

UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

Facultad de Ingeniería



Diseño y construcción de un fotobioreactor  
tubular para el cultivo de microalgas de  
agua dulce

Trabajo de graduación presentado por  
José Napoleón España Alvarado  
para optar al grado académico de Licenciado en Ingeniería  
Química  
Guatemala  
2013



Diseño y construcción de un fotobioreactor  
tubular para el cultivo de microalgas de  
agua dulce

UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

Facultad de Ingeniería

Diseño y construcción de un fotobioreactor  
tubular para el cultivo de microalgas de  
agua dulce

Trabajo de graduación presentado por  
José Napoleón España Alvarado  
para optar al grado de Licenciado en Ingeniería Química

Guatemala

2013

Vo. Bo.:

(f)   
Lic. Osbel Núñez Jiménez

Tribunal Examinador:

(f)   
Ing. Gamaliel Zambrano Ruano

(f)   
Lic. Osbel Núñez Jiménez

(f)   
Ing. Cristián Rossi Sosa

Fecha de aprobación: Guatemala, 22 de enero de 2013

# **AGRADECIMIENTO**

Doy gracias a Dios por sobre todas las cosas, a mi familia por su paciencia y su bondad. Y una persona especial por su apoyo y comprensión.

Quiero agradecer a mi asesor y a mis catedráticos por confiar en lo que hago, brindarme las herramientas para llevar a cabo este trabajo y por compartir su experiencia profesional. Y a todas las personas que de manera directa o indirecta estuvieron relacionadas con la realización de esta tesis.

Espero aportar con ella una base para futuras investigaciones en el tema o cualquier otro tema. Y que sea de utilidad para incentivar la aplicación del conocimiento de las diferentes áreas de la carrera Ingeniería Química.

# ÍNDICE

	Página
AGRADECIMIENTO.....	v
ÍNDICE DE TABLAS .....	viii
ÍNDICE DE GRÁFICAS .....	xi
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xii
INDICE DE FOTOGRAFÍAS.....	xiii
RESUMEN .....	xiv
Abstract.....	xv
I. INTRODUCCIÓN .....	1
II. ANTECEDENTES.....	3
III. MARCO TEÓRICO .....	5
A. Algas.....	5
B. Curva de crecimiento.....	5
C. Uso de CO <sub>2</sub> .....	6
D. Temperatura.....	6
E. pH.....	7
F. Esterilización.....	7
G. Luz .....	7
H. Nutrientes.....	8
I. Aireación/CO <sub>2</sub> .....	8
J. Lectura de células .....	8
K. Flujo no ideal .....	9
L. Tipo de bombas .....	9
IV. JUSTIFICACIÓN.....	10
V. OBJETIVOS.....	12
A. Objetivo general .....	12
B. Objetivos específicos .....	12
VI. PROBLEMA A RESOLVER .....	13
VII. METODOLOGÍA .....	14
VIII. RESULTADOS .....	16
IX. DISCUSIÓN .....	21
X. CONCLUSIONES .....	29

<b>XI. RECOMENDACIONES .....</b>	<b>30</b>
<b>XII. BIBLIOGRAFÍA.....</b>	<b>31</b>
<b>XIII. APÉNDICE .....</b>	<b>33</b>
• <b>Apéndice A: Bases de diseño.....</b>	<b>33</b>
• <b>Apéndice B: Cálculos de diseño.....</b>	<b>36</b>
Datos .....	36
Cálculo de los valores de entrada al sistema .....	37
Balance de masa .....	38
Balance de energía.....	40
Balance lumínico .....	44
Conteo celular por cámara de Neubauer.....	46
○ <b>Apéndice C: Dimensiones del equipo.....</b>	<b>48</b>
• <b>Apéndice D: Gráficas parámetros monitoreados .....</b>	<b>50</b>
• <b>Apéndice F: Datos de los parámetros graficados.....</b>	<b>53</b>
• <b>Apéndice F: Características del reactor y sus partes.....</b>	<b>57</b>
• <b>Apéndice G: Balance de energía.....</b>	<b>59</b>
• <b>Apéndice H: Costos de montaje y operación .....</b>	<b>60</b>
• <b>Apéndice I: Fotografías del proyecto .....</b>	<b>62</b>
• <b>Apéndice J: Vistas del fotobioreactor tubular con capacidad de 5L a escala laboratorio ubicado en el laboratorio de operaciones unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala .....</b>	<b>67</b>
<b>Glosario .....</b>	<b>72</b>

# ÍNDICE DE TABLAS

Página

<b>Tabla No. 1 Muestra el cronograma de trabajo seguido para las diferentes etapas del proyecto.....</b>	<b>15</b>
<b>Tabla No. 2: Equipo que integra el fotobiorreactor tubular a escala laboratorio con capacidad de 5L.....</b>	<b>16</b>
<b>Tabla No. 3: Biomasa inicial y máxima de la microalga unicelular de agua dulce trabajada .....</b>	<b>20</b>
<b>Tabla No. 4: Costo total del montaje del fotobiorreactor tubular de 5 L a escala laboratorio.....</b>	<b>20</b>
<b>Tabla No. 5: Bases de diseño consideradas para el fotobiorreactor tubular de 5 L .....</b>	<b>33</b>
<b>Tabla No. 6: Continuación, Bases de diseño consideradas para el fotobiorreactor tubular de 5 L .....</b>	<b>34</b>
<b>Tabla No. 7: Continuación, Bases de diseño consideradas para el fotobiorreactor tubular de 5 L .....</b>	<b>35</b>
<b>Tabla No. 8: Recuento de 5 cuadros grandes de cámara de Neubauer .....</b>	<b>46</b>
<b>Tabla No. 9: Dimensiones de los tubos del fotobiorreactor expuestos a la luz.....</b>	<b>48</b>
<b>Tabla No. 10: Dimensiones del tanque.....</b>	<b>48</b>
<b>Tabla No. 11: Dimensiones de la bomba.....</b>	<b>48</b>
<b>Tabla No. 12: Dimensiones del sistema de iluminación artificial del fotobiorreactor tubular .....</b>	<b>49</b>
<b>Tabla No. 13: Dimensiones del sistema de fotobiorreactor tubular .....</b>	<b>49</b>
<b>Tabla No. 14: Dimensiones de otras partes del sistema .....</b>	<b>49</b>
<b>Tabla No. 15: Lectura del crecimiento en ambos lados de la cámara de Neubauer .....</b>	<b>53</b>
<b>Tabla No. 16: Promedio de las lecturas por día para la cámara de Neubauer .....</b>	<b>54</b>
<b>Tabla No. 17: Logaritmo de la población celular encontrada para cada día en el fotobiorreactor tubular de 5L.....</b>	<b>54</b>

<b>Tabla No. 18: Temperaturas registradas durante la recolección de muestra para la lectura .....</b>	<b>55</b>
<b>Tabla No. 19: pH obtenido de las muestras utilizadas para encontrar la densidad celular y el crecimiento .....</b>	<b>56</b>
<b>Tabla No. 20: Porcentaje de aumento de población, aumento de población neto y velocidad de crecimiento hasta día de muestra 7.....</b>	<b>56</b>
<b>Tabla No. 21: Se presenta el espacio tiempo para cada reactor basado en el volumen de operación de cada reactor y en la capacidad de la bomba.....</b>	<b>57</b>
<b>Tabla No. 22: Muestra el volumen de tubos del fotobioreactor expuesto a la luz en m<sup>3</sup> y en litros.....</b>	<b>57</b>
<b>Tabla No. 23: Presenta el área de los tubos del fotobioreactor en m<sup>2</sup> que se encuentra expuesta a la luz.....</b>	<b>57</b>
<b>Tabla No. 24: Se tiene la iluminancia tomada y el promedio del flujo luminoso que incide en el área de contacto iluminada de los tubos del fotobioreactor.....</b>	<b>57</b>
<b>Tabla No. 25: Se tiene el área transversal de la tubería utilizada y de los adaptadores de manguera que conectan la salida y la entrada del cultivo. ....</b>	<b>58</b>
<b>Tabla No. 26: La velocidad lineal el número de Reynolds, factor de fricción de fanning y la caída de presión en Pa. ....</b>	<b>58</b>
<b>Tabla No. 27: Tiempos para la determinación de la viscosidad cinemática y dinámica del fertilizante y del agua.....</b>	<b>58</b>
<b>Tabla No. 28: Muestra los valores de las densidades y viscosidades dinámicas utilizados para determinar Reynolds, fanning y caída de presión.....</b>	<b>58</b>
<b>Tabla No. 29: Muestra el balance de flujo luminoso promedio en las áreas de incidencia lumínica del sistema del fotobioreactor tubular.....</b>	<b>59</b>
<b>Tabla No. 30: Muestra el balance de energía del sistema por unidad de tiempo.....</b>	<b>59</b>
<b>Tabla No. 31: Muestra el balance de energía del sistema, para los 6 días de interés. ....</b>	<b>59</b>

**Tabla No. 32: Costo total de la determinación del crecimiento de la microalga de agua dulce *Scenedesmus* Sp. en el fotobioreactor tubular de 5 L a escala laboratorio. En los 7 días de interés. .... 60**

**Tabla No. 33: Costo total de la determinación del crecimiento de la microalga de agua dulce *Scenedesmus* Sp. en el fotobioreactor tubular de 5 L a escala laboratorio. Hasta el día 14 de operación..... 60**

**Tabla No. 34: Costo detallado del montaje del fotobioreactor tubular de 5 L ..... 61**

# ÍNDICE DE GRÁFICAS

Página

<b>Gráfica No. 1: Control del crecimiento de la población celular de la microalga unicelular <i>Scenedesmus</i> en el fotobioreactor tubular a escala laboratorio, con capacidad de 5L.....</b>	<b>20</b>
<b>Gráfica No. 2: Monitoreo del comportamiento de crecimiento de la microalga unicelular de agua dulce trabajada en el fotobioreactor tubular de 5L.....</b>	<b>50</b>
<b>Gráfica No. 3: Monitoreo de temperatura del cultivo de la microalga unicelular de agua dulce trabajada en el fotobioreactor tubular de 5L. (Al momento de la toma de muestra para la lectura.).....</b>	<b>50</b>
<b>Gráfica No. 4: Monitoreo de pH del cultivo de la microalga unicelular de agua dulce trabajada en el fotobioreactor tubular de 5L. (Al momento previo a la lectura.).....</b>	<b>51</b>
<b>Gráfica No. 5: Monitoreo del aumento de población celular de la microalga unicelular de agua dulce trabajada en el fotobioreactor tubular de 5L.....</b>	<b>51</b>
<b>Gráfica No. 6: Velocidad de crecimiento de la microalga unicelular de agua dulce trabajada en el fotobioreactor tubular de 5L.....</b>	<b>52</b>
<b>Gráfica No. 7: Logaritmo del crecimiento a lo largo del período muestreado en cel/mL de la microalga unicelular de agua dulce trabajada en el fotobioreactor tubular de 5L.....</b>	<b>52</b>

# ÍNDICE DE FIGURAS

Página

<b>Figura No. 1 Vista aérea del fotobioreactor tubular a escala laboratorio con capacidad de 5L, ubicado en Laboratorio de Operaciones Unitaria de la Universidad del Valle de Guatemala .....</b>	<b>17</b>
<b>Figura No. 2 Esquema de proceso para el sistema de cultivo de la microalga <i>Scenedesmus</i> Sp. del día 1 al día 6 de muestra. ....</b>	<b>18</b>
<b>Figura No. 3 Balance de masa del sistema de cultivo del día 1 al día 6 de muestra. ....</b>	<b>18</b>
<b>Figura No. 4 Balance de energía del sistema de cultivo del día 1 al día 6 de muestra. ....</b>	<b>19</b>
<b>Figura No. 5 Vista aérea del fotobioreactor tubular de 5 L, escala laboratorio .....</b>	<b>67</b>
<b>Figura No. 6: Vista frontal del fotobioreactor tubular de 5 L, escala laboratorio .....</b>	<b>68</b>
<b>Figura No. 7: Vista lateral del fotobioreactor tubular de 5 L, escala laboratorio .....</b>	<b>68</b>
<b>Figura No. 8: Vista lateral del sistema de iluminación del fotobioreactor tubular de 5L.....</b>	<b>69</b>
<b>Figura No. 9: Vista aérea del sistema de iluminación del fotobioreactor tubular de 5L.....</b>	<b>69</b>
<b>Figura No. 10: Vista frontal del sistema de iluminación del fotobioreactor tubular de 5L.....</b>	<b>70</b>
<b>Figura No. 11: Vistas del sistema de iluminación con el fotobioreactor tubular de 5L.....</b>	<b>71</b>

# ÍNDICE DE FOTOGRAFÍAS

Página

<b>Fotografía No. 1: Arranque del fotobioreactor tubular de 5L con <i>Scenedesmus</i> Sp. En el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala.....</b>	<b>62</b>
<b>Fotografía No. 2: Vista lateral del fotobioreactor tubular de 5L previo a la adición del medio. Instalado en el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala.....</b>	<b>63</b>
<b>Fotografía No. 3: Sensores de temperatura ubicados en la entrada y salida del fotobioreactor tubular de 5L. Instalado en el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala.....</b>	<b>64</b>
<b>Fotografía No. 4: Adición del medio al fotobioreactor tubular de 5 L instalado en Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala.....</b>	<b>64</b>
<b>Fotografía No. 5: Aereación en el tanque receptor del fotobioreactor tubular de 5L instalado en el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala.....</b>	<b>65</b>
<b>Fotografía No. 6Fotobioreactor tubular previo a la instalación del sistema de iluminación, instalado en el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala.....</b>	<b>65</b>
<b>Fotografía No. 7: Fotobioreactor tubular de 5L con sistema de iluminación, instalado en el Laboratorio de Operaciones Unitarias en la Universidad del Valle de Guatemala. ....</b>	<b>66</b>
<b>Fotografía No. 8: Muestras tomadas de la entrada y de la salida previo a la instalación de los sensores de temperatura.....</b>	<b>66</b>

## RESUMEN

Este trabajo tuvo como objetivo diseñar y construir un fotobioreactor tubular con fuente de luz artificial para el crecimiento de microalgas unicelulares de agua dulce con capacidad de 5 dm<sup>3</sup> (L) a escala laboratorio.

La recirculación del cultivo se realizó con una bomba de diafragma para no dañar la pared celular de las microalgas a un flujo de 1.66x10<sup>-7</sup>m<sup>3</sup>/s (100mL/min). En el tanque se agitó, por burbujeo, con la bomba de aire; se inyectó 2.69x10<sup>-3</sup>g de CO<sub>2</sub> provenientes del aire burbujeado. Se suministró 40w de luz al fotobioreactor tubular, el cual captó 156.08 lúmenes en los 6.64x10<sup>-2</sup>m<sup>2</sup> de área superficial de los tubos expuestos a la luz.

Se muestreó el crecimiento, cada día hábil durante 14 días, en la entrada y salida del fotobioreactor. El conteo de células se hizo con una cámara de Neubauer en un microscopio con objetivo 20x. La cantidad máxima de células, alcanzada en el 6to. día fue de 2.00x10<sup>7</sup> células de *Scenedesmus* Sp. por cm<sup>3</sup> de cultivo; la velocidad de crecimiento del día fue 1.3x10<sup>3</sup> células por cm<sup>3</sup> de cultivo por segundo, mientras que el aumento neto de población con respecto al primer día fue de 8.55x10<sup>5</sup> células por cm<sup>3</sup> de cultivo.

El costo de 14 días de operación fue de Q86.32. Considerando 15.59kWh consumidos por el sistema de iluminación, las bombas de aire y de diafragma, y los 60.8cm<sup>3</sup> (60.8mL) utilizados de medio (FertiMaiz).

## Abstract

The main objective of this thesis was to design and build a 5 dm<sup>3</sup> (L) capacity laboratory scale tubular photobioreactor with an artificial light source for the culture of sweet water unicellular microalgae.

The culture was recirculated with a diaphragm pump to avoid damaging the microalgae cell wall. The pump flow rate was 1.66x10<sup>-7</sup>m<sup>3</sup>/s (100mL/min). The tank was used to agitate the culture by bubbling, adding 2.69x10<sup>-3</sup>g of CO<sub>2</sub> with the air pump. 40W of light were provided to the system of which 156.08 lumens were in direct contact with the 6.64x10<sup>-2</sup>m<sup>2</sup> of superficial area from the light exposed tubes.

A growth sample was taken every business day during 14 day period, at the entrance and the exit of the photobioreactor. The cell count was done with a Neubauer chamber and a 20x microscope objective. The highest population rate was measured at the 6<sup>th</sup> day of sampling, 2.00x10<sup>7</sup> cells of *Scenedesmus* Sp. per cm<sup>3</sup> of culture; the growth rate in this day was 1.3x10<sup>3</sup> cells per cm<sup>3</sup> of culture per second, while the net population growth was 8.55x10<sup>5</sup> cells per cm<sup>3</sup> of culture regarding the first day of culture.

The operation cost during the 14 days of culture was Q86.32. Considering 15.59kWh consumed by the lighting system, the air and diaphragm pumps, and the 60.8cm<sup>3</sup> (60.8mL) of medium (FertiMaiz).

# I. INTRODUCCIÓN

El Departamento de Química de la Universidad del Valle de Guatemala realiza investigación a través del Centro de Procesos Industriales en el tema de combustibles alternos a fuentes de combustibles fósiles con un enfoque en la sostenibilidad de la fuente. Se instaló una planta de producción de biodiesel, tomando en cuenta que este combustible puede ser producido de aceite. El aceite puede tener distintas procedencias, como el aceite quemado o el desecho de cocina; pero también puede provenir de cultivos oleaginosos.

Tomando en cuenta la seguridad alimentaria, solo se utiliza aceite de desecho no apto para consumo humano, evitando influir en el precio del aceite de consumo humano. El aceite de desecho no se consigue de manera estable ya que depende del uso que le de la industria que lo emplea. Además trae impurezas que hay que remover, lo que agrega procesos de pretratamiento al material y costos adicionales a la producción de biodiesel.

Actualmente el Centro de Procesos Industriales cuenta con un pickup que utiliza diferentes mezclas de biodiesel. Este se utiliza para efectuar pruebas de rendimiento, emisiones, desgaste del motor, etc. Además se ha evaluado el desempeño de biodiesel en la caldera del Laboratorio de Operaciones Unitarias. La demanda total de biodiesel de ambos proyectos en ocasiones no se cubre con el aceite donado por las industrias.

Las microalgas consumen el  $\text{CO}_2$  que se solubiliza en el agua, convirtiéndolo a través de procesos metabólicos en diferentes productos y constituyentes de su estructura celular, como es el caso de los lípidos. Por lo tanto el cultivo de este tipo de microalgas puede ser una fuente alternativa de aceites naturales que no compite con los aceites comestibles, al mismo tiempo contribuye a reducir la cantidad de  $\text{CO}_2$  presente en el ambiente.

Según se ha reportado y se citará posteriormente, en un fotobioreactor tubular se puede alcanzar razones de producción más altas que en condiciones naturales, gracias a que la distribución de la luz es uniforme en el volumen de cultivo. También se puede controlar la concentración de nutrientes y luz que se les suministra para el

crecimiento y se puede estandarizar las condiciones de crecimiento del cultivo. Además, se reduce la cantidad de microorganismos que pueden competir por los nutrientes o que son depredadores de las microalgas. Reduciendo así los factores de inhibición para su desarrollo.

Debe mencionarse que la investigación en microalgas no es un tema nuevo. Recientemente ha retomado importancia e interés debido al alza de los precios en fuentes fósiles y en la conciencia ambiental que se ha desarrollado. Es así, que la principal justificación está relacionada con la sostenibilidad de la fuente del biocombustible.

Las metas descritas en los “objetivos”, se encuentra el diseño, la construcción y los balances de masa y energía, en base a los requerimientos de la composición teórica de la microalga *Scenedesmus* Sp. Se hace notar la importancia en determinar la capacidad de producción de biomasa del sistema. Para dicho objetivo, se consideró que el reactor permitiera trabajar con distintas cepas de agua dulce que crecieran bajo distintos parámetros y con diferentes rendimientos. Se usó una cepa y se valuó el desempeño del fotobioreactor tubular.

La discusión considera con mayor detalle la operación de los 14 días de cultivo, incluyendo en el balance de masa, los factores limitantes para la obtención de biomasa de la microalga, que afectan directamente en la cantidad de aceite disponible para la producción de biodiesel.

La conclusión fundamental es que se cumplió con todos los objetivos planteados inicialmente.

## II. ANTECEDENTES

Con anterioridad se ha trabajado en la investigación del tema de fuentes de aceite para tener una materia prima estable y de costo efectiva que permita la producción de biocombustible. A continuación se hará mención de algunos de los trabajos de investigación relacionados con microalgas o producción de aceites.

Meléndez (2010) realizó un trabajo con un fotobioreactor tubular continuo. Usó un tanque de 10 dm<sup>3</sup> (L) y la cepa *Melosira* Sp. la cual se desarrolla en agua salada. Se consideraron parámetros de luz, CO<sub>2</sub> y nutrientes, pH y salinidad. Dichos parámetros son significativamente relevantes para el desarrollo de la cepa.

Ordoñez (2009) realizó un trabajo relacionado con la extracción de lípidos de macroalgas. Se utilizó diferentes métodos para validar la extracción de los lípidos. Y luego de 6 meses de análisis concluyó que es posible la extracción de 15% de lípidos a partir de las macroalgas.

Con respecto a la producción de biodiesel, Hernández (2010) estudió la extracción de aceite de la semilla de *Jatropha* en el cual determinó una eficiencia de extracción promedio de 31.75% con respecto al fruto. La eficiencia de conversión promedio a biodiesel fue de 62.5%.

Otro de los trabajos realizado por Calmo (2010) en el tema de producción de aceites se basa en el uso de microorganismos que utilizan glicerina, (subproducto de la producción de biodiesel). Utilizó 4 especies de levaduras, realizó pruebas en un reactor de 5 dm<sup>3</sup> (L) y se obtuvo aceite en el orden de 0.69%.

En el estudio de Mayeli (2003) se obtuvo los valores necesarios para calcular el peso por célula. Este fue realizado con una cepa de *Scenedesmus*. La cantidad de biomasa seca fue de 0.013g/L y concentración celular de 1x10<sup>8</sup> cel/L.

Recientemente se trabajó en la UVG un proyecto relacionado con el crecimiento de las microalgas. Se determinó las condiciones adecuadas para el cultivo de *Scenedesmus* y la extracción de aceite de algas oleogénicas. (Argueta, Iten, Vettorazzi 2012). En la curva de crecimiento obtenida se observa que se requirieron de 12 a 15 días para alcanzar el punto máximo en un reactor de pileta (Hurtado 2012). Para la extracción de aceite se utilizó un pretratamiento de un procesador ultrasónico (Morales 2012). Luego de analizar mediante cromatografía de gases el extracto se llegó a la conclusión que no hubo presencia de ácidos grasos en ninguno de los métodos (Argueta, Iten 2012). Se analizó dos métodos de extracción de aceite probando su factibilidad, la cual resultó factible con una escala inferior a 1000 litros de aceite por año (Monzón 2012).

Además, considerando la búsqueda de más aceite para ampliar la capacidad de producción de biocombustible, se rediseñó la planta de biodiesel para incrementar en tres veces su capacidad original con un costo de Q 63,500.58. El nuevo diseño puede trabajar con 200 dm<sup>3</sup> (L) por lote de producción. (Castillo 2012)

### III. MARCO TEÓRICO

#### A. Algas

Las microalgas son organismos fototróficos que pueden tener motilidad o no. Generalmente la motilidad puede darse por flagelo pero no necesariamente por ello. Puede ocurrir con un tipo de deslizamiento o suspensión e incluso por expulsión de mucílago. Las microalgas pueden ser unicelulares, coloniales o filamentosas. (Richmond 2004)

Las microalgas son microorganismos que pueden clasificarse en 4 grandes grupos: (Demirbas 2010)

- Diatomeas
- Algas verdes
- Azul-verdes
- Doradas

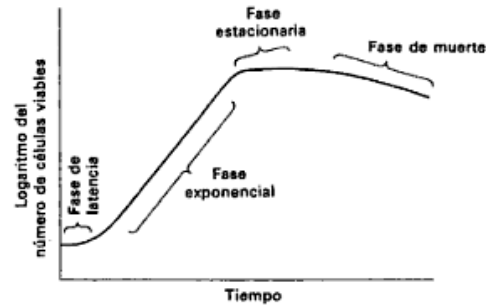
Las algas son generalmente acuáticas. Las algas verdes (clorofitas), tienen un amplio espectro desde unicelulares como *Chlorella* hasta colonias como *Volvox*. Este género tiene la capacidad de reproducirse asexual y sexualmente. Algunas especies poseen sensibilidad a la luz; también algunas pueden moverse con los flagelos que poseen. (Toole 1999)

Las microalgas pueden clasificarse también como procariotas o eucariotas. Las procariotas son las que no poseen núcleo celular por lo tanto su material genético se encuentra en el citoplasma. (Richmond 2004)

#### B. Curva de crecimiento

Las microalgas presentan una curva de crecimiento de cinco etapas: la primera que es la etapa de inducción o adaptación (latencia), la segunda es donde se presentan los cambios más notorios y se conoce como la etapa exponencial ya que es este comportamiento el que describe su crecimiento para esta fase, la tercera fase es la etapa de decaimiento con un crecimiento relativo, la cuarta etapa es la etapa estacionaria o estacionaria y la última y quinta etapa es la etapa de muerte o final de vida. (Stanier 2005)

Curva de crecimiento según Stanier (2005)



### C. Uso de CO<sub>2</sub>

Las microalgas necesitan el CO<sub>2</sub> debido al ciclo de Calvin y no se usa O<sub>2</sub> en la fotorespiración. Debido a lo anterior en altas concentraciones de microalgas debe haber suficiente dióxido de carbono presente mientras que debe removerse todo el oxígeno posible ya que puede ocasionar problemas de inhibición (Duncan 1974). Las microalgas pueden consumir el CO<sub>2</sub> que se encuentra en el aire que es alrededor de 360ppmv. (Bilanovic 2009)

### D. Temperatura

La temperatura óptima de crecimiento para la mayoría de especies de microalgas oscila entre los 20-24°C. Esta temperatura puede variar de acuerdo a la composición del medio, la especie y la cepa cultivada. La tolerancia que poseen la mayoría de microalgas se encuentra entre 16-27°C pero algunas excepciones pueden llegar a temperaturas cercanas a la ebullición del agua. (Andersen 2005)

La temperatura debe ser controlada, ya que influencia la fotosíntesis. A mayores temperaturas la respiración se incrementa, pero el ciclo de Calvin no se incrementa en la misma proporción, solamente de forma marginal por lo que disminuye la eficiencia fotosintética a altas temperaturas. Otro factor que es afectado por la temperatura, es la proporción de conversión de luz a energía química. En esta conversión la pérdida teórica de calor que se da es del 69% al convertir luz a NADPH. (Klekowski 1997)

En el trabajo del citado autor se consideró muy importante la temperatura, considerando que la fuente de CO<sub>2</sub> era proveniente de los gases de chimenea o de cámaras de combustión en donde se manejan altas temperaturas. En este caso, no solo se contempló la inserción del gas al proceso y los materiales, si no también que la especie sea termofílica. (Klekowski 1997)

## **E. pH**

De acuerdo al origen del alga, se debe establecer un pH adecuado para su crecimiento y desarrollo. Este puede tener cambios debido a la adición de nutrientes, sales inorgánicas, ácidos y a la inyección de dióxido de carbono, pero debe ser regulado acorde a las condiciones óptimas de crecimiento de las microalgas a utilizar. Los rangos de pH para la mayoría de las especies de microalgas oscila entre 7-9 con un rango óptimo entre 8.2 y 8.7. El pH tiende a incrementar a medida que las microalgas crecen alcanzando valores de 9. Esto puede contrarrestarse con la adición de CO<sub>2</sub>. (Andersen 2005)

## **F. Esterilización**

Se requiere un ambiente estéril para evitar que microorganismos que compiten por el mismo medio nutricional se lo acaben y afecte la tasa de crecimiento de las microalgas y su producción en el reactor. (Andersen 2005)

Las fuentes más comunes de contaminantes son el medio y el aire que se administra al cultivo o que lo rodea. El tratamiento preventivo que generalmente se administra es filtros para el aire. Los cuales pueden ser de carbón activado. Y para el agua generalmente se utiliza la pasteurización o cuando son volúmenes mayores a 20 dm<sup>3</sup> (L) se utiliza la cloración dejando un reposo de 24h y luego aireación por 2-3h. O también se puede tratar con ácido clorhídrico con pH de 3 dejando actuar por 24h y luego se neutraliza con bicarbonato de sodio. (Andersen 2005)

## **G. Luz**

Se considera el parámetro más importante debido a que la disponibilidad de la luz afecta directamente a la fotosíntesis. El uso de ella puede darse de dos maneras, puede utilizarse en un ciclo continuo ininterrumpido o puede utilizarse en combinación con ciclos de oscuridad para imitar la naturaleza de la que proviene la microalga. La falta de luz puede ocasionar menor tasa de respiración afectando el ciclo de Calvin que es de interés. La iluminación mínima debe alcanzar las 18 horas por día, para alcanzar un desarrollo óptimo. La proporción adecuada para Erlenmeyer hasta 500cm<sup>3</sup> (mL) es de 1000 lux pero para volúmenes mayores puede requerirse de 5000-10000lux. Debe considerarse que la fotoinhibición también es un factor afectado por el exceso de luz, se consideró que demasiadas lámparas generan calor en exceso. (Andersen 2005)

El calor agregado al ambiente por las lámparas incandescentes puede considerarse igual a la cantidad de watts que consumen. (Rajput 2006)

## H. Nutrientes

La cantidad de microalgas en un cultivo es mayor a la que se puede encontrar en la naturaleza, por lo que la demanda de nutrientes también es mayor; en ocasiones una mayor población puede ocasionar deficiencias nutricionales. Estas deficiencias deben ser contrarrestadas por la adición de los mismos, mediante sales inorgánicas, para que el desarrollo óptimo de las microalgas no se vea afectado. (Andersen 2005)

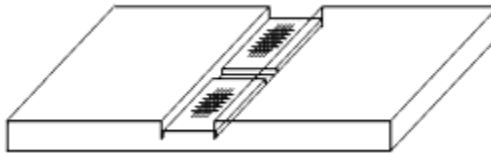
Los principales elementos de los macronutrientes son el nitrógeno y el fósforo. El nitrógeno constituye del 7-10% en peso seco de las microalgas. (Narashimhan 2010) El cual es utilizado para formar aminoácidos. Mientras que el fósforo se utiliza para el crecimiento relacionado con condiciones de luz específicas. (Lodi 2003)

### I. Aireación/CO<sub>2</sub>

La agitación de las microalgas es necesaria para evitar que precipiten. Generalmente forman estratificación térmica en cultivos exteriores, que puede ser contrarrestado por la inyección de aire o la inyección de CO<sub>2</sub>, en la medida correspondiente. (Chisti 2007)

### J. Lectura de células

Para realizar la lectura se utilizó una cámara de Neubauer. La cual cuenta con el siguiente diseño:



(Duncan 2003)

Se desarrolló originalmente para laboratorios hematológicos, se basa en el principio de cantidad de partículas en un volumen establecido. Dependiendo de los cuadros en la grilla que se utilicen para el conteo, varía los factores utilizados para los cálculos de población. Ambas cámaras cuentan con 25 cuadros al centro de la grilla con área de 1mm<sup>2</sup>. La altura del cubre objetos que se coloca sobre la muestra y el fondo de la cámara es de 0.1mm. Por lo tanto el volumen encontrado en evaluación es de 0.1mm<sup>3</sup>. Tal volumen es equivalente a 10<sup>-4</sup>mL. Al contar la cantidad de partículas en los 25 cuadros centrales y multiplicar por 10<sup>4</sup> se puede conocer la cantidad de partículas por mL, siempre y cuando se tome en consideración el factor de dilución. (Duncan 2003)

## **K. Flujo no ideal**

El patrón de flujo en un reactor se ve interrelacionado por los siguientes tres factores:

- En las desviaciones de distribución de los tiempos de residencia se tiene la canalización, la recirculación del fluido y las zonas muertas.
- Luego se tiene el estado de agregación que es la disposición de crear grupos de moléculas. Se clasifican como micro y macrofluidos. En donde el macrofluido las moléculas se mantienen agrupadas en paquetes.
- La tercera es el mezclado inmediato o tardío.

Para determinar la edad del fluido se puede utilizar métodos experimentales no químicos. Se tienen diferentes experimentos pero se puede iniciar con el experimento en impulso. (Levenspiel 2010)

## **L. Tipo de bombas**

Existen diferentes tipos de bombas con diferentes tipos de aplicaciones. Algunas de las más comunes utilizadas en la industria son conocidas como bombas centrífugas. (Nesbitt 2006)

Las bombas centrífugas son utilizadas para impulsar fluidos al convertir la energía cinética rotacional, aportada por el motor al eje, en energía hidrodinámica. Algunos de los problemas que presentan este tipo de bombas se conoce como cavitación, fugas en el eje, entre otros. (Nesbitt 2006)

Otro de los tipos de bombas son las de desplazamiento positivo. Las cuales comprenden diferentes tipos: (Nesbitt 2006)

- Rotatorio
- Reciprocante
- Lineal

De los cuales los más apropiados para bombear células sin destruirlas son las bombas peristálticas que se clasifican como rotatorias y se puede usar las de diafragma que se clasifica como reciprocante. Debe elegirse la bomba con base en la resistencia de la pared celular a la presión, el presupuesto y el flujo con el que se desea trabajar. (Nesbitt 2006)

## IV. JUSTIFICACIÓN

A nivel mundial existe una creciente necesidad de combustibles “limpios”, energías renovables y sustitutos de los carburantes fósiles que sean amigables al ambiente. El biodiesel presenta una alternativa a dicha problemática. Pero este biocombustible también requiere de aceite como materia prima. Entre las alternativas para no comprometer la disponibilidad de aceites comestibles se encuentran los obtenidos a partir de microalgas.

En Guatemala se consumen alrededor de 70,000 barriles de petróleo por día. Con un parque vehicular que excede dos millones de unidades. Se presenta una ventana de oportunidad con suficiente campo para desarrollar alternativas. El consumo de combustibles incrementa conforme el parque vehicular aumenta. Por lo tanto, cada año se requiere mayor cantidad de combustibles fósiles cuya combustión pone en riesgo la estabilidad del medio ambiente.

La contaminación del combustible diesel es evidente, ya que basta con observar en zonas, con alta carga vehicular, la formación de manchas negras, provenientes de los gases de combustión. El biodiesel reduce los gases de invernadero, según la Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos (EPA), en más de un 50% al compararlo contra el petrodiesel o diesel derivado de petróleo. El balance total de emisiones del biodiesel con respecto al diesel reducirá el efecto negativo sobre la polución del ambiente que degrada la salud humana.

El uso de biodiesel también reduce la deforestación ocasionada por la exploración y explotación petrolera, y la tasa de biodegradación. El petrodiesel, además de lo anterior, debe ser importado por no tener en país, la disponibilidad del petróleo y las instalaciones para obtenerlo, mientras que el biodiesel puede ser producido localmente, lo que genera fuentes de trabajo, elimina los costos de importación y los pagos al extranjero.

Gracias a la riqueza hídrica de Guatemala, que cuenta con más de 40 vertientes en todo el país y excede los 300 lagos y lagunas, existe una gran variedad de especies de

microalgas, en gran parte por la presencia de nutrientes en los cuerpos de agua, donde dichas especies se desarrollan con facilidad. Dentro de la variedad de algas y microalgas disponibles se encuentran algunas de las especies de microalga *Chlorella*, que se adaptan a una amplia gama de ambientes y condiciones. Otra de las microalgas que se puede encontrar en climas tropicales es *Scenedesmus*.

Las microalgas *Chlorella* y *Scenedesmus* poseen una capacidad de producción de aceite por masa seca que oscila entre el 20-32% y 20-50%, respectivamente. Por ser unas especies que se pueden encontrar naturalmente en las fuentes hídricas del país y por su alto contenido de aceite son una opción a considerar para su uso. Gracias a que las microalgas son células relativamente sencillas, en comparación con una planta compuesta por millones de células, su mantenimiento es relativamente sencillo ya que requieren nutrientes, CO<sub>2</sub> y una fuente de luz para realizar fotosíntesis.

Para un alto rendimiento de ácidos grasos provenientes de la biomasa de las microalgas se debe proporcionar los medios adecuados para que se obtenga las longitudes de cadena deseadas de los aceites de interés. Para evaluar los parámetros óptimos de crecimiento en un tiempo mínimo se requiere un reactor que aproveche las condiciones ambientales, que se poseen en el país. Ya que en Guatemala el clima es tropical y estable, las variaciones de temperatura no afectan en una medida considerable como en lugares donde se tiene nieve o hielo, por ejemplo, Canadá o lugares con pocas precipitaciones, como el desierto de Gobi.

Por lo tanto, un fotobioreactor tubular proporciona las características requeridas para determinar dichos parámetros además de que permite generar biomasa para la extracción de aceite siempre y cuando se proporcionen los nutrientes requeridos.

El precio de un reactor tubular, en comparación con una pileta, es elevado. Ello debido a que el reactor requiere de materiales y diseño adecuado para poder proporcionar las condiciones de crecimiento a las microalgas. Es por ello que es importante probar hasta qué punto se puede aprovechar el potencial de crecimiento de las microalgas con un reactor para aumentar la producción de aceite que puede convertirse en biodiesel en un menor tiempo.

## **V. OBJETIVOS**

### **A. Objetivo general**

Diseñar y construir un fotobioreactor tubular con capacidad de 5 litros, a escala laboratorio, para el cultivo de microalgas unicelulares de agua dulce.

### **B. Objetivos específicos**

1. Efectuar los balances de masa y energía del sistema para determinar el consumo de nutrientes e identificar el nutriente que limita el crecimiento de la microalga.
2. Encontrar el costo del equipo y el costo de operación para una corrida
3. Realizar una corrida de prueba del equipo construido para verificar su funcionamiento.
4. Calcular la capacidad de producción del fotobioreactor en términos de densidad de población celular de microlaga unicelular.

## **VI. PROBLEMA A RESOLVER**

Debido a la creciente demanda de aceite para producir biocombustible. Considerando la diversidad que presenta Guatemala de cepas de microalgas. Es necesario tener un fotobioreactor tubular que permita evaluar las mejores condiciones de crecimiento y producción de aceite de las microalgas. Aprovechando las características de diseño de reducir el tiempo de cultivo para lograr obtener una mayor cantidad de aceite en menor tiempo. Se debe considerar un sistema aislado del ambiente circundante para evitar microorganismos que compitan o se alimenten de las microalgas. Para que la inhibición por los factores anteriormente mencionados, no afecten la producción de aceite. Y se maximice tanto la producción como la capacidad de conversión a biodiesel.

## VII. METODOLOGÍA

El proyecto constó de siete etapas, las cuales se plantearon al inicio para contribuir con la calendarización y el cumplimiento de los objetivos. Se detallan a continuación:

La primera etapa consistió en fijar el alcance del proyecto y además establecer los objetivos. Se desarrolló los puntos meta a alcanzar al final del periodo considerado. A su vez se definió los puntos clave del proyecto para que este se pudiera llevar a cabo. Así como la orientación del proyecto, con el interés en algas oleogénicas.

La segunda etapa consistió en realizar una búsqueda de material bibliográfico que contribuyó a crear un contexto adecuado para el proyecto. Además contribuyó a desarrollar las bases de diseño del mismo. Se consideró las condiciones y posibles microorganismos a ser cultivados, tomando en cuenta las condiciones de los parámetros necesarios para su crecimiento y desarrollo adecuado. Para ello se revisó trabajos similares relacionados al tema, tanto en el campus como fuera de él.

La tercera etapa consistió en el diseño del fotobioreactor. En esta etapa se realizó los cálculos necesarios, relacionados a la capacidad del equipo y requerimientos de las microalgas. Se consideró el espacio que ocupa y la facilidad de transporte del mismo. Así como la integridad estructural del equipo en dado caso requiera ser instalado en la intemperie.

La cuarta etapa consistió en conseguir los materiales necesarios y adecuados para montar el fotobioreactor. Se trabajó cada material para cumplir con las especificaciones de diseño. Con los materiales adecuados se armó y dejó listo para su operación.

La quinta etapa consistió en verificar que los sistemas integrados funcionaron adecuadamente, de acuerdo a como se dispuso en el diseño. Para ello se realizó, distintas corridas en blanco para verificar pérdidas del sistema, mal funcionamiento de equipo, fugas o fallas en general. Se determinó los cambios de temperatura en estas corridas en blanco para asegurar que se encontraban en un rango adecuado.

La sexta etapa consistió en realizar una corrida experimental de una determinada cepa de microalga unicelular de agua dulce. Para ello se proporcionó reflejo de luz solar en combinación con luz artificial. Se realizó, lecturas del crecimiento suficientes para encontrar las etapas de la curva típica de crecimiento. Se monitoreó la temperatura y el pH a lo largo del crecimiento.

La séptima y última etapa consistió en analizar los resultados y determinar la capacidad del reactor para producir biomasa.

**Tabla No. 1 Muestra el cronograma de trabajo seguido para las diferentes etapas del proyecto.**

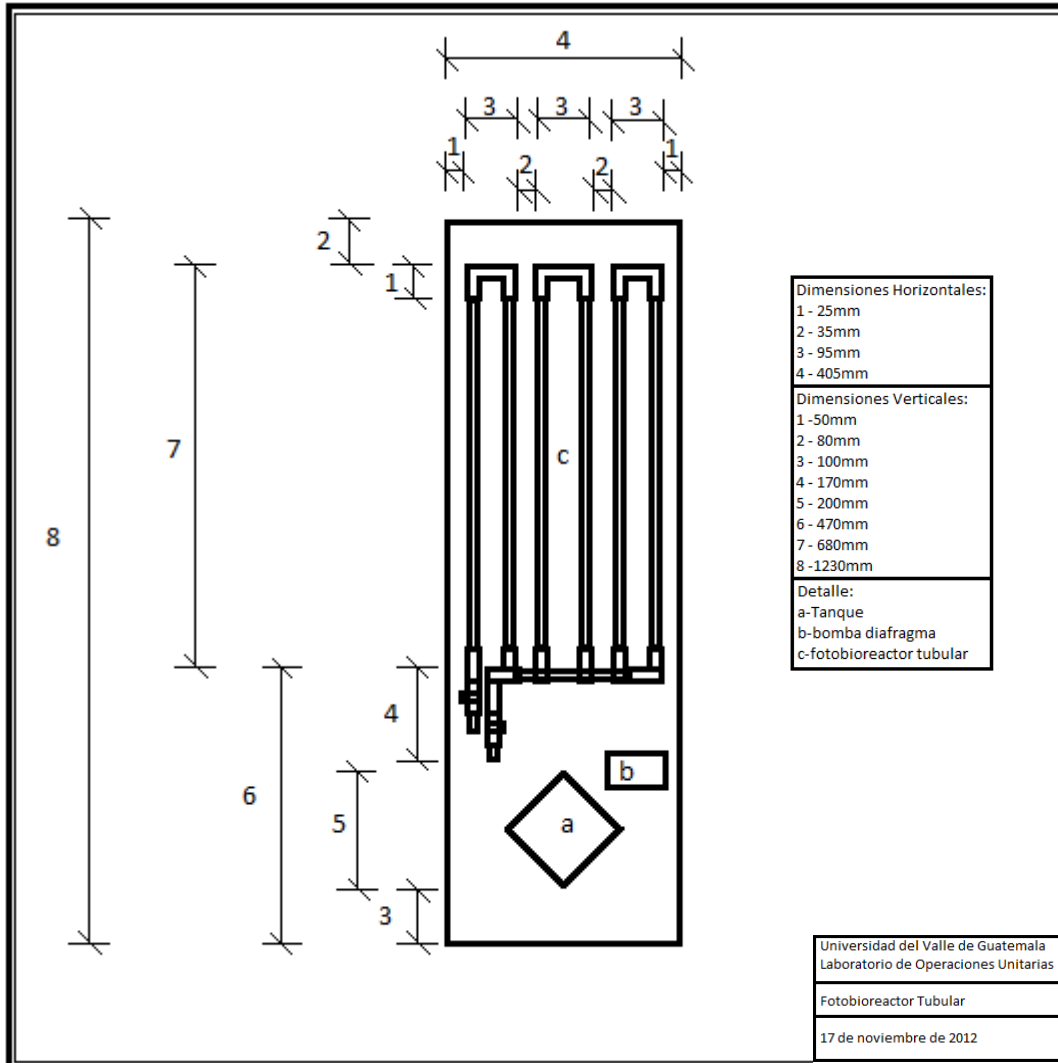
Etapas	Detalle	Fecha																								
		julio					agosto					septiembre					octubre					noviembre				
		1	8	16	24	31	1	8	13	24	31	1	5	16	24	30	1	8	10	24	25	1	8	15	20	29
1	Determinación del alcance	■																								
2	Revisión bibliográfica	■										■					■									
3	Cálculos y dimensión						■																			
4	Cotización y compra de materiales						■																			
4	Construcción del equipo											■														
5	Corridas en Blanco																					■				
6	Prueba de cultivo de microalgas																					■				
7	Evaluación de resultados																					■				

## VIII. RESULTADOS

**Tabla No. 2: Equipo que integra el fotobiorreactor tubular a escala laboratorio con capacidad de 5L.**

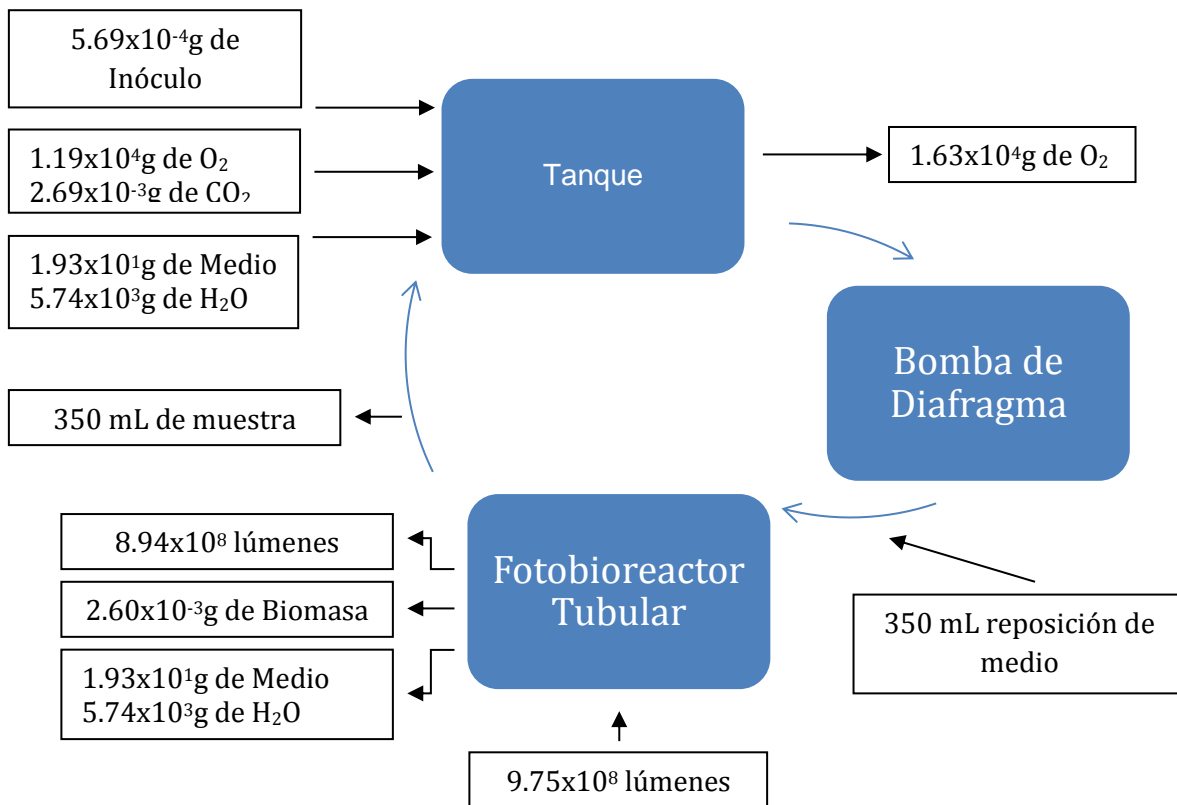
Materiales	Cantidad
Válvulas de bola 1/8"	4
válvulas reguladoras	2
Niple 1/8"	7
Conectores de manguera	10
Tapón PVC 1/2"	2
Codo PVC 90°	14
Tubo PVC 1/2"	0.4 m
bases PVC	5
Tubo Transparente	7
Manguera	2
Filtro de aire	2
Válvula de cheque	1
Pegamento	2
Teflón	1
Tornillos	22
Angular de 45	4
Accesorio manguera de aire	4
Epóxico	1
Sensor temperatura	2
	0-80°C
Lámpara fluorescente	2
	Potencia 20W
	Lux promedio 2350
bomba diafragma	1
	Potencia de 3W
	Capacidad 100mL/min
	voltaje 12v
bomba aire	1
	Modelo Máxima - R
	Voltaje 120v
	Potencia 4.5W
	Presión 2.5psi
	Capacidad 2500mL/minx2

**Figura No. 1 Vista de planta del fotobioreactor tubular a escala laboratorio con capacidad de 5L, ubicado en Laboratorio de Operaciones Unitaria de la Universidad del Valle de Guatemala**

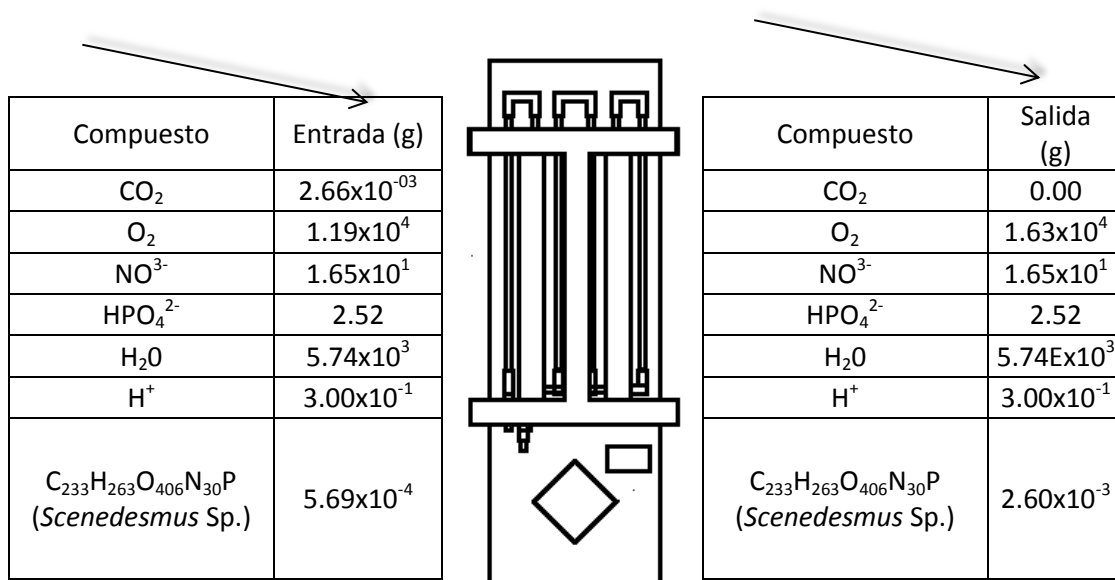


Nota: En el apéndice J se puede encontrar el resto de vistas del equipo.

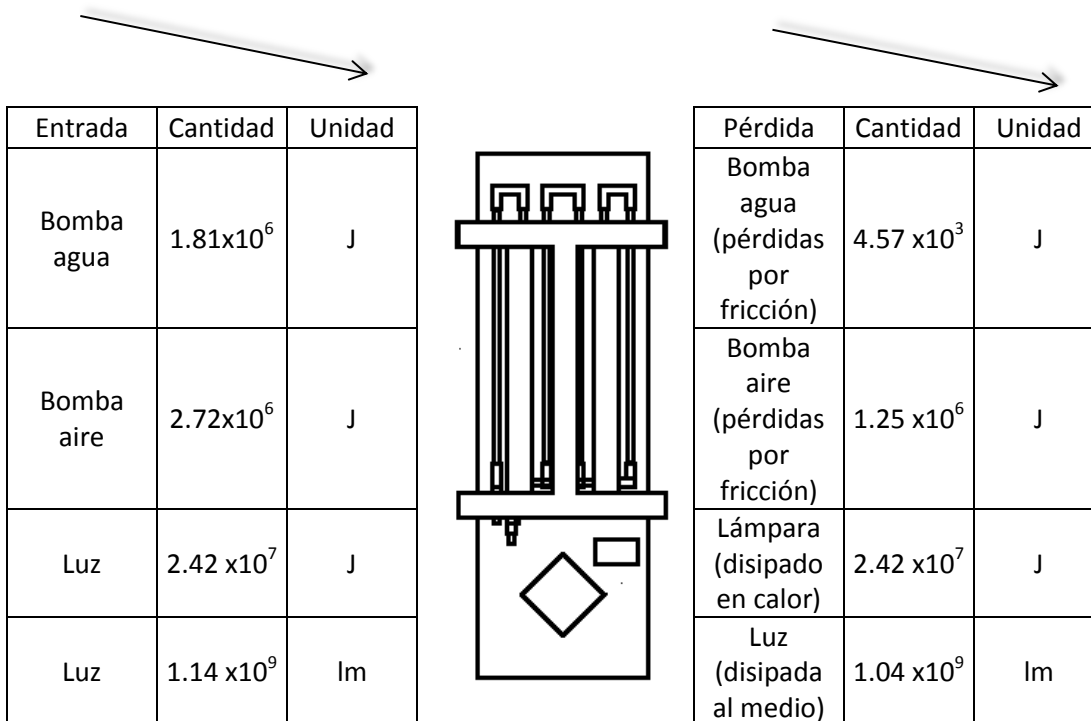
**Figura No. 2 Esquema de proceso para el sistema de cultivo de la microalga *Scenedesmus* Sp. del día 1 al día 6 de muestra. Base: 7 días de cultivo.**



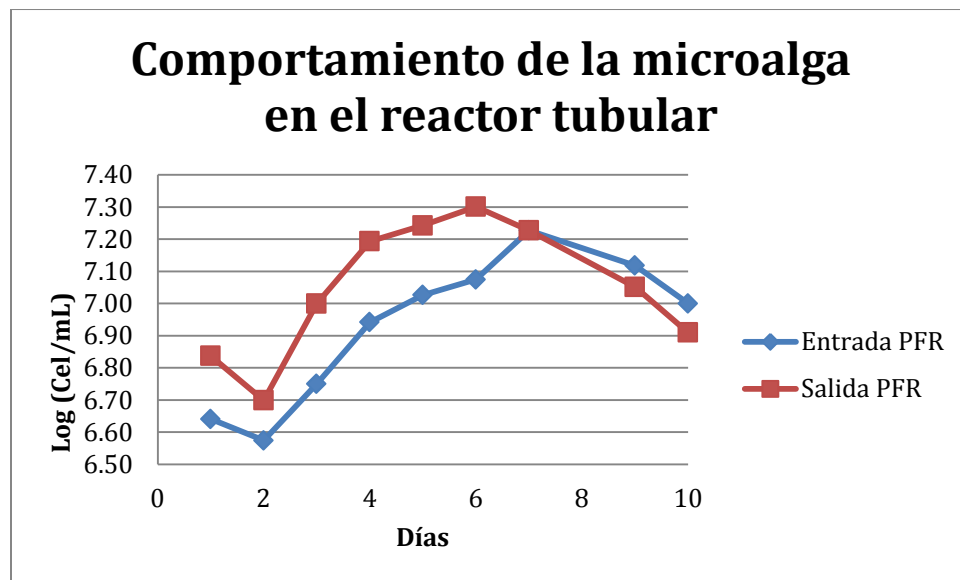
**Figura No. 3 Balance de masa del sistema de cultivo del día 1 al día 6 de muestra. Base: 7 días de cultivo.**



**Figura No. 4 Balance de energía del sistema de cultivo del día 1 al día 6 de muestra. Base: 7 días de cultivo.**



**Gráfica No. 1: Control del crecimiento de la población celular de la microalga unicelular *Scenedesmus* en el fotobioreactor tubular a escala laboratorio, con capacidad de 5L.**



**Tabla No. 3: Biomasa inicial y máxima de la microalga unicelular de agua dulce trabajada**

Inicial (Cel/mL)	Máxima (Cel/mL)
$4.375 \times 10^6$	$2.00 \times 10^7$

**Tabla No. 4: Costo total del montaje del fotobioreactor tubular de 5 L a escala laboratorio.**

Costos	Cantidad
Montaje	Q3,213.30
Operación (6 días)	Q18.30

## IX. DISCUSIÓN

El tanque se utiliza como una cámara de intercambio de gases. El tanque brinda un área de transferencia de masa para la dilución del CO<sub>2</sub>. Al aumentar la cantidad de CO<sub>2</sub> que se disuelve, se aumenta la cantidad que pueden fijar las microalgas, para utilizar en sus procesos metabólicos y producir más ácidos grasos.

Para bombear el aire que contiene CO<sub>2</sub>, se trabajó con una bomba diseñada para peceras con capacidad de  $8.33 \times 10^{-5} \text{ m}^3/\text{s}$  (5000mL/min). Se utilizó para proporcionar agitación, la cual debe existir en el tanque para evitar la sedimentación de las microalgas en el fondo. Favorece la recirculación de las microalgas por el sistema.

Para recircular el cultivo se instaló una bomba de diafragma eléctrica, con un flujo de  $1.66 \times 10^{-6} \text{ m}^3/\text{s}$  (100mL/min). Con el flujo que manejó la bomba de diafragma seleccionada se tuvo un tiempo de residencia en el fotobioreactor tubular de 660s (11min). Tiempo que permitió a las microalgas recibir una cantidad de luz en el fotobioreactor tubular necesaria para realizar fotosíntesis. Y al regresar al tanque, se permite que el oxígeno disuelto se libere con la agitación en el tanque para evitar la foto-oxidación. Además de acceder al medio y CO<sub>2</sub> que se encuentran disponibles en el tanque.

Se eligió una bomba de diafragma para evitar el daño a la pared celular de las microalgas, ya que la pared celular es débil ante las fuerzas encontradas en las bombas centrifugas o de desplazamiento positivo, donde prácticamente se aplastan.

Para conectar la bomba con el tanque y el fotobioreactor tubular se utilizó una manguera de  $4.00 \times 10^{-3} \text{ m}$  (4mm) de diámetro interno, la cual presentó una caída de presión de  $3.04 \times 10^3 \text{ Pa}$ . El número de Reynolds encontrado para el cultivo en la manguera fue de 175. Este número permite conocer que dentro de la manguera se tiene un flujo laminar. Esta fue una de las razones por las que se pudo notar adherencia de la microalga a las paredes de la tubería de cultivo. Esto puede presentar un problema para el mantenimiento y la limpieza de los tubos.

El material del reactor tubular se eligió tomando en cuenta la disponibilidad de recursos, el tiempo para obtenerlo y la traslucidez del material de polímero. Se consideró el grosor de la pared de 0.001m(1mm) para darle mayor resistencia al impacto y rigidez. La vida útil del vidrio es mayor que la de un polímero en contacto con químicos, siempre y cuando el vidrio no se rompa. Por la menor resistencia al estrés mecánico del vidrio y por las propiedades anteriormente mencionadas del polímero, se decidió trabajar con un material de polímero.

Para la fuente de luz artificial se instaló dos lámparas fluorescentes de 20w cada una, las cuales proporcionaron iluminación para el sistema las 24h a lo largo de los 14

días que duró la corrida. Este tipo de lampara tiene un precio accesible para los repuestos de alrededor de Q20.00 cada tubo. Se construyó una base, en la cual se posicionó la fuente de luz a 0.23m (23cm) de distancia, considerando la densidad del cultivo. Al aumentar la densidad del cultivo puede que la luz requiera graduación dependiendo de la cepa de microalga con la que se trabaje, fue por esta razón que se construyó la base con opción de mover la lámpara para graduar su altura y aumentar o disminuir el flujo luminoso según sea requerido.

Se instaló, sensores de temperatura para monitorear la temperatura del cultivo. Estos sensores tienen capacidad de monitorear temperaturas de 0-80°C. Se alcanzó una temperatura mínima de 22.5°C y una máxima de 29.1°C. Se observó que a lo largo del día los patrones de temperatura se comportan de la siguiente manera:

- temperatura en la salida mayor
- temperatura en la entrada menor

Mientras que en el periodo de transición de la noche (conforme baja la temperatura ambiente) se comporta de la siguiente manera:

- temperatura de entrada mayor
- temperatura de salida menor

El cual es una característica del sistema, debido a que el tanque actúa como amortiguador de la temperatura.

La capacidad del volumen del reactor se pensó, previendo escalar el sistema en un proyecto futuro.

El tipo de reactor que se eligió, se basó en la capacidad de trabajar con altas densidad poblacional. Otra de las variables que se consideró para elegir este tipo de reactor tubular fue el área de contacto lumínico aprovechable de  $6.60 \times 10^{-2} \text{m}^2$ . También se consideró la iluminancia promedio de 2350lux y el flujo luminoso promedio de 156.09 lúmenes en el volumen de los tubos de  $9.39 \times 10^{-4} \text{m}^3$ . Para cumplir con los parámetros de requerimiento lumínico de las microalgas cultivadas.

Se notó que el sistema de alimentación de vapor en el Laboratorio de Operaciones Unitarias, cuando entra en uso, aumenta la temperatura ambiente, llegando a exceder los 30°C. Fue por ello que el sistema alcanzó temperaturas de 29.1°C, lo cual fue beneficioso para el desarrollo de las microalgas de agua dulce. No se instaló en el sistema ningún estabilizador o regulador de temperatura. Por lo tanto, todo el aumento de temperatura durante día hábil, estuvo relacionado, al sistema de alimentación de vapor, el cual aumentó la temperatura del ambiente dentro del laboratorio. La temperatura subió, a consecuencia, principalmente, del sistema de alimentación de vapor. El cambio de temperatura se midió con los sensores instalados en el fotobioreactor tubular.

Para el balance de masa se consideró únicamente los nutrientes principales de la composición orgánica, fósforo, nitrógeno y dióxido de carbono de la célula de microalga de *Scenedesmus* Sp.

Para realizar el balance de masa se calculó primero el material agregado al sistema en los 6 días de muestreo que transcurren para que el cultivo alcance la máxima concentración.

Primero, se calculó la cantidad de aire introducido al sistema, fue  $5.11 \times 10^4$  g de aire. De ese aire, se calculó la cantidad de oxígeno en el aire que fue  $1.19 \times 10^4$  g de  $O_2$  y la cantidad de dióxido de carbono de  $3.07 \times 10^{-5}$  g de  $CO_2$ . Del  $CO_2$  agregado, se calculó la cantidad teórica máxima que en el volumen trabajado se pudo disolver y fue de 6.84g de  $CO_2$ . De acuerdo a ello se consideró que los  $3.07 \times 10^{-5}$  g de  $CO_2$  adicionados al sistema, provenientes del aire, se disolvieron en su totalidad y se fijaron por las microalgas.

La cantidad de  $CO_2$  suministrada al sistema de  $3.07 \times 10^{-5}$  g de  $CO_2$ , proporcionó suficiente fuente de carbón para formar  $2.99 \times 10^{-5}$  g de  $C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1$  (*Scenedesmus* Sp.). Se encontró luego de realizar el balance y evaluar las proporciones estequiométricas de la fórmula y la reacción, que la fuente de carbón fue uno de los principales factores limitantes, siendo el que más afecta la cantidad de biomasa que se puede obtener.

Al notar que la cantidad producida por el reactor al sexto día de muestra fue de  $2.60 \times 10^{-3}$  g de *Scenedesmus* Sp. y que excede la cantidad teórica de  $2.99 \times 10^{-5}$  g de  $C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1$  (*Scenedesmus* Sp) producida por el  $CO_2$  disponible del aire. Debe considerarse que se suministró una cantidad de  $CO_2$  adicional a la presente en el aire.

El  $CO_2$  adicional fue suministrado por un cilindro de  $CO_2$ . El cual inyectó flujos superiores a los valores provistos por el aire. La inyección se realizó en períodos cortos con el fin de graduar la alimentación. Pero debido a que no se contó con un regulador adecuado para las bajas cantidades a alimentar, se agotó el  $CO_2$  sin lograr ajustarlo adecuadamente.

Cierta fracción del  $CO_2$  proveniente del cilindro, quedó disuelto en el agua del tanque, produciendo un grado de agua carbonatada. El  $CO_2$  que absorbió la microalga proveniente del cilindro se calculó que fue  $2.66 \times 10^{-3}$  g de  $CO_2$ . El agua carbonatada se utilizó para iniciar el cultivo. Se le agregó medio y se procedió con la corrida. Fue esta la fuente adicional de  $CO_2$  de la que la microalga se nutrió para brindar un resultado final superior al valor teórico. Se consideró ésta como la única fuente adicional de  $CO_2$  ya que el sistema es cerrado y no se agregó ningún otro factor que contenga cantidades significativas de  $CO_2$ . La cantidad requerida de  $CO_2$  para producir la biomasa alcanzada en el periodo de 6 días considerados es de  $2.66 \times 10^{-3}$  g de  $CO_2$ . Que se encuentra por debajo de la cantidad máxima de  $CO_2$  que pudo disolverse en los 5 dm<sup>3</sup> (L) trabajados a lo largo de los 6 días de interés.

El oxígeno sirvió para agitar el medio y como un componente del gas acarreador. La cantidad de oxígeno en la entrada fue de  $1.19 \times 10^4 \text{g}$  de  $\text{O}_2$ . La cantidad de oxígeno que pudo disolverse en el volumen de  $5 \text{ dm}^3$  (L) operado en los 6 días es de  $4.35 \times 10^{-2} \text{g}$  de  $\text{O}_2$ . La microalga produjo  $4.41 \times 10^3 \text{g}$  de  $\text{O}_2$ . La cantidad de oxígeno que puede disolverse en comparación con la cantidad de oxígeno que entra al sistema y produce el alga es mínima. La salida de oxígeno en el sistema es de  $1.63 \times 10^4 \text{g}$  de  $\text{O}_2$ .

Como segundo factor limitante se encontró el nitrógeno. El cual no tiene un consumo perceptible al observar el balance de masa, considerando la cantidad que consumió la biomasa formada. La cantidad que se consumió fue de  $4.83 \times 10^{-4} \text{g}$  de  $\text{NO}_3^-$ . Aunque se suministró suficiente fuente de nitrógeno al medio de cultivo, no se aprovechó en gran medida debido a la falta de biomasa que lo consuma. El nitrógeno suministrado a través del medio fue de  $1.6496 \times 10^1 \text{g}$  de  $\text{NO}_3^-$ . El nitrógeno que salió del sistema fue de  $1.6495 \times 10^1 \text{g}$  de  $\text{NO}_3^-$ . El consumo que se tuvo es casi imperceptible.

El fósforo tampoco tuvo un consumo perceptible. En la entrada al sistema fue de  $2.52 \text{g}$  de  $\text{HPO}_4^{2-}$ . El fósforo que se consumió por la biomasa final en el día 6 fue de  $2.49 \times 10^{-5} \text{g}$  de  $\text{HPO}_4^{2-}$ . El fósforo que salió fue de  $2.52 \text{g}$  de  $\text{HPO}_4^{2-}$ .

El agua que se consumió fue de  $5.71 \times 10^{-4} \text{g}$  de  $\text{H}_2\text{O}$ . El agua que se introdujo al sistema fue de  $5.74 \times 10^3 \text{g}$  de  $\text{H}_2\text{O}$ . El agua que salió fue  $5.74 \times 10^3 \text{g}$  de  $\text{H}_2\text{O}$ . Debe mencionarse que el agua utilizada recibió un tratamiento con filtros de candela y luz ultravioleta para asegurar que no contuviera microorganismos que pudieran competir con la microalga.

La masa de los iones hidronio, que aportaron los ácidos y que consumió la biomasa fue  $4.72 \times 10^{-6} \text{g}$  de  $\text{H}^+$ . La masa de  $\text{H}^+$  en la entrada fue de  $5.69 \times 10^{-4} \text{g}$  de  $\text{H}^+$ . Y la masa a la salida fue de  $5.69 \times 10^{-4} \text{g}$  de  $\text{H}^+$ .

El peso por célula calculado fue de  $1.30 \times 10^{-10} \text{g/cel}$ . Se consideró que el error que existe al realizar dicho cálculo es amplio. Se utilizó para poder llevar a cabo el balance de masa requerido. La masa de *Scenedesmus* Sp. al inicio del cultivo determinada en la primera muestra fue de  $5.69 \times 10^{-4} \text{g}$  de *Scenedesmus* Sp. La cantidad de biomasa producida en el día 6 de muestreo fue de  $2.60 \times 10^{-3} \text{g}$  de *Scenedesmus* Sp.

Se requieren 6 días de muestreo, 7 de cultivo, para producir  $2.60 \times 10^{-3} \text{g}$  de *Scenedesmus* Sp. Y se consideró que en el año hay 364 días, lo que permite efectuar 52 ciclos de crecimiento al año para producir  $1.36 \times 10^{-1} \text{g}$  de *Scenedesmus* Sp., operando por lotes. Si se aumenta la fuente de  $\text{CO}_2$  la cantidad de biomasa generada también aumenta.

El balance de energía se consideró hasta el día de medición 6. Por encontrarse la mayor cantidad de biomasa en el día 6 de muestreo. Se consideró este como el punto en el que se desea operar. Luego de este punto se tiene fase de mortalidad, la cual no es conveniente para optimizar la biomasa producida.

Por lo tanto se tiene que los 24.2MJ de energía eléctrica suministrados en los 6 días a las lámparas fluorescentes se convirtió en 24.2MJ de calor cedido al sistema.

Se produjo un flujo luminoso  $1.14 \times 10^9$  lúmenes del cual se aprovechó en el área del fotobioreactor tubular  $9.44 \times 10^7$  lúmenes. La cantidad de flujo luminoso que salió del sistema fue  $1.04 \times 10^9$  lúmenes. Al observar estas cantidades se puede notar que se pierde gran cantidad de luz. La cual no es captada por el reactor y por lo tanto no es aprovechada por las algas. Para la cantidad de luz en el sistema, se consideró únicamente la luz suministrada por las lámparas instaladas. Se descartó la luz de incidencia por reflejo solar que pudo haber tenido el sistema. Y la luz generada por las lámparas del laboratorio. Se midió con un sensor de luxes.

La energía requerida por la bomba de cultivo fue de 1.81MJ. La cantidad de esta energía que se trasladó al fluido fue de 1.81 MJ. La energía que se perdió al sistema fue de 4.57KJ. Para realizar el cálculo se consideró una eficiencia de 0.90 para dicha bomba. Para reducir la energía perdida al sistema se recomienda disminuir la longitud de la manguera utilizada para conectar el tanque con el fotobioreactor tubular. La caída de presión que ésta tuvo fue de 3.04KPa. Mientras que el fotobioreactor tubular con longitud de 3.48m tuvo una caída de presión de 1.04KPa. La caída de presión es mayor para la manguera que conecta la bomba con el fotobioreactor tubular que la del fotobioreactor.

Tanto para la manguera como para el fotobioreactor tubular, el número de Reynolds encontrado pertenece a un flujo laminar. Con número de Reynolds de  $1.75 \times 10^2$  para la manguera y  $3.88 \times 10^1$  para el fotobioreactor tubular. Debe aclararse que se consideró la viscosidad del fertilizante como la viscosidad del medio para realizar los cálculos correspondientes. La viscosidad del fertilizante se determinó utilizando la copa de viscosidad número 2 EZ ZHAN marca GAROCO. Se determinó utilizando la fórmula proporcionada por el manual el cual da como resultado la viscosidad cinemática. Esta se convirtió a viscosidad dinámica con la densidad del fluido proporcionada por DISAGRO en su hoja de seguridad msds. Se encontró que la viscosidad dinámica promedio fue de  $3.04 \times 10^{-3}$  Kg/ms.

Para la bomba de aire se suministró una energía de 2.72MJ. De la cual 1.47MJ, se utilizó para introducir al tanque el aire y agitar el cultivo. En la caída de presión se notó que fue mucho mayor a la caída de presión del líquido. La caída de presión fue de 22.3KPa, debe considerarse que es mayor debido a que el flujo de aire es mucho mayor que el flujo de cultivo. La energía que salió del sistema fue de 1.25MJ.

Construir un fotobioreactor tubular a escala laboratorio con capacidad de  $5 \text{ dm}^3$  (L).

La bomba de aire, tuvo un costo de Q275.00, se consiguió en el mercado local ya que es un equipo utilizado normalmente en peceras. La manguera para bombear el aire y el cultivo costó Q12.00 los 4 metros utilizados. Y las válvulas para obtener las

muestras de entrada y salida al sistema con un costo de Q5.00 cada una, costo considerado dentro del costo total del reactor.

Debido a que el reactor se construyó a escala laboratorio, se contempló fabricar unas piezas a medida y torneado otras piezas en acero inoxidable 316. Esto no se realizó debido al elevado precio de mano de obra y el tiempo de entrega, el cual no se ajustó en ninguno de los casos al cronograma previsto.

La iluminación fue cotizada en varios lugares con un costo promedio de Q100.00 para una lámpara de 20W fluorescentes. Como se utilizaron dos el costo total considerado fue de Q200.00, el cual no incluye costos asociados a la instalación.

El soporte para las lámparas se construyó en el laboratorio de operaciones unitarias con material disponible en el lugar mencionado. Se cortó y soldó de acuerdo a los requerimientos de las dimensiones del reactor. Su costo se estimó en Q75.00 donde no se incluyó el costo de mano de obra ni de electricidad consumida para la soldadura.

Se utilizó una tabla de madera de 0.05m de grosor para fijar el soporte de las lámparas de iluminación, para el que se estimó un precio de Q40.00. Se desconoce el tipo de madera.

La flexibilidad en la elección de insumos utilizados para la construcción del sistema fue una característica fundamental para cumplir con el itinerario de entrega. Se tomó en cuenta la resistencia a químicos y capacidad del material de permanecer inerte. El reactor se construyó con los insumos disponibles, principalmente, en el mercado local.

El tiempo que llevó conseguir los insumos fue de aproximadamente de dos meses. El tiempo que tomó armar el reactor fue de un mes y el tiempo que tomó instalarlo fue de una semana.

Calcular la capacidad de producción del fotobioreactor en términos de densidad de población celular de microalga unicelular.

Se trabajó con la cepa *Scenedesmus* Sp. la cual se cultivó en el reactor durante 14 días. En los 14 días de cultivo se muestreó 10 días. En cada uno de los días muestreados se tomó una muestra de  $2.5 \times 10^{-5} \text{m}^3$  (25mL) en la entrada y una de la salida del mismo volumen. Al momento de extraer la muestra se registró la temperatura reportada por los sensores. La cual osciló en un rango de 22.5°C a 29.1°C.

Se hizo una lectura de pH, encontrando que el medio permaneció en un rango de entre 8 a 8.5 unidades de pH.

Se realizó un conteo de población celular en la cámara de Neubauer, la cual tiene dos secciones. Se llevó a cabo un conteo en ambas secciones y luego se trabajó con el promedio de células contadas en dichas secciones. Lo anterior se hizo para ambas muestras, tanto la de entrada como la de salida.

Los valores iniciales de la entrada fueron 3 y 4 células y en la salida fueron 4 y 7 células para el primer día de muestra. El promedio de la primer lectura fue de 3.5 células para la entrada y de 5.50 células para la salida. Este promedio se multiplicó por los factores relacionados al número de cuadros contados en la cámara, donde se considera el factor de dilución, del cual no fue necesario hacer uso. Para obtener el número de células por mililitro de 4,375,000 cel/mL en la entrada. Se calculó el logaritmo del número de células y se obtuvo 6.64 log(cel/mL) para la entrada de la primera lectura.

El valor de población más elevado se encontró en el día 6 con 7.30 log(cel/mL) [20,000,000 cel/mL]. Valor que se alcanzó bajo las condiciones trabajadas. En el día 7 de muestreo se da un fenómeno de decrecimiento. Por ello se sabe que la mayor cantidad de biomasa se obtiene en el día de muestreo 6.

Con los valores promedio de células por mililitro se calculó el por ciento de aumento de población en el sistema, el cual fue de 57.14% al inicio. El mayor porcentaje de cambio encontrado fue en el día 4 con 78.57%. Lo que significa que luego de este día deben variarse las condiciones para que el aumento de población siga incrementando.

El aumento de población neto se calculó de acuerdo al cambio de células de una lectura a otra y se obtuvo al inicio un aumento de  $7.14 \times 10^5$  cel/mL. El mayor aumento de población neto se observó en el día 4 con un valor de  $9.82 \times 10^5$  cel/mL. La pendiente de crecimiento en este punto es la más pronunciada, tendiendo a ser casi vertical. Este punto se encuentra en la fase exponencial del proceso de crecimiento. Dicho comportamiento puede observarse en la gráfica No.1 para la entrada y la salida. O en la Gráfica No.7 para la salida únicamente.

La velocidad de crecimiento fue  $1.08 \times 10^3$  cel/mL\*s al inicio del cultivo. La velocidad de crecimiento más alta que se obtuvo fue en el día 4 con  $1.49 \times 10^3$  cel/mL\*s. Es posible que de este día en adelante deban ajustarse las condiciones bajo las que se trabaja para lograr mantener el incremento en la velocidad de crecimiento. Puede que la inhibición de crecimiento se deba a la disminución de CO<sub>2</sub> disponible.

Se notó, debido al comportamiento de la curva, que el tanque afectó el desempeño del reactor tubular. Sirvió como amortiguador de temperatura y de concentración de células. La cantidad de células que salió del reactor tubular no fue suficiente para afectar de manera perceptible, la concentración de células en el tanque. Se puede observar de manera visual en la Gráfica No. 1.

La falta de CO<sub>2</sub> en el sistema afectó el crecimiento de la microalga de manera morfológica. Lo que ocasionó la inflexión que se observa en la Gráfica No.1. Donde muestra un pico en el día 6 y luego un decrecimiento desde el séptimo día de muestra hasta el décimo.

El costo de operación en los 14 días fue de Q32.52. El rubro más elevado del costo total, la energía eléctrica consumida por las lámparas incandescentes con Q23.92. El costo de operación en 6 días, es de Q18.30. El rubro más elevado también fue la luz con Q10.25.

## X. CONCLUSIONES

1. El fotobioreactor tubular de 5 dm<sup>3</sup> (L) a escala laboratorio alcanzó la capacidad de producir 2x10<sup>7</sup> cel/mL en 7 días de cultivo (fertimaíz 1:100 v/v) de la microalga unicelular de agua dulce *Scenedesmus* Sp.
2. Se calculó que el consumo de CO<sub>2</sub> en 7 días de cultivo para 2x10<sup>7</sup> cel/mL de microalgas fue de 2.66x10<sup>-3</sup>g de CO<sub>2</sub>.
3. Se calculó que se puede producir 1.36x10<sup>-1</sup>g de *Scenedesmus* Sp. al año, en un fotobioreactor tubular con un volumen de 5 dm<sup>3</sup> (L).
4. El sistema tiene un potencial de consumo de 6.84g de CO<sub>2</sub> al día 6 de muestreo con la cepa *Scenedesmus* Sp.
5. Se estimó que el sistema en las condiciones anteriormente descrito produce 1.63x10<sup>4</sup>g de O<sub>2</sub> en 7 días.
6. El costo del sistema del fotobioreactor tubular es de Q3213.30

## **XI. RECOMENDACIONES**

1. Monitorear la densidad y viscosidad en conjunto con las muestras de crecimiento, pH y temperatura de manera constante con un sistema automatizado para tener una descripción precisa del desarrollo del cultivo.
2. Al escalar el reactor deberá considerarse el flujo no ideal y medir la edad del fluido en el fotobioreactor tubular con el experimento de impulso.
3. Operar el sistema con 6.84g de CO<sub>2</sub> en los 7 días de cultivo necesarios para alcanzar la mayor concentración de células.
4. Realizar pruebas con fuentes de CO<sub>2</sub> alternas para reducir los costos de operación.
5. Incorporar bridas al sistema tubular para poder cambiar secciones con mayor facilidad en caso de deterioro.
6. Incorporar un concentrador de luz para aprovechar de mejor manera el recurso lumínico y aumentar la eficiencia energética.

## XII. BIBLIOGRAFÍA

Andersen, R.; 2005; *Algal Culturing Techniques*; Elsevier Academic Press; China; 578 páginas

Argueta, Mellany; Iten, Alexandra; Hurtado, Gabriela; Monzón, Juan Luis; Morales, Fabiola; Vettorazzi, Paola; 2012; *Megaproyecto: Obtención de aceite a partir de algas unicelulares oleogénicas*; Universidad del Valle de Guatemala; Guatemala; 460 páginas

Calmo, Mariela; 2010; *Producción microbiana de aceite a partir de la glicerina o glicerol proveniente de la producción de biodiesel a nivel de laboratorio*; Universidad del Valle de Guatemala; Guatemala; 111 páginas

Castillo, Jose; 2012; *Rediseño de la Planta de Producción de Biodiesel de la Universidad del Valle de Guatemala para Aumentar su Capacidad de Producción*; Universidad del Valle de Guatemala; Guatemala; 99 páginas

Chisti, Yusuf; 2007; *Biodiesel from Microalgae*; Biotechnology Advances 25; Pags 294-306

Demirbas, Ayhan; 2010; *Algae Energy: Algae As a New Source of Biodiesel*; Springer; Londres, Inglaterra; p 76

Duncan, David; 2003; *The handbook of water and wastewater microbiology*; Academic Press; Estados Unidos; p 48-50

Duncan, William; 1974; *Algal Physiology and Biochemistry*; University of California Press; Estados Unidos; p 715-720

Haynes, W.M.; 2012; *CRC: Handbook of Chemistry and Physics*; 93 edición; CRC Press; Estados Unidos; p 5-153

Hernández, José Andrés; 2010; *Diseño del proceso para la extracción de aceite de la semilla de jatropha, especie curcas, utilizando medios mecánicos y por solventes, para la producción de biodiesel a partir del aceite extraído, a nivel laboratorio*; Universidad del Valle de Guatemala; Guatemala; 59 páginas

Jakobsen, H. A.; 2008; *Chemical Reactor Modeling: Multiplephase reactive flows* ; Norwegian University; Editorial Springer-verlag; España; p 694-699

Klekowski. Libby; Departamento de Biología; Universidad de Massachussets; MA; Estados Unidos; Consulta realizada 24/04/2012  
<http://www.bio.umass.edu/biology/conn.river/calvin.html>

Levenspiel, Octave; 2010; *Ingeniería de las reacciones químicas*; Tercera edición; Limusa-Wiley; Estados Unidos; p 257-265

Lodi, A.; 2003; *Nitrate and phosphate removal by Spirulina platensis*; Journal of Industrial Microbiology Biotechnology No. 30; p 656–660.

Meléndez, Sergio; 2010; *Diseño y construcción de un Fotobioreactor Tubular Continuo para crecimiento de biomasa a partir de microalgas*; Universidad del Valle de Guatemala; Guatemala; 80 páginas

Narashimhan, A. M.; 2010; *Microalgal bioremediation of nutrients in wastewater and carbon dioxide flue gas.*; Universidad de Missouri; Estados Unidos; p 50-52

Nesbitt, Brian; 2006; *Handbook of Pumps and Pumping*; Elsevier; Estados Unidos; 424 páginas

Ordoñez; Luisa Fernanda; 2009; *Diseño preliminar para la extracción de lípidos en macro algas marinas de la aldea Rama Blanca, Sipacate por medio de los métodos de microondas, ósmos y pre-prensa solvente con hexano para la producción de biocombustibles*; Universidad del Valle de Guatemala; Guatemala; 78 páginas

Rajput, R.K.; 2006; *Thermal Engineering*; 6ta edición; Laxmi Publications; 1672 páginas.

Richmond, Amos; 2004; *Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology*; Blackwell Publishing; Reino Unido; p 3-5

Stanier, R.Y.; 1996; *Microbiología*; Segunda Edición; Editorial Reverté; España; p 197-198

Toole, Glenn; 1999; *Biology for advaced level*; cuarta edición; Nelson Thornes; Reino Unido; p 83

### XIII. APÉNDICE

- Apéndice A: Bases de diseño

**Tabla No. 5: Bases de diseño consideradas para el fotobioreactor tubular de 5 L**

Descripción	Detalle	Justificación
Tabla	Soporte del sistema	Sus dimensiones fueron dispuestas para caber en cualquier sillón de pasajeros de cualquier carro para facilitar el transporte del lugar de construcción al laboratorio de operaciones de la UVG
Bomba	Diafragma	La bomba de diafragma está hecha de un material resistente a químicos, lo que asegura que no se dañe con los reactivos que aporta el medio al cultivo. Se consideró la capacidad de bombear sin provocar una deformación excesiva a las células de microalga, evitando la latencia que puede producir el estrés.
Tubería	Transparente de polímero	Se eligió material transparente de polímero para reducir su fragilidad al manejo de limpieza, manipulación y exposición a las condiciones del laboratorio de operaciones unitarias u cualquier otra condición de exterior donde pueda recibir impactos de materiales que caigan, como semillas de árboles, hojas, ramas, etc.
Tanque	Capacidad 5.2 L	Se utilizó un tanque con capacidad de 5.2L con el fin de poder preparar el inóculo en un tanque homogenizar y luego alimentar el PFR. Se tomó en cuenta que en caso de pérdidas en PFR una evacuación de emergencia, el tanque puede almacenar todo el fluido.
PFR	Capacidad 1.1 L	Se dispuso el largo y el tamaño de los tubos en el arreglo que abarcara la mayor cantidad de superficie disponible en los parámetros de transporte.

**Tabla No. 6: Continuación, Bases de diseño consideradas para el fotobioreactor tubular de 5 L**

Descripción	Detalle	Justificación
Aereador	Bomba de aire	Se suministra aire pues por el volumen del cultivo el aire aporta el CO <sub>2</sub> necesario para que el cultivo se desarrolle. Y proporciona agitación al cultivo en el tanque.
CO <sub>2</sub>	Entrada en el tanque	El tanque cuenta con una entrada de CO <sub>2</sub> para alimentar el tanque adicional a la aereación en caso que necesite regularse el pH o se quiera aumentar la fuente de carbono.
Sensor de temperatura	Rango de 0-80°C	Se colocó dos sensores de temperatura para asegurar que la temperatura a la cual la microalga se desarrollara no excediera el rango adecuado para su crecimiento. Y así poder monitorear las temperaturas en las que se llevó a cabo el crecimiento.
Luz artificial	Dos tubos incandescentes de 20w c/u	Se colocó los tubos incandescentes para proporcionar una fuente de luz constante y confiable al reactor. Asegurando los periodos de luz deseados y la intensidad lumínica deseada.
Operación	Intermitente/Continuo	El reactor cuenta con la ventaja que puede ser operado de ambas maneras. Si se opera en forma de reactor intermitente, se obtiene periodos de crecimiento muy largos puedes debe pasarse por la fase de adaptación hasta llegar a la fase de crecimiento y debe cosecharse antes de llegar a la fase de estabilización o antes de llegar a la fase de muerte. Mientras que si se opera en forma continua solo se opera en la parte de la curva deseada y se mantiene un rendimiento óptimo.

**Tabla No. 7: Continuación, Bases de diseño consideradas para el fotobioreactor tubular de 5 L**

Descripción	Detalle	Justificación
Volumen del reactor	Capacidad de 5L	Se consideró un volumen de 5L tomando en cuenta que luego se desea secar la biomasa y realizar la extracción de su aceite. Por lo tanto 5L proporciona un volumen en el cual las condiciones son controlables y se puede llegar a producir suficiente biomasa para la extracción. Además se planteó este volumen para poder comparar los resultados con el reactor de pileta de 5L teniendo como base el mismo volumen.
Área del PFR	Recepción de luz	La luz es uno de los factores más importantes para la fotosíntesis de las algas, la cual contribuye a su crecimiento y desarrollo. Se planteó un área equivalente a la superficie de un reactor de 5L tipo pileta para poder comparar con la misma base.
Tipo de Reactor	Fotobioreactor Tubular (RT)	Se planteó este diseño para optimizar el uso del espacio que ocupa el reactor. Conectar varios reactores tubulares en serie contribuye captar una mayor cantidad de luz por unidad de área. El RT permite aumentar la concentración con menor volumen que otro tipo de reactores.
Ubicación	Laboratorio de Operaciones Unitarias	Se realizó en dicho lugar para permitir la continuidad del proyecto por otros alumnos.

- **Apéndice B: Cálculos de diseño**

**Datos**

Solubilidad (Haynes 2012)

CO<sub>2</sub> 1.188 g/L @30°C @ 101.325KPaO<sub>2</sub> 0.00756 g/L @30°C @ 101.325KPa

Peso molecular de los compuestos involucrados

CO<sub>2</sub> 44.01 g/molO<sub>2</sub> 32 g/molNO<sup>3-</sup> 62 g/molHPO<sub>4</sub><sup>2-</sup> 95.98 g/molH<sub>2</sub>O 18.02 g/molH<sup>+</sup> 1.01 g/molC<sub>233</sub>H<sub>263</sub>O<sub>406</sub>N<sub>30</sub>P<sub>1</sub>  
(*Scenedesmus*) 10010.5 g/mol

Densidad del agua agregada al medio

997.04 g/L @ 25°C @ 101.325 Kpa

\*\*Se obtuvo del CRC Handbook of Chemistry and Physics

Contenido de nitrógeno y fósforo en el fertilizante

Nitrógeno %P/P

N 5.00%

Fósforo

P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> 10.00%

### Cálculo de los valores de entrada al sistema

Algas:

Se tomó lo valores teóricos:

Se conoce la densidad celular  $1 \times 10^8 \frac{cel}{L}$  y el peso seco por litro de  $0.013g/L$

Para obtener el peso por célula:

$$\frac{\frac{0.013g}{L}}{1 \times 10^8 \frac{cel}{L}} = 1.30 \times 10^{-10} \frac{g}{cel} \text{ de Scenedesmus}$$

En la entrada se tiene:

$$4.38 \times 10^6 cel * 1.30 \times 10^{-10} \frac{g}{cel} = 5.69 \times 10^{-4} g \text{ de Scenedesmus}$$

Para la salida se tiene:

$$2.00 \times 10^7 cel * 1.30 \times 10^{-10} \frac{g}{cel} = 2.60 \times 10^{-3} g \text{ de Scenedesmus}$$

Aire y CO<sub>2</sub>

Se partió del flujo de ingreso de aire bombeado:

$$5000 \frac{mL}{min} * \frac{1 min}{60s} * \frac{1L}{1000mL} * \frac{1m^3}{1000L} = 8.33 \times 10^{-5} m^3/s \text{ de aire}$$

Se encontró la cantidad de oxígeno que entra al sistema:

$$21\% \text{ de } O_2 \text{ en el aire} * 8.33 \times 10^{-5} \frac{m^3}{s \text{ de aire}} * \frac{1.31 Kg \text{ de } O_2}{m^3} * \frac{1000g \text{ de } O_2}{1 Kg \text{ de } O_2} * \frac{86400s}{1 día} * 6 días = 1.19 \times 10^4 g \text{ de } O_2 \text{ en la entrada}$$

Luego se utilizó la proporción encontrada de CO<sub>2</sub> en el aire\*\*:

$$0.0395\% CO_2 * 8.33 \times 10^{-5} \frac{m^3}{s \text{ de aire}} * \frac{1.789 Kg \text{ de } CO_2}{m^3} * \frac{1000g \text{ de } CO_2}{1 Kg \text{ de } CO_2} * \frac{86400s}{1 día} * 6 días = 3.07 \times 10^{-5} g \text{ de } CO_2 \text{ en la entrada}$$

\*\*Nota: El promedio de CO<sub>2</sub> en el aire.

\*\*\*Nota: La solubilidad del CO<sub>2</sub> indica que se puede solubilizar mayor cantidad del CO<sub>2</sub> bombeado, se asumió como que todo el CO<sub>2</sub> bombeado se pudo disolver

Para el contenido de fósforo y de nitrógeno se realizó un proceso de equivalentes en donde se consideró la relación proporcionada por el fertilizante con los compuestos presentes en la fórmula:

Cálculo para el nitrógeno:

$$5\%N * \frac{0.0745Kg \text{ de fertilizante}}{6 \text{ días}} * \frac{1000g}{Kg \text{ fertilizante}} * \frac{1 \text{ mol N}}{14.0067g \text{ de N}} * \frac{62.0049g \text{ de N}}{1 \text{ mol NO}_3^-}$$

$$= 16.50g \text{ de NO}_3^- \text{ en 6 días}$$

Cálculo para el fósforo:

$$10\%P_2O_5 * \frac{0.0745Kg \text{ de fertilizante}}{6 \text{ días}} * \frac{1000g}{Kg \text{ fertilizante}} * \frac{1 \text{ mol P}_2O_5}{141.9445g} * \frac{95.98g}{2 \text{ mol HPO}_4^{2-}}$$

$$= 2.52g \text{ de HPO}_4^{2-} \text{ en 6 días}$$

Cálculo para el H<sup>+</sup> del nitrógeno involucrado:

$$5\%N * \frac{1000g}{Kg \text{ fertilizante}} * \frac{1 \text{ mol N}}{14.0067g} * \frac{63.0149g}{1 \text{ mol HNO}_3} * \frac{0.0745Kg \text{ de fertilizante}}{6 \text{ días}}$$

$$= 16.75g \text{ de HNO}_3 \text{ en 6 días}$$

Cálculo para los H<sup>+</sup> del fósforo involucrado:

$$10\%P_2O_5 * \frac{1000g}{Kg \text{ fertilizante}} * \frac{1 \text{ mol N}}{141.9445g} * \frac{97.99g}{2 \text{ mol H}_3PO_4} * \frac{0.0745Kg \text{ de fertilizante}}{6 \text{ días}}$$

$$= 2.57g \text{ de H}_3PO_4 \text{ en 6 días}$$

Cálculo de los Hidronios disociados de los ácidos:

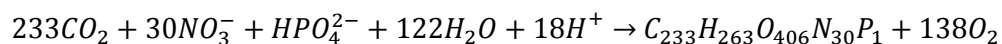
$$16.75g \text{ de HNO}_3 - 16.50g \text{ de NO}_3^- = 0.25g \text{ de H}^+$$

$$2.57g \text{ de H}_3PO_4 - 2.52g \text{ de HPO}_4^{2-} = 0.05g \text{ de H}^+$$

$$0.25 + 0.05 = 0.30g \text{ de H}^+$$

### **Balance de masa**

Considerando la siguiente ecuación de (Narashimhan 2010):



Balance de Masa de CO<sub>2</sub>

$$3.07 \times 10^{-5} \text{ g de } CO_2 * \frac{1 \text{ mol}}{44.01 \text{ g}} * \frac{1 \text{ mol } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1}{233 \text{ mol } CO_2}$$

$$= 2.99 \times 10^{-9} \text{ mol de } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1$$

$$3.07 \times 10^{-5} \text{ g de } CO_2 * \frac{1 \text{ mol}}{44.01 \text{ g}} * \frac{1 \text{ mol } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1}{233 \text{ mol } CO_2} * \frac{10010.5 \text{ g}}{1 \text{ mol } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1}$$

$$= 3.07 \times 10^{-5} \text{ g de } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1$$

Cálculo del CO<sub>2</sub> requerido para la biomasa producida experimentalmente:

$$2.60 \times 10^{-3} \text{ g de } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1 * \frac{1 \text{ mol } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1}{10010.5 \text{ g}} * \frac{233 \text{ mol } CO_2}{1 \text{ mol } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1}$$

$$* \frac{44.01 \text{ g}}{1 \text{ mol } CO_2} = 2.66 \times 10^{-3} \text{ g } CO_2$$

Balance de Masa de O<sub>2</sub>

$$138 \text{ mol de } O_2 * \frac{32 \text{ g}}{1 \text{ mol } O_2} = 4416 \text{ g de } O_2$$

$$1.19 \times 10^4 \text{ g de } O_2 + 4.42 \times 10^3 \text{ g de } O_2 = 1.63 \times 10^4 \text{ g de } O_2 \text{ en la salida}$$

Balance de Masa de NO<sub>3</sub><sup>-</sup>:

$$2.60 \times 10^{-3} \text{ g de } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1 * \frac{1 \text{ mol } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1}{10010.5 \text{ g}} * \frac{30 \text{ mol } NO_3^-}{1 \text{ mol } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1}$$

$$* \frac{62 \text{ g}}{1 \text{ mol } NO_3^-} = 4.83 \times 10^{-3} \text{ g}$$

$$16.50 \text{ g de } NO_3^- - 4.83 \times 10^{-3} \text{ g } NO_3^- = 16.50 \text{ g de } NO_3^-$$

Balance de Masa de HPO<sub>4</sub><sup>2-</sup>:

$$2.60 \times 10^{-3} \text{ g de } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1 * \frac{1 \text{ mol } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1}{10010.5 \text{ g}} * \frac{1 \text{ mol } HPO_4^{2-}}{1 \text{ mol } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1}$$

$$* \frac{95.98 \text{ g}}{1 \text{ mol } HPO_4^{2-}} = 2.49 \times 10^{-5} \text{ g } HPO_4^{2-}$$

$$2.52 \text{ g de } HPO_4^{2-} - 2.49 \times 10^{-5} \text{ g } HPO_4^{2-} = 2.52 \text{ g de } HPO_4^{2-}$$

Balance de H<sub>2</sub>O:

$$2.60 \times 10^{-3} \text{ g de } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1 * \frac{1 \text{ mol } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1}{10010.5 \text{ g}} * \frac{122 \text{ mol } H_2O}{1 \text{ mol } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1} * \frac{18.02 \text{ g}}{1 \text{ mol } H_2O} = 5.71 \times 10^{-4} \text{ g } H_2O$$

$$5.74 \times 10^3 \text{ g de } H_2O - 5.71 \times 10^{-4} \text{ g } H_2O = 5.74 \times 10^3 \text{ g de } H_2$$

Balance de H<sup>+</sup>:

$$2.60 \times 10^{-3} \text{ g de } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1 * \frac{1 \text{ mol } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1}{10010.5 \text{ g}} * \frac{18 \text{ mol } H^+}{1 \text{ mol } C_{233}H_{263}O_{406}N_{30}P_1} * \frac{1.01 \text{ g}}{1 \text{ mol } H^+} = 4.72 \times 10^{-6} \text{ g } H_2O$$

$$0.30 \text{ g de } H^+ - 4.72 \times 10^{-6} \text{ g } H_2O = 0.30 \text{ g de } H^+$$

### Balance de energía

Volumen de los tubos expuestos a la luz en el PFR

El volumen de un tubo es

$$V = 2\pi r^2 h$$

Donde:

r = radio de la tubería (m)

h = largo de la tubería (m)

$$V = 2(0.58)(0.009)^2\pi = 0.000148 \text{ m}^3$$

Tiempo de residencia en el tanque

Se consideró que volumen del tanque operando es de 3.9L y el flujo de la bomba es de 0.1L/min

$$\tau = \frac{V}{Q}$$

Donde:

V es el volumen

Q es el caudal

$\tau$  es el tiempo de residencia

$$\tau = \frac{3.9L}{0.1L/min} = 39min$$

$$39 \text{ min} \frac{60 \text{ s}}{1min} = 2340s$$

Nota: de la misma manera se calculó para el fotobioreactor tubular

Densidad promedio de la solución

Se tiene que la solución está conformada por 99.00 % de agua y 1.00 % medio. Se considera que los volúmenes son aditivos.

$$\rho_{\text{agua @ 25 }^\circ\text{C}} = 997.04 \frac{kg}{m^3}$$

$$\rho_{\text{fertilizante}} = 1250 \frac{kg}{m^3}$$

$$\rho_{\text{medio}} = \left(0.99 \cdot 997.04 \frac{kg}{m^3}\right) + \left(0.01 \cdot 1250 \frac{kg}{m^3}\right)$$

$$\rho_{\text{medio}} = 999.56 \frac{kg}{m^3}$$

$$999.56 \frac{kg}{m^3} \approx 1000 \frac{kg}{m^3}$$

Cálculo área transversal

Se realizó el cálculo del área transversal de la parte delantera y trasera para cada línea de tubería que se encontraba el sistema.

$$A = \frac{\pi}{4} D^2$$

$$A = \frac{\pi}{4} * (0.0018m)^2 = 2.54 \times 10^{-4} m^2$$

Nota: de la misma manera se realizó el cálculo para las otras tuberías.

Cálculo de la velocidad lineal

$$v = \frac{V}{A}$$

Donde:

V es el flujo volumétrico de 100 mL/min en m<sup>3</sup>/s

A es el área transversal

$$v = \frac{1.67 \times 10^{-6} \text{ m}^3/\text{s}}{2.54 \times 10^{-4} \text{ m}^2} = 6.55 \times 10^{-3} \text{ m/s}$$

Nota: de la misma manera se realizó en cálculo para las otras corridas.

Cálculo de la viscosidad

$$V = 2.80T - 747/T$$

Donde:

V es la viscosidad cinemática en cS

T es el tiempo en s

$$V = 2.80 * 16.57s - 747/16.57s$$

$$V = 1.31cS$$

Se convirtió a unidades de sistema internacional

$$V = 1.31cS * \frac{1 \times 10^{-6} \text{ m}^2/\text{s}}{1cS} = 1.31 \times 10^{-6} \text{ m}^2/\text{s}$$

Se convirtió luego a viscosidad dinámica con la densidad del medio

$$1000 \text{ Kg/m}^3 * 1.31 \times 10^{-6} \text{ m}^2/\text{s} = 1.31 \times 10^{-3} \text{ Kg/ms}$$

Cálculo de la viscosidad promedio

$$\frac{1.31 \times 10^{-3} + 4.09 \times 10^{-3} + 3.71 \times 10^{-3}}{3} = 0.003038 \text{ Kg/ms}$$

Cálculo del número de Reynolds

$$Re = \frac{\rho(T)\bar{V}D}{\mu(T)}$$

Donde:

$\rho$  es la densidad del fluido

$\mu$  es la viscosidad del fluido

$V$  es la velocidad lineal

$D$  el diámetro de la tubería

$$Re = \frac{1000 \text{ kg/m}^3 * 6.55 \times 10^{-3} \text{ m/s} * 0.018 \text{ m}}{0.003038 \text{ kg/ms}} = 38.80$$

Cálculo del factor de fricción de Fanning

$$f = \frac{16}{Re}$$

Donde:

Re es el número de Reynolds y  $Re < 2300$

$$f = \frac{16}{38.80} = 0.41$$

Cálculo de la caída de presión por longitud

$$\frac{\Delta p_s}{L} = \frac{2f\rho v^2}{D}$$

Donde:

$\Delta p_s$  es la caída de presión

$D$  es el diámetro

$L$  es la longitud

$v$  es la velocidad lineal

$f$  el factor de fricción de fanning

$\rho$  es la densidad del fluido

$$\Delta p_s = \frac{2 * 3.48m * 0.41 * 1000 \frac{kg}{m^3} * (6.55 \times 10^{-3} \frac{m}{s})^2}{0.018 m} = 1044.38 Pa$$

Cálculo de potencia requerida por la bomba de cultivo

$$P = \frac{\Delta p Q}{\eta}$$

Donde:

$\Delta p$  es la caída de presión

$Q$  es el caudal en  $m^3/s$

$\eta$  es la eficiencia de la bomba

Se sabe que un Pa= $J/m^3$

$$P = \frac{1044.38 J/m^3 * 1.67 \times 10^{-6} m^3/s}{0.90} = 1.93 \times 10^{-3} J/s$$

Nota: de la misma manera se calculó la bomba de aire.

### **Balance lumínico**

Área de un tubo expuesto a la luz en el PFR

El área considerada por tubo se calculó de la siguiente manera:

$$\text{Área} = B * C$$

Donde:

B es el ancho en m

C es la altura en m

$$A = (0.018m)(0.58m) = 0.01044m^2$$

Área de contacto lumínico del fotobioreactor tubular

Cálculo para los 6 tubos principales

$$0.01044m^2 * 6 = 6.26x10^{-2}m^2$$

Cálculo para el tubo transversal

$$1.80x10^{-2}m * 0.21m * 1 = 3.78x10^{-3}m^2$$

Área total

$$6.26x10^{-2}m^2 + 3.78x10^{-3}m^2 = 6.64x10^{-2}m^2$$

Cantidad de flujo luminoso promedio en la superficie del fotobioreactor tubular

$$F = E_v * A$$

Donde:

F es el flujo luminoso lm

$E_v$  es la iluminancia en lux

A es el área en  $m^2$

Iluminancia promedio 2350 lux

Considerando que un lux es  $1lm/m^2$

$$2350 \text{ lm}/m^2 * 6.64x10^{-2}m^2 = 156.09lm$$

Cantidad de flujo luminoso en el sistema

Áreas involucradas

Laterales

$$0.69m * 0.23m * 2 = 0.32m^2$$

Frontal y trasero

$$0.42m * 0.23m * 2 = 0.19m^2$$

Base

$$0.42m * 0.69m = 0.29m^2$$

Área total iluminada

$$0.32m^2 + 0.19m^2 + 0.29m^2 = 0.80m^2$$

Área sin el reactor

$$0.80m^2 - 6.64 \times 10^{-2}m^2 = 0.73m^2$$

Flujo luminoso en el área total

$$2350 \text{ lm}/m^2 * 0.80m^2 = 1880.94 \text{ lm}$$

Flujo luminoso en la salida

$$2350 \text{ lm}/m^2 * 0.73m^2 = 1724.85 \text{ lm}$$

### Conteo celular por cámara de Neubauer

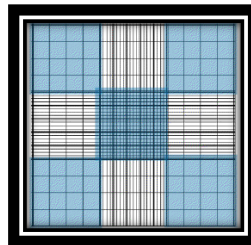
$$\frac{\text{Número de células}}{mL} = N * 25 * 50 * 1000 * FD$$

En donde

N : número de células contadas en la cámara

FD: factor de dilución

Se tomaron 5 cuadros de la cámara, los 4 de cada esquina y el del centro que los une, cada uno con subdivisiones de 5 espacios.



**Tabla No. 8: Recuento de 5 cuadros grandes de cámara de Neubauer**

$$\frac{\text{Número de células}}{mL} = 3 * 25 * 50 * 1000$$

$$\frac{\text{Número de células}}{mL} = 4,375,000 \frac{\text{cel}}{mL}$$

Nota: de la misma manera se realizó para el resto de lecturas

Cálculo del logaritmo de las cel/mL

$$\log(4,375,000) = 6.64 \text{ cel/mL}$$

Cálculo del promedio de las lecturas para la entrada

$$\frac{\text{Lectura de camara 1} + \text{Lectura de camara 2}}{2} = \text{promedio de lectura}$$

$$\frac{3 + 4}{2} = 3.5 \text{ células en la entrada}$$

Cálculo de porcentaje de aumento de la población celular

$$\frac{\text{Concentración de salida} - \text{Concentración de entrada}}{\text{Concentración de entrada}} * 100\%$$

$$\frac{5.5 - 3.5}{3.5} * 100\% = 57.14\% \text{ de aumento de población}$$

Cálculo del aumento de la población celular en células por mililitro

$$57.14\% * 25 * 50 * 1000 = 714,250 \text{ cel/mL}$$

Cálculo de la velocidad de crecimiento de las microalgas

$$\frac{\text{Aumento de la población}}{\tau} = \text{velocidad de crecimiento}$$

$$\frac{714,250 \frac{\text{cel}}{\text{mL}}}{660 \text{ s}} = 1082.25 \frac{\text{cel}}{\text{mL} * \text{s}}$$

o **Apéndice C: Dimensiones del equipo**

**Tabla No. 9: Dimensiones de los tubos del fotobioreactor expuestos a la luz**

Dimensiones de los tubos			
Tubos del PFR		milímetros (mm)	metros (m)
Diámetro	Interno	18	0.018
	Externo	20	0.020
Grosor		1	0.001
Largo		580	0.58
Largo (transversal)		210	0.21

**Tabla No. 10: Dimensiones del tanque**

Dimensiones del tanque			
Detalle		milímetros (mm)	metros (m)
Base	Largo	160	0.16
	Ancho	160	0.16
Parte superior	Ancho	165	0.165
	Largo	165	0.165
Altura		225	0.225

**Tabla No. 11: Dimensiones de la bomba**

Dimensiones de la bomba		
Detalle	milímetros (mm)	metros (m)
Ancho	60	0.06
Alto	50	0.05
Largo	100	0.1

**Tabla No. 12: Dimensiones del sistema de iluminación artificial del fotobioreactor tubular**

Dimensiones sistema de iluminación			
Detalle		milímetros (mm)	metros (m)
Luces	Ancho	50	0.05
	Largo	590	0.59
	Grosor	90	0.09
	Alto del reactor	230	0.23
Estructura	Ancho	420	0.42
	Largo	69	0.069
	Alto del reactor	450	0.45

**Tabla No. 13: Dimensiones del sistema de fotobioreactor tubular**

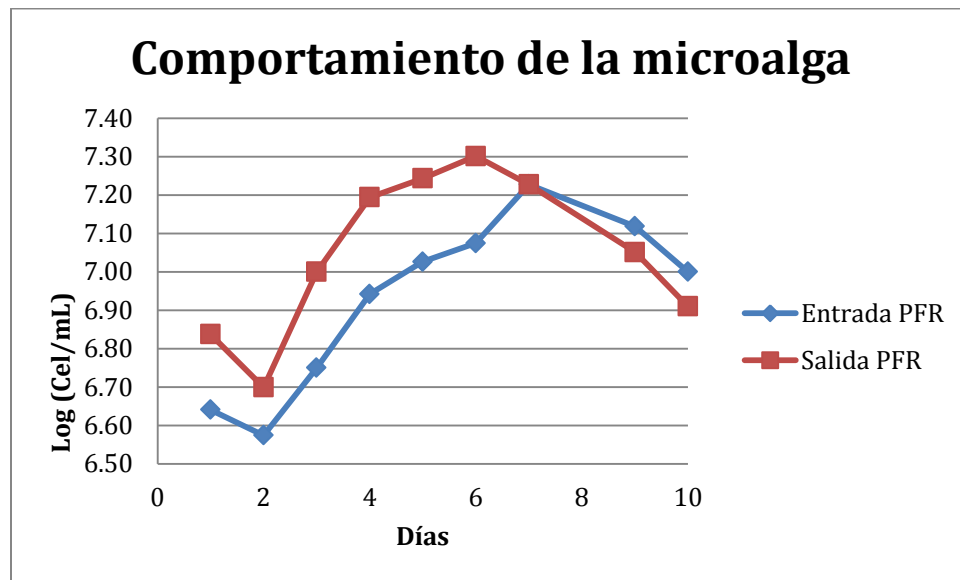
Dimensiones del PFR			
Detalle		milímetros (mm)	metros (m)
Ancho	Entre juntas en u	95	0.095
	Entre tubos	35	0.035
	entre entrada y salida	35	0.035
Largo	Tubos expuestos a luz	580	0.58
	Tubería con juntas en u	680	0.68
	tubo de salida	65	0.065
	tubo transversal	30	0.03
altura	tubo transversal	90	0.09

**Tabla No. 14: Dimensiones de otras partes del sistema**

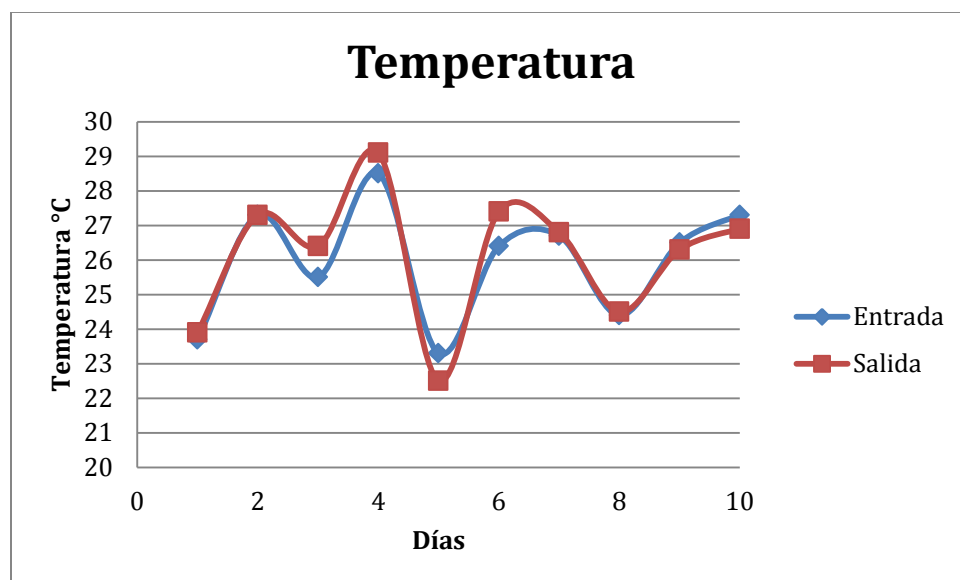
Dimensiones de otros			
Detalle		milímetros (mm)	metros (m)
Largo	Manguera	760	0.76
		4	0.004
Diámetro interno	Adaptador de entrada	3	0.003
	adaptador de salida	3	0.003

- Apéndice D: Gráficas parámetros monitoreados

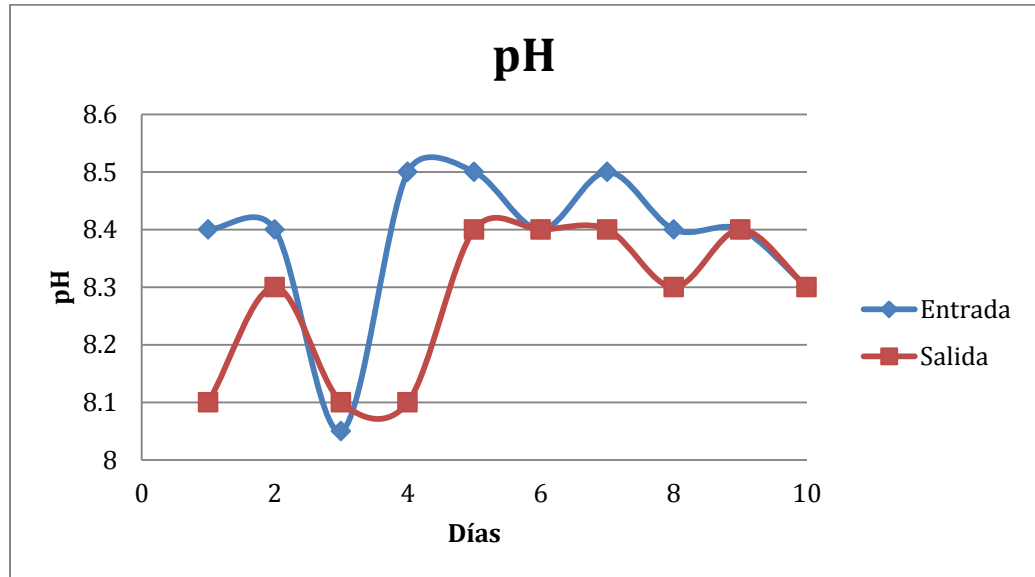
**Gráfica No. 2: Monitoreo del comportamiento de crecimiento de la microalga unicelular de agua dulce trabajada en el fotobioreactor tubular de 5L**



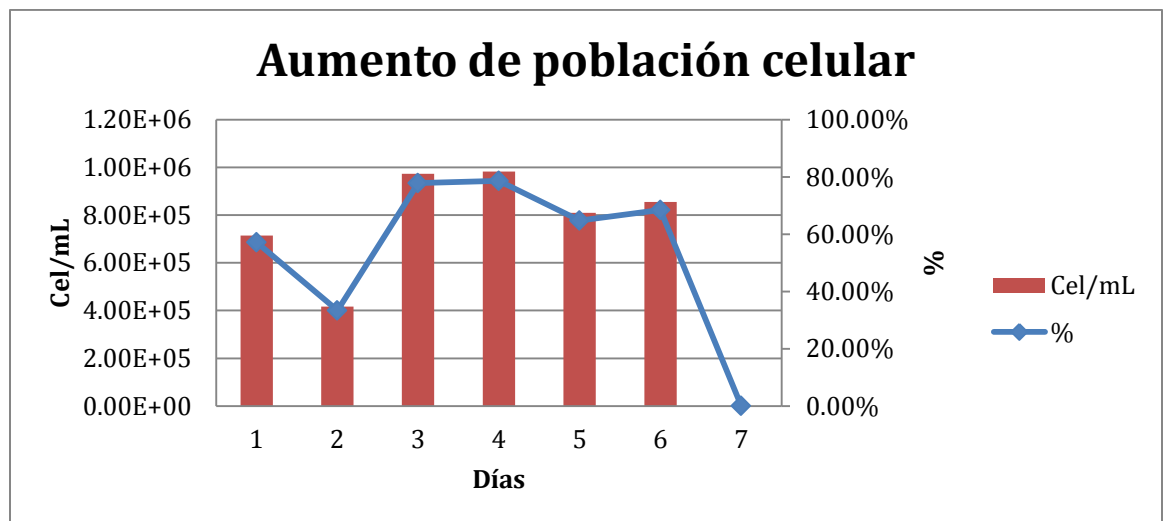
**Gráfica No. 3: Monitoreo de temperatura del cultivo de la microalga unicelular de agua dulce trabajada en el fotobioreactor tubular de 5L. (Al momento de la toma de muestra para la lectura.)**



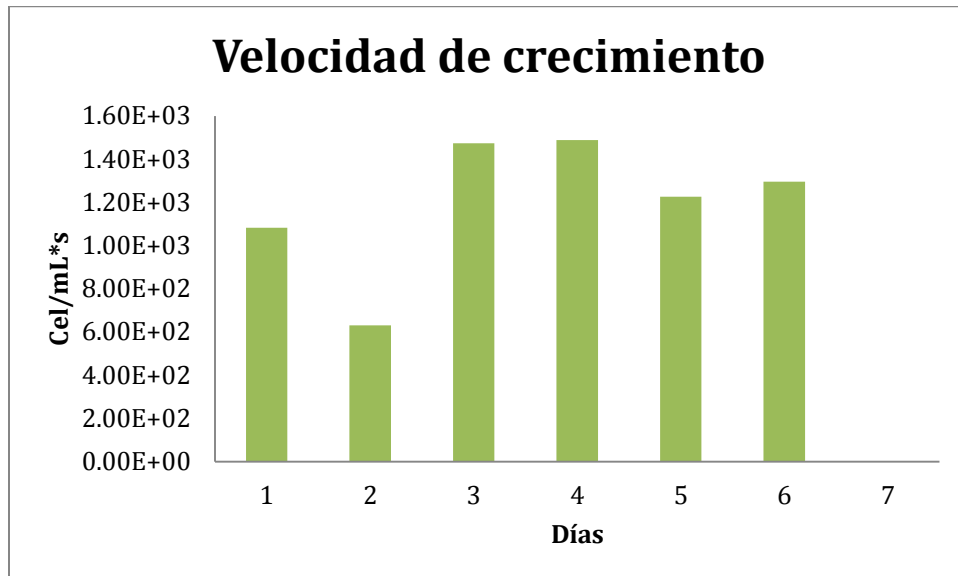
**Gráfica No. 4: Monitoreo de pH del cultivo de la microalga unicelular de agua dulce trabajada en el fotobioreactor tubular de 5L. (Al momento previo a la lectura.)**



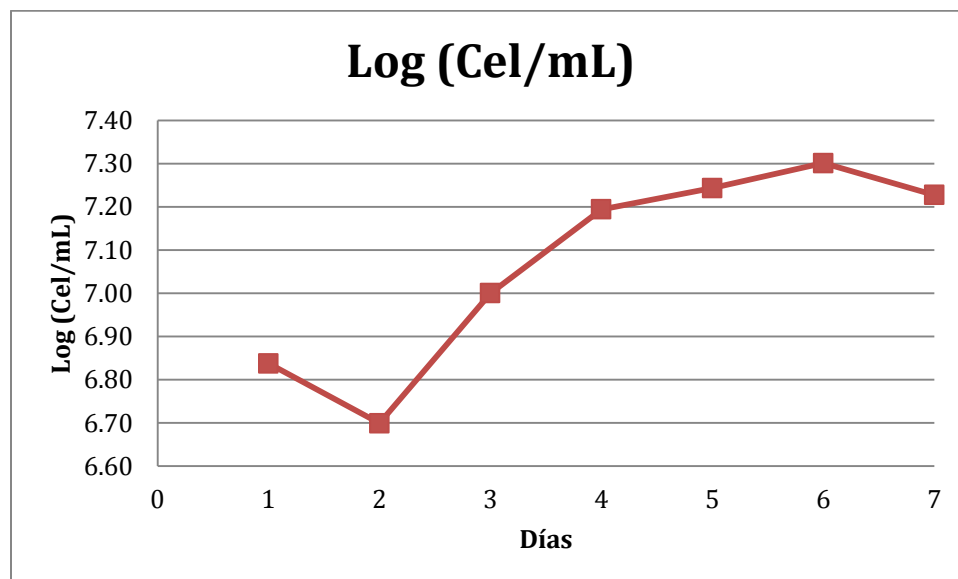
**Gráfica No. 5: Monitoreo del aumento de población celular de la microalga unicelular de agua dulce trabajada en el fotobioreactor tubular de 5L.**



**Gráfica No. 6: Velocidad de crecimiento de la microalga unicelular de agua dulce trabajada en el fotobioreactor tubular de 5L.**



**Gráfica No. 7: Logaritmo del crecimiento a lo largo del período muestreado en cel/mL de la microalga unicelular de agua dulce trabajada en el fotobioreactor tubular de 5L.**



• Apéndice F: Datos de los parámetros graficados

Tabla No. 15: Lectura del crecimiento en ambos lados de la cámara de Neubauer

Fecha	Día	Lectura	Entrada (células)	Salida (células)
10/10/2012	1	1	3	4
		2	4	7
11/10/2012	2	1	3	3
		2	3	5
12/10/2012	3	1	6	10
		2	3	6
15/10/2012	4	1	10	17
		2	4	8
16/10/2012	5	1	10	13
		2	7	15
17/10/2012	6	1	10	14
		2	9	18
18/10/2012	7	1	15	17
		2	12	10
22/10/2012	8	1	8	11
		2	17	20
23/10/2012	9	1	11	11
		2	10	7
24/10/2012	10	1	8	5
		2	8	8

**Tabla No. 16: Promedio de las lecturas por día para la cámara de Neubauer**

Día	Entrada	Desv est	Salida	Desv est
1	3.50	0.71	5.50	2.12
2	3.00	0.00	4.00	1.41
3	4.50	2.12	8.00	2.83
4	7.00	4.24	12.50	6.36
5	8.50	2.12	14.00	1.41
6	9.50	0.71	16.00	2.83
7	13.50	2.12	13.50	4.95
8	12.50	6.36	15.50	6.36
9	10.50	0.71	9.00	2.83
10	8.00	0.00	6.50	2.12

**Tabla No. 17: Logaritmo de la población celular encontrada para cada día en el fotobioreactor tubular de 5L.**

Día	Log (cel/mL) Entrada	Log (cel/mL) Salida
1	6.64	6.84
2	6.57	6.70
3	6.75	7.00
4	6.94	7.19
5	7.03	7.24
6	7.07	7.30
7	7.23	7.23
9	7.12	7.05
10	7.00	6.91

**Tabla No. 18: Temperaturas registradas durante la recolección de muestra para la lectura**

Día	Entrada (°C)	Salida (°C)
1	23.7	23.9
2	27.3	27.3
3	25.5	26.4
4	28.5	29.1
5	23.3	22.5
6	26.4	27.4
7	26.7	26.8
8	24.4	24.5
9	26.5	26.3
10	27.3	26.9

**Tabla No. 19: pH obtenido de las muestras utilizadas para encontrar la densidad celular y el crecimiento**

Día	Entrada	Salida
1	8.4	8.1
2	8.4	8.3
3	8.05	8.1
4	8.5	8.1
5	8.5	8.4
6	8.4	8.4
7	8.5	8.4
8	8.4	8.3
9	8.4	8.4
10	8.3	8.3

**Tabla No. 20: Porcentaje de aumento de población, aumento de población neto y velocidad de crecimiento hasta día de muestra 7.**

Día	Aumento de población en %	Aumento neto de población (cel/mL)	Velocidad de crecimiento (cel/mLs)
1	57.14%	7.14E+05	1.08E+03
2	33.33%	4.17E+05	6.31E+02
3	77.78%	9.72E+05	1.47E+03
4	78.57%	9.82E+05	1.49E+03
5	64.71%	8.09E+05	1.23E+03
6	68.42%	8.55E+05	1.30E+03
7	0.00%	0.00E+00	0.00E+00

- **Apéndice F: Características del reactor y sus partes**

**Tabla No. 21: Se presenta el espacio tiempo para cada reactor basado en el volumen de operación de cada reactor y en la capacidad de la bomba.**

Elemento	Volumen	Velocidad de la bomba (mL/min)	Velocidad de la bomba (L/min)	Velocidad de la bomba (m <sup>3</sup> /s)	Espacio tiempo (min)	Espacio tiempo (s)
Tanque	3.9	100	0.1	1.67E-06	39	2340
PFR	1.1				11	660

**Tabla No. 22: Muestra el volumen de tubos del fotobioreactor expuesto a la luz en m<sup>3</sup> y en litros**

Volumen del reactor expuesto a la luz						
Radio (m)	Altura (m)	Número de tubos	Volumen individual (m3)	Volumen por sección (m3)	Volumen total (m3)	Volumen total (L)
0.009	0.58	6	0.000148	0.000886	0.000939	0.938991
0.009	0.21	1	5.34E-05	5.34E-05		

**Tabla No. 23: Presenta el área de los tubos del fotobioreactor en m2 que se encuentra expuesta a la luz.**

Área de contacto lumínico de los tubos del reactor					
Ancho (m)	Largo (m)	Número de tubos	Área individual (m2)	Área por sección (m2)	Área total (m2)
1.80E-02	0.58	6	1.04E-02	6.26E-02	6.64E-02
1.80E-02	0.21	1	3.78E-03	3.78E-03	

**Tabla No. 24: Se tiene la iluminancia tomada y el promedio del flujo luminoso que incide en el área de contacto iluminada de los tubos del fotobioreactor**

Flujo lumínico fotobioreactor tubular				
Puntos	Iluminancia (lux)	Promedio (lux)	Área de alcance (m2)	Flujo luminoso promedio (lm)
1	2380.00	2350.00	6.64E-02	156.09
2	2660.00			
3	2010.00			

**Tabla No. 25: Se tiene el área transversal de la tubería utilizada y de los adaptadores de manguera que conectan la salida y la entrada del cultivo.**

Área transversal de la tubería	
Descripción	Área (m <sup>2</sup> )
Reactor	2.54E-04
Manguera (cultivo)	1.26E-05
Manguera (aire)	1.26E-05

**Tabla No. 26: La velocidad lineal el número de Reynolds, factor de fricción de fanning y la caída de presión en Pa.**

Descripción	Velocidad lineal (m/s)	Reynolds	fanning	Pa
Reactor	6.55E-03	3.88E+01	4.12E-01	1.04E+03
Manguera (cultivo)	1.33E-01	1.75E+02	9.16E-02	3.04E+03
Manguera (aire)	6.63E+00	1.58E+03	1.01E-02	2.23E+04

**Tabla No. 27: Tiempos para la determinación de la viscosidad cinemática y dinámica del fertilizante y del agua**

Tiempo (s)	Cinemática		Dinámica	
	Viscosidad en cStokes	m <sup>2</sup> /s	Kg/ms	Promedio
16.57	1.314527459	1.31453E-06	0.0013145	0.00304
17.08	4.088637002	4.08864E-06	0.0040886	
17.01	3.712656085	3.71266E-06	0.0037127	

**Tabla No. 28: Muestra los valores de las densidades y viscosidades dinámicas utilizados para determinar Reynolds, fanning y caída de presión.**

Descripción	Cantidad	Unidad
Densidad del aire	1.18	Kg/m <sup>3</sup>
Densidad promedio de cultivo	1000.00	Kg/m <sup>3</sup>
Viscosidad del medio	3.04E-03	Kg/ms
Viscosidad del aire	1.98E-05	Kg/ms

- **Apéndice G: Balance de energía**

**Tabla No. 29: Muestra el balance de flujo luminoso promedio en las áreas de incidencia lumínica del sistema del fotobio reactor tubular**

Cantidad de luz del sistema		
Área (m <sup>2</sup> )		Flujo luminoso promedio (lumenes)
Laterales	0.32	1880.94
Frontal y trasero	0.19	
Base	0.29	
En uso	6.64E-02	156.09
Salida	0.73	1724.85

**Tabla No. 30: Muestra el balance de energía del sistema por unidad de tiempo**

Balance de Energía					
Entrada	Cantidad	Unidad	Salida	Cantidad	Unidad
Bomba agua	3.00	J/s	Trabajo	7.56E-03	J/s
Bomba aire	4.50	J/s	Trabajo	2.07E+00	J/s
Luz	40.00	J/s	Q	40.00	J/s
Luz	1880.94	lm	Luz	1724.85	lm

**Tabla No. 31: Muestra el balance de energía del sistema, para los 6 días de interés.**

Balance de Energía					
Entrada	Cantidad	Unidad	Salida	Cantidad	Unidad
Bomba agua	1.56E+06	J	Trabajo	3.92E+03	J
Bomba aire	2.33E+06	J	Trabajo	1.07E+06	J
Luz	2.07E+07	J	Q	2.07E+07	J
Luz	9.75E+08	lm	Luz	8.94E+08	lm

- Apéndice H: Costos de montaje y operación

**Tabla No. 32: Costo total de la determinación del crecimiento de la microalga de agua dulce *Scenedesmus* Sp. en el fotobioreactor tubular de 5 L a escala laboratorio. En los 7 días de interés.**

Costos de operación										
Equipo	Cantidad (W)	Días usados	Horas por día	No. De equipo	No uso	Horas de uso al día	Kwh/ mes	Costo kwh/mes	Costo Total	
Bomba liquido (W)	3	7	23	1	1.33	22.67	0.504	Q1.78	Q0.90	
Luz (W)	40	7	24	2	0	24	6.72	Q1.78	Q11.96	
Bomba de aire (W)	4.5	7	24	1	0	24	0.756	Q1.78	Q1.35	
Nutrientes (mL)	59.6	7							Q68.80	Q4.10
								Total	Q18.30	

**Tabla No. 33: Costo total de la determinación del crecimiento de la microalga de agua dulce *Scenedesmus* Sp. en el fotobioreactor tubular de 5 L a escala laboratorio. Hasta el día 14 de operación.**

Costos de operación										
Equipo	Cantidad (W)	Días usados	Horas por día	No. De equipo	No uso	Horas de uso al día	kwh	Costo kwh/mes	Costo Total	
Bomba liquido (W)	3	14	23	1	1.33	22.67	0.966	Q1.78	Q1.72	
Luz (W)	40	14	24	2	0	24	13.44	Q1.78	Q23.92	
Bomba de aire (W)	4.5	14	24	1	0	24	1.512	Q1.78	Q2.69	
Nutrientes (mL)	60.8	14							Q68.80	Q4.18
								Total	Q32.52	

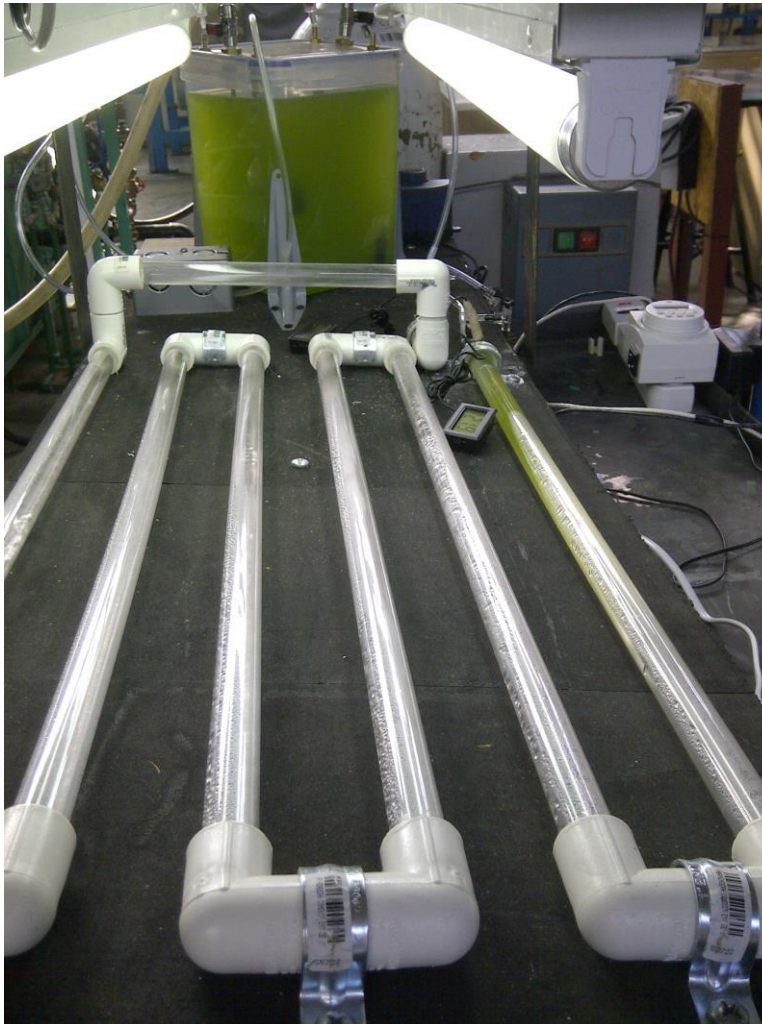
\*Nota: Para las gráficas No. 30 y No. 31 La bomba de líquido trabajó 23h al día y se apagó durante 1h al día. Para los nutrientes la cantidad es en mL y para el costo la unidad es en litro.

**Tabla No. 34: Costo detallado del montaje del fotobioreactor tubular de 5 L**

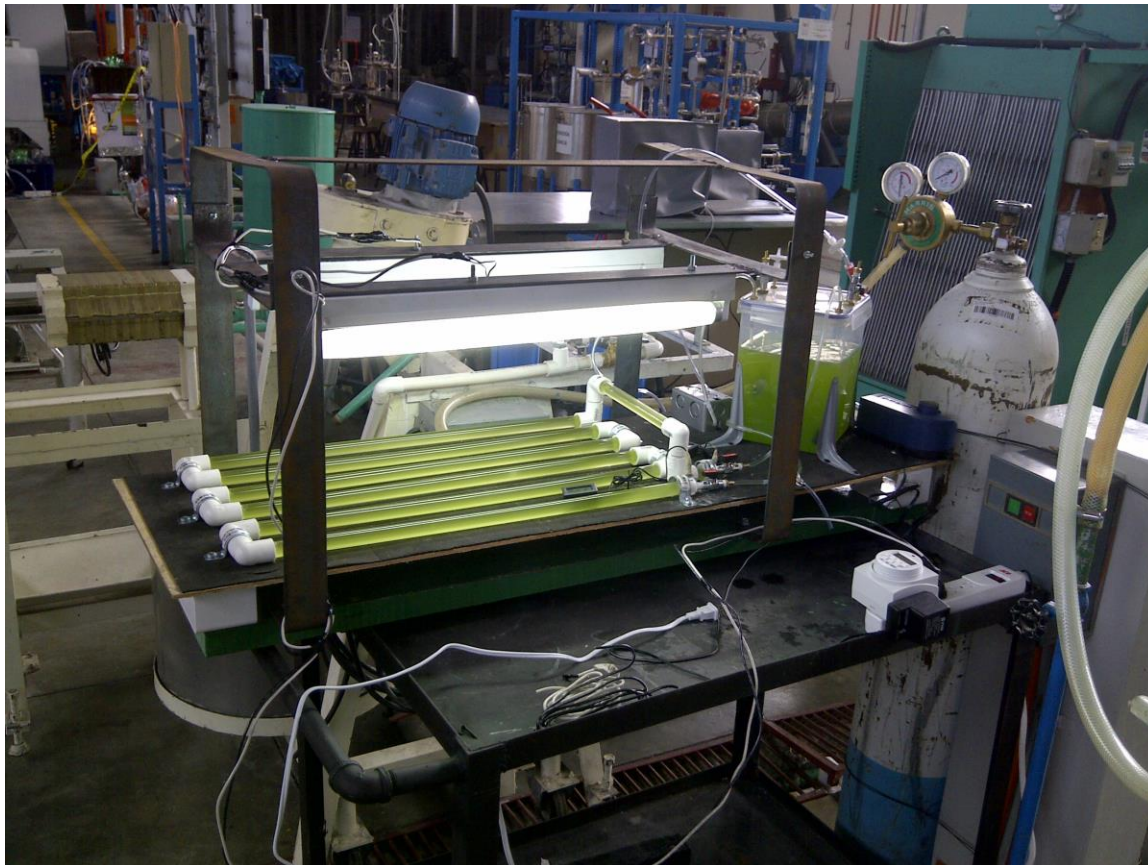
Cantidad	Descripción	Costo Unitario (Q)	Costo Total (Q)
1	reactor	Q2,611.30	Q2,611.30
1	bomba de aire	Q275.00	Q275.00
1	Soporte de lámparas	Q75.00	Q75.00
2	Lámparas 20w	Q100.00	Q200.00
1	Tablón de madera	Q40.00	Q40.00
4	Manguera de aire	Q3.00	Q12.00
Total			Q3,213.30

- Apéndice I: Fotografías del proyecto

**Fotografía No. 1: Arranque del fotobioreactor tubular de 5L con *Scenedesmus* Sp.  
En el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de  
Guatemala**



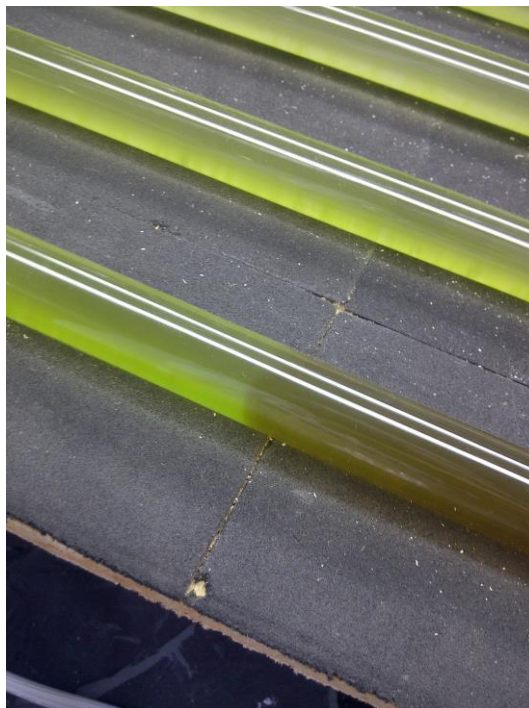
**Fotografía No. 2: Vista lateral del fotobioreactor tubular de 5L previo a la adición del medio. Instalado en el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala**



**Fotografía No. 3: Sensores de temperatura ubicados en la entrada y salida del fotobio reactor tubular de 5L. Instalado en el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala**



**Fotografía No. 4: Adición del medio al fotobio reactor tubular de 5 L instalado en Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala**



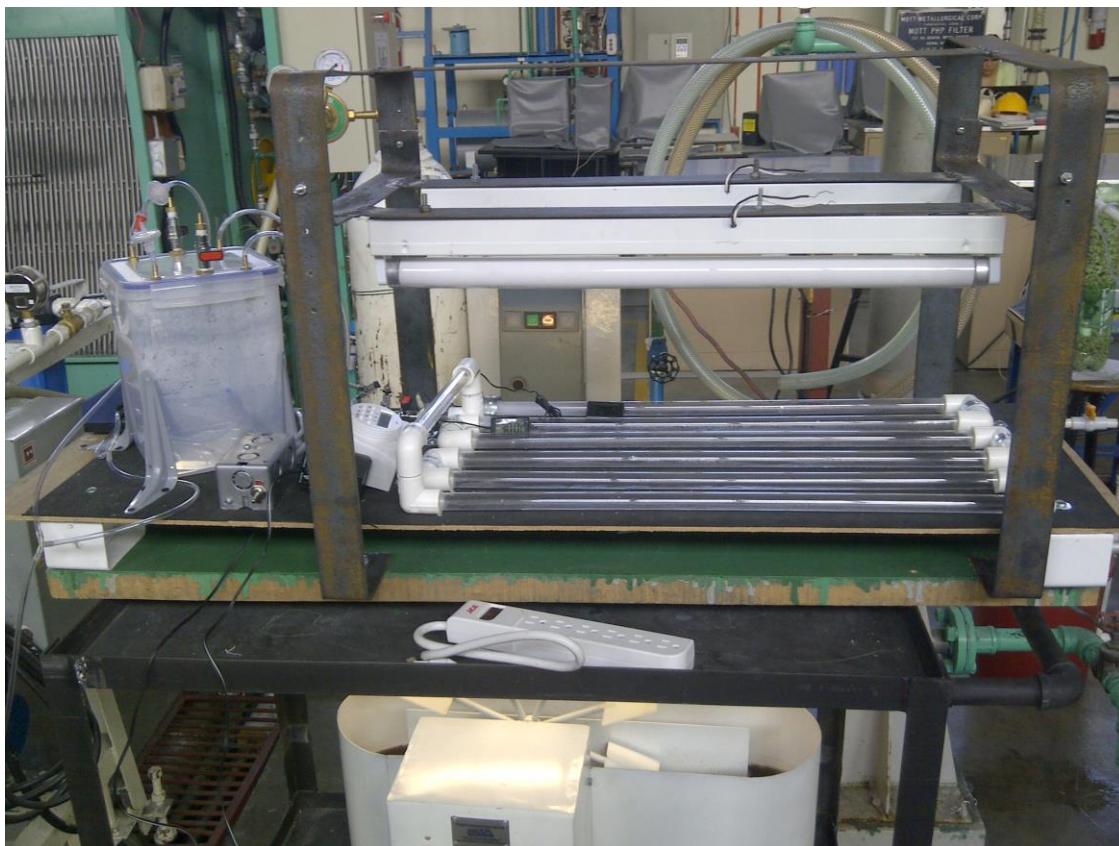
**Fotografía No. 5: Aereación en el tanque receptor del fotobiorreactor tubular de 5L instalado en el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala**



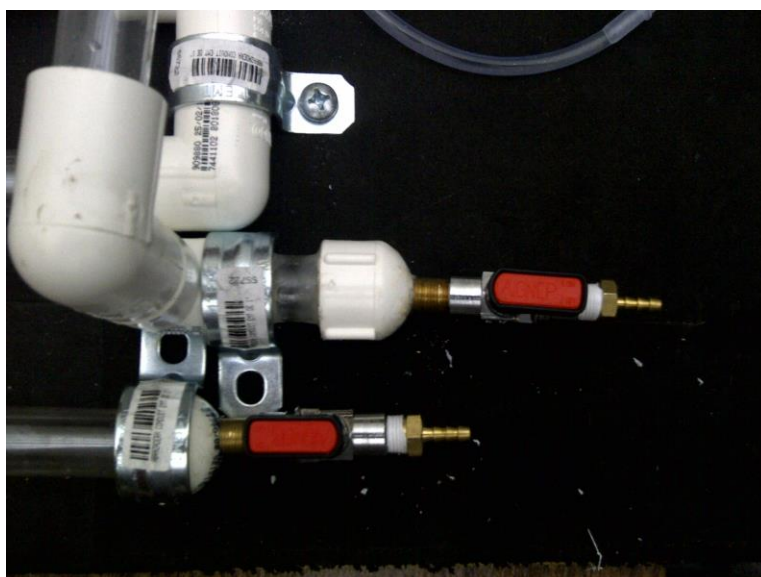
**Fotografía No. 6 Fotobiorreactor tubular previo a la instalación del sistema de iluminación, instalado en el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala.**



**Fotografía No. 7: Fotobioreactor tubular de 5L con sistema de iluminación, instalado en el Laboratorio de Operaciones Unitarias en la Universidad del Valle de Guatemala.**



**Fotografía No. 8: Muestras tomadas de la entrada y de la salida previo a la instalación de los sensores de temperatura.**



- Apéndice J: Vistas del fotobioreactor tubular con capacidad de 5L a escala laboratorio ubicado en el laboratorio de operaciones unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala

Figura No. 5 Vista aérea del fotobioreactor tubular de 5 L, escala laboratorio

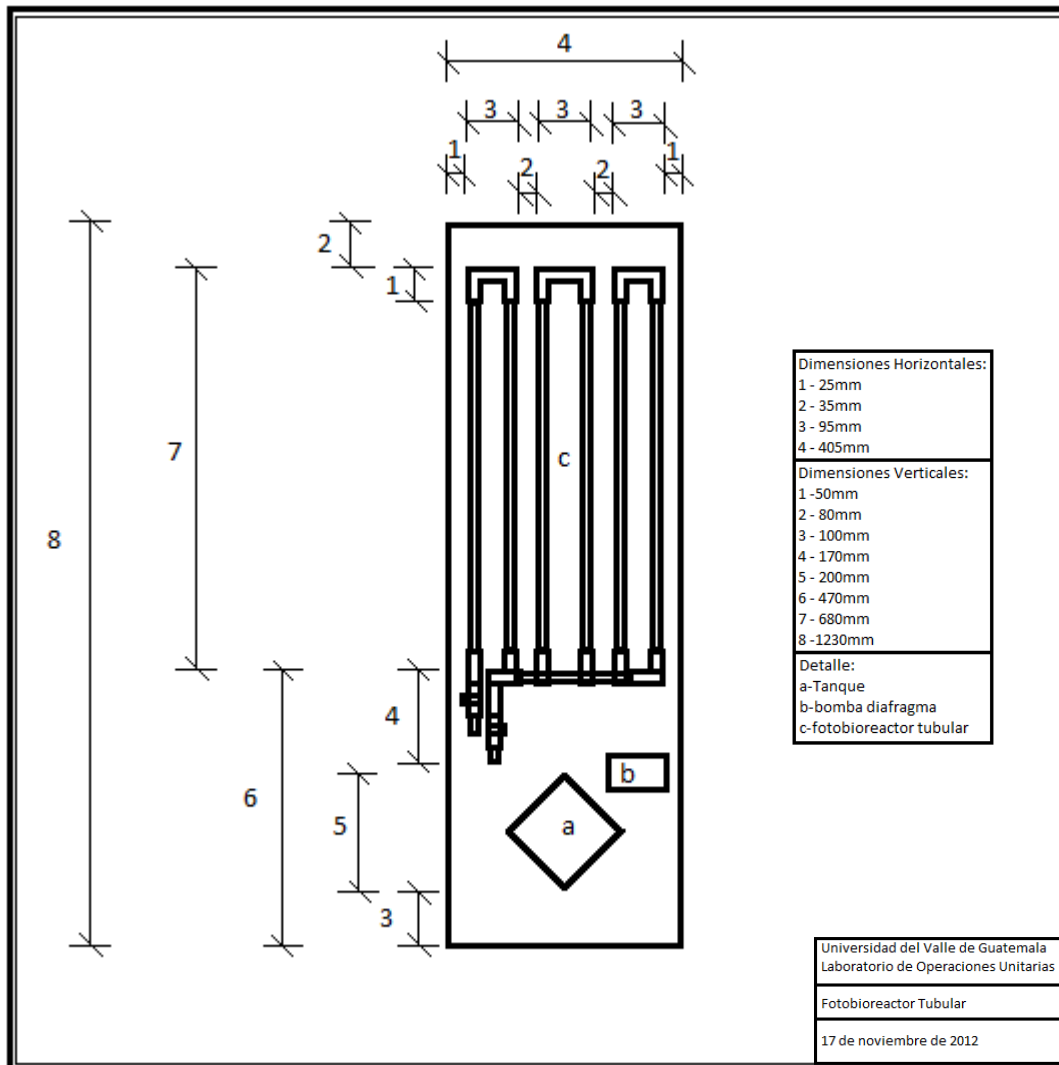


Figura No. 6: Vista frontal del fotobio reactor tubular de 5 L, escala laboratorio

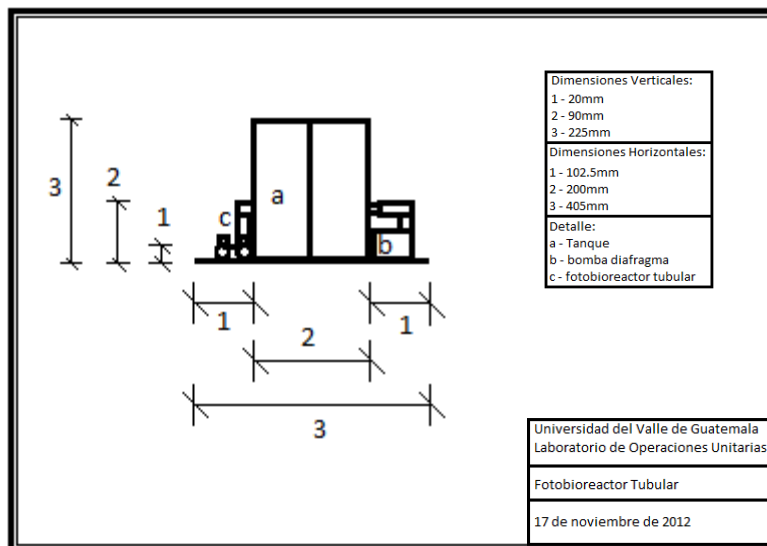
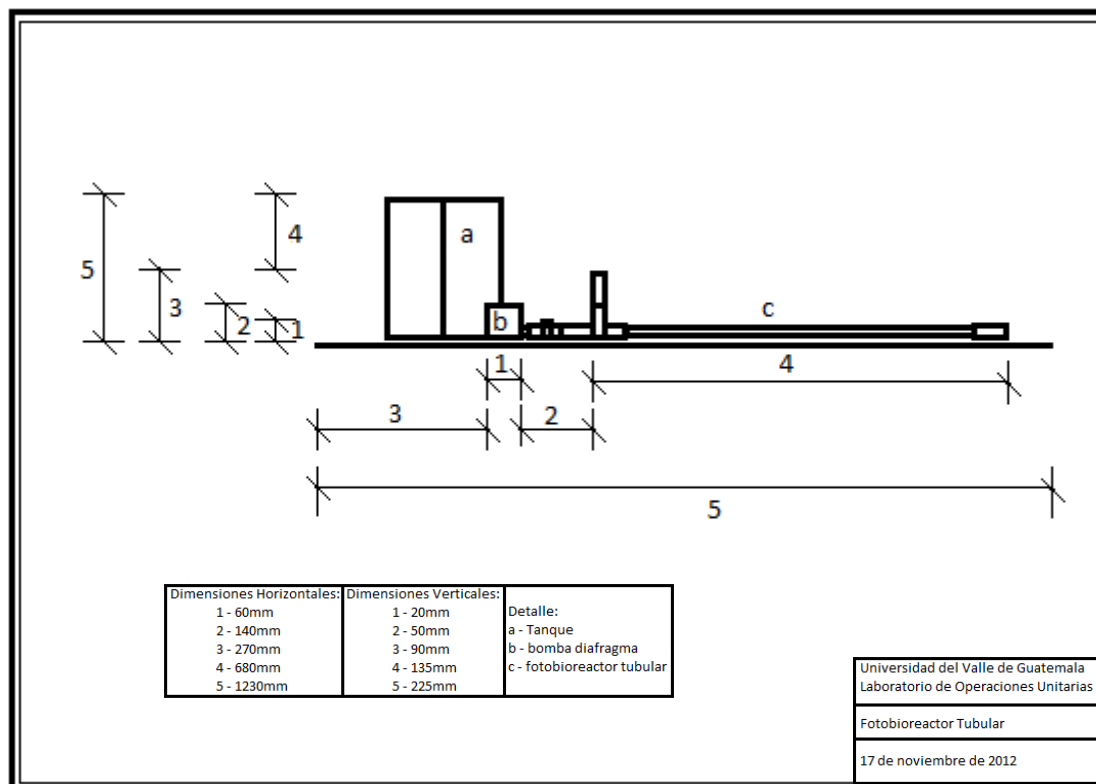
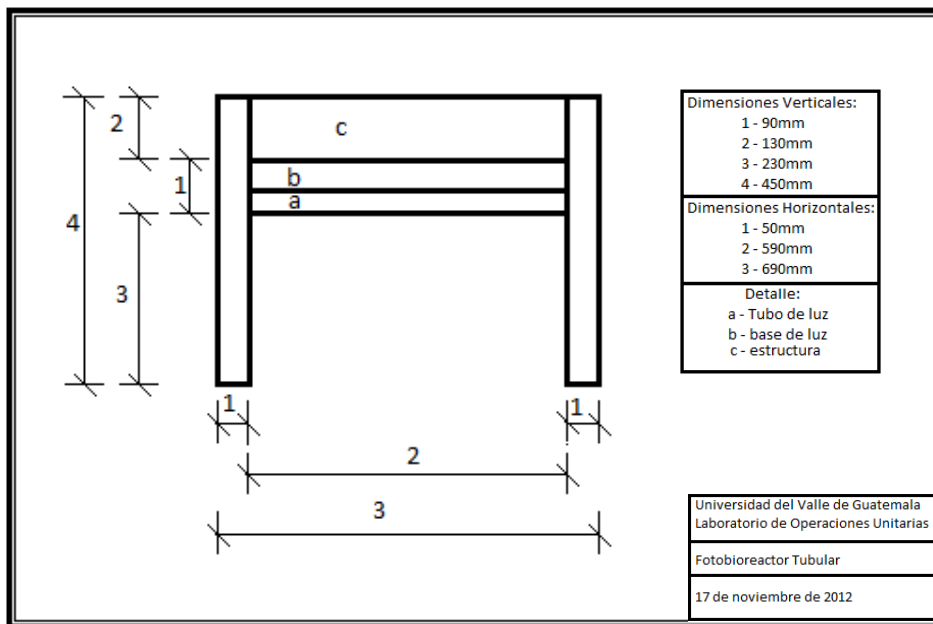


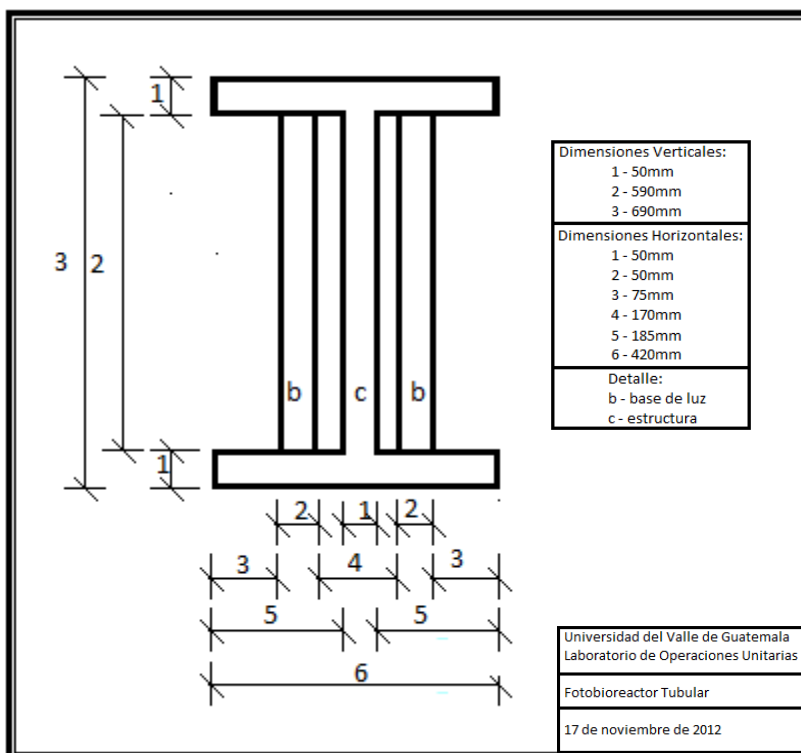
Figura No. 7: Vista lateral del fotobio reactor tubular de 5 L, escala laboratorio



**Figura No. 8: Vista lateral del sistema de iluminación del fotobioreactor tubular de 5L.**



**Figura No. 9: Vista aérea del sistema de iluminación del fotobioreactor tubular de 5L**



**Figura No. 10: Vista frontal del sistema de iluminación del fotobio reactor tubular de 5L**

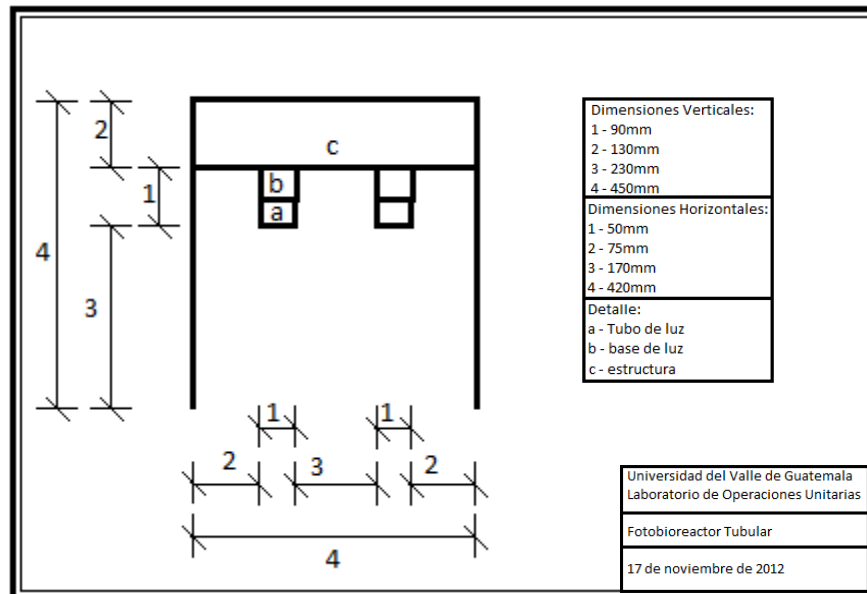
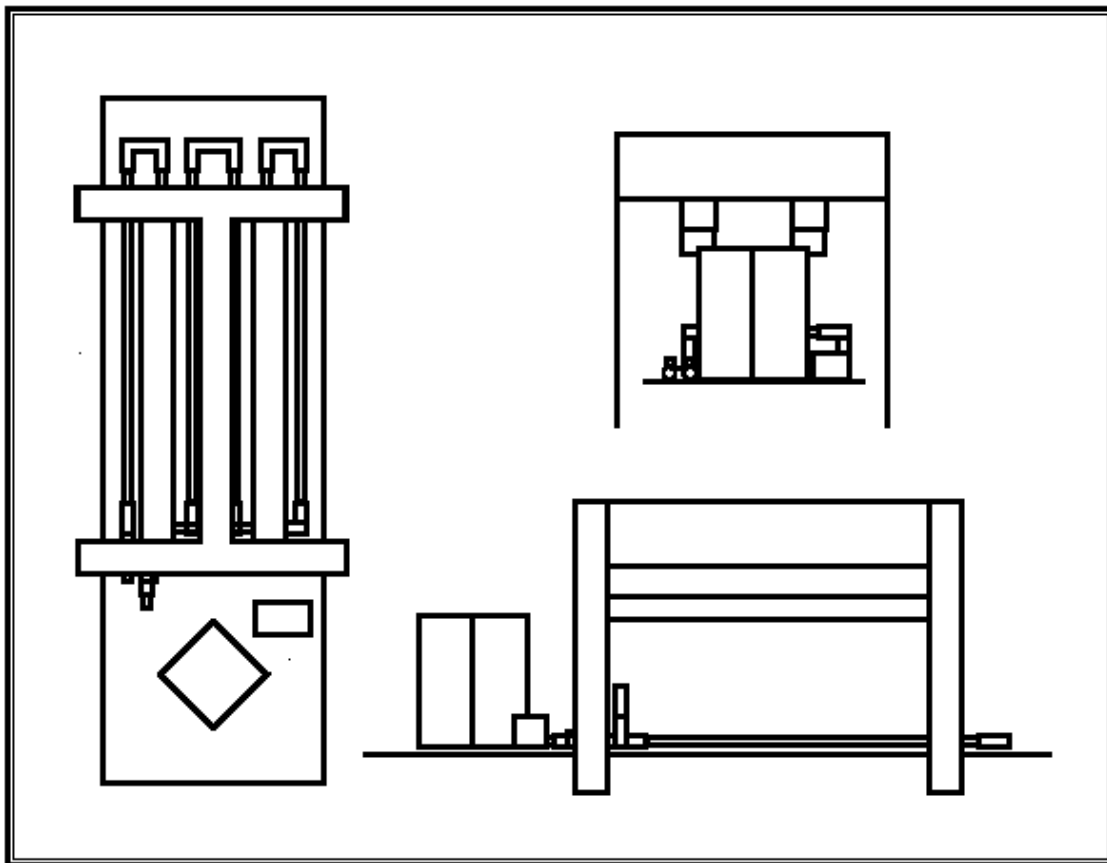


Figura No. 11: Vistas del sistema de iluminación con el fotobioreactor tubular de 5L



## Glosario

**Alga:** Organismo eucariota, autótrofo que realiza fotosíntesis que vive en el agua o ambientes húmedos.

**Biocombustible:** Combustible proveniente de una fuente de biomasa

**Biodiesel:** Biocombustible obtenido a partir de lípidos como los aceites de las microalgas. Posee similitud al diesel proveniente del petróleo.

**Biomasa:** Material biológico proveniente de un microorganismo u organismo vivo, generalmente se refiere a plantas o material derivado de plantas.

**Bomba de diafragma:** Bomba que utiliza membranas para impulsar fluidos con acción recíproca

**Cámara de Neubauer:** Cámara desarrollada para el conteo de células

**Ciclo de Calvin:** Serie de reducciones bioquímicas que ocurre en el cloroplasto de organismos fotosintéticos en donde se ve involucrado el ATP y NADPH.

**Citoplasma:** Emulsión coloidal que sostiene todas las subestructuras internas de la célula

**Flagelo:** Estructura móvil en forma de látigo protuberante del cuerpo celular para proporcionar locomoción.

**Flujo luminoso:** La suma ponderada de la potencia luminosa percibida en todas las longitudes de onda del espectro visible.

**Iluminancia:** Cantidad de flujo luminoso que incide sobre una superficie por unidad de área

**Joule:** Unidad de energía del sistema internacional (J)

**Lumen:** Unidad de medida del flujo luminoso en el sistema internacional. Definido como una candela por un estereoradián.

**Lux:** Unidad de medida de la iluminancia en el sistema internacional ( $1 \text{ lumen/m}^2$ )

**Melosira Sp.:** Cepa de microalga de agua salada

**Microalga:** Alga microscópica encontrada en agua dulce o agua salada de carácter fotosintético.

**Motilidad:** Habilidad de moverse independientemente, proporcionada generalmente por el flagelo

**Mucílago:** Es una glicoproteína polar producida por la mayoría de plantas y microorganismos.

**NADPH:** Nicotinamida adenina dinucleótido fosfato en forma reducida, es una coenzima usada en reacciones anabólicas

**Organismo fototrófico:** Organismo que realiza procesos metabólicos mediante la captación de luz

**Pared celular:** Es una capa que actúa como filtro y provee soporte estructural a la membrana celular.

**PFR:** fotobioreactor, reactor especializado en optimizar el proceso fotosintético de microorganismos

**Reactor tubular:** reactor conformado por tubos, ya sea en serie o en paralelo

***Scenedesmus Sp.***: Cepa de microalga de agua dulce

**Termofílico:** Organismo adaptado sobrevivir en relativamente altas temperaturas