregado como vitaminas, ficobiliproteínas, pigmentos, ácidos grasos esenciales, etc. Varios de estos productos son todavía producidos comercialmente en sistemas en carrusel o en lagunas abiertas. Ejemplos de estos son la producción de ficobiliproteínas y biomasa de la cianobacteria *Spirulina*, en países como los Estados Unidos, India, China y Cuba, así como la producción de β -caroteno utilizando *Dunaliella* en Israel y Australia. La producción comercial de astaxantina utilizando *Haematococcus pluvialis* se lleva a cabo en dos fases, una de crecimiento y otra de producción del pigmento. Una empresa en Hawaii ocupa lagunas abiertas para la producción de la biomasa, y reactores tubulares para la inducción de la síntesis del pigmento, mientras que en Suecia otra empresa utiliza fotobiorreactores iluminados artificialmente en ambas fases (Maeda, 2002).

La producción de estas sustancias a partir de microalgas es costosa, pero se justifica debido a la mayor aceptación del consumidor por productos naturales en lugar de productos obtenidos por síntesis química. El nicho comercial de productos derivados de microalgas y cianobacterias es altamente cambiante y depende de las regulaciones aplicadas por las agencias de protección al consumidor a los productos sintetizados convencionalmente y al uso final de estos productos, que en varios casos no está aún muy extendido y continúa siendo diversificado (ficobiliproteínas) o bien tienen usos regionales, como por ejemplo en la acuicultura del salmón (astaxantina). No obstante, el empleo de fotobiorreactores modernos sin duda será una contribución importante para reducir el costo de producción de estos compuestos y hacer más competitiva su producción mediante la utilización de microalgas.

Las microalgas han sido propuestas para el tratamiento de aire y de aguas. La mayoría de los reactores utilizados para estos fines son de tipo carrusel a bajas densidades celulares. El uso sistemático de esta capacidad en sistemas intensivos consistiría en un hito ecológico pues las microalgas, al ser la base de la cadena trófica acuática, son los microorganismos apropiados para cerrar el ciclo ecológico con el aprovechamiento de compuestos inorgánicos que las normatividades actuales consideran como peligrosos cuando están libres en el ambiente (Maeda, 2002).

Los fotobiorreactores presentan numerosas ventajas frente a los sistemas abiertos. Al no operar a cielo abierto, el agua no se evapora y sale fuera del sistema. Incluso, su productividad puede quintuplicar, en un espacio más reducido, a los sistemas abiertos.

A pesar de esto tienen algunas restricciones, sobre todo en lo que es la utilización obligada de materiales transparentes como el vidrio o plásticos duros, lo cual permite aumentar la eficiencia de la fotosíntesis. Además es necesaria una bomba que bombee y mezcle el cultivo, impidiendo la sedimentación e incrementando la distribución de CO_2 y O_2 .

En este sistema el cultivo de algas es bombeado a través de un sistema transparente rectangular o tubular con el objetivo de que el cultivo capte la mayor cantidad de luz, a fin de realizar lo más eficientemente posible la fotosíntesis. De esta forma, los fotobiorreactores son diseñados de forma que la luz atraviese y se distribuya sobre una gran superficie, haciendo la relación superficie/volumen lo mayor posible (Alfaro & Pérez, 2009).

CAPÍTULO 4

Tratamiento de aguas residuales.

El agua es tanto un derecho como una responsabilidad, y tiene valor económico, social y ambiental. Cada ciudadano, cada empresa, ha de tomar conciencia de que el agua dulce de calidad es un recurso natural, cada vez más escaso tanto a nivel superficial como subterráneo, necesario no sólo para el desarrollo económico, sino imprescindible como soporte de cualquier forma de vida en la naturaleza (Rodríguez Fernández-Alba, Letón García, Rosal García, Dorado Valiño, Villar Fernández, & Sanz García, 2006).

El 59% del consumo total de agua en los países desarrollados se destina a uso industrial, el 30% a consumo agrícola y un 11% a gasto doméstico, según se constata en el primer informe de Naciones Unidas sobre el desarrollo de los recursos hídricos del mundo. (Rodríguez Fernández-Alba et al, 2006).

4.1 Aguas residuales industriales

Las aguas residuales industriales son las aguas vertidas desde locales utilizados para efectuar alguna actividad comercial o industrial, que no sean aguas residuales domésticas ni aguas de escorrentía pluvial (Rodríguez Fernández-Alba et al, 2006).

El sector industrial utiliza el recurso hídrico como insumo en muchos procesos productivos, pero además como medio de transporte de los productos y para la limpieza de equipos y otros necesarios en el mantenimiento de plantas y equipos. Las principales afectaciones que la industria provoca al agua son producto de los procesos de desecho de las aguas servidas, por la falta de plantas de depuración y tratamiento.

Los compuestos orgánicos e inorgánicos se encuentran en aguas residuales procedentes de instalaciones industriales diversas. A diferencia de las aguas residuales domésticas, los efluentes industriales contienen con frecuencia sustancias que no se eliminan por un tratamiento convencional, bien por estar en concentraciones elevadas, o bien por su

naturaleza química. Muchos de los compuestos orgánicos e inorgánicos que se han identificado en aguas residuales industriales son objeto de regulación especial debido a su toxicidad o a sus efectos biológicos a largo plazo (Rodríguez Fernández-Alba et al, 2006).

El adecuado tratamiento de aguas residuales industriales y su posterior reutilización para múltiples usos contribuye a un consumo sostenible del agua y a la regeneración ambiental del dominio público hidráulico y marítimo y de sus ecosistemas. Sin olvidar que el agua de calidad es una materia prima crítica para la industria (Rodríguez Fernández-Alba et al, 2006).

4.2 Caracterización de aguas residuales.

La caracterización de las aguas residuales se realiza mediante la medición de parámetros físicos, químicos, biológicos y radiológicos que permiten determinar la calidad del agua, estos parámetros se miden según el tipo de actividad que realiza la industria, siendo los más comunes los físicos y químicos. La importancia de la medición de estos parámetros radica en que los mismos se usan para determinar el proceso de tratamiento que deberá seguir el agua en cuestión.

Características Físicas: a continuación se describen las principales características físicas de importante medición en un efluente de agua residual.

- **Sólidos:** en las aguas residuales se pueden encontrar tanto sólidos orgánicos como inorgánicos, los primeros poseen carbono, hidrógeno y oxígeno y se pueden combinar con nitrógeno, azufre o fósforo, entre ellos se encuentran los grupos orgánicos como proteínas, grasas y carbohidratos. Estos grupos son susceptibles a la degradación. Los sólidos inorgánicos son sustancias inertes que no pueden ser degradadas y comúnmente se les llama minerales, como lo son las arenas y sales minerales (Universidad de las Américas Puebla).

Los sólidos se clasifican de manera específica debido al tamaño y variedad de materiales sólidos que puede presentar una muestra de agua, a continuación se definen cada uno.

- ❖ *Sólidos totales*: Los sólidos totales son los residuos resultantes luego de la evaporación y secado de la muestra en una estufa a (103-105) °C. Los sólidos totales incluyen volátiles y fijos, se expresan en mg/l (Aguinaga, 1996).
 - ❖ *Sólidos fijos*: son los residuos resultantes luego de calcinar la muestra a 550 ±50 °C, se expresan en mg/l (Aguinaga, 1996).
 - ❖ *Sólidos volátiles*: corresponden a los compuestos perdidos durante la calcinación a 550 ±50 °C. Se determinan por diferencia de peso entre sólidos totales y fijos, se expresan en mg/l (Aguinaga, 1996).
 - ❖ *Sólidos suspendidos totales*: son los materiales retenidos por un filtro estándar de fibra de vidrio y secado (103-105) °C, se expresan en mg/l (Aguinaga, 1996).
 - ❖ *Sólidos sedimentables*: son los materiales que sedimentan de una suspensión en un período de tiempo definido, de una hora generalmente, en un cono Imhoff, se expresan en ml/l (Aguinaga, 1996).
 - ❖ *Sólidos disueltos totales*: son aquellos que pasan a través del filtro utilizado para determinar los sólidos suspendidos totales, por lo que se pueden determinar por la diferencia entre los sólidos totales y los sólidos suspendidos totales (Metcalf & Eddy, 2003).
- **Turbidez**: es una medida de la propiedad óptica que causa dispersión y absorción de la luz con disminución de la transmisión en línea recta. Se miden en unidades de turbidez nefelométrica, (NTU) (Aguinaga, 1996).
 - **Temperatura**: la temperatura del agua es un parámetro importante debido a que afecta las reacciones químicas y las velocidades de las mismas, así como la vida acuática y el acondicionamiento del agua para usos beneficiosos (Metcalf & Eddy, 2003).
 - **pH**: El pH o la actividad del ión hidrógeno indican a una temperatura dada, la intensidad de las características ácidas o básicas del agua.
El pH se define como el logaritmo de la inversa de la actividad de los iones hidrógeno (Aguinaga, 1996).

$$\text{pH} = -\log [\text{H}^+] \quad (4.1)$$

Donde: $[\text{H}^+]$: actividad de los iones hidrógeno en mol/L.

- **Conductividad:** es la capacidad que posee una solución acuosa de conducir la corriente eléctrica, a 25 °C (Aguinaga, 1996).
- **Dureza total:** se define como la suma de concentración de iones calcio y magnesio, expresados como carbonato de calcio, en mg/L (Aguinaga, 1996).

Características Químicas: los principales parámetros químicos determinados para la caracterización de aguas residuales se describen a continuación.

- **Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO):** corresponde a la cantidad de oxígeno consumido para la degradación bioquímica de la materia orgánica contenida en la muestra, durante un intervalo de tiempo específico y a una temperatura determinada (Aguinaga, 1996).

La muestra o una dilución adecuada de la misma, es incubada por 5 días a 20 °C en la oscuridad. Se mide la concentración de oxígeno disuelto antes y después de la incubación, y el consumo de oxígeno corresponde a la demanda bioquímica de oxígeno. Esta es la prueba estándar $\text{DBO}_{5, 20}$ (5 días a 20 °C) para la determinación de la contaminación biológica del agua (Aguinaga, 1996).

- **Demanda Química de Oxígeno (DQO):** es la medida de oxígeno equivalente a la materia orgánica que es susceptible a ser oxidada por un oxidante químico fuerte, en condiciones específicas de temperatura y tiempo (Aguinaga, 1996).

Esta prueba se realiza debido a que parte de los materiales orgánicos no se degradan biológicamente, esto porque su reducción es muy lenta o porque resultan tóxicos a los microorganismos, como los pesticidas, herbicidas o insecticidas (Universidad de las Américas Puebla).

La prueba consiste en la oxidación de una muestra con una cantidad conocida de dicromato de potasio en exceso, en medio ácido y con catalizadores. El dicromato de potasio remanente es determinado espectrofotométricamente a 610 nm (Aguinaga, 1996).

La materia orgánica consume el oxígeno de los ríos y provoca un sabor y olor desagradables. La vida acuática se asfixia por la falta de oxígeno y este déficit de oxígeno causado por la materia orgánica se considera el factor más señalado en la contaminación de los ríos (Nemerow, 1977).

Por esta razón es importante buscar el método más eficiente para la reducción de la carga orgánica y así minimizar el impacto que se pueda causar a los cuerpos receptores de aguas residuales o mejorar la calidad de las aguas para su reutilización.

Por lo general el valor de DQO es mayor que el valor de DBO, esto se debe a que muchas sustancias orgánicas que son difíciles de oxidar biológicamente, pueden ser oxidadas químicamente, además el dicromato de potasio es capaz de oxidar sustancias inorgánicas por lo que se aumenta el contenido orgánico aparente de la muestra, también esta diferencia se debe a que algunos materiales orgánicos pueden ser tóxicos para los microorganismos utilizados para las pruebas de DBO (Metcalf & Eddy, 2003).

La relación entre los valores de DBO/DQO es un indicativo de la biodegradabilidad de la materia contaminante. En aguas residuales un valor de la relación DBO/DQO menor que 0,2 se interpreta como un vertido de tipo inorgánico, y si es mayor a 0,6 como orgánico (Rigola Lapeña, 1990).

4.3 Uso de microalgas en el tratamiento de aguas residuales.

Las microalgas utilizadas en el tratamiento de efluentes pueden ser consideradas como una alternativa de tratamiento terciario, debido a los procesos acoplados de bacterias (quienes realizan la degradación de la materia orgánica) y microalgas (quienes utilizan los compuestos inorgánicos), para llevar a cabo una eficiente bioconversión de la energía solar, en la utilización y eliminación de materia orgánica, lo cual se traduce finalmente en generación de biomasa, mejorando la calidad del efluente y aumentando la concentración de oxígeno (Salazar, 2005).

Las aguas residuales, ya sean de origen doméstico, animal o industrial, debido a su alto contenido de nutrientes (N y P) constituyen un medio apropiado para el crecimiento de microalgas, las cuales han demostrado su capacidad de remover cantidades apreciables de nitrógeno y fósforo para su desarrollo (Salazar, 2005).

El uso de microalgas como depuradoras de aguas residuales, surge a comienzos de los años 50, cuando Oswald y colaboradores, sugirieron la utilización de cultivos masivos de microalgas para el tratamiento de aguas residuales y producción de proteína, simultáneamente (Salazar, 2005).

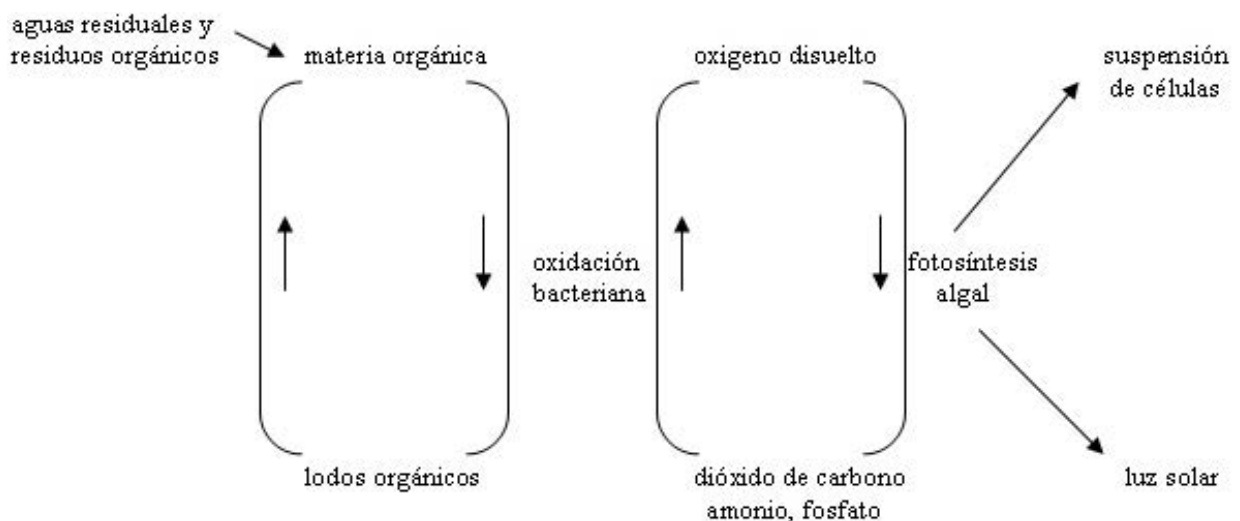


Figura 4.1. Ciclo de oxigenación fotosintética de aguas residuales (Salazar, 2005).

La biomasa microalgal obtenida en estos sistemas de tratamiento, puede ser cosechada o recuperada con las técnicas presentadas anteriormente para su aplicación en diferentes aspectos, como suplemento o complemento de la alimentación animal y producción de fertilizantes, lo cual se traduce como la valorización del tratamiento de las aguas residuales con cultivos de microalgas.

El proceso integral de tratamiento terciario, presenta ventajas tan importantes como son: (Salazar, 2005).

- El mejoramiento de la calidad del efluente, mediante un mecanismo de bajo costo energético.

- El aprovechamiento de nutrientes, que están siendo desechados, al ser incorporados a la biomasa, con la consecuente producción y generación de oxígeno. Lo cual trae como consecuencia, en un proceso global:
 - La remoción de sales (amonio, nitritos, nitratos, ortofosfatos).
 - Aumento del pH de los efluentes (proceso fotosintético), lo cual favorece la precipitación de ortofosfatos.
 - Eliminación de nitrógeno amoniacal por efecto de intercambio gaseoso.
- Disminución de la demanda biológica de oxígeno.
- Oxigenación del agua, favoreciendo la oxidación continua de materia orgánica.
- La acción bactericida, reduciendo la sobrevivencia de organismos patógenos.
- Recuperación de CO₂, liberado en los procesos, mediante su empleo en el proceso fotosintético.
- Alto rendimiento en la bioconversión de la energía solar (4 y 8%) respecto a algunas plantas agrícolas convencionales (azúcar y sorgo), siendo del 1.5%

A continuación se muestran cuadros con los principales tipos de microalgas utilizados en plantas de tratamiento.

Cuadro 4.1. Géneros de microalgas comunes en lagunas de estabilización (Salazar, 2005).

Grupo	Géneros Representativos	% de aplicación en lagunas de estabilización
Diatomeas	<i>Cyclotella, Gomphonema, Nitzschia</i>	10
Flageladas	<i>Chlamydomonas, Euglena, Cryptomonas</i>	25
Algas verdes	<i>Ankistrodesmus, Chlorella, Scenedesmus</i>	50
Algas verde-azules	<i>Anacystis, Anabaena, Oscillatoria</i>	15

En el Cuadro 4.2 se muestran los géneros de microalgas utilizados en plantas de tratamiento de aguas residuales en diferentes países y distintos influentes, así como la productividad de cada caso.

Cuadro 4.2. Tratamiento de aguas residuales en lagunas de alta tasa de oxidación (Salazar, 2005).

País	Influyente	Microalga	Productividad (gm ² /d)
Israel	Municipal doméstico	<i>Scenedesmus, Euglena y Chlorella</i>	44,2
Taiwán	Digerido porcino	<i>Spirulina, Chlorella</i>	15-25
India	Orina humana	<i>Spirulina</i>	10-12
India	Melaza (caña)	<i>Scenedesmus</i>	15-20
Tailandia	Tapioca	<i>Spirulina</i>	7-10
Singapur	Desecho porcino	Cultivo mixto	5,4-5,0
E.U	Estiércol de ganado	<i>Chlorella</i>	30
Malasia	Aceite de coco	<i>Chlorella</i>	2,7-12,8
Brasil	Doméstico	<i>Scenedesmus, Chlorella</i>	10-27

En el Cuadro 4.3 se muestra el empleo de las microalgas producidas en el tratamiento de aguas residuales según el género de las mismas.

Cuadro 4.3. Empleo de microalgas producidas en el tratamiento de aguas residuales (Salazar, 2005).

Géneros de Microalgas	Empleo
<i>Chaetoceros, Chlamydomonas, Chlorella, Chlorococcum, Cyclotella, Dunaliella, Rhodomonas</i>	Acuicultura de moluscos, bivalvos, crustáceos, rotíferos, cladóceros, copépodos y peces
Otros géneros	Alimentación animal, avicultura, ganado porcino, ganado vacuno
Cianobacterias (Fijación de nitrógeno)	Fertilizantes diversos, arrozales y cultivos diversos
Diversos Géneros	Productos químicos y energía, producción de hidrógeno, metanización y ácidos orgánicos

4.4 Eficiencia del proceso

Finalmente la eficiencia de este proceso, depende de varios factores tales como (Salazar, 2005):

- Tipo de efluente a tratar: domestico, agrícola e industrial.
- Características de operación: carga orgánica e hidráulica.
- Contaminantes (organismos depredadores), que afectan la composición de la biomasa, restringiendo las aplicaciones.
- Profundidad de los estanques y de los mecanismos de agitación.
- Diferente temperatura e intensidad luminosa, debido a las variaciones estacionarias, así como el fotoperiodo (luz-oscuridad) o luz continúa.

Algunos aspectos a considerar en la eficiencia del proceso son:

- La adecuada combinación de los parámetros anteriormente mencionados
- Mantenimiento del cultivo en óptimas condiciones, favoreciendo la elevada eficiencia de remoción del proceso, con la finalidad de alcanzar las máximas densidades algales.

CAPÍTULO 5

Metodología Experimental

El objetivo del proyecto consiste en evaluar la reducción de contaminantes presentes en un efluente de agua sintético mediante el uso de un fotobiorreactor tubular vertical de 5 litros de capacidad. Para esto se construyó en el Laboratorio de Ingeniería Química dicho reactor y se realizaron varias pruebas con el fin de encontrar las mejores condiciones de operación del mismo, considerando las variables principales que afectan el proceso y que mejoran la eficiencia de las microalgas.

5.1. Diseño y construcción del fotobiorreactor.

El diseño del reactor utilizado se basó en uno de sistema cerrado, un fotobiorreactor tubular vertical, esto porque según lo expuesto en capítulos anteriores presenta muchas ventajas respecto a otros tipos de fotobiorreactores y es ideal para realizar pruebas piloto por las dimensiones y operación del mismo. Al ser un reactor piloto se consideró como variable de diseño el volumen del reactor de 5 litros y se analizó la configuración de operación.

El reactor consiste en un tubo acrílico vertical con un tubo concéntrico que permita la circulación del flujo de microalgas, con una entrada de gases de chimenea y que trabaje en estado estacionario según la carga de alimentación y concentración de microalgas. Los detalles de la operación y funcionamiento del reactor se discutirán más adelante.

Para la construcción y puesta en marcha del reactor se utilizaron los siguientes materiales e insumos:

- 1 tubo de acrílico de 2 in de diámetro, 1,80 m de longitud y 2 mm de espesor.
- 1 tubo de acrílico de 3 in de diámetro, 1,80 m de longitud y 2 mm de espesor.
- 2 uniones sanitarias macho – hembra con rosca de PVC de 3 in.
- 2 tapones macho con rosca de PVC de 3 in.
- 6 tornillos de 5 cm de diámetro y 1,5 in de longitud de acero inoxidable.
- 6 roscas para los tornillos anteriormente mencionados.

- 2,5 m de tubería de PVC de 0,5 in.
- 2 codos de PVC de 0,5 in.
- 3 tes de PVC de 0,5 in.
- 4 válvulas de PVC de 0,5 in.
- 1 válvula check de 0,5 in.
- 2 válvulas de globo.
- 4 acoples para manguera.
- Aproximadamente 3 m de manguera de 3/8 in.
- 1 compresor.
- 1 mechero de alcohol.
- 1 tapón hembra de PVC de 0,5 in.
- Teflón.
- Sellante adhesivo transparente.
- Pegamento para PVC.
- 2 Fluorescentes.
- 1 Balastro.
- 1 interruptor de electricidad.
- 1 extensión de electricidad.
- Bases de madera.

La construcción del biorreactor inició con el uso de una pared de madera utilizada previamente en otro proyecto de graduación y que fue donado por parte del laboratorio de Ingeniería Química, este consiste en una pared de madera con estructura metálica de 1,70 m de largo, 0,60 m de ancho y una base rectangular de 0,80 m por 0.60 m.

El tubo acrílico de 2 in de diámetro fue cortado y colocado de manera concéntrica dentro del tubo de 3 in de diámetro, de forma tal que quedara a 14 cm de la base del tubo externo y a 16 cm de la parte superior del mismo. Para fijar los tubos se utilizó tornillos de acero inoxidable de 1,5 in, colocados de la siguiente forma, 3 tornillos a 35 cm de la base del tubo de mayor diámetro y otros 3 tornillos a 34 cm del tope del mismo tubo. Se procuró ubicar los tornillos en ángulos de 120° para evitar el movimiento de los tubos.

Una vez colocados los tubos de manera concéntrica se fijó el tubo de manera vertical en la pared por medio de platinas atornilladas directamente a la madera. Para la base y tope del reactor se usó uniones sanitarias macho-hembra de PVC de 3 in adheridas al acrílico por medio de un pegamento especial para estos tipos de materiales y las uniones roscadas se hicieron con teflón para evitar las fugas en su mayor medida. A pesar de que las tuberías de PVC y acrílico se consiguen con diferentes medidas, los accesorios PVC, en este caso las uniones de 3 in calzaron de manera adecuada lo que ayudó a solucionar la elaboración de los tapones inferiores y superiores.

La siguiente etapa de la construcción consistió en el llenado del reactor con agua para comprobar fugas y sellos. Estas fugas o escapes se solucionaron principalmente con silicón transparente en el área de tornillos y con teflón en las roscas. Se selló principalmente las fugas en los tornillos ya que los tapones había que retirarlos posteriormente para otras pruebas.

El proceso natural fotosintético de las microalgas requiere de CO₂ por lo que fue necesario la elaboración de un medio de introducción del mismo, para esto se procedió a realizar una perforación en la tapa inferior del reactor, este agujero fue lo bastante grande para introducir un tubo PVC de ½ in, material del cual consiste la mayoría de la tubería que resta en el reactor. A esta tubería se le colocó un tapón con algunas perforaciones y se recubrió con un material textil que ayudara a la correcta distribución del gas en el reactor mezclado con aire comprimido que garantizara un correcto flujo de la mezcla gaseosa y un tamaño de burbuja óptimo que permitiera una agitación correcta. Este tubo se introdujo a aproximadamente 14 cm, muy cerca de la base del tubo interno para garantizar que el gas mezclado proporcionara el flujo circulatorio. También se realiza otra pequeña perforación en la tapa de la base del reactor y se colocó una manguera que permita la recolección de los sedimentos, biomasa y facilitara el muestreo del reactor sin la necesidad de abrirlo por completo, a esta manguera se le colocó una válvula de globo.

Toda la tubería del reactor se realiza con uniones hembra-macho que permita que sea hasta cierto punto desarmable y facilite así su traslado, reparación y mantenimiento de ciertas secciones. Como se mencionó anteriormente la tubería y accesorios utilizados son en su

gran mayoría de PVC, con algunos segmentos metálicos, que facilitaron la construcción del equipo.

La tubería inferior del reactor, entrada de la mezcla de gases de chimenea y aire comprimido, consiste en un segmento corto de tubo PVC de $\frac{1}{2}$ in con unión macho-hembra que permita el desarme del reactor y un codo de 90° ubicado a unos 3 cm de la base de madera de la pared utilizada como soporte del reactor, luego del codo se colocó una tee y una válvula de bola que en primera instancia iba a ser el lugar donde se muestrearía el reactor pero posteriormente se decidió utilizarlo solo para desalojar la tubería del líquido que pudiera filtrarse por el tapón de dispersión de gas. Luego de la tee se colocó una válvula check que evita que el líquido por efecto de la gravedad se introduzca en la sección de tubería destinada al transporte del fluido gaseoso.

Seguido de esta válvula se colocó una tee con un acople para manguera el cual se conectó directamente a la salida del compresor y en el otro extremo se colocó otro accesorio de este tipo con una válvula globo q libera el flujo de aire en un extremo y en el otro extremo una válvula más con acople de manguera que se une también a la salida del compresor para regular el flujo de aire que entra al biorreactor.

A la entrada de succión de aire del compresor se colocó una tee para manguera y se unió a la salida superior del biorreactor y a una campanola que succiona los gases de combustión, a esta sección se le colocó una válvula que permitió recircular el flujo de gas en el biorreactor una vez que se alcanzara un porcentaje adecuado de CO_2 .

La parte superior del reactor consiste en una tubería de corta de aproximadamente 0.17 m de PVC de $\frac{1}{2}$ in con unión macho-hembra y un codo de 90° , seguido a este codo se colocó una tee con una válvula que permita la toma de mediciones de gas por un extremo y la recirculación del gas al reactor por medio de una manguera de $\frac{3}{8}$ in que se une a la boquilla de succión del compresor. En el tapón superior del reactor se elaboró un agujero que permite la alimentación del agua rica en nutrientes orgánicos a tratar por medio de un embudo de espiga larga y el mismo se sella con un tapón de hule una vez que el reactor entra en funcionamiento.

Para estimular el proceso fotosintético de las microalgas y utilizarlo como variable a considerar en el diseño de experimento, se colocaron dos fluorescentes de luz día de 1,80m de largo a 10 cm de los tubos acrílicos del reactor, uno a cada lado de los mismos y fijados a la pared de madera.

En la siguiente figura se muestra una imagen del fotobiorreactor construido para la realización del proyecto.



Figura 5.1. Fotobiorreactor construido para la realización del proyecto, tipo tubular vertical.

El diagrama de equipo y tuberías se puede ver detalladamente en los anexos de este documento.

5.2. Preparación del inóculo.

El cultivo de microalgas que se seleccionó para la experimentación corresponde al género *Chlorella Vulgaris* y fue proporcionado por el Centro de Investigación en Ciencias del Mar y Limnología (CIMAR) de la Universidad de Costa Rica. Estas fueron cultivadas y reproducidas en un medio de cultivo conocido como K3 durante un periodo de aproximadamente 3 meses hasta alcanzar un volumen de 8 litros, los necesarios para iniciar con el arranque del reactor.

Se realizaron tres inóculos en erlenmeyers de 100 ml, esto con el propósito de seleccionar la concentración de diferentes nutrientes, estos se mantuvieron burbujeados con aire. Se eligió melaza como nutriente y se evaluó dos diferentes concentraciones, $0,005 \frac{\text{ml melaza}}{\text{ml de agua}}$ y $0,0005 \frac{\text{ml melaza}}{\text{ml de agua}}$, estos se esterilizaron llevándolos a ebullición y enfriándolos antes de agregarse a las microalgas. El tercer inóculo se mantuvo sin nutrientes como control. Estos inóculos estuvieron a temperatura ambiente durante un periodo de 8 semanas y se verificó el pH y la coloración para determinar cuál inóculo responde mejor a la concentración de melaza a la que se sometió.

El siguiente cuadro muestra el pH de cada inóculo luego de 8 semanas de haberse agregado la melaza, esta medición se hace con el fin de verificar que las microalgas se encuentren vivas ya que como se mencionó anteriormente valores de pH ácidos son letales para las mismas.

Cuadro 5.1. Preparación de inóculos de Microalgas *Chlorella* a dos diferentes concentraciones.

Inóculo	Concentración de nutrientes (ml melaza/ml agua)	pH		
		Una semana	Tres semanas	Ocho semanas
1	0,005	9,70	8,40	9,42
2	0,0005	9,98	8,17	9,30
3	Sin melaza	10,10	8,27	9,43

Luego de 8 semanas los valores de pH de los inóculos son muy similares, pero por cuestiones de color, otro indicativo de la salud de las microalgas, se decide elegir la de $0,0005 \frac{\text{ml melaza}}{\text{ml de agua}}$, esto porque presentó una coloración verdosa similar a la del cultivo de control, a diferencia del cultivo al $0,005 \frac{\text{ml melaza}}{\text{ml de agua}}$, que se mostró con un color café tenue.

5.3. Diseño del experimento.

Para realizar la experimentación se utilizó el Biorreactor diseñado y construido en el laboratorio de Ingeniería Química de la Universidad de Costa Rica, el cual se describió más arriba.

Mediante procedimientos de prueba y error con el biorreactor lleno de agua se fijó el flujo medio de aire con el que se trabajó, el mismo fue de entre 2 l/min a 5 l/min medidos con un rotámetro y con una presión de entre 4,3 psi a 5,0 psi. Este flujo de aire se eligió debido a que presentó un tamaño de burbuja ideal y la turbulencia adecuada para garantizar una correcta mezcla de las algas y además permitió la recirculación dentro del biorreactor de las microalgas impulsando el flujo ascendente a través del tubo concéntrico y descendiendo por la corona circular formada con el tubo de mayor diámetro.

Una vez fijado el flujo de aire y comprobar nuevamente la inexistencia de fugas se llenó el reactor con 5,3 litros de microalgas y se inició la burbujeo de aire para garantizar la agitación de las microalgas.

En la tapa superior del fotobiorreactor se realizó un orificio el cual se cubrió con un tapón y por medio de este orificio se agregó 100 ml de disolución de melaza que se preparó con 26,5 ml de melaza y se diluyeron en 1 litro de agua, esto para garantizar una concentración dentro del reactor de aproximadamente $0,0005 \frac{\text{ml melaza}}{\text{ml de agua}}$ al iniciar cada corrida.

Para el estudio de la eficiencia de las microalgas en la reducción de carga orgánica de un efluente sintético de agua se trabajó el biorreactor por batchs, a este se le agregó el agua con melaza al iniciar el día y se estudió la reducción de la carga orgánica por medio de

mediciones de DQO a lo largo del día. Luego de unos minutos de agitación, se agregó el agua rica en nutrientes orgánicos y con la agitación adecuada se procedió a tomar la muestra de 25 ml por medio de la llave de purga colocada en la parte inferior del biorreactor, esa medición correspondió al tiempo cero. En cada toma de muestra se midió pH, concentración de microalgas dentro del biorreactor, temperatura dentro del biorreactor, esto para asegurarse del debido funcionamiento del mismo y garantizar la salud de las microalgas.

La concentración de microalgas en cada medición se realizó por medio de peso seco, esto filtrando los 25 ml de muestra utilizando un papel filtro de 2,5 μ m, previamente secado a 150 °C por 15 min y enfriado durante 10 min en el desecador, una vez filtrada la muestra se procedió de la misma forma para secar el papel y determinar por diferencia de pesos la masa de las microalgas por medio de la siguiente ecuación.

$$m_{p+m} - m_p = m_m \quad (5.1)$$

Donde:

m_p : Masa del papel seco (g).

m_{p+m} : Masa del papel + Masa de las microalgas (g).

m_m : Masa de las microalgas (g).

La concentración de microalgas se calculó con el cociente de la masa de las microalgas entre el volumen de la muestra, que siempre fue de 25 ml, como se muestra en la Ecuación 5.2.

$$\frac{m_m}{V_{muestra}} = Cn_m \quad (5.2)$$

Donde

m_m : Masa de las microalgas (g).

$V_{muestra}$: Volumen de la muestra (ml).

Cn_m : Concentración de microalgas dentro del biorreactor (g/ml).

La temperatura y pH de cada muestra se determinó por medición directa con la utilización de un termómetro de mercurio y un pHmetro respectivamente. Estas mediciones se realizaron en cada muestreo cada dos horas o cada hora y media según la corrida.

Una vez que se alimentó el agua sintética y se tomó la primer muestra ($t=0h$), se procedió a saturar con CO_2 el biorreactor para garantizar que las algas contaran con los factores necesarios para su digestión y reproducción. La saturación con CO_2 se realizó luego de tomar cada muestra durante un periodo de 30 min aproximadamente donde se alcanzó hasta un 6,5% de CO_2 en la corriente gaseosa. Este procedimiento se realizó con ayuda de un mechero con etanol que se colocó debajo de una campanola que se conectó a la entrada de succión del compresor, una vez alcanzada esa concentración en la corriente de gas se cerró la válvula de succión en la campanola de manera que el gas recirculara por el biorreactor hasta que las microalgas lo consumieran todo.

La saturación de CO_2 se efectuó para las primeras cuatro corridas que consistieron en el estudio del efecto de la luz artificial en la reducción de la carga orgánica del efluente de agua, se estudió por duplicado cada efecto, con luz y sin luz, fijando la variable de alimentación de dióxido de carbono.

Las dos últimas corridas se realizaron con el fin de estudiar el efecto del CO_2 en la reducción de DQO del agua sintética, para esto se fijó la variable de iluminación artificial, realizando las corridas con los fluorescentes encendidos y abriendo la válvula de succión de aire del compresor para que solo alimentara aire con CO_2 ambiental.

La determinación de DQO, como variable de respuesta, se realizó mediante el método de oxidación con dicromato de potasio, digiriendo 2 ml del agua filtrada de cada muestra durante dos horas a una temperatura de $150\text{ }^\circ\text{C}$ y mediante un colorímetro con longitud de onda de 610 nm.

El estudio de cada corrida se realizó durante periodos de 4,5 h a 5 h durante cada día para observar el efecto de las variables en la reducción de carga orgánica. Dicho estudio se realizó en un periodo de 22 días.

5.4. Variables y Factores Experimentales.

- **Factores:** Los factores estudiados en la reducción de carga orgánica de un efluente de agua mediante el uso de un fotobiorreactor, fueron la iluminación artificial, y la concentración de CO₂ en la corriente gaseosa, para esto se realizaron 3 corridas por duplicado, en el siguiente cuadro se muestra el detalle de cada corrida.

Cuadro 5.2. Detalle de los factores de estudio en la reducción de carga orgánica en las diferentes corridas experimentales.

Parámetro	Corrida		
	1 y 2	3 y 4	5 y 6
Luz	+	-	+
CO ₂	+	+	-

Donde positivo indica que se realizó el estudio del factor en su nivel más alto (luz artificial encendida y alimentación en exceso CO₂) y negativo que se estudió dicho factor en su nivel más bajo (luz natural, alimentación de CO₂ ambiental), a continuación se detallan esos niveles con los valores aproximados de cada factor en cada corrida.

Cuadro 5.3. Valores aproximados de los factores estudiados en la reducción de carga orgánica de un efluente de agua en un fotobiorreactor.

Parámetro	Positivo (+)	Negativo (-)
Luz	Artificial: 1800 lux	Natural: 250 lux
CO ₂	Exceso hasta 6,5 %	Ambiental

El factor de luz positivo indica el uso de 2 fluorescentes de luz día ubicados a ambos lados del fotobiorreactor y que permanecieron encendidos durante todo el periodo de estudio, este valor es un aproximado ya que la intensidad luminosa fue variable a lo largo del día ya que depende de las condiciones ambientales de cada día, este factor se midió con un luxómetro a lo interno del biorreactor antes de iniciar las corridas. El valor negativo del factor luz

indica que se mantuvo apagado el sistema de fluorescentes y que la única fuente de luz fue la ambiental a lo interno del laboratorio de Ingeniería Química.

El factor positivo de CO₂ indica que se saturó el fotobiorreactor una vez que se tomó cada muestra, el mismo se llevó hasta un valor de 6,5% de CO₂ en la corriente gaseosa por medio del sistema de succión descrito anteriormente y una vez que se alcanzó dicho valor se recirculó hasta ser completamente consumido, este factor se midió con un analizador de gases ubicado en la parte superior del biorreactor. Es importante recalcar que por cuestiones de seguridad no se mantuvo un flujo constante de dióxido de carbono ya que esto implicaba dejar el mechero encendido durante todo el día y además porque el gas caliente aumentaba considerablemente rápido la temperatura dentro del reactor lo que pudo haber sido letal para las microalgas. El factor negativo de CO₂ implica que el sistema de succión de aire se mantuvo abierto todo el tiempo succionando e introduciendo aire al biorreactor tomado solo del ambiente y el cual es un valor que se desconocía con exactitud y era variable a lo largo de todo el estudio.

- **Variabes no controladas:** estas están delimitadas por las condiciones ambientales, así como a la actividad misma dentro del biorreactor y que son constantemente cambiantes por efectos de los mismos. Estos son pH de las microalgas y temperatura dentro del biorreactor, estas fueron monitoreadas con el fin de garantizar la salud de los microorganismos así como indicativo de la actividad misma dentro del biorreactor. Otra variable no controlada fue la luz natural que constantemente fue cambiante debido a las condiciones ambientales del mes de setiembre, el estudio se realizó del 6 al 27 de setiembre del año 2013 en San Pedro de Montes de Oca, San José.
- **Variable respuesta:** la demanda química de oxígeno (DQO) medida en miligramos por litro (mg/l) es la variable respuesta que se midió constantemente en periodos definidos de tiempo para cada corrida con el fin de evaluar la eficiencia de las microalgas *Chlorella* en la reducción de carga orgánica de un efluente de agua sintética.

5.5. Materiales y equipo.

Para la realización del experimento se requirió de diverso equipo de laboratorio así como de cristalería, a continuación se enlista la cristalería y otros instrumentos utilizados.

- 2 Erlenmeyers de 5 litros y 2 de 25 ml.
- 1 beaker de 500 ml, 1 de 250 ml y 1 de 50 ml.
- 1 probeta de 1 litro, 1 de 100 ml, 1 de 50 ml y 1 de 5 ml.
- 1 embudo de vidrio de espiga larga.
- Vidrio reloj.
- Pinzas metálicas.
- Termómetro de mercurio de 0- 100 °C.
- Buchner.
- Kitasato.

Los reactivos utilizados consistieron en un kit de viales para determinación de DQO mediante el método de oxidación de dicromato de potasio. Se utilizaron viales COD vials 0-1500 ppm (HR), K-7360S de la marca CHEMetrics. A continuación se detallan algunos aspectos relevantes en cuanto a la composición, uso y peligrosidad.

Cuadro 5.4. Composición de los viales de reactivo CHEMetrics para determinación de DQO (HR)

Componente	CAS N°	Porcentaje
Ácido Sulfúrico	7664-93-9	>64,0
Agua Desionizada	7732-18-5	<34,0
Dicromato de Potasio	7778-50-9	<0,5
Sulfato de Mercurio	7783-35-90	<1,0
Sulfato de Plata	10294-26-5	<1,0

Clasificaciones NFPA para el kit de viales de dicromato de potasio: Salud: 3 Inflamabilidad: 0 Reactividad: 2. El reactivo es Tóxico y Corrosivo. Provoca quemaduras graves y debe ser desechado de acuerdo con todas las regulaciones federales, estatales y locales, el mismo se colocó en un envase individual debidamente rotulado hasta ser debidamente tratado para su desecho. Más información sobre los viales de reactivo utilizado se pueden ser observados en la hoja MSDS ajunta en los anexos.

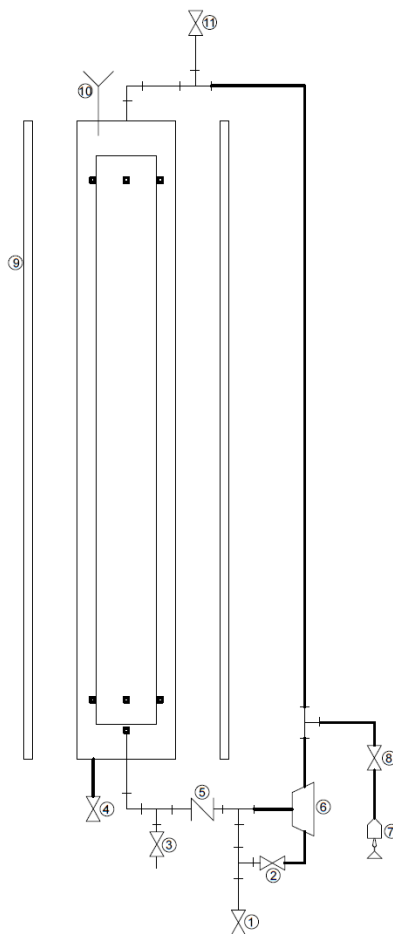
El equipo utilizado en la experimentación se detalla en el Cuadro 5.5, y corresponde a equipo disponible en su mayoría en el laboratorio de Ingeniería Química de la Universidad de Costa Rica, el colorímetro usado para determinación del DQO está localizado en el laboratorio de Ingeniería Ambiental de la Universidad de Costa Rica.

Cuadro 5.5. Equipo experimental utilizado para la determinación de la carga orgánica de un efluente agua sintética.

Equipo	Marca	Modelo	Placa UCR
Luxómetro	EXTECH	407026	316834
Digestor	HACH	DRB200	317580
Rotámetro	Cole Parmer	-	316832
Manómetro	Marsh	J4642	-
Bomba Vacío	DUOSEAL	1402	-
Balanza Analítica	ADAM	AFP-360L	223343
Estufa	BLUE-M	PV-180	120757
pHmetro	OAKLON	Acorn	240061
Colorímetro	HACH	DR700	174557
Autoclave	TOMIN	TM-328	215001
Analizador de gas	E Instruments	4400	343438

5.6. Diagrama Experimental.

Para la realización del experimento se utilizó el fotobiorreactor tubular vertical diseñado y construido en el laboratorio de Ingeniería Química de la Universidad de Costa Rica, este corresponde al descrito en el primer apartado de este capítulo el diagrama del mismo se muestra en la Figura 5.1 a continuación.



1	Válvula globo de liberación de gas.	6	Compresor de aire.
2	Válvula globo de recirculación.	7	Mechero de etanol.
3	Válvula globo de purga.	8	Válvula de control de gas de combustión.
4	Válvula globo de toma de muestra.	9	Fluorescentes de luz día.
5	Válvula check.	10	Entrada de alimentación de agua
		11	Válvula de muestreo de gas.
—	Tubería PVC 1/2 in	—	Manguera 3/8 in

Figura 5.3. Diagrama experimental del fotobiorreactor tubular para la reducción de carga orgánica de un efluente de agua utilizando microalgas *Chlorella*.

CAPÍTULO 6

Análisis de resultados.

El objetivo principal del proyecto, fue la evaluación del fotobiorreactor en cuanto a la reducción de la carga orgánica de un efluente de agua residual sintética, el cual consistió en una disolución de melaza en agua a una concentración de $0,0005 \frac{ml \text{ melaza}}{ml \text{ de agua}}$, para esto se utilizó el fotobiorreactor tubular diseñado y construido en el laboratorio de Ingeniería Química de la Universidad de Costa Rica y se estudió el efecto de dos factores importantes, luz artificial y CO₂.

Las microalgas realizan su proceso metabólico por medio de la fotosíntesis, es por esto que se estudió los factores importantes que afectan directamente el progreso de la reacción de producción de oxígeno descritas en las Ecuaciones 2.1 y 2.2 y mediante las cuales las microalgas utilizan materia orgánica del agua residual sintética y el CO₂ proporcionado al biorreactor como sustrato. De esta forma se pudo evaluar la eficiencia de las microalgas en cuanto a la reducción de carga orgánica en periodos cortos de tiempo y variando los factores antes mencionados.

Para la evaluación de la eficiencia se utilizó el cultivo de microalga *Chlorella Vulgaris* dentro del fotobiorreactor procurando condiciones mixotrópicas (fuente de energía; luz y carbono orgánico y fuente de carbono; carbono orgánico) y heterotópicas (fuente de energía; carbono orgánico y fuente de carbono; carbono orgánico).

Se realizaron tres corridas por duplicado para determinar el efecto de la luz y CO₂, en la variable respuesta DQO. Para ello el fotobiorreactor se puso en marcha y luego de un periodo de estabilización de aproximadamente 20 minutos, se tomaron muestras a lo largo del día con el fin de monitorear las variables que afectan el estado de las microalgas y estudiar la variable respuesta.

En la primera y la segunda corrida se utilizó una fuente de luz artificial y alimentación en exceso de CO_2 . En la Figura 6.1 se muestra los resultados del DQO de cada muestra a lo largo del día.

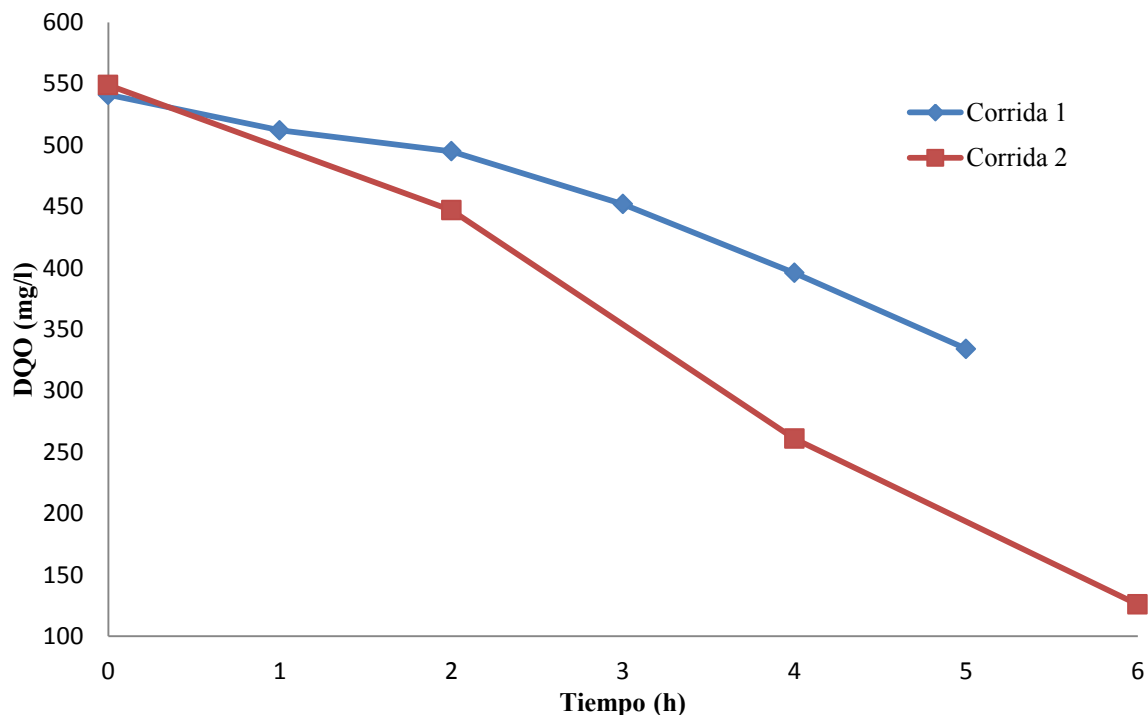


Figura 6.1. Demanda Química de Oxígeno de las muestras de agua tomadas del fotobiorreactor para las corridas 1 y 2 con alimentación de CO_2 y con luz artificial.

La Figura 6.1 muestra la reducción de carga orgánica en el fotobiorreactor en el transcurso del día; para la corrida 1, la reducción fue de 541 mg/l a 334 mg/l en un periodo de 5 horas, mostrando una reducción de DQO de 41,40 mg/l h, con una remoción del 38,26% respecto a la carga orgánica inicial, mientras que la corrida 2, presentó una reducción de 549 mg/l a 126 mg/l con una tasa de reducción de 70,50 mg/l h de DQO, con una remoción del 77,05% respecto a la carga inicial en un periodo de 6 horas.

Aunque las condiciones de operación del fotobiorreactor se mantuvieron prácticamente iguales para ambas corridas, los factores ambientales jugaron un papel importante en la reducción de la carga orgánica, las corridas se realizaron con dos días de separación entre ellos y la concentración de microalgas varió mucho entre una corrida y la otra. La

concentración de microalgas de la primer corrida se mantuvo en un promedio de 1,30 g/l mientras que para la segunda corrida se mantuvo en un promedio de 5,26 g/l. Una mayor concentración de microalgas garantiza un mayor consumo de la materia orgánica por litro de microalga del efluente de agua, siempre y cuando la concentración no sea tan alta como para promover efectos inhibidores del cultivo.

En la siguiente figura se muestran los resultados de remoción de carga orgánica por gramo de microalga del efluente de agua residual sintética para las corridas 1 y 2.

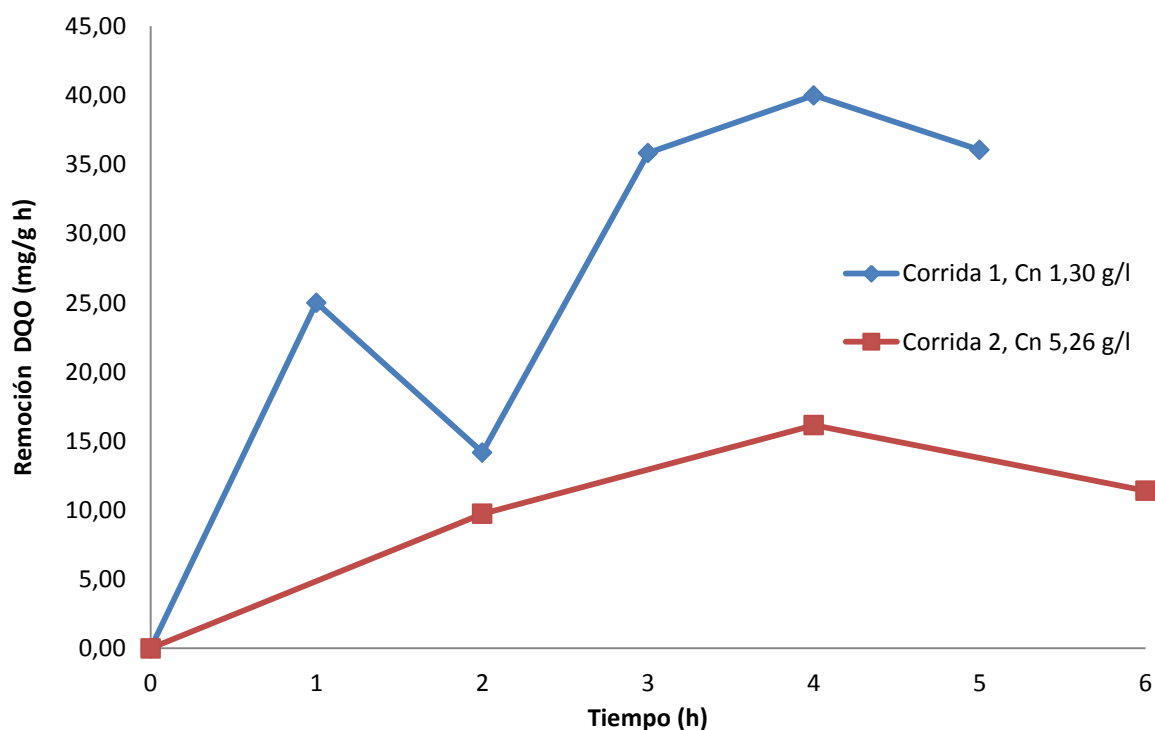


Figura 6.2. Remoción de carga orgánica por gramo de microalga respecto al tiempo para las corridas 1 y 2 con alimentación de CO₂ y con luz artificial.

Como se puede observar en la figura anterior, al mantener las mismas condiciones de reacción, para concentraciones bajas se logra una mayor remoción de carga orgánica por gramo de microalga como se evidencia con la corrida 1, mientras que la corrida 2 muestra una menor remoción de DQO por gramo de microalga. Según los resultados mostrados en la figura 6.1 la corrida 2 presenta una mayor reducción del DQO (77,05% respecto a la carga inicial) y esto se debe a que al haber más microalgas el consumo de materia orgánica

es menor por cada microalga, pero al haber una mayor concentración de las mismas se logra una mayor remoción de DQO del efluente de agua a tratar.

En la siguiente figura se muestra el comportamiento de la concentración en fotobiorreactor a lo largo de cada corrida

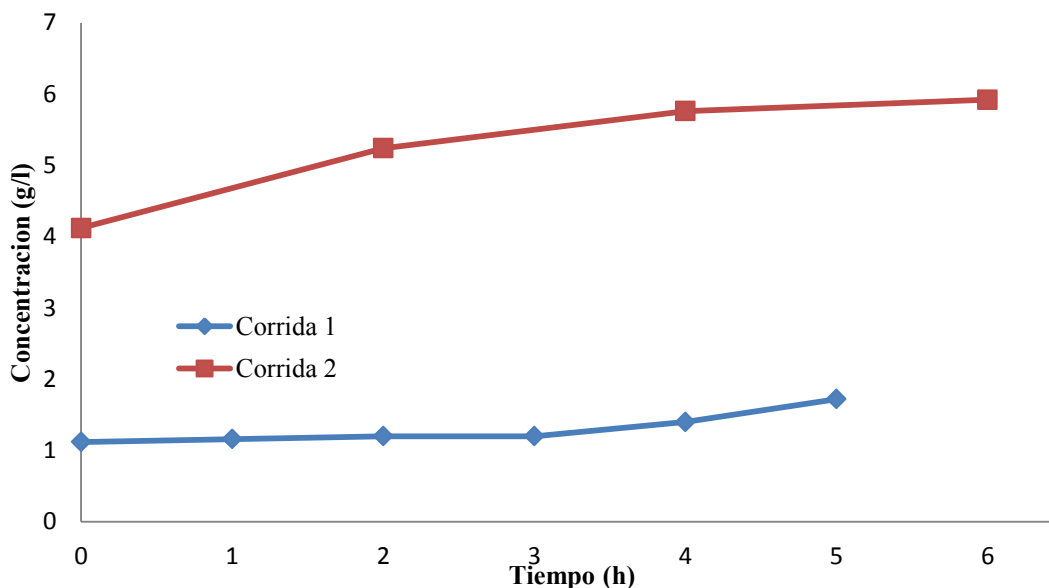


Figura 6.3. Concentración de microalgas dentro del fotobiorreactor para las corridas 1 y 2 con alimentación de CO_2 y con luz artificial.

La concentración de microalgas dentro del fotobiorreactor muestra un comportamiento ascendente conforme aumenta el tiempo de operación del mismo. La diferencia entre la primera corrida y la segunda se debe a la diferencia de tiempo entre una corrida y la otra, la cual fue de dos días, además se utilizaron las mismas microalgas en ambas corridas por lo que para la corrida dos las algas ya contaban con nutrientes provenientes de la corrida 1, además de que ya habían sido sometidas a exceso de dióxido de carbono que promovió la reproducción de las mismas.

Durante cada corrida se monitoreo además el pH y temperatura del reactor, esto para garantizar que el cultivo no experimentara condiciones que pudiesen ser letales para el mismo, en la Figura 6.4 se muestra el comportamiento del pH dentro del reactor conforme avanza el día.

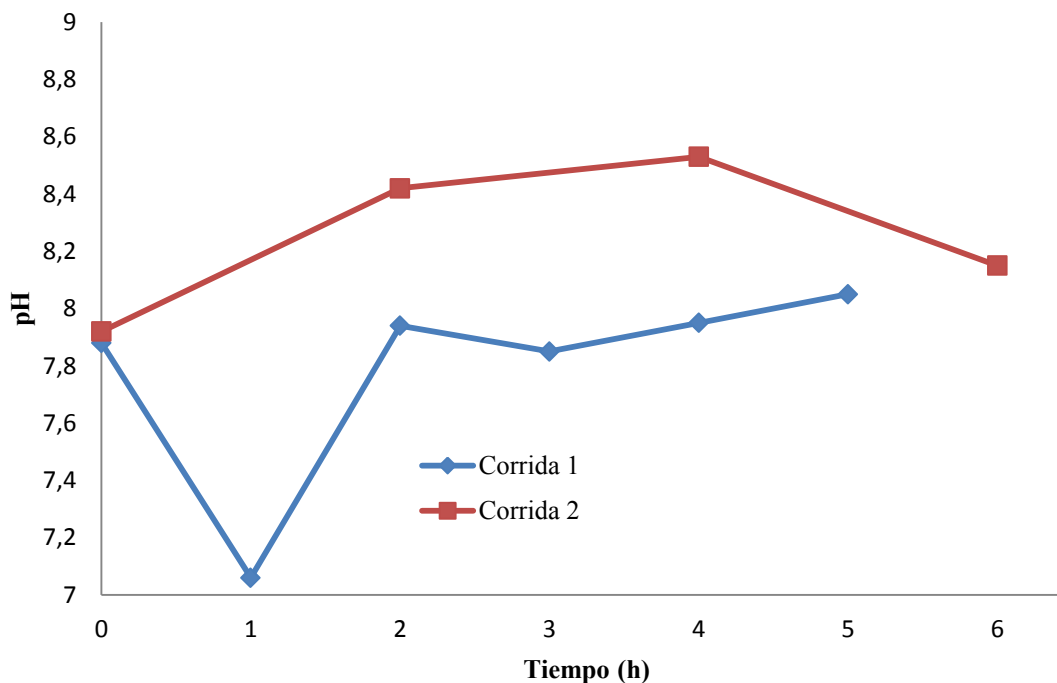


Figura 6.4. Valores de pH dentro del fotobiorreactor para las corridas 1 y 2 con alimentación de CO₂ y con luz artificial.

Los valores de pH dentro del reactor muestran un comportamiento aleatorio, pero varían en un rango de 7 a 8 unidades de pH para la primer corrida y de 8 a 8,6 unidades de pH para la segunda, estos valores fluctúan debido a la actividad microbológica dentro del reactor, ya que hay mayor actividad por la presencia de CO₂ y luz, y esto provoca un mayor pH dentro del reactor. Las disminuciones de este valor se deben al consumo de CO₂. A pesar de la variación de este valor, el mismo se mantiene en un ámbito seguro para la Microalga *Chlorella Vulgaris* que no debe ser superior a 9 ni inferior a 6,5 unidades de pH.

La temperatura dentro del reactor fue variable durante todas las corridas y estuvo determinada por condiciones ambientales principalmente, el mes de setiembre presentó mañanas calurosas y soleadas y tardes oscuras, frías y lluviosas. Sumado a esto la temperatura de la corriente gaseosa incremento la temperatura dentro del reactor, razón por la cual la alimentación de CO₂ no fue constante y más bien se mantuvo intermitente cada vez que se tomó una muestra por aproximadamente 30 min hasta un valor de 6,5% en la corriente gaseosa, valor en cual se recirculó hasta ser consumido completamente por las

microalgas. No obstante las condiciones del medio no incrementaron la temperatura a tal punto de representar una amenaza para las microalgas y bajo condiciones de lluvia y frío no descendieron a tal punto de inactivarlas. En la siguiente figura se muestra el valor de las temperaturas dentro del reactor a lo largo del día.

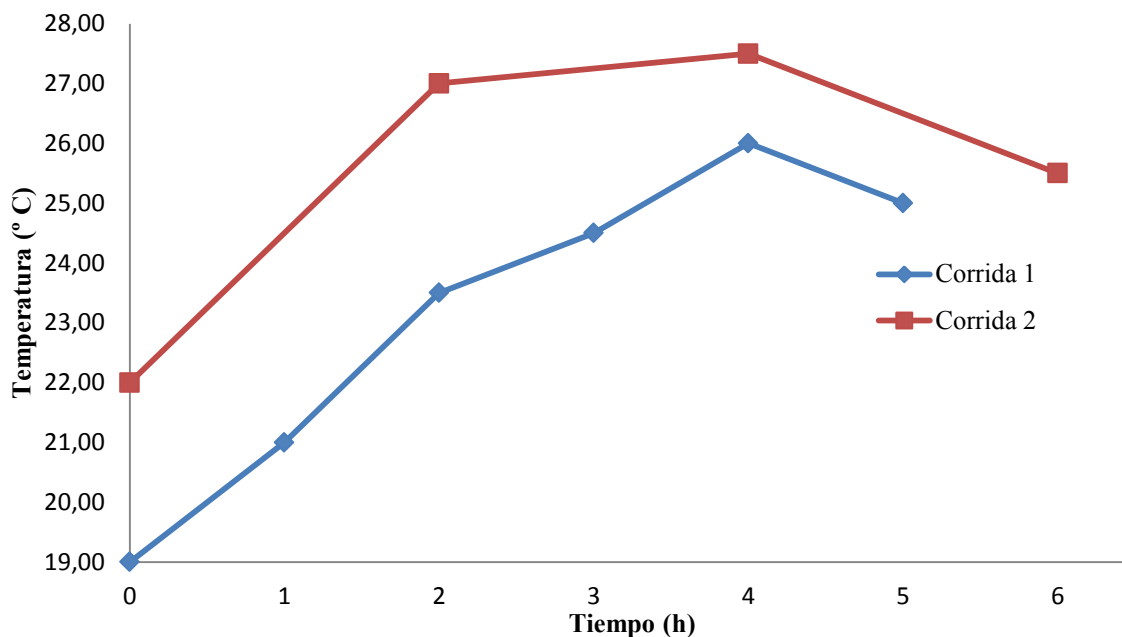


Figura 6.5. Valores de Temperatura del fotobiorreactor para las corridas 1 y 2 con alimentación de CO₂ y con luz artificial.

Como se muestra en la figura anterior, la temperatura muestra una tendencia creciente y se debe a los cambios ambientales, debido a que la primera muestra se tomó a las 8:30 am aproximadamente y la última en el transcurso de la tarde cuando ya habían iniciado las lluvias.

Una vez que se analizó la eficiencia del fotobiorreactor en condiciones mixotróficas, se procedió a realizar el análisis de la operación del mismo en condiciones distintas, para esto se omitió el uso de luz artificial y se mantuvo la alimentación de dióxido de carbono al biorreactor, para simular condiciones heterotólicas donde la fuente de energía del cultivo provenga solo del carbono orgánico y no exista competencia entre el mismo y la luz. Es importante recalcar que el cultivo no se mantuvo en condiciones 100% heterotólicas ya

que recibió luz ambiental la cual, como se explicó anteriormente, fue variante durante todo el día. Las corridas 3 y 4 se realizaron bajo estas condiciones.

Los resultados de la remoción del proceso bajo estas condiciones se muestran en la Figura 6.6, donde se observa la reducción de carga orgánica del efluente luego de una alimentación inicial de 100 ml de disolución de melaza.

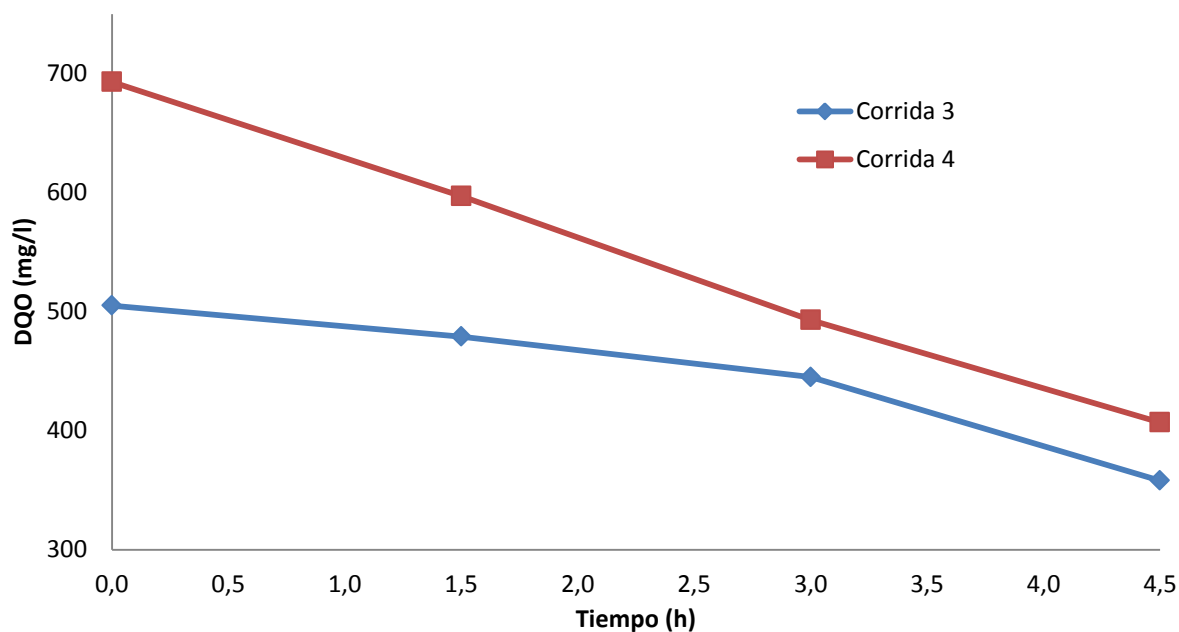


Figura 6.6. Demanda Química de Oxígeno de las muestras de agua tomadas del fotobiorreactor para las corridas 3 y 4 con alimentación de CO₂ y sin luz artificial.

En la figura anterior se observa la reducción de DQO del efluente de agua; para la corrida 3 la remoción de carga orgánica fue de 32,67 mg/l h; reduciendo la carga orgánica de 505mg/l a 358 mg/l en un periodo de aproximadamente 5 horas, lo que representa un 29,11% de la carga orgánica inicial, este funcionó con una concentración de microalgas promedio de 3,59 g/l; mientras que para la corrida 4 la remoción respecto a la carga inicial fue del 41,27%, se presentó una reducción de materia orgánica de 693 mg/l a 407 mg/l, para una tasa de remoción de DQO de 63,56 mg/l h en un periodo igual de tiempo que para la corrida 3; para esta última la concentración de microalgas dentro del reactor se mantuvo en un valor menor, 2,05 g/l.

En la Figura 6.7 se muestra la remoción de carga orgánica por gramo de microalga para las corridas 3 y 4 en las condiciones de exceso de CO_2 y utilizando únicamente luz natural.

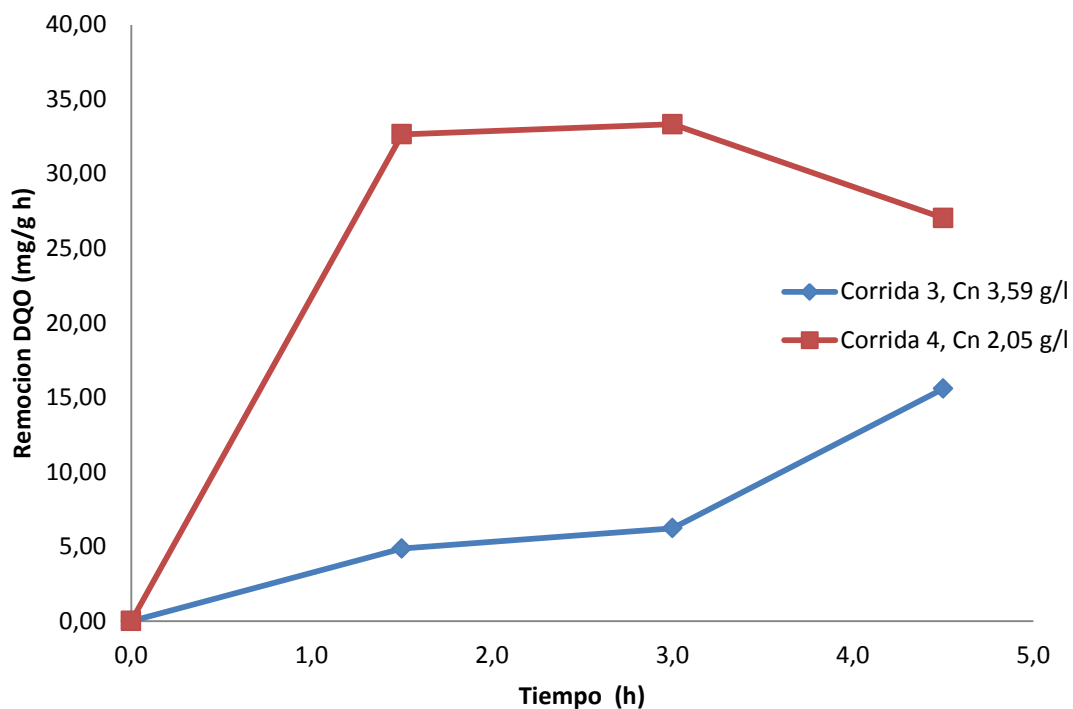


Figura 6.7. Remoción de carga orgánica por gramo de microalga respecto al tiempo para las corridas 3 y 4 con alimentación de CO_2 y con luz natural.

En la figura anterior se observa el efecto de la concentración dentro del reactor en el consumo de materia orgánica del efluente de agua residual sintética. La remoción de carga orgánica por gramo de microalga es mayor cuando se trabaja a concentraciones más bajas, esto debido a que el total de materia orgánica es consumida por una menor cantidad de microalgas, mientras que para concentraciones más altas el consumo por gramo de microalga es menor ya que la totalidad del consumo es debida a una gran cantidad de microalgas.

La concentración de microalgas en el fotobiorreactor es un factor difícil de controlar debido a que la actividad de las mismas está ligada a variables que son independientes, es por esta razón que la diferencia de concentraciones entre una corrida y la otra es variante.

Entre la corrida 2 y la 3 la diferencia de concentración promedio es muy grande (75% mayor en la corrida 2) debido a que antes de iniciar la tercera corrida la coloración del fotobiorreactor era de un verde muy intenso y fue necesario diluir las microalgas, esto porque una alta concentración de microalgas provoca fotoinhibición ya que el mismo cultivo obstruye el paso de la luz hacia la parte interna del biorreactor afectando así el proceso fotosintético de las microalgas y provocando que el cultivo se inactive y crezca más lentamente.

En la siguiente figura se muestra la tendencia de la concentración de microalgas dentro del fotobiorreactor para las corridas 3 y 4.

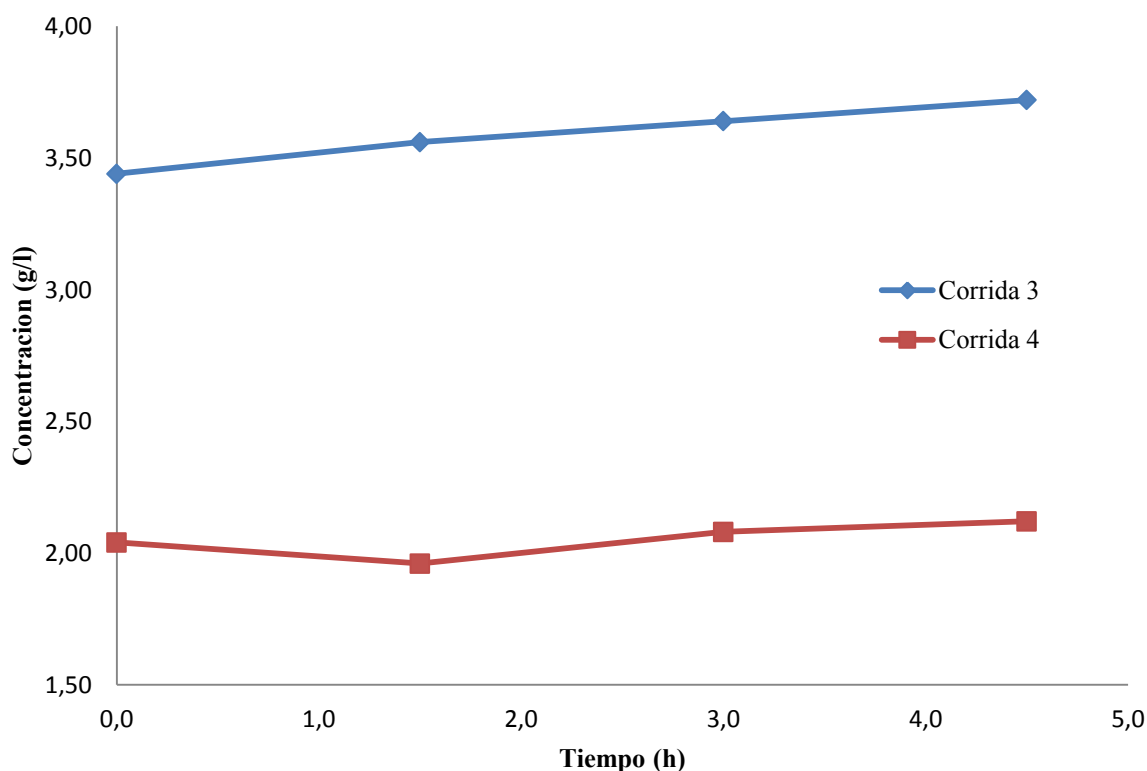


Figura 6.8. Concentración de microalgas dentro del fotobiorreactor para las corridas 3 y 4 con alimentación de CO_2 y sin luz artificial.

Al igual que para las dos primeras corridas, la concentración dentro del reactor muestra un comportamiento ascendente, lo que indica la actividad dentro del mismo, la concentración se logra mantener dentro de un rango similar y es importante mencionar que esto se debe a que cada vez que se tomó una muestra de 25 ml esta se repuso con disolución de

microalgas fresca, esto porque el fotobiorreactor bajo las condiciones de flujo de gas mencionadas en capítulos anteriores necesita trabajar con un volumen de 5,3 litros para garantizar la recirculación dentro del mismo.

La eficiencia de un proceso se ve afectada por cualquiera de los factores que afectan directamente el cultivo de microalgas, es por esto que se estudió el efecto del pH en dicha eficiencia bajo las condiciones heterotrópicas, a continuación se muestra este comportamiento para las corridas 3 y 4.

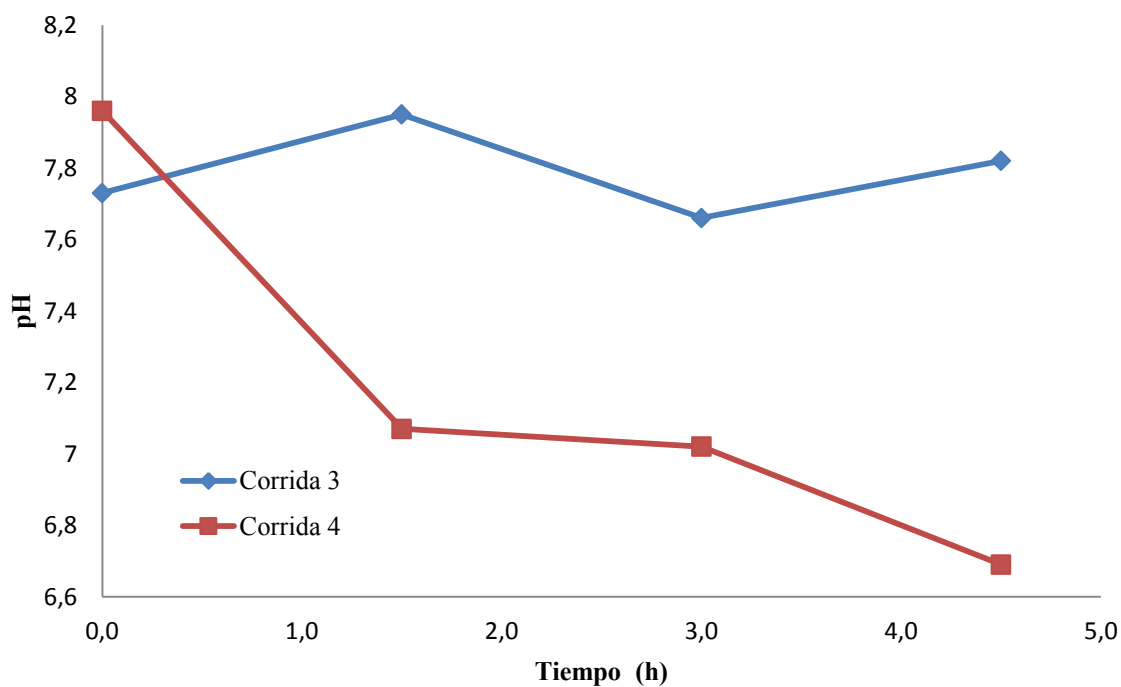


Figura 6.9. Valores de pH dentro del fotobiorreactor para las corridas 3 y 4 con alimentación de CO₂ y sin luz artificial.

El valor del pH dentro del fotobiorreactor fue variante durante todo el día y es difícil relacionarlo en este caso con la remoción de carga orgánica, en ambas corridas el rango de valores se mantuvo en un valor seguro para las microalgas y se rescata para la cuarta corrida que se mantuvo durante más tiempo en un valor cercano a 7,0 unidades de pH, valor ideal para mantener el cultivo seguro, esto se muestra arriba en la Figura 6.9.

Los rangos de temperatura para estas corridas mostraron una tendencia ascendente al igual que las primeras corridas, esto como se mencionó anteriormente se debe principalmente a cambios ambientales y a la temperatura del gas alimentado al reactor. En la Figura 6.10 se muestra el comportamiento de la temperatura para las corridas 3 y 4.

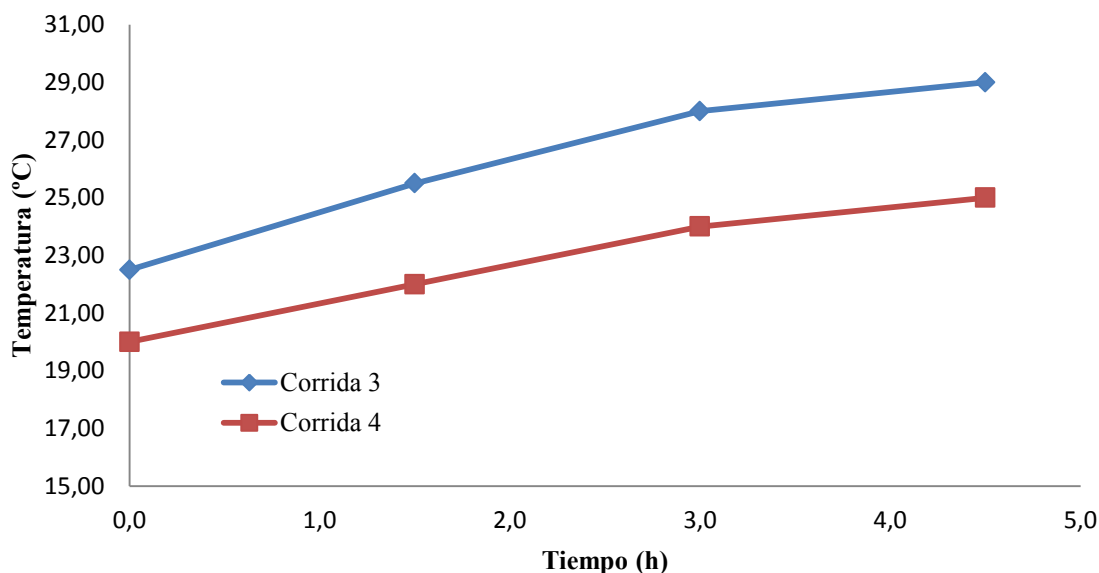


Figura 6.10. Valores de Temperatura del fotobiorreactor para las corridas 3 y 4 con alimentación de CO₂ y sin luz artificial.

La temperatura presentó un comportamiento creciente y se mantuvo para ambas corridas en un valor seguro para las algas, no subió lo suficiente para extinguirlas ni bajó tanto como para inactivarlas, sin embargo para la corrida 4 se mantuvo en un rango más apropiado para la estabilidad del cultivo, entre 20 °C y 25 °C, esto representó un factor determinante en la remoción total de DQO. La corrida 3 alcanzó temperaturas de 29 °C lo que consiguió influenciar en su bajo rendimiento.

Finalmente se estudió el efecto de la concentración de CO₂ en la corriente gaseosa, para esto se procedió a operar el fotobiorreactor solo con la succión de aire del medio ambiente y utilizando luz artificial. Los resultados de la carga orgánica del efluente de agua conforme avanzó el día se muestran en la siguiente figura.

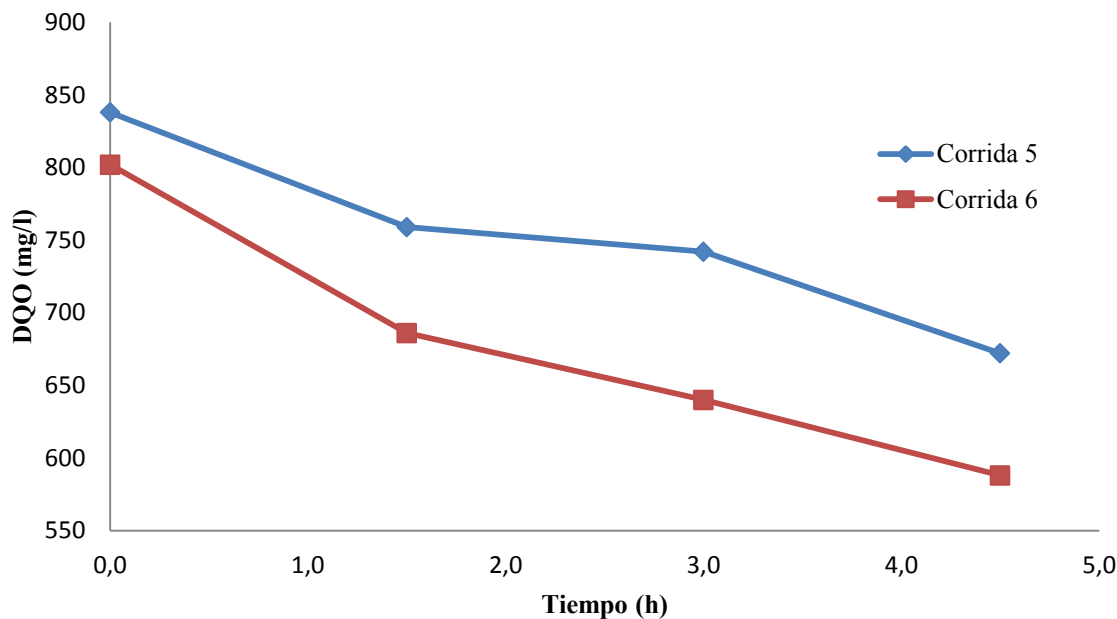


Figura 6.11. Demanda Química de Oxígeno de las muestras de agua tomadas del fotobiorreactor para las corridas 5 y 6 sin alimentación de CO_2 y con luz artificial.

La demanda química de oxígeno para las corridas 5 y 6 presentaron valores elevados y la reducción de carga orgánica del proceso fue muy baja en comparación con las corridas previas, 3,89 veces más baja la corrida 5 respecto a la 2, y 2,89 veces más baja la corrida 6 respecto a la 2 (basado en el porcentaje de remoción de carga orgánica inicial y final de cada corrida); esto debido a que la falta de CO_2 influye directamente en la actividad microbológica de las algas, al ser un recurso vital para el proceso fotosintético de las mismas; la remoción del proceso para la corrida 5 fue de 19,81% con una reducción de 838 mg/l a 672 mg/l, lo que representa una tasa de consumo de 36,89 mg/l h. Esta corrida se realizó con una concentración promedio de 1,06 g/l la cual es baja debido a que al finalizar la corrida 4 y después de unos días sin operación, el color del cultivo se tornó de un verde muy oscuro y se presentó sedimento, lo que indicaba que la concentración era muy elevada por lo que, como en corridas anteriores, se procedió a diluir el cultivo para disminuir la concentración y reponer el volumen perdido por toma de muestras y pérdidas por purgas de sedimento. La corrida 6 presentó una remoción de DQO de 26,68% reduciendo la carga orgánica de 802 mg/l a 588 mg/l, esto a una tasa de 47,56 mg/l h, esta se llevó a cabo con

una concentración promedio superior a la corrida 5, bajo condiciones similares; dicha concentración fue de 1,27 g/l, siendo entonces un factor determinante en la mejora de remoción de DQO del proceso de la corrida 6. Ambas corridas realizadas en un mismo intervalo de tiempo.

De igual forma que en las corridas anteriores, se analizó el consumo de materia orgánica por gramo de microalga, esto para verificar la actividad de las mismas y efecto de este factor en la reducción de DQO del efluente de agua residual sintética, en la Figura 6.12 se muestran estos resultados.

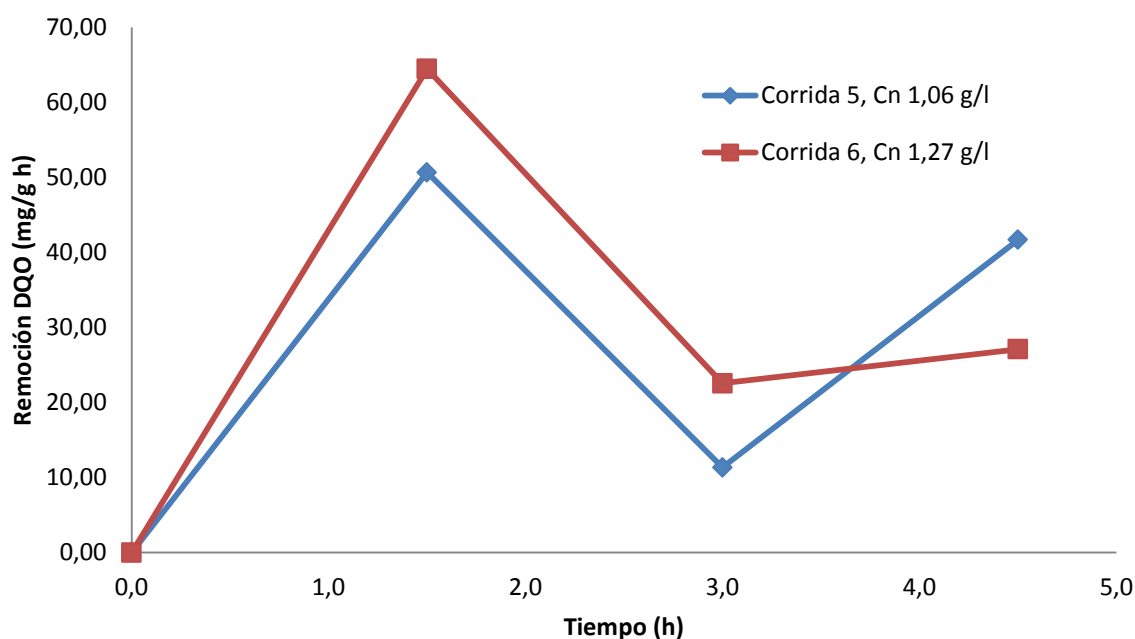


Figura 6.12. Remoción de carga orgánica por gramo de microalga respecto al tiempo para las corridas 5 y 6 sin alimentación de CO₂ y con luz natural.

En la figura anterior se observan los consumos de materia orgánica por gramo de microalgas y a diferencia de las corridas anteriores, el comportamiento cambió y en la mayor parte del tiempo el consumo de carga orgánica fue mayor para la corrida que tuvo mayor concentración, aunque la tendencia fue similar en ambas corridas y la diferencia de concentraciones fue de tan solo 0,21 g/l entre una y otra. Para la corrida 5, luego de 4 horas se observa que el consumo por gramo de microalga superó a la corrida 6, esta corrida

presentó, una concentración menor que la corrida 6, lo que confirma el supuesto mencionado en las corridas anteriores de que a una concentración baja el consumo de materia orgánica por gramo de microalga es mayor que para concentraciones elevadas, también es importante recalcar que a pesar de que la corrida 6 presenta una tasa menor de consumo por gramo de microalga, la remoción total de DQO es mayor, esto porque la concentración de microalgas para esta corrida es superior que en la corrida 5.

En la Figura 6.13 se muestra la tendencia de la concentración de microalgas dentro del fotobiorreactor operando bajo las condiciones descritas anteriormente.

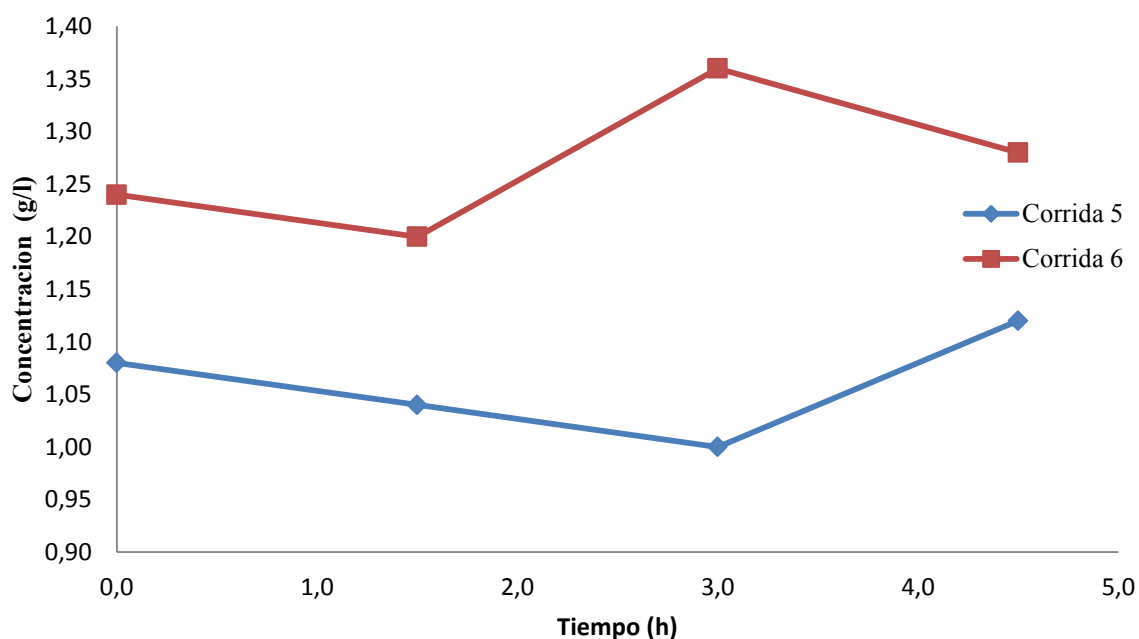


Figura 6.13. Concentración de microalgas dentro del fotobiorreactor para las corridas 5 y 6 sin alimentación de CO_2 y con luz artificial.

Las concentraciones de microalgas dentro del reactor presentan un comportamiento similar al presentado en las corridas anteriores, una tendencia leve al crecimiento, sin embargo presenta puntos decrecientes y estos se deben a la dificultad de determinar la concentración mediante el método de peso seco y principalmente a posibles fallos en la agitación del sistema que hicieron difícil tomar una muestra que fuese representativa de todo el sistema en ese momento.

El pH del reactor se monitoreó en cada toma de muestra con el fin de estudiar su efecto en la eficiencia del proceso, los valores para ambas corridas se mantuvieron un poco elevadas para ambas corridas, no obstante no llegaron a un valor que pudiese ser comprometedor para las microalgas, sin embargo, el pH alto garantiza que hubo actividad dentro del fotobiorreactor, en la Figura 6.14 se muestra la tendencia de dichos valores para la corrida 5 y 6.

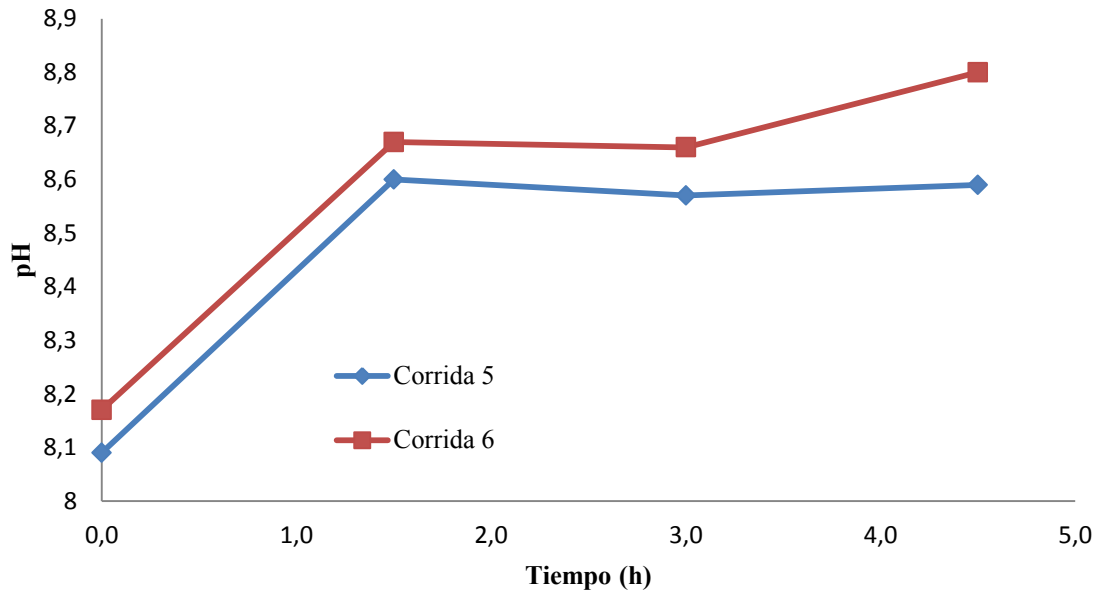


Figura 6.14. Valores de pH dentro del fotobiorreactor para las corridas 5 y 6 sin alimentación de CO₂ y con luz artificial.

En la figura anterior se muestra un comportamiento creciente en los valores de pH del cultivo de microalgas, la principal razón es que el CO₂ es el que se encarga de reducir los valores del mismo y por ende al carecer estas corridas de dióxido de carbono los valores tienden a aumentar, sin embargo para la corrida 5 los valores se mantuvieron en un valor más estable alrededor de los 8,5 unidades de pH mientras que para la corrida 6 los valores ascendieron hasta 8,8 unidades de pH.

Al igual que en los casos anteriores la temperatura del sistema presentó aumento en horas de la mañana, primeras horas de muestreo, y disminuyó en las últimas mediciones debido a presencia de lluvias. Las temperaturas de la corrida 6 se ubican en un intervalo más

adecuado para la estabilidad y seguridad del cultivo iniciando con una temperatura de 20°C y alcanzando los 28°C. En la Figura 6.15 se muestra la tendencia de la temperatura del fotobiorreactor mientras se mantuvo operando bajo condiciones muy reducidas de CO₂ y con presencia de luz artificial.

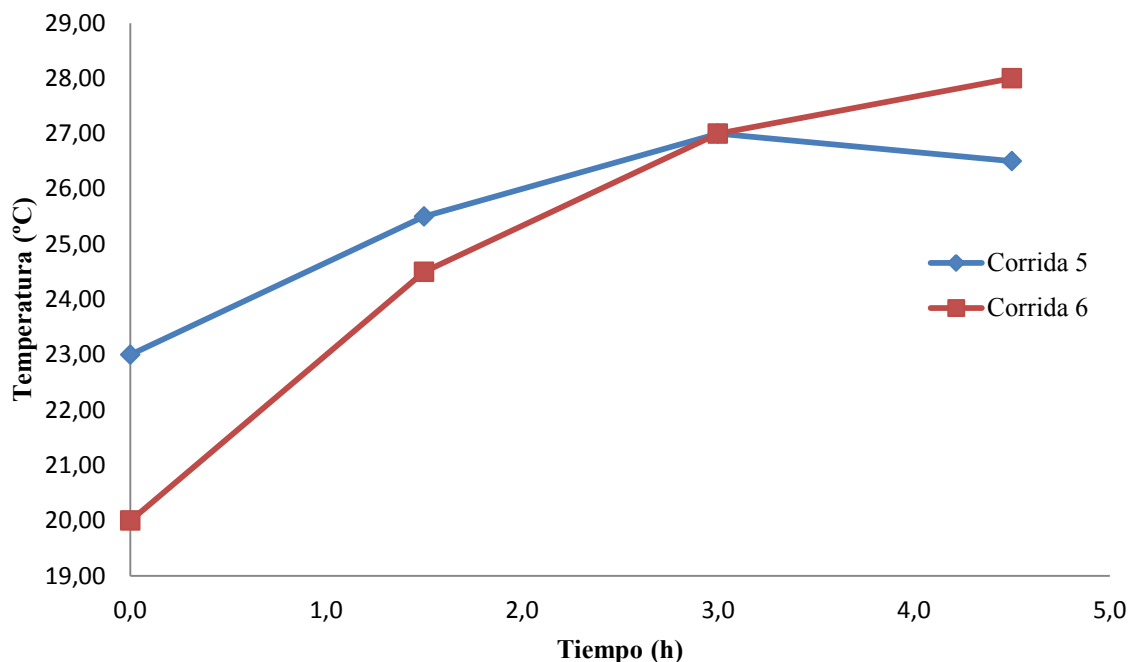


Figura 6.15. Valores de Temperatura del fotobiorreactor para las corridas 3 y 4 con alimentación de CO₂ y sin luz artificial.

La tendencia de la temperatura del fotobiorreactor es similar a la presentada en corridas previas, y las mismas se deben a cambios ambientales durante el periodo de operación, la tendencia general durante toda la realización del experimento fue de mañanas cálidas despejadas y tardes frías y lluviosas.

La remoción del proceso bajo condiciones escasas de CO₂ se vio influenciada prácticamente solo por la concentración de las microalgas dentro del reactor, no obstante fueron los rendimientos más bajas de todo el experimento como era de esperarse ya que el CO₂ es un factor determinante en el proceso fotosintético de las microalgas y está directamente relacionado con el proceso fotosintético de las mismas.

En el siguiente cuadro se muestran los resultados generales de la remoción de carga orgánica del efluente de agua residual sintética utilizando el reactor con microalgas en distintas condiciones de operación.

Cuadro 6.1. Resumen de resultados de la remoción de carga orgánica del efluente de agua residual sintética utilizando microalgas en un fotobiorreactor.

Corrida	Remoción DQO (mg/l h)	Remoción DQO (mg/g h)	C_n_{prom} (g/l)	Reducción* (%)
1	41,40	31,85	1,30	38,26
2	70,50	13,40	5,26	77,05
3	32,67	9,10	3,59	29,11
4	63,56	31,00	2,05	41,27
5	36,89	34,80	1,06	19,81
6	47,56	37,45	1,27	26,68

*Respecto a la carga orgánica inicial y final.

En el cuadro anterior se observa que la mayor remoción se logró con la concentración promedio más elevada de microalgas, corrida 2, con luz artificial y alimentación en exceso de CO₂. Mientras que la menor reducción se obtuvo para la corrida 5 la cual careció de alimentación de CO₂. La remoción por litro de microalga muestra una mayor tasa para la corrida 2 de 70,50 mg/l h, la cual como se mencionó anteriormente cuenta con la mayor concentración de microalgas, también es importante recalcar que la corrida 4, muestra una tasa de remoción también elevada, 63,56 mg/l h, pero a diferencia de las corridas 2 esta cuenta con una concentración de tan solo 2,05 g/l, aproximadamente 2,6 veces menor, esto confirma que la concentración de microalgas es un efecto importante a la hora de remover materia orgánica en un fotobiorreactor.

En la Figura 6.16 se muestra la relación del consumo de materia orgánica por gramo de microalga, y la remoción de DQO por cada corrida, esto nos permite estudiar el efecto que tiene la concentración de microalgas a la hora de remover materia orgánica de un efluente de agua y de esa forma analizar la manera de optimizar el proceso si se quieren utilizar las mismas para tratamiento terciario de aguas industriales.

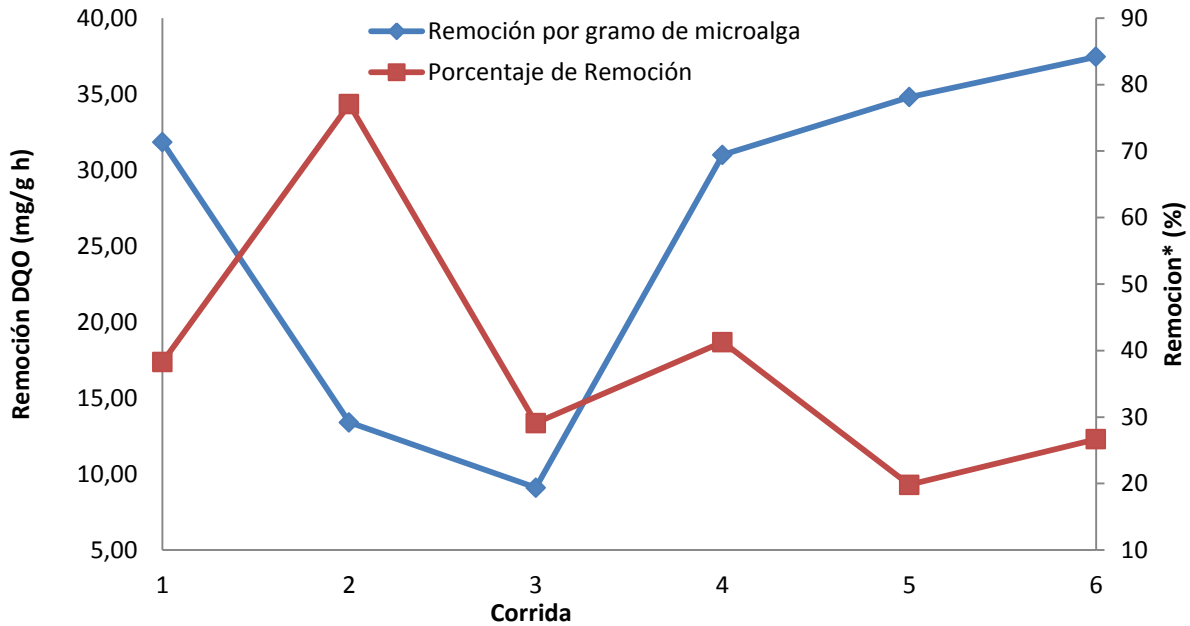


Figura 6.16. Remoción de materia orgánica por gramo de microalgas y porcentaje de *Remoción respecto a la carga inicial y final para las 6 corridas.

En la figura anterior se muestran las remociones de DQO por gramo de microalga dentro del reactor y su relación con el rendimiento de remoción respecto a la carga orgánica inicial, como se mencionó anteriormente la corrida 2, la cual presenta la concentración más elevada (5,26 g/l) muestra un porcentaje mayor de remoción de materia orgánica pero presenta baja tasa de remoción por gramo de microalga, esto porque la totalidad de ese consumo se debió a una mayor cantidad de microalgas, mientras que las corridas 4, 5 y 6 muestran tasas elevadas de consumo por gramo de microalgas, pero sus porcentajes de remoción son bajos, en estos casos una menor cantidad de microalgas son las responsables del consumo de la carga orgánica. Esto demuestra que una concentración alta de microalgas garantiza un mayor consumo de materia orgánica, pero limita el paso de la luz al interior del fotobiorreactor, por lo que luego de ciertos límites de concentración el esfuerzo para aumentar la misma será mayor que a concentraciones menores. En la Figura 6.17 se observa el efecto de la concentración directamente en el porcentaje de remoción respecto a la carga orgánica inicial del efluente de agua residual sintética.

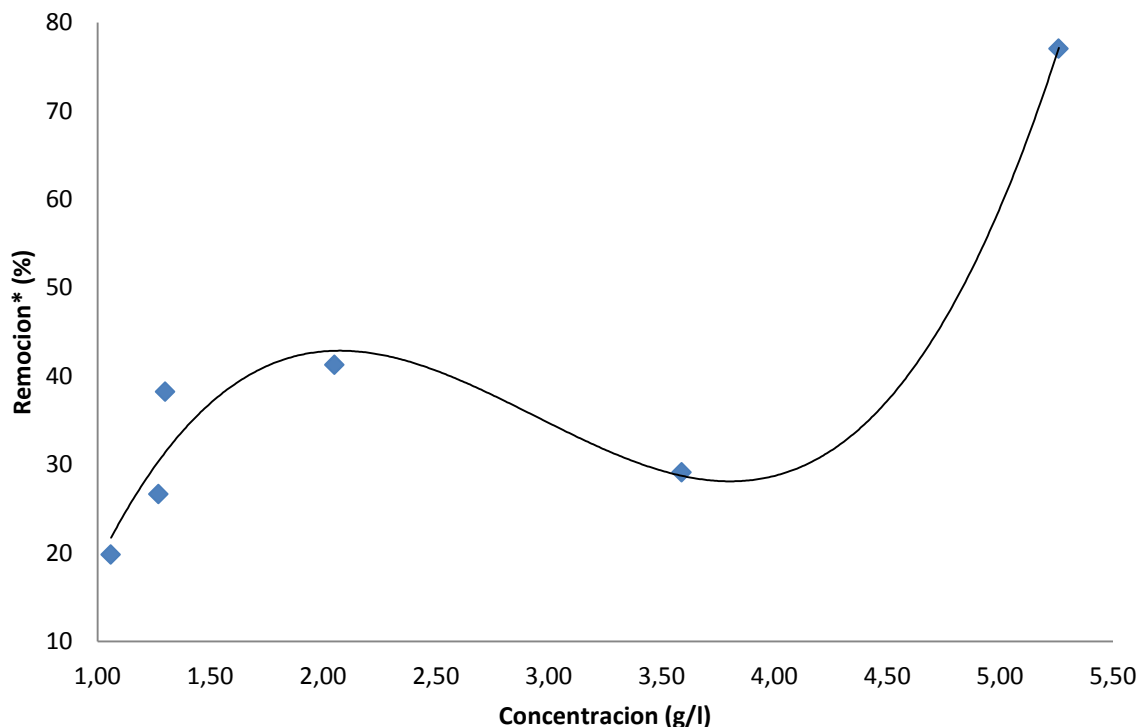


Figura 6.17. Efecto de la concentración en la remoción de materia orgánica respecto a la carga inicial y final.

Como se dijo anteriormente la concentración juega un papel importante en la remoción de materia orgánica, en la figura anterior se puede observar que a concentraciones altas la remoción DQO es mayor y que a concentraciones bajas el porcentaje de carga orgánica removida es menor. Cabe rescatar que no se estudió el efecto que puede tener una concentración superior a la máxima lograda, 5,26 g/l, en el porcentaje de remoción y en la tasa de consumo de materia orgánica, pero que para futuros proyectos es de mucha relevancia aumentar este valor para estudiar posibles efectos fotoinhibidores.

Finalmente se muestran los resultados obtenidos por investigadores de la Universidad Nacional de Itapúa en Paraguay, los cuales realizaron el estudio de la reducción de carga orgánica de los efluentes de la industria agroalimentaria utilizando la microalga *Spirulina Platensis* en condiciones de laboratorio, los mismos utilizaron como reactores erlenmeyer y una dilución al 10% v/v de microalgas, agitación de 100 rpm, 6 lámparas a 40 cm del reactor, para aproximadamente 3000 lux, temperatura controlada de 25 °C y periodos de 12

horas claro/oscuro y luego de 10 días la reducción de DQO fue de 91,51%. (Samaniego León & Martínez Lovera, 2013)

Aunque las condiciones de la investigación mencionada en el párrafo anterior difieren de las condiciones a las que se sometió el cultivo de microalgas en esta investigación, además de que se utilizó otra microalga, los resultados demuestran que las mismas representan una posible opción en el tratamiento de efluentes de aguas de origen agroalimentario ya que estas contienen los nutrientes adecuados para el crecimiento del cultivo y consumo de materia orgánica.

En el Cuadro 6.2, se muestra una comparación de los factores de la investigación de la microalga *Spirulina Platensis* con los factores de la presente investigación y el resultado de la variable respuesta, que en ambos casos fue la remoción de DQO.

Cuadro 6.2. Comparación de los factores experimentales a los que se sometieron dos cultivos de microalgas distintas y su efecto en la remoción de carga orgánica.

Parámetro	Referencia bibliográfica (Samaniego León & Martínez Lovera, 2013)	Investigación
Microalga	<i>Spirulina Platensis</i>	<i>Chlorella Vulgaris</i>
Luz	3000 lux	1800 lux
CO ₂	Natural	6,5% exceso
Agitación	100 rpm	burbujeo
Temperatura	25 °C	(22-27)°C
Concentración	10% v/v	5,26 g/l
Tiempo	aprox 15 días	aprox 6 horas
*Reducción	91,51%	77,05%

*Reducción respecto a carga inicial y final.

CAPÍTULO 7

Conclusiones y Recomendaciones

7.1 Conclusiones.

- La melaza es un medio de cultivo en el cual las microalgas crecen de manera aceptable, esto se demostró a una concentración de 0,0005 ml melaza/ml agua.
- Se demostró que las microalgas son efectivas para el tratamiento de aguas ricas en nutrientes orgánicos, realizan el proceso fotosintético y metabólico de manera adecuada dentro de un fotobiorreactor y reducen la carga orgánica de un efluente de agua residual sintética en periodos cortos de tiempo, desde 32,67 mg/l h hasta 70,50 mg/l h..
- Las tasas de reducción de carga orgánica de un efluente de agua residual sintética fueron de 41,40 mg/l h (Remoción de carga orgánica respecto a la carga inicial y final 38,26%) y 70,50 mg/l h (Remoción de carga orgánica respecto a la carga inicial y final 77,05%) para las corridas 1 y 2 respectivamente, esto bajo condiciones mixotrópicas y con concentraciones promedio de 1,30 g/l para la corrida 1 y de 5,26 g/l para la corrida 2, siendo este el factor determinante en la mejora de la eficiencia del proceso.
- Bajo condiciones heterotrópicas, ausencia de luz artificial, la remoción de carga orgánica fue de 32, 67 mg/l h, reducción respecto a la carga inicial y final 29,11%, y 63, 56 mg/l h, reducción respecto a la carga inicial y final 46,61%, para las corridas 3 y 4 respectivamente, con concentraciones promedio de 3,59 g/l para la corrida 3 y de 2,05 g/l para la corrida 4. El pH y temperatura se mantuvieron en valores más cercanos a los ideales para la estabilidad del cultivo en la corrida 4 y esto pudo aumentar la eficiencia de las microalgas en la reducción del DQO.

- En el caso de las corridas 5 y 6, sin alimentación de CO₂, las remociones totales de carga orgánica fueron las más bajas, 19,81% y de 26,68% respectivamente, las tazas de reducción de carga orgánica fueron de 36,89 mg/l h para la corrida 5 y de 47,56 mg/l h para la corrida 6; las concentraciones se mantuvieron en valores cercanos de 1,06 g/l y 1,27g/l para dichas corridas. La eficiencia del proceso se vio influenciada por dicho parámetro y la concentración de microalgas fue lo que influyó en el mejoramiento de la misma para la corrida 6.
- Una alta concentración de microalgas aumenta la remoción de carga orgánica del efluente, pero también puede promover efectos fotoinhibidores dentro del reactor, lo que reduce o desacelera la actividad de las microalgas; para la corrida 2 se observó la mayor remoción de carga orgánica del proceso 77,05% (respecto a la carga inicial y final) con una tasa de reducción de 70,50 mg/l h.
- La agitación si bien es un factor sencillo de controlar debe ser constante y en los periodos de oscuridad de las microalgas (horas de la noche) se debe mantener con la misma intensidad, esto porque las mismas se adhieren a las paredes del fotobiorreactor obstruyendo el paso efectivo de luz cuando la agitación dentro del fotobiorreactor se reduce.

7.2 Recomendaciones.

- Se recomienda iniciar el cultivo del inóculo de microalgas con la disolución de agua a tratar, con el fin de que las mismas estén aclimatadas y se mejore así la remoción de DQO en el reactor.
- Para que la remoción por gramo de microalga aumente y si se trabaja con una concentración alta de las mismas, se recomienda un diseño de fotobiorreactor que garantice una mayor área superficial, un trayecto corto de la luz, y una agitación constante y se reduzca así los procesos fotoinhibidores del cultivo.
- Es recomendable estudiar el efecto de alimentación continua de CO₂ durante toda la corrida es con el fin de evaluar la eficiencia bajo esta condiciones, para esto es

necesario un sistema de enfriamiento de la tubería que transporta el gas con el fin de no elevar la temperatura dentro del reactor hasta un nivel letal para las microalgas, también es necesario controlar el pH ya que el dióxido de carbono reduce el mismo y puede representar un problema para el cultivo que trabaje con alimentación continua de este gas.

- Con el propósito de garantizar una distribución uniforme de la luz, se recomienda la ubicación de al menos 3 fluorescentes en ángulos de 60° para evitar de esa forma zonas oscuras dentro del fotobiorreactor.
- Se recomienda una agitación igual de rigurosa durante los periodos de no operación del fotobiorreactor esto para evitar en la medida de lo posible que las microalgas se adhieran a las paredes del mismo.
- Para estudiar con más detalle el efecto de la luz en la eficiencia de la Microalga *Chlorella Vulgaris* en la reducción de carga orgánica de un efluente de agua en un fotobiorreactor piloto, se recomienda ubicar el mismo en un cuarto oscuro para bloquear el factor de luz natural que influya en el estudio.
- La alimentación continua de agua es un factor necesario de estudiar ya que su aplicación en el tratamiento de aguas industriales sería más apto de esa forma, para esto se debe controlar que la concentración de melaza dentro del reactor no exceda valores que saturen o retrasen el proceso metabólico y fotosintético de las microalgas.
- Se recomienda el estudio de cultivo a concentraciones más elevadas, esto con el fin de realizar una curva de rendimiento y determinar así las concentraciones a las cuales el cultivo alcanza un máximo en remoción de DQO.
- La concentración dentro del reactor es un factor importante de determinar, por esto se recomienda que el mismo se lleve a cabo utilizando el equipo “milipori” para determinación de concentración por medio de peso seco, este facilita el procedimiento debido a la menor cantidad de muestra que requiere y a que garantiza

una filtración más efectiva al ser un método especializado para separar microorganismos.

Bibliografía

- Aguinaga, S. (1996). *Manual de procedimientos analíticos para aguas y efluentes*. Laboratorio de DINAMA.
- Alfaro, O., & Pérez, E. (2009). Efecto de la Concentración de CO₂ Disuelto en un Cultivo Mixotrófico de *Scenedesmus Obliguus*. *Tecnología Química*, 24(2), 42-46.
- Benavente-Valdés, J. R., & Montañez, J. C. (2012). TECNOLOGÍA DE CULTIVO DE MICROALGAS EN FOTOBIOREACTORES. *Acta Química Mexicana AQM*, 4(7), 1-12.
- Buxadé, C. (1997). *Zootecnia: Bases de Producción Animal. Producción Animal Acuática* (Vol. 13). España: Mundi-Prensa Libros S.A.
- D'Andrea, A. (3 de Abril de 2010). *Las Microalgas: La heredera de la Soja*. Recuperado el 2 de abril de 2012, de <http://www.materiabiz.com/foros/agronegocios/564-la-heredera-de-la-soja.html>
- Del Pozo Pérez, Á. (2010). Producción y valorización de la biomasa de microalgas: un enfoque de biorefinería. En J. A. Ruiz Díaz, *El hombre y el medio ambiente: XIV Jornadas Ambientales* (págs. 249-250). Salamanca: Universidad de Salamanca.
- Fernández, P. (2000). *Composición Bioquímica y Crecimiento Paralarvas de Pulpo (Octopus Vulgaris 1797) alimentadas con Juveniles de Artemia Enriquecidas con Microalgas y Otros Suplementos Nutricionales*. España: Universidad de Santiago de Compostela.
- Garibay Hernández, A., Vázquez-Duhalt, R., Sánchez Saavedra, M. d., Serrano Carreón, L., & Martínez Jiménez, A. (2009). Biodiesel a Partir de Microalgas. *BioTecnología*, 13(3), 38-58.
- Gómez, L. (2007). Microalgas: Aspectos Ecológicos y Biotecnológicos. *Revista Cubana de Química*, 19(2), 3-20.
- Guerrero, M., & Losada, M. (1991). Producción fotosintética de compuestos de interés práctico por microalgas. En J. López Gorgé, *Fijación y movilización biológica de nutrientes* (págs. 169-180). Sevilla: Raycar S.A.
- López Gorge, J. (1991). *Fijación y Movilización Biológica de Nutrientes*. España: Raycar S.A.

- Maeda, A. (2002). *Los Moluscos Pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Agricultura*. México: Limusa.
- Mestres, R. (11 de Diciembre de 2011). *Ponga una microalga en su estación de servicio*. Recuperado el 2012 de Abril de 3, de <http://quimicasostenible.wordpress.com/2011/12/11/ponga-una-microalga-en-su-estacion-de-servicio/>
- Metcalf, & Eddy. (2003). *Wastewater engineering: Treatment and reuse* (4 ed.). Mc Graw Hill.
- Nemerow, N. L. (1977). *Agua Residuales Industriales*. Madrid: H. Blume Ediciones.
- Pérez Sabino, S. P. (2002). *Excursiones Científicas 2002*. Recuperado el 3 de Abril de 2012, de <http://hypatia.morelos.gob.mx/excursiones/presadecayehuacan.htm>
- Ramos, A., & Salazar, M. (1990). Uso Potencial de los cultivos Masivos de Microalgas. En G. de la Lanza-Espino, & J. L. Arredondo Figueroa, *La Acuicultura en México: de los Conceptos a la Producción* (pág. 274). México: UNAM.
- Red Social de Conocimiento*. (2 de Mayo de 2010). Recuperado el 4 de Abril de 2012, de <http://redsocia.uimp20.es/profiles/blogs/las-microalgas-usos>
- Rigola Lapeña, M. (1990). *Tratamiento de aguas industriales: Agua de proceso y residuales*. Barcelona: Marcombo, S.A.
- Rodríguez Fernández-Alba, A., Letón García, P., Rosal García, R., Dorado Valiño, M., Villar Fernández, S., & Sanz García, J. (2006). Tratamientos avanzados de aguas residuales industriales. *Informe de vigilancia técnica*, 6-112.
- Salazar, M. (2005). *Aplicación e Importancia de la Microalgas en el tratamiento de Agua Residuales*. México: Universidad Autónoma de México.
- Samaniego León, J. E., & Martínez Lovera, W. R. (2013). Evaluación de la Reducción de la Carga Orgánica de los Efluentes de la Industria Agroalimentaria; con la Microalga *SPIRULINA PLATENSIS* Bajo Condiciones de Laboratorio. *XXI Jornadas de Jóvenes Investigadores de AUGM*, 21.
- Sánchez, M. (1993). Cultivos: Producción de Microalgas. En F. Castelló Orvay, *Acuicultura Marina: Fundamentos Biológicos y Tecnología de la Producción* (págs. 313-321). Barcelona: Universidad de Barcelona.
- Schenk PM, T.-H. S. (2008). Second generation biofuels: high-efficiency microalgae for biodiesel production. *Bioenerg*, 20-43.

Torrentera Blanco, L. (1989). *La Producción de Alimento Vivo y su Importancia en la Acuicultura*. Brasilia.

Universidad de las Américas Puebla. (s.f.). Recuperado el 24 de Setiembre de 2012, de http://catarina.udlap.mx/u_dl_a/tales/documentos/lic/vazquez_r_d/capitulo2.pdf

Wijffels, R. H. (2008). Potential of sponges and microalgae for marine biotechnology. *Trends Biotechnol*, 26-31.

Nomenclatura

Símbolo	Descripción	Unidades
Cn	Concentración	g/l
DQO	Demanda química de oxígeno	mg/l
E	Eficiencia	adimensional
T	Temperatura	°C
V	Volumen	ml
t	Tiempo	h
m	Masa	g

Subíndices:

inicial	Se refiere a DQO en $t=0$ h.
final	Se refiere DQO de la última muestra de cada corrida
m	Se refiere a microalgas.
muestra	Se refiere a la muestra tomada a un determinado tiempo.
p	Se refiere al papel seco.
prom	Se refiere a promedio.
p+m	Se refiere al papel más microalgas.

Apéndices

Apéndice A. Datos Experimentales.

Cuadro A.1. Datos determinados para la primera muestra de la primer corrida, con luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #1	Hora: 8:30 am
Tiempo (h)	0
pH	7,88
Temperatura (°C)	19,0
Masa papel (g)	1,200
Masa papel + Microalgas (g)	1,228
Masa Microalgas (g)	0,028
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00112
DQO (mg/l)	541

Cuadro A.2. Datos determinados para la segunda muestra de la primer corrida, con luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #2	Hora: 9:30 am
Tiempo (h)	1
pH	7,06
Temperatura (°C)	21,0
Masa papel (g)	1,175
Masa papel + Microalgas (g)	1,204
Masa Microalgas (g)	0,029
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00116
DQO (mg/l)	512

Cuadro A.3. Datos determinados para la tercera muestra de la primer corrida, con luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #3	Hora: 10:30 am
Tiempo (h)	2
pH	7,94
Temperatura (°C)	23,5
Masa papel (g)	1,206
Masa papel + Microalgas (g)	1,236
Masa Microalgas (g)	0,030
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00120
DQO (mg/l)	495

Cuadro A.4. Datos determinados para la cuarta muestra de la primer corrida, con luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #4	Hora: 11:30 am
Tiempo (h)	3
pH	7,85
Temperatura (°C)	24,5
Masa papel (g)	1,208
Masa papel + Microalgas (g)	1,238
Masa Microalgas (g)	0,030
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00120
DQO (mg/l)	452

Cuadro A.5. Datos determinados para la quinta muestra de la primer corrida, con luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #5	Hora: 12:30 pm
Tiempo (h)	4
pH	7,95
Temperatura (°C)	26,0
Masa papel (g)	1,169
Masa papel + Microalgas (g)	1,204
Masa Microalgas (g)	0,035
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00140
DQO (mg/l)	396

Cuadro A.6. Datos determinados para la sexta muestra de la primer corrida, con luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #6	Hora: 1:30 pm
Tiempo (h)	5
pH	8,05
Temperatura (°C)	25,0
Masa papel (g)	1,162
Masa papel + Microalgas (g)	1,205
Masa Microalgas (g)	0,043
Volumen (ml)	25,000
Concentración (mg/l)	0,00172
DQO (mg/l)	334

Cuadro A.7. Datos determinados para la primera muestra de la segunda corrida, con luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #7	Hora: 8:30 am
Tiempo (h)	0
pH	7,92
Temperatura (°C)	22,0
Masa papel (g)	1,189
Masa papel + Microalgas (g)	1,292
Masa Microalgas (g)	0,103
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00412
DQO (mg/l)	549

Cuadro A.8. Datos determinados para la segunda muestra de la segunda corrida, con luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #8	Hora: 10:30 am
Tiempo (h)	2
pH	8,42
Temperatura (°C)	27,0
Masa papel (g)	1,185
Masa papel + Microalgas (g)	1,316
Masa Microalgas (g)	0,131
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00524
DQO (mg/l)	447

Cuadro A.9. Datos determinados para la tercera muestra de la segunda corrida, con luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #9	Hora: 12:30 pm
Tiempo (h)	4
pH	8,53
Temperatura (°C)	27,5
Masa papel (g)	1,218
Masa papel + Microalgas (g)	1,362
Masa Microalgas (g)	0,144
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00576
DQO (mg/l)	261

Cuadro A.10. Datos determinados para la cuarta muestra de la segunda corrida, con luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #10	Hora: 2:30 pm
Tiempo (h)	6
pH	8,15
Temperatura (°C)	25,5
Masa papel (g)	1,179
Masa papel + Microalgas (g)	1,327
Masa Microalgas (g)	0,148
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00592
DQO (mg/l)	126

Cuadro A.11. Datos determinados para la primer muestra de la tercer corrida, sin luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #11	Hora: 8:30 am
Tiempo (h)	0
pH	7,73
Temperatura (°C)	22,5
Masa papel (g)	1,186
Masa papel + Microalgas (g)	1,272
Masa Microalgas (g)	0,086
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00344
DQO (mg/l)	505

Cuadro A.12. Datos determinados para la segunda muestra de la tercer corrida, sin luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #12	Hora: 10:00 am
Tiempo (h)	1,5
pH	7,95
Temperatura (°C)	25,5
Masa papel (g)	1,198
Masa papel + Microalgas (g)	1,287
Masa Microalgas (g)	0,089
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00356
DQO (mg/l)	479

Cuadro A.13. Datos determinados para la tercera muestra de la tercer corrida, sin luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #13	Hora: 11:30 am
Tiempo (h)	3
pH	7,66
Temperatura (°C)	28,0
Masa papel (g)	1,203
Masa papel + Microalgas (g)	1,294
Masa Microalgas (g)	0,091
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00364
DQO (mg/l)	445

Cuadro A.14. Datos determinados para la cuarta muestra de la tercer corrida, sin luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #14	Hora: 1:00 pm
Tiempo (h)	4,5
pH	7,82
Temperatura (°C)	29,0
Masa papel (g)	1,214
Masa papel + Microalgas (g)	1,307
Masa Microalgas (g)	0,093
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00372
DQO (mg/l)	358

Cuadro A.15. Datos determinados para la primera muestra de la cuarta corrida, sin luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #15	Hora: 8:30 am
Tiempo (h)	0
pH	7,96
Temperatura (°C)	20,0
Masa papel (g)	1,203
Masa papel + Microalgas (g)	1,254
Masa Microalgas (g)	0,051
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00204
DQO (mg/l)	693

Cuadro A.16. Datos determinados para la segunda muestra de la cuarta corrida, sin luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #16	Hora: 10:00 am
Tiempo (h)	1,5
pH	7,07
Temperatura (°C)	22,0
Masa papel (g)	1,202
Masa papel + Microalgas (g)	1,251
Masa Microalgas (g)	0,049
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00196
DQO (mg/l)	597

Cuadro A.17. Datos determinados para la tercera muestra de la cuarta corrida, sin luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #17	Hora: 11:30 am
Tiempo (h)	3
pH	7,02
Temperatura (°C)	24,0
Masa papel (g)	1,205
Masa papel + Microalgas (g)	1,257
Masa Microalgas (g)	0,052
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00208
DQO (mg/l)	493

Cuadro A.18. Datos determinados para la cuarta muestra de la cuarta corrida, sin luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Medición #18	Hora: 1:00 pm
Tiempo (h)	4,5
pH	6,96
Temperatura (°C)	25,0
Masa papel (g)	1,194
Masa papel + Microalgas (g)	1,247
Masa Microalgas (g)	0,053
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00212
DQO (mg/l)	407

Cuadro A.19. Datos determinados para la primera muestra de la quinta corrida, con luz artificial y sin Alimentación de CO₂.

Medición #19	Hora: 8:30 am
Tiempo (h)	0
pH	8,09
Temperatura (°C)	23,0
Masa papel (g)	1,177
Masa papel + Microalgas (g)	1,204
Masa Microalgas (g)	0,027
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00108
DQO (mg/l)	838

Cuadro A.20. Datos determinados para la segunda muestra de la quinta corrida, con luz artificial y sin Alimentación de CO₂.

Medición #20	Hora: 10:00 am
Tiempo (h)	1,5
pH	8,6
Temperatura (°C)	25,5
Masa papel (g)	1,174
Masa papel + Microalgas (g)	1,200
Masa Microalgas (g)	0,026
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00104
DQO (mg/l)	759

Cuadro A.21. Datos determinados para la tercera muestra de la quinta corrida, con luz artificial y sin Alimentación de CO₂.

Medición #21	Hora: 11:30 am
Tiempo (h)	3
pH	8,57
Temperatura (°C)	27,0
Masa papel (g)	1,174
Masa papel + Microalgas (g)	1,199
Masa Microalgas (g)	0,025
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00100
DQO (mg/l)	742

Cuadro A.22. Datos determinados para la cuarta muestra de la quinta corrida, con luz artificial y sin Alimentación de CO₂.

Medición #22	Hora: 1:00 pm
Tiempo (h)	4,5
pH	8,59
Temperatura (°C)	26,5
Masa papel (g)	1,168
Masa papel + Microalgas (g)	1,196
Masa Microalgas (g)	0,028
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00112
DQO (mg/l)	672

Cuadro A.23. Datos determinados para la primera muestra de la sexta corrida, con luz artificial y sin Alimentación de CO₂.

Medición #23	Hora: 8:30 am
Tiempo (h)	0
pH	8,17
Temperatura (°C)	20,0
Masa papel (g)	1,149
Masa papel + Microalgas (g)	1,180
Masa Microalgas (g)	0,031
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00124
DQO (mg/l)	802

Cuadro A.24. Datos determinados para la segunda muestra de la sexta corrida, con luz artificial y sin Alimentación de CO₂.

Medición #24	Hora: 10:00 am
Tiempo (h)	1,5
pH	8,67
Temperatura (°C)	24,5
Masa papel (g)	1,175
Masa papel + Microalgas (g)	1,205
Masa Microalgas (g)	0,030
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00120
DQO (mg/l)	686

Cuadro A.25. Datos determinados para la tercera muestra de la sexta corrida, con luz artificial y sin Alimentación de CO₂.

Medición #25	Hora: 11:30 am
Tiempo (h)	3
pH	8,66
Temperatura (°C)	27,0
Masa papel (g)	1,162
Masa papel + Microalgas (g)	1,196
Masa Microalgas (g)	0,034
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00136
DQO (mg/l)	640

Cuadro A.26. Datos determinados para la cuarta muestra de la sexta corrida, con luz artificial y sin Alimentación de CO₂.

Medición #26	Hora: 1:00 pm
Tiempo (h)	4,5
pH	8,8
Temperatura (°C)	28,0
Masa papel (g)	1,158
Masa papel + Microalgas (g)	1,190
Masa Microalgas (g)	0,032
Volumen (ml)	25,000
Concentración (g/ml)	0,00128
DQO (mg/l)	588

Apéndice B. Resultados Intermedios.

Cuadro B.1. Resumen de resultados obtenidos para la primera corrida, con luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Tiempo (h)	DQO (mg/l)	pH	Temperatura (°C)	Concentración (g/l)
0	541	7,88	19,00	1,12
1	512	7,06	21,00	1,16
2	495	7,94	23,50	1,20
3	452	7,85	24,50	1,20
4	396	7,95	26,00	1,40
5	334	8,05	25,00	1,72

Cuadro B.2. Resumen de resultados obtenidos para la segunda corrida, con luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Tiempo (h)	DQO (mg/l)	pH	Temperatura (°C)	Concentración (g/l)
0	549	7,92	22,00	4,12
2	447	8,42	27,00	5,24
4	261	8,53	27,50	5,76
6	126	8,15	25,50	5,92

Cuadro B.3. Resumen de resultados obtenidos para la tercera corrida, sin luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Tiempo (h)	DQO (mg/l)	pH	Temperatura (°C)	Concentración (g/l)
0,0	505	7,73	22,50	3,44
1,5	479	7,95	25,50	3,56
3,0	445	7,66	28,00	3,64
4,5	358	7,82	29,00	3,72

Cuadro B.4. Resumen de resultados obtenidos para la cuarta corrida, sin luz artificial y con Alimentación de CO₂.

Tiempo (h)	DQO (mg/l)	pH	Temperatura (°C)	Concentración (g/l)
0,0	693	7,96	20,00	2,04
1,5	597	7,07	22,00	1,96
3,0	493	7,02	24,00	2,08
4,5	407	6,69	25,00	2,12

Cuadro B.5. Resumen de resultados obtenidos para la quinta corrida, con luz artificial y sin Alimentación de CO₂.

Tiempo (h)	DQO (mg/l)	pH	Temperatura (°C)	Concentración (g/l)
0,0	838	8,09	23,00	1,08
1,5	759	8,60	25,50	1,04
3,0	742	8,57	27,00	1,00
4,5	672	8,59	26,50	1,12

Cuadro B.6. Resumen de resultados obtenidos para la sexta corrida, con luz artificial y sin Alimentación de CO₂.

Tiempo (h)	DQO (mg/l)	pH	Temperatura (°C)	Concentración (g/l)
0,0	802	8,17	20,00	1,24
1,5	686	8,67	24,50	1,20
3,0	640	8,66	27,00	1,36
4,5	588	8,8	28,00	1,28

Apéndice C. Muestra de Cálculo.

C.1. Cálculo de masa de microalgas.

El cálculo de la masa de las microalgas se consigue haciendo uso de la Ecuación 5.3.1.

$$m_{p+m} - m_p = m_m \quad (\text{C.1})$$

Utilizando los datos del Cuadro A.1 filas 4, y 5, columna 2, se obtiene:

$$m_m = 1,228 \text{ g} - 1,200 \text{ g} = 0,028 \text{ g}$$

El resultado se observa en el Cuadro A.1 fila 6, columna 2.

C.2. Cálculo de la concentración de microalgas en el reactor.

El cálculo de la concentración de microalgas en el reactor en un determinado tiempo se realiza utilizando la Ecuación 5.3.2.

$$\frac{m_m}{V_{muestra}} = Cn_m \quad (\text{C.2})$$

Con los datos del Cuadro A.1 fila 6 y 7, columna 2, se obtiene la concentración de las microalgas en el reactor, el resultado se muestra en la fila 8, columna 2.

$$Cn_m = \frac{0,028 \text{ g}}{25 \text{ ml}} = 0,00112 \frac{\text{g}}{\text{ml}}$$

C.3. Cálculo de la conversión de unidades concentración de microalgas en el reactor.

El cálculo de la conversión de unidades de la concentración de microalgas en el biorreactor se efectuó mediante la siguiente ecuación.

$$Cn_m \left(\frac{g}{ml} \right) * 1000 = Cn_m \left(\frac{g}{l} \right) \quad (C.3)$$

Haciendo uso del dato del Cuadro A.1 fila 8, columna 2 se calcula el valor de la concentración de microalgas en el fotobiorreactor.

$$0,00112 \frac{g}{ml} * 1000 = 1,12 \frac{g}{l}$$

El resultado de la conversión se halla en el Cuadro B.1 fila 1, columna 5.

C.4. Cálculo de la concentración promedio de microalgas en el reactor.

Para calcular la concentración promedio de microalgas dentro del reactor se utilizó la siguiente ecuación.

$$\frac{\sum Cn}{n} = Cn_{prom} \quad (C.4)$$

Utilizando los datos del Cuadro B.1 fila 2, columna 5, se calcula el valor de la concentración promedio de microalgas dentro del fotobiorreactor para la primer corrida.

$$\frac{1,12 + 1,16 + 1,20 + 1,20 + 1,40 + 1,72}{6} \left(\frac{g}{l}\right) = 1,30 \left(\frac{g}{l}\right)$$

El resultado del cálculo se muestra en el Cuadro 6.1 fila 2, columna 3.

C.5. Cálculo de la tasa de remoción de DOQ de un efluente de agua residual sintética utilizando microalgas en un fotobiorreactor

La tasa de remoción se calculó utilizando la siguiente ecuación.

$$\frac{DQO_{final} - DQO_{inicial}}{t_{total}} = \frac{dDQO}{dt} \left(\frac{mg}{l h}\right) \quad (C.5)$$

Con los datos del Cuadro B.1 filas 2 y 7, columna 2 y fila 7 columna 1, se obtiene el resultado de la tasa de remoción de DOQ para la corrida 1.

$$\frac{-(334 - 541)mg/l}{5 h} = 41,40 \frac{mg}{l h} (\%)$$

Los resultados de la remoción de carga orgánica se muestran en el Cuadro 6.1 fila 2, columna 3.

C.6. Cálculo del porcentaje de remoción de carga orgánica de un efluente de agua residual sintética utilizando un fotobiorreactor con microalgas.

La remoción del proceso se calculó utilizando la siguiente ecuación.

$$\frac{DQO_{inicial} - DQO_{final}}{DQO_{inicial}} * 100 = E (\%) \quad (C.6)$$

Utilizando los datos del Cuadro B.1 filas 2 y 7, columna 2, se obtiene el resultado de la eficiencia de la corrida 1.

$$\frac{541 - 334 \left(\frac{mg}{l}\right)}{541 \left(\frac{mg}{l}\right)} * 100 = 38,26 \%$$

Los resultados de la eficiencia se muestran en el Cuadro 6.1 fila 2, columna 2.

C.7. Cálculo de la remoción de carga orgánica por gramo de microalgas dentro del fotobiorreactor.

La remoción de carga orgánica del efluente de agua residual sintética por gramo de microalga dentro del fotobiorreactor se calculó utilizando la siguiente ecuación:

$$\frac{\frac{dDQO}{dt} \left(\frac{mg}{l h}\right)}{Cn_{prom} \left(\frac{g}{l}\right)} = \text{Remoción DQO} \left(\frac{mg}{g h}\right) \quad (C.7)$$

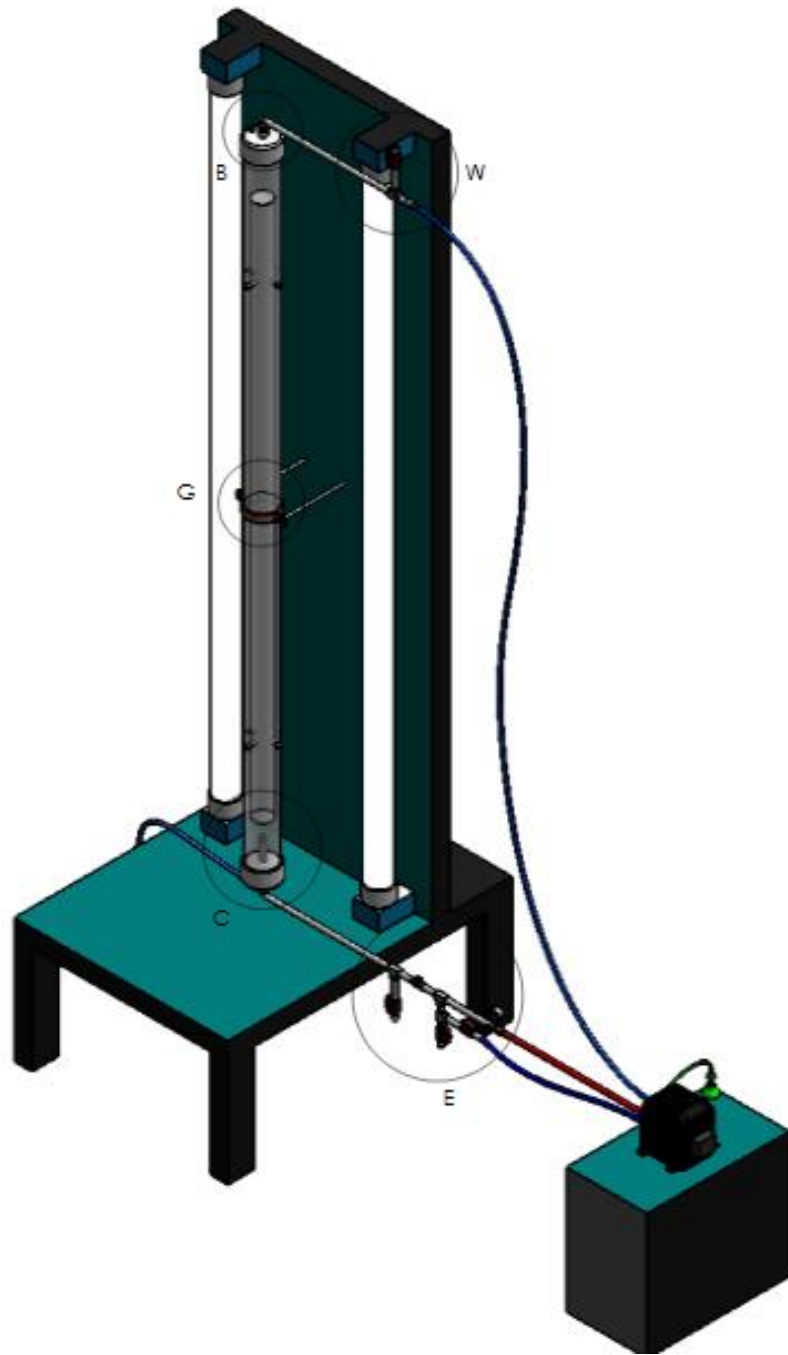
Con ayuda de los datos del Cuadro 6.1, fila 1, columna 3 y 4 se obtiene la remoción de DQO por gramo de microalga para la corrida 1.

$$\frac{41,40 \left(\frac{mg}{l h}\right)}{1,30 \left(\frac{g}{l}\right)} = 31,85 \left(\frac{mg}{g h}\right) \quad (C.7)$$

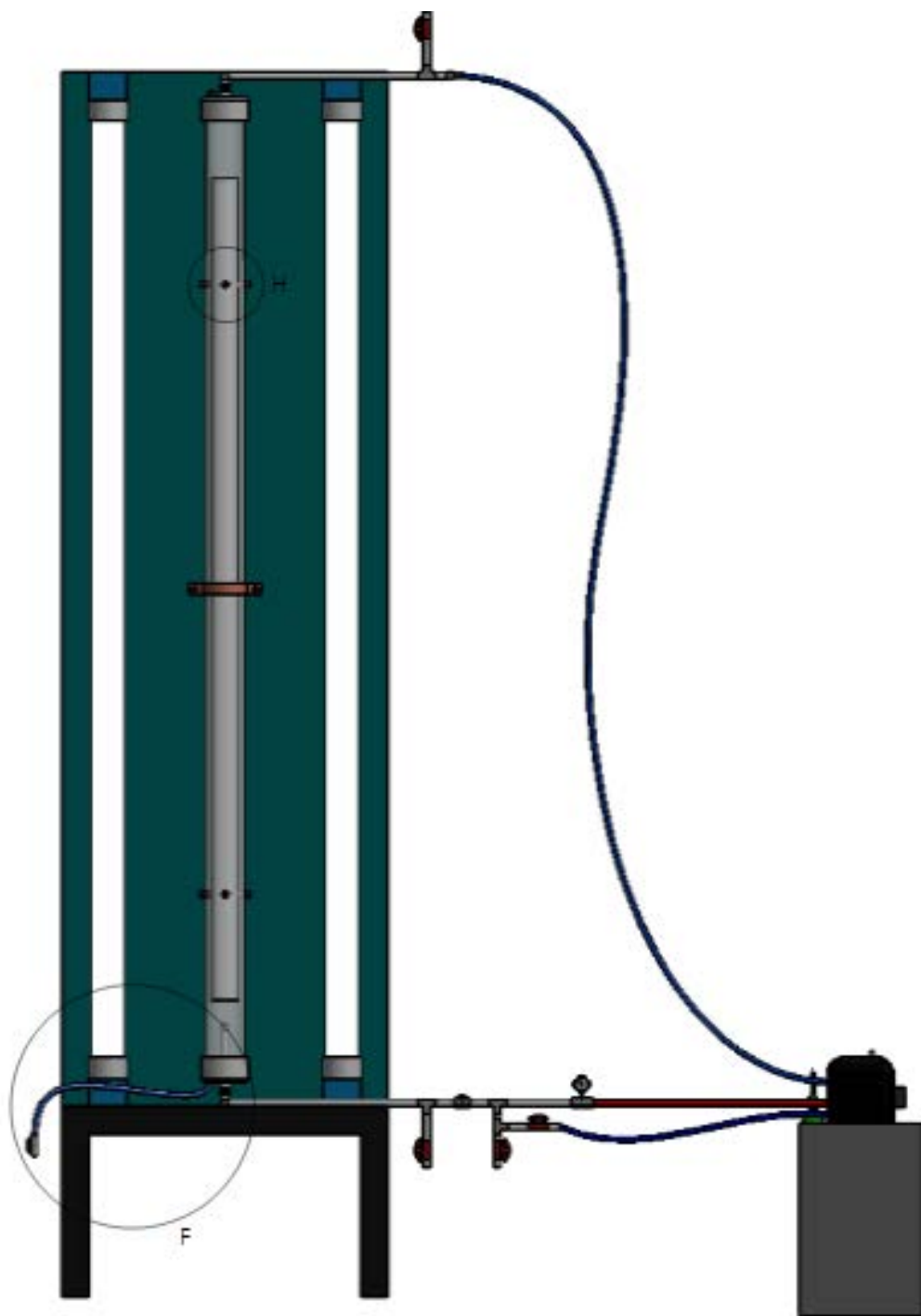
Los resultados para la remoción de DQO por gramo de microalga dentro del fotobiorreactor se muestran en el Cuadro 6.2 .

Anexos

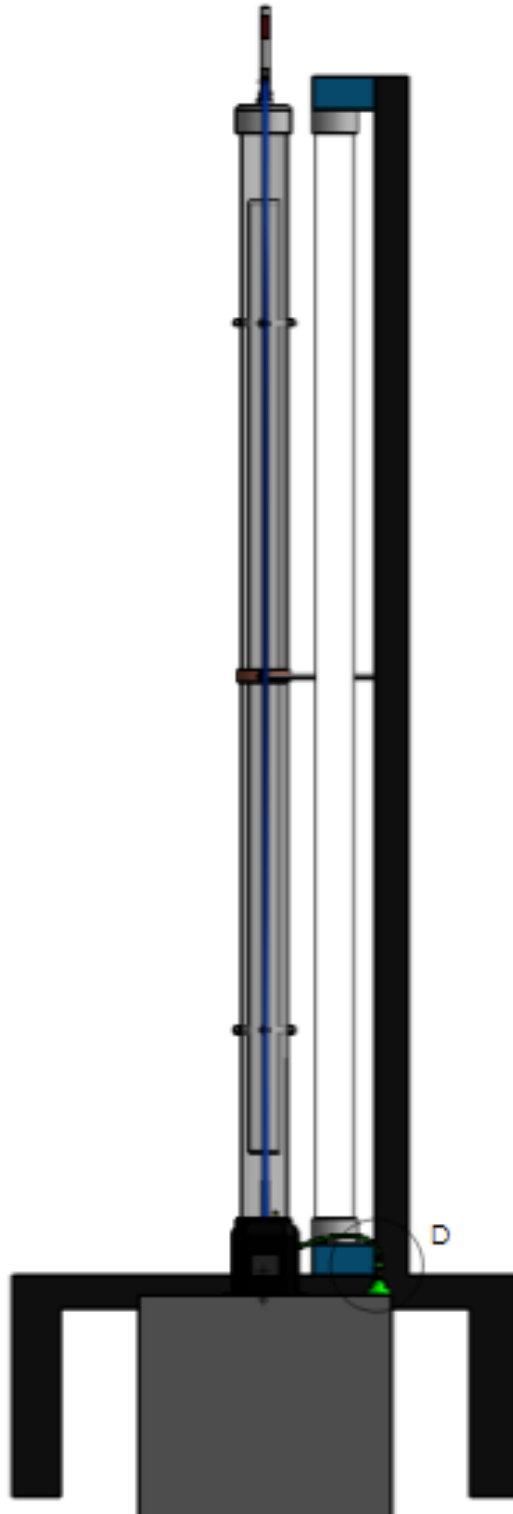
Imágenes de fotobiorreactor y detalles.



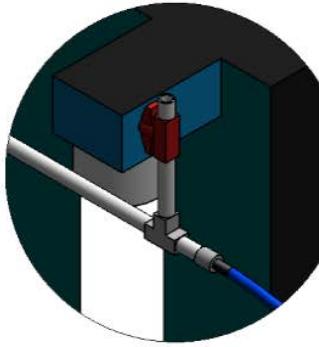
Isométrico del fotobiorreactor.



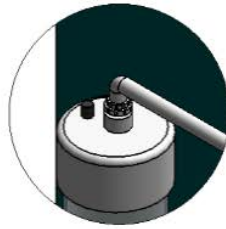
Vista frontal del fotobiorreactor.



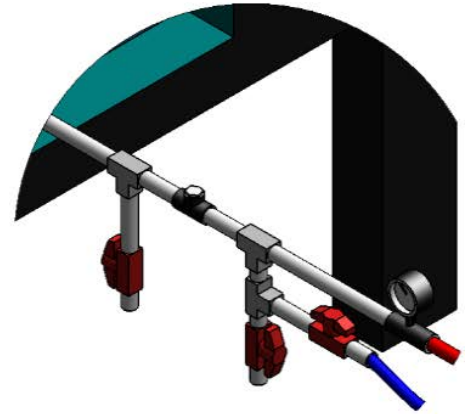
Vista lateral del fotobiorreactor.



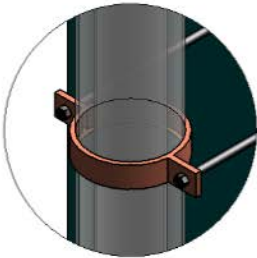
DETALLE W
ESCALA 1 : 2



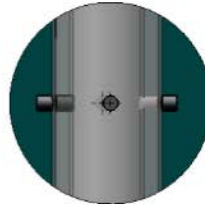
DETALLE B
ESCALA 1 : 2



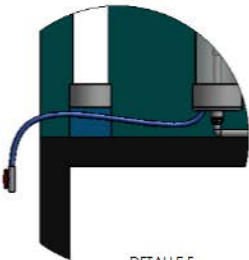
DETALLE E
ESCALA 1 : 2



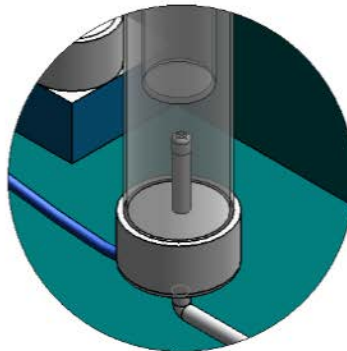
DETALLE G
ESCALA 1 : 2



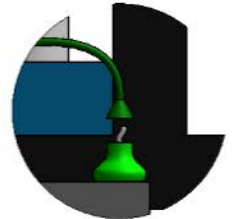
DETALLE H
ESCALA 1 : 2



DETALLE F
ESCALA 1 : 5



DETALLE C
ESCALA 1 : 2



DETALLE D
ESCALA 1 : 2

Detalles del fotobiorreactor.