

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR  
FACULTAD DE INGENIERIA Y ARQUITECTURA  
ESCUELA DE INGENIERIA QUIMICA E INGENIERIA DE ALIMENTOS



**PROPUESTA DE DISEÑO DE BIOFILTRO PARA LA CAPTACIÓN DE CO<sub>2</sub>  
ATMOSFÉRICO UTILIZANDO LA MICROALGA *Chlorella vulgaris***

PARA OPTAR AL GRADO DE:  
**INGENIERO QUÍMICO**

PRESENTADO POR:  
**DÍAZ AQUINO RAÚL BERNARDO  
VÁSQUEZ AGUILAR AURORA BEATRIZ**

CIUDAD UNIVERSITARIA, FEBRERO 2021

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**

RECTOR:

**MSC. ROGER ARMANDO ARIAS ALVARADO**

SECRETARIO GENERAL:

**ING. FRANCISCO ANTONIO ALARCÓN SANDOVAL**

**FACULTAD DE INGENIERIA Y ARQUITECTURA**

DECANO:

**DR. EDGAR ARMANDO PEÑA FIGUEROA**

SECRETARIO:

**ING. JULIO ALBERTO PORTILLO**

**ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA E INGENIERÍA DE ALIMENTOS**

DIRECTORA:

**ING. SARA ELISABETH ORELLANA BERRÍOS**

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**  
**FACULTAD DE INGENIERIA Y ARQUITECTURA**  
**ESCUELA DE INGENIERIA QUIMICA E INGENIERIA DE ALIMENTOS**

Trabajo de Graduación previo a la opción al Grado de:

**INGENIERO QUÍMICO**

Título:

**PROPUESTA DE DISEÑO DE BIOFILTRO PARA LA CAPTACIÓN DE CO<sub>2</sub>**  
**ATMOSFERICO UTILIZANDO LA MICROALGA *Chlorella vulgaris***

Presentado por:

**DÍAZ AQUINO RAÚL BERNARDO**  
**VÁSQUEZ AGUILAR AURORA BEATRIZ**

Trabajo de graduación aprobado por:

Docente Asesora:

M.Eng. ALBA MARISELA SARAVIA CORTEZ

SAN SALVADOR. FEBRERO DE 2021

Trabajo de graduación aprobado por:

Docente Asesora:

M.Eng. ALBA MARISELA SARAVIA CORTEZ

## **Agradecimientos por: Aurora Beatriz Vásquez Aguilar**

Cuando una etapa está a punto de acabar se empiezan observar ciertos detalles del camino, especialmente cuando estos han sido largos y han dejado experiencias que influenciaron el carácter de una persona. He visto tanto y aprendido bastante que no tengo más que estar agradecida.

Agradezco a Dios por las oportunidades y por haberme cuidado y guiado en todo el trayecto. A mi familia que sin su constante apoyo y buenos deseos no hubiese podido avanzar en los momentos más difíciles. A mis amigos con quienes viví las situaciones más divertidas y quienes me enseñaron muchas cosas. Siempre recordare las sesiones de estudios y los proyectos en los que estuvimos juntos.

A mi compañera de desvelos: Tita, que siempre la llevaré en mi corazón sin importar el tiempo que pase.

A los profesores por enseñarnos y compartir con todo el grupo de su paciencia y cariño. Porque sin la semilla de la curiosidad el presente trabajo no se hubiese realizado son, como dicen, aquellos pequeños detalles que pueden motivar a llevar a cabo una idea aun cuando está no es muy común en el tiempo en el que se tiene.

Un agradecimiento especial a nuestra asesora y a mi compañero (y amigo) en este proyecto de graduación. Realmente el tiempo en el que se desarrolló esta pequeña investigación fue uno de los más inciertos sin embargo gracias al esfuerzo de todos pudimos salir adelante.

Finalmente agradezco a aquellas personas que nos brindaron de su apoyo y guía al inicio de este proyecto, así como a las personas que, sin saberlo, fueron parte de este proceso de formación.

## **Agradecimientos por: Raúl Bernardo Díaz Aquino**

Siempre que se inicia un proyecto de cualquiera índole se piensa en el final del mismo, aunque sea distante del inicio, cuando realmente es el camino el que nos deja las cosas valiosas, en mi trayecto por completar esta etapa de vida me he llevado personas que han influido en mí a las cuales me gustaría dedicar algunas palabras.

Primeramente, a Dios por haberme guiado siempre y haber cuidado de mí y mis seres queridos. A mi familia que siempre ha estado para mí, mi madre Nubia, mi padre Víctor y mi hermano Galileo que han sido un apoyo inagotable durante todo este tiempo y que sin importar cuán difícil fuera la situación sabía que estarían para apoyarme y darme aliento para continuar. A mis amigos: Alexander, Sofía, Clarisa, Fernando, Aurora, Milton, Miguel a esos y muchos más que han estado para las risas y para el trabajo duro que han sido parte importante en la universidad y los atesoraré siempre.

Quiero igualmente agradecer a toda la Escuela de Ingeniería Química e Ingeniería de Alimentos por su labor creando profesionales de gran valor tanto técnico como social, a todos los docentes: Ing. Rico, Ing. Saravia, Ing. Tania, Ing. Teodoro y demás que han compartido su conocimiento por generaciones, les agradezco tanto el aporte técnico como la guía personal y consejos que me han aportado durante toda la carrera, es algo invaluable para cualquier alumno.

Finalmente agradezco a todas las personas que por cuestiones de espacio no he podido mencionar pero que han aportado tanto, gracias por todo, llevo a cada uno en el corazón.

## RESUMEN

En la presente investigación se desarrolló una propuesta de diseño de un biofiltro captador de dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>) en el que se empleó la microalga *Chlorella vulgaris* como medio de captación de este gas presente en el aire. Para ello, se elaboró una metodología para el cultivo de este microorganismo desde su recolección (aislamiento) hasta su cultivo y escalamiento, definiendo en el proceso los requisitos físicos, químicos y biológicos para su crecimiento en condiciones medioambientales cercanas a las del territorio nacional (25-30 °C y 0.04% de CO<sub>2</sub> atmosférico).

Para el diseño del equipo, se tomó en cuenta el índice de captación de CO<sub>2</sub> de la microalga ( $0.0631 \frac{g}{L \cdot día}$  con un rendimiento de retención del 92.2%) y el índice de producción de oxígeno ( $1.5 \frac{kg O_2}{kg Biomasa}$ ) para realizar la estimación de la captura de carbono al día (0.246 kg de C).

Para el dimensionamiento geométrico del fotobiorreactor se calcularon aspectos como los rangos de las caídas de presión, el grosor de las paredes de los tubos, las alturas de cada sección del equipo, los diámetros internos y externo, entre otros además de definir las especificaciones que los equipos primarios y secundarios (como: sistemas de iluminación, compresores, mangueras, válvulas, entre otros) que serían necesarios para el óptimo funcionamiento del biofiltro. Se elaboraron adicionalmente dos guías para la obtención experimental las variables de la transferencia de masa y tiempo de retención de gas.

Finalmente, una vez definidos los parámetros y las especificaciones de los equipos para los sistemas primarios y secundarios, se procedió a realizar un costeo para estimar el gasto que representaría la construcción de uno de estos equipos. Se presentan entonces dos opciones en la que la primera opción está enfocada en suplir con los requerimientos básicos del biofiltro (costo: \$329.03) y la segunda opción en la capacidad de la toma de mediciones más precisas (costo: \$ 593.91) necesarias para proyectos destinados a largo plazo.

# INDICE

<b>INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>1</b>
<b>PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....</b>	<b>2</b>
<b>OBJETIVOS.....</b>	<b>4</b>
<b>ALCANCES.....</b>	<b>5</b>
<b>JUSTIFICACIÓN.....</b>	<b>6</b>
<b>CAPÍTULO 1: MARCO REFERENCIAL.....</b>	<b>7</b>
1.1. PERSPECTIVA ACTUAL DE LAS EMISIONES DE DIÓXIDO DE CARBONO EN EL SALVADOR.....	7
1.1.1. FUENTES DE EMISIÓN DE CO <sub>2</sub> Y SU EVOLUCIÓN EN EL SALVADOR.....	7
1.1.2. EFECTOS ADVERSOS POR ALTAS CONCENTRACIONES DE CO <sub>2</sub> .....	9
1.1.3. MARCO AMBIENTAL DE LAS EMISIONES DE CO <sub>2</sub> VIGENTES EN EL SALVADOR.....	9
1.1.4. TECNOLOGÍAS PARA LA REDUCCIÓN Y ELIMINACIÓN DE CO <sub>2</sub> EN LA ACTUALIDAD.....	10
1.1.5. APLICACIÓN DE BIOTECNOLOGÍAS PARA LA REDUCCIÓN Y ELIMINACIÓN DE CO <sub>2</sub> .....	11
1.2. PANORAMA DE APLICACIÓN DE BIOFILTROS PARA LA CAPTACIÓN DE CO <sub>2</sub> A NIVEL MUNDIAL.....	13
1.2.1. GENERALIDADES DE DISEÑO DE BIOFILTRO PARA LA CAPTACIÓN DE CO <sub>2</sub> .....	13
1.2.2. PARÁMETROS DE DISEÑO Y DIMENSIONAMIENTO DE BIOFILTROS.....	14
1.2.3. SISTEMAS DE FIJACIÓN DE CO <sub>2</sub> EN BIOFILTROS.....	16
1.2.4. MICROALGAS COMO SISTEMA DE FIJACIÓN DE CO <sub>2</sub> EN BIOFILTROS.....	18
1.3. APLICACIONES DE LA MICROALGA <i>CHLORELLA VULGARIS</i> COMO SISTEMA DE FIJACIÓN DE CO <sub>2</sub> .....	20
1.3.1. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE LA MICROALGA <i>CHLORELLA VULGARIS</i> .....	20
1.3.2. PROCESO BIOLÓGICO DE TRANSFORMACIÓN DE CO <sub>2</sub> .....	22
1.3.3. USOS ACTUALES DE LA MICROALGA <i>CHLORELLA VULGARIS</i> EN BIOFILTROS PARA LA CAPTACIÓN DE CO <sub>2</sub> ATMOSFÉRICO.....	23
<b>CAPÍTULO 2: METODOLOGÍA PARA EL CULTIVO DE LA MICROALGA <i>CHLORELLA VULGARIS</i> A NIVEL DE LABORATORIO Y PLANTA PILOTO.....</b>	<b>26</b>
2.1. PARÁMETROS DE CULTIVO DE LA MICROALGA <i>CHLORELLA VULGARIS</i> .....	26
2.1.1. PARÁMETROS FÍSICOS.....	26
2.1.2. PARÁMETROS QUÍMICOS.....	27
2.1.3. INDICADORES DE CONTAMINACIÓN.....	37
2.2. METODOLOGÍA PARA EL CULTIVO A NIVEL DE LABORATORIO.....	38
2.2.1. EQUIPO PARA EL CULTIVO DE MICROALGAS.....	38
2.2.2. PROCEDIMIENTO DE ESTERILIZACIÓN DE EQUIPOS.....	41
2.2.3. CONTROL EN LAS CONDICIONES EN EL ÁREA DE LABORATORIO.....	43
2.2.4. PROCEDIMIENTO DE CULTIVO DE LA MICROALGA.....	44
2.3. METODOLOGÍA PARA EL ESCALAMIENTO DE CULTIVOS DE MICROALGAS A NIVEL DE PLANTA PILOTO.....	45
2.3.1. ESCALADO DE CULTIVOS.....	45
2.3.2. GESTIÓN DE CULTIVOS.....	47
<b>CAPÍTULO 3: METODOLOGÍA DE DISEÑO DEL PROTOTIPO DE BIOFILTRO A NIVEL DE PLANTA PILOTO.....</b>	<b>49</b>
3.1. CRITERIOS DE DISEÑO.....	49
3.2. PARÁMETROS DE DISEÑO DEL BIOFILTRO.....	50
3.2.1. GEOMETRÍA DEL REACTOR.....	54
3.2.2. FENÓMENOS DE TRANSPORTE Y TRANSFERENCIA DE MASA.....	57
3.2.3. TIEMPO DE HOMOGENIZACIÓN O MEZCLADO.....	61



3.2.4.	VELOCIDAD DE CIRCULACIÓN DEL LÍQUIDO .....	64
3.2.5.	RETENCIÓN DE GAS (OVERALL GAS HOLD-UP).....	66
3.3.	ELEMENTOS DE UN BIOFILTRO CAPTADOR DE CO <sub>2</sub> .....	68
3.3.1.	SISTEMAS PRIMARIOS.....	69
3.3.2.	SISTEMAS AUXILIARES.....	69
<b>CAPÍTULO 4: PROPUESTA DE DISEÑO DEL PROTOTIPO DE BIOFILTRO A NIVEL DE PLANTA PILOTO .....</b>		<b>72</b>
4.1.	DISEÑO CONCEPTUAL DEL BIOFILTRO CAPTADOR DE CO <sub>2</sub> UTILIZANDO LA MICROALGA <i>CHLORELLA VULGARIS</i> .....	72
4.2.	COSTO DE LOS ELEMENTOS QUE CONFORMAN EL BIOFILTRO CAPTADOR DE CO <sub>2</sub> AL UTILIZAR LA MICROALGA <i>CHLORELLA VULGARIS</i> .....	92
4.3.	INDICACIONES DE OPERACIÓN .....	95
4.3.1.	ESTERILIZACIÓN DEL EQUIPO.....	95
4.3.2.	OPERACIÓN BATCH .....	96
4.3.3.	LIMPIEZA DEL BIOFILTRO.....	97
4.3.4.	RECUPERACIÓN DE LA MICROALGA .....	99
4.3.5.	APRECIACIONES CUALITATIVAS DEL DISEÑO DEL BIOFILTRO.....	99
<b>DISCUSIÓN DE RESULTADOS.....</b>		<b>101</b>
<b>CONCLUSIONES.....</b>		<b>104</b>
<b>RECOMENDACIONES.....</b>		<b>106</b>
<b>REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>		<b>107</b>
<b>ANEXOS.....</b>		<b>117</b>

## ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA 1.1:	EMISIONES TOTALES DE GEI DE EL SALVADOR.....	7
FIGURA 1.2:	EMISIONES DE CO <sub>2</sub> HASTA EL AÑO 2016 EN EL SALVADOR.....	8
FIGURA 1.3:	EMISIONES DE CO <sub>2</sub> AÑO 2017 EN EL SALVADOR .....	8
FIGURA 1.4:	ESQUEMA GENERAL DE UN BIOFILTRO.....	14
FIGURA 1.5:	SISTEMAS DE FIJACIÓN DE CO <sub>2</sub> .....	19
FIGURA 1.6:	CLASIFICACIÓN PARA LAS FORMAS UNICELULARES .....	20
FIGURA 1.7:	ESTRUCTURA DE LA MICROALGA <i>CHLORELLA VULGARIS</i> .....	21
FIGURA 1.8:	TAXONOMÍA DE LA MICROALGA <i>CHLORELLA VULGARIS</i> .....	22
FIGURA 1.9:	DISEÑO DE FOTOBIORREACTOR.....	24
FIGURA 1.10:	DISEÑO DE FOTOBIORREACTOR (2) .....	25
FIGURA 2.1:	MEDIO DE BRISTOL .....	30
FIGURA 2.2:	SISTEMA DE LUZ RECOMENDADO PARA CULTIVO.....	40
FIGURA 2.3:	EQUIPO PARA AUTOCLAVE .....	42
FIGURA 2.4:	DIAGRAMA DE CULTIVO A NIVEL DE LABORATORIO.....	45
FIGURA 3.1:	PARTES CARACTERÍSTICAS DE UN REACTOR AIRLIFT .....	52
FIGURA 3.2:	ETAPAS SECUENCIALES EN LA TEORÍA DE LA DOBLE PELÍCULA ...	58
FIGURA 3.3:	FACTORES QUE AFECTAN EL COEFICIENTE GLOBAL DE MASA.....	60
FIGURA 3.4:	CURVA DEL MÉTODO DE PULSO .....	64
FIGURA 3.5:	DIAGRAMA DE CONFIGURACIÓN DE BIORREACTOR. ....	69
FIGURA 3.6:	SISTEMA DE BIOFILTRACIÓN POR SADEGHIZADEH ET AL. (2017) ...	71
FIGURA 3.7:	SISTEMA DE BIOFILTRACIÓN POR ZNAD ET AL (2004) .....	71
FIGURA 4.1:	REPRESENTACIÓN GRÁFICA DE SISTEMA DE BIOFILTRACIÓN .....	91
FIGURA 4.2:	CURVA DE CRECIMIENTO BACTERIANO.....	96
FIGURA 4.3:	CURVA DE CRECIMIENTO DE <i>CHLORELLA VULGARIS</i> .....	97
FIGURA 4.4:	DISPOSICIÓN DE SALIDA DEL LÍQUIDO EN EL BIORREACTOR.....	98
FIGURA 4.5:	ADHERENCIA Y SEDIMENTACIÓN EN BIORREACTOR AIRLIFT .....	99
FIGURA 4.6:	MODELO DE FILTRO .....	120
FIGURA 4.7:	COSTO DE FOTOBIORREACTOR OPCIÓN 1.....	130
FIGURA 4.8:	COSTO DE SISTEMA DE ILUMINACIÓN OPCIÓN 1 .....	130
FIGURA 4.9:	COSTO DE MEDIO DE CULTIVO OPCIÓN 1.....	131
FIGURA 4.10:	COSTO SAL DE EPSON .....	131
FIGURA 4.11:	COSTO DE POTENCIÓMETRO OPCIÓN 1 .....	131

<b>FIGURA 4.12: COSTO DE TERMÓMETRO OPCIÓN 1 .....</b>	<b>132</b>
<b>FIGURA 4.13: COSTO DE COMPRESOR OPCIÓN 1 .....</b>	<b>132</b>
<b>FIGURA 4.14: COSTO DE VÁLVULA OPCIÓN 1.....</b>	<b>132</b>
<b>FIGURA 4.15: COSTO DE CHORRO OPCIÓN 1.....</b>	<b>133</b>
<b>FIGURA 4.16: COSTO DE MADERA OPCIÓN 1 .....</b>	<b>133</b>
<b>FIGURA 4.17: COSTO DE MANGUERA OPCIÓN 1 .....</b>	<b>133</b>
<b>FIGURA 4.18: COSTO DE CODO OPCIÓN 1 .....</b>	<b>134</b>
<b>FIGURA 4.19: COSTO DE FOTOBIORREACTOR OPCIÓN 2.....</b>	<b>134</b>
<b>FIGURA 4.20: COSTO DE SISTEMA DE ILUMINACIÓN OPCIÓN 2.....</b>	<b>134</b>
<b>FIGURA 4.21: COSTO DE MEDIO DE CULTIVO OPCIÓN 2.....</b>	<b>135</b>
<b>FIGURA 4.22: COSTO SAL DE EPSON .....</b>	<b>135</b>
<b>FIGURA 4.23: COSTO DE SISTEMA PH+TERMÓMETRO OPCIÓN 2.....</b>	<b>135</b>
<b>FIGURA 4.24: COSTO DE MEDIDOR DE OD.....</b>	<b>136</b>
<b>FIGURA 4.25: COSTO DE SENSOR DE FLUJO .....</b>	<b>136</b>
<b>FIGURA 4.26: COSTO DE COMPRESOR OPCIÓN 2 .....</b>	<b>136</b>
<b>FIGURA 4.27: COSTO VÁLVULA OPCIÓN 2.....</b>	<b>137</b>
<b>FIGURA 4.28: COSTO DE CHORRO OPCIÓN 2.....</b>	<b>137</b>
<b>FIGURA 4.29: COSTO DE MADERA OPCIÓN 2 .....</b>	<b>137</b>
<b>FIGURA 4.30: COSTO DEL FILTRO DE AIRE.....</b>	<b>138</b>
<b>FIGURA 4.31: COSTO DEL PEGAMENTO.....</b>	<b>138</b>
<b>FIGURA 4.32: COSTO DE MANGUERA OPCIÓN 2 .....</b>	<b>138</b>
<b>FIGURA 4.33: COSTO DE CODO OPCIÓN 2.....</b>	<b>139</b>

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>TABLA 1.1:</b>	<b>VENTAJAS Y DESVENTAJAS DEL CULTIVO DE MICROALGAS .....</b>	<b>15</b>
<b>TABLA 1.2:</b>	<b>VARIABLES DE DISEÑO DE UN FOTOBIORREACTOR.....</b>	<b>16</b>
<b>TABLA 1.3:</b>	<b>SISTEMAS PRE Y POST COMBUSTIÓN .....</b>	<b>17</b>
<b>TABLA 1.4:</b>	<b>MEDIOS BIOLÓGICOS PARA CAPTURA DE CO<sub>2</sub> .....</b>	<b>17</b>
<b>TABLA 2.1:</b>	<b>PARÁMETROS FÍSICOS DE CULTIVO.....</b>	<b>27</b>
<b>TABLA 2.2:</b>	<b>COMPOSICIÓN DEL FERTILIZANTE COMERCIAL N: P: K + TE.....</b>	<b>29</b>
<b>TABLA 2.3:</b>	<b>PRODUCCIÓN DE BIOMASA Y CRECIMIENTO DE <i>CHLORELLA SP</i>.....</b>	<b>31</b>
<b>TABLA 2.4:</b>	<b>ÍNDICES DE FIJACIÓN DE CO<sub>2</sub>.....</b>	<b>32</b>
<b>TABLA 2.5:</b>	<b>ÍNDICE DE PRODUCCIÓN DE OXÍGENO .....</b>	<b>33</b>
<b>TABLA 2.6:</b>	<b>TIPOS DE INTERACCIONES BACTERIA MICROALGA .....</b>	<b>36</b>
<b>TABLA 2.7:</b>	<b>MATERIALES UTILIZADOS PARA EL CULTIVO .....</b>	<b>38</b>
<b>TABLA 2.8:</b>	<b>MATERIALES PARA CULTIVO DE <i>CHLORELLA VULGARIS</i> .....</b>	<b>39</b>
<b>TABLA 2.9:</b>	<b>MATERIALES PROPUESTO PARA CULTIVO DE MICROALGA.....</b>	<b>39</b>
<b>TABLA 2.10:</b>	<b>MATERIAL A UTILIZAR PARA ESTERILIZAR .....</b>	<b>43</b>
<b>TABLA 2.11:</b>	<b>CONDICIONES EXPERIMENTALES DEL CULTIVO .....</b>	<b>47</b>
<b>TABLA 3.1:</b>	<b>PARÁMETROS PARA EL DISEÑO DE FOTOBIORREACTORES.....</b>	<b>50</b>
<b>TABLA 3.2:</b>	<b>VENTAJAS Y DESVENTAJAS DE LOS SISTEMAS DE BIOFILTRACIÓN.....</b>	<b>50</b>
<b>TABLA 3.3:</b>	<b>CONFIGURACIONES DE LAS PARTES DE UN REACTOR AIRLIFT.....</b>	<b>53</b>
<b>TABLA 3.4:</b>	<b>PARÁMETROS DE FORMA .....</b>	<b>55</b>
<b>TABLA 3.5:</b>	<b>CORRELACIONES DE CIRCULACIÓN DEL LÍQUIDO Y MEZCLADO ....</b>	<b>63</b>
<b>TABLA 3.6:</b>	<b>CORRELACIONES DE VELOCIDAD DE CIRCULACIÓN DE LÍQUIDO....</b>	<b>65</b>
<b>TABLA 3.7:</b>	<b>TÉCNICAS PARA LA DETERMINACIÓN EXPERIMENTAL.....</b>	<b>68</b>
<b>TABLA 3.8:</b>	<b>SISTEMA AUXILIAR PARA BIOFILTRO.....</b>	<b>70</b>
<b>TABLA 4.1:</b>	<b>COMPARACIÓN DE PROPIEDADES DE DISTINTOS MATERIALES .....</b>	<b>73</b>
<b>TABLA 4.2:</b>	<b>RAZONES PARA EL DIMENSIONAMIENTO DEL REACTOR. ....</b>	<b>74</b>
<b>TABLA 4.3:</b>	<b>ACCESORIOS A UTILIZAR.....</b>	<b>84</b>
<b>TABLA 4.4:</b>	<b>PRODUCCIÓN DE CO<sub>2</sub> DE EQUIPO .....</b>	<b>88</b>
<b>TABLA 4.5:</b>	<b>INVENTARIO DE EMISIONES DE CO<sub>2</sub>.....</b>	<b>89</b>
<b>TABLA 4.6:</b>	<b>TABLA RESUMEN DE DISEÑO .....</b>	<b>90</b>
<b>TABLA 4.7:</b>	<b>EQUIPO PRINCIPAL A UTILIZAR .....</b>	<b>92</b>
<b>TABLA 4.8:</b>	<b>COSTO DE EQUIPO PRINCIPAL A UTILIZAR OPCIÓN 1.....</b>	<b>93</b>
<b>TABLA 4.9:</b>	<b>COSTO DE EQUIPO COMPLEMENTARIO OPCIÓN 1.....</b>	<b>93</b>

<b>TABLA 4.10: COSTOS DE INVERSIÓN INICIAL OPCIÓN 1 .....</b>	<b>93</b>
<b>TABLA 4.11: COSTO DE EQUIPO PRINCIPAL A UTILIZAR OPCIÓN 2.....</b>	<b>94</b>
<b>TABLA 4.12: COSTO DE EQUIPO COMPLEMENTARIO OPCIÓN 2.....</b>	<b>94</b>
<b>TABLA 4.13: COSTOS DE INVERSIÓN INICIAL OPCIÓN 1 .....</b>	<b>94</b>
<b>TABLA 4.14: MATERIALES PARA RECOLECCIÓN Y AISLAMIENTO.....</b>	<b>118</b>
<b>TABLA 4.15: MATERIALES PARA LA ELABORACIÓN DE FILTRO DE ALGODÓN....</b>	<b>120</b>
<b>TABLA 4.16: MATERIALES PARA REALIZAR MÉTODO DE WINKLER.....</b>	<b>122</b>
<b>TABLA 4.17: REACTIVOS PARA MÉTODO DE WINKLER.....</b>	<b>123</b>

## INTRODUCCIÓN

La presencia de dióxido de carbono en la atmósfera se ha incrementado de forma continua en los últimos años debido a factores como el crecimiento acelerado de la industria, la necesidad energética debido al alza de la población, el aumento en el parque vehicular, entre otros. El Salvador, al igual que el resto de los países, presenta un incremento de este gas contaminante en el aire lo que empobrece su calidad y puede generar que las poblaciones que presentan enfermedades respiratorias crónicas (como el asma) o personas sensibles vean un agravamiento en su condición.

En el medio ambiente un aumento de este gas de efecto invernadero provocaría reacciones negativas en los diferentes ecosistemas del país además de cambios graves en la biodiversidad y en la calidad de los recursos naturales. Entre las alteraciones que el incremento del dióxido de carbono puede provocar en el ambiente se encuentran la lluvia ácida que causa acidificación en los cuerpos de agua, el daño masivo a los cultivos lo que generaría pérdidas en el sector de la agricultura, la muerte de la fauna marina lo que produciría pérdidas a la biodiversidad de la zona y al sector pesquero del país.

Dado lo anterior y aplicando los conocimientos de ingeniería química, operaciones unitarias y diseño aplicado a la ingeniería, en la presente investigación, se ha planteado una propuesta de diseño de un biofiltro captador de CO<sub>2</sub> presente en la atmósfera utilizando la microalga *Chlorella vulgaris*. Este sistema emplea la reacción básica entre los organismos fotoautótrofos: La fotosíntesis para la captación de este gas permitiendo entonces proponer una alternativa que permita disminuir las concentraciones de este contaminante en el aire.

## PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Desde el año 2009 en El Salvador no se han cumplido los estándares promedio para una buena calidad del aire datos que se han obtenido a través del portal del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales de El Salvador (2020) para el monitoreo de la calidad del aire, uno de los causantes principales de la baja calidad del aire es el dióxido de carbono presente en la atmósfera, el cual contribuye a enfermedades respiratorias (Lema, 2005) como lo son la neumonía, la bronquitis y el asma, que afecta a la población en general.

El dióxido de carbono de igual manera representa un factor importante a tener en cuenta en el aspecto ambiental, ya que tiene repercusiones negativas en el medio ambiente, el trabajo de Useros (2013) menciona que el aumento del CO<sub>2</sub> en la atmósfera genera una importante acidificación del medio salino, dicho aumento también conlleva un efecto colateral negativo en el correcto desarrollo de la fauna y flora acuáticas además de un aporte significativo al cambio climático general sobre las distintas áreas de todo el planeta.

Para el año 2019, el mundo se encontraba bajo un aumento en la concentración de CO<sub>2</sub> nunca antes vista de acuerdo a la Met Office británica (2019), El Salvador por su parte también muestra una tendencia hacia el aumento de este gas desde hace algunos años según lo mostrado en el portal del Banco mundial (2016).

Por lo cual el CO<sub>2</sub> supone un problema que afecta a la mayoría de la población salvadoreña debido a que el país se encuentra en un proceso constante de crecimiento tecnológico y económico que propicia el explotar de sus recursos naturales y energéticos lo que desemboca en un aumento del contaminante en el aire agudizando la situación actual, además, el poco énfasis en nuevas tecnologías orientadas para la captación de CO<sub>2</sub> representa una pérdida de oportunidad para mitigar los efectos negativos sobre la calidad del aire, el medioambiente y la sociedad salvadoreña.

Mecanismos de fijación naturales del CO<sub>2</sub> contemplan una perspectiva esperanzadora en el uso en masa de microalgas. Las microalgas son organismos fotoautótrofos que por medio de procesos biológicos que involucran la luz solar y una serie de nutrientes entre ellos el carbono orgánico, obtienen como producto: energía y oxígeno (Gómez, 2007).

Una de las fuentes principales para la obtención de carbono orgánico es el CO<sub>2</sub> presente en la atmósfera, por lo cual el uso de microalgas con una alta tasa de fijación de CO<sub>2</sub> es una manera viable para la disminución de este contaminante presente en el aire, diversos estudios han encontrado que el rendimiento de estos mecanismos biológicos en la microalga *Chlorella vulgaris* para la obtención de oxígeno es superior al rendimiento por otros medios naturales (Velasco Cordero, 2016). En la última década se han desarrollado nuevas biotecnologías encaminadas al aprovechamiento de las propiedades de las micro algas en la captación de gases contaminantes, especialmente el CO<sub>2</sub>.

Por lo cual en la presente investigación se propone el diseño de un biofiltro utilizando la microalga *Chlorella vulgaris* como captadora del dióxido de carbono atmosférico. Ofreciendo así una alternativa para la problemática actual concerniente a la calidad del aire en El Salvador.



## OBJETIVOS

### General:

1. Elaborar una propuesta de diseño de un biofiltro para la captación de CO<sub>2</sub> atmosférico utilizando la microalga *Chlorella vulgaris*.

### Específicos:

1. Esquematizar un proceso de cultivo de la microalga *Chlorella vulgaris* en condiciones de nutrimento para su desarrollo y acondicionamiento en biofiltros captadores de CO<sub>2</sub>.
2. Establecer el índice de captación de dióxido de carbono y producción de oxígeno con base en estudios bibliográficos previos sobre el comportamiento biológico de la microalga *Chlorella vulgaris*.
3. Seleccionar las variables de control de diseño del biofiltro captador de dióxido de carbono con base en el índice de rendimiento de producción de oxígeno de la microalga *Chlorella vulgaris* aplicando investigaciones previas sobre diseño de biofiltros.
4. Esquematizar un diseño de biofiltro captador de dióxido de carbono a partir de los parámetros establecidos en esta investigación para la microalga *Chlorella vulgaris*.

## ALCANCES

1. Se esquematizará un proceso de cultivo para la microalga *Chlorella vulgaris* encaminado a su desarrollo y acondicionamientos de acuerdo a sus requerimientos nutricionales para que pueda ser empleada en biofiltros captadores de dióxido de carbono.
2. Se establecerá el índice de captación de dióxido de carbono en base al comportamiento biológico de la microalga *Chlorella vulgaris* a partir de las revisiones bibliográficas consultadas (revistas especializadas, trabajos de investigación y sitios web académicos u otras fuentes verificadas) y de esa manera estimar la producción de oxígeno.
3. Se seleccionarán las variables necesarias para el diseño de un biofiltro captador de dióxido de carbono con base en lo expuesto en investigaciones, estudios previos e índice de rendimiento de producción de oxígeno establecido de la microalga *Chlorella vulgaris*.
4. Se esquematizará el diseño del biofiltro captador de dióxido de carbono a partir de los parámetros como: la geometría del reactor, fenómenos de transporte tiempo de homogenización, retención de gas, entre otros establecidos para la microalga *Chlorella vulgaris*.

## JUSTIFICACIÓN

La presente investigación tendrá por objeto la propuesta de diseño de un biofiltro para la captación de CO<sub>2</sub> atmosférico, uno de los mayores componentes contaminante del aire (Earth System Research Laboratories, 2020), debido a que durante los últimos años la calidad del aire en el país salvadoreño ha decaído considerablemente (Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales de El Salvador. 2020) como producto de diversos factores como: el desarrollo del país (aumento de la necesidad energética), aumento del parque vehicular como medio de transporte, por procesos industriales, por actividades agrícolas y de silvicultura, entre otras.

Para ello se empleará la microalga *Chlorella vulgaris* debido a que es un microorganismo con alta resistencia a diversas condiciones medioambientales y que además posee la mayor tasa de fijación de CO<sub>2</sub> entre las demás microalgas existentes en la misma especie (Adamczyk et al., 2016), con el fin de que actúe como un componente biológico (mediante el proceso de fotosíntesis) que permita la conversión del CO<sub>2</sub> a oxígeno, dando como resultado un proceso biológico sostenible que se encuentre libre de residuos que pudiesen liberarse al medio ambiente mermando así los efectos negativos medioambientales y de salud pública relacionados con las altas emisiones de CO<sub>2</sub> que se han dado en los últimos años en el territorio salvadoreño.

# Capítulo 1: Marco referencial

## 1.1. Perspectiva actual de las emisiones de dióxido de carbono en El Salvador

### 1.1.1. Fuentes de emisión de CO<sub>2</sub> y su evolución en El Salvador

En El Salvador, el inventario nacional de gases de efecto invernadero (Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales, 2019) documenta que los subsectores responsables de la mayoría de las emisiones de CO<sub>2</sub> son: el subsector de transporte (43.90 %), la industria energética (26.75 %) y el subsector de industria manufacturera y de la construcción (26.75 %). La figura 1.1 presenta las cantidades de gases de efecto invernadero por sector, produciendo un total de 20,349.9 millones de (ktCO<sub>2</sub>eq) solo en el año 2014.

El Salvador, como muchos países en vías de desarrollo, ha experimentado una variación en sus emisiones de CO<sub>2</sub> a la atmósfera, Se pueden resaltar que para los años 2014, 2015 y 2016 con 6852.26, 6822.76 y 6853.77 kilo toneladas de CO<sub>2</sub> respectivamente, según los datos del portal web de Base de Datos de Emisiones para la Investigación Atmosférica Global o EDGAR de la comisión europea (EDGAR,2017).

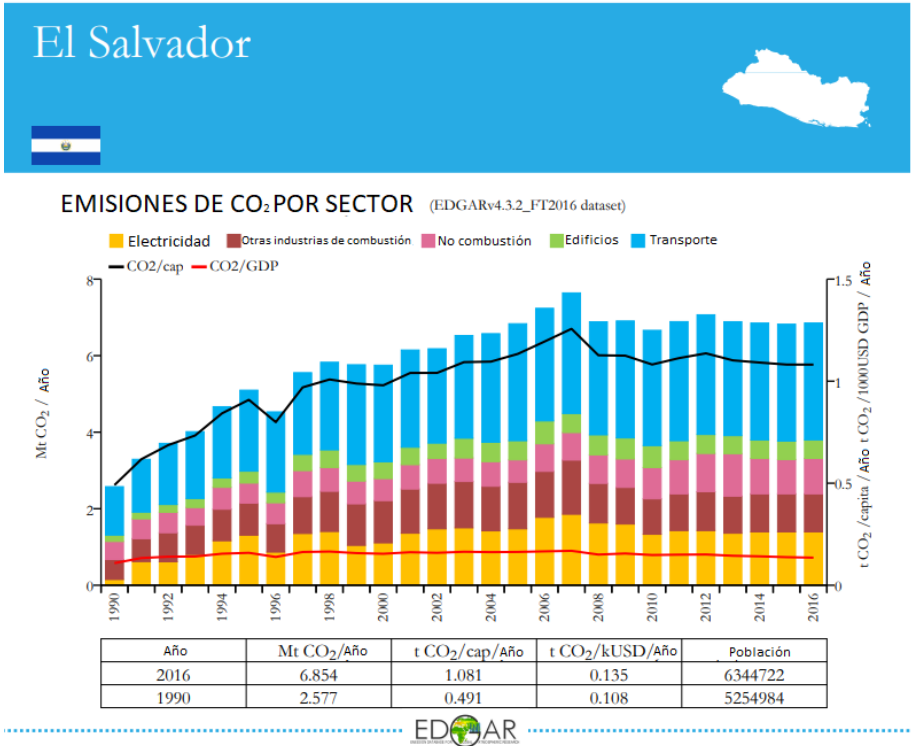
En febrero de 2005 El Salvador se compromete mediante el protocolo de Kioto de adaptarse constantemente al cambio climático (Dawson; Calles y Carranza, 2009) en el período 2008-2012, prorrogado a 2013-2020, con unas emisiones de 2576.69 ktCO<sub>2</sub> para 1990 y 6853.77 para 2016, no se ha logrado cumplir con el objetivo, agudizando el problema de la concentración de este contaminante en el aire.

Sector	2014
Energía	6.268,5
Procesos industriales y uso de productos	461,6
Agricultura, silvicultura y otros usos de la tierra	11.793,6
Residuos	1.871,2
<b>Total</b>	<b>20.394,9</b>

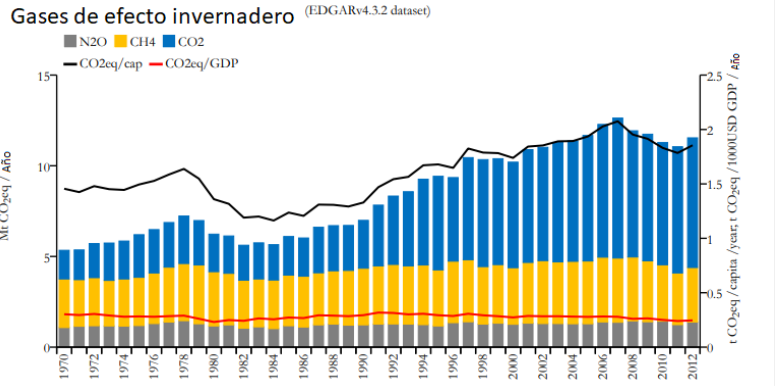
**Figura 1.1:** Emisiones totales de GEI de El Salvador (kt CO<sub>2</sub>eq por sector (2014).

**Fuente:** Elaboración del MARN (2019)

A partir de los datos reportados en la base de datos EDGAR (2017), se puede obtener el comportamiento a través de los años (desde 1990 hasta 2017) de las emisiones de CO<sub>2</sub> por kilo tonelada y emisiones de otros gases en kilo toneladas equivalentes (Ver Figura 1.2 y 1.3).



**Figura 1.2:** Emisiones de CO<sub>2</sub> hasta el año 2016 en El Salvador  
Fuente: Base de datos EDGAR (2017)



**Figura 1.3:** Emisiones de CO<sub>2</sub> equivalente, año 2017 en El Salvador  
Fuente: Base de datos EDGAR (2017)

### 1.1.2. Efectos adversos por altas concentraciones de CO<sub>2</sub>

En El Salvador, los efectos a la salud por la contaminación del aire se han relacionado al malestar de las funciones pulmonares y aumentos en los ataques cardíacos perjudicando directamente a las personas que padecen de asma u otro tipo de enfermedad pulmonar o cardíaca (Ministerio de Salud El Salvador, 2012). Resultando que la primera causa de morbilidad en el país, de acuerdo con la información brindada por el Ministerio de Salud, es debido a infecciones respiratorias agudas.

En 2003 FUSADES realizó el proyecto denominado “Diagnóstico de la calidad de aire, levantamiento de fuentes contaminantes y diseño de red de monitoreo” el cual concluyó que 21.26 % de las emisiones totales del país se centralizan en el Área Metropolitana de San Salvador (AMSS). Durante el mismo año el Ministerio de Salud Pública y Asistencia Social invirtió \$54.84 millones en cubrir las emergencias de enfermedades respiratorias presentadas en los pobladores (Melara, 2018).

### 1.1.3. Marco ambiental de las emisiones de CO<sub>2</sub> vigentes en El Salvador

En el país existen leyes, reglamentos y normas técnicas de calidad ambiental dentro de la Legislación Nacional vigente para la protección del recurso medioambiental, entre ellas tenemos:

#### I. Ley de medioambiente

La ley de Medioambiente en el Capítulo III “Prevención y control de contaminación”, Art.47 establece los tres incisos en los que se debe proteger a la calidad del aire:

- a) Engloba la responsabilidad de asegurar que el aire atmosférico no sobrepase los niveles de contaminación que se establezcan en las normas técnicas de la calidad del aire relacionadas con sustancias o combinación de estas (partículas, ruidos, olores, vibraciones, radiaciones, entre otras) ya sean de fuentes fijas o móviles. Mientras que el inciso
- b) Habla del compromiso por la prevención, disminución y eliminación de fuentes generadoras de emisiones contaminantes en la atmósfera para el bienestar humano y ambiental. Finalmente, el inciso

- c) Ratifica el apoyo a los compromisos internacionales en tema ambiental firmados por El Salvador.

## II. Reglamento de la Ley del Medio Ambiente

El Reglamento General de la ley de Medio Ambiente expone en su Título IV “De la protección ambiental” en su capítulo único “De la prevención y el control de la contaminación” que correspondería a su Art.65, enfocado en la contaminación atmosférica producida por fuentes fijas. Donde se establecen cuatro leyes que deben de realizar aquellas entidades (individuales o colectivas) que estén relacionados con cualquier tipo de estas emisiones.

## III. Norma Salvadoreña obligatoria NSO 13.11.02:07

En el Acuerdo N°502 “Norma salvadoreña obligatoria: Emisiones atmosféricas fuentes móviles” se determinaron los límites permisibles de emisiones de gases, humo y partículas para fuentes móviles.

Esta norma fue creada con el objetivo de instaurar las demarcaciones permitidas para las emisiones producidas por las fuentes móviles que contaminan la atmósfera, excluyéndose de esta norma aquellos vehículos utilizados en competencias de velocidad.

Para contribuir al cumplimiento de dichas normas y más específicamente la reducción de la concentración CO<sub>2</sub> en el aire atmosférico se han elaborado diversas tecnologías que permiten una captura cada vez más eficiente y que reduzcan la cantidad de desechos que producen.

### 1.1.4. Tecnologías para la reducción y eliminación de CO<sub>2</sub> en la actualidad

El desarrollo de las tecnologías de captura y almacenamiento de carbono (CAC) ha sido impulsado por los organismos nacionales e internacionales por la necesidad de mitigar el cambio climático. La tecnología CAC tiene un rol fundamental en la cartera de tecnologías para la reducción de emisiones. Según Hernández Ramírez, R (2015). entre las tecnologías empleadas en la actualidad se tienen:

## I. Absorción química

El CO<sub>2</sub> se puede captar por la absorción a contracorriente en un líquido que discurre por una columna de platos o relleno utilizando un reactivo alcalino que reacciona químicamente con los gases ácidos. La mayoría de los procesos químicos utilizan el carbonato potásico o una alcanolamina. Estos procesos están diseñados para la captación de CO<sub>2</sub> en grandes cantidades, de corrientes a alta presión, produciéndose un CO<sub>2</sub> de alta pureza.

## II. Absorción física

En este tipo de procesos no hay reacción química entre los gases y la disolución. La adsorción depende únicamente de la solubilidad entre los gases, y por lo tanto la presión parcial del mismo.

La absorción física es más beneficiosa que la absorción química a altas presiones por la capacidad de absorción de los absorbentes físicos además de la posibilidad de eliminar trazas de otros materiales en las corrientes.

## III. Adsorción

No es un método adecuado para separar grandes cantidades por lo que no se considera como una forma primaria de captación. Su campo de aplicación típico es la separación de componentes minoritarios con miras a la purificación de la corriente principal.

### 1.1.5. Aplicación de biotecnologías para la reducción y eliminación de CO<sub>2</sub>

Según la investigación de Pizarro (2020) , la biotecnología aplicada a la industria puede ahorrar al planeta hasta 2.500 millones de toneladas de emisiones de CO<sub>2</sub> por año. La biotecnología industrial debe de poder identificarse a través de cuatro dimensiones fundamentales, las cuales son:

- a. Eficiencia mejorada
- b. Sustitución de combustibles fósiles
- c. Sustitución de materiales a base de petróleo
- d. Creación de un sistema de ciclo cerrado



A continuación, se mencionan algunas propuestas de los últimos años en el área de biotecnología para la reducción o eliminación del dióxido de carbono:

a. Uso de la levadura *Pichia pastori* como captador de CO<sub>2</sub>

Las levaduras son hongos microscópicos que se alimentan de distintas fuentes de carbono y que como producto final de este proceso generan CO<sub>2</sub> y alcohol. Sin embargo, en esta investigación se logró que la levadura *Pichia pastori* pudiese absorber y almacenar este gas. Para ello se introdujeron ocho genes de células externas (plantas y bacterias) y destruyeron tres genes naturales de la levadura. Esta levadura transgénica solamente requiere de una fuente de aire, de donde obtendrá el CO<sub>2</sub>, similar a como lo hará una planta y debido a la dificultad de que representa la presencia de luz en los fermentadores donde se cultivará la levadura, esta se diseñó para que pudiese desarrollarse en su ausencia (Gassler et al., 2020).

b. Plantas inteligentes

Plantas genéticamente modificadas que absorben grandes cantidades de CO<sub>2</sub> presente en él, depositándolo en las raíces de la planta como una sustancia con alto contenido en carbono que aumenta su masa, profundidad y contenido de suberina, este proceso transformará plantas de arroz, maíz y trigo en máquinas de almacenamiento de carbono, aumentando también la salud del suelo (Salk Institute for biological studies).

c. Bacterias para biocombustibles

La aplicación de diferentes bacterias para la producción de biocombustibles es foco de interés en los últimos años, el biocombustible producido por los materiales celulósicos no procesados puede cubrir parte de la demanda energética. Dentro de los distintos tipos de biocombustibles, el bioetanol se perfila como un gran sustituto de la gasolina por su alta densidad energética y sus propiedades. Uno de los microorganismos capaz de transformar directamente la celulosa a bioetanol es la bacteria *Thermoanaerobacterium thermosaccharolyticum* TG57 (Li, Tinggang et al. 2018).

Al igual que la bacteria *Escherichia coli* modificada cuyo crecimiento vendrá a través del consumo del dióxido de carbono en lugar del azúcar y otras moléculas orgánicas, este microorganismo procesa las moléculas de carbono para la producción de biocombustibles o para la producción de alimentos, de esta forma se espera que se tengan menores emisiones que con los métodos tradicionales y que puedan remover este gas del aire (Callaway, 2019).

#### d. Microalgas para captura de CO<sub>2</sub>

Alrededor del 75 por ciento del oxígeno que se respira en la Tierra es producido por microalgas, de las que se han documentado cerca de 40,000 especies. Estos microorganismos se caracterizan por su velocidad de crecimiento y su capacidad de captura de CO<sub>2</sub> que es 10 veces más rápido que el de una planta normal. El proyecto SP1 desarrollado por EAFIT (Escuela de Administración, Finanzas e Instituto Tecnológico de Colombia) y la compañía Argos tuvo por objetivo la captura del dióxido de carbono mediante el uso de microalgas aprovechando la capacidad fotosintética de las mismas (Mesa Ruíz, 2017).

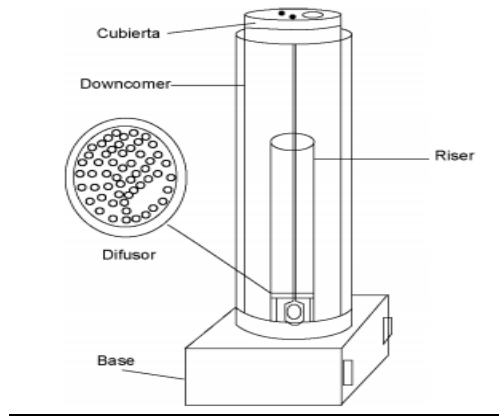
De igual forma, Bio-Urban, es un proyecto mexicano diseñado como un árbol artificial diseñado para la purificación de aire y transformación de diversos componentes contaminantes transformándolo en oxígeno y biomasa aprovechando la reacción de fotosíntesis realizada por las microalgas (Ecoinventos, 2019).

### 1.2. Panorama de aplicación de biofiltros para la captación de CO<sub>2</sub> a nivel mundial

#### 1.2.1. Generalidades de diseño de biofiltro para la captación de CO<sub>2</sub>

La biofiltración es una técnica de control de la contaminación que utiliza un biorreactor que contiene material vivo para capturar y degradar biológicamente los contaminantes (Devinny et al., 1998).

Los biofiltros son tecnologías que absorben o degradan los contaminantes en una o varias etapas (Ver Figura 1.4), siendo este un proceso físico químico. “La presencia de los contaminantes y del líquido nutritivo lleva al crecimiento de microorganismos” (Camacho Solis y Malca Esquerre, 2019).



**Figura 1.4:** Esquema general de un biofiltro

**Fuente:** Fernández y Moreno (2017).

### 1.2.2. Parámetros de diseño y dimensionamiento de biofiltros

Los biofiltros son considerados como dispositivos cuyo objetivo es la remoción de compuestos contaminantes que provienen de fuentes de agua o aire a través de procesos biológicos (Gómez, M. S. A. P., 2016).

El corazón de un biofiltro captador de  $\text{CO}_2$  es el fotobiorreactor en el que las corrientes de aire interactúan con los microorganismos, permitiendo la remoción del gas y la liberación de  $\text{O}_2$  (García Martínez, L., 2012).

Según Fernández (2013) Todo diseño y análisis clásico de un reactor químico involucra un balance de materia y energía para el cálculo del tamaño, sus corrientes de alimentación y sus corrientes de salida. Sin embargo, en el caso de los fotobiorreactores este dimensionamiento dependerá en gran medida de los siguientes factores:

- a. Trayectoria de la luz
- b. Velocidad de circulación del medio
- c. Área de transferencia de masa

Todas estas variables están estrechamente relacionadas con las necesidades metabólicas del organismo a emplear como pueden ser: pH, temperatura, nutrientes

(Nitrógeno, Fósforo, Silicio, Vitaminas) y micronutrientes y en algunos casos la salinidad del medio (Fernández, 2013).

Saad H. Ammar (2016) propone las opciones de fotobiorreactores que pueden ser utilizados para la captación de CO<sub>2</sub> se encuentran:

- a. Reactor de placa grasa
- b. Reactor tubular/horizontal
- c. Reactor airlift/vertical
- d. Reactor de columna de burbujeo/vertical
- e. CSTR (Tanque agitado continuo)

Estos han sido seleccionados debido al espacio que utilizan para realizar el proceso de captación sin embargo también existen opciones de fotobiorreactores “abiertos” que se emplean, habitualmente, para la obtención de biomasa a nivel industrial.

La Tabla 1.1 contiene las ventajas y desventajas de los fotobiorreactores.

**Tabla 1.1:** Ventajas y desventajas de los biorreactores para el cultivo de microalgas

**Fuente:** (Saad H. Ammar, 2016)

Tipo de reactor	Ventajas	Desventajas
Placa grasa	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Ruta de oxígeno más corta</li> <li>● Menor consumo de energía</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Menor eficiencia fotosintéticas</li> <li>● Daño de corte por aireación</li> </ul>
Tubular	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Alta densidad volumétrica de biomasa</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Foto-inhibición por acumulación de oxígeno</li> <li>● Mayor uso de espacio</li> </ul>
Airlift	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Mejor exposición de ciclos de luz</li> <li>● Mejor intercambio de gas</li> <li>● Menor uso de tierra</li> <li>● Alta eficiencia fotosintéticas</li> <li>● Mayor circulación de líquido</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Costos de soporte</li> <li>● Escalabilidad</li> </ul>
Columna de burbujas	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Mejor exposición de ciclos de luz</li> <li>● Mejor intercambio de gas</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Baja eficiencia fotosintética</li> </ul>
CSTR	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Buen mezclado</li> <li>● De fácil escalamiento</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Mayor consumo energético</li> </ul>

Los parámetros más comúnmente utilizados para el diseño de fotobiorreactores de acuerdo a lo expuesto en el trabajo de Fernández (2013) pueden clasificarse de acuerdo con lo que se muestra en la Tabla 1.2:

**Tabla 1.2:** Variables de diseño de un fotobiorreactor

**Fuente:** (Fernández, 2013)

Generales	De operación	De respuesta
<ul style="list-style-type: none"> <li>● Volumen del reactor</li> <li>● Factores de forma</li> <li>● Relación riser y downcomer</li> <li>● Geometría del seperador</li> <li>● Tipo de inyector de aire</li> <li>● Densidad lumínica volumétrica</li> <li>● Densidad lumínica</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Relación volumétrica de gas burbujeado</li> <li>● Nivel de líquido del riser</li> <li>● Duración de fotoperiodos</li> <li>● Intensidad lumínica</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Tiempo de contacto burbuja</li> <li>● Transferencia de masa</li> <li>● Velocidad de circulación</li> <li>● Tiempo de reciclo</li> <li>● Disponibilidad de nutrientes</li> <li>● Disponibilidad lumínica</li> </ul>

### 1.2.3. Sistemas de fijación de CO<sub>2</sub> en biofiltros

Existen diversas formas o métodos para la captura de CO<sub>2</sub>, estas formas o métodos tienen sistemas o medios de captura que funcionan como el corazón de captura del CO<sub>2</sub>, por ello es importante conocer el contexto de aplicación de los mismos y la diversidad que existen de acuerdo al momento donde se desea realizar la captura del CO<sub>2</sub>.

Según Hernández Ramírez, R (2015) existen dos momentos principales según el proceso de combustión para la captación de CO<sub>2</sub> y esto rige fundamentalmente el proceso de captura, estos son:

- a. Pre-combustión: Mediante eliminación de carbono en combustible
- b. Post-combustión: Luego de sucedida la reacción de combustión

La forma de captura depende explícitamente del momento cuando se desee secuestrar el carbono, dependiendo de esto se desarrollan las técnicas adecuadas y se escoge el medio que mejor se adapta a las necesidades de cada caso particular.

Los medios propuestos por Morales y Torres (2008) son los siguientes (ver tabla 1.3):

**Tabla 1.3:** Sistemas pre y post combustión

**Fuente:** Morales y Torres (2008)

Pre combustión	Post Combustión
<ul style="list-style-type: none"> <li>● Amina primaria/secundaria/terciaria</li> <li>● Sal alcalina</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Monodietanolmelamina como sistema de fijación</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>● Zeolitas</li> <li>● Aluminase hidrotalcitas</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Selexol o Rectisol (metanol frío)</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>● Carbono activado</li> <li>● Membranas metálicas/microporsas/transportadoras de iones</li> <li>● Materiales mesoporosos</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Membrana</li> </ul>

Sin embargo, existen medios biológicos que permiten la captura de dióxido de carbono, teniendo como fuente principal microorganismos que permitan esta captura, los residuos son fácilmente aprovechables y fungen un papel de desperdicio biodegradable en el caso de no ser aprovechado, podemos ver los medios biológicos más utilizados en la tabla 1.4.

**Tabla 1.4:** Medios biológicos para captura de CO<sub>2</sub>

Según Goli et al. (2016)	Según Hu et al. (2019)
<ul style="list-style-type: none"> <li>● Bacterias como el E.coli</li> <li>● Algas y microalgas</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>● Microorganismos heterótrofos (Bacteriasm Cyanobacterias)</li> <li>● Microorganismos autótrofos (Microalgas y algas)</li> <li>● Microorganismos acetogénicos</li> <li>● Microorganismos metanogénicos</li> </ul>

Estos son en su mayoría los medios utilizados en sistemas para la fijación de dióxido de carbono en biofiltros, fungiendo como la parte fundamental de estos.

Como podemos observar los medios biológicos de fijación de CO<sub>2</sub> son diversos y requieren adaptarlos a condiciones ambientales del lugar donde se pretende realizar una puesta en marcha de los diferentes aspectos tecnológicos para su captura, por esto los medios son tan diversos y pretenden aumentar el rendimiento

de otros medios a diferentes condiciones. Tenemos el ejemplo de los medios biológicos cuyos requerimientos son diversos y dependen de el microorganismo a utilizar, muchos factores entran en juego al momento de decidir si implementar una tecnología u otra para la captación de CO<sub>2</sub> como son los factores: económicos, ambientales, espacio, entre otros.

#### 1.2.4. Microalgas como sistema de fijación de CO<sub>2</sub> en biofiltros.

Las microalgas son utilizadas en sistemas de fijación de dióxido de carbono por medio de fotobiorreactores en el que crece el cultivo (Celaya, 2014). La fijación de este gas de efecto invernadero a través de la fotosíntesis es uno de los métodos más prometedores debido a que no adiciona energía extra o contaminación secundaria (Klinthong et al., 2015).

Si bien el cultivo de estos microorganismos es una práctica común, los avances tecnológicos en el diseño de estos sistemas han mejorado considerablemente la productividad, la densidad celular y por consiguiente la economía de los cultivos no solo como medio de captación de dióxido de carbono, sino que también para ser utilizados para otros fines (Benavente et al. 2012). Según Bennouna (2020) existen varios sistemas en los que se puede emplear las microalgas en la fijación de CO<sub>2</sub> entre ellos se pueden mencionar:

- a. Sistemas abiertos
- b. Sistemas cerrados

Los sistemas abiertos continúan siendo en la actualidad los más extendidos Son sistemas donde los controles de las condiciones de cultivo no son tan efectivos debido a su exposición a las condiciones ambientales sin embargo son los menos costosos y menos difíciles de construir. Entre estos sistemas se pueden mencionar: tanques naturales o artificiales (sistemas extensivos o semi-extensivos), Sistema de carrusel o Raceway, Sistemas de capa fina o sus derivados (Bennouna, 2020).

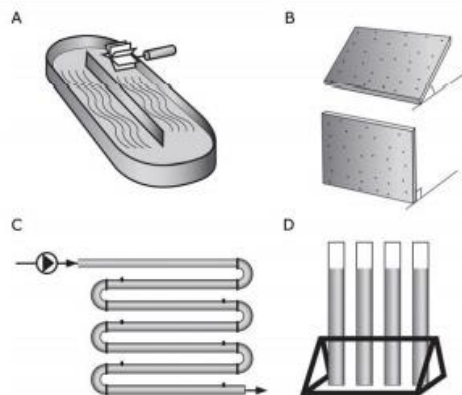
En los sistemas cerrados o fotobiorreactores es posible un mejor control de los cultivos (tal como la temperatura, la concentración de los nutrientes y la inyección de CO<sub>2</sub>), tienen una mejor tasa de producción y calidad además una menor

contaminación, sin embargo, son más costosos. Se suelen distinguir los siguientes modelos básicos en esta clasificación: fotobiorreactores tubulares, fotobiorreactores de placa plana, fotobiorreactores horizontales tubulares, fotobiorreactores verticales tubulares (Bennouna, 2020).

Estos sistemas comprenden de tubos donde pueden salir los medios de cultivos, medios de aporte de  $\text{CO}_2$  para llevar a cabo la carbonatación en el medio, medios de intercambio de calor, medios de desorción del oxígeno generado, dispositivos de control de temperatura, pH y oxígeno entre otros dependiendo de la naturaleza de la microalga. Es este último punto el que determinará la eficiencia de la remoción del dióxido de carbono obtenida por estos microorganismos debido a que factores como el crecimiento celular y el metabolismo de este gas están determinados por estas características que presentan las distintas microalgas (Klinthong et al., 2015).

Para poder evidenciar estos sistemas de forma gráfica se presenta figura 1.5.

- a. Sistema abierto (Cultivo tipo carrusel)
- b. Fotobiorreactor en paneles modificados
- c. Fotobiorreactor tubular
- d. Fotobiorreactor tubular



**Figura 1.5:** Sistemas de fijación de  $\text{CO}_2$

**Fuente:** (Pérez Hernández, et al., 2014)



### 1.3. Aplicaciones de la microalga *Chlorella vulgaris* como sistema de fijación de CO<sub>2</sub>

La elección de una determinada especie de microalga depende directamente de la finalidad para la que se desee utilizar, siendo esta eficiente para la remoción de CO<sub>2</sub> (Sadeghizadeh et al., 2017). Con la ventaja de la resistencia a condiciones ambientales diversas, rápida adaptación a cambios en el medio y la fortaleza frente a agentes contaminantes convierten en la opción ideal para la aplicación en procesos de remoción de CO<sub>2</sub> (Safi, C, et al., 2014).

Para aprovechar estas características se debe conocer los apartados biológicos que rigen su comportamiento microbiológico.

#### 1.3.1. Características morfológicas de la microalga *Chlorella vulgaris*

De acuerdo al sistema de clasificación propuesto por Parra (2006), la división *Chlorophyta* está representada por 15 órdenes, los cuales son agrupados según sus características morfológicas en:

- a. Formas unicelulares y coloniales
- b. Formas filamentosas unicelulares
- c. Formas multinucleadas

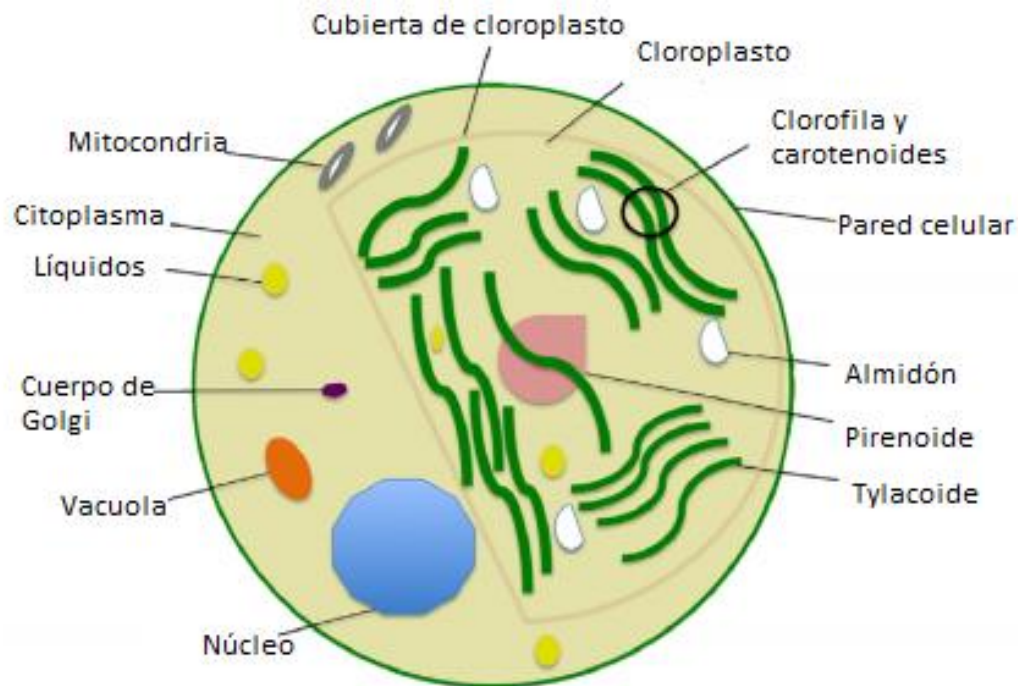
Podemos observar la clasificación de manera ordenada en la siguiente figura 1.6.

División	Chlorophyta	Chlorophyta	Chlorophyta
Clase	Chlorophyceae	Chlorophyceae	Chlorophyceae
Orden	Chlorococcales	Chlorococcales	Volvocales
Familia	Oocystaceae	Oocystaceae	Chlamydomonadaceae
Género	<i>Chlorella</i>	<i>Monoraphidium</i>	<i>Chlamydomonas</i>

**Figura 1.6:** Clasificación para las formas unicelulares y coloniales para órdenes

**Fuente:** Parra 2006

La microalga *Chlorella vulgaris* es una microalga esférica con un tamaño celular de entre 2-10  $\mu\text{m}$  de diámetro. (Yamamoto, M., Kurihara, I. & Kawano, S., 2005). La célula de microalga contiene pirenoides con niveles altos de ribulosa-1,5- bisfosfato carboxilasa/oxigenasa (RUBISCO) siendo esta el centro de la fijación de dióxido de carbono por medio de la fotosíntesis (Safi, C, et al., 2014).



**Figura 1.7:** Estructura de la microalga *Chlorella vulgaris*  
**Fuente:** Safi, C, et al., (2014)

Habita en prácticamente la mayoría de ecosistemas alrededor del mundo y puede crecer en medios de agua dulce y salada en casi todas las condiciones ambientales del mundo (Safi, C, et al., 2014). Posee un tipo de reproducción asexual por medio de autosporas, para ello, precisa del carbono que obtiene de la fotosíntesis, agua, luz y pequeñas cantidades de minerales (Yamamoto, M., Kurihara, I. & Kawano, S., 2005). Debido a su rápido crecimiento, se estudia la posibilidad que sea empleada para producir biodiesel (Wang, K et al., 2013). La mayor parte de su biomasa contiene proteínas, lípidos, hidratos de carbono, pigmentos, minerales y vitaminas (Norazela Nordin, 2019). Dentro de los usos de la microalga *Chlorella vulgaris*

encontramos su aplicación como suplemento alimenticio, productos cosméticos e incluso como protector contra enfermedades como el cáncer o retardante de envejecimiento en cosméticos (Panahi Y, 2016). La clasificación taxonómica de la microalga *Chlorella vulgaris* propuesta por M.W. Benyerinck y que sigue vigente hasta día de hoy (Sistema integrado de información taxonómica) es la siguiente (Figura 1.8):

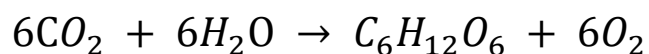
Reino: Protista  
División: Chlorophyta  
Clase: Chlorophyceae  
Orden: Chlorococcales  
Familia: Oocystaceae  
Género: *Chlorella*  
Especie: *Chlorella vulgaris*

**Figura 1.8:** Taxonomía de la microalga *Chlorella vulgaris*

**Fuente:** M.W. Beyerinck en 1890

### 1.3.2. Proceso biológico de transformación de CO<sub>2</sub>

Existen dentro de diversos microorganismos autótrofos sistemas de membranas especiales relacionados con la captación de luz y CO<sub>2</sub> para el desarrollo de la fotosíntesis, localizados dentro de los cloroplastos, estos contienen en su mayoría clorofila, actuando como centros captadores de luz y una pequeña parte son centros de reacción que reciben la energía capturada. (García Martínez, 2012). La fotosíntesis está regida por la ecuación química:



El mecanismo fundamental de la fotosíntesis, es decir, las reacciones que generan ATP (Adenosín trifosfato) y NADPH (nicotinamida adenina dinucleótido fosfato) en la reducción de CO<sub>2</sub>, implica una secuencia de dos reacciones luminosas en cadena que tienen lugar en los fotosistemas I y II (PSI y PSII), donde dos fotones actúan a la vez para transferir electrones desde el agua al NADPH. La secuencia de reacciones fotosintéticas llevadas a cabo en los PSI y PSII para la fijación del CO<sub>2</sub>. La energía lumínica de los fotones absorbidos en los pigmentos antena y enviada a los centros de reacción (PSI y PSII), es transformada a energía química en forma de ATP y NADPH (García Martínez, 2012).

### 1.3.3. Usos actuales de la microalga *Chlorella vulgaris* en biofiltros para la captación de CO<sub>2</sub> atmosférico

A lo largo de los años se han realizado diversos estudios sobre la *microalga Chlorella vulgaris* para poder aprovechar su resistencia y alta tasa de fijación de CO<sub>2</sub> con el fin de proporcionar una alternativa a la problemática de la calidad del aire. Destacan muchos trabajos y usos que se le da a la misma en el apartado de biofiltros para solventar la problemática de la calidad del aire, entre los cuales podemos listar los siguientes:

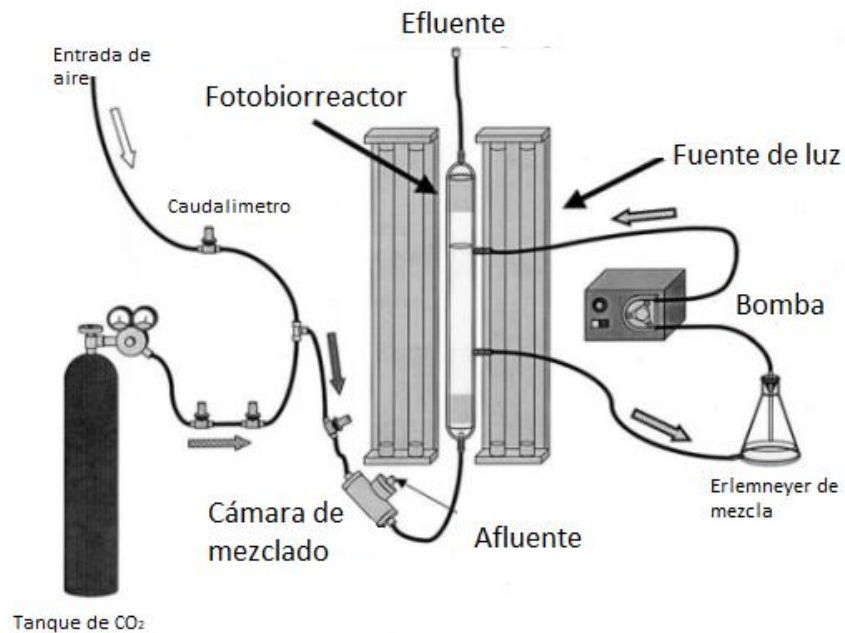
#### a. Optimization of CO<sub>2</sub> bio-mitigation by *Chlorella vulgaris* (Anjos et al., 2013)

En este trabajo se propone el modelo a seguir para optimizar la microalga como sistema de fijación en biofiltros, el estudio abarca la captación de CO<sub>2</sub> como punto principal y su eficiencia con respecto a las condiciones ambientales a las cuales está sometida, todo esto con el fin de servir de base para la montura o diseño de biofiltros que puedan aprovechar la capacidad de la microalga.

#### b. Use of *Chlorella vulgaris* for CO<sub>2</sub> mitigation in a photobioreactor (Keffer & Kleinheinz, 2002)

El trabajo de Keffer propone desde ese momento un proceso continuo de limpieza de CO<sub>2</sub> mediante el uso de la microalga *Chlorella vulgaris* donde se muestra el proceso trabajando por medio de luz externa, CO<sub>2</sub> de tomado de un tanque y

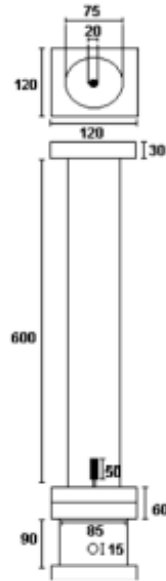
espacios de reciclaje de cultivo. Además, se especifican los requisitos nutricionales, grado de mezcla, disposición final de materia, entre otros.



**Figura 1.9:** Diseño de fotobiorreactor por Keffer & Kleinheinz (2002)

- c. Carbon dioxide fixation by *Chlorella kessleri*, *C. vulgaris*, *Scenedesmus obliquus* and *Spirulina sp.* cultivated in flasks and vertical tubular photobioreactors. (De Moraes & Costa, 2007)

Se expone y compara el rendimiento de la microalga *Chlorella vulgaris* en fotobiorreactores comparándolo con el rendimiento de otras especies de microalgas, los requerimientos nutricionales y como afectan los factores mecánicos (agitación, burbujeo, entre otros) en la implementación de estas especies en un fotobiorreactor tubular vertical.



**Figura 1.10:** Diseño de fotobiorreactor por De Morais & Costa (2007)

- d. Study on the optimal growing conditions of *Chlorella vulgaris* in bubble column photobioreactors (Scarsella et al., 2010)

Propone el diseño óptimo de un fotobiorreactor por lotes con burbujeo para la microalga *Chlorella vulgaris* tomando en cuenta las características y procesos biológicos, el medio de cultivo donde se va a desarrollar la microalga, entre otros.

Existen muchas aplicaciones y diversos estudios de la microalga *Chlorella vulgaris* como medio de fijación de CO<sub>2</sub> en fotobiorreactores, lo que permite dotar al trabajo de investigación de características bibliográficas importantes y con base sólida en estudios anteriores.

## Capítulo 2: Metodología para el cultivo de la microalga *Chlorella vulgaris* a nivel de laboratorio y planta piloto

Las microalgas son uno de los organismos más diversos que existen en la actualidad por lo que no es posible definir una metodología capaz de englobar todas las especies documentadas. Las metodologías descritas en los trabajos investigativos parten, en la mayoría de los casos, de las características que comparten con otras o con base en fundamentos teóricos descritos con anterioridad, en ambos casos, con el fin de definir los parámetros de cultivo para el óptimo crecimiento y desarrollo del microorganismo.

### 2.1. Parámetros de cultivo de la microalga *Chlorella vulgaris*

De acuerdo a Blinová et al (2015), los parámetros de cultivo pueden clasificarse en parámetros físicos y parámetros químicos. Entre estos se encuentran: la temperatura, el pH, la disponibilidad de luz, la aeración y presencia de nutrientes en el medio debido a la influencia que poseen sobre la actividad fotosintética del microorganismo.

A continuación, se definen estos parámetros en su correspondiente clasificación, su importancia y el rango en el que se considera óptimo su control para el crecimiento de la microalga *Chlorella vulgaris*.

#### 2.1.1. Parámetros físicos

El trabajo de Blinová et al (2015) define los parámetros físicos que se deben de mantener regulados en los cultivos de microalgas fotoautótrofas, como la microalga *Chlorella vulgaris*, son:

- a. Luz
- b. Aireación
- c. Temperatura

Siendo sobre todo la luz y la temperatura las que presentan una mayor importancia, esto se ve reflejado en los trabajos de Vasumathi et al (2012) y Rezaei (2012) en donde se concluye que el uso de la luz de tipo amarilla genera mayores tasas de rendimiento en la microalga *Chlorella vulgaris*.

Los parámetros expuestos por Blinová et al (2015) serán tomado como referencia, los cuales deben de tener los valores de la tabla 2.1.

**Tabla 2.1:** Parámetros físicos de cultivo

**Fuente:** Blinová et al (2015)

Nº	Factor	Valor
1	Luz	100 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ (4,400 lumens) con luz amarilla o blanca
2	Aireación	Se debe realizar con un caudal equivalente al 1 % del volumen total del cultivo.
3	Temperatura	Temperatura óptima de 32.4 °C con un rango aceptable entre 30 y 37°C

### 2.1.2. Parámetros químicos

Los parámetros químicos a tomar en cuenta según Romo Piñera (2002) son:

- a. Los nutrientes/medio de cultivo
- b. La disponibilidad de dióxido de carbono
- c. Las bacterias del medio

#### 2.1.2.1. Medio de cultivo/nutrientes

La correcta conservación de las cepas de las algas depende en la elección del medio de crecimiento y de los parámetros físicos de cultivo Blinová et al (2015). La selección de la composición del medio estará influenciada por:

- a. Si el alga no necesita de ningún compuesto químico para desarrollarse en el medio.
- b. Si el alga necesitara de la adición de alguna sustancia que mejore su crecimiento.



En el segundo caso en donde se requiera de la adición de sustancias al medio de cultivo es importante entonces conocer el hábitat natural del microorganismo; si este se desarrolla en un ambiente eutrófico (rico en nutrientes) o en un ambiente oligotrófico (falta de nutrientes) además de que si el alga pertenece a la especie r (rápido crecimiento, metabolismo autotrófico y una amplia plasticidad ambiental) o k (lento crecimiento, metabolismo mixto o foto heterotrófico y baja tolerancia ambiental) (Blinová et al, 2015).

Las composiciones químicas que actualmente están disponibles no siempre son adecuadas para muchas especies de algas y para una especie en particular, depende en gran medida en prueba y error. Es entonces donde se recuerda que el cultivo en general no hay (dentro de límites) métodos correctos o erróneos. Los medios de cultivos se han desarrollado bajo los ensayos de distintas variaciones en los componentes, normalmente basados en consideraciones teóricas diversas para desarrollar el medio más adecuado (Blinová et al ,2015).

Los medios de cultivo son, normalmente, preparados a partir de soluciones madre de macronutrientes, trazas de metal y vitaminas que serán añadidas a una gran proporción del volumen final para evitar que precipiten.

En el caso de los estudios consultados del cultivo de la microalga *Chlorella vulgaris* demuestran experimentalmente la viabilidad del uso de fertilizante comercial como medio de cultivo. Entre estos estudios se mencionan:

- a. Cultivo de la microalga *Chlorella vulgaris* en fotobiorreactores Airlift para la producción de biomasa usando nutrientes comerciales NPK (Hanash Ammar, 2016).
- b. Fertilizante comercial como una alternativa barata de medio de cultivo para el crecimiento microalgal (*Chlorella sp.*) (Rofidi, 2017).
- c. Estudio experimental del fertilizante comercial NPK (20:20:20 + TE N:P:K) en el cultivo de microalga a diferentes períodos de aireación (AL-Mashhadani & Khudhair, 2017).
- d. Utilización de fertilizante líquido orgánico en el cultivo de microalga para la producción de biodiesel (Dang & Lee, 2018).

- e. Potencial de usar fertilizante orgánico para cultivo de *Chlorella vulgaris* para la producción de biodiesel (Lam & Keat, 2012).
- f. Sustitución de medio de nutrimentos puros y costosos por fertilizante comercial de bajo costo para el cultivo masivo en agua dulce del alga *Chlorella vulgaris* (Ashra et al. 2011).

La tabla 2.2 presenta la composición química del fertilizante comercial empleado en el desarrollo del estudio de Hanash Ammar (2016).

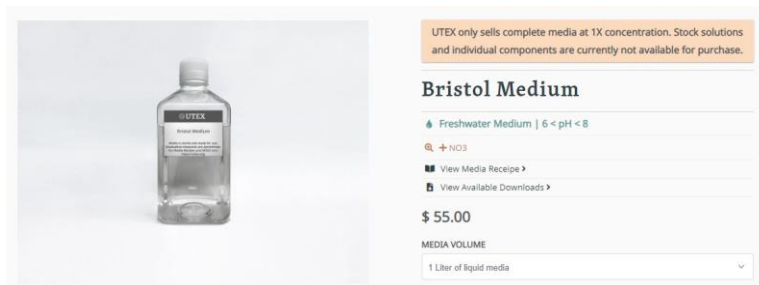
**Tabla 2.2:** Composición del fertilizante comercial N: P: K + TE

**Fuente:** Hanash Ammar (2016).

Composición del fertilizante comercial N: P: K+TE	
Constituyentes	Concentración %
N:P:K	(Nitrogen:Phosphorus:Potassium)
	20:20:20
N como amonio	17.9 %
N como urea	2.1 %
P como óxido de fósforo	20 %
K como óxido de potasio	20 %
Mg	0.1 %
Zn	0.05 %
Mn	0.05 %
Fe	0.1 %
Cu	0.05 %
B	0.02 %
Vitamina	0.0005 %

Se ha decidido utilizar como base fertilizante 20-20-20 (ver Anexo VI: Cotización de equipo) debido a que posee un costo menor con respecto a otros fertilizantes, como el presentado en la figura 2.1 llamado: Medio de Bristol, que a pesar de ser uno de los medios ideales llega a ser muy costoso (\$55 dólares el litro). En relación costo/beneficio supone una ventaja utilizar el medio con base en fertilizante

comercial que otros medios más especializados, Ashra et al. (2011) realiza comparaciones entre diversos medios de cultivo concluyendo de forma similar.



**Figura 2.1:** Medio de Bristol

**Fuente:** Colección de cultivos de la Universidad de Texas

De acuerdo al trabajo de Silva-Benavides (2016) al utilizar una concentración de fertilizante 20-20-20 de 1 g/l y 0.27 g/l de sulfato de amonio da como resultado uno de los rendimientos más altos posibles para la producción de microalga *Chlorella vulgaris*, se ha planteado utilizar dichas concentraciones al momento de realizar la alimentación del medio al cultivo del fotobiorreactor en esta investigación.

#### 2.1.2.2. pH

Uno de los motivos del colapso de los cultivos se debe a la interrupción de los procesos celulares como resultado de una falla en el control del pH (Blinová, et al. 2015) .El rango de pH para la mayoría de las especies de algas se encuentra entre 7 y 9, siendo el rango óptimo el comprendido entre 8.2 - 8.7, aunque existen especies que pueden habitar en ambientes más ácidos/básicos (siendo el caso de la microalga *Chlorella vulgaris* que su rango ideal de pH comprende de 4 a 7 (Hanash Ammar, 2016)).

Para mantener el pH en los rangos permitidos para el desarrollo del alga se deberá de airear el cultivo. En caso de cultivos con una alta densidad celular la adición de CO<sub>2</sub> permitirá corregir el aumento de pH, que puede alcanzar valores límites de hasta pH=9 durante el crecimiento de las algas (Blinová, et al. 2015).

### 2.1.2.3. Efecto de la concentración de CO<sub>2</sub>

*Chlorella sp.* muestra un gran potencial para la captura de dióxido de carbono. Puede crecer a un ritmo acelerado y tolerar altas concentraciones de CO<sub>2</sub> en el aire. Su concentración óptima de CO<sub>2</sub> es cerca de un 10 %. *Chlorella sp.* puede incluso crecer sobre condiciones de concentración del 50% (Blinová, et al. 2015).

El crecimiento de la microalga *Chlorella vulgaris* aumentó cuando se suministró una concentración 2 % de aire enriquecido con CO<sub>2</sub> en comparación con aire sin CO<sub>2</sub> (Blinová, et al. 2015).

La tabla 2.3 muestra la relación de la cantidad de CO<sub>2</sub> (por aireación), la producción de biomasa y la tasa de crecimiento obtenida en el estudio de Chiu et al. (2007)

**Tabla 2.3:** Producción de biomasa y tasa de crecimiento específica del inoculo de *Chlorella sp*

**Fuente:** (Chiu et al. 2007)

Aireación de CO <sub>2</sub>	Biomasa <sup>1</sup>	Tasa de crecimiento específica <sup>2</sup>
Baja densidad del inoculo (8 · 10 <sup>6</sup> células mL <sup>-1</sup> )		
Aire <sup>3</sup>	0.537 ± 0.016	0.230
2 %	1.211 ± 0.031	0.492
5 %	0.062 ± 0.027	0.127
10 %	0.010 ± 0.003	-
15 %	0.009 ± 0.001	-
Alta densidad del inoculo (8 · 10 <sup>6</sup> células mL <sup>-1</sup> )		
Aire	0.682 ± 0.007	0.248
2 %	1.445 ± 0.015	0.605
5 %	0.899 ± 0.003	0.343
10 %	0.106 ± 0.001	-
15 %	0.099 ± 0.001	-

### 2.1.2.4. Índice de fijación de CO<sub>2</sub>

Como parte de los efectos de concentración de CO<sub>2</sub> es importante además conocer el índice de fijación que puede tener la microalga, normalmente este valor se obtiene

de forma experimental. En esta investigación se partirá de estudios experimentales de diferentes autores consultados para establecer su valor de acuerdo a las condiciones del país.

El índice de fijación es la cantidad de CO<sub>2</sub> que procesa la microalga para poder realizar los diferentes procesos biológicos, usualmente hablamos de gramos fijados por litro por día ( $\frac{g}{L*día}$ ) que puede fijar una microalga, es importante conocer el índice teórico aproximado que se podría establecer para poder realizar un diseño con base en dicho cálculo, debemos de tener en cuenta que de esto dependerán muchos aspectos de construcción así como también condiciona de manera análoga el rendimiento del sistema de biofiltración de CO<sub>2</sub>. Para obtener un aproximado del índice de captación se ha recopilado bibliografía que servirá como apoyo.

Para la elaboración de la tabla se han tomado 3 aspectos importantes, el año en que el autor realizó la investigación, el valor del índice que ese autor registró dentro de su investigación y por último la temperatura a la que se llevó a cabo la investigación, esto permite conocer si se puede ajustar a condiciones reales de laboratorio de manera adecuada, se ha tomado la temperatura ya que es la variable más fácilmente medible y una de las más influyente dentro del crecimiento microalgal.

**Tabla 2.4:** Índices de fijación de CO<sub>2</sub>

Autor	Índice $\frac{g}{L*día}$	Temperatura (°C)
(Razzak et al., 2016)	0.141	20.8–23.2
(Adamczyk et al., 2016)	0.14	25
(Fernando et al., 2012)	0.44	23±1
(Fan et al., 2007)	0.141	25
(Lam & Lee, 2013)	0.0631	25–28

Las primeras 4 investigaciones presentes en la tabla 2.4 se realizaron para concentraciones ligeramente superiores a la concentración atmosférica de CO<sub>2</sub> en aire (0.04 % (Lindsay, 2020 )) , mientras que la investigación de Lam & Lee (2013) fue para una diversas concentraciones de CO<sub>2</sub>, entre ellas la presentada que es

para aire atmosférico y las temperaturas que rondan la media en el país, cabe resaltar que en el mismo trabajo se hace alusión a que el porcentaje de rendimiento en ese caso específico es de 92.2 % mientras que aunque el índice incrementa a mayor concentración de CO<sub>2</sub> pero su rendimiento disminuye llegando a 1.5 % de rendimiento con 5 % de CO<sub>2</sub>. Se tomará este valor como principal para el desarrollo de los aspectos de diseño y establecimiento de parámetros en los capítulos siguientes.

La producción de oxígeno está ligada al índice de captación de dióxido de carbono por medio de la reacción de fotosíntesis ya que esta permite aprovechar el carbono presente en el CO<sub>2</sub> para liberar oxígeno como resultado (teniendo múltiples reacciones secundarias en el proceso), esto ha llevado a establecer a diversos autores un factor que permita conocer la producción de oxígeno dada por la microalga *Chlorella vulgaris* (Ver Tabla 2.5). De forma análoga a lo establecido para el índice de captación se realiza una tabla para la producción de oxígeno, sin embargo, se recomienda la medición del oxígeno disuelto como parámetro de medición de rendimiento de producción, proceso descrito en el anexo III, ya que esto nos dará un panorama en tiempo real del avance de la reacción.

**Tabla 2.5:** Índice de producción de oxígeno

Autor	Índice	Temperatura (°C)
(Kazbar et al., 2019)	$1.5 \frac{kg O_2}{kg Biomasa}$	25
(Tang et al., 2014)	$25-400 \frac{f mol}{cell * hora}$	23±1
(Yun & Park, 2003)	$136.4 \frac{g O_2}{kg * h}$	27 °C
(Najm et al., 2017)	$17.31 \frac{mg O_2 * h}{mg MLSS}$	No reportado
(Rincon et al., 2019)	$103 \pm 2 \frac{\mu mol O_2}{h}$	28±1

Son diversos los valores presentados por cada autor, cada valor es específico para las condiciones en las que se desarrolló la investigación. Cabe destacar que, aunque esa es la producción de oxígeno algunos autores como Rincon et al (2019) y Najm et al (2017) definen el parámetro de respiración como el negativo del oxígeno

producido, es decir, la cantidad de oxígeno desperdiciado en el proceso de respiración celular. Debido a esto se ha decidido tomar el parámetro bibliográfico de Kazbar et al (2019)  $\frac{1.5 \text{ kg O}_2}{\text{kg Biomasa}}$  debido a la facilidad de medición, comparación con datos experimentales que se pueden obtener y las condiciones de temperatura cercanas a las del territorio salvadoreño en las que fue obtenido.

Tanto el índice de captación como la producción de oxígeno sirven para estimar de manera teórica un posible rendimiento máximo que podría llegar a tener un sistema de biofiltración que utilizara la microalga *Chlorella vulgaris*.

#### 2.1.2.5. Bacterias en el medio de cultivo

En sí la microalga puede ser afectada de diversas maneras o potenciada por agente externos (bacterias) que puedan influir en mayor o menor medida, de forma general y para conocer el rendimiento real de un proceso de biofiltración de dióxido de carbono se debe de tener la microalga de la manera más hermética posible para que sea ella la que influya de manera única en la filtración del aire y no agentes externos que puedan viciar los resultados obtenidos.

El “anillo microbiano” es un concepto que plantea la importancia de la interacción bacteria-microalga como componentes básicos de los ecosistemas, las bacterias interactúan directamente con las microalgas. Diversas investigaciones a nivel de laboratorio y en terreno han demostrado fenómenos de estímulo e inhibición de crecimiento en microalgas y/o bacterias. Las bacterias pueden incrementar el crecimiento microalgal mediante la producción de algunas vitaminas y factores de crecimiento (Riquelme y Avendano-Herrera, 2003).

Este tipo de relación es recíproca entre ambos microorganismos y está determinada principalmente por la utilización y producción de carbono orgánico disuelto (en el caso de las bacterias es debido a que ellas son las responsables de la mineralización del carbono orgánico e intermediarios de estos en la cadena trófica) (Riquelme y Avendano-Herrera, 2003).

Según la investigación de Riquelme y Avendano-Herrera (2003). En la naturaleza las interacciones negativas entre estos dos microorganismos se pueden clasificar como:

- a. Antagonismo bacteriano, Bacterias presentes en el medio pueden inhibir el crecimiento de las microalgas o lisar sus células microalgales, a este tipo de bacterias se les denomina como “Bacterias asesinas” (Ver Tabla 2.6)
- b. Antagonismo microalgal, Presencia de microalgas que producen sustancias antimicrobianas que afecta la composición de las comunidades bacterianas (Ver la tabla 2.6)

De acuerdo al trabajo de Amavizca Valdez (2014) sobre la posibilidad de emplear las bacterias terrestres *Azospirillum brasilense* y *Bacillus pumilus* (que son PGPB, bacterias promotoras de crecimiento vegetal) en el crecimiento de la microalga *Chlorella vulgaris* para el aprovechamiento de sus cualidades individuales mostró mejoras en varios de los procesos biológicos de la microalga (actividad de enzimas de glutamato sintasa y glutamato deshidrogenasa, mayor producción de pigmentos fotosintéticos, mejora en la absorción de fósforo y nitrógeno, incremento de la población de la microalga, entre otros). Mientras que los experimentos realizados por Liang et al (2014) utilizando la microalga *Chlorella vulgaris* y dos cepas de bacterias Z-QD08 y Z-QS01 concluyó que las interacciones bacteria – microalga desempeñan un papel importante en el crecimiento de la misma a diferentes concentraciones celulares de cada especie.

Los resultados experimentales determinaron que el crecimiento de la microalga *Chlorella vulgaris* fue estimulado a una concentración inicial baja de las bacterias mientras que su crecimiento fue inhibido a una concentración inicial más alta (Liang et al). La conservación de un cultivo libre de todos estos contaminantes se vuelve primordial para el correcto desarrollo de un cultivo de *Chlorella vulgaris*.



**Tabla 2.6:** Tipos de interacciones bacteria microalga**Fuente:** Riquelme y Avendano-Herrera (2003)

Microorganismo	Actividad	Especie afectada	Referencia
<b>Microalgas</b>			
<i>Asterionella gracilis</i>	Promotora	<i>Pseudomonas sp.</i> , <i>Vibrio sp.</i>	Riquelme & Ishida (1988)
<i>Skeletonema costatum</i>	Promotora	<i>Vibrio sp.</i> , <i>Flavobacterium sp.</i> , <i>Aeromonas sp.</i> , <i>Plesiomonas sp.</i>	Rico-Mora & Voltolina (1995)
<i>Chattonella marina</i>	Antibacteriana	<i>Pseudomonas</i>	Riquelme & Ishida (1988)
<i>Skeletonema costatum</i>	Antibacteriana	<i>Vibrio sp.</i> , <i>Listonella anguillarum</i> , <i>Vibrio fisheri</i>	Simidu et al. (1977), Cooper et al. (1983), Naviner et al. (1999)
<i>Tetraselmis suecica</i>	Antibacteriana	<i>Listonella anguillarum</i> , <i>Vibrio alginolyticus</i> , <i>Vibrio salmonicida</i> , <i>Vibrio vulnificus</i> , <i>Vibrio sp.</i>	Viso et al. (1987), Kellan & Walker (1989), Austin & Day (1990), Olsen et al. (2000)
<i>Chlorella sp.</i>	Antibacteriana	<i>Vibrio harveyi</i>	Tendencia & de la Peña (2003)
<b>Bacterias</b>			
<i>Flavobacterium</i> NAST	Promotora	<i>Asterionella gracilis</i>	Riquelme et al. (1988)
<i>Vibrio sp.</i> C33, <i>Pseudomonas sp.</i> 11, <i>Arthrobacter sp.</i> 77	Promotora	<i>Isochrysis galbana</i>	Avendaño & Riquelme (1999)
<i>Pseudomonas sp.</i> , <i>Xanthomona sp.</i> , <i>Flavobacterium sp.</i>	Promotora	<i>Oscillatoria sp.</i>	Delucca & Mc Cracken (1977)
<i>Pseudoalteromonas peptidysin</i>	Algicida	<i>Gymnodinium catenarum</i> , <i>Chattonella marina</i> , <i>Heterosigma akashiwo</i>	Lovejoy et al. (1998)
<i>Saprospira sp.</i> SS-K1	Algicida	<i>Isochrysis sp.</i> , <i>Chaetoceros sp.</i>	Sakata (1990)
<i>Cytophaga sp.</i>	Algicida	<i>Chattonella antiqua</i>	Imai et al. (1991)
<i>Flavobacterium sp.</i> 5N-3	Algicida	<i>Gymnodinium nagasakiense</i> , <i>Chattonella antiqua</i> , <i>Chattonella marina</i>	Fukami et al. (1992)

### 2.1.3. Indicadores de contaminación

La naturaleza de la contaminación en los cultivos de microalgas puede ser: biológica, física, química o una combinación de ellas (Romo Piñera, 2002).

Cada uno de estos indicadores proporciona información de alerta sobre estados críticos del cultivo que deben ser corregidos para evitar la muerte del microorganismo o que la especie en cuestión no pueda reproducirse de manera adecuada.

#### 2.1.3.1. Indicadores de contaminación química

Entre los patrones que son indicativos de la existencia de este tipo de contaminación se pueden mencionar: la disminución en el número celular del cultivo (el cultivo se ha caído), el color del cultivo y el tiempo del cultivo (Romo Piñera, 2002).

Cuando un cultivo se ha “caído” recién sembrada la microalga, el problema puede encontrarse en la composición del medio, la poca disponibilidad de CO<sub>2</sub> o cambios repentinos en la temperatura. Con respecto al color del cultivo, estos están fuertemente relacionados con el medio de desarrollo y las condiciones en las que se encuentran expuestos. Un color blancuzco en el cultivo es un fuerte indicador de una alta concentración de cloro residual u otros químicos disueltos en el medio de crecimiento mientras que si un cultivo conserva un color claro (poco crecimiento) después de un tiempo de 3 o 4 días la razón podría ser la poca disponibilidad de luz o un desbalance en los nutrientes (Romo Piñera, 2002).

Luego de pasado 15 días o más y el color del medio sigue levemente claro, significa la muerte del microorganismo debido a deficiencia de nutrientes, pasado ese tiempo es imposible recuperar el cultivo y se debe reiniciar el proceso.

#### 2.1.3.2. Indicadores de contaminación biológica

Los tipos más comunes de contaminación biológicas en los cultivos de microalgas puede ser a causa de la presencia de: bacterias, levaduras, hongos, virus, micoplasmas, macroalgas u contaminación cruzada (Otero Andoni, 2014). Si un cultivo después de transcurrido un período de entre 3 a 7 días presenta un

descoloramiento o cambio de color en el medio, que no es provocado por alguna deficiencia en sus requerimientos físicos o químicos, la causa más probable es que exista la contaminación provocado por algún organismo protozooario dañino para el crecimiento de la microalga. algunas de las señales de la presencia de contaminación biológica en los cultivos pueden ser: agua turbia, bajo crecimiento y el colapso de los cultivos (Romo Piñera, 2002).

### 2.1.3.3. Contaminación provocada por el operador

Según Otero Andoni (2014) El operador puede introducir una contaminación al cultivo de la microalga en los siguientes términos:

- a. Durante la manipulación del cultivo.
- b. Si no se han tomado las medidas adecuadas durante la siembra del cultivo (la atmósfera. Las superficies o utensilios).
- c. Los medios y soluciones se encuentran contaminadas con anterioridad a la siembra.

## 2.2. Metodología para el cultivo de microalgas a nivel de laboratorio

### 2.2.1. Equipo para el cultivo de microalgas

Para el cultivo de microalgas existen diversos equipos para la correcta manipulación del cultivo y el control sobre las variables que necesita para un correcto desarrollo y rendimiento a nivel microbiológico. En la investigación de Bilos et al (2016) se menciona que, para la elaboración de un cultivo en un fotobiorreactor, similar al que se pretende diseñar, utiliza los siguientes materiales (tabla 2.7):

**Tabla 2.7:** Materiales utilizados para el cultivo de la microalga *Chlorella vulgaris*

**Fuente:** Bilos et al (2016)

N°	Material
1	Erlenmeyer de 100 ml
2	2 ml de medio de cultivo BA-002
3	Microalga recolectada del instituto de oceanografía de la universidad de Gdansk.

De igual forma el trabajo de He et al (2013) en el cual elabora un cultivo con altos contenidos de amonio propone para la elaboración de un sistema de biofiltración utilizando *Chlorella vulgaris* los siguientes materiales (tabla 2.8):

**Tabla 2.8:** Materiales utilizados para cultivo de la microalga *Chlorella vulgaris*

**Fuente:** He et al (2013)

N°	Material
1	Cepa obtenida del departamento de ingeniería Química, en la universidad nacional de Cheng Kung, Tainan, Taiwán
2	Columnas de 14 cm de diámetro y 24 de alto
3	Medio líquido de Nichols
4	Sistema de iluminación de entre 8 mil y 10 mil Lux
5	Sistema aireador de CO <sub>2</sub>
6	Agitadores magnéticos

Para la elaboración del cultivo a escala de planta de laboratorio, se proponen los materiales de la tabla 2.9, atendiendo a los recursos disponibles tanto propios como el espacio y equipo disponible en la Planta piloto de la Escuela de Ingeniería química e Ingeniería de alimentos, Universidad de El Salvador:

**Tabla 2.9:** Materiales propuesto para realizar cultivo de microalga

N°	Materiales	Cantidad
1	Beaker de 100 ml	1
2	Caja de cultivo	1
3	Manguera de plástico	6
4	Erlenmeyer de 500 ml	3
5	Sistema de aireación de CO <sub>2</sub>	3
6	Sistema de luz artificial	1
7	Medio de cultivo (dilución de fertilizante)	300-500 ml
8	Guantes y mascarillas	2 pares por persona
9	Corcho o tapón para erlenmeyer	3
10	Termómetro para toma de temperatura	1

Los materiales de la tabla 2.9 permitirán cumplir con los requisitos físicos, químicos y biológicos necesarios para un correcto desarrollo de la microalga *Chlorella vulgaris*.

Se recomienda la utilización de un sistema de aireación modesto, por ejemplo, una bomba de pecera, que cumpla con la función del mantenimiento del cultivo, la obtención de la cepa se explica brevemente en el Anexo I.

Todos los equipos pueden encontrarse en los diversos laboratorios de la Universidad de El Salvador tanto Planta piloto de la Facultad de Ingeniería y Arquitectura como los laboratorios de biología de la Facultad de Ciencias Naturales y Matemáticas, sin embargo, la parte de la iluminación es de carácter fundamental y puede ser que dentro del equipo disponible en los laboratorios no se encuentre una fuente de luz que cumpla con tales requisitos, se recomienda utilizar una fuente de luz disponible en las casas comerciales de El Salvador (figura 2.2).



**Figura 2.2:** Sistema de luz recomendado para cultivo

**Fuente:** Freund El Salvador (2020)

### 2.2.2. Procedimiento de esterilización de equipos

La esterilización del equipo es una de las partes fundamentales de todo trabajo que requiera la manipulación de microorganismos, previene la contaminación de la persona que manipula el microorganismo y al microorganismo de otros agentes negativos que puedan frenar su crecimiento o impedirlo. Entre otros se revisó el método de esterilización utilizado por Silvestre et al (2000) llamado "Autoclave de vapor" el cual consiste en:

Un proceso por el cual se somete a microorganismos a la acción del calor inyectando vapor saturado y seco a presión. Existen dos ciclos de 121°C y 134°C con duración de 20 minutos y 3.5 minutos para cada uno respectivamente (Hérrandez Navarrete, 2014). La autoclave de vapor es el mecanismo de destrucción microbiana más efectivo, y bien utilizado asegura esterilización completa, por medio de la autoclave se pueden esterilizar diversos materiales: Vidrios, medios de cultivo, gomas, telas, algodón, guantes, algunos plásticos, entre otros. La autoclave es el método más efectivo de esterilización por lo que se recomienda utilizarlo siempre que sea posible (Vignoli, 2006).

De igual forma este método llamado autoclave es ampliamente utilizado, la Food and Agriculture Organization (FAO) lo propone entre sus métodos de esterilización, dando algunas recomendaciones de cada uno:

#### I. Calor húmedo

Utilizando difusores de vapor a una temperatura de 100~110°C, se recomienda para estanques y tuberías de agua y de aire, destruye microorganismos vivos e incluso destruye esporas. Se recomienda utilizarlo por tres días consecutivos.

#### II. Autoclave

Se recomienda para la esterilización de medios de cultivo, vitaminas, material de cristal. Tiene la desventaja del tiempo que se invierte (más de 20 minutos) y el volumen que se puede esterilizar (Depende del equipo, pero suele ser bastante escaso ya que debe permitir fluir el vapor).

Por último, cabe mencionar que en las investigaciones con *Chlorella vulgaris* se han utilizado procesos de autoclave en su mayoría, además de ser el más recomendado.

- a. “Previo a la inoculación con las algas, los medios de cultivo utilizados se esterilizaron en autoclave durante 15 minutos a 120°C y 1 atmósfera de presión. Luego se inocularon con *Chlorella vulgaris*, hasta lograr una concentración de 3500 ind./mL en cada réplica” (López-Sierra et al., 2015).
- b. “El cultivo fue realizado en un arreglo experimental compuesto por un Erlenmeyer de 100 ml previamente autoclavado a una temperatura de 120°C por 20 minutos” (Bilos et al., 2016).

Para lograr alcanzar las temperaturas deseadas y el ambiente hermético necesario se utilizan equipos con arreglos parecidos a un microondas, lo que reducen significativamente el espacio para colocar equipo a esterilizar (figura 2.3):



**Figura 2.3:** Equipo para autoclave  
**Fuente:** Autoclave de vapor (2020)

Teniendo en cuenta que es un medio muy utilizado para esterilizar diferentes materiales y que ha sido empleado anteriormente en procesos que involucran la microalga *Chlorella vulgaris*, se propone utilizar el mismo método de esterilización de material.

De acuerdo con investigaciones de equipo dentro de la universidad, podrían estar disponibles diversos equipos para la esterilización en el laboratorio de toxicología marina y en el laboratorio de Ingeniería de Alimentos de la Universidad de El Salvador.

El material necesario es el siguiente:

**Tabla 2.10:** Material a utilizar para esterilizar

N°	Material	Cantidad
1	Material a esterilizar	Necesaria
2	Autoclave	1
3	Mascarillas y guantes	1 par por persona

### 2.2.3. Control en las condiciones en el área de laboratorio

El control en el laboratorio deberá de ser llevado a cabo desde la obtención de la cepa y de ahí se extenderá a los procesos de siembra y cultivo de la microalga.

El punto ideal de mantenimiento de cultivo es la fase de crecimiento exponencial, evitar el estancamiento es fundamental para poder producir un estado continuo de reproducción máxima, la producción de más biomasa permitirá aumentar la cantidad total de CO<sub>2</sub> que puede ser extraída.

Los parámetros físicos y químicos deben ser controlados de manera periódica y constante, alteraciones significativas dentro de los parámetros provocan reacciones negativas que podrían llegar a disminuir la reproducción celular del microorganismo o bien que muera todo el cultivo causando pérdida total, en el caso de la temperatura debe mantenerse arriba de 20°C y con períodos de luz-oscuridad de 12 horas cada uno (Lora et al, 2016).

Los parámetros físicos y químicos sobre los que se debe tener control son los siguientes:

- a. Temperatura en el laboratorio: si el laboratorio cuenta con un aire acondicionado o si el lugar de ubicación del mismo no experimenta cambios bruscos en la temperatura para evitar daños en las paredes celulares de la microalga.
- b. pH: el control de este parámetro se realizará con el objetivo de evitar el colapso de los cultivos durante su crecimiento.



- c. Nutrientes: Se debe tener control sobre los volúmenes utilizados y las cantidades correctas, en esta investigación se recomienda el uso de 1 g/l de fertilizante 20:20:20 NPK y 0.27 g/l de sulfato de amonio.
- d. Aireación de los cultivos: Se debe mantener aireación adecuada para propiciar la captación de CO<sub>2</sub> y permitir el movimiento constante del cultivo.
- e. Luz: La fuente de luz debe de ser constante en los fotoperiodos especificados (12:12) y de color amarillo o blanco para propiciar la reacción de fotosíntesis.
- f. Fuente de dióxido de carbono: Se debe tener un compresor que pueda proveer de manera constante de CO<sub>2</sub> al medio.

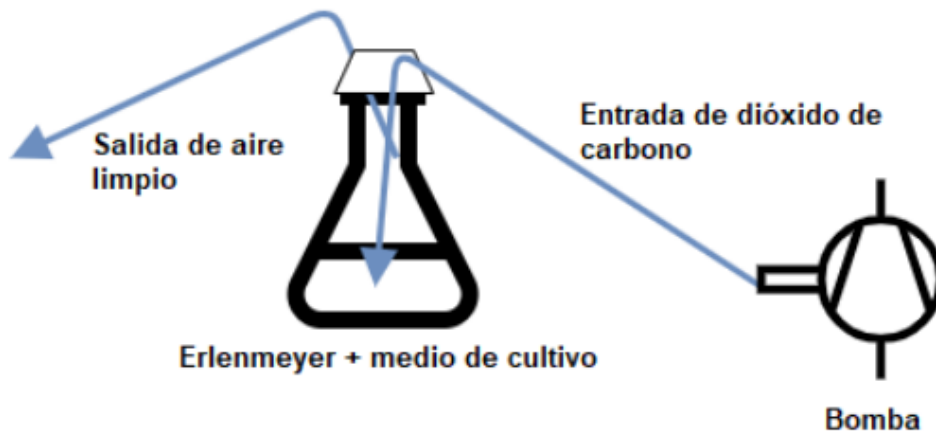
Todo esto seguido de las medidas de sanitización, limpieza y cuidado que los responsables deben de mostrar en todo momento en que se deba de manipular los cultivos.

#### 2.2.4. Procedimiento de cultivo de la microalga

Se propone realizar el procedimiento de cultivo dentro de los laboratorios de la Universidad de El Salvador, basado en las investigaciones de esterilización de López-Sierra et al (2015); Silvestre et al (2000) y FAO y en las investigaciones de cultivo de He et al (2013) y Bilos et al (2016), la propuesta de cultivo es la siguiente:

- a. Colocar la cepa de la microalga *Chlorella vulgaris* en una caja de cultivo.
- b. Llenar el beaker con la solución del medio, 100 ml de medio de cultivo, según la preparación indicada (1 g/L de fertilizante + 0.27 g/L de sulfato de amonio).
- c. Llenar la mitad del Erlenmeyer con agua destilada (250 ml)
- d. Trasvasar tanto la cepa de la microalga como el medio de cultivo.
- e. Insertar dos mangueras delgadas al Erlenmeyer con la mezcla
- f. Introducir el tapón con dos orificios por los que puedan salir las mangueras
- g. Una manguera debe tocar el fondo y la otra no debe de tocar el líquido para permitir la salida de gas.
- h. Finalmente conectar la bomba de CO<sub>2</sub> a la manguera que toca el fondo del líquido.
- i. Se debe dejar expuesta al sistema de luz para permitir el crecimiento y proceder al escalado del mismo.

En la figura 2.4 se muestra la propuesta de montaje del equipo para el cultivo.



**Figura 2.4:** Diagrama de cultivo a nivel de laboratorio.

Cabe aclarar que siempre debe estar expuesta al sistema de luz correspondiente (Fig. 2.2) que le permita el mejor crecimiento posible de la microalga y que el cultivo debe de mantenerse en condiciones adecuadas hasta realizar el escalamiento de este.

### 2.3. Metodología para el escalamiento de cultivos de microalgas a nivel de planta piloto

#### 2.3.1. Escalado de cultivos

Según White et al (2015). Antes de empezar el escalado a una planta piloto, es necesario considerar los siguientes tres aspectos:

- a. Ubicación
- b. Insumos/costos
- c. Regulaciones/legislaciones

Estas consideraciones deberán ser analizadas debido a las distintas necesidades de la microalga. Uno de los primeros pasos para el cultivo de microalgas a gran escala es realizar un pretratamiento en el sistema con un biocida (o 1 % de una solución de lejía) seguido de una limpieza del sistema para asegurar que la

contaminación microbiana sea mínima antes de colocar el cultivo de la microalga (White et al, 2015).

El escalado de los cultivos de las microalgas es uno de los puntos críticos en la producción a gran escala de estos microorganismos debido a que se les expondrá a condiciones que presentarán variaciones con respecto al ambiente controlado en el laboratorio. Generar un adecuado volumen de cultivo permitirá la adaptación de los microorganismos a este nuevo sistema (Mendoza, Portillo, y de la Jara, 2011).

La inoculación del cultivo en sistemas cerrados de acuerdo a White et al (2015) requerirá, comúnmente, de un volumen comprendido entre el 1 % al 10 % del total del volumen del sistema piloto a utilizar para asegurar un crecimiento sano y exitoso. Aumentar la escala de los cultivos a partir de volúmenes pequeños se vuelve imperativo para su escalado.

Otro de los puntos que describe White et al (2015) es el control de los parámetros como el pH, la luz, la temperatura y los nutrientes (parámetros ya mencionados anteriormente por autores como Romo Piñera (2002) y Blinová et al. (2015). además de incluir otros relacionados con el costo del proyecto (consumo de energía, consumo de calor y consumo de agua).

Muchos de estos parámetros para la microalga *Chlorella vulgaris* han sido estudiados experimentalmente, a modo de ejemplo se pueden mencionar trabajos como los siguientes:

- a. Influencia de la temperatura en el crecimiento de la *Chlorella vulgaris* y su tasa de mortalidad en un fotobiorreactor (Serra-Maia et al.2015).
- b. Efecto de la luz y pH sobre la densidad celular de la *Chlorella vulgaris* (Gong et al. 2014).
- c. Efectos de los factores ambientales en el crecimiento, la densidad óptica y la biomasa del alga verde *Chlorella Vulgaris* en condiciones al aire libre (FATEMEH & MOHSEN, 2016).
- d. Investigación de las condiciones óptimas para el crecimiento de las microalgas *Chlorella vulgaris* (Daliry et al. 2017).

Una vez que se han establecido los parámetros de control de cada variable que afectan de forma directa al sistema, entonces se podrá controlar, monitorear y resembrar el cultivo de la microalga, se pueden ver las condiciones típicas en la tabla 2.11.

**Tabla 2.11:** Condiciones experimentales del cultivo de biomasa de la microalga *Chlorella vulgaris*  
**Fuente:** (Hanash Ammar, 2016)

Parámetros	Valor
Temperatura de cultivo	20-25 °C
Ciclos de luz y oscuridad	20:4 hr
Tasa de flujo de aire (LPM)	2,4,6 y 8
Concentración de nutrientes (mg/L) V	20,40,60 y 80
Volumen de trabajo en el biorreactor	6.6 Litros

### 2.3.2. Gestión de cultivos

La gestión de cultivos es una parte fundamental del cultivo, ya que hablamos del tratamiento que se la dará a este tanto en el momento de la reproducción del microorganismo como al momento de la disposición final del cultivo, cosa que permitirá aprovechar este “desecho” y transformarlo en un producto útil, no solo evitando la contaminación, sino también ayudando a otros ecosistemas.

Sobre todo, se recomienda el enfoque en la parte del uso de la microalga como suplemente alimenticio para peces o para consumo humano utilizado de la misma forma. Primeramente, luego de haber escalado el cultivo, se hará un recambio de los nutrientes cada 8 días para asegurar el crecimiento y mantenimiento del mismo, además, se hará uso para la “cosecha” de depósitos de plástico, que pueden ser botellas o bien bolsas plásticas reutilizables.

Gouveia & Empis (2003) menciona en su trabajo que la microalga *Chlorella vulgaris* puede utilizarse para alimento de diversas especies de peces, esto es importante, ya que la industria pesquera en El Salvador es abundante, tal como se puede ver en las estadísticas proporcionadas por CENDEPESCA (2018).

De igual forma en el trabajo de Görs et al (2010) se evidencia la importancia de consumo de microalgas, sobre todo *Chlorella vulgaris* como suplemento alimenticio que tiene amplios beneficios nutricionales en su consumo y que pueden llegar a formar parte fundamental de la dieta de muchas personas y traer beneficios a su salud.

Por lo que la opción recomendada es que luego del proceso del cultivo y cuando el microorganismo cumpla con su ciclo de vida, envasar este producto residual en botellas PET tal como especifica Gouveia & Empis (2003) para luego proporcionárselos a la industria pesquera y que se decida el proceso que puedan realizar ya sea para consumo humano o para alimento de peces, el uso de la biomasa de la microalga en fresco se debe de dar 2 días después de su cosecha (Pavón E; Sarma & Nandini, 2001) sin embargo, se ha demostrado que la microalga puede sobrevivir en un medio de metanol al 5% a 4 °C hasta 300 días después de ser preservada en el medio de metanol con una viabilidad celular del 95.8% y conservando la mayoría de sus propiedades. (Rodrigues da Silva et al., 2020).

# Capítulo 3: Metodología de diseño del prototipo de biofiltro a nivel de planta piloto.

El diseño de biorreactores que emplean microorganismos para llevar a cabo un determinado proceso no es un tema muy reciente y ya cuenta con cierta antigüedad en las actividades de obtención de biodiesel, azúcares para la síntesis de bioetanol y en la producción de compuestos de interés farmacéuticos (Rubio Fernández et al. 2014).

El diseño de equipos está determinado por la metodología de diseño debido a que en ella se encuentran los parámetros y criterios fundamentales para un correcto funcionamiento. Entre los puntos a tomar en cuenta en la elaboración de una metodología de diseño se encuentran:

- a. Criterios de diseño para el tipo de fotobiorreactor seleccionado
- b. Los parámetros de diseño como lo son la geometría del reactor, los fenómenos de transporte y transferencia de masa, el tiempo de homogenización o de mezclado, la velocidad de circulación del líquido y la retención del gas.
- c. Los sistemas primarios
- d. Los sistemas auxiliares

## 3.1. Criterios de diseño

Los aspectos para biofiltros utilizando microalgas de la especie *Chlorella* se pueden encontrar en los trabajos de investigación de Anjos et al (2013). y Rubio Fernández et al. (2014) en los que se plantean elementos enfocados en el proceso de la filtración de dióxido de carbono, pudiéndose mencionar los siguientes:

- a. Sistemas de agitación
- b. Sistemas de iluminación
- c. Geometría del fotobiorreactor
- d. Transferencia de masa del proceso
- e. Caídas de presión dentro del equipo

Como un punto a resaltar se tiene la relación entre la transferencia de masa y el rendimiento de la producción de oxígeno como parámetros de diseño en el prototipo de biofiltro. Esto debido a que en el diseño de estos aparatos se busca obtener una transferencia de masa adecuada que permita el desarrollo del microorganismo dentro de él.

En la tabla 3.1 se presentan los criterios y los parámetros para el diseño de fotobiorreactores:

**Tabla 3.1:** Criterios y parámetros para el diseño de fotobiorreactores.

N°	Criterio	Parámetro
1	Superficie de contacto.	Geometría del reactor
2	Relación de medio de cultivo con producción de oxígeno y crecimiento microalgal.	Fenómenos de transporte y transferencia de masa
3	Agitación y aireación necesaria para desarrollo del cultivo.	Tiempo de homogenización o mezclado
4	Hidrodinámica del biofiltro	Velocidad de circulación
5	Aireación del medio de cultivo	Retención de gas (Overall gas hold-up)

### 3.2. Parámetros de diseño del biofiltro

La selección del tipo de sistema del biofiltro (cerrado) se basó en las ventajas y desventajas que cada sistema presentaba frente a lo que se requería en el trabajo investigativo (Ver tabla 3.2):

**Tabla 3.2:** Ventajas y desventajas de los sistemas abiertos y cerrados en el diseño de fotobiorreactores.

Tipo	Ventaja	Desventaja
<b>Sistema abierto</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-No es necesario de grandes inversiones</li> <li>-Fácil escalado</li> <li>-Mayor crecimiento microalgal</li> <li>-Bajo costo de funcionamiento</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Baja productividad</li> <li>-Baja eficiencia de fijación de CO<sub>2</sub></li> <li>-Mayor susceptibilidad a la contaminación ambiental</li> <li>-Dependencia a la localización del sistema</li> <li>-Cultivos no puros</li> </ul>
<b>Sistema cerrado</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Cultivos puros</li> <li>-Control en las condiciones</li> <li>-No se espera contaminación</li> <li>-Mayor productividad</li> <li>-Mayor fijación de CO<sub>2</sub></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Mayor capital de inversión</li> <li>-Dificultad en el escalado del equipo</li> </ul>

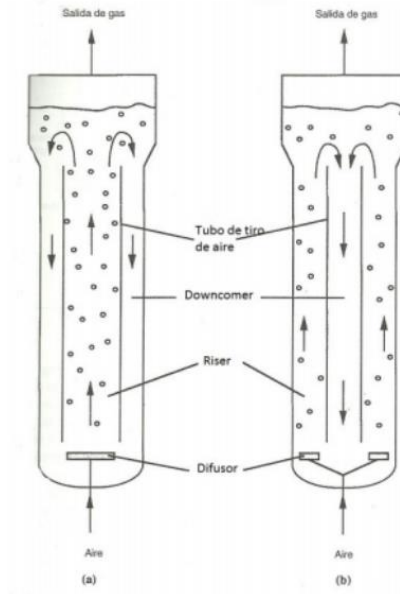
En el trabajo se empleará un reactor Airlift de tubos concéntricos con operación tipo Batch (sistema cerrado) abierto a la atmósfera (que permita el escape del gas). La selección de este tipo de fotobiorreactor se llevó a cabo a partir de las ventajas y desventajas de cada una de las configuraciones propuestas que en el trabajo de Saad H. Ammar (2016) presentaba (Ver tabla 1.1) con respecto a los tipos de reactores recomendados para el uso de la microalga *Chlorella vulgaris*.

En el diseño de reactores airlift (reactores de tiro o corriente de aire) se puede distinguir la presencia de al menos dos fases: una fase líquida en la cual se desplazarán las burbujas de aire y una fase sólida en forma de sólidos suspendidos en el medio líquido (Fernández, 2013).

Los reactores airlift se diferencian de las columnas de burbujeo debido a que en el primero las corrientes de aire descendente y ascendentes se separan físicamente (Fernández, 2013). Para ello se deben de conocer y distinguir las siguientes partes (Ver figura 3.1):

- a. Columna de burbujeo (riser o upflow): estructura que permite el paso de las burbujas hacia el separador de gases.
- b. Columna de flujo descendente (downcomer o downflow): región en la cual el flujo se desplaza hacia la base del equipo debido a la diferencia de densidad entre el riser y la base, en esta sección no se transportan las burbujas
- c. Separador de gases: ubicado en la parte externa del equipo, es el lugar donde ocurre la separación de las burbujas y el líquido que sube por la columna del riser.
- d. Base: parte inferior del reactor donde ocurre la introducción de las burbujas y que debido a la unión de las corrientes provenientes del riser y del downcomer, se crea una corriente interna que permite la circulación del fluido dentro del equipo.
- e. Difusor: salida de aire que permite la incorporación de las burbujas de este gas al medio de cultivo.





**Figura 3.1:** Partes características de un reactor airlift

**Fuente:** (Fernández, 2013).

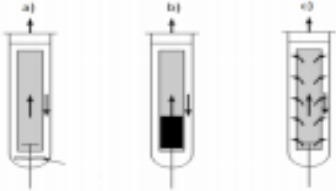


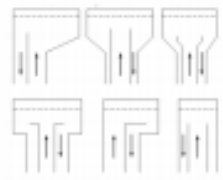
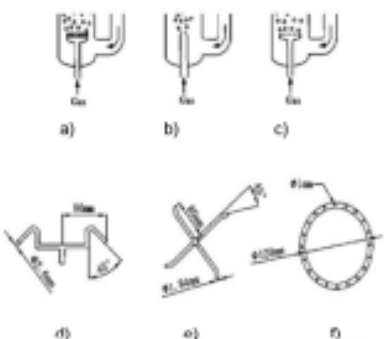
Para el diseño del biofiltro se tomaron en cuenta los siguientes criterios y parámetros de operación debido a que tienen una gran influencia en el comportamiento hidrodinámico y el tiempo de homogenización, factores que determinan el rendimiento final del equipo (Huamán y Leon, 2019):

- a. Distancia entre el límite superior del tubo interno y el límite superior de la zona de descenso
- b. Geometría del cuerpo del biorreactor y zona de desgasificación
- c. Relación entre el área de la sección transversal del tubo interno y de la zona de descenso ( $A_r/A_d$ )
- d. Relación entre la longitud del tubo interno y el tubo correspondiente a la zona de descenso
- e. Flujo de gas (vvm)

En la siguiente tabla (Ver Tabla 3.3) se observan las distintas configuraciones de un reactor airlift a partir de las partes que lo conforman:

**Tabla 3.3:** Configuraciones de las partes de un reactor airlift.

**Fuente:** (Fernández, 2013)

Nombre	Descripción	Imagen
Riser	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Liso o con baffles (a)</li> <li>• Con o sin agitación adicional(b)</li> <li>• Con múltiples perforaciones sin ellas(c)</li> </ul>	
Downcomer	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Con o sin empaque</li> <li>• Con baffles o sin ellos (f)</li> </ul>	
Base	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Redondeada (a)</li> <li>• Cónica</li> <li>• Con agitación mecánica</li> <li>• Con sistema de levantamiento adicional</li> </ul>	
Separador de gas	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Agitado o sin agitar</li> </ul>	
Difusor	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Difusor plato poroso (a)</li> <li>• Difusor de orificios (b)</li> <li>• Difusor de boquillas (d) y (e)</li> <li>• Difusor agitados</li> <li>• Difusor placa perforada (c)</li> <li>• Difusor eyector-inyector</li> <li>• Difusor anular (f)</li> </ul>	

### 3.2.1. Geometría del reactor

Este parámetro tiene una influencia significativa en la dinámica de fluidos del reactor y en el rendimiento y la productividad de la biomasa debido a que una óptima relación superficie-volumen permite maximizar el paso de luz en el espacio del fotobiorreactor (Rubio Fernández et al., 2014). De acuerdo con Cozma & Cozma, (2010) los parámetros geométricos que influyen en el rendimiento de los reactores airlift son:

- a. La relación del área de la sección transversal del downcomer al riser ( $A_r/A_d$ )
- b. La altura del reactor
- c. Altura del tubo interno del equipo (Altura del riser)
- d. Diseño de la zona de liberación de gas

En el trabajo de Cozma & Cozma (2010) se menciona que el efecto de la relación de la variación de ( $A_r/A_d$ ) en los reactores airlift influyen los parámetros: retención de gas, velocidad del líquido en el reactor y el coeficiente de transferencia de masa. En el caso de los reactores airlift de bucle interno, la fase líquida del volumen total se mantiene constante al cambiar las relaciones entre las áreas y generalmente, el coeficiente de transferencia de masa aumenta cuando la relación ( $A_r/A_d$ ) disminuye sin importar si la configuración del equipo es de bucle interno o externo.

Otro de los parámetros geométricos que influyen los parámetros hidrodinámicos y la transferencia de masa es la configuración geométrica del separador gas-líquido a través del diseño de la zona del separador (Cozma & Cozma, 2010).

Se han desarrollado varias correlaciones empíricas que buscan relacionar los parámetros hidrodinámicos (retención del gas, velocidad de circulación del líquido, el coeficiente de dispersión axial) y el coeficiente de transferencia de masa volumétrica con la geometría del reactor sin embargo las correlaciones empíricas obtenidas presentan limitaciones que no permiten ser empleadas de forma general para el diseño de cualquier tipo de reactor airlift. Esto es debido principalmente a que las relaciones se encuentran estrechamente ligadas a un sistema específico

por lo que en la mayoría de los casos no son adecuados para otros sistemas (Cozma & Cozma, 2010).

Para el diseño geométrico propuesto del biofiltro se tomarán en cuenta aspectos como:

- a. Las relaciones entre los componentes del biofiltro (la altura del downcomer y riser)
- b. Volumen de operación
- c. Altura del líquido dentro del equipo

En la Tabla 3.4 se presentan los valores típicos de las relaciones de los componentes del biofiltro y de las variables de operación:

**Tabla 3.4:** Parámetros de forma

**Fuente:** (Cozma & Cozma, 2010)

Descripción	Relación	Valores típicos
Diámetro del riser en relación con el diámetro del downcomer	$\frac{D_R}{D_D}$	0.3-0.6
Altura total del equipo en relación con el diámetro del downcomer	$\frac{H}{D_D}$	3.0-6.0
Volumen de operación en relación con el volumen total del equipo	$\frac{V_{op}}{V_T}$	0.7-0.9

Otros parámetros por considerar son aquellos relacionados con las características del material seleccionado para la construcción de un biofiltro y aquellos involucrados en la operación del equipo. Entre estos se mencionan:

- a. El grosor de los tubos
- b. El caudal
- c. Caídas de presiones en el equipo

El cálculo del grosor de los tubos permite asegurar de que el sistema pueda soportar el volumen de operación sin que sufra de agrietamientos o inestabilidad.

Para ellos se emplea la ecuación utilizada en el trabajo de Sanz Martínez, V. F. (2019).:

$$e = \frac{\rho * d * r}{\sigma_{adm} * E_s}$$

Donde los términos se refieren a:

$\rho$ = densidad del producto almacenado en kg/cm<sup>3</sup>

$d$ = nivel máximo de producto almacenado en cm

$r$ = radio del cilindro en cm

$\sigma_{adm}$ = tensión máxima admisible del material en kg/cm<sup>2</sup>

$E_s$ = eficiencia de soldadura según tipo de soldadura

El valor del caudal vendrá dado por la ecuación propuesta por Mott (2006) que relaciona los efectos de la temperatura y presión con el que el diseño se modelará:

$$Q_a = Q_s * \left( \frac{P_{atm}}{P_{atm} + P_a} \right) * \left( \frac{T_a}{T_s} \right)$$

En donde:

$Q_s$ =Flujo volumétrico en condiciones estándar

$P_a$ = Presión real manométrica

$T_a$ =Temperatura absoluta real

$T_s$ =Temperatura absoluta estándar

Las caídas de presión en el equipo se determinarán en dos tipos:

- a. La caída de presión en la distancia entre el compresor y el difusor
- b. La caída de presión dentro del equipo

Para la obtención de la caída de presión en el primer tipo se emplea la ecuación de Bernoulli (tomando en consideración las simplificaciones correspondientes):

$$\frac{P_1}{\gamma_1} + z_1 + \frac{v_1^2}{2g} - h_L = \frac{P_2}{\gamma_2} + z_2 + \frac{v_2^2}{2g}$$

Cada término se refiere a:

$P_n$  = Presión en el punto n

$\gamma_n$  = Peso específico del fluido

$z_n$  = Altura en el punto n

$v_n$  = velocidad del fluido en el punto n

$h_L$  = pérdidas en la tubería

$g$  = gravedad

Para la caída de presión en el fotobiorreactor se empleará la ecuación empírica descrita en el trabajo de Fernández (2013):

$$\Delta P = \rho_L g (\varphi_r - \varphi_d)$$

Donde el cálculo de la diferencia entre las dos secciones ( $\varphi_r - \varphi_d$ ), retención del gas en el *riser* y en el *downcomer*, respectivamente, se encuentra definida como:

$$\varphi_r = 0.441 J_{Gr}^{0.841} + \mu_{ap}^{-0.135}$$

$$\varphi_d = 0.297 J_{Gr}^{0.935} + \mu_{ap}^{-0.107}$$

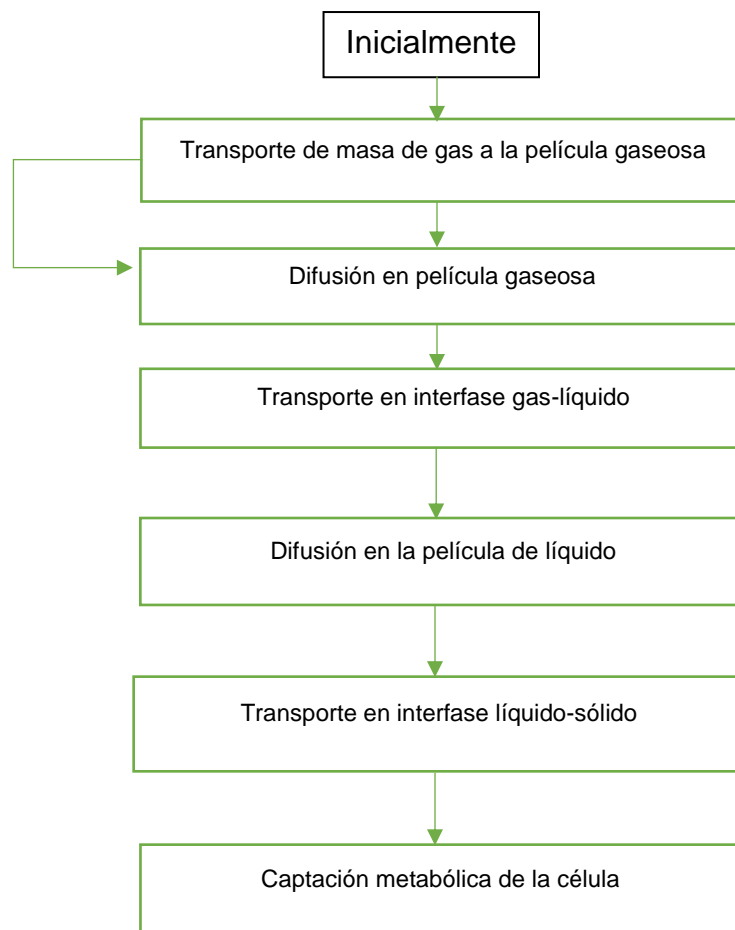
### 3.2.2. Fenómenos de transporte y transferencia de masa

En los tipos de reactores airlift se pueden distinguir diferentes procesos de transferencia de masa que involucran la interacción entre distintas fases las cuales son: líquido-sólido, líquido-líquido y gas-líquido (Huamán y Leon, 2019). Estas tres fases se encuentran presentes en el medio de cultivo (medio líquido), las burbujas de gas (ya sea aire u otro gas) y las células del microorganismo empleado (sólidos).

La transferencia de masa por difusión de CO<sub>2</sub> en los fotobiorreactores airlift es posible debido al contacto de las burbujas de aire con el medio de cultivo. Este gas una vez que ha ingresado al líquido mediante el difusor, asciende a través del riser generando una turbulencia en el medio y cuando alcanza la sección del downcomer ocurre un cambio en la densidad del líquido superior, ya que parte del gas abandona el medio, lo que provoca el descenso de este líquido hasta llegar a la sección del

riser nuevamente; generando de esta forma una agitación neumática (Fernández y Saboya,2017).

De acuerdo con Fernández y Saboya (2017): “La importancia de la transferencia de masa en el bioproceso radica en que de esta depende que el CO<sub>2</sub> ingrese a la célula y pueda ser metabolizado”. La teoría de la doble película puede ser utilizada para explicar la transferencia de masa sobre la difusión del CO<sub>2</sub> (ver figura 3.2).



**Figura 3.2:** Esquema de etapas secuenciales en la teoría de la doble película

**Fuente:** (Fernández y Saboya ,2017)

La concentración de CO<sub>2</sub> disponible para el cultivo se encuentra determinado por el coeficiente de transferencia de masa entre la fase gaseosa y líquida ( $k_L a$ )

(Fernández y Saboya, 2017). Fadavi & Chisti (2005) plantean una guía para la obtención del coeficiente de transferencia de dióxido de carbono a partir de la determinación de la transferencia de oxígeno en el medio (Ver Anexo 5) debido a que en la mayoría de estudios el objetivo de estos equipos se encuentra en la realización los procesos biotecnológicos en las que la transferencia de masa del oxígeno tiene una importancia mayor como: tratamiento aeróbico de aguas residuales ,fermentación u otros donde la disponibilidad de oxígeno es un requerimiento para un sistema de emplea una entrada de energía mínima y que requiera de un mezclado eficiente.

Cozma & Cozma (2010) aclaran que en los reactores airlift la razón de la transferencia de oxígeno se encuentra caracterizada por el coeficiente global volumétrico gas-líquido ( $k_L a_L$ ). En los sistemas gas-líquido, la expresión empleada para su determinación es (Fernández, 2017):

$$\frac{dC_L}{dt} = k_L a_L (C^* - C_L)$$

Donde:

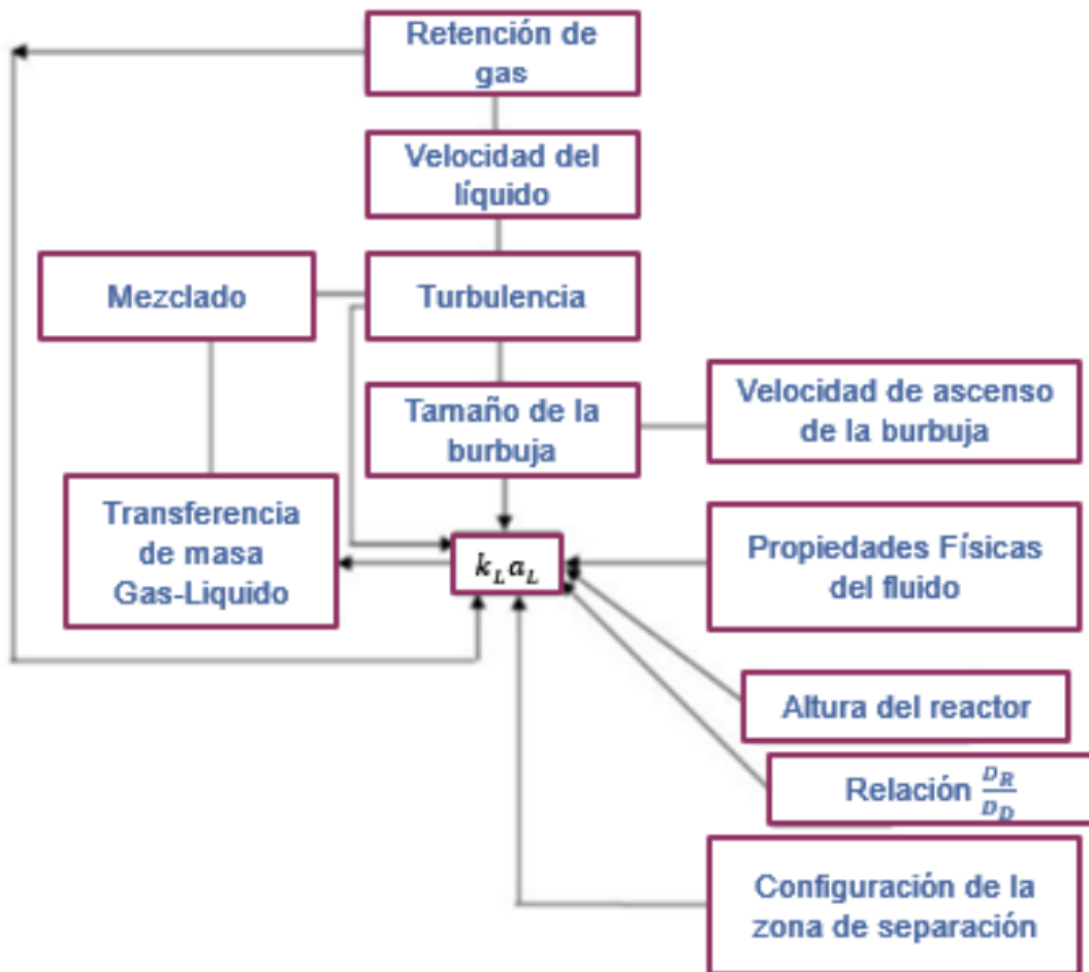
$\frac{dC_L}{dt}$ : Acumulación de oxígeno en la fase líquida

$C^*$ : Concentración de equilibrio del oxígeno disuelto

$C_L$ : Concentración del componente de transferencia en la fase líquida

Dentro de los factores que determinan este parámetro se encuentran el tiempo de retención, el tamaño de la burbuja, velocidad del líquido, turbulencia, propiedades físicas del fluido, la altura del reactor, la relación entre áreas ( $A_d/A_r$ ) y la configuración del separador de gas (Fernández, 2017). Ver Anexo V para conocer el proceso de cálculo de la transferencia de masa.





**Figura 3.3:** Interrelaciones entre los factores que afectan el coeficiente global de masa ( $k_L a_L$ )

**Fuente:** (Cozma & Cozma, 2010)

Debido a que cada sección de un reactor airlift posee un patrón de flujo determinado, es esperado que el coeficiente de transferencia de masa difiera en cada sección Cozma & Cozma, (2010). De acuerdo con Cozma, P., & Cozma, M. (2010) pueden existir contradicciones en los resultados de la determinación del coeficiente de transferencia de masa debido al método experimental seleccionado.

Cozma & Cozma (2010) mencionan los siguientes métodos experimentales para la determinación del coeficiente global de transferencia de oxígeno ( $k_L a_L$ ):

- a. Método de oxidación de sulfuros
- b. Método de oxigenación dinámica

Además, también (Cozma & Cozma, 2010) no recomienda los métodos de medición individuales del área interfacial gas-líquido  $a_L$  del coeficiente de transferencia de masa  $k_L$  debido a que estos son complicados de realizar.

### 3.2.3. Tiempo de homogenización o mezclado

Huamán y Leon (2019) define al tiempo de homogenización como “El tiempo necesario para mantener una solución como una mezcla completa en donde la temperatura, composición química, pH y concentración de solutos solubles son iguales en cualquier punto de la solución”.

Debido a que dentro del biofiltro los patrones de flujo son específicos para cada una de sus zonas (riser, downcomer y el separador de gas) no es extraño que las características del fluido de cada uno de esos puntos muestren un nivel de mezclado distinto (Cozma & Cozma, 2010).

En general existen dos procesos que intervienen en el mezclado en el biorreactor:

- a. El micro mezclado
- b. El macro mezclado

Cozma & Cozma (2010) destaca el uso frecuente de los parámetros: tiempo de mezclado ( $T_m$ ) y el tiempo de residencia (RTD) para representar el comportamiento de mezcla en los reactores airlift. En los sistemas por lotes, las características de la mezcla se caracterizan por el tiempo de mezcla y el coeficiente de dispersión axial ( $D_{ax}$ ), el cual puede ser expresado por el número de Bodenstein o Peclet.

$$B_o = \frac{U_L L}{D_{ax}}$$

$$P = \frac{U_L D_R}{D_{ax}}$$

Donde:

$U_L$ : Velocidad superficial del líquido en (m/s)

$D_R$ : Diámetro del riser (m)

L: Longitud de la región experimental (m)

$D_{ax}$ : Coeficiente axial de dispersión ( $m^2/s$ )

Según Huamán y Leon (2019) y Cozma & Cozma (2010) el tiempo de homogenización está influenciado por los parámetros de:

- a. Velocidad superficial del gas ( $U_{GR}$ ) en el tubo interno
- b. Velocidad del gas
- c. Geometría del reactor

Un ejemplo de esto se observa en el tiempo de homogenización que disminuye cuando aumenta la velocidad del flujo de gas y, asimismo, un aumento en la velocidad superficial del gas resulta en un incremento en la velocidad del líquido, lo que propicia el mezclado dentro del biorreactor (Huamán y Leon, 2019).

Si bien también varios autores han desarrollado correlaciones para predecir el comportamiento del tiempo de mezclado en los reactores airlift, estas se encuentran determinadas a condiciones y geometrías específicas.

Chisti (1989) recoge una serie de correlaciones entre el tiempo de mezclado y la circulación del líquido para las distintas configuraciones de estos reactores. En la Tabla 3.5 se presentan ejemplos de correlaciones para la estimación de la circulación del líquido y el tiempo de mezclado en los reactores airlift de tubo concéntrico interno:

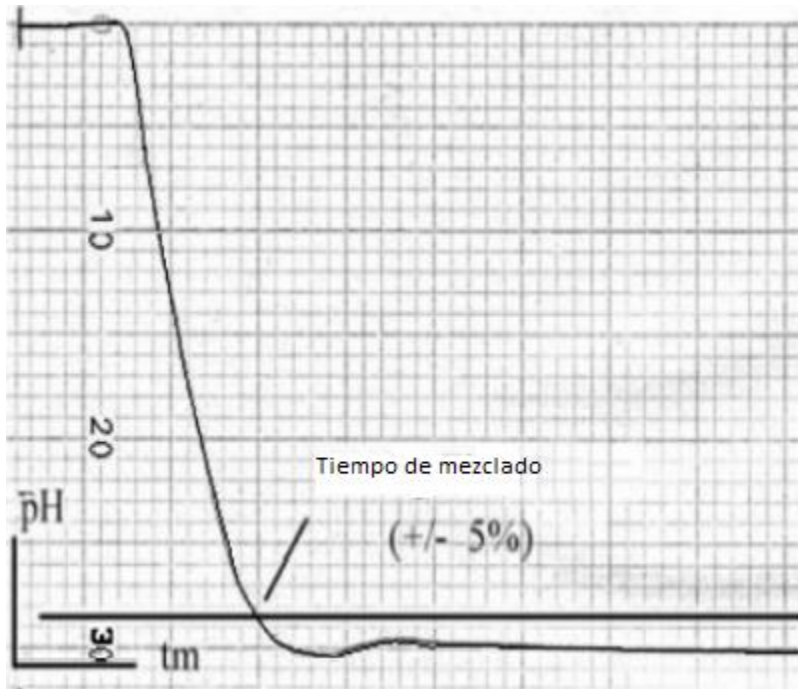
**Tabla 3.5:** Correlaciones de circulación del líquido y mezclado en reactores Airlift

**Fuente:** (Chisti, 1989)

Tipo de reactor	Ecuación	Parámetros
Airlift de tubo concéntrico interno	$U_{Ld} = \left[ \frac{2gL_D(\varepsilon_r - \varepsilon_d)}{\left(\frac{d_c}{d_r} - 1\right)^2 + \frac{1}{(1-\varepsilon_d)^2}} \right]^{0.5}$	Agua y queroseno $\frac{d_c}{d_r} : 1.61 - 6.67$ $L_D : 1.06 - 2.06m$
Airlift de tubo concéntrico interno	$aV_{Lr}^3 + bV_{Lr}^2 + cV_{Lr} + d = 0$	Agua y Fluidos newtonianos Parámetro $a-b=f(L_r, A_r, A_d, U_{Gr}, U_b, \varepsilon_r, \varepsilon_d, g, \text{Factor de fricción})$ $d_c : 0.10m$ $L_D : 0.40m$ $L_c : 0.26m$ $H : 0.73m$ $\frac{d_c}{d_c} : 0.45, 0.59, 0.74$
Airlift de tubo concéntrico interno	$U_{Lr} = \omega U_{Gr}^v$	Agua: $\omega : 0.166, v : 0.237$ NaCl (0.15 M): $\omega : 0.188, v : 0.382$ $d_c : 0.095m$ $H : 1.70m$ $d_D : 0.045m$ $L_D : 1.47m$ $\frac{A_d}{A_r} : 0.29$ $0.02 \leq U_{Gr} \leq 0.10ms^{-1}$
Airlift de tubo concéntrico interno	$t_m \propto h_D^{1.7}$	Aire-Agua (95 % de mezclado completo) $0.68 \leq h_D(m) \leq 1.64$ $d_c : 0.254m$ $\frac{d_p}{d_c} : 0.20 - 06$ $B = L_c = 0.10m$
Airlift de tubo concéntrico interno	$\frac{t_c U_G}{h_L} = 8.3 \left(1 + \frac{A_d}{A_r}\right)^{1.3} \left(\frac{U_x^2}{d_c g}\right)^{1/3}$	Datos de Aire-Agua de varias fuentes (Aplica dentro de un rango de $\pm 30\%$ ) $U_G$ basado en $d_c$ $U_x = 0.787 (gd_c U_G)^{1/3} n^{-2/3}$ $d_c = 0.152 - 0.23m$ $1 \leq h_L(m) \leq 1.8$

En concordancia con Huamán y Leon (2019) es recomendable realizar las pruebas experimentales para determinar el tiempo de mezclado global en el equipo.

Una de las técnicas que se pueden utilizar para determinar de forma experimental el tiempo de homogenización es el pulso de pH que fue propuesto por Van't Riet y Tramper (Huamán y Leon, 2019) (ver figura 3.4).



**Figura 3.4:** Curva del método de pulso para la determinación del tiempo de mezclado

**Fuente:**(Huamán y Leon, 2019)

Si se desea conocer de forma exacta el tiempo de homogenización, se propone seguir el método experimental tal y como se describe en el trabajo de Casadiegos Rincón (2011).

#### 3.2.4. Velocidad de circulación del líquido

Las diferencias entre las presiones hidrostáticas en los reactores airlift son el resultado de la variación en la densidad de los fluidos en la sección del riser y del downcomer permitiendo el desplazamiento de este en el equipo lo que facilita el ingreso del CO<sub>2</sub> al microorganismo debido a la agitación que se genera en el medio (Cozma & Cozma, 2010).

De acuerdo con Cozma & Cozma (2010) este parámetro se encuentra influenciado por:

- a. La geometría del reactor (siendo la razón  $\frac{A_d}{A_r}$  y la altura del reactor los parámetros geométricos con mayor influencia)
- b. La velocidad superficial del gas

- c. La retención del gas
- d. Los aspersores de gas
- e. La viscosidad del líquido

Chisti (1989) presenta las correlaciones de la velocidad de circulación del líquido dentro de reactores airlift obtenidas a partir del balance de energía y de balances de momento (Ver Tabla 3.5):

**Tabla 3.6:** Correlaciones para el cálculo teórico de la velocidad de circulación del líquido

**Fuente:** (Chisti, 1989)

Tipo de reactor	Ecuación	Comentarios
Gama de tamaños y tipos de reactores y parámetros de funcionamiento	$U_{Lr} = \left[ \frac{2gh_D(\varepsilon_{Gr} - \varepsilon_{Gd})}{\frac{K_T}{(1-\varepsilon_{Gr})^2} + K_B \left(\frac{A_r}{A_d}\right)^2 \frac{1}{(1-\varepsilon_{Gd})^2}} \right]^{0.5}$	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Fluidos newtonianos de baja viscosidad</li> <li>• Modelo verificado experimentalmente para sistemas Aire-Agua</li> </ul>
Reactor airlift de bucle interno	$U_{Lr} = \left[ \frac{2gh_D(\varepsilon_{Gr} - \varepsilon_{Gd})}{K_B \left(\frac{A_r}{A_d}\right)^2 \frac{1}{(1-\varepsilon_{Gd})^2}} \right]^{0.5}$	<ul style="list-style-type: none"> <li>• En este tipo de reactores el coeficiente de fricción en la parte superior del reactor <math>K_T</math> es generalmente considerado como insignificante</li> </ul>
Reactor airlift de tubos concéntricos	$U_{Lr} = \left[ \frac{2gh_D(\varepsilon_{Gr} - \varepsilon_{Gd})}{\left(\frac{1}{k_R^2} - 1\right) \frac{1}{(1-\varepsilon_{Gr})^2} + \left(\frac{1}{k_d^2} - 1\right) \frac{A_r^2}{A_d^2} - \frac{1}{(1-\varepsilon_{Gd})^2}} \right]^{0.5}$	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Este modelo fue aplicado con éxito para la predicción de la velocidad de circulación en un sistema de agua</li> </ul>

La cuantificación del parámetro de la velocidad del fluido dentro del biorreactor de forma experimental se puede realizar por varios métodos sin embargo Cozma & Cozma (2010) menciona que la mayoría de estos se basan en el uso de un trazador y en técnicas de respuesta.

Cozma & Cozma (2010) propone la siguiente relación entre la velocidad del líquido y la velocidad superficial del gas:

$$U_{Lr} = \alpha U_{Gr}^{\beta}$$

Donde:

$\alpha$ : Depende de la geometría del reactor y de las propiedades del líquido

$\beta$ : Está determinado por el régimen de flujo y la geometría del reactor

$U_{Gr}$ : Velocidad superficial del gas en el riser (m/s)

Debido a que el exponente  $\beta$  no presenta un valor único, se vuelve necesario calcularlo a través de datos experimentales a las condiciones en las que se utilizará el reactor (Cozma & Cozma, 2010).

### 3.2.5. Retención de gas (Overall gas hold-up)

Se puede definir a la retención de gas como: “la fracción volumétrica del gas contenida en el volumen total de una dispersión de gas-líquido-sólido” (Huamán y Leon, 2019). Chisti (1989) lo representa como  $\varepsilon$  (retención global de gas). Entre los parámetros a tomar en cuenta para la determinación de la retención del gas en el líquido en los reactores airlift se puede mencionar el diseño y su configuración geométrica (Huamán y Leon, 2019).

Chisti (1989) define al parámetro  $\varepsilon$  con la expresión:

$$\varepsilon = \frac{V_G}{V_G + V_L}$$

Donde  $V_G$  y  $V_L$  son el volumen de gas y el volumen del líquido en el reactor.

Mientras que Huamán y Leon (2019) coloca la siguiente expresión para calcular el gas retenido( $\phi$ ) en un volumen de líquido:

$$\phi_i = \left( \frac{V_G}{V_G + V_L + V_S} \right) * i$$

Lo subíndices indica gas (G), líquido (L) y sólido (S) y el término “i” indica la región de retención de gas: separador de gas (s), zona del riser (r), zona del downcomer (d) o el volumen de trabajo total del biorreactor(T).

Debido a la diferencia entre las zonas de descenso y ascenso, los valores obtenidos de la retención de gas global difieren entre sí, por lo que, su determinación directa no es comúnmente estimada. Por ello, se definieron los conceptos de retenciones de gas individuales en la sección de downcomer ( $\epsilon_d$ ) y en la sección del riser ( $\epsilon_r$ ) que pueden ser relacionados con el parámetro de retención global a partir de relaciones de acuerdo al tipo de biorreactor (Huamán y Leon, 2019).

Chisti (1989) En reactores airlift de bucle interno la relación entre las retenciones de gas individuales y la retención global de gas se expresa como:

$$\epsilon = \frac{A_r \epsilon_r + A_d \epsilon_d}{A_r + A_d}$$

Siendo  $A_r$  y  $A_d$  las áreas del riser y del downcomer.

En los reactores airlift de tubos concéntricos empleados en sistemas aire-agua,  $\epsilon_d$  puede ser expresado como (Cozma & Cozma, 2010):

$$\epsilon_d = 0.89 * \epsilon_r$$

El parámetro de la retención del gas influye significativamente en:

- a. El tiempo de residencia del gas en el líquido (en combinación con el tamaño de la burbuja)
- b. La disponibilidad del área interfacial del gas-líquido para la transferencia de masa
- c. Volumen total del reactor



Un valor teórico máximo en la retención de gas en un régimen de flujo de burbujas es de aproximadamente 0.74 (empaquetamiento compacto de esferas). En la práctica sin embargo, no se espera llegar a valores que se acerquen a este máximo teórico sino a un máximo realista de un valor de 0.3, esto debido a que el proceso de coalescencia de la burbuja (proceso por el cual dos burbujas de un gas se fusionan para dar lugar a una sola burbuja ) tiende a limitar la retención del gas a valores bajos (Chisti, 1989).

La retención total del gas puede determinarse mediante los cambios de volumen (o altura) de las dispersiones del gas-líquido y comparándolo con el sistema sin el funcionamiento de los dispersores de gas (Huamán y Leon, 2019).

Para las retenciones de aire individuales se pueden emplear métodos para la medición de la presión en las zonas de análisis (método manométrico) o la utilización de electrodos.

A continuación, en la Tabla 3.7 se muestran la recopilación de técnicas propuestas por Cozma & Cozma (2010) que pueden emplearse para la medición de parámetros hidrodinámicos, transferencia de masa y mezclado en los reactores airlift.

**Tabla 3.7:** Técnicas para la determinación experimental de distintos parámetros en un reactor airlift

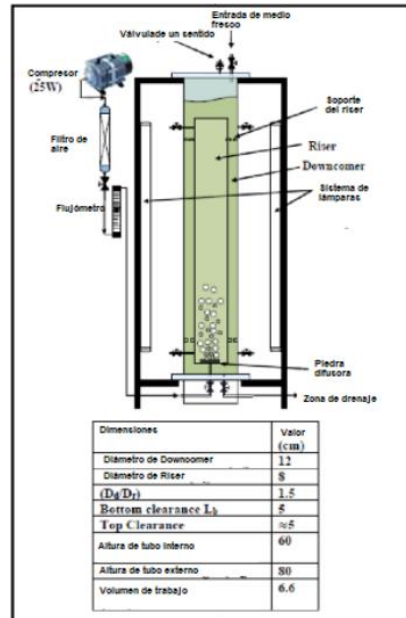
**Fuente:** (Cozma & Cozma, 2010)

Tipo de reactor	Variable de medida	Técnica empleada para su medición
Airlift de tubos concéntricos	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Retención de gas (riser, downcomer y separador de gas )</li> <li>• Retención global de gas</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Método manométrico</li> <li>• Método de expansión de volumen</li> </ul>
Airlift de tubos concéntricos	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Retención global de gas</li> <li>• Retención de gas (riser y downcomer)</li> <li>• Tiempo de mezclado</li> <li>• Coeficiente volumétrico de transferencia de oxígeno</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Método de expansión de volumen</li> <li>• Método manométrico</li> <li>• Método de respuesta de un trazador</li> <li>• Método de sulfito modificado</li> </ul>

### 3.3. Elementos de un biofiltro captador de CO<sub>2</sub>

Para facilitar el reconocimiento de los componentes de un biofiltro, estos se clasificarán en: Sistemas primarios y Sistemas auxiliares. Los sistemas primarios son los dispositivos que en los que se desarrolla el proceso de filtración de CO<sub>2</sub> y el

proceso de fotosíntesis de la microalga mientras que los sistemas auxiliares son todos los elementos adicionales que permiten el óptimo desarrollo de los procesos en los sistemas primarios.



**Figura 3.5:** Ejemplo de un diagrama de configuración de los elementos de un biorreactor.

**Fuente:** Sistema de biofiltración presentado por Saad H. Ammar (2016)

### 3.3.1. Sistemas primarios

En los sistemas primarios se toma en cuenta el espacio físico en donde se llevará a cabo el proceso biológico para la retención del CO<sub>2</sub> como resultado de la fotosíntesis de la microalga siendo su componente fundamental el tanque del fotobiorreactor.

### 3.3.2. Sistemas auxiliares

Los sistemas auxiliares se encuentran conformados por aquellos equipos que permiten la obtención de las condiciones necesarias para el desarrollo del microorganismo y de aquellos relacionados al control de los parámetros de operación.

Cada material servirá para controlar los aspectos físicos y químico del área de cultivo para el proceso de fotosíntesis y la filtración. Entre los materiales indispensables y su función en el biofiltro se menciona a:

- I. El termómetro: controlar la temperatura del cultivo para que esta no sufra alteraciones que puedan afectar negativamente al microorganismo.
- II. El potenciómetro: controlar los niveles de pH establecidos para la microalga *Chlorella vulgaris*.
- III. El compresor: equipo necesario para dotar de dióxido de carbono a la mezcla para que pueda realizar de forma apropiada el proceso de fijación y conversión a oxígeno además de que produce la agitación en el medio lo que evita el estancamiento.
- IV. Fuente de luz: proveer al cultivo de la luz necesaria para que logre la energía suficiente en su proceso de fotosíntesis.

Otros equipos como en el caso de el sensor de flujo, filtro de aire (Anexo II) y el medidor de oxígeno disuelto (Anexo III) se consideran como elementos adicionales debido a que obedecen a las necesidades de control específicas que el investigador considere importantes para el funcionamiento del equipo. En la tabla 3.8 se presentan los elementos auxiliares que más se emplean en el diseño de biorreactores.

**Tabla 3.8:** Sistema auxiliar para Biofiltro

N°	Material	Cantidad
1	Compresor	1
2	Filtro de algodón <sup>3</sup>	1
3	Potenciómetro	1
4	Termómetro	1
5	Fuente de luz	1
Opcionales		
6	Sensor de flujo	1
7	Medidor de Oxígeno disuelto <sup>4</sup>	1

Ejemplos de la configuración de biorreactores construidos en los trabajos experimentales de Sadeghizadeh et al. (2017) y Znad et al (2004), se muestran en la Figura 3.6 y 3.7. En donde la configuración de los componentes generales que conforman los sistemas primarios y auxiliares es fácilmente distinguible.

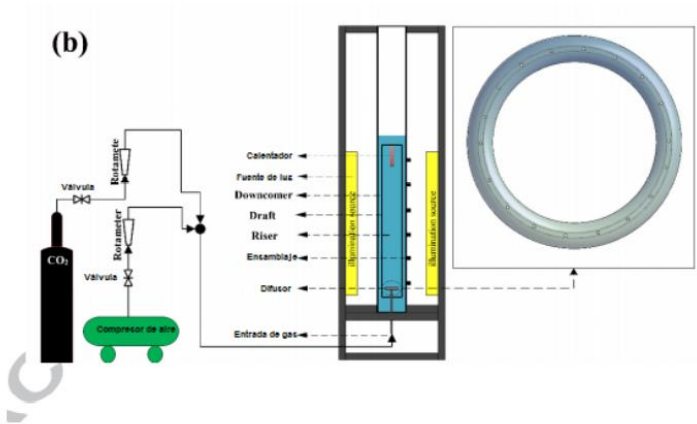


Figura 3.6: Sistema de biofiltración presentado por Sadeghizadeh et al. (2017)

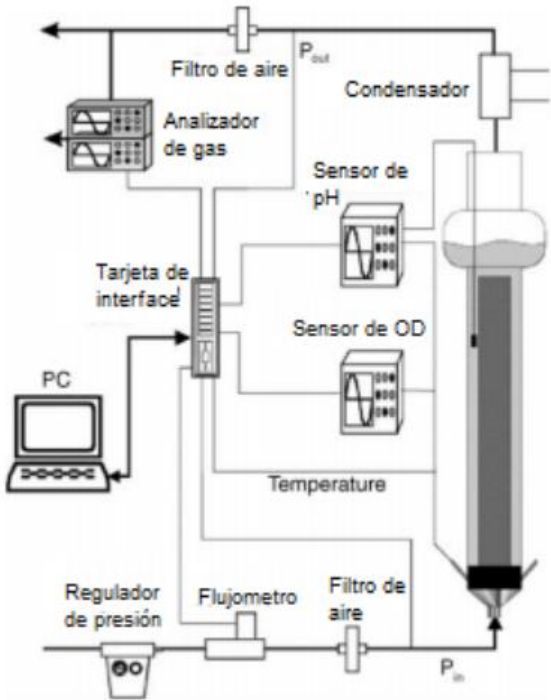


Figura 3.7: Sistema de biofiltración presentado por Znad et al (2004)

# Capítulo 4: Propuesta de diseño del prototipo de biofiltro a nivel de planta piloto

Para el diseño del biofiltro se ha tomado en cuenta aspectos como:

- a. La selección del material adecuado para esta clase de equipo
- b. La geometría del fotobiorreactor
- c. Cálculo del grosor de los tubos
- d. La aireación y agitación del medio
- e. El caudal de aire suministrado
- f. Las caídas de presión en el conducto de aire y dentro del reactor

## 4.1. Diseño conceptual del biofiltro captador de CO<sub>2</sub> utilizando la microalga *Chlorella vulgaris*.

La finalidad del diseño del biofiltro es encontrar la configuración óptima de cada una de sus secciones para que puedan ser consecuentes con el índice de captación expuesto en la sección 2.1.2.4, teniendo como finalidad lograr un rendimiento aproximado (92.2 %) y un índice cercano al establecido en ese apartado, que permitirá mejorar la calidad del aire y disminuir la carga de este contaminante de forma eficiente.

### **I. Selección de materiales**

Un diseño adecuado de un fotobiorreactor airlift de tubos concéntricos empieza desde la selección del material a utilizar. Algunas características que se deben de tomar en cuenta en la selección de estos son (Sanz Martínez, 2019):

- a. Alta transparencia
- b. Flexibilidad
- c. Durabilidad
- d. Toxicidad nula
- e. Resistencia a productos químicos
- f. Disponibilidad en la región

a. Precio

Rubio Fernández et al. (2014) en su trabajo presenta una comparación entre las distintas características y precios de los materiales: Acrílico rígido, Polietileno y Vidrio flotado para la construcción de un fotobiorreactor airlift además de que se ha adicionado la información del material Policarbonato que fue utilizado en el trabajo de Rubio Fernández et al. (2014) en el que se reportaron resultados favorables en el uso de ese material para el cultivo de microalgas (tabla 4.1):

**Tabla 4.1:** Comparación de propiedades de distintos materiales transparentes

**Fuente:** (Rubio Fernández et al., 2014)

Propiedad	Acrílico rígido (PMMA)	Polietileno de alta densidad	Vidrio flotado	Policarbonato (PC)
Calor específico $\left(\frac{J}{Kg K}\right)$	1465	2936.7	750	1200
Conductividad térmica $\left(\frac{W}{m K}\right)$	0.18	0.29	1	[0.19-0.22]
Transmisión de luz (%)	92	80	90	86
Densidad $\left(\frac{Kg}{m^3}\right)$	1180	[945 a 960]	2500	1200
Energía retenida $\left(\frac{MJ Kg}{m}\right)$	13.5	72.8	15.5	

Los materiales más utilizados para el cultivo están presentes en la tabla 4.1. Se recomienda el uso de Acrílico Rígido PMMA como cuerpo del biofiltro, la alta transmisión de luz potenciará el efecto de la fotosíntesis en el medio; la densidad moderada dará mayor robustez al diseño sin llegar a ser demasiado pesado; la conductividad térmica y calor específico ayudarán a mantener la temperatura estable.

## II. Geometría del biofiltro

Se ha observado en el apartado 3.1 (Criterios para el diseño del biofiltro) que la geometría del reactor tiene una importante influencia sobre los otros parámetros de diseño debido a que determina de forma directa las condiciones de operación del equipo.

En la tabla 4.2 se muestra las razones definidas para el diseño del fotobiorreactor en base a los rangos recomendados en la tabla 3.3 (Parámetros de forma) para el dimensionamiento de estos equipos:

**Tabla 4.2:** Razones para el dimensionamiento del reactor.

Descripción	Relación	Valor seleccionado
Diámetro del <i>riser</i> en relación con el diámetro del <i>downcomer</i>	$\frac{D_R}{D_D}$	0.48
Altura total del equipo en relación con el diámetro del <i>downcomer</i>	$\frac{H}{D_D}$	4.00
Altura del total del líquido en relación a la altura del <i>riser</i>	$\frac{L_L}{L_R}$	0.80
Volumen de operación en relación con el volumen total del equipo	$\frac{V_{op}}{V_T}$	0.70
Altura del total del equipo (m)	$H$	1.00

A partir del valor seleccionado de la altura del equipo se puede calcular, a través de las relaciones de forma, las dimensiones de los componentes del fotobiorreactor:

Diámetro del *downcomer*:

$$\frac{H}{D_D} = 4$$

$$D_D = \frac{1}{4} = 0.25 \text{ m}$$

Se trabajará con un diámetro de *downcomer* igual a 250 mm.

Diámetro del *riser*:

$$\frac{D_R}{D_D} = 0.48$$

$$D_R = 0.48(0.25 \text{ m}) = 0.12 \text{ m}$$

Se trabajará con un diámetro de *riser* igual a 120 mm.

### III. Volumen total del equipo:

El volumen de trabajo vendrá dado por la suma del volumen del *downcomer* y el volumen de la campana del desgasificador (Rubio Fernández et al., 2014):

$$V_T = V_{Td} + V_t$$

Donde el parámetro  $V_t$  (las tapas del equipo) tendrá un valor de cero en este caso ya que estas no generan cambios en el volumen interno del reactor.

Debido a que la geometría del reactor es cilíndrica, se emplea la ecuación del volumen de un cilindro para el cálculo de  $V_{Td}$  (volumen total del *downcomer*)

$$V_{Td} = \frac{\pi H D_D^2}{4}$$

$$V_{Td} = \frac{\pi(1 \text{ m})(0.25 \text{ m})^2}{4} = 0.0491 \text{ m}^3$$

El volumen total será igual a 49.1 L.

Volumen operacional o volumen de líquido con el que se trabajará en los cálculos es de:

$$\frac{V_{op}}{V_T} = 0.7$$

$$V_{op} = 49.1 \text{ L} (0.7)$$



$$V_{op} = 34.7 L$$

El volumen operacional del reactor será de 0.0347 m<sup>3</sup>.

Altura del líquido

$$H_L = \frac{4V_{op}}{\pi D_D^2}$$

$$H_L = \frac{4 (0.0347 \text{ m}^3)}{\pi(0.25 \text{ m})^2} = 0.7002 \text{ m}$$

La altura del líquido será de 0.70 m.

La altura del *riser* viene dada por la relación siguiente:

$$\frac{L_R}{L_L} = 0.6$$

$$L_R = 0.8 * (0.7 \text{ m})$$

$$L_R = 0.56 \text{ m}$$

Otro factor importante de la geometría del reactor es la relación entre las áreas de transferencia y la relación de área de superficies del reactor debido a la influencia que ejercen en el crecimiento de la biomasa y en la productividad volumétrica del fotobiorreactor (Rubio Fernández et al., 2014).

Esta relación entre áreas no debe de ser mayor a 1. La acumulación de la biomasa en el fotobiorreactor aumentará cuando esta relación se acerque al valor de 0.8 , que es el crítico (CV) que puede permitirse (Rubio Fernández et al., 2014).

En una geometría cilíndrica esta relación puede ser expresada como:

$$\frac{A_r}{A_d} = \frac{D_r^2}{D_d^2}$$

$$\frac{A_r}{A_d} = \frac{(0.120 \text{ m})^2}{(0.25 \text{ m})^2} = 0.2304$$

#### IV. Cálculo de grosor de tubos

El cálculo del grosor de los tubos es importante para asegurarnos de que el sistema pueda soportar el volumen del cultivo que se empleará.

Para ellos se aplicará la siguiente ecuación:

$$e = \frac{\rho * d * r}{\sigma_{adm} * E_s}$$

Donde la tensión máxima admisible se calcula mediante la relación entre el límite elástico y el coeficiente de seguridad:

$$\sigma_{adm} = \frac{\sigma_e}{\gamma_s}$$

$\sigma_e$  para el material escogido Acrílico rígido (PMMA) es de 70 MPa (714 kg/cm<sup>2</sup>). El valor del factor de seguridad será de 1.5 que se traduce en que el sistema pueda soportar un esfuerzo mayor del que se prevé en su uso. Así un valor de 1.5 equivale a que el sistema pueda soportar. Factores de seguridad mayores implican grosores de tubos mayores, lo que significa una mayor inversión en ciertos casos.

$$\sigma_{adm} = \frac{714 \frac{kg}{cm^2}}{1.5} = 476 \frac{kg}{cm^2}$$

$\rho = 0.000997 \text{ kg/cm}^3$ ;  $d = 100 \text{ cm}$ ;  $r = 12.5 \text{ cm}$ ;  $E_s = 0.6$

$$e = \frac{(0.000997 \frac{kg}{cm^3}) * (100 \text{ cm}) * (12.5 \text{ cm})}{(476 \frac{kg}{cm^2}) * (0.6)} = 0,004377 \text{ cm}$$

El grosor de los tubos debe de ser de al menos 0.0044 mm. Este valor es muy bajo y, ya en la práctica, grosores de valores muy bajos repercuten en la seguridad, rigidez y costos del material. La mayoría de los tubos comerciales presentan grosores de tubos mayores a 0.0044 mm por lo que la selección de uno de ellos recaería enteramente en la disponibilidad y el costo del material.

## V. Aireación y agitación

Los rangos de la tasa específica de aireación (volumen de aire por volumen de líquido por minuto) o vvm para el volumen del fotobiorreactor se encuentra dada por:

$$vvm = \frac{F_{aire}}{V_{liquido}} = \frac{v_s * A}{V_{op}} = \frac{Q_{aire}}{V_{op}}$$

Los términos  $v_s$  y  $A$  son la velocidad superficial del aire y el área de la sección transversal del reactor.

En este tipo de sistemas en los que se debe de enriquecer el medio con CO<sub>2</sub> es normal que la tasa específica de aireación se encuentre en un rango comprendido entre 0.5 y 2.5 vvm.

Despejando la ecuación de la tasa superficial para obtener el rango óptimo de la velocidad superficial del aire dentro del biorreactor se tiene:

$$v_s = \frac{vvm * V_{op}}{A}$$

$$v_s = \left[ \frac{0.5 * (0.0347 \text{ m}^3)}{\frac{\pi(0.25 \text{ m})^2}{4}} - \frac{2.5 * (0.0347 \text{ m}^3)}{\frac{\pi(0.25 \text{ m})^2}{4}} \right]$$

$$v_s = \left[ 0.3534 \frac{m}{min} - 1.7673 \frac{m}{min} \right]$$

Realizando un procedimiento similar para obtener el rango del caudal óptimo se tiene que:

$$Q_{aire} = vvm * V_{op}$$

$$Q_{aire} = [(0.5 * 0.0347 m^3) - (2.5 * 0.0347 m^3)]$$

$$Q_{aire} = \left[ 0.01735 \frac{m^3}{min} - 0.08675 \frac{m^3}{min} \right]$$

Expresándolo en unidades l/min, unidades en que se expresan los equipos normalmente:

$$Q_{aire} = \left[ 17.35 \frac{L}{min} - 86.75 \frac{L}{min} \right]$$

Un equipo que pueda suministrar un caudal dentro del rango propuesto podrá ser utilizado en el biorreactor.

## VI. Caudal

Empleando la ecuación de Mott (2006) presentada en la sección 3.2.1 se observa que es necesario la selección de un flujo volumétrico estándar para la obtención del flujo volumétrico real.

Este valor del flujo volumétrico estándar es el valor que proviene de las especificaciones del fabricante bajo las condiciones estándar en las que se realizaron las mediciones del equipo.

Para el desarrollo de los cálculos relacionados con el caudal se ha tomado un valor de 50 L/min (0.000833 m<sup>3</sup>/s) a una temperatura estándar de 20 °C debido a que se utilizarán las especificaciones de un equipo fabricado (Ver Anexo 6).

De forma similar se ha seleccionado el valor de la presión real manométrica debido a que este viene condicionado con la presión máxima de la manguera que conecta al compresor con el difusor. La presión operacional máxima para el modelo de manguera seleccionado (Anexo 6) es de 115 psia y el valor para el desarrollo de los cálculos es de 25 psia.

La temperatura real se ha tomado de un valor de 28°C.

$$Q_a = (0.0008333 \frac{m^3}{s}) * \left( \frac{101.325 \text{ kPa}}{101.325 \text{ kPa} + 172.369 \text{ kPa}} \right) * \left( \frac{303.15 \text{ K}}{293.15 \text{ K}} \right)$$

$$Q_a = 0.000313 \frac{m^3}{s} = 18.821 \frac{l}{min}$$

Dando como resultado un caudal de aire mínimo esperado de 18.821 L/min.

## VII. Caída de presión compresor-entrada del difusor

La caída de presión entre el compresor hasta la entrada del difusor se puede estimar a partir de la ecuación de Bernoulli (Ver sección 3.2.1).

Se ha tomado en consideración que el tramo en el que se transportará el aire es pequeño entonces  $\gamma_1 \cong \gamma_2$  (esto se comprobará cuando el resultado de la diferencia de presión sea menor del 10% de la presión de entrada). La carga producida por la velocidad del fluido es despreciable cuando se utiliza el mismo diámetro en todo el recorrido del gas ( $D_1=D_2$ ) por lo que la velocidad entre la salida y entrada son iguales. Además, debido a que muchos gases (como el aire) poseen un peso específico pequeño, es permisible ignorar los cambios de elevación siempre y cuando estos no sean demasiado pronunciados (Mott ,2006).

Al aplicar las simplificaciones a la ecuación de Bernoulli de los términos que no se encuentran directamente involucrados en el sistema, se obtiene la siguiente relación:

$$P_1 = P_2 + h_L$$

$$\Delta P = h_L$$

Donde  $h_L$  se calcula como (Mott ,2006):

$$h_L = f \left( \frac{L}{D} \right) \left( \frac{v^2}{2g} \right) + f_T \left( \frac{L_e}{D} \right) \left( \frac{v^2}{2g} \right)$$

Como puede observarse el parámetro de diámetro de la tubería es fundamental para el cálculo de las pérdidas. Este diámetro es proporcionado por las especificaciones de la tubería, o en este caso de la manguera. Para la manguera seleccionada en el Anexo V el diámetro interno(D) corresponde a 4.7625 mm además de que se fijó la longitud (L) de la manguera en 1.5 m debido a que de esta forma se evitarían cualquier situación en la que la manguera pudiese dañarse por tener un tamaño mucho mayor.

La relación  $\frac{L}{D} = \frac{1.5 \text{ m}}{0.0047625 \text{ m}}$  tiene un valor de: 314.9606. Este valor se empleará para determinar la pérdida de energía por efecto del fluido a través de la manguera.

Los cálculos relacionados para la determinación de la diferencia de presiones como lo son la velocidad del fluido, el factor de fricción y la longitud equivalente se obtienen de la forma siguiente (Mott ,2006):

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

$$v = \frac{0.000313 \frac{m^3}{s}}{\pi \left( \frac{0.004763^2}{4} \right) m^2}$$

$$v = 0.2806 \frac{m}{s}$$

La determinación de los coeficientes de fricción  $f$  y  $f_T$  dependen del número de Reynolds y de la relación entre la rugosidad y el diámetro (Mott, 2006) (Anexo IX).

El número de Reynolds se obtiene a partir de la ecuación:

$$N_R = \frac{vD\rho}{\mu}$$

Donde:

$v$ = velocidad del fluido dentro de la tubería

$\rho$ = densidad del fluido

$\mu$ = viscosidad del fluido

La densidad del aire puede ser estimada por la ecuación de los gases reales:

$$P * Vm = Z * R * T$$

Cálculo de las presiones reducidas y temperaturas reducidas para el aire, extraídas de la tabla de El-Banbi, A., Alzahabi, A., El-Maraghi, A. (2018) (Anexo VII).

$$Pr = \frac{P}{Pc}$$

$$Tr = \frac{T}{Tc}$$

Con  $T= 303.15$  K y  $P= 172369$  pa, para el aire las constantes son  $Pc= 546.9$  PSIA y  $Tc= -221.4$  F

En unidades consistentes:  $Pc= 3770792.8$  pa y  $Tc=132.37$  K

$$Pr = \frac{P}{Pc} = \frac{172369}{3770792.8} = 0.045$$

$$Tr = \frac{303.15}{132.37} = 2.29$$

Con estas constantes se obtendrá el valor de la gráfica de Standing and Katz (Anexo VIII) reportada en la investigación de Londono et al. (2005).

$$Z = 1$$

Por lo que se procede a calcular la densidad transformando la ecuación original:

$$Vm = \frac{Z * R * T}{P}$$

$$\frac{V}{n} = \frac{Z * R * T}{P}$$

$$\frac{V}{\frac{m}{PM}} = \frac{Z * R * T}{P}$$

$$\frac{\rho^{-1}}{PM} = \frac{Z * R * T}{P}$$

$$\rho = \frac{P}{Z * R * T} * PM$$

Reemplazando los datos se tiene:

$$\rho = \frac{(172369 \text{ pa})}{(1) * \left(8.314 \frac{\text{pa m}^3}{\text{kmol}}\right) * (303.15 \text{ K})} * 28.8 \frac{\text{g}}{\text{mol}}$$

$$\rho = 1.96962 \frac{\text{Kg}}{\text{m}^3}$$

En el caso de la viscosidad dinámica de un gas no varía de forma significativa ante los cambios de presión. La viscosidad dinámica tendrá entonces un valor de  $\mu=1.86 \times 10^{-5}$  que se empleará para la estimación de la caída de presión.

$$N_R = \frac{\left(0.2806 \frac{\text{m}}{\text{s}}\right) (0.004763 \text{ m}) \left(1.96962 \frac{\text{Kg}}{\text{m}^3}\right)}{1.86 \times 10^{-5} \frac{\text{N}}{\text{s-m}^2}}$$



$$N_R = 141.5265$$

Una vez se ha estimado el número de Reynolds se procederá a calcular la relación entre el diámetro de la manguera y la rugosidad.

Para el material de la manguera (Tubo de plástico PVC) la rugosidad es de  $\varepsilon = 0.0015$  mm (Haestad Methods et al., 2002).

$$\frac{\varepsilon}{D} = \frac{1.5 \times 10^{-6} \text{ m}}{0.004763 \text{ m}} = 0.0003149$$

Haciendo uso del Diagrama de Moody para la estimación del factor de fricción se tiene:

$$f = 0.4652$$

Para la lectura de  $f_T$  se obtuvo leyendo del diagrama en la línea de turbulencia completa.

$$f_T = 0.0151$$

Los valores del término  $\frac{L_e}{D}$  dependen del tipo de accesorios con el que se diseña el sistema. Para el diseño se han tomado en cuenta una válvula Check (para controlar la cantidad de aire que ingrese al sistema) y un codo corto de 90° (para conectar a la manguera con el difusor). Los valores de  $\frac{L_e}{D}$  para estos accesorios de acuerdo con Mott (2006) se muestran en la Tabla 4.3.

**Tabla 4.3:** Accesorios a utilizar.

Accesorios	$L_e/D$	Cantidad
Válvula Check	100	1
Codo corto 90°	41	1

Las pérdidas de presión esperadas entre la bomba y la entrada del difusor tendrán un valor estimado de:

$$\Delta P = (0.4652)(314.9606) \left( \frac{\left(0.2806 \frac{m}{s}\right)^2}{2 \left(9.8 \frac{m}{s^2}\right)} \right) + (0.0151)(100 + 41) \left( \frac{\left(0.2806 \frac{m}{s}\right)^2}{2 \left(9.8 \frac{m}{s^2}\right)} \right)$$

$$\Delta P = 0.5971 \text{ kPa}$$

### VIII. Caída de presión dentro del fotobiorreactor

Existen varias ecuaciones empíricas para determinar la diferencia de presión en un fotobiorreactor Airlift de bucle interno. Un ejemplo de ellas son las siguientes (Fernández, 2013):

$$\Delta P = \rho_L g (\varphi_r - \varphi_d)$$

Donde el cálculo de la diferencia entre las dos secciones ( $\varphi_r - \varphi_d$ ), retención del gas en el *riser* y en el *downcomer*, respectivamente, se encuentra definida como:

$$\varphi_r = 0.441 J_{Gr}^{0.841} + \mu_{ap}^{-0.135}$$

$$\varphi_d = 0.297 J_{Gr}^{0.935} + \mu_{ap}^{-0.107}$$

El parámetro  $J_{Gr}$  expresa velocidad superficial del gas (tasa de flujo volumétrico gaseoso por unidad de área transversal) mientras que el término  $\mu_{ap}$  es la viscosidad dinámica aparente del líquido.

$$J_{Gr,verdadero} = \frac{Q_{in} + Q_d}{A_r}$$

Donde:

$Q_{in}$ =es la velocidad del gas inyectado (gas fresco)

$Q_d$ =velocidad del gas recirculado

Recordando el rango óptimo de la velocidad superficial del gas, estos se emplearán como una primera aproximación en la estimación de la caída de presión dentro del equipo.

$$v_s = \left[ 0.589 \frac{cm}{s} - 2.9455 \frac{cm}{s} \right]$$

La densidad aparente del fluido se tomará de un valor de  $0.00083 \text{ kg/m-s}^{21}$ :

$$\varphi_r = \left[ 0.441 \left( 0.589 \frac{cm}{s} \right)^{0.841} + \left( 0.00083 \frac{kg}{ms^2} \right)^{-0.135} - 0.441 \left( 2.9455 \frac{cm}{s} \right)^{0.841} + \left( 0.00083 \frac{kg}{ms^2} \right)^{-0.135} \right]$$

$$\varphi_r = [2.8882 - 3.69996]$$

No se calcularán los rangos para  $\varphi_d$  debido a que la retención de gas en el *downcomer* es baja y depende en gran parte del diseño del separador de gases. (J.C. MERCHUK y GLUZ, 2002) . A razones de flujo bajas el término  $\varphi_r$  es usualmente despreciable debido a que la mayoría de las burbujas tienen el tiempo suficiente para liberarse del líquido en el separador de gases. Esto es muy común cuando estos equipos se utilizan para cultivos de células.

Si bien en esta aproximación se despreció el término  $\varphi_d$  no significa que no ocurra en la realidad y siempre se necesitará realizar pruebas experimentales para determinar su valor real.

Así el rango de la caída de presión que se puede esperar en el equipo es:

$$\Delta P = \left( 996.31 \frac{kg}{m^3} \right) \left( 9.8 \frac{m}{s^2} \right) (2.8882 - 0)$$

$$\Delta P = \left( 996.31^2 \frac{kg}{m^3} \right) \left( 9.8 \frac{m}{s^2} \right) (3.69996 - 0)$$

<sup>1</sup> Viscosidad dinámica del agua a 28°C y 1 atm. Ref. Tablas IAPWS

<sup>2</sup> Densidad del agua a 28°C y 1 atm. Ref. Tablas IAPWS

$$\Delta P = \left[ 28199.9169 \frac{Pa}{m} - 36125.8100 \frac{Pa}{m} \right]$$

Se tiene entonces un rango de 28.2 kPa/m y 36.1258 kPa/m.

## IX. Inventario de gases

Uno de los fines principales de las investigaciones acerca del uso de las microalgas en la actualidad se basa en la necesidad de la obtención de biomasa que no adicione una carga adicional de CO<sub>2</sub> a la atmósfera, es decir, que sea obtenida mediante un proceso sostenible (Lam & Lee, 2013).

Lam & Lee (2013) obtuvo durante su investigación acerca de los efectos sobre la microalga *Chlorella vulgaris* ante diferentes fuentes de dióxido de carbono que, si el gas se obtiene del aire, el microorganismo presentaría una tasa de consumo de CO<sub>2</sub> con un valor esperado de 63.1 (mg /L/día) mientras que su eficiencia de remoción (de CO<sub>2</sub>) sería del 92.2 %.

Debido a que uno de los objetivos del diseño del biofiltro propuesto es obtener la retención de dióxido de carbono del aire entonces conocer la concentración esperada del gas será esencial para determinar si es sustentable el biofiltro. De acuerdo con Earth System Research Laboratories (2020) se contabilizaban para el mes de julio del año 2020 una concentración de CO<sub>2</sub> en el aire de 414.38 ppm (aproximadamente 0.04144 % w/w).

Empleando los valores anteriormente expuestos y apoyándonos en el factor de conversión expuesto por el Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (2017) de  $0.68 \frac{kg\ CO_2}{kWh}$  para la obtención de los kg de dióxido de carbono que generaría el equipo de agitación y el de iluminación (se considerarán que el aporte de instrumentos de apoyo tales como el medidor de pH, termómetro, medidor de oxígeno disuelto u otros como despreciable). Por lo que se empezará estimando los kg de CO<sub>2</sub> que entrarán al reactor en un día.

El caudal del equipo propuesto en el capítulo III es de 50 L/s (0.0008333 m<sup>3</sup>/s) y empleando la densidad del aire (1.9148 kg/m<sup>3</sup>), se tiene que:

$$0.0008333 \frac{m^3 \text{ de aire}}{s} * 1.9148 \frac{kg \text{ de aire}}{m^3} = 0.0016 \frac{kg \text{ de aire}}{s}$$

Obteniendo los kilogramos de aire por día de uso:

$$0.0016 \frac{kg \text{ de aire}}{s} * 3600 \frac{s}{h} * 24 \text{ h día} = 138.24 \frac{kg \text{ de aire}}{\text{día}}$$

$$138.24 \frac{kg \text{ de aire}}{\text{día}} * 0.04144 \frac{kg \text{ de } CO_2}{kg \text{ de aire}} = 5.7287 \frac{kg \text{ de } CO_2}{\text{día}}$$

Empleando la tasa de captación observada por (Lam & Lee, 2013), los kilogramos teóricos esperados que serán retenidos en el biofiltro tendrán una aproximado de:

$$5.7287 \frac{kg \text{ de } CO_2}{\text{día}} * 0.922 = 5.2818 \frac{kg \text{ de } CO_2}{\text{día}}$$

Lo que en términos de carbono sería:

$$5.2818 \frac{kg \text{ de } CO_2}{\text{día}} * \frac{12 \text{ kg de } C}{44.01 \text{ kg de } CO_2} = 1.44 \frac{kg \text{ de } C}{\text{día}}$$

El dióxido de carbono que producirá el biofiltro se presenta en la siguiente tabla:

**Tabla 4.4:** Producción de CO<sub>2</sub> de equipo

Equipo	Especificación	kWh	Kg de CO <sub>2</sub> /día
Bomba	288 W por bomba	3.5	2.38
Lámparas	50 W por lámpara	5	2.00

Dando como resultado 4.38 kg CO<sub>2</sub> que son emitidos por el funcionamiento del equipo. Finalmente se estima los kilogramos netos que el equipo podrá sustraer del aire en un día de uso:

$$5.2818 \frac{kg \text{ de } CO_2}{\text{día}} - 4.38 \frac{kg \text{ de } CO_2}{\text{día}} = 0.902 \frac{kg \text{ de } CO_2}{\text{día}}$$

$$0.902 \frac{\text{kg de } CO_2}{\text{día}} * \frac{12 \text{ kg de } C}{44.01 \text{ kg de } CO_2} = 0.246 \text{ kg de } C \text{ al día}$$

**Tabla 4.5:** Inventario de emisiones de CO<sub>2</sub>

N°	Parámetro	Cantidad
1	CO <sub>2</sub> Bombeado por día	5.7287 $\frac{\text{kg de } CO_2}{\text{día}}$
2	CO <sub>2</sub> Captado por día	5.2818 $\frac{\text{kg de } CO_2}{\text{día}}$
3	C Captado por día	1.44 $\frac{\text{kg de } C}{\text{día}}$
4	CO <sub>2</sub> Producido por el equipo	4.38 $\frac{\text{kg de } CO_2}{\text{día}}$
5	CO <sub>2</sub> Total captado por día	0.902 $\frac{\text{kg de } CO_2}{\text{día}}$
6	C total captado por día	0.246 kg de C al día

A continuación, en la Tabla 4.6 se presentan los valores de los parámetros para el diseño conceptual del biofiltro. Estos se han tomado en base a los criterios presentados en el capítulo 3 y, asimismo, de las recomendaciones de trabajos experimentales en donde la optimización de factores como el índice de fijación del dióxido de carbono, el tiempo de mezclado y la velocidad del líquido en el biorreactor han sido el objeto de la investigación. Los parámetros de altura del equipo y caudal de aire han sido seleccionados con criterio propio basado en los distintos planteamientos observados en los trabajos experimentales consultados.

**Tabla 4.6:** Tabla resumen de diseño

PARÁMETROS DE DISEÑO DEL BIOFILTRO	
<b>Altura del equipo</b>	1 m
Diámetro de <i>downcomer</i>	0.25 m
Diámetro del <i>riser</i>	0.12 m
Volumen del equipo	49.1 L
Volumen operacional del equipo	34.7 L
Altura del líquido	0.7 m
Altura del <i>riser</i>	0.56 m
Grosor de los tubos	Mínimo 0.044 mm
<b>Caudal de aire necesario</b>	50.0 L/min
Caudal de aire mínimo real	18.821 L/min
Caída de presión( $\Delta P$ ) manguera-entrada de aire	0.5971 kPa
Caída de presión( $\Delta P$ ) en biofiltro	28.2 kPa-36.13 kPa

La Figura 4.1 muestra la representación gráfica del sistema de biofiltración con sus respectivos elementos que conforman los sistemas primarios y secundarios.

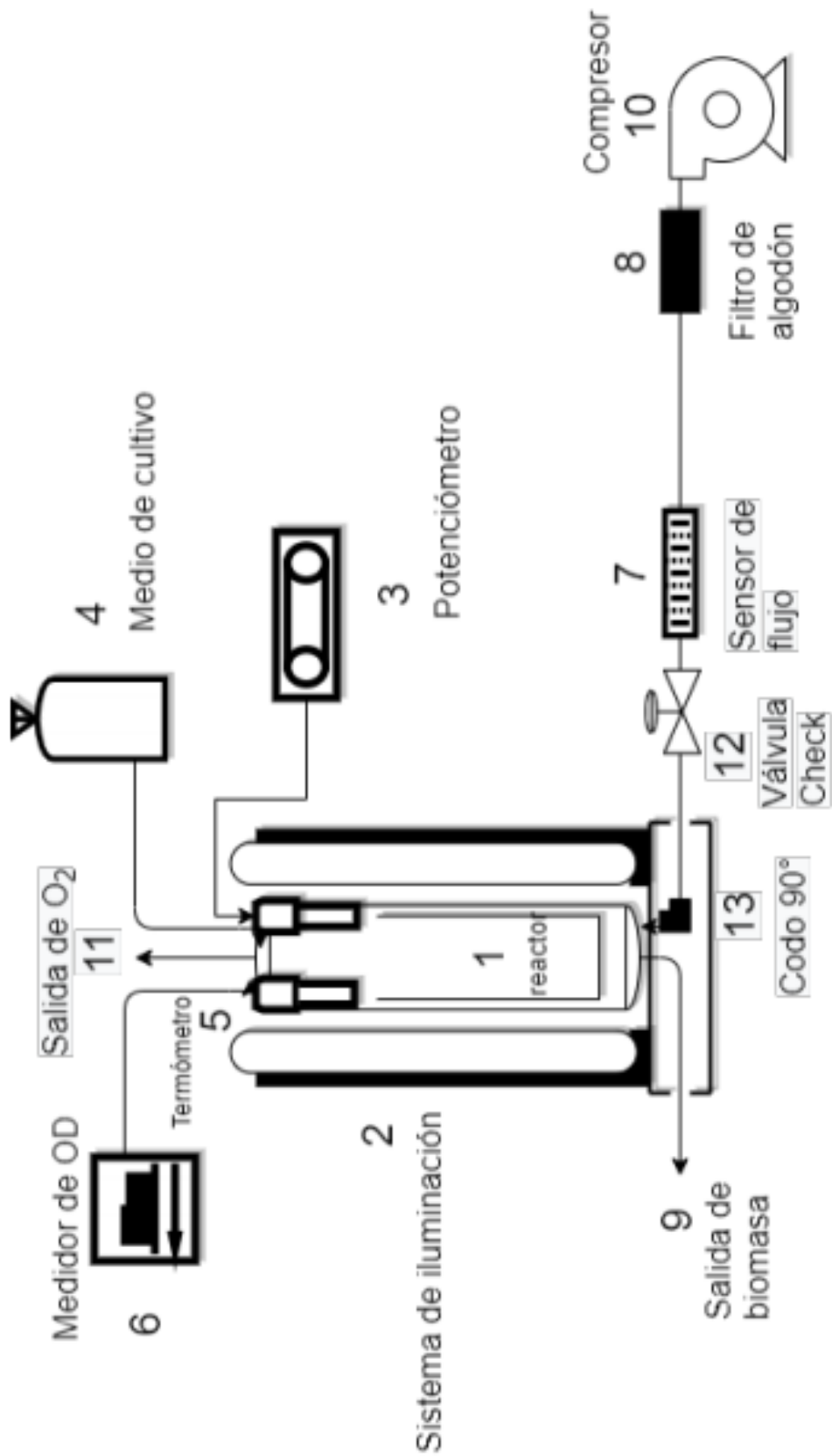


Figura 4.1: Representación gráfica de sistema de biofiltración



En la Tabla 4.7 se colocan los elementos de los sistemas primarios y auxiliares de la representación gráfica del sistema de biofiltración.

**Tabla 4.7:** Equipo principal a utilizar

<b>N°</b>	<b>Material</b>	<b>Cantidad</b>
1	Fotobiorreactor	1
2	Sistema de iluminación	1
3	Potenciómetro	1
4	Alimentación con medio de cultivo	1
5	Termómetro	1
6	Medidor de oxígeno disuelto	1
7	Sensor de flujo	1
8	Filtro de algodón	1
9	Salida de residuos	1
10	Compresor	1
11	Salida de O <sub>2</sub>	1
12	Válvula check	1
13	Codo de 90°	1

4.2. Costo de los elementos que conforman el biofiltro captador de CO<sub>2</sub> al utilizar la microalga *Chlorella vulgaris*.

En este apartado se presenta una revisión económica de los equipos y elementos adicionales que se han tomado en cuenta para la elaboración del diseño del biofiltro con el objetivo de brindar una aproximación del costo del empleo de esta tecnología para el tratamiento del aire. La revisión consta de dos opciones cuya diferencia radica en el uso de equipos adicionales para un mejor control de los parámetros de operación además se agregan los datos de los proveedores y el precio de venta de cada uno (en el caso de productos importados se agrega el costo de envío).

A continuación, en las Tablas 4.8 y 4.9 se muestra la primera opción del sistema de biofiltración. Esta opción consta de los elementos básicos mostrados en la Figura 4.1 y su uso es recomendado para estudios o tareas que no requieran de un control estricto de sus variables de operación.

**Tabla 4.8:** Costo de equipo principal a utilizar opción 1

N°	Equipo	Cantidad	Costo (\$)	Vendedor
1	Fotobiorreactor	1	159.73	Material World
2	Sistema de iluminación	4 tubos	8.40	Freund El Salvador
3	Potenciómetro	1	49.31	Amazon
4	Alimentación con medio de cultivo	Necesario	1.50+3.48	Freund El Salvador
5	Termómetro	1	16.99	Freund El Salvador
6	Filtro de algodón	1	1.00	Elaboración propia
7	Compresor	1	65.99	Vidrí El Salvador
Costo total:				\$306.4

**Tabla 4.9:** Costo de equipo complementario opción 1

N°	Equipo	Cantidad	Costo	Vendedor
1	Válvula	1	\$ 5.30	Vidrí El Salvador
2	Chorro	1	\$ 6.95	Freund El Salvador
3	Madera	4	\$ 11.36	Freund El Salvador
4	Pegamento	1	\$ 1.65	Vidrí El Salvador
5	Codo 90°	1	\$ 0.10	Vidrí El Salvador
6	Mangueras	2	\$ 1.50	Vidrí El Salvador
Costo total				\$ 26.86

El costo de inversión de la opción 1 (Ver tabla 4.10) se obtiene a partir de la sumatoria de los costos de las Tablas 4.7 y 4.8.

**Tabla 4.10:** Costos de inversión inicial opción 1

Equipo	Costo
Principal	\$ 306.4
Complementario	\$ 26.86
Total	\$ 333.26

Por lo tanto, la inversión total inicial sería de un aproximado de \$333.26, solo en materiales necesarios para poder implementar el sistema de biofiltración, por otro lado, también se han escogido los materiales que dan rendimientos más cercanos al mayor posible, pueden considerarse materiales que den un menor rendimiento, pero siempre aceptable como para poder realizar una inversión a menor costo.

**Tabla 4.11:** Costo de equipo principal a utilizar opción 2

N°	Equipo	Cantidad	Costo	Vendedor
1	Fotobiorreactor	1	\$ 107.45	Mucho plástico
2	Sistema de iluminación	1	\$ 26.96	Vidrí El Salvador
3	Sistema pH temperatura	1	\$ 57.09	Amazon
4	Alimentación con medio de cultivo	Necesario	\$1.45+3.48	Vidrí El Salvador
5	Medidor de OD	1	\$179.95	Amazon
6	Sensor de flujo	1	\$ 67.26	Amazon
7	Filtro de aire	1	\$ 49	Freund El Salvador
8	Compresor	1	\$ 91.59	Vidrí El Salvador
Costo total:				\$ 584.23

Los costos de los elementos que conforman los sistemas primarios y auxiliares de la opción dos se presentan en las Tablas 4.12 y 4.13:

**Tabla 4.12:** Costo de equipo complementario opción 2

N°	Equipo	Cantidad	Costo	Vendedor
1	Válvula	1	\$ 6.50	Freund El Salvador
2	Chorro	1	\$ 1.75	Vidrí El Salvador
3	Madera	4	\$ 3.2	Vidrí El Salvador
4	Pegamento	1	\$ 1.65	Vidrí El Salvador
5	Codo 90°	1	\$ 0.25	Freund El Salvador
6	Mangueras	2	\$ 0.6	Freund El Salvador
Costo total				\$ 13.95

**Tabla 4.13:** Costos de inversión inicial opción 2

Equipo	Costo
Principal	\$ 584.23
Complementario	\$ 13.95
Total	\$ 598.18

Como se muestra el costo inicial para la opción 1 es aproximadamente la mitad de la opción 2, sin embargo, la opción 2 contiene todo lo necesario para el funcionamiento óptimo del sistema de biofiltración. Se recomienda entonces la opción 1 en caso de no disponer de los recursos suficientes o bien se propone

realizar una mezcla entre las opciones 1 y 2 de cada apartado tomando en cuenta el precio, disponibilidad y proveedor de cada uno de los equipos que se podrían emplear. Ver Anexo VI para información de costos y proveedores.

#### 4.3. Indicaciones de operación

Los siguientes aspectos de diseño se deberán de tomar en cuenta en caso se proceda con la operación del equipo:

- a. El equipo será empleado por lotes
- b. La zona de desgasificación se encuentra abierta al ambiente por lo que efectos como la evaporación del líquido deberán de ser considerados durante el funcionamiento del fotobiorreactor.
- c. Se ha considerado un período de 12 horas de iluminación con aireación del cultivo y 12 horas de oscuridad.
- d. La limpieza y mantenimiento del equipo será de vital importancia para alargar la vida útil del biofiltro.

Las etapas a considerar una vez se haya realizado el montaje del biofiltro son las siguientes:

##### 4.3.1. Esterilización del equipo

Esta es una de las actividades más importantes debido a que permitirá eliminar cualquier microorganismo potencialmente dañino para el cultivo de la microalga. De acuerdo con la investigación realizada se necesita un agente biocida, el cual puede ser:

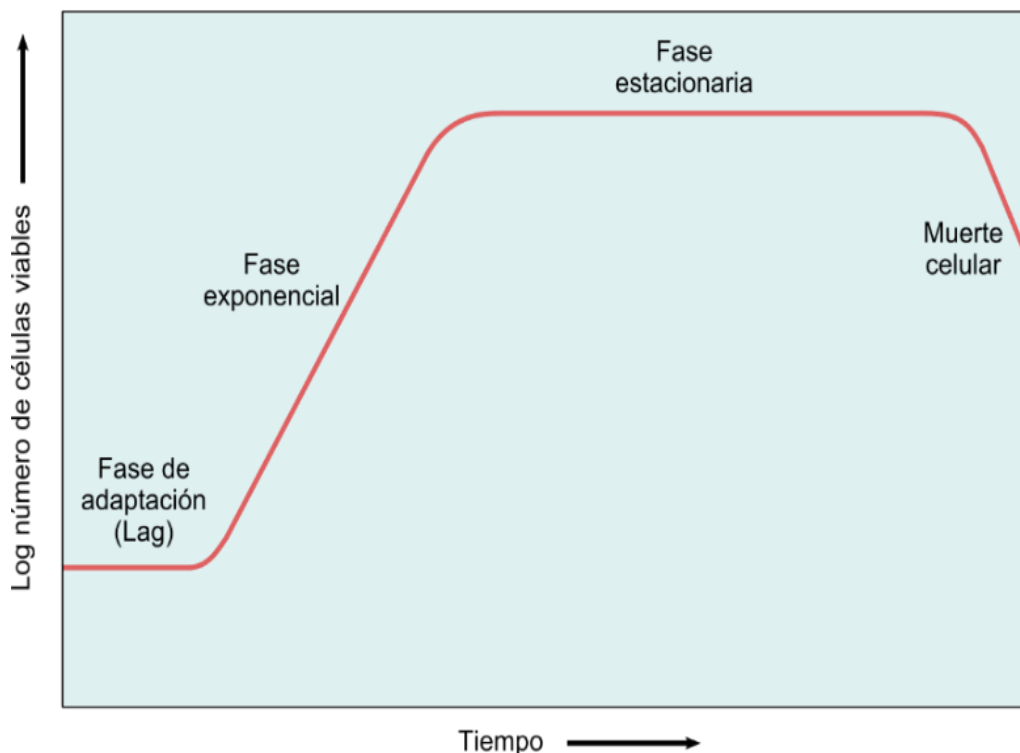
- a. Lejía al 1% (White et al, (2015))
- b. Metabisulfito de sodio ( $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_5$ ) a una concentración del 0.02% ((Saad H. Ammar, 2016)
- c. No se recomienda el uso de agua corriente para realizar el enjuague debido a la presencia de microalgas no identificadas en el medio.

### 4.3.2. Operación Batch

Una vez se ha esterilizado el fotobiorreactor se podrá colocar el cultivo de la microalga para su desarrollo dentro del equipo. Este crecimiento estará regido bajo la curva de crecimiento de la microalga dentro del biorreactor.

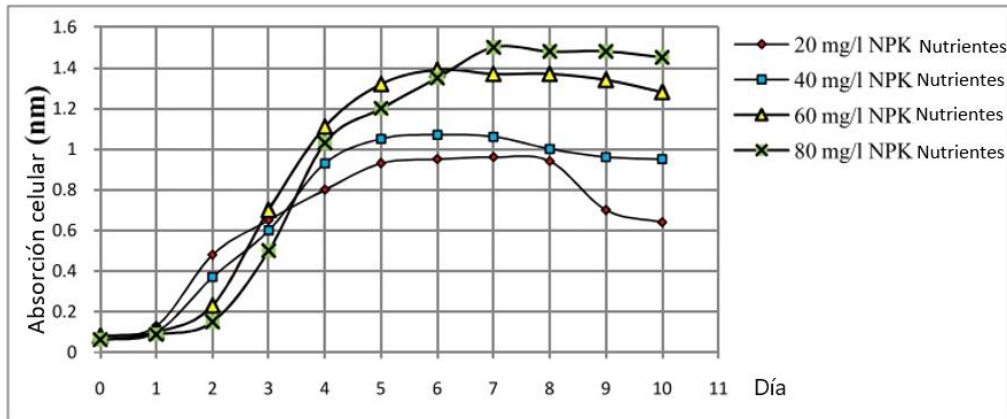
La curva de crecimiento (Ver figura 4.2) presenta valores únicos en cada investigación debido a ello, su obtención experimental es de mucha importancia. Saad H.Ammar (2016)) y (Fernández, 2013) en sus trabajo describen como obtener esta curva de crecimiento bajo la variación de ciertos parámetros (luz, nutrientes, razón de flujo , etc.).

La figura 4.3 muestra la curva de crecimiento a distintas concentraciones de nutrientes del trabajo de Saad H.Ammar (2016)).



**Figura 4.2:** Curva de crecimiento bacteriano

**Fuente:** (Fernández, 2013)



**Figura 4.3:** Curva de crecimiento de la microalga *Chlorella vulgaris*

**Fuente:**(Saad H.Ammar (2016))

Como complemento se ha elaborado en el Anexo X un formato de control de los parámetros de cultivo con el objetivo de documentar el comportamiento a lo largo del tiempo y generar información que pueda ser implementada para proyectos similares en el territorio salvadoreño.

La importancia de la obtención de la curva de crecimiento nos permitirá conocer el tiempo de permanencia de la microalga en el biofiltro y cuando esta deberá de ser reemplazada para efectuar la limpieza y la siembra de un nuevo lote.

#### 4.3.3. Limpieza del biofiltro

Este proceso se llevará a cabo una vez se ha alcanzado la fase de muerte celular en el cultivo de biofiltro. En el trabajo de Saad H.Ammar (2016)) se muestra que para la microalga *Chlorella vulgaris* que fue cultivada en un reactor airlift de tubos concéntricos y en el que se empleó fertilizante comercial como medio de nutrientes para el microorganismo, el tiempo para alcanzar la fase de muerte fue de 11 días desde su inoculación (Ver Figura 4.4).

La limpieza del biofiltro consistirá, como su nombre lo indica, en la realización de un proceso en el que se eliminan los restos de las microalgas del equipo para que después se pueda realizar el proceso de esterilización. Como primer punto, en el diseño del biofiltro se ha incluido una salida para el líquido contenido en el reactor.

Se ha tomado de referencia la forma en que esta salida fue dispuesta en el trabajo de (Fernández, 2013) y se esperaría que de esta manera, la mayoría de las microalgas puedan abandonar el biofiltro sin presentar ninguna dificultad.

Sin embargo no se puede asegurar que no se presenten zonas en las que la microalga se encuentre adherida o sedimentada, especialmente en la zona del *downcomer*, esto debido a que es en esta sección donde convergen las fuerzas de mayor magnitud (Fernández, 2013).



**Figura 4.4:** Disposición de salida del líquido en el biorreactor.

**Fuente:** (Fernández, 2013)

En el caso de la adhesión de la microalga a las paredes del biofiltro o su sedimentación (Ver figura 4.5), se puede emplear una escobilla de laboratorio de un tamaño adecuado para facilitar el proceso de remoción con el cuidado de no maltratar la superficie de las paredes del biorreactor (Fernández, 2013).



**Figura 4.5:** Adherencia y sedimentación de microalgas en biorreactor airlift

**Fuente:**(Fernández, 2013)

#### 4.3.4. Recuperación de la microalga

La recuperación de la microalga del medio de cultivo será el último paso para realizar si se le quisiera dar una aplicación a los que se le consideraría el desecho del biofiltro (Ver sección 2.3.2 para los usos que se han recomendado para la microalga en el país).

La floculación de las microalgas sería la primera etapa del proceso de cosechado para la obtención de la biomasa. Seguido de un proceso de coagulación-floculación completo y de un tiempo de sedimentación. Una tercera etapa podría involucrar un proceso como (Sandoval, 2016):

- a. Centrifugación
- b. Flotación
- c. Separación magnética
- d. Filtración

Estos serían dependientes del costo en que se incurrirían por los equipos necesarios y de la disponibilidad para su obtención.

#### 4.3.5. Apreciaciones cualitativas del diseño del biofiltro

De acuerdo a Fernández (2013) señala que un biorreactor airlift de tubo interno que se encuentre abierto al ambiente en su zona de desgasificación puede sufrir de la



evaporación del medio de cultivo, obligando a reponerlo con frecuencia; esto se encuentra en línea con lo declarado por Moreno Rivera y Vanegas Gutiérrez (2017) en donde expone que las dos razones principales en la disminución del volumen de cultivo se debe a : la evaporación provocada por la aireación o calentamiento y la segunda debido al muestreo que se debe de realizar al cultivo (cuantificación de su densidad celular).

Para determinar estas pérdidas, Moreno Rivera y Vanegas Gutiérrez (2017) propone la siguiente relación:

$$\text{Pérdida de Volumen} = \text{Volumen de evaporación} + [\text{Volumen por muestra} * \text{N}^{\circ} \text{ de muestras}]$$

Donde:

*Volumen por muestra*= es el volumen que se toma cuando se realizan las pruebas de control de cultivo.

Las propuestas de Fernández (2013) y Moreno Rivera y Vanegas Gutiérrez (2017) para disminuir este problema son:

- a. El uso de un sistema de reposición de agua evaporada (Moreno Rivera y Vanegas Gutierrez, 2017).
- b. El uso de un sistema de condensación o sistema de humidificación (Fernández, 2013).

La implementación de cualquiera de los sistemas mencionados estará fuertemente influenciada por los costos y el volumen del líquido evaporado durante el empleo del equipo.

## DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Durante la elaboración de una propuesta de diseño de un biofiltro para la captación de CO<sub>2</sub> atmosférico utilizando la microalga *Chlorella vulgaris* se encontró que:

Para el correcto desarrollo de la microalga es fundamental definir parámetros tanto físicos (Luz, aireación y temperatura) como químicos (medio de cultivo, disponibilidad de dióxido de carbono, bacterias en el medio) para lograr cumplir con dichos requisitos el énfasis primordial se centró en la identificación del medio de cultivo correcto. Muchos autores indican el uso de fertilizante 20:20:20 NPK sin embargo, se decidió agregar, basado en otros estudios sobre sus beneficios 0.27 g/l de sulfato de amonio combinado con 1 g/l de fertilizante 20:20:20 NPK; se seleccionó así para condiciones de 0.04% de CO<sub>2</sub> en aire, concentración atmosférica, la mayoría de la bibliografía consultada utilizan concentraciones mayores de CO<sub>2</sub> (entre 1% y 10%) esto indica mayores índices de captación pero menores rendimientos, teniendo un índice de captación de  $0.0631 \frac{g}{L \cdot día}$  (92.2% de rendimiento) en un intervalo de 25-28°C; lo mismo ocurre con el apartado de índice de producción de oxígeno seleccionándose  $1.5 \frac{kg O_2}{kg biomasa}$  a una temperatura de 25°C y con la ventaja de ser medido a partir de la biomasa producida por el sistema de filtración. Otros estudios apuntan a formas de medición propias como foto-moles, MLSS (medio de cultivo particular), entre otros. Apoyándonos en dicha información se estructuró la metodología para cultivo de la microalga *Chlorella vulgaris* adaptada a las condiciones del país y con los recursos disponibles en la Facultad de Ingeniería y Arquitectura, Escuela de Ingeniería Química e Ingeniería de Alimentos.

Posteriormente, se estructuró una metodología de diseño, donde, se plantearon los criterios y parámetros basados en los índices de captación de CO<sub>2</sub> y producción de O<sub>2</sub> dichos parámetros son: Geometría del reactor, Fenómenos de transporte y transferencia de masa, Tiempo de homogenización o mezclado, Velocidad de circulación del líquido y Retención de gas. Finalmente, se establecieron los equipos primarios y secundarios necesarios para montar el sistema de biofiltración, decantándonos por el uso de un reactor Airlift de ciclo interno debido a su fácil

gestión en términos de limpieza, montaje, control y menor posibilidad de retención, lo típico es utilizar este modelo o un modelo de ciclo externo.

Dentro de la elaboración del diseño se escogió de entre los materiales más utilizados para este tipo de biofiltros (Acrílico rígido, Vidrio flotado, policarbonato y polietileno de alta densidad) al Acrílico rígido por sus ventajas en conductividad térmica, transmisión de luz y energía retenida. Una vez definido el material a utilizar se establecieron los valores de las relaciones de diseño geométrico:

Descripción	Relación	Valor seleccionado	Valor crítico
Diámetro del <i>riser</i> en relación con el diámetro del <i>downcomer</i>	$\frac{D_R}{D_D}$	0.48	0.6-0.8
Altura total del equipo en relación con el diámetro del <i>downcomer</i>	$\frac{H}{D_D}$	4.00	3.0-6.0
Altura del total del líquido en relación a la altura del <i>riser</i>	$\frac{L_L}{L_R}$	0.80	----
Volumen de operación en relación con el volumen total del equipo	$\frac{V_{op}}{V_T}$	0.70	0.7-0.9
Altura del total del equipo (m)	$H$	1.00	-----

Se seleccionaron de forma arbitraria y a conveniencia, teniendo en cuenta una altura de equipo razonable para los fines que se desea utilizar el biofiltro. Con las relaciones establecidas anteriormente se procedió a dimensionar el equipo:

Descripción	Símbolo	Valor calculado
Diámetro de <i>downcomer</i>	$D_D$	0.25 m
Diámetro de <i>riser</i>	$D_R$	0.12 m
Volumen total	$V_{Td}$	0.0491 m <sup>3</sup>
Volumen de operación	$V_{op}$	34.7 L
Altura de líquido	$H_L$	0.7002 m
Altura de <i>riser</i>	$L_R$	0.56 m
Relación de áreas	$A_r/A_d$	0.2304
Grosor de tubos	$e$	0.004377 cm
Tensión máxima	$\sigma_{adm}$	$476 \frac{kg}{cm^2}$
Velocidad superficial	$v_s$	0.35354 m/min – 1.7673 m/min
Caudal de aire	$Q_{aire}$	17.35 L/min – 86.75 L/min
Caída de presión difusor	$\Delta P$	0.5971 kpa
Caída de presión fotobiorreactor	$\Delta P$	28.1999 kpa/m – 36.1258 kpa/m

Se escogió la altura de 1 metro debido a que este tamaño permite tener una altura razonable y con ello un volumen de operación aceptable estableciéndose entonces un parámetro de seguridad de 1.5 (con un valor típico de 1.2). La relación entre las áreas del *downcomer* y el *riser* (estimada en un valor 0.2304 mm) permite inferir que el equipo se encuentra alejado del valor crítico (0.8) por lo que no se espera la presencia de acumulación de cultivo excesiva dentro del equipo en condiciones óptimas de trabajo. Por último resaltar que el rango típico de la velocidad superficial se encuentra entre 0.5 y 2.5 m/min pero en este caso se calculó en 0.3534 – 1.7673 m/min por el tipo de compresor que se aconseja utilizar.

Para poder conocer la cantidad de C secuestrada por día, se elaboró un inventario de gases, teniendo como resultado 5.2818 kg CO<sub>2</sub> por día y teniendo un gasto de carbono por los equipos de 4.38 kg CO<sub>2</sub> por día se da un total de carbono captado de 0.246 kg C por día por lo que se puede asegurar que el balance es positivo y efectivamente se está contribuyendo a la retención de esa cantidad de carbono, no se encontraron valores de referencia en estudios similares.

Finalmente, se realizó un cálculo aproximado del coste de construcción del equipo con dos alternativas: Una sin incluir el costo de Sensor de flujo, Filtro de aire y Medidor de oxígeno disuelto y otra que lo incluía, teniendo un valor esperado de \$329.03 y \$593.91 respectivamente, dado los altos costos que representa la adquisición de estos dispositivos se realizó un apartado en anexos que supla el funcionamiento de dichos equipos, sin embargo, siempre se prefiere la inversión mayor para el mejor control sobre el medio de cultivo y el óptimo desarrollo del microorganismo en el medio, para finalizar, se redactó un apartado con las indicaciones de operación que se deben llevar a cabo para poder mantener un correcto funcionamiento del biofiltro a lo largo del tiempo.

## CONCLUSIONES

- I. La realización de una metodología de cultivo para la microalga *Chlorella vulgaris* es esencial para la puesta en marcha del biofiltro captador de dióxido de carbono. Uno de los aspectos primordiales para la elaboración de la metodología es la selección del medio de cultivo adecuado. De acuerdo a los resultados de la investigación bibliográfica realizada el uso de fertilizante comercial 20:20:20 NPK y sulfato de amonio brinda los nutrientes necesarios para el desarrollo óptimo del microorganismo dentro de los biorreactores airlift de bucle interno pudiéndose entonces, recomendar su uso dentro de la metodología propuesta.
- II. El índice de captación de dióxido de carbono y la tasa de producción de oxígeno son parámetros que permiten estimar el rendimiento teórico del biofiltro diseñado. Estos son inherentes a la especie de microalga empleada y varía dependiendo de las condiciones en las que se desarrolla. En la investigación, a través de consultas bibliográfica, se espera que el índice de captación de CO<sub>2</sub> sea de  $0.0631 \frac{g}{L \cdot día}$  y un índice de producción de O<sub>2</sub> de  $1.5 \frac{kg O_2}{kg biomasa}$  en condiciones ambientales cercanas a la del territorio salvadoreño, lo que proporciona un punto partida para la obtención de datos de retención de carbono esperado con el empleo del biofiltro.
- III. En la actualidad no existe una metodología definida para el diseño de biofiltros captadores de dióxido de carbono, la mayoría de la información recolectada durante la investigación no emplean como principal objetivo el tratamiento del aire atmosférico mediante la retención de este gas de efecto invernadero sin embargo ,como toda tecnología, esta puede adaptarse a las necesidades requeridas por lo que es posible distinguir aspectos fundamentales, tales como: la geometría del reactor, el coeficiente de transferencia de masa, el tiempo de mezclado, la retención de gas y velocidad de circulación del líquido , que se deben de considerar en el diseño

de biorreactores airlift de tubo interno cuando se emplee la microalga *Chlorella vulgaris*.

- IV. A partir de los resultados teóricos obtenidos de la estimación de la cantidad de dióxido de carbono que el equipo diseñado pudiese extraer del ambiente (cuyo valor esperado es de: 0.246 kg de Carbono al día), se infiere que el uso de los biofiltros para la captación de este gas de efecto invernadero es una alternativa favorable para disminuir la concentración del CO<sub>2</sub> en el aire.
- V. El costo de la construcción de un biofiltro captador de dióxido de carbono se ve influenciado por los componentes que conforman los sistemas primarios y auxiliares, es decir, que la implementación de ciertos instrumentos o materiales pueden elevar o disminuir el monto neto del equipo. Así se tiene que, para las alternativas propuestas, la opción 1 (costo neto \$329.03) es significativamente menos costosa que la opción 2 (costo neto \$593.91) sin embargo los elementos adicionales que propone la opción 2 ofrece un mejor control de las variables operacionales del equipo. Por lo que se concluye que la selección de cualquiera de las opciones propuestas dependerá del grado de control y rapidez de mediciones que se desee obtener.

## RECOMENDACIONES

- I. Se recomienda que antes de desarrollar los aspectos relacionados con el aislamiento, siembra, cultivo y escalado del cultivo se profundice en el apartado de indicadores de contaminación debido a que, si bien se ha brindado la información básica para evitar y distinguir este tipo de situación, no es garantía de que no surjan otras dificultades no observadas durante la revisión bibliográfica debido a la naturaleza misma del proceso.
- II. Se recomienda la búsqueda de trabajo en equipo entre otras unidades de la Universidad de El Salvador que puedan estar relacionadas con el tema presentado, para solicitar su orientación y apoyo durante la realización de los procesos como el aislamiento, siembra y cultivo de la microalga *Chlorella vulgaris*.
- III. Se propone ahondar en otros trabajos investigativos acerca de las aplicaciones que puede tener la biomasa obtenida de la microalga *Chlorella vulgaris* en las industrias como: la farmacéutica, la cosmética, la energética y la alimenticia como un beneficio adicional del proceso de captación de dióxido de carbono a partir de biofiltro.
- IV. Se recomienda el uso de la bitácora propuesta o cualquier otro tipo de documento que pueda permitir llevar un control de los parámetros de operación. Esto con el objetivo de poder realizar de forma simple y óptima el diagnóstico del equipo y generar información que pueda servir para el diseño de otros biofiltros en el futuro.
- V. Se recomienda que antes de seleccionar, ya sea una de las opciones de costo del biorreactor y sus sistemas auxiliares presentadas en este trabajo u otra opción elaborada por otro investigador, se tenga en cuenta factores como la disponibilidad de los materiales en ese momento en el país, y el control de las variables de operación del equipo para que de esta manera se pueda poner en marcha un biofiltro que cumpla con las necesidades requeridas por el investigador.

## Referencias bibliográficas

- Adamczyk, M., Lasek, J., & Skawińska, A. (2016). CO<sub>2</sub> Biofixation and Growth Kinetics of *Chlorella vulgaris* and *Nannochloropsis gaditana*. *Applied Biochemistry and Biotechnology*, 179(7), 1248-1261. (Polonia)
- AL-Mashhadani, M., & Khudhair, E. (2017). Experimental Study for Commercial Fertilizer NPK (20:20:20+TE N). *Iraqi Journal of Chemical and Petroleum Engineering*, 99-110. (Iraq)
- Amavizca Valdez, E. A. (2014). Evaluación del efecto remoto por bacterias promotoras de crecimiento en plantas (BPCP) sobre la microalga *Chlorella vulgaris*. Baja California: *Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste*, S.C. (Estados Unidos)
- Anjos, M., Fernandes, B. D., Vicente, A. A., Teixeira, J. A., & Dragone, G. (2013). Optimization of CO<sub>2</sub> bio-mitigation by *Chlorella vulgaris*. *Bioresource Technology*, 139, 149154. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.04.032> (Portugal)
- ASHRA, M., JAVAID, M., RASHID, T., AYUB, M., ZAFAR, A., & ALI, S. (2011). Replacement of Expensive Pure Nutritive Media with Low Cost Commercial Fertilizers for Mass Culture of Freshwater Algae, *Chlorella vulgaris*. *International journal of agriculture y biology* Volumen 13, 484-490. (Pakistán)
- Autoclave de vapor. (2020, 13 mayo). *Autoclave de Vapor: precios y características*. <https://autoclavedevapor.com/>. Consultado el 05 de julio de 2020. (México)
- Banco Mundial. (2016). *El Salvador - Emisiones de CO<sub>2</sub> totales de combustibles fósiles*. <https://n9.cl/xcpo7>. Consultado el 3 de marzo de 2020 (Estados Unidos)
- Benavente, Montañez, Aguilar, Méndez, y Valdivia. (2012). Tecnología De Cultivo De Microalgas En Fotobiorreactores. *Revista Científica de La Universidad Autónoma de Coahuila*, 4(7), 12. (México)
- Bennouna, C. (2020, 26 de febrero). *Seleccionar el sistema de cultivo de microalgas adecuado*. Synoxis algae. <https://n9.cl/ns4nw>. (Francia)
- Bilos, L., Agnieszka, P., Placzek, M., & Witczak, S. (2016). Cultivation of microalgae (*Chlorella vulgaris*) in laboratory photobioreactor. *Economic and Environmental Studies (EyES)*, 16(4), 843-852. (Polonia)
- Blinová, L., Bartosová, A., & Gerulová, K. (2015). Cultivation Of Microalgae (*Chlorella vulgaris*) For Biodiesel Production. *Research Papers Faculty of Materials Science and Technology Slovak University of Technology*, 23(36), 87-95. <https://doi.org/10.1515/rput-2015-0010> (Eslovaquia)



- Callaway, E. (2019, 27 de noviembre). *E.Coli bacteria engineered to eat carbon dioxide*. Biotechnology. Nature. <https://n9.cl/buf4w>.(Estados Unidos)
- Camacho Solis, L. P., y Malca Esquerre, M. N. (2019). Biofiltración a base de microalgas termófilas y mesófilas para absorber dióxido de carbono del aire, Lima 2019. (Perú)
- Casadiegos Rincón, S. A. *Evaluación de la transferencia de CO<sub>2</sub> al medio de cultivo en un biorreactor tipo Spinner para el cultivo de fibroblastos* (Doctoral dissertation, Universidad Nacional de Colombia). (Colombia)
- Celaya, A. A. (2014, 9 de enero). *Sistema de fijación de CO<sub>2</sub> para cultivo de microalgas*. <https://n9.cl/7pbmx>.(España)
- Chisti, M. (1989). Airlift Bioreactors (*Elsevier (ed.)*) <https://n9.cl/r2xj> (Inglaterra)
- Chiu, S.-Y., Kao, C.-Y., Chen, Chiun-Hsun, K., Tang-Ching, O.-C., & Lin, C.- S. (2007). Reduction of CO<sub>2</sub> by a high-density culture of *Chlorella* sp. *Bioresour Technol*, 3389-3396. (Inglaterra)
- Connor, N. (2019, 17 de septiembre). *¿Qué es el número de Péclét? - Definición*. <https://n9.cl/602s>. (España)
- Cozma, P., & Cozma, M. (2010). Airlift reactors: Hydrodynamics, mass transfer and applications in environmental remediation. *Environmental Engineering and Management Journal*, 9(5), 681-702. <https://doi.org/10.30638/eemj.2010.093> (Rumania)
- Daliry, S., Hallajisani, A., Mohammadi Roshandeh, J., Nouri, H., & Golzary, A. (2017). Investigation of optimal condition for *Chlorella vulgaris* microalgae growth. *Global Journal of Environmental Science and Management*, 3(2), 217-230. <https://doi.org/10.22034/gjesm.2017.03.02.010> (Iran)
- Dang, N., & Lee, K. (2018). Utilization of Organic Liquid Fertilizer in Microalgae Cultivation for Biodiesel Production. *Biotechnol Bioproc E*, 405-414. (Corea del Sur)
- Dawson, Fátima Vanessa; Calles Díaz, Briseyda María y Carranza Portillo, Edith Carolina (2009) *Estrategias internacionales contra el cambio climático en el marco de la ONU: del protocolo de Kyoto a la conferencia de Bali, y el compromiso de El Salvador frente al cambio climático 2005-2008*. Bachelor thesis, Universidad de El Salvador.
- De Morais, M. G., & Costa, J. A. V. (2007). Carbon dioxide fixation by *Chlorella kessleri*, *C. vulgaris*, *Scenedesmus obliquus* and *Spirulina* sp. cultivated in flasks and vertical tubular photobioreactors. *Biotechnology Letters*, 29(9), 1349-352 (Brasil)

- Devinny, J. S., Deshusses, M. A., & Webster, T. S. (1998). *Biofiltration for air pollution control*. CRC press. (Estados Unidos)
- Díaz, Carolina y Molina, Ximena y Montecino, Vivian. (2012). *Manual para el correcto Monitoreo e Identificación de la Microalga Bentónica Didymosphenia geminata*. Subsecretaría de Pesca y Acuicultura. (Chile)
- Earth System Research Laboratories. (2020). *Global Monthly Mean CO<sub>2</sub>*. <https://n9.cl/0b1iu>. (Estados Unidos)
- Ecoinventos. (2019, 13 de diciembre). Ecoinventos. *Biourban, tecnología 100% mexicana para purificar el aire con microalgas autóctonas de la región*. <https://ecoinventos.com/biourban/> Consultado 17 de 06 de 2020. (México)
- EDGAR (2017) *Fossil CO<sub>2</sub> y GHG emissions of all world countries, 2017*. <https://n9.cl/o8we3>. Consultado el 30 de octubre de 2020 (Luxemburgo)
- El-Banbi, A., Alzahabi, A., & El-Maraghi, A. (2018). *Dry Gases. PVT Property Correlations*, 29–63. doi:10.1016/b978-0-12-812572-4.00003-5 (Inglaterra)
- Fadavi, A., & Chisti, Y. (2005). Gas-liquid mass transfer in a novel forced circulation loop reactor. *Chemical Engineering Journal*, 112(1-3), 73-80. <https://doi.org/10.1016/j.cej.2005.06.009> (Nueva Zelanda)
- Fan, L. H., Zhang, Y. T., Cheng, L. H., Zhang, L., Tang, D. S., & Chen, H. L. (2007). Optimization of carbon dioxide fixation by *Chlorella vulgaris* cultivated in a membrane-photobioreactor. *Chemical Engineering y Technology: Industrial Chemistry-Plant Equipment-Process Engineering-Biotechnology*, 30(8), 1094-1099. (Inglaterra)
- Food and Agriculture Organization (FAO) (s.f.). *Cultivo de microalgas*. <http://www.fao.org/3/ab473s/AB473S02.htm> . Consultado el 05 de abril de 2020 (Italia)
- FATEMEH, L., & MOHSEN, D. (2016). Effects of Environmental Factors on the Growth, Optical Density and Biomass of the. *J.Appl.Sci.Environ.Manage Vol 20*, 133-139. (Irán)
- Fernández, D. R., y Saboya, H. L. M. (2017). Agitación y transferencia de masa de CO<sub>2</sub> en fotobiorreactores tipo airlift. *Revista de Investigación*, 10(2), 49-62. (Colombia)
- Fernández Ángel, M. (2013). *Diseño, montaje y caracterización de fotobiorreactores airlift para el cultivo de la microalga Chlorella sorokiniana* (Bachelor's thesis, Universidad EAFIT). (Colombia)
- Fernando, A., Solano, B., Augusto, C., Ruiz, G., David, J., y Davila, M. (2012). Mejoramiento del secuestro de CO<sub>2</sub> por *Chlorella vulgaris* UTEX 1803 en fotobiorreactores a escala laboratorio. *Revista ION*, 25(2). (Colombia)

- Freund El Salvador. (s. f.). *TUBO FLUORESCENTE G13 T5 54 WATTS LUZ BLANCA 4500 LUMENS*. Consultado el 15 de abril de 2020, de <https://n9.cl/juwd9> (El Salvador)
- García Martínez, L. (2012). *Eliminación de CO<sub>2</sub> con microalgas autóctonas* (Tesis doctoral, Universidad de Nuevo León). Repositorio institucional UNILEON (España)
- Gassler, T., Sauer, M., Gasser, B., Egermeier, M., Troyer, C., Causon, T., Hann, S., Mattanovich, D., & Steiger, M. G. (2020). The industrial yeast *Pichia pastoris* is converted from a heterotroph into an autotroph capable of growth on CO<sub>2</sub>. *Nature Biotechnology*, *38*(2), 210-216. (Italia)
- Goli, A., Shamiri, A., Talaiekhosani, A., Eshtiaghi, N., Aghamohammadi, N., & Aroua, M. K. (2016). An overview of biological processes and their potential for CO<sub>2</sub> capture. *Journal of Environmental Management*, *183*, 41-58. (Estados Unidos)
- Gómez, L. (2007). Microalgas: Aspectos ecológicos y biotecnológicos. *Revista cubana de química*, *19*(2), 3-20. (Cuba)
- Gong, Q., Feng, Y., Ligai, K., Mengyuan, L., & Junhong, Y. (2014). Effects of light and pH on cell density of *Chlorella vulgaris*. *Energy Procedia Vol 61, 2012-2015*. 37. (Reino Unido)
- Görs, M., Schumann, R., Hepperle, D., & Karsten, U. (2010). Quality analysis of commercial *Chlorella* products used as dietary supplement in human nutrition. *Journal of Applied Phycology*, *22*(3), 265-276. (Estados Unidos)
- Gouveia, L., & Empis, J. (2003). Relative stabilities of microalgal carotenoids in microalgal extracts, biomass and fish feed: Effect of storage conditions. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, *4*(2), 227-233. (Países bajos)
- Gómez, M. S. A. P. (2016). *Estudio y diseño de biofiltro a partir de materia orgánica para el tratamiento de agua*. (Tesis doctoral, Centro de investigación en materiales avanzados s.c.) Repositorio institucional CIMAV (México)
- Haestad Methods, I., Walski, T. M., Methods, I., Barnard, T. E., Meadows, M. E., & Durrans, S. R. (2002). *Computer Applications in Hydraulic Engineering*. Amsterdam University Press. (Países Bajos)
- Hanash Ammar, S. (2016). Cultivation of Microalgae *Chlorella vulgaris* in Airlift photobioreactor for Biomass Production using commercial NPK Nutrients. *AlKhwarizmi Engineering Journal, Vol. 12*, 90-99. (Iraq)

- He, P. J., Mao, B., Shen, C. M., Shao, L. M., Lee, D. J., & Chang, J. S. (2013). Cultivation of *Chlorella vulgaris* on wastewater containing high levels of ammonia for biodiesel production. *Bioresource Technology*, 129, 177-181. (Nueva Zelanda)
- Hernández-Navarrete, M. J., Celorrio-Pascual, J. M., Lapresta Morros., y Solano Bernad, V (2014). Fundamentos básicos de la antisepsia, desinfección y esterilización. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 32(10), 681-688. (España)
- Hernández Ramírez, Ramsés (2015). *Tecnologías de captura de CO<sub>2</sub>*. Universidad de Sevilla. Biblioteca de Ingeniería de la Universidad de Sevilla. <https://n9.cl/80gcb>. (España)
- Hu, G., Li, Y., Ye, C., Liu, L., & Chen, X. (2019). Engineering Microorganisms for Enhanced CO<sub>2</sub> Sequestration. *Trends in Biotechnology*, 37(5), 532-547. (Estados Unidos)
- Huamán, D., y Leon, E. (2019). *Diseño y construcción de un biorreactor "Airlift" y determinación de parámetros de operación óptimos para su aplicación en procesos fermentativos*. (Tesis de grado, Universidad Nacional Mayor de San Marcos) Repositorio UNMSM (Perú)
- Ingeniería, R. A. de. (n.d.). Número de Bodenstein. Consultado agosto 13 de 2020, Recuperado de <https://n9.cl/436i>. (España)
- Jaime Godoy, M. G. (2008). *Determinación de la curva de calibración en la demanda bioquímica de oxígeno por el método del azida sódica modificada*. trabajo. (Tesis de grado, Universidad de El Salvador) Repositorio UES. (El Salvador)
- Kazbar, A., Cogne, G., Urbain, B., Marec, H., Le-Gouic, B., Tallec, J., Takache, H., Ismail, A., & Pruvost, J. (2019). Effect of dissolved oxygen concentration on microalgal culture in photobioreactors. *Algal Research*, 39(June 2018) (Nueva Zelanda)
- Keffer, J. E., & Kleinheinz, G. T. (2002). Use of *Chlorella vulgaris* for CO<sub>2</sub> mitigation in a photobioreactor. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology*, 29(5), 275-280. (Alemania)
- Klinthong, W., Yang, Y. H., Huang, C. H., & Tan, C. S. (2015). A Review: Microalgae and their applications in CO<sub>2</sub> capture and renewable energy. *Aerosol and Air Quality Research*, 15(2), 712-742. (Taiwán)
- Lallana, V. H. (2008). *Determinación de oxígeno disuelto por el método de Winkler.*, Argentina. Universidad Nacional Entre Ríos. <https://n9.cl/0sds>. (Argentina)

- Lam, M., & Keat, L. (2012). Potential of using organic fertilizer to cultivate *Chlorella vulgaris* for biodiesel production. *Applied Energy Volume 94*, 303-308. (Reino Unido)
- Lam, M. K., & Lee, K. T. (2013). Effect of carbon source towards the growth of *Chlorella vulgaris* for CO<sub>2</sub> bio-mitigation and biodiesel production. *Journal of Greenhouse Gas Control*, 14, 169-176. (Nueva Zelanda)
- Lema, I. I. (2005). El cambio climático y la salud humana. *Biomédica: Revista Del Instituto Nacional de Salud*, 25(1), 5-8. (Colombia)
- Li, Tinggang y Zhang, Chen & Yang, Kun-Lin y He, Jianzhong. (2018). Unique genetic cassettes in a Thermoanaerobacterium contribute to simultaneous conversion of cellulose and monosugars into butanol. *Science Advances*. (Estados Unidos)
- Liang, Q., Renjun, W., Peng, Z., Ruinan, C., Wenli, Z., Liuqing, T., & Xuexi, T. (2014). Interaction between *Chlorella vulgaris* and bacteria: interference and resource competition. *Acta Oceanologica Sinica*, 135-140. (China)
- Lindsay, Rebecca (2020, 14 de agosto). *Climate change: Atmospheric Carbon Dioxide*. Climate gov. <https://n9.cl/7w2r6> (Estados Unidos)
- Londono, Fabio; Archer, Rosalind & Blasingame, Thomas. (2005). Correlations for Hydrocarbon Gas Viscosity and Gas Density - Validation and Correlation of Behavior Using a Large-Scale Database. *SPE Reservoir Evaluation y Engineering - SPE RESERV EVAL ENG*. 8. 561-572. 10.2118/75721-PA. (Estados Unidos)
- López-Sierra, F., Moraña, L., y Salusso, M. (2015). Aislamiento, identificación y cultivo de *Chlorella vulgaris* con potencial para suplemento nutricional de peces. *X Jornadas de Ciencia y Tecnología de Facultades de Ingeniería Del NOA*, May 2017, 5. (Argentina)
- Lora Vilchis, M. C., Félix, M., López Fuerte, F. O., Arredondo Vega, B. O., y Murugan, G. (2016). ¿Conservar fitoplancton vivo? Cepario de microalgas del CIBNOR. *Recursos Naturales y Sociedad Volumen 2*, 40-55. (México)
- Lucía-Pavón, E., Sarma, S.S.S., & Nandini, S.. (2001). Effect of different densities of live and dead *Chlorella vulgaris* on the population growth of rotifers *Brachionus calyciflorus* and *Brachionus patulus* (Rotifera). *Revista de Biología Tropical*, 49(3-4), 895-902. Retrieved February 05, 2021, from [http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0034-77442001000300009&lng=en&tlng=en](http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77442001000300009&lng=en&tlng=en).

- Al-Mashhadani, Mahmood K. H., & Entisar Mohsin Khudhair. (2017). Cultivation of *Chlorella Vulgaris* Using Airlift Photobioreactor Sparged with 5 %CO<sub>2</sub>-Air as a Biofixing Process. *Number 4 Journal of Engineering*, 23(April). (Estados Unidos)
- Melara, C. (2018). *La contaminación de CO<sub>2</sub> en el mundo y algunas repercusiones en el cambio climático en El Salvador*. Academia EDU. <https://n9.cl/p3ct> (El Salvador)
- Mendoza, H., Portillo, E., y de la Jara, A. (2011). *Planta piloto de cultivo de microalgas. Canarias: Instituto Tecnológico de Canarias*. Gráficas Tenerife, S.A. ISBN: 978-84-691-5866-1 (España)
- Mesa Ruíz, J. D. (2017). *Microalgas para reducir emisiones de CO<sub>2</sub>*. Revista Universidad EAFIT. Medellín, Colombia. Vol 48. No 162. ISSN 0120-341-X. (Colombia)
- Met Office. (2019, 25 de Enero). *Worldwide Faster CO<sub>2</sub> rise expected in 2019*. <https://n9.cl/ae7xm> (Reino Unido)
- MARN. (2020). *Contaminación del aire, El Salvador*. Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales de El Salvador. <https://n9.cl/rq7le>. Consultado el 12 de octubre de 2020.
- MARN (2017). *Guía para la Integración de Consideraciones Climáticas en la Evaluación de Impacto Ambiental de Proyectos en El Salvador*. Elaborado por: ESSA Technologies para: Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales de El Salvador. <http://rcc.marn.gob.sv/handle/123456789/360>
- MARN. (2019, 30 de enero). *Primer Informe bienal de actualización El Salvador 2018*. Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales. <https://n9.cl/f270>. Consultado el 13 de septiembre de 2020
- MINSAL. (2012). *Lineamientos técnicos para la vigilancia de emisiones por fuentes fijas*. Ministerio de Salud El Salvador. <https://n9.cl/6ijd>. Consultado el 18 de octubre de 2020
- Morales, H., y Torres, C. (2008). *Tecnologías de captura y secuestro de CO<sub>2</sub>*. <https://n9.cl/v44w>. (Chile)
- Mott, R. L. (2006). *Mecánica de Fluidos 6/e*. Pearson educación. (México)
- Najm, Y., Jeong, S., & Leiknes, T. O. (2017). Nutrient utilization and oxygen production by *Chlorella vulgaris* in a hybrid membrane bioreactor and algal membrane photobioreactor system. *Bioresource Technology*, 237, 64-71. (Países bajos)

- Norazela Nordin, Norjan Yusof, Syafiqah Md Nadzir, Mohd Zulkhairi Mohd Yusoff & Mohd Ali Hassan (2019) Effect of photo-autotrophic cultural conditions on the biomass productivity and composition of *Chlorella vulgaris*, *Biofuels*, p. 1-11. (Malasia)
- Otero Andoni, J. (2014, febrero 3). *Curso de cultivos celulares avanzados*. Universidad de León. <https://n9.cl/r6w6>. (España)
- Panahi Y, Darvishi B, Jowzi N, Beiraghdar F, Sahebkar A. *Chlorella vulgaris*: A Multifunctional Dietary Supplement with Diverse Medicinal Properties. *Curr Pharm Des.* 2016;22(2):164-73. (Irán)
- Parra, O. (2006). Estado de conocimiento de las algas dulceacuícolas de Chile (excepto Bacillariophyceae). *Gayana (Concepción)*, 70(1), 8-15. (Chile)
- Pizarro, N. (2020). *La biotecnología podría cortar drásticamente el CO<sub>2</sub> y ayudar a construir una economía verde*. WWF. <https://n9.cl/sqqpp>. (Bolivia)
- Rai, U., Deshar, G., Rai, B., Bhattarai, K., Dhakal, R., & Rai, S. (2014). Isolation and Culture Condition Optimization of *Chlorella vulgaris*. *Nepal Journal of Science and Technology*, 14(2), 43-48. (Nepal)
- Razzak, S. A., Ali, S. A. M., Hossain, M. M., & Mouanda, A. N. (2016). Biological CO<sub>2</sub> fixation using *Chlorella vulgaris* and its thermal characteristics through thermogravimetric analysis. *Bioprocess and biosystems engineering*, 39(11), 1651-1658. (Alemania)
- Rezaei. (2012). Investigating the Effects of Several Parameters on the Growth of *Chlorella vulgaris* Using Taguchi's Experimental Approach. *International Journal of Biotechnology for Wellness Industries*, 128-133. (Irán)
- Rincon, S. M., Urrego, N. F., Avila, K. J., Romero, H. M., & Beyenal, H. (2019). Photosynthetic activity assessment in mixotrophically cultured *Chlorella vulgaris* biofilms at various developmental stages. *Algal Research*, 38 (December 2018), 101408. (Colombia)
- Riquelme, C. E., y Avendano-Herrera, R. E. (2003). Interacción bacteriana-microalgal en el ambiente marino. *Revista Chilena de Historia Natural*, 725-736. (Chile)
- Romo, A. K. (2002). *Manual para el cultivo de microalgas*. Biología Marina. La Paz, Baja California, México: Universidad Autónoma de Baja California Sur. <https://n9.cl/gtunf>. (México)
- Rodrigues da Silva, Helder & Silva, Francino & Prete, Cassio & Hoshino, Rodrigo & Faria, Ricardo & Mantovani, Mário & Guedes. (2020). Cryopreservation of *Chlorella vulgaris* Using Different Cryoprotectant Agents. *Journal of Agricultural Science*. 12. 75. 10.5539/jas.v12n7p75.

- Rubio Fernández, D., Sierra Herrera, J. A., Ruiz Fonseca, S., y Sandoval Herrera, J. A. (2014). Diseño de un fotobiorreactor Airlift a escala banco. *Elementos*, 4(4). (Colombia)
- Saad H. Ammar. (2016). Cultivation of Microalgae *Chlorella vulgaris* in airlift photobioreactor for Biomass Production using commercial NPK nutrients. *Al-Khwarizmi Engineering Journal*, 12(1), 90-99. (Iraq)
- Sadeghizadeh, A., Farhad dad, F., Moghaddasi, L., & Rahimi, R. (2017). CO<sub>2</sub> capture from air by *Chlorella vulgaris* microalgae in an airlift photobioreactor. *Bioresource Technology*, 243, 441-447. (Irán)
- Safi, C., Zebib, B., Merah, O., Pontalier, P.-Y., & Vaca-Garcia, C. (2014). Morphology, composition, production, processing and applications of *Chlorella vulgaris* : A review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 35, 265–278. (Francia)
- Salk Institute for biological studies. (s.f.). *HARNESSING PLANTS INITIATIVE* Biological Studies. <https://n9.cl/vcqcq>. (Estados unidos)
- Sanz Martínez, V. F. (2019). *Diseño de un fotobiorreactor para la obtención de compuestos bioluminiscentes* (Master's thesis, Universitat Politècnica de Catalunya). (España)
- Scarsella, M., Belotti, G., De Filippis, P., & Bravi, M. (2010). Study on the optimal growing conditions of *Chlorella vulgaris* in bubble column photobioreactors. *Chemical Engineering Transactions*, 20, 85-90. (Italia)
- Serra-Maia, R., Bernard, O., Gonçalves, A., Bensalem, S., & Lopes, F. (2015). Influence of temperature on *Chlorella vulgaris* growth and mortality rates. *Algal Research Vol 18*, 352-359. 8 (Francia)
- Silvestre, C., Fagoaga, L., Garciandía, M. J., Lanzeta, I., Mateo, M. C., y Zapata, M. C. (2000). Esterilización. *Anales del Sistema Sanitario de Navarra* (Vol. 23, pp. 95-103). (España)
- Sistema integrado de información taxonómica. (n.d.). *Chlorella vulgaris Benijerinck, 1890*. ITIS INTEGRATED TAXONOMY REPORT PAGE. Recuperado de: <https://n9.cl/swcu>. (Estados Unidos)
- Tang, T., Fadaei, H., & Hu, Z. (2014). Rapid evaluation of algal and cyanobacterial activities through specific oxygen production rate measurement. *Ecological Engineering*, 73, 439-445. (Estados Unidos)
- Useros, J. (2013). El Cambio Climático: sus causas y efectos medioambientales. *Real Academia de Medicina y Cirugía de Valladolid*, 50, 71-98. (España)
- Van't Riet, K., & Tramper, J. (1991). *Basic bioreactor design*. CRC press. (Países bajos)



- Vasumathi, K. K., Premalatha, M., & Subramanian, P. (2012). Parameters influencing the design of photobioreactor for the growth of microalgae. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 16(7), 5443-5450. (India)
- Velasco Cordero, J. S. (2016). Evaluación de la captura de CO<sub>2</sub> mediante biofiltros con la utilización de microalgas (Tesis de pregrado). Universidad de las Américas, Quito. (Ecuador)
- Vignoli, R. A. F. A. E. L. (2006). Esterilización y desinfección. Artículo en *línea*. Disponible: <https://n9.cl/wgh5>. (Uruguay)
- Wang, K., Brown, R. C., Homsy, S., Martinez, L., & Sidhu, S. S. (2013). Fast pyrolysis of microalgae remnants in a fluidized bed reactor for bio-oil and biochar production. *Bioresource technology*, 127, 494-499. (Estados Unidos)
- White, D., Silkina, A., Skill, S., Oatley-Radcliffe, D., Van Den Hende, S., Ernst, A., De Viser, C., Van Dijk, W., Davey, M., Day, J. 2015. Best Practices for the Pilot-Scale Cultivation of Microalgae, *Public Output report of the EnAlgae project*, Swansea, September 2015, iv, 34pp. (Reino Unido)
- Yamamoto, M., Kurihara, I., & Kawano, S. (2005). Late type of daughter cell wall synthesis in one of the Chlorellaceae, *Parachlorella kessleri* (Chlorophyta, Trebouxiophyceae). *Planta*, 221(6), 766-775. (Japón)
- Yun, Y. S., & Park, J. M. (2003). Kinetic modeling of the light-dependent photosynthetic activity of the green microalga *Chlorella vulgaris*. *Biotechnology and Bioengineering*, 83(3), 303-311. (Corea del sur)
- Znad, H., Báles, V., & Kawase, Y. (2004). Modeling and scale up of airlift bioreactor. *Computers and Chemical Engineering*, 28(12), 2765-2777. (Japón)
- Acortar URL con seguridad HTTPS (2020). Recuperado 8 de diciembre de 2020, de N9 CL website: <https://n9.cl/es>.

## ANEXOS

<b>ANEXO I</b>	RECOLECCIÓN Y AISLAMIENTO DE LA MICROALGA <i>Chlorella vulgaris</i> ....	118
<b>ANEXO II</b>	ELABORACIÓN DE FILTRO DE ALGODÓN.....	120
<b>ANEXO III</b>	MÉTODO DE WINKLER PARA OXÍGENO DISUELTO.....	122
<b>ANEXO IV</b>	GUÍA DE CÁLCULO PARA LA DETERMINACIÓN DE LA RETENCIÓN DE GAS.....	125
<b>ANEXO V</b>	GUÍA DE CÁLCULO DE COEFICIENTE DE TRANSFERENCIA DE MASA...	128
<b>ANEXO VI</b>	COTIZACIÓN DE EQUIPO.....	130
<b>ANEXO VII</b>	PROPIEDADES CRÍTICAS DE ELEMENTOS.....	143
<b>ANEXO VIII</b>	DIAGRAMA DE STANDING AND KATZ.....	144
<b>ANEXO IX</b>	DIAGRAMA DE MOODY.....	145
<b>ANEXO X</b>	FORMATO DE CONTROL.....	146

## Anexo I: Recolección y aislamiento de la microalga *Chlorella vulgaris*

Introducción:

La recolección de microorganismos, así como su identificación con fines de aislamiento es un proceso de laboratorio que requiere conocimiento morfológico de las especies deseadas a aislar, es importante conocer de manera adecuada y certera el proceso a realizar y evitar la muerte o contaminación de los posteriores cultivos que requiera el microorganismo.

En el caso de las microalgas es necesario conocer la estructura de las mismas para poder detectar y aislarlas correctamente, al igual que sus medios de conservación a 20 Celsius según Rai et al (2014)

Objetivos:

- a. Realizar la toma efectiva de muestras de alga.
- b. Obtener un cultivo monoalgal de la microalga *Chlorella Vulgaris* útil para su posterior cultivo.

Equipo de trabajo (ver tabla 4.14):

**Tabla 4.14:** Materiales para recolección y aislamiento

Recolección	Cantidad	Aislamiento	Cantidad
Tubos esterilizados	5	Micropipeta	1
Guantes	1 par por persona	Guantes	1 par por persona
Envase de poliestireno	2	Cajas de Petri	5 cajas
Recipientes esterilizados	2	Microscopio	1
		Portaobjetos y cubreobjetos	5 de cada uno

Procedimiento I: Recolección Para el proceso de recolección se designa según lo expuesto en el manual realizado por el Díaz, Carolina (2012) a través de la subsecretaría de pesca y acuicultura, como un espaciado de 50 metros entre cada muestro para recolectar la variabilidad de la muestra en el sitio de muestreo, se ha designado el mismo intervalo.

- a. Tomar un recipiente esterilizado y llenarlo con el agua que se vaya a examinar.
- b. Llenar los tubos de muestreo esterilizados con el agua que se recolectó en los recipientes esterilizados.
- c. Repetir el procedimiento 5 veces con 50 metros de distancia entre cada lugar de recolección.
- d. Tomar agua en un recipiente esterilizado de una zona intermedia.
- e. Rellenar los envases de poliestireno con el agua recolectada, para su posterior almacenamiento.

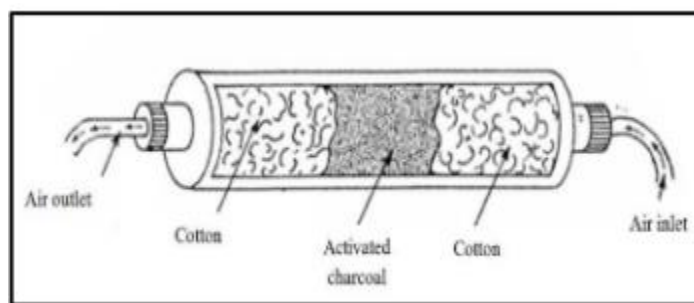
Procedimiento II: Aislamiento El proceso de aislamiento se debe realizar con la finalidad de tener un cultivo axénico y monoalgal libre de agentes contaminantes u otros microorganismos que puedan entorpecer el crecimiento de la microalga deseada, el procedimiento a seguir será de tipo cualitativo y es el siguiente:

- a. Esterilizar por medio de autoclave todo el material a utilizar
- b. Las muestras de aguas son colocadas en los portaobjetos para poder ser observadas por medio del microscopio correspondiente.
- c. Se identifica la microalga a aislar y se succiona por medio de la micropipeta.
- d. Se transfiere y se coloca en agua estéril para luego volver a observar, se debe de repetir según el Ministerio de medioambiente de Perú (2014) este proceso debe realizarse por lo menos 5 veces para garantizar el aislamiento apropiado del microorganismo deseado.
- e. Se realiza un lavado por centrifugación a 2000rpm/45-90 seg para poder separar las microalgas de otras posibles bacterias presentes.
- f. Las algas se almacenan en un tubo de ensayo adicionando un poco de sustrato que posibilite su desarrollo y cultivo.

## Anexo II: Elaboración de filtro de algodón

La elaboración de un filtro de algodón permitirá que el caudal de aire que ingrese al sistema no contenga ningún tipo de impureza que pueda afectar el desarrollo del cultivo, tales impurezas pueden llegar a echar a perder el trabajo o bajar el rendimiento de todo el proceso, se debe tener en cuenta la eliminación de las impurezas, sobre todo las más grandes como pequeñas basuras o restos de materiales que puedan afectar.

Para esto se propone la utilización de un filtro de algodón en el cual queden atrapadas todas estas impurezas y que no entren al sistema de cultivo, se pretende tener un filtro parecido al siguiente, sin incluir el filtro de carbono activado, solo el algodón (ver figura 4.8)



**Figura 4.6:** Modelo de filtro

**Fuente:** Hanash Ammar, S. (2016).

### Materiales

Se necesitan los materiales presentados en la siguiente tabla 4.15 con el mayor cuidado de no contaminar los mismos.

**Tabla 4.15:** Materiales para la elaboración de filtro de algodón

N°	Material	Cantidad
1	Cinta adhesiva	1 rollo
2	Plástico	1 hoja mediana
3	Algodón	12 g

## **Procedimiento**

- a. Primero se debe de doblar la hoja de plástico para que tenga la forma de un pequeño tubo
- b. Se sellan las esquinas del tubo con cinta adhesiva, de forma que no se vaya a romper
- c. Se rellena el interior con algodón, no debe quedar tan apretado para permitir el flujo de aire
- d. Se debe de poner plástico a los lados, dejando un espacio para la manguera

El filtro debe de ser cambiado cada cierto tiempo, cuando más este sucio, las revisiones deben de ser periódicas, no es aconsejable reutilizar el algodón a menos que este esté casi limpio.

## Anexo III: Método de Winkler para oxígeno disuelto

### Fundamento teórico.

Permite determinar el oxígeno disuelto en mg/L (OD) a través de una reacción química. Una solución de manganeso se añade a la muestra que se va a analizar. Después de tratarla con una base de yoduro, el manganeso reacciona con el oxígeno para formar un compuesto estable de manganeso y oxígeno (precipitado formado), luego se trata la solución con ácido, que disuelve el compuesto de oxígeno y manganeso y forma una cantidad proporcional de yodo libre (proporcional al oxígeno disuelto en la muestra), después se determina la cantidad de yodo en la solución titulando con una solución estandarizada de tiosulfato hasta que todo el yodo libre ( $I_2$ ) es transformado en yoduro ( $I^-$ ).

Se usa almidón como indicador el cual se torna púrpura en presencia de yodo, pero es incoloro en contacto con yoduro. El color del almidón es el indicador de que todo el yodo se convirtió en yoduro. La cantidad de tiosulfato usado en la titulación es proporcional al yoduro, que es proporcional al OD. El OD se calcula determinando la cantidad de tiosulfato consumido en la titulación. (Godoy, 2008).

### Materiales y reactivos

Se presentan los materiales basados en el procedimiento propuesto por Lallana (2008), en la siguiente tabla 4.16:

**Tabla 4.16:** Materiales para realizar método de Winkler

N°	Material	Cantidad
1	Pipetas de 250 ml	3
2	Tubos de muestra	3
3	Botellas	3
4	Probetas de 100 ml	3
5	Soporte universal	3
6	Equipo de protección	Necesario

**Tabla 4.17:** Reactivos para método de Winkler

N°	Reactivo	Cantidad
1	Reactivo de Winkler	200 cm <sup>3</sup>
2	Ácido sulfurico	50 cm <sup>3</sup>
3	Solución de Tiosulfato	200 cm <sup>3</sup>
4	Indicador	Gotas

### Procedimiento

Recomendamos usar el procedimiento planteado por Lallana (2008), el cual indica lo siguiente:

Inmediatamente después de que se haya tomado la muestra de agua, se añade 2 cm<sup>3</sup> de cloruro de manganeso al 50 por 100 en solución y 2 cm<sup>3</sup> de reactivo Winkler (100 g de hidróxido potásico y 60 g de yoduro potásico en 200 cm<sup>3</sup> de agua) usando pipetas que lleguen bastante debajo de la superficie. Esto puede hacer que se derrame algo de agua de la parte de arriba. Volver a colocar la tapa, quitando el aire, y mezclar completamente invirtiendo y girando la botella con fuerza.

Se forma un precipitado de hidróxido manganeso, pero el oxígeno del agua puede transformar parte de éste en una cantidad equivalente de hidróxido mangánico. Al volver al laboratorio, dejar reposar el precipitado.

A continuación, introducir cuidadosamente 2 cm<sup>3</sup> de ácido sulfúrico concentrado, reponiendo el tapón rápidamente y evitando la introducción de aire o la pérdida de precipitado. Mezclar completamente por rotación hasta que se disuelva el precipitado; el hidróxido mangánico oxida el yoduro potásico en una cantidad equivalente a la de yodo libre. Puede hacerse una estimación aproximada a partir del color del yodo. La comparación con cristales standard en un comparador B.D.H o la titulación darán una determinación más precisa.

Titulación: girar para mezclar; a continuación, usando una pipeta, llevar 100 cm<sup>3</sup> de la botella de muestra a un recipiente cónico. Titular inmediatamente con solución N/80 normalizada de tiosulfato sódico hasta que solamente quede un débil color amarillo; agregar unas pocas gotas de solución de almidón recién preparadas, y a



continuación añadir más tiosulfato gota a gota justamente hasta que desaparezca el color azul. Cada  $\text{cm}^3$  de tiosulfato utilizado es equivalente a 1 mg de oxígeno por litro; así,  $x \text{ cm}^3$  de tiosulfato implican una concentración de oxígeno de  $x \text{ mg}$  por litro.

## **Anexo IV: Guía de cálculo para la determinación de la retención de gas**

Como se mencionó en el capítulo III cuando se empezaron a describir los parámetros que se recomienda calcular de forma experimental debido a que están muy influenciados por las condiciones en las que empleará y a la naturaleza misma que influye en el proceso, la retención de gas en el fluido del fotobiorreactor es uno de los más importantes puesto que se encuentra ligado con la permanencia del gas dentro del equipo.

El método que se propone para la determinación de la retención de gas global es el método de la expansión del volumen y para la retención del gas en las zonas del downcomer y del riser, la técnica manométrica. Estos métodos han sido empleados en los estudios de Rahman y Najuldeen, (2014), Gouveia (2003) y Chisti, (1989).

### **Expansión de volumen**

Para la realización de este método se emplea la altura del líquido de trabajo en dos condiciones (Chisti, 1989):

- a. Condición sin aeración
- b. Condición con el volumen aireado

Para ello se mide la altura del líquido sin perturbaciones ( $h_L$ ) y la altura del líquido una vez se ha empezado a airear ( $h_D$ ).

Una vez se recolectan los datos, se podrá emplear la siguiente relación:

$$\varepsilon = \frac{h_D - h_L}{h_D}$$

Chisti, (1989) menciona que la retención de gas obtenida por este método fue reproducible dentro de un rango de  $\pm 10\%$ .

Emplea una relación similar solamente que en ella se coloca un factor de corrección por el tubo interno ( $V_i/S_o$ ) (Rahman y Najuldeen, 2014):

$$\varepsilon = \frac{h_D - h_L}{h_D - \frac{V_i}{S_o}}$$

De forma similar a Chisti (1989), Rahman y Najuldeen (2014) proporciona que el porcentaje de error luego de realizar las mediciones repetidas fue del %5. Como puede observarse, la diferencia entre ambas ecuaciones para la determinación del parámetro de retención de gas global depende del valor de factor de corrección se deberá primeramente calcular su valor para así determinar si representa una cantidad significativa para la realización de los cálculos.

### **Técnica manométrica**

Esta técnica es necesaria para la determinación de las retenciones de gases individuales, riser ( $\varepsilon_r$ ) y downcomer ( $\varepsilon_d$ ).

Chisti (1989) describe el procedimiento para la realización de esta técnica. Un resumen se encuentra a continuación con los puntos esenciales para su desarrollo:

- a. Se deberán de colocar dos manómetros en dos diferentes posiciones axiales en el reactor en donde la diferencia presión ( $\Delta P$ ) sea distinta, es decir, uno en la zona del downcomer y el otro en la zona del riser.
- b. Se tomará la diferencia presión ( $\Delta P$ ) en cada punto y se anotará su valor.
- c. Se realizará la toma de los valores de presión el número de veces que el investigador considere significativo.
- d. Una vez se obtenido la información de la diferencia de presión ( $\Delta P$ ) se empleará ya se una de las ecuaciones de (Chisti, 1989) si se ha trabajado por manómetros de tubo de U o de tubo de U invertido u otra ecuación de la bibliografía si se ha empleado otro tipo de manómetro.

Gouveia (2003) emplea en su estudio la siguiente ecuación para un medidor de presión electrónico (SC 900 de TyS):

$$\varepsilon_i = \frac{\rho_L}{\rho_L - \rho_G} - \Delta P \rho_L - \rho_G * g * d$$

Donde:

- $\epsilon_i$ = Retención de gas en el downcomer (d) o retención de gas en el riser(r)
- $\rho_L$ = densidad del líquido
- $\rho_G$ = densidad del gas
- $g$ =gravedad
- $d$ = distancia de la medición de presión

En la Tabla 4.4 se presentan el valor de los parámetros para el diseño conceptual del biofiltro. Estos se han tomado en base a los criterios presentados en el capítulo 3 y, asimismo, de las recomendaciones de trabajos experimentales en donde la optimización de factores como el índice de fijación del dióxido de carbono, el tiempo de mezclado y la velocidad del líquido en el biorreactor han sido el objeto de la investigación.

## Anexo V: Guía de cálculo de coeficiente de transferencia de masa

El cálculo del coeficiente de transferencia de masa es una parte vital del proceso de biofiltración, permite conocer la interacción líquido-gas-sólido y establecer la transferencia que hay entre cada uno, por ello se debe tener en cuenta como un parámetro vital a establecer.

De tal manera se expone el siguiente método planteado por Fadavi & Chisti (2005) de forma adaptada a las condiciones del país.

El método se basa en la siguiente ecuación:

$$\ln \left( \frac{C^* - C_L}{C^* - C_0} \right) = -K_{La} * t$$

Se debe realizar una regresión lineal, la ecuación presentada es de la forma  $Y=m*X$  se deben tomar los siguientes datos:

- a. Se debe realizar una medición inicial de la concentración inicial ( $C_0$ ) de oxígeno disuelto (OD)
- b. Se siguen realizando mediciones por un período corto de tiempo (15 minutos) y se registra la concentración ( $C_L$ )
- c. Se toma la concentración cuando el OD entre en saturación (sin variación)
- d. Posteriormente se realiza una regresión entre el logaritmo natural de las concentraciones y el tiempo
- e. Se obtiene una curva que debe de seguir la forma de  $Y = m * X$
- f. Se obtiene el  $K_{La}$  ya que es igual al negativo de la pendiente
- g. Se reporta el valor del coeficiente.

Este método se ha propuesto debido a la facilidad que supone la toma de datos y el procesamiento de los mismos, se recomienda realizar el proceso de manera repetida (3 a 5 repeticiones) para evitar errores y tener un valor más cercano, si se desea aplicar métodos diferentes el trabajo citado es una buena opción para buscar alternativas, sobre todo si no se posee un medidor de oxígeno disuelto.

Si se desea obtener el coeficiente de transferencia de masa del dióxido de carbono se debe aplicar lo expuesto en el trabajo de Casadiegos Rincón (2011) donde aplicando los principios de transferencia de masa se establece una relación entre el coeficiente del oxígeno y el coeficiente del dióxido de carbono de la siguiente forma:

$$\frac{(K_{La})_{O_2}}{(K_{La})_{CO_2}} = \frac{D_{O_2}}{D_{CO_2}}$$

Teniendo entonces la relación entre sus coeficientes y las constantes de difusividad de cada compuesto en el agua. De esta forma se plantea una manera viable de calcular el coeficiente de transferencia de masa para los compuestos de interés y utilizando los materiales ya considerados dentro del sistema de biofiltración.

## Anexo VI: Cotización de equipo


En este apartado se realizará una explicación parte por parte de cada uno de los elementos y un pequeño costo que tendrá la implementación de los mismos, presentando dos alternativas con o sin el equipo opcional planteado:

Se presentan las imágenes de cada uno de los equipos:

### I. Alternativa 1: Sin material opcional

#### a. Fotobiorreactor

COLOR	Transparente
52 x 60 mm	52,20€
54 x 60 mm	52,4€
64 x 70 mm	50,0€
74 x 80 mm	55,5€
84 x 90 mm	59,2€
94 x 100 mm	45,71€
114 x 120 mm	50,8€
144 x 150 mm	59,4€
152 x 160 mm	65,5€
172 x 180 mm	73,82€
194 x 200 mm	78,9€
244 x 250 mm	85€
290 x 300 mm	256,5€
390 x 400 mm	580€
490 x 500 mm	855,11€

**TUBO DE METACRILATO TRANSPARENTE**

Amplia gama de tubo de metacrilato transparente para un gran número de aplicaciones: sistema de iluminación, decoración, juegos recreativos, etc. Estos tubos de metacrilato transparente poseen una alta resistencia al impacto y funcionan como perfectos aislantes térmicos y acústicos. Asimismo, es un material muy fácil de trabajar con cualquier herramienta básica del bricolaje. (Descubre en MW Materials World los distintos formatos, medidas y acabados)

Formatos [Más información](#)

Coste estimado de envío 6,90€  
Entrega estimada entre 3-10 días

Figura 4.7: Costo de fotobiorreactor opción 1

#### b. Sistema de iluminación



**TUBO FLUORESCENTE G13 T5 54 WATTS LUZ BLANCA 4500 LUMENS**  
CÓDIGO 30HT185

**\$2.10**

UNIDAD DE MEDIDA: PARES

**INFORMACIÓN DEL PRODUCTO**

- 20000 HORAS DE VIDA ÚTIL
- LUZ BLANCA
- 5500 KELVIN

Figura 4.8: Costo de sistema de iluminación opción 1

### C. Medio de cultivo



Figura 4.9: Costo de medio de cultivo opción 1



Figura 4.10: Costo sal de Epson

### d. Potenciómetro



Figura 4.11: Costo de potenciómetro opción 1



e. Termómetro



**TERMOMETRO DIGITAL PARA ALIMENTOS METAL NEGRO**  
CODIGO 578925

**\$16.90**

UNIDAD DE MEDIDA

[Agregar a favoritos](#)

Este producto no está disponible en la tienda seleccionada. [Ver disponibilidad en tienda](#)

**INFORMACIÓN DEL PRODUCTO**

- DIMENSIONES DEL PRODUCTO: 6,76X3,3X25,25 CM
- PROPORCIONA UNA TEMPERATURA DIGITAL RÁPIDA Y PRECISA
- LECTURAS EN FAHRENHEIT O CELSIUS
- SE APAGA AUTOMÁTICAMENTE DESPUÉS DE 10 MINUTOS DE INACTIVIDAD

Figura 4.12: Costo de termómetro opción 1

f. Compresor

[Volver a resultados](#)



**TIREWELL inflador de neumáticos 12V - bomba de doble cilindro resistente 150PSI, compresor de aire con pinza de batería y manguera extensible de 5m**  
de TIREWELL

★★★★★ 958 calificaciones | 81 preguntas respondidas

Precio: **US\$ 65.99**  
Detalles

Disponible a un precio menor de otros vendedores que podrían no ofrecer envío Prime gratis.

Marca	TIREWELL
Dimensiones del artículo Largo x Ancho x Altura	9.86 x 4.26 x 8.26 pulgadas
Voltaje	12 Voltios

**Sobre este artículo**

- Rápida inflación: Presión máxima 150psi. Flujo de aire 2,12 CFM @ 0psi, se hincha estándar vehículo tire en 2 minutos (195/65 R15, 0 - 35 psi)
- Tecnología de la estabilidad: fuselaje con diseño four-rod, reducir eficazmente la vibración y el ruido, pies de goma para asegurarse de que la bomba de aire se queda donde se coloca y no moverse durante el funcionamiento, hacen que el compresor de aire más potente
- Cilindros de doble Direct Drive Motor de la bomba de la inflación: en la Direct Drive de, el motor de dos cilindros aire comprimido en el mismo tiempo, potente y rápido inflable, también Direct-Drive hace que el disco de baja velocidad de rotación, de alta eficiencia, compacto, silencioso y la estabilidad, y fácil de controlar

Pasa el mouse encima de la imagen para aplicar zoom

Figura 4.13: Costo de compresor opción 1

g. Válvulas

ITAP SKU# 116214 Modelo: 130



**VÁLVULA CHECK DE 1/2 PULG**

- CUERPO Y CLAPETA DE LATÓN
- DIÁMETRO: ROSCA DE 1/2 PULGADA
- PREVIENE EL GOLPE DE ARRIETE

**\$5.30** PZA

CANTIDAD:

[AGREGAR AL CARRITO](#)

[VER DISPONIBILIDAD](#)

[Envío a domicilio Disponible](#) [Retiro en tienda Disponible](#)

Figura 4.14: Costo de válvula opción 1

h. Chorro



Figura 4.15: Costo de Chorro opción 1

i. Madera



Figura 4.16: Costo de madera opción 1

j. Mangueras



Figura 4.17: Costo de manguera opción 1

## k. Codo



Figura 4.18: Costo de codo opción 1

## II. Alternativa 2: con material opcional

### a. Fotobiorreactor



Figura 4.19: Costo de Fotobiorreactor opción 2

### b. Sistema de iluminación



Figura 4.20: Costo de sistema de iluminación opción 2

C. Medio de cultivo



**FERTILIZANTE 20-20-20 SOLUBLE 1LB**  
CODIGO 10192317 / MODELO

**\$1.50**

UNIDAD: 1LB  
PÉRTICA

**INFORMACIÓN DEL PRODUCTO**

- FERTILIZANTE SOLUBLE
- IDEAL PARA SER APLICADO DURANTE LAS ETAPAS QUE YA SE ENCUENTREN EN CRECIMIENTO Y DESARROLLO
- COMPOSICIÓN: 20% DE NITRÓGENO, 20% DE FOSFORO Y 20% DE POTASIO

Figura 4.21: Costo de medio de cultivo opción 2



**Sal de epsom lavanda**

Referencia: 100695514  
Marca: Dr Teal's

Ahorre \$0.87  
\$4.25  
**\$3.48**

Cantidad: 1

**Comprar**

Figura 4.22: Costo sal de Epson

d. Potenciómetro + termómetro



**Medidor de pH y temperatura 2 en 1 con electrodo de pH BNC reemplazable para acuarios, hidroponías, tanques, acuicultura, laboratorio**

Marca: DANORPLUS  
★★★★☆ - 97 calificaciones

Precio: **US\$ 31.90** + US\$ 25.19 de envío y depósito de derechos de importación a El Salvador

**Detalles**

- Rango de medición: 0.00-14.00 pH y 0 - 131.0 °F (32 - 131 °F) Temperatura con ATC, por lo que el cambio de temperatura no puede afectar a la medición del nivel de pH.
- Aplicaciones: ideal para estudiantes, profesionales e incluso para uso personal para lograr el pH y el nivel de temperatura correctos en el monitoreo y análisis de la calidad del agua.
- CARACTERÍSTICAS: Electrodo separado para evitar la contaminación, compuesto por electrodo de tipo BNC reemplazable y sonda de temperatura fija
- Suministro de energía: 4 pilas de botón AG13 de 1.5 V o adaptador de alimentación de 6 V CC ideal para monitoreo continuo.

**Ver los detalles del producto**

**Productos similares**

- KINCREA - Medidor de calidad del agua (0-9990ppm, medidor EC, medidor de temperatura 3 en 1 TDS medidor JR021), Azul  
**US\$ 13.99** prime  
★★★★☆ (203)

Figura 4.23: Costo de sistema pH+termómetro opción 2

e. Medidor de OD

Milwaukee MW600 LED Economy Portable Dissolved Oxygen Meter with 2 Point Manual Calibration, 0.0 - 19.0 mg/L, 0.1 mg/L Resolution, +/-1.5 percent Accuracy, 100 Percent Saturation Range

Milwaukee  
★★★★☆ - 61 calificaciones de clientes

filtrar por **todos**

Condición  
Nuevo

Precio más envío	Estado (Más información)	Entrega	Información del vendedor	Opciones de compra
<b>\$179.95</b>	Nuevo	<ul style="list-style-type: none"> <li>Llega entre sept. 18 - oct. 5.</li> <li>Se envía desde PA, Estados Unidos.</li> <li>Tarifas de envío y política de devolución.</li> </ul>	<b>Champion Lighting and Supply Co.</b> ★★★★☆ 89% positivas durante los últimos 12 meses. (3,329 calificaciones totales)	

Figura 4.24: Costo de medidor de OD

f. Sensor de flujo

Nxtop LZT M-15 0.5-5GPM 2-18LPM medidor de flujo de agua tipo caudalímetro

Nxtop  
★★★★☆ - 9 calificaciones

Precio: **US\$ 26.29** + US\$ 40.97 de envío y depósito de derechos de importación a El Salvador. Detalles

- Nombre del producto: medidor de flujo tipo panel; Modelo: LZT M-15; Medio aplicable: agua.
- Rango de medición: 0.5 - 5 GPM, 2 - 18 LPM; Diámetro de rosca macho: 0.787 in/1/2 BSP; Paso de rosca: 14 G.
- Distancia central de 2 puertos: 5.039 in. Diámetro interno del agujero: 0.472 in. Tamaño total: 6.614 x 2.402 x 1.260 in.
- Material: plástico, metal; color principal: transparente, gris oscuro.
- Peso neto: 8.82 oz. Contenido del paquete: 1 medidor de flujo tipo panel.

Especificaciones para este producto

Código UNSPSC	41110000
Ean	0703064597959
Nombre de la marca	Nxtop
UPC	703064597959

Figura 4.25: Costo de sensor de flujo

g. Compresor

Bomba compresora de aire de doble cilindro FORUP, bomba de aire portátil resistente, 150 PSI, pantalla digital retroiluminada LCD, inflador de neumáticos de 12 V para coche, camión, RV, bicicleta y otros inflables

Marca: FORUP  
★★★★☆ - 252 calificaciones | 23 preguntas respondidas  
Amazon's Choice para "truck tire inflator"

Precio: **1155.45** + 1155.45 de envío y depósito de derechos de importación a El Salvador. Detalles

Disponible a un precio menor de otros vendedores que podrían no ofrecer envío Prime gratis.

- ✓ Luz LED brillante: equipado con 6 luces LED brillantes y duraderas, permite un fácil funcionamiento o hacer reparaciones rápidas en la oscuridad y te asegura que te veas en una emergencia para evitar posibles peligros.
- ✓ Duradero y portátil: cuerpo de metal premium y chasis con base de goma antivibración para evitar movimientos no deseados. La manguera de aire de goma antiretroceso cuenta con una boquilla de metal sólido giratoria, lo que garantiza un sellado seguro y manos libres a la válvula del neumático durante la inflación. Incluye una bolsa de transporte para un fácil almacenamiento.
- ✓ Inflación inteligente de presión: con protección contra sobrecalentamiento, simplemente preajuste el compresor de aire a su PSI objetivo y se apaga automáticamente cuando llega para evitar la sobreflación, esto hace que sea posible para usted utilizarlo de forma segura y duradera más tiempo. Su potente bomba de 288 W para neumáticos de automóvil ofrece aire inflable a una velocidad impresionante de 55 L/min.
- ✓ Pantalla LCD retroiluminada: aparte del aire inflable, el medidor de aire digital integrado

Figura 4.26: Costo de compresor opción 2

h. Válvula



Figura 4.27: Costo válvula opción 2

i. Chorro



Figura 4.28: Costo de chorro opción 2

j. Madera



Figura 4.29: Costo de madera opción 2

k. Filtro de aire



**FILTRO REGULADOR AIRE PARA COMPRESOR, 3/8 PULGADA 0-250PSI**  
CODIGO 2362501 / MODELO PA2125

**\$49.00**

UNIDAD: CUI  
CAMPELL HAUSFELD

INFORMACIÓN DEL PRODUCTO

- CONEXIÓN ROSCADA ENTRADA Y SALIDA NPT DE 3/8 PULGADA
- ELIMINA PARTÍCULAS DE SUCIEDAD Y LÍQUIDOS
- CONTIENE ELEMENTOS DE LATÓN SINTERIZADO QUE PROPORCIONAN UNA FILTRACIÓN MÁXIMA

Figura 4.30: Costo del filtro de aire

l. Pegamento



**PEGAMENTO COLA BLANCA MASTER PEGA 1/8 GAL** \$1.65

AGREGAR AL CARRITO

Opciones de entrega para: SANTA ANA CENTRO

Envío a domicilio No disponible Retiro en tienda Disponible

Ver disponibilidad en otras tiendas

Medios de pago disponibles

VISA PayPal

Figura 4.31: Costo del pegamento

m. Manguera



**MANGUERA 1/2 PLG PLASTICO CRISTAL TRANSPARENTE**  
CODIGO 962304 / MODELO

**\$0.30**

UNIDAD: 170  
TYROL

INFORMACIÓN DEL PRODUCTO

- MANGUERA DE USO INDUSTRIAL, REGA Y CONSTRUCCIÓN
- NO SE ACEPTAN DEVOLUCIONES DE PRODUCTO CORTADO
- PRODUCTO SE VENIR EN MULTIPLO DE VARDA
- RESISTE TEMPERATURAS DE 10° C A 40° C

Figura 4.32: Costo de manguera opción 2

n. Codo



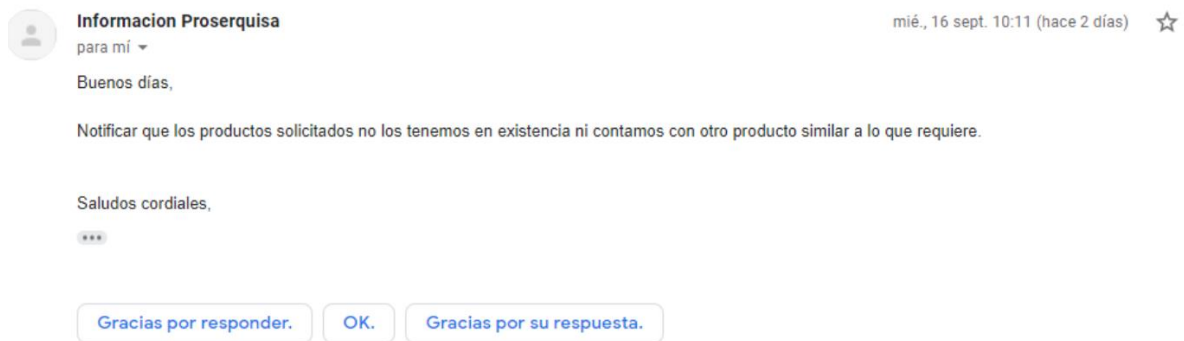
Figura 4.33: Costo de codo opción 2

### III. Cotización de equipo en el interior del país

Dentro del país se realizó la cotización de los equipos que se han considerado para compra externa.

Se consultó a las siguientes empresas:

- Grupo Dolphin: Informó poseer únicamente flujómetros de agua
- Infrasal: Informó poseer únicamente flujómetros de agua y sensores de OD arriba de \$500
- Proserquisa: Informó no poseer ninguno de los materiales requeridos



- Fadco: Informó no poseer flujómetros solamente sensores de OD, a la fecha se espera cotización.





alexquintanilla@fadco.com.sv

para mi, Fernando

Estimado Lic. Diaz:

Con mucho gusto podemos cotizarle el medidor de OD.

Por favor vea el siguiente enlace, ahí puede encontrar los diferentes tipos de medidores y tecnologías dependiendo del uso que va a darle.

[https://www.mt.com/int/es/home/products/Laboratory\\_Analytics\\_Browse/pH-meter/portable-pH-meter/seven2go/S4-Field-Kit.html](https://www.mt.com/int/es/home/products/Laboratory_Analytics_Browse/pH-meter/portable-pH-meter/seven2go/S4-Field-Kit.html)

[https://www.mt.com/int/es/home/products/Laboratory\\_Analytics\\_Browse/pH-meter/portable-pH-meter/seven2go/S9-Field-Kit.html](https://www.mt.com/int/es/home/products/Laboratory_Analytics_Browse/pH-meter/portable-pH-meter/seven2go/S9-Field-Kit.html)

[https://www.mt.com/int/es/home/products/Laboratory\\_Analytics\\_Browse/pH-meter/benchtop-pH-meter/sevenexcellence/S900-Standard-Kit.html](https://www.mt.com/int/es/home/products/Laboratory_Analytics_Browse/pH-meter/benchtop-pH-meter/sevenexcellence/S900-Standard-Kit.html)

[https://www.mt.com/int/es/home/products/Laboratory\\_Analytics\\_Browse/pH-meter/benchtop-pH-meter/sevenexcellence/S600-Standard-Kit.html](https://www.mt.com/int/es/home/products/Laboratory_Analytics_Browse/pH-meter/benchtop-pH-meter/sevenexcellence/S600-Standard-Kit.html)


Escoja el modelo que prefiere de acuerdo a su aplicación para poder cotizárselo.

En cuanto al flujómetro y caudalímetro no los tenemos en nuestro portafolio de productos.

No dude en comunicarse por cualquier pregunta o comentario.

jue, 17 sept. 8:45 (hace 1 día) ☆ ↶ ⋮

e. Electrolab: Informó que posee todos los aparatos, el costo total es de \$ 7,048.21 USD



**Electrolab Medic**  
Todo por el cuidado de su salud

Primer General Estación, entre el 7 y 89 Av. No. No. 4520, CORTIZADO A FERRICENTRO, COLONIA ESCALON, SAN SALVADOR, SAN SALVADOR  
TEL: 2239-9989 FAX: 2283-6205  
Visítanos en nuestra Web: [www.electrolabmedic.com](http://www.electrolabmedic.com)  
Sin Nombre

Dirección:

TEL: No. Registro:  
FAX: NIT:  
Atención:  
Tel: FAX:  
E-mail:

**Cotización # 7,743**

No. REGISTRO: 65141-9 NIT: 0614-130792-105-1  
Categoría: **GRAN CONTRIBUYENTE**  
Fecha: 17-09-2020  
Válido Hasta: 02-10-2020  
Tiempo de Entrega: **INMEDIATA EN SALA.**  
Forma de Pago: TARJETA DE CREDITO.  
Gestor: ELM  
E-mail: [info@electrolabmedic.com.sv](mailto:info@electrolabmedic.com.sv)  
Tel: 2239-9989 - Celular:  
Fax: 2283-6205  
EXISTENCIAS SUJETAS A VENTAS -  
FAVOR EMITIR ORDEN DE COMPRA SEGUN COTIZACION.  
IVA INCLUIDO

ITEM	CANT.	DESCRIPCION	UNITARIO	TOTAL
1	1	<p>Opcion: 1</p> <p><b>MEDIDOR MULTIPARAMETRO DE AGUA MP5 556 YSI BC: 1900262</b></p> <p>MEDIDOR MULTIPARAMETRO DE PARAMETROS DEL AGUA: OXIGENO DISUELTO, TEMPERATURA, CONDUCTIVIDAD Y SALINIDAD</p> <p><b>CARACTERISTICAS PRINCIPALES:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>* INSTRUMENTO VERSATIL Y DE REDUCIDO TAMAÑO</li> <li>* CONFIABLE Y DE DISEÑO ROBUSTO</li> <li>* FACIL DE UTILIZAR Y DE GRAN FUNCIONALIDAD</li> <li>* CON GRAN CAPACIDAD DE MEMORIA DE DATOS</li> <li>* IMPERMEABLE, CUMPLE CON LA NORMA IP-67</li> <li>* CON INTERFAZ RS-232 PARA CONEXION A COMPUTADORA</li> <li>* FUNCIONAMIENTO A BATERIAS TIPO C</li> </ul> <p><b>CARACTERISTICAS TECNICAS:</b></p> <p><b>MEDICION DE OXIGENO DISUELTO EN % SATURACION:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- TIPO DE SENSOR: POLAROGRAFICO FLUJO</li> <li>- RANGO: 0 A 500% SATURACION DE AIRE</li> <li>- RESOLUCION: 0.1%</li> <li>- PRECISION: +/- 2% DE 0 A 200%, +/- 6% DE 200 A 500%</li> </ul> <p><b>MEDICION DE OXIGENO DISUELTO EN DENSIDAD:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- TIPO DE SENSOR: POLAROGRAFICO FLUJO</li> <li>- RANGO: 0 A 50 mg/L</li> <li>- RESOLUCION: 0.01 mg/L</li> <li>- PRECISION: +/- 2% 0 A 20 mg/L, +/- 6% DE 20 A 50 mg/L</li> </ul> <p><b>MEDICION DE TEMPERATURA:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- TIPO DE SENSOR: TERMISTOR YSI DE PRECISION</li> <li>- RANGO: -5 A 45e C</li> <li>- RESOLUCION: 0.1e C</li> <li>- PRECISION: 0.15e C</li> </ul> <p><b>MEDICION DE CONDUCTIVIDAD:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- TIPO DE SENSOR: CELULA DE 4 ELECTRODOS CON AUTO RANGO</li> <li>- RANGO: 0 A 200 mS/cm</li> <li>- RESOLUCION: DE 0.001 mS/cm A 0.1 mS/cm (DEPENDIENDO DEL RANGO DE MEDICION)</li> <li>- PRECISION: +/- 0.5% DE LA LECTURA (CON CABLE DE 4 METROS)</li> </ul> <p><b>MEDICION DE SALINIDAD:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- CALCULADO CON LOS PARAMETROS CONDUCTIVIDAD Y TEMPERATURA</li> <li>- RANGO: 0 A 70 PPT</li> <li>- RESOLUCION: 0.01 PPT</li> <li>- PRECISION: 1% DE LA LECTURA</li> </ul> <p><b>CARACTERISTICAS MECANICAS:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>* DIMENSIONES APROXIMADAS: 12 X 23 CM (ANCHO X LARGO)</li> <li>* PESO APROXIMADO: 2.1 LBS</li> </ul> <p><b>CARACTERISTICAS ELECTRICAS:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>* FUNCIONA CON 4 BATERIAS TIPO C (OPCIONALMENTE SE PUEDE ADQUIRIR UNA BATERIA RECARGABLE, NO INCLUIDO EN EL EQUIPO)</li> </ul> <p><b>ACCESORIOS INCLUIDOS:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>* ESTUCHE DE TRANSPORTE</li> <li>* CABLE DE 4 METROS CON SONDA PARA MEDICION DE OXIGENO DISUELTO, TEMPERATURA Y CONDUCTIVIDAD</li> </ul> <p>MARCA: YSI MODELO: MP5 556 GARANTIA: 12 MESES CONTRA DESPERFECTOS DE FABRICA</p> <p><b>NOTA:</b></p>	\$5,390.0000	\$5,390.00

Página 1 de 3

ITEM	CANT.	DESCRIPCION	UNITARIO	TOTAL
------	-------	-------------	----------	-------

Foto Item: 1



2	1	<p>Opcion: 1</p> <p><b>OXIMETRO-AGUA YSI 550A BC: 1900628</b>  MEDIDOR DE OXIGENO DISUELTU EN AGUA.</p> <p>CARACTERISTICAS PRINCIPALES:  * INSTRUMENTO VERSATIL Y DE REDUCIDO TAMAÑO  * CONFIABLE Y DE DISEÑO ROBUSTO  * FACIL DE UTILIZAR Y DE GRAN FUNCIONALIDAD  * MEDICION DE OXIGENO DISUELTU EN AGUA Y TEMPERATURA SIMULTANEAMENTE  * IMPERMEABLE. CUMPLE CON LA NORMA IP-67  * PANTALLA RETRO ILUMINADA  * CON ENTRADA MANUAL DE SALINIDAD (RANGO DE 0 A 70 PPT)  * CON COMPENSACION AUTOMATICA DE TEMPERATURA  * CON COMPENSACION AUTOMATICA DE SALINIDAD  * FUNCIONAMIENTO A BATERIAS TIPO C.</p> <p>CARACTERISTICAS TECNICAS:  * MEDICION DE OXIGENO DISUELTU EN % SATURACION:  - TIPO DE SENSOR: POLAROGRAFICO CONTINUO  - RANGO: 0 A 500% SATURACION DE AIRE  - RESOLUCION: 0.1%  - PRECISION: +/- 2% DE 0 A 200%, +/- 6% DE 200 A 500%  * MEDICION DE OXIGENO DISUELTU EN DENSIDAD:  - TIPO DE SENSOR: POLAROGRAFICO CONTINUO  - RANGO: 0 A 50 mg/L  - RESOLUCION: 0.01 mg/L  - PRECISION: +/- 2% 0 A 20 mg/L, +/- 6% DE 20 A 50 mg/L  * MEDICION DE TEMPERATURA:  - RANGO: -5 A 45e C  - RESOLUCION: 0.1e C  - PRECISION: 0.3e C</p> <p>CARACTERISTICAS MECANICAS:  * DIMENSIONES APROXIMADAS: 12 X 23 CM (ANCHO X LARGO)  * PESO APROXIMADO: 2 LBS</p> <p>CARACTERISTICAS ELECTRICAS:  * FUNCIONA CON 4 BATERIAS TIPO C</p> <p>ACCESORIOS INCLUIDOS:  * CABLE DE 12 PIES  * 4 BATERIAS TIPO C</p> <p>MARCA: YSI  MODELO: MPS 550A  GARANTIA: 12 MESES CONTRA DESPERFECTOS DE FABRICA</p> <p><b>NOTA:</b></p>	\$1,500.0000	\$1,500.00
---	---	---	--------------	------------

ITEM	CANT.	DESCRIPCION	UNITARIO	TOTAL
------	-------	-------------	----------	-------



3	1	Opcion: 1	\$158.2000	\$158.20
---	---	-----------	------------	----------

**FLUJOMETRO-AIRE-FM-15UA-OH BC: 58379**  
 FLUJOMETRO DIAFRE DE PARED TIPO CHEMETRICS MCA WESTERN MEDICA  
 FLUJOMETRO DIAFRE DE PARED TIPO AMVEX MCA WESTERN MEDICA  
 DESCRIPCION: REGULADOR DE FLUJO DE 0 A 15 LMP DE AIRE MEDICO PARA MONTAR SOBRE PLACA DE PARED TIPO AMVEX.  
 \* CON CONECTOR ESPECIAL TIPO AMVEX PARA CONECCION RAPIDA EN SALIDA EMPOTRADA EN LA PARED.  
 \* MARCA: WESTERN MEDICA  
 \* FABRICADA BAJO NORMAS DE CALIDAD: ISO-9001  
 \* ORIGEN: USA  
**NOTA:**



\*\*\* Apreciable Cliente, para efecto de pago, les solicitamos tener en cuenta nuestra categoria de **GRAN CONTRIBUYENTE** \*\*\*  
 \*\*\* Producto puede variar de Fotografia mostrada. \*\*\*

SON: SIETE MIL CUARENTA Y OCHO Y 21 / 100 DOLAR.	<b>SUB TOTAL</b>	\$7,048.21
	<b>IVA:</b>	\$0.00
	<b>IVA INCLUIDO TOTAL:</b>	<b>\$7,048.21</b>

\* EXISTENCIAS SUJETAS A VENTAS \*) FAVOR EMITIR ORDEN DE COMPRA SEGUN COTIZACION \*) DIA HABIL: DE LUNES A VIERNES SIN CONTAR DIAS FESTIVOS

AUTORIZADO:   
 Sider Polymedica S.A. de C.V.

APROBADO POR CLIENTE: \_\_\_\_\_

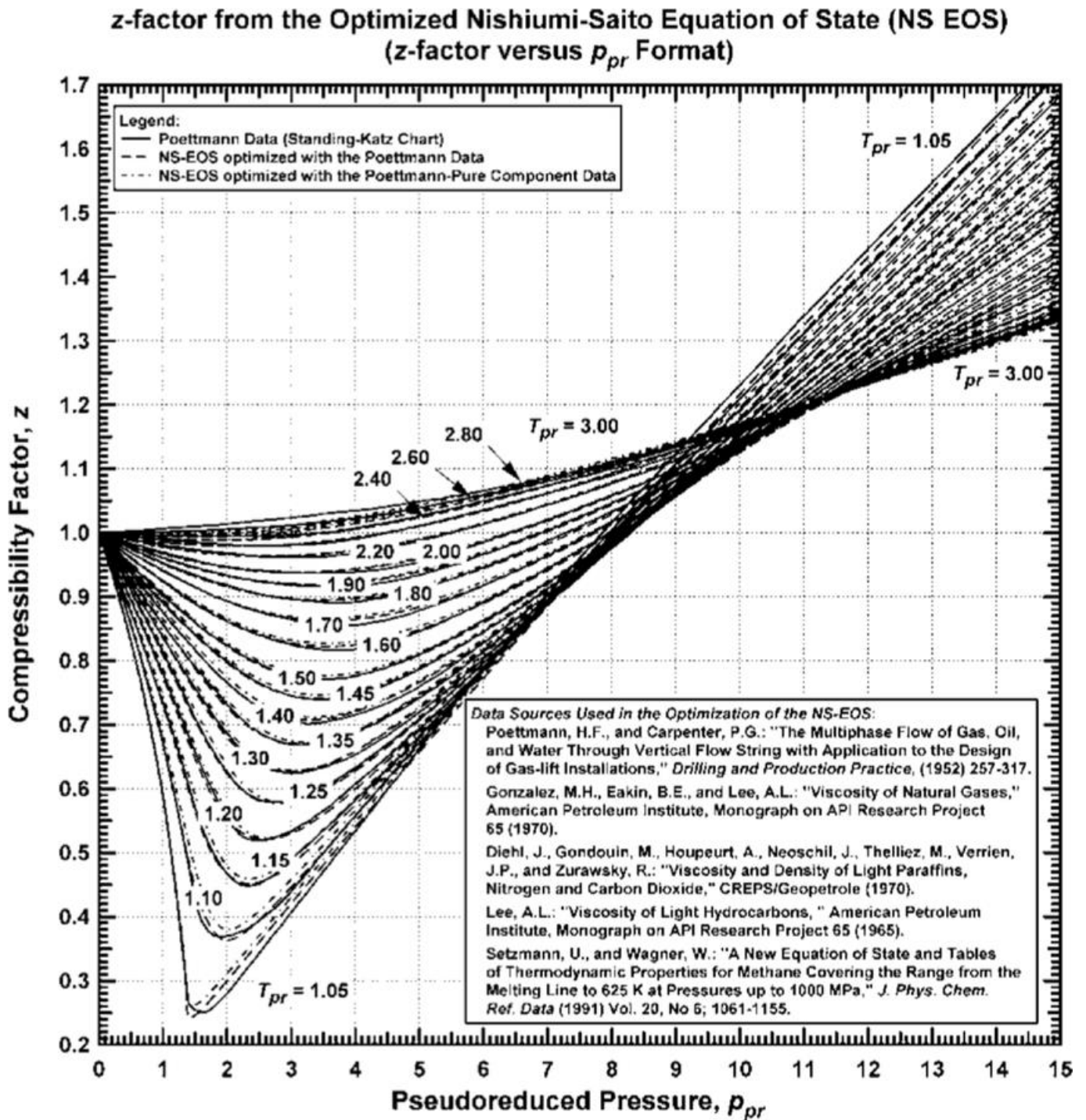
## Anexo VII: Propiedades críticas de Elementos

El-Banbi, A., Alzahabi, A., & El-Maraghi, A. (2018)

ID	Compound	Formula	Mo.Wt. (lb mol)	$P_c$ (psia)	$T_c$ (F)	$V_c$ (ft <sup>3</sup> /lbm)	Density (60°F, 14.696 psia)	
							Specific Gravity	lbm/ft <sup>3</sup>
1	Methane	CH <sub>4</sub>	16.04	667.8	- 116.7	0.0988	0.3000	18.701
2	Ethane	C <sub>2</sub> H <sub>6</sub>	30.07	707.8	90.1	0.0788	0.3562	22.214
3	Propane	C <sub>3</sub> H <sub>8</sub>	44.10	616.3	206.0	0.0737	0.5070	31.619
4	<i>n</i> -Butane	C <sub>4</sub> H <sub>10</sub>	58.12	550.7	305.6	0.0703	0.5629	35.104
5	Isobutene	C <sub>4</sub> H <sub>10</sub>	58.12	529.1	275.0	0.0724	0.5840	33.430
6	<i>n</i> -Bentane	C <sub>5</sub> H <sub>12</sub>	72.15	488.6	385.6	0.0674	0.6247	38.960
7	Isopentane	C <sub>5</sub> H <sub>12</sub>	72.15	490.4	369.0	0.0679	0.6311	39.360
8	Neopentane	C <sub>5</sub> H <sub>12</sub>	72.15	464.0	321.1	0.0673	0.5967	37.211
9	<i>n</i> -Hexane	C <sub>6</sub> H <sub>14</sub>	86.18	436.9	453.6	0.0689	0.6638	41.400
10	2-Methylpentane	C <sub>6</sub> H <sub>14</sub>	86.18	436.6	435.7	0.0682	0.6579	41.028
11	3-Methylpentane	C <sub>6</sub> H <sub>14</sub>	86.18	453.1	448.2	0.0682	0.6690	41.723
12	Neohexane	C <sub>6</sub> H <sub>14</sub>	86.18	446.9	420.0	0.0668	0.6539	40.778
13	2,3-Dimethylbutane	C <sub>6</sub> H <sub>14</sub>	86.18	453.5	440.0	0.0665	0.6663	41.524
14	<i>n</i> -Heptane	C <sub>7</sub> H <sub>16</sub>	100.21	396.8	512.7	0.0690	0.6882	42.920
15	2-Methylhexane	C <sub>7</sub> H <sub>16</sub>	100.21	396.5	494.9	0.0673	0.6831	42.602
16	3-Methylhexane	C <sub>7</sub> H <sub>16</sub>	100.21	408.1	503.7	0.0646	0.6917	43.136
17	3-Ethylpentane	C <sub>7</sub> H <sub>16</sub>	100.21	419.3	513.4	0.0665	0.7028	43.828
18	2,2-Dimethylpentane	C <sub>7</sub> H <sub>16</sub>	100.21	402.2	477.1	0.0665	0.6783	42.302
19	2,4-Dimethylpentane	C <sub>7</sub> H <sub>16</sub>	100.21	397.0	475.8	0.0668	0.6773	42.242
20	3,3-Dimethylpentane	C <sub>7</sub> H <sub>16</sub>	100.21	427.1	505.7	0.0662	0.6977	43.514
21	Triptane	C <sub>7</sub> H <sub>16</sub>	100.21	428.4	496.3	0.0636	0.6946	43.317
22	<i>n</i> -Octane	C <sub>8</sub> H <sub>18</sub>	114.23	360.6	564.1	0.0690	0.7070	44.090
23	Diisobutyl	C <sub>8</sub> H <sub>18</sub>	114.23	360.6	530.3	0.0676	0.6979	43.527
24	Isooctane	C <sub>8</sub> H <sub>18</sub>	114.23	372.5	519.3	0.0657	0.6962	43.421
25	<i>n</i> -Nonane	C <sub>9</sub> H <sub>20</sub>	128.26	331.8	610.5	0.0684	0.7219	45.020
26	<i>n</i> -Decane	C <sub>10</sub> H <sub>22</sub>	142.29	304.4	651.6	0.0679	0.7342	45.790
27	Carbon monoxide	CO	28.01	507.5	- 220.4	0.0532	0.7894	49.231
28	Carbon dioxide	CO <sub>2</sub>	44.01	1071.0	87.9	0.0342	0.8180	51.016
29	Hydrogen sulfide	H <sub>2</sub> S	34.08	1306.0	212.6	0.0460	0.8014	49.983
30	Sulfur dioxide	SO <sub>2</sub>	64.06	1145.0	315.8	0.0306	1.3974	87.148
31	Ammonia	NH <sub>3</sub>	17.03	1636.0	270.4	0.0681	0.6183	38.562
32	Air	N <sub>2</sub> O <sub>2</sub>	28.96	546.9	- 221.4	0.0517	0.8748	54.555
33	Hydrogen	H <sub>2</sub>	2.02	188.1	- 399.9	0.5164	0.0711	4.432
34	Oxygen	O <sub>2</sub>	32.00	736.9	- 181.2	0.0367	1.1421	71.230
35	Nitrogen	N <sub>2</sub>	28.01	493.0	- 232.7	0.0516	0.8094	50.479
36	Chlorine	CL <sub>2</sub>	70.91	1118.4	291.0	0.0280	1.4244	88.831
37	Water	H <sub>2</sub> O	18.02	3207.9	705.5	0.0509	1.0000	62.366

## Anexo VIII: Diagrama de Standing and Katz

Londono et al. (2005)



# Anexo IX: Diagrama de Moody

Mott (2006)

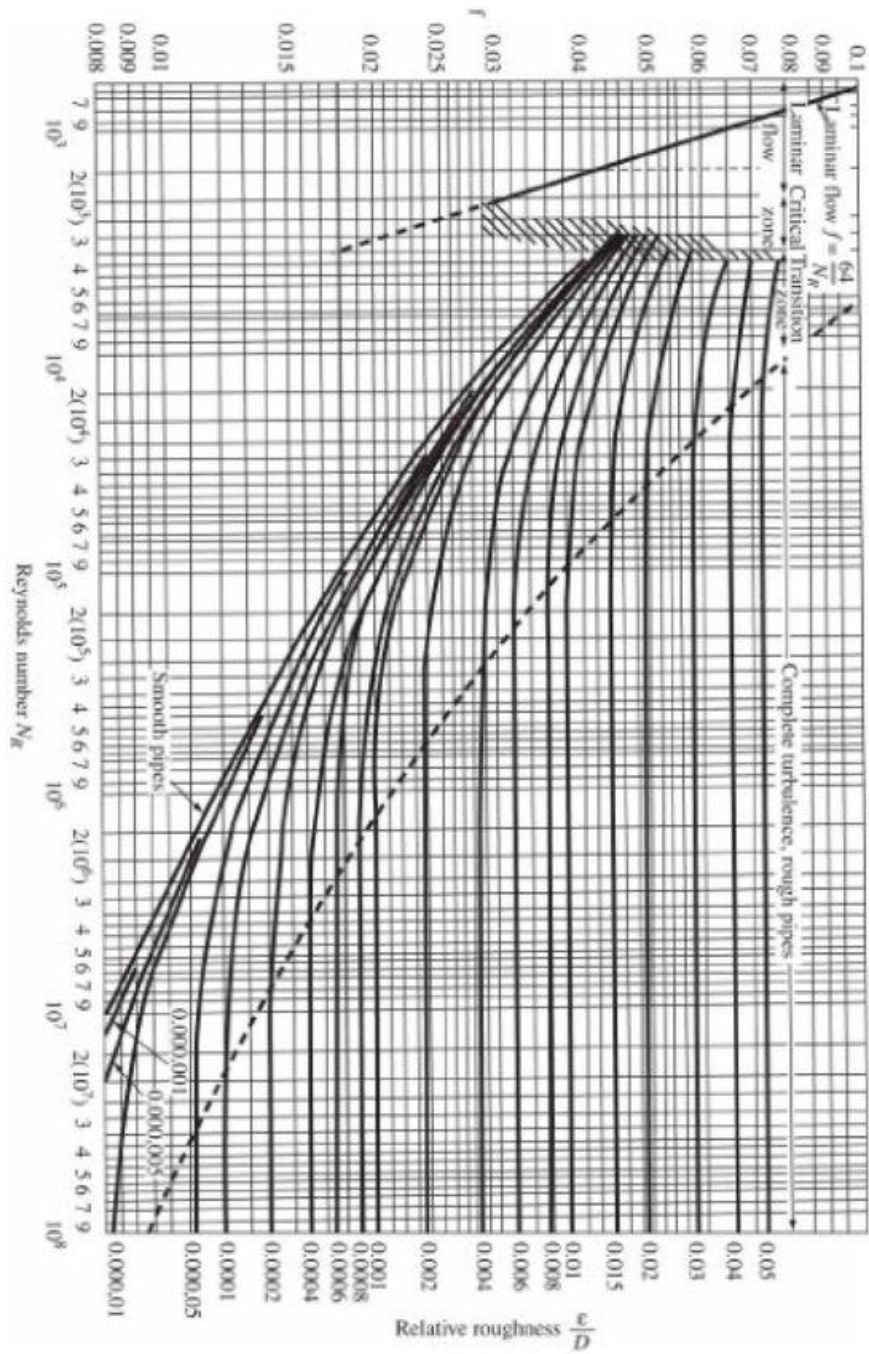


Figure 1.1. Friction factors for flow in pipes: the Moody Diagram. Source: From Hwang et al., Fundamentals of Hydraulic Engineering Systems, 2010

**Anexo X: Formato de control**

	N°
<b>EQUIPO</b>	

FECHA	PARAMETRO DE CONTROL	HORA	OBSERVACIÓN	FIRMA
	Oxígeno disuelto			
	pH			
	Caudal de aire			
	Estado de filtro			
	Temperatura			
	Coloración de medio			
	Altura de líquido			
	Oxígeno disuelto			
	pH			
	Caudal de aire			
	Estado de filtro			
	Temperatura			
	Coloración de medio			
	Altura de líquido			
	Oxígeno disuelto			
	pH			
	Caudal de aire			
	Estado de filtro			
	Temperatura			
	Coloración de medio			
	Altura de líquido			

Observaciones adicionales: