

UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

Facultad de Ingeniería



**Fotobiorreactor para el cultivo anaeróbico de microalgas
productoras de aceite**

Trabajo de graduación presentado por

Julio Alejandro Fernández Balconi

para optar al grado académico de Licenciado en Ingeniería Química

Guatemala,

2021

UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

Facultad de Ingeniería




**Fotobiorreactor para el cultivo anaeróbico de microalgas
productoras de aceite**

Trabajo de graduación presentado por
Julio Alejandro Fernández Balconi
para optar al grado académico de Licenciado en Ingeniería Química

Guatemala,

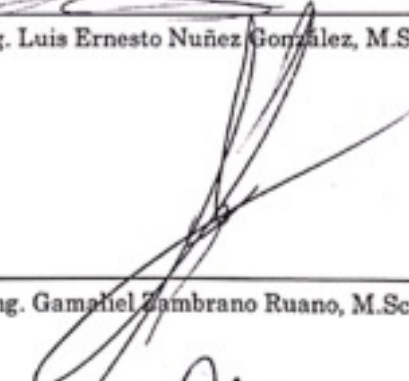
2021

Vo.Bo.:

(f) 
Ing. Luis Ernesto Nuñez González, M.Sc.

Tribunal Examinador:

(f) 
Ing. Luis Ernesto Nuñez González, M.Sc.

(f) 
Ing. Gamahel Zambrano Ruano, M.Sc.

(f) 
Ing. Carmen Alicia Ortiz Pineda, M.A.

Fecha de aprobación: Guatemala, 19 de febrero de 2021

Prefacio

Este trabajo de graduación fue realizado durante la pandemia de COVID-19, lo cual representó un reto para la experimentación dado que se redujeron las visitas presenciales a la universidad. Sin embargo, el proceso de elaboración de este trabajo fue un excelente aprendizaje tanto académico como personal porque fue necesario utilizar el ingenio para adaptarse a nuevas condiciones y cumplir con los objetivos planteados.

Agradezco a mis padres Lourdes y Jaime por los esfuerzos que hicieron para permitirme estudiar la carrera que me apasiona, por ser un excelente ejemplo a seguir y por darme su amor y apoyo incondicional.

A mis abuelos Julio y Lourdes por siempre sentirse orgullosos de mi y motivarme a estudiar a pesar de los retos que esto pudiera representar.

A mi asesor Ing. Luis Nuñez y a los miembros del Departamento de Ingeniería Química, Ing. Gamaliel Zambrano, Ing. Cristián Rossi, Ing. Carmen Ortiz e Ing. Alex Köng por transmitirme sus conocimientos, asesorarme a lo largo de la carrera y por haberme formado como profesional.

A mis amigos Jeffrey, Carolyn, Allyson, Diego y Javier por estar para mi en los momentos más difíciles y por compartir excelentes memorias juntos, trabajando en equipo para alcanzar incontables logros a lo largo de los 5 años de carrera.

Contenido

Lista de cuadros.....	IX
Lista de figuras.....	XIII
Resumen	XVIII
I. Introducción	1
II. Objetivos.....	2
2.1. Objetivo general.....	2
2.2. Objetivos específicos	2
III. Justificación.....	3
IV. Marco teórico.....	4
4.1. Algas	4
4.2. Nannochloropsis sp.	7
4.3. Condiciones de cultivo.....	8
4.4. Cinética de crecimiento.....	13
4.5. Fotobiorreactor	18
4.6. Diseño del reactor	22
4.7. Equipos auxiliares: dimensionamiento de bombas centrífugas	28
V. Antecedentes	32
VI. Metodología.....	34
6.1. Características físicas del recipiente de cultivo	34
6.2. Preparación del medio de cultivo	34

6.3.	Esterilización en autoclave.....	35
6.4.	Propagación inicial.....	36
6.5.	Cultivos a pequeña escala	37
6.6.	Producción de CO ₂	38
6.7.	Medición de las condiciones de cultivo	38
6.8.	Determinación de la densidad del medio de cultivo	40
6.9.	Conteos celulares	40
6.10.	Cuantificación de sustratos.....	42
6.11.	Ajuste del modelo cinético	44
6.12.	Determinación del coeficiente de transferencia de masa kLa para el CO ₂	45
6.13.	Comparación bibliográfica de los diferentes tipos de fotobiorreactores	47
6.14.	Dimensionamiento del fotobiorreactor.....	48
6.15.	Propagación de error	48
VII.	Resultados	50
7.1.	Estudio cinético.....	50
7.2.	Dimensionamiento del fotobiorreactor	51
7.3.	Condiciones de operación	53
7.4.	Balance de masa del fotobiorreactor	54
7.5.	Balance de energía del fotobiorreactor	55
7.6.	Transferencia de masa del CO ₂	56
VIII.	Análisis de resultados.....	57
8.1.	Estudio cinético.....	57
8.2.	Dimensionamiento del fotobiorreactor	60

8.3.	Condiciones de operación	63
8.4.	Balance de masa del fotobiorreactor	63
8.5.	Balance de energía del fotobiorreactor	65
8.6.	Transferencia de masa del CO ₂	66
IX.	Conclusiones.....	68
X.	Recomendaciones.....	69
XI.	Bibliografía.....	71
XII.	Anexos	74
A.	Condiciones de cultivo de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>	74
B.	Reacción de formación de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>	78
C.	Conteos celulares	79
D.	Sustratos	84
E.	Variables medidas durante el crecimiento de la microalga.....	87
F.	Transferencia de masa de CO ₂	97
G.	Estudio cinético.....	102
H.	Dimensionamiento del fotobiorreactor	111
I.	Cálculos de muestra	116
J.	Propagación de error	125
K.	Modelos 2D, 3D y fichas técnicas del fotobiorreactor	132
L.	Ejemplos de lecturas realizadas con los instrumentos de medición	136

Lista de cuadros

Cuadro 1: Rangos de tolerancia de la microalga <i>Nannochloropsis sp.</i> a diferentes condiciones	8
Cuadro 2: Composición elemental en base seca de la microalga <i>Nannochloropsis sp.</i>	8
Cuadro 3: Concentración final de los reactivos principales en el medio de cultivo Guillard f/2	12
Cuadro 4: Modelos cinéticos utilizados para describir la velocidad específica de crecimiento microbiano	17
Cuadro 5: Modelos cinéticos que consideran el efecto de diferentes condiciones en el crecimiento.....	18
Cuadro 6: Número de diámetros equivalentes utilizados para cuantificar las pérdidas de presión por accesorios en la tubería.....	31
Cuadro 7: Parámetros cinéticos ajustados a datos experimentales con variación de iluminación y CO ₂	50
Cuadro 8: Características del fotobiorreactor escala laboratorio dimensionado a partir del estudio cinético	51
Cuadro 9: Especificaciones de los sistemas auxiliares requeridos para la operación del fotobiorreactor en el Laboratorio de Operaciones Unitarias.....	52
Cuadro 10: Propuesta de escalamiento a largo plazo del fotobiorreactor escala laboratorio instalado en el Laboratorio de Operaciones Unitarias	52
Cuadro 11: Condiciones de cultivo requeridas para la operación del fotobiorreactor de flujo pistón en el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala	53
Cuadro 12: Rendimiento experimental de los sustratos presentes en el medio de cultivo Guillard f/2	55
Cuadro 13: Parámetros del modelo térmico ajustados con el programa Berkeley-Madonna...	55
Cuadro 14: Coeficiente de transferencia de masa promedio a diferentes flujos de alimentación de CO ₂	56

Cuadro 15: Características físicas de los recipientes de vidrio utilizados para el crecimiento experimental de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>	74
Cuadro 16: Condiciones de cultivo de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> expuesta a variación de irradiancia entre 3000 – 10000 lx.....	74
Cuadro 17: Condiciones de cultivo de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> expuesta a variación de flujo de CO ₂ entre 2 – 8x10 ⁻⁷ m ³ /s.....	74
Cuadro 18: Densidad del medio de cultivo f/2 diluido en agua destilada	75
Cuadro 19: Determinación de los factores estequiométricos de la fórmula química de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>	78
Cuadro 20: Determinación del reactivo limitante en la reacción de formación de biomasa de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>	78
Cuadro 21: Crecimiento celular en Reactor 2 con irradiancia promedio de 10043 lx.....	79
Cuadro 22: Crecimiento celular de la microalga en Reactor 1 con irradiancia promedio de 5027 lx	79
Cuadro 23: Crecimiento celular en reactor 3 con irradiancia promedio de 3081 lx.....	80
Cuadro 24: Crecimiento celular en Reactor 1 con flujo de CO ₂ de 2.11x10 ⁻⁷ m ³ /s.....	80
Cuadro 25: Crecimiento celular en reactor 2 con flujo de CO ₂ de 3.76x10 ⁻⁷ m ³ /s	81
Cuadro 26: Crecimiento celular en Reactor 3 con flujo de CO ₂ de 8.26x10 ⁻⁷ m ³ /s.....	81
Cuadro 27: Consumo de fosfatos durante la experimentación con variación de flujo de CO ₂ . 84	
Cuadro 28: Concentración inicial de sulfatos durante la experimentación con variación de flujo de CO ₂	84
Cuadro 29: Consumo de nitratos durante la experimentación con variación de flujo de CO ₂ . 85	
Cuadro 30: Consumo de nitratos durante la experimentación con variación de flujo de CO ₂ (Continuación)	85
Cuadro 31: Consumo de dióxido de carbono utilizado para determinar el rendimiento con respecto a la producción de biomasa	85
Cuadro 32: Medición de la irradiancia incidente en el Reactor 1 del 20.06.20 al 18.07.20.....	87
Cuadro 33: Medición de la irradiancia incidente en el Reactor 2 del 20.06.20 al 18.07.20.....	87
Cuadro 34: Medición de la irradiancia incidente en el Reactor 3 del 20.06.20 al 19.07.20.....	88
Cuadro 35: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 8 de octubre 2020	88

Cuadro 36: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 9 de octubre 2020	89
Cuadro 37: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 10 de octubre 2020	89
Cuadro 38: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 10 de octubre 2020 (continuación)	90
Cuadro 39: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 11 de octubre 2020	90
Cuadro 40: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 12 de octubre 2020	91
Cuadro 41: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 13 de octubre 2020	91
Cuadro 42: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 14 de octubre 2020	92
Cuadro 43: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 16 de octubre 2020	92
Cuadro 44: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 18 de octubre 2020	93
Cuadro 45: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 20 de octubre 2020	93
Cuadro 46: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 22 de octubre 2020	94
Cuadro 47: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 26 de octubre 2020	94
Cuadro 48: Variación de pH en reactores durante experimentación con variación de flujo de CO ₂ del 06.10.20 al 26.10.20	95
Cuadro 49: Perfil de temperatura (± 0.5 °C) diario y por hora durante el crecimiento celular en los tres reactores del 6.10.20 al 26.10.20	96
Cuadro 50: Estandarización de la solución de hidróxido de sodio con ftalato ácido de potasio para la titulación del CO ₂ en el medio de cultivo	97
Cuadro 51: Concentración de solución de hidróxido estandarizada con ftalato ácido de potasio	97
Cuadro 52: Determinación experimental del diámetro y volumen de la burbuja de CO ₂	97
Cuadro 53: Absorción del CO ₂ en el medio de cultivo a un flujo de 2.11×10^{-7} m ³ /s	98
Cuadro 54: Absorción del CO ₂ en el medio de cultivo a un flujo de 3.00×10^{-7} m ³ /s	99
Cuadro 55: Absorción del CO ₂ en el medio de cultivo a un flujo de 8.28×10^{-7} m ³ /s	99
Cuadro 56: kLa obtenido de la absorción de CO ₂ en el medio de cultivo a diferentes flujos de entrada.....	101
Cuadro 57: Estadística de la regresión lineal para la dependencia del coeficiente de transferencia de masa kLa del flujo de CO ₂	101

Cuadro 58: Porcentaje de error promedio observado en el modelo cinético propuesto para describir el crecimiento de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>	110
Cuadro 59: Cuadro comparativo de las ventajas y desventajas de distintos tipos de fotobiorreactores.	111
Cuadro 60: Método de dimensionamiento del fotobiorreactor por medio del modelo cinético propuesto.....	112
Cuadro 61: Propuestas evaluadas para el volumen del reactor.....	112
Cuadro 62: Constantes térmicas utilizadas para resolver el balance de energía del fotobiorreactor	114
Cuadro 63: Potencia de los diferentes fenómenos de transferencia de calor dimensionados para los reactores utilizados durante la experimentación	115

Lista de figuras

Figura 1: Conjunto de células de <i>Nannochloropsis oculata</i> observadas bajo un microscopio...	4
Figura 2: Reacción estequiométrica del proceso de fotosíntesis en las microalgas.....	6
Figura 3: Ruta metabólica para la producción de lípidos en microorganismos fotosintéticos ...	7
Figura 4: Equilibrio químico de la disolución de dióxido de carbono en agua	11
Figura 5: Fases de crecimiento comúnmente observadas durante el crecimiento microbiano por lotes	13
Figura 6: Laguna abierta rectangular con rueda de paleta	19
Figura 7: Comparación entre un fotobiorreactor de puente aéreo y de columna de burbuja....	21
Figura 8: Reactores ideales a) reactor continuo de tanque agitado CSTR, b) reactor de flujo pistón PFR, c) reactor por lotes Batch.	22
Figura 9: Representación gráfica de la operación de un reactor por lotes con densidad constante	23
Figura 10: Representación gráfica de la operación de un CSTR con densidad constante.....	24
Figura 11: Determinación del k_La para un flujo de aireación de 2.5. vvh con 5% de CO_2	26
Figura 12: Esquema de entradas y salidas para el balance de energía de un fotobiorreactor tubular	27
Figura 13: Factor de fricción en la tubería en función del número de Reynolds y la rugosidad relativa.....	30
Figura 14: Planta de producción a gran escala de biomasa a partir de microalgas de la empresa Ecoduna.....	33
Figura 15: Ajuste de curvas del modelo (–) a los sets de datos experimentales (O) para el crecimiento microbiano empleando el programa Berkeley-Madonna.....	50
Figura 16: Ajuste de curvas del modelo (–) a los sets de datos experimentales (O) para el consumo de sustrato empleando el programa Berkeley-Madonna	51
Figura 17: Representación gráfica de la operación del fotobiorreactor de flujo pistón propuesto	51
Figura 18: Esquema del fotobiorreactor de flujo pistón escala laboratorio junto con sus sistemas auxiliares	52

Figura 19: Curva de crecimiento experimental con el mayor crecimiento microbiano (Reactor 2) utilizada para determinar las condiciones de operación del fotobiorreactor	53
Figura 20: Representación gráfica del balance de masa del fotobiorreactor de flujo pistón en un diagrama de bloques	54
Figura 21: Predicción de las temperaturas (K) utilizando el modelo (–) comparado con los datos experimentales (O).....	55
Figura 22: Microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> suspendida en agar enriquecido con medio Guillard f/2 obtenida de Mercer of Montana	75
Figura 23: Medio de cultivo Guillard f/2 concentrado obtenido de Mercer of Montana	75
Figura 24: Dosificación recomendada para diluir el medio de cultivo Guillard f/2 en agua destilada	76
Figura 25: Propagación inicial de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> cultivada en una incubadora New Brunswick.....	76
Figura 26: Recipiente de vidrio (Reactor 2) en el cual se cultivo la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>	77
Figura 27: Medidor de salinidad PAL-SALT marca Atago	77
Figura 28: Fórmula química y peso molecular teóricos de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>	78
Figura 29: Reacción estequiométrica de formación de biomasa a partir de los nutrientes disponibles en el medio de cultivo Guillard f/2	78
Figura 30: Comparación visual del crecimiento microbiano con variación de flujo de CO ₂ ..	82
Figura 31: Contador de células Muse® utilizado para construir las curvas de crecimiento de la microalga.....	82
Figura 32: Curvas de crecimiento experimentales durante cultivo con exposición a variación de irradiancia promedio	83
Figura 33: Curvas de crecimiento experimentales durante cultivo con exposición a variación de flujo de CO ₂	83
Figura 34: Colorímetro HACH utilizado para determinar la concentración de nitratos, fosfatos y sulfatos	86

Figura 35: Perfil de temperaturas promedio por hora durante el crecimiento celular en los tres reactores del 6.10.20 al 26.10.20	96
Figura 36: Método de dimensionamiento de la burbuja de CO ₂ empleando una cámara lenta y una regla como referencia.....	98
Figura 37: Determinación del coeficiente de transferencia de masa kLa para un flujo de 2.11x10 ⁻⁷ m ³ /s de CO ₂ a 26.2°C	99
Figura 38: Determinación del coeficiente de transferencia de masa kLa para un flujo de 3.77x10 ⁻⁷ m ³ /s de CO ₂ a 25.4°C	100
Figura 39: Determinación del coeficiente de transferencia de masa kLa para un flujo de 8.28x10 ⁻⁷ m ³ /s de CO ₂ a 25°C	100
Figura 40: Regresión lineal del coeficiente de transferencia de masa kLa en función el flujo de CO ₂	101
Figura 41: Ajuste de curvas del set de datos 1 expuesto a 11729 lx y con un flujo de CO ₂ de 3.00x10 ⁻⁷ m ³ /s	102
Figura 42: Ajuste de curvas del set de datos 2 expuesto a 5027 lx y con un flujo de CO ₂ de 2.45x10 ⁻⁷ m ³ /s	102
Figura 43: Ajuste de curvas del set de datos 3 expuesto a 3081 lx y con un flujo de CO ₂ de 2.45x10 ⁻⁷ m ³ /s	103
Figura 44: Ajuste de curvas del set de datos 4 expuesto a 11729 lx y con un flujo de CO ₂ de 8.28x10 ⁻⁷ m ³ /s	103
Figura 45: Ajuste de curvas del set de datos 5 expuesto a 11729 lx y con un flujo de CO ₂ de 2.11x10 ⁻⁷ m ³ /s	104
Figura 46: Código utilizado en Berkeley-Madonna para el ajuste de curvas del modelo cinético	104
Figura 47: Efecto de la variación de la velocidad máxima de crecimiento μ_{max} en el modelo cinético.....	105
Figura 48: Efecto de la variación de la constante de saturación media K _S para nitrato en el modelo cinético.....	106
Figura 49: Efecto de la variación de la constante de la luz K _I en el modelo cinético	107
Figura 50: Efecto de la variación de la irradiancia óptima I _{opt} en el modelo cinético	108

Figura 51: Efecto de la variación del coeficiente de transferencia de masa óptimo kLa_{opt} en el modelo cinético	109
Figura 52: Comparación entre el modelo cinético propuesto y los datos experimentales del crecimiento de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>	110
Figura 53: Representación gráfica de la operación del reactor de la propuesta 1	113
Figura 54: Representación gráfica de la operación del reactor de la propuesta 2	113
Figura 55: Relación entre el reflujo y el espacio-tiempo del fotobiorreactor propuesto	114
Figura 56: Código y valores utilizados en Berkeley-Madonna para ajustar el modelo térmico a los datos experimentales	115
Figura 57: Regresión lineal calculada en Excel para determinar el kLa a un flujo de 3.76×10^{-7} m^3/s de CO_2	121
Figura 58: Determinación del intervalo de confianza para el kLa a un flujo de CO_2 de 8.28×10^7 m^3/s utilizando Geogebra	130
Figura 59: Calculo del promedio y la desviación estándar para un conjunto de datos utilizando Excel	131
Figura 60: Modelo 2D del fotobiorreactor de flujo pistón (PFR) vertical (Dimensiones en metros)	132
Figura 61: Modelo 3D del fotobiorreactor de flujo pistón (PFR) vertical junto con sus sistemas auxiliares	133
Figura 62: Ficha técnica del fotobiorreactor de flujo pistón (PFR) vertical dimensionado para el Laboratorio de Operaciones Unitarias	134
Figura 63: Ficha técnica de las bombas dimensionadas para movilizar el flujo dentro del fotobiorreactor de flujo pistón (PFR) dimensionado para el Laboratorio de Operaciones Unitarias	135
Figura 64: Reporte generado con el contador de células Muse® para el Reactor 2 expuesto a una irradiancia promedio de 5027 lx el 20.06.20.....	136
Figura 65: Reporte generado con el contador de células Muse® para el Reactor 2 expuesto a una irradiancia promedio de 5027 lx el 23.06.20.....	137
Figura 66: Reporte generado con el contador de células Muse® para el Reactor 2 expuesto a una irradiancia promedio de 5027 lx el 26.06.20.....	138

Figura 67: Reporte generado con el contador de células Muse® para el Reactor 2 expuesto a una irradiancia promedio de 5027 lx el 29.06.20.....	139
Figura 68: Reporte generado con el contador de células Muse® para el Reactor 2 expuesto a una irradiancia promedio de 5027 lx el 02.07.20.....	140
Figura 69: Reporte generado con el contador de células Muse® para el Reactor 2 expuesto a una irradiancia promedio de 5027 lx el 05.07.20.....	141
Figura 70: Reporte generado con el contador de células Muse® para el Reactor 2 expuesto a una irradiancia promedio de 5027 lx el 08.07.20.....	142
Figura 71: Medición de salinidad utilizando el medidor Atago en el Reactor 1 con flujo de CO ₂ de 2.11x10 ⁻⁷ m ³ /s.....	143
Figura 72: Medición de salinidad utilizando el medidor Atago en el Reactor 2 con flujo de CO ₂ de 3.00x10 ⁻⁷ m ³ /s.....	143
Figura 73: Medición de salinidad utilizando el medidor Atago en el Reactor 3 con flujo de CO ₂ de 8.28x10 ⁻⁷ m ³ /s.....	144
Figura 74: Medición de la concentración de fosfatos utilizando el colorímetro HATCH para los cultivos con variación de flujo de CO ₂	144
Figura 75: Medición de la concentración de sulfatos utilizando el colorímetro HATCH para los cultivos con variación de flujo de CO ₂	145
Figura 76: Medición del pH del medio utilizando papel pH para los cultivos con variación de irradiancia	145

Resumen

Las microalgas han cobrado interés por la versatilidad de sus productos, como el aceite. Sin embargo, su producción a gran escala se ha limitado por la complejidad de su crecimiento microbiano. Por esto, el objetivo de esta investigación es proponer un fotobiorreactor a escala laboratorio para el cultivo anaeróbico de la microalga *Nannochloropsis oculata*. Para esto, se utilizó una técnica de dimensionamiento a partir del modelo cinético de la microalga considerando el efecto de la disponibilidad de nitrato, de la luz, el sustrato limitante y la transferencia de masa del CO₂. Posteriormente, se calculó el volumen del reactor a escala laboratorio, así como los balances de masa y energía y se seleccionaron los equipos auxiliares requeridos.

El modelo cinético fue ajustado a cuatro conjuntos de datos experimentales con variación de iluminación entre 3000 – 11700 lx y flujo de CO₂ entre 2.11 – 8.28x10⁻⁷ m³/s. Este fue utilizado para predecir el crecimiento microbiano de acuerdo con la tendencia esperada de la curva y con un error promedio del 20%. Empleando el modelo se dimensionó un fotobiorreactor de flujo pistón (PFR) por lotes con una relación de reflujo de 0.89 y un volumen de 521 L para una producción mensual de 10 L de aceite. El reactor estaría compuesto por 15 columnas verticales de 130 mm de diámetro exterior y 2.00 m de altura conectadas en serie, operando junto con los sistemas auxiliares necesarios para su funcionamiento.

I. Introducción

La capacidad de las microalgas para producir una gran variedad de productos útiles ha impulsado el desarrollo de nuevas tecnologías. Uno de los productos de interés son los lípidos para producción de biodiesel o aceite comestible (Chen, Wang, Qiu, & Ge, 2018).

Las microalgas son organismos unicelulares eucariotas que habitan ecosistemas acuáticos. Estas poseen cloroplastos, por lo que contribuyen con el 40% de la fotosíntesis mundial (Hasan & Chakrabarti, 2009). Estos microorganismos son capaces de producir lípidos para la protección de la membrana celular, como intermediarios durante la comunicación intercelular y para el almacenamiento de energía bajo condiciones de estrés como, por ejemplo, en ausencia de nitrógeno. Se estima que el contenido de lípidos se encuentra entre 20 a 50% del peso seco (Chen, *et al.*, 2018). El cultivo se realiza en un fotobiorreactor, el cual es un contenedor abierto o cerrado capaz de coleccionar luz natural o artificial para la producción de biomasa. Existen diferentes tipos de fotobiorreactores, de los cuales se utilizan comúnmente lagunas abiertas o fotobiorreactores tubulares con inyección de dióxido de carbono (Kunjapur & Eldridge, 2010).

El dimensionamiento del fotobiorreactor se realiza a partir del modelo cinético, el cual es una representación matemática del efecto de las condiciones de cultivo en el crecimiento de la microalga. Uno de los que se utilizan comúnmente es el de Contois, dado que considera el efecto simultáneo del sustrato limitante y la presencia de células en el medio. El modelo debe ser definido por medio de un estudio para evaluar la sensibilidad a la variación de las condiciones, como: la transferencia de masa del CO₂, la disponibilidad de la luz, la temperatura, el pH, etc. Este luego puede ser utilizado para calcular el volumen del reactor a partir de una producción deseada y definir su geometría, operación, sistemas auxiliares, entre otros (Tebanni, *et al.*, 2014).

Este trabajo de graduación tiene como objetivo proponer un fotobiorreactor a escala laboratorio para cultivar la microalga *Nannochloropsis oculata* de forma anaeróbica y producir biomasa que posteriormente podría ser utilizada para extraer aceite y utilizarlo en el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle. Por lo tanto, se presentará un estudio cinético que permitió dimensionar el fotobiorreactor, definir las condiciones de cultivo y seleccionar los equipos auxiliares. Asimismo, se presentará el balance de masa y energía del fotobiorreactor, así como los esquemas que representan gráficamente el sistema.

II. Objetivos

2.1. Objetivo general

Proponer un fotobiorreactor a escala laboratorio para cultivar microalgas en un medio anaeróbico, empleando técnicas de dimensionamiento que se basen en la cinética de crecimiento de la microalga.

2.2. Objetivos específicos

1. Determinar la influencia de las principales variables del cultivo sobre el crecimiento microbiano para generar un modelo cinético.
2. Estudiar el fenómeno de transferencia de masa del CO_2 calculando el coeficiente respectivo para incluirlo en el modelo cinético.
3. Establecer las condiciones de operación para la producción de microalgas a escala laboratorio que generen el mayor rendimiento de microorganismos.
4. Dimensionar el fotobiorreactor y proponer los principales equipos auxiliares necesarios para su operación en el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala, utilizando balances de masa y energía del crecimiento microbiano y técnicas de selección del equipo.

III. Justificación

Una de las principales ventajas del aceite de microalgas es su bajo impacto ambiental, dado que estos microorganismos pueden ser cultivados en tierra no agrícola como lagunas de aguas residuales. Se estima que las microalgas autótrofas pueden producir hasta 6000 gal/acre, en comparación con cultivos como la palma que produce 640 gal/acre o la *Jatropha*, con 192 gal/acre (Browne, *et al.*, 2010). Esto es de interés para Guatemala por ser un país productor de aceite de palma, cuyo cultivo ha sido cuestionado por presuntos sucesos que han provocado la pérdida de la biodiversidad (Barreto, 2018).

Además, las microalgas no generan un conflicto alimenticio dado que no son parte de la nutrición básica en Guatemala. Por el contrario, el maíz es un cultivo comúnmente utilizado para producir aceite comestible, pero únicamente contiene 4% en masa de aceite. Se estima que el consumo anual per cápita de maíz es de 110kg, por lo que la materia prima requerida para producir este aceite podría ser utilizada para alimentar a un guatemalteco (FAO, s.f.).

La limitante principal del cultivo de microalgas a gran escala es la complejidad de su crecimiento microbiano, dado que este depende de varios factores que deben ser controlados simultáneamente. Múltiples estudios demuestran que, utilizando la misma cepa, se pueden obtener resultados diferentes. Paes, *et al.* (2016) cultivaron la especie *Nannochloropsis oculata* a una iluminación de 350 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ y aireación obteniendo hasta un 33.7% (m/m) de lípidos. Por el contrario, Yao, *et al.* (2015) reportaron un 25% (m/m) de lípidos en *Nannochloropsis* al cultivarla a 53 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ y con aire enriquecido en CO_2 .

Por lo tanto, fue necesario realizar un estudio cinético para definir las condiciones de operación y el volumen del fotobiorreactor a escala laboratorio que pudiera ser instalado en el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala. Esto representaría el primer paso en el proceso de escalamiento de producción de biomasa de microalga, la cual podría ser posteriormente tratada para extraer el aceite. De esta manera, el aceite podría ser utilizado como materia prima para la producción de biodiesel en la planta del Laboratorio, posicionando a la universidad como la primera en Latinoamérica en comercializar biodiesel de aceite de microalgas.

IV. Marco teórico

4.1. Algas

4.1.1. Definición

Las algas pertenecen a un grupo diverso de organismos acuáticos del reino vegetal que se caracterizan por realizar fotosíntesis para adquirir los nutrientes necesarios para crecer y reproducirse. Dependiendo del número de células y del tamaño que pueden alcanzar, se dividen en dos grupos: microalgas y macroalgas. Las microalgas, como *Chlorella*, son unicelulares y de tamaños microscópicos. Por el contrario, las macroalgas, como el kelp, pueden llegar a longitudes hasta de 50m y son multicelulares (Hasan & Chakrabarti, 2009).

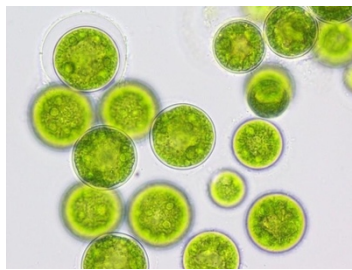


Figura 1: Conjunto de células de *Nannochloropsis oculata* observadas bajo un microscopio.

Fuente: Galina, *et al.*, 2018.

4.1.2. Características generales de las microalgas

Las microalgas son organismos unicelulares acuáticos, cuyo tamaño suele estar entre 1 a 50 micrómetros. Este grupo consiste en cianobacterias procariontas y algas eucariotas. Uno de sus organelos más importantes es el cloroplasto, donde se almacena la clorofila para la fotosíntesis. Estos organismos contribuyen al 40% de la fotosíntesis global (Yao, Gerde, Lee, Wang, & Harrata, 2015).

Uno de sus compuestos bioquímicos de interés son los lípidos, los cuales tienen distintas funciones en la célula, como: formación de una barrera permeable en la membrana celular, almacenamiento de energía, como intermediarios en las rutas de comunicación intercelular, entre otros. Los lípidos en las microalgas se pueden clasificar en dos grupos: lípidos apolares o neutros (triglicéridos TAG y ácidos grasos libres FFA) y lípidos polares (ésteres metílicos de ácidos grasos FAME). El contenido total de estas biomoléculas puede variar entre 20 – 50% del peso seco (Chen, Wang, Qiu, & Ge, 2018).

Bajo condiciones de cultivo desfavorables, las microalgas interrumpen el catabolismo de los lípidos y los acumulan como fuentes de energía, con el fin de regular los procesos celulares

necesarios para su sobrevivencia. Por lo tanto, para aumentar el rendimiento de producción de lípidos, es necesario tomar en cuenta los factores que causan estrés en las microalgas durante su crecimiento. Entre estos, se puede mencionar la ausencia de nitrógeno en el medio (Kong, Torres, Warakanont, & Li-Beisson, 2018).

Chen & Jiang (2017) condujeron un estudio en la especie *N. oleoabundans*, en el cual descubrieron que durante la privación de nitrógeno se da una modificación en los genes que codifican los dobles enlaces en los ácidos grasos. Esto conlleva a la sobreexpresión de los genes que producen lípidos y triglicéridos. Además, determinaron que este proceso es una respuesta al estrés porque libera el transporte de electrones fotosintéticos sobrerreducidos para la prevención de la producción de oxígeno en exceso (Chen & Jiang, 2017).

4.1.3. Metabolismo microbiano

Los microorganismos requieren tanto carbono como hidrógeno para crecer y multiplicarse. Estos pueden obtener ambos átomos de fuentes orgánicas o inorgánicas. El hidrógeno no suele ser tan crítico para el crecimiento, pero el carbono sí. Este último se puede obtener en forma de CO₂, como fuente inorgánica, o azúcares, como la glucosa. Dependiendo de qué fuente obtenga el carbono, el microorganismo se puede dividir en: fotoautótrofo, heterótrofo o mixótrofo (Liu, 2017).

a. Crecimiento fotoautótrofo

Los microorganismos fotoautótrofos son aquellos que llevan a cabo reacciones fotosintéticas para sobrevivir, por lo que no dependen de ningún otro microorganismo productor. En una reacción fotosintética, el dióxido de carbono reacciona con el agua por medio de luz como catalizador para formar oxígeno molecular y glucosa. Esta última es la que se emplea para el resto del metabolismo del ser vivo. Los fotoautótrofos son capaces de fijar el CO₂, es decir, capturarlo por medio de un conjunto de reacciones conocidas como Ciclo de Calvin y catalizadas por la enzima RuBisCo o rubilosa-1,5-bifosfato carboxilasa (Liu, 2017).

En la primera fase, conocida como fase luminosa, la luz es capturada y convertida en energía bioquímica en forma de ATP y agentes reductores (NADPH). Los hidrógenos de las moléculas de agua son removidos y se utilizan para reducir NADP⁺, dejando como producto oxígeno molecular. En la siguiente fase, conocida como fase oscura, el ATP y el NADPH que se formaron previamente se utilizan para reducir el CO₂ y producir glucosa. En el caso de las algas, las cuales son microorganismos eucariotas, la fotosíntesis se lleva a cabo en los cloroplastos (Liu, 2017).

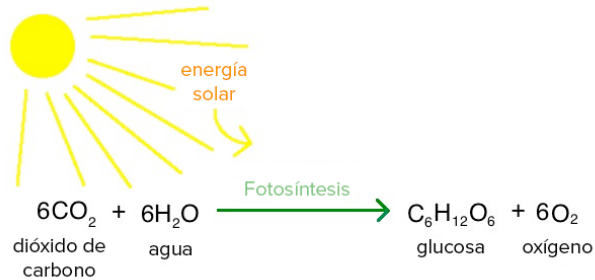


Figura 2: Reacción estequiométrica del proceso de fotosíntesis en las microalgas

Fuente: Fowler, *et al.*, 2013.

b. Crecimiento heterótrofo

El crecimiento heterótrofo se da cuando el microorganismo no puede fijar el CO_2 , por lo que lo obtiene de compuestos orgánicos. Las fuentes típicas pueden ser: glucosa, glicerol o acetato (Ma, Chen, Yang, & Liu, 2016).

Existen microalgas capaces de intercambiar entre un crecimiento autótrofo y uno heterótrofo, dependiendo de la disponibilidad de la luz. Sin embargo, la principal limitante para el crecimiento heterótrofo es la membrana citoplásmica de las microalgas. Esto se debe a que la asimilación del compuesto orgánico dependerá de la permeabilidad de la membrana (Morales-Sánchez, *et al.*, 2014).

Además, para que el proceso se lleve a cabo la microalga debe poseer sistemas de transporte efectivos en forma de proteínas unidas a la membrana. Esto requiere consumo de energía para la síntesis de la proteína y posterior transporte del compuesto orgánico. Estudios han encontrado que la especie *Chlorella kessleri* posee un sistema de transporte activo de glucosa que puede ser inducido (Morales-Sánchez, *et al.*, 2014), mientras que *Nannochloropsis sp.* puede crecer por medio de glucosa en concentraciones máximas de 15g/L (Ma, *et al.*, 2016).

c. Crecimiento mixótrofo

El crecimiento mixótrofo se da en aquellos organismos que son capaces de fijar el CO_2 y asimilarlo de fuentes orgánicas. Este tipo de crecimiento se ha propuesto como una solución a la fotoinhibición que ocurre durante el cultivo de microalgas por la densidad de la biomasa que impide que la luz alcance todas las células del medio. Por lo tanto, implica agregar una fuente de carbono, como la glucosa, al medio para que los microorganismos puedan utilizarlo en momentos donde no tienen suficiente luz incidente (Ma, *et al.*, 2016).

4.2. *Nannochloropsis* sp.

La microalga *Nannochloropsis* sp. es un organismo marino unicelular de la familia Eustigmatacea. Se conocen 6 especies: *N. gatidana*, *N. oculata*, *N. salina*, *N. oceánica*, *N. limnetica* y *N. granulata*. Tiene una forma esférica y su diámetro varía entre 2 a 8 micrones (Ma, *et al.*, 2016).

Esta microalga es de interés por su alto contenido lipídico y rápido crecimiento debido a su sistema fotosintético eficiente. El contenido de lípidos varía entre 37 a 60% (m/m) base seca en contraste con otras microalgas, como: *Spirulina platensis* (7.6-8.2%), *Dunaliella salina* (23%) y *Scenedesmus obliquus* (12-14%) (Ma, *et al.*, 2016).

En condiciones adecuadas de crecimiento, esta microalga sintetiza ácidos grasos poliinsaturados para la esterificación de lípidos utilizados en la membrana celular. Por el contrario, bajo condiciones de estrés se producen y acumulan principalmente lípidos neutros o triglicéridos. A una iluminación de alrededor de 100 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, con salinidades inferiores a 2.5% y nutrientes suficientes se promueve la producción de biomasa y de ácido eicosapentanoico (EPA), el cual forma parte del Omega 3. Mientras que, a una iluminación mayor, salinidades superiores a 3.5% y escasez de nutrientes se reduce la producción de biomasa, pero se acumulan lípidos en mayor cantidad (Ma, *et al.*, 2016).

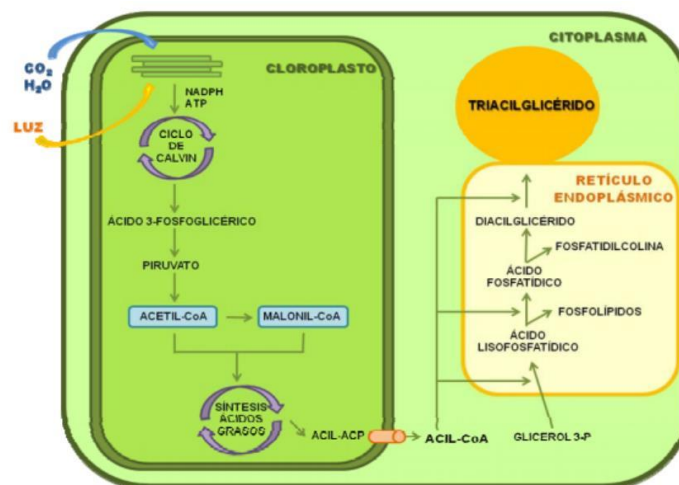


Figura 3: Ruta metabólica para la producción de lípidos en microorganismos fotosintéticos

Fuente: Cargua, 2015

Cuadro 1: Rangos de tolerancia de la microalga *Nannochloropsis sp.* a diferentes condiciones

Condición	Rango de tolerancia, valor recomendado	Fuente
Salinidad	1 – 3.5 %, 2.5 %	Ma, <i>et al.</i> , 2016
Temperatura	15 – 30 °C, 22 °C	Tamburic, <i>et al.</i> , 2014
pH	7.5 – 8.5, 8.5	Khatoon, <i>et al.</i> , 2014
Iluminación	53 – 331 $\mu\text{mol/m}^2\text{s}$	Suda & Miyashita, s.f.

Cuadro 2: Composición elemental en base seca de la microalga *Nannochloropsis sp.*

Elemento	% (m/m) base seca
Carbono	43.3
Hidrógeno	6.0
Oxígeno	25.1
Nitrógeno	6.4
Fósforo	3.63
Azufre	0.5

Fuente: Brown, *et al.*, 2010.

4.3. Condiciones de cultivo

4.3.1. Temperatura

La temperatura tiene un impacto importante en la regulación fisiológica y morfológica del microorganismo. Variaciones en la temperatura pueden alterar la estructura celular, especialmente el volumen. Por lo tanto, incrementos de temperatura podrían provocar una expansión del volumen hasta sobrepasar un límite en el cual la célula podría explotar y morir (Kumar, *et al.*, 2010).

El rango adecuado comúnmente observado en microalgas es de 15 a 26°C. Sin embargo, este rango es específico para cada cepa por lo que se debe estudiar la relación entre la temperatura y el crecimiento microbiano (Kumar, Dasgupta, Nayak, Lindblad, & Debabrata, 2011).

Otro aspecto importante es que la temperatura del medio de cultivo influye en la transferencia de masa del CO₂. Debido a que el proceso involucra la absorción de un gas, este se verá beneficiado por una disminución de la temperatura para aumentar su solubilidad. Sin embargo, incrementos de temperatura podrían disminuir la difusión del CO₂ y, por lo tanto, la capacidad de biofijación de la microalga (Kumar, *et al.*, 2011).

4.3.2. Iluminación

Las microalgas requieren iluminación para obtener la energía necesaria para realizar la fotosíntesis. La iluminación puede ser tanto natural como artificial, siempre y cuando reciban la energía mínima requerida (Vasumathi, Premalatha, & Subramanian, 2012)

La fracción de la luz en el rango de 400 a 700nm que puede ser utilizada por las microalgas se conoce como radiación activa fotosintética o PAR por sus siglas en inglés. De la energía del Sol que incide en la tierra, 45% se define como PAR. Además, se utiliza la densidad de flujo de fotones (PFD) para expresar la energía de la luz (Vasumathi, *et al.*, 2012).

La iluminación es crítica porque existe un límite a partir del cual se provoca fotoinhibición, en el cual las células se saturan de luz y disipan el exceso en forma de calor. Esto puede provocar un aumento en la temperatura del medio que puede resultar en la muerte de las células (Kunjapur & Eldridge, 2010). Por esta razón, se recomienda utilizar periodos de luz y oscuridad. Esto permite que, durante los periodos de oscuridad, las células puedan regenerarse de cualquier daño causado por la intensidad luminosa. Generalmente, se recomienda utilizar 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad (Vasumathi, *et al.*, 2012).

La geometría del fotobiorreactor es también un factor influyente para la correcta distribución de la luz a través del cultivo. Cuando esta penetra en el reactor, las microalgas absorben una fracción para convertirla en energía química (Molina, Fernández, Ación, & Chisti, 2000). Este proceso de absorción se describe por medio de la ley de Beer-Lambert:

$$I(z) = I_0 e^{-\alpha X z}$$

Ecuación 1: Ley de Beer-Lambert. Donde I_0 representa la luz incidente, α el coeficiente de extinción de la microalga, X la densidad celular y z la profundidad del reactor. Fuente: Molina, *et al.*, 2000.

Debido a que experimentalmente es difícil medir la penetración de la luz a cierta profundidad del reactor se desarrolló una modificación de la Ley de Beer-Lambert que considera la distribución promedio de la luz dentro del reactor (Molina, *et al.*, 2000).

$$I_{avg} = \frac{I_0}{\alpha X \phi_{eq}} (1 - e^{-\alpha X \phi_{eq}})$$

Ecuación 2: Distribución promedio de la luz en el reactor. Donde ϕ_{eq} representa la distancia del paso de la luz desde la superficie incidente hasta cualquier parte del reactor. Fuente: Molina, *et al.*, 2000.

En el caso de los reactores tubulares con exposición directa al sol, el paso de la luz dependerá del diámetro del reactor y el ángulo de declinación del sol con respecto a la vertical (Molina, *et al.*, 2000).

$$\phi_{eq} = \frac{\phi}{\cos(\theta)}$$

Ecuación 3: Paso de la luz en un reactor expuesto al sol. Donde ϕ representa el diámetro del reactor y θ el ángulo de declinación del sol. Fuente: Molina, *et al.*, 2000.

4.3.3. Agitación

La magnitud del mezclado en un reactor influye en el crecimiento de las algas. Esto se debe a que el mezclado mejora la productividad al aumentar la frecuencia con la cual las células son expuestas a la luz o a la oscuridad dentro del recipiente. Además, promueve la turbulencia del fluido y por ende aumenta la transferencia de masa del CO₂ y los nutrientes (Kunjapur & Eldridge, 2010).

No obstante, una agitación muy vigorosa podría causar un estrés cortante capaz de dañar la estructura celular de las microalgas, disminuyendo la productividad. Los sistemas que comúnmente se utilizan son:

- i. Bombeo: buena eficiencia de mezclado, pero baja transferencia de masa.
- ii. Agitación mecánica: buena eficiencia de mezclado y transferencia de masa, pero estrés hidrodinámico.
- iii. Agitación por burbujeo: excelente eficiencia de mezclado y transferencia de masa con estrés hidrodinámico reducido.

(Tebanni, Lopes, Filali, Dumur, & Pareau, 2014)

4.3.4. Sustratos

El CO₂ es la fuente de carbono que permite que la fotosíntesis se lleve a cabo. El equilibrio de CO₂ disuelto en agua conlleva a la presencia de tres compuestos: carbonatos, bicarbonatos y ácido carbónico. Es por esto que en conjunto se conocen como carbono inorgánico total (TIC). Es

importante regular el flujo de CO₂ debido a que un exceso podría disminuir el pH e inhibir el crecimiento (Sobczuk, Camacho, Rubio, Ación, & Molina, 2000).

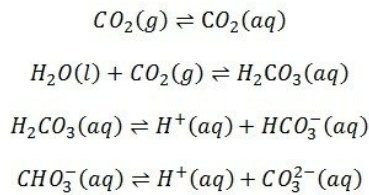


Figura 4: Equilibrio químico de la disolución de dióxido de carbono en agua
Fuente: Angewandte Chemie International Edition, 2011

La fijación de CO₂ requiere una relación de 1.65 a 1.83 gramos de CO₂ por cada gramo de biomasa seca. Es importante que el reactor permita un tiempo de residencia suficiente para que el CO₂ pueda disolverse adecuadamente. Esto dependerá de la altura de la columna, la temperatura y la turbulencia del fluido. También se ha considerado utilizar gases de procesos industriales que contienen CO₂ y usualmente son liberados a la atmósfera. Esto permitiría que las microalgas consuman el dióxido de carbono y que este no se convierta en un contaminante atmosférico más (Kunjapur & Eldridge, 2010)

Otro sustrato importante es el nitrógeno. Su contenido es alrededor de 7% (m/m) base seca y es utilizado en la mayoría de rutas metabólicas. Un aumento de nitrógeno promueve una mayor productividad protéica y mayor crecimiento microbiano. Sin embargo, el contenido de lípidos se reduce dado que estos se producen en condiciones de estrés. Por lo tanto, es importante encontrar un balance entre un consumo adecuado de nitrógeno para el crecimiento microbiano, pero que a la vez genere mayor cantidad de lípidos (Alcaine, 2010).

El fósforo está presente en 1% (m/m) base seca y una deficiencia influye en la actividad enzimática de la enzima RuBisCo, la cual es utilizada para fijar el CO₂. Debido a que este puede formar precipitados con iones metálicos, es necesario agregarlo en exceso al medio de cultivo (Tebbani, *et al.*, 2014).

El microorganismo obtiene dichos sustratos, así como otros reactivos importantes, del medio de cultivo, el cual puede ser sólido (agar) o líquido. La reproducción de las microalgas se realiza en medios de cultivo líquidos. Los que comúnmente se utilizan para la *Nannochloropsis sp.* son: el medio de Conway, el medio Guillard f/2, Sato, Walne, Bold Basal, etc. Dichos medios varían en concentración de reactivos y en fuentes de sustratos. En el caso de la *Nannochloropsis oculata* se

observó un crecimiento apropiado en el medio de cultivo de Walne y f/2 (Malakootian, Hatami, Dowlatshahi & Rajabizadeh, 2015).

Cuadro 3: Concentración final de los reactivos principales en el medio de cultivo Guillard f/2

Reactivos	Concentración final en el medio (M)
NaNO ₃	8.82x10 ⁻⁴
NaH ₂ PO ₄	3.62x10 ⁻⁵
Na ₂ CO ₃	1.06x10 ⁻⁴
CuSO ₄	3.93x10 ⁻⁸
ZnSO ₄	7.65x10 ⁻⁸
Vitamina B1	2.96x10 ⁻⁷
Vitamina H	2.05x10 ⁻⁹
Vitamina B12	3.69x10 ⁻¹⁰

Fuente: Guillard, 1975

4.3.5. pH

La concentración del medio depende de la cantidad de CO₂ disuelto para la fotosíntesis. Debido a que este reacciona con el medio acuoso para formar ácido carbónico, el pH tiende a disminuir con el tiempo y esto podría inhibir el crecimiento. Por lo tanto, es recomendable agregar una solución buffer para regular el pH dentro del rango óptimo según la especie de microalga (Kunjapur & Eldridge, 2010).

4.3.6. Salinidad

Las microalgas pueden clasificarse por especies de agua dulce, salada o tolerantes a ambos ambientes. La pared celular de la microalga debe ser resistente a los cambios osmóticos que se generan por el gradiente de concentración. Se ha observado que un medio salado promueve un aumento de lípidos en las algas o mayor cantidad de carotenoides en especies como *Dunalliella*. Sin embargo, altas concentraciones pueden conducir a inhibición total de la actividad fotosintética (Lu, Torzilla, & Vonshak, 1999).

4.4. Cinética de crecimiento

4.4.1. Crecimiento microbiano

El crecimiento microbiano suele darse en un cultivo batch, lo cual implica que las condiciones de cultivo varían con el tiempo. Por lo tanto, es necesario monitorear las concentraciones de biomasa o de sustrato para ver sus cambios con el tiempo.

Debido a que en el cultivo por lotes no hay una regeneración de nutrientes, las células los consumen hasta que se agotan. Esto conlleva a fases durante el crecimiento donde las células se enfrentan a un medio más hostil hasta que finalmente mueren. Otro fenómeno ocurre cuando las células generan productos que, conforme van concentrándose en el medio, se vuelven tóxicos para el microorganismo. De esta manera, también llegan a una fase de desaceleración del crecimiento hasta que finalmente mueren.

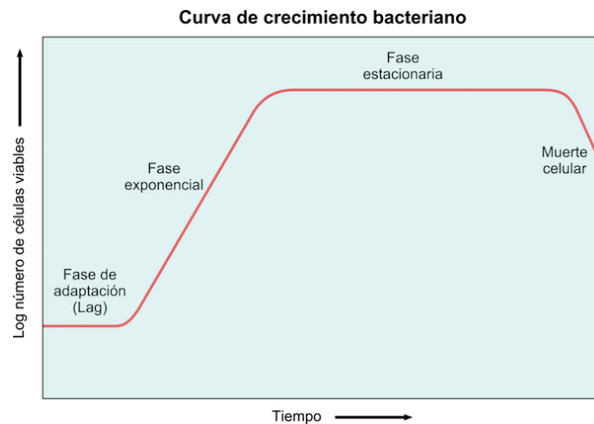


Figura 5: Fases de crecimiento comúnmente observadas durante el crecimiento microbiano por lotes

Fuente: López, 2016

4.4.2. Fases del crecimiento microbiano

a. Latencia o adaptación (Lag)

Durante esta fase, las células deben adaptarse al nuevo ambiente dentro del cual se encuentran. Por lo tanto, deben reorganizar sus componentes moleculares por medio de la generación de nuevas enzimas que les permitan acostumbrarse a las condiciones. La biomasa puede aumentar ligeramente sin provocar un aumento en la densidad celular (Liu, 2017).

En los procesos industriales se busca reducir la fase de adaptación para ahorrar costos. Algunos factores que alargan esta fase pueden ser: pocos nutrientes en el medio, células dañadas que deben

repararse previo al consumo de nuevos nutrientes, un cambio severo en el medio de cultivo, etc (Liu, 2017).

Además, es posible ver varias fases lag en la curva de crecimiento cuando existe más de un sustrato en el medio. Esto se debe a que el microorganismo tendrá preferencia por uno de los sustratos y lo consumirá hasta que se agote. Luego de esto, deberá generar nuevas enzimas para poder consumir el nuevo sustrato. Esto se conoce como crecimiento diauxico (Liu, 2017).

b. Exponencial

Es la fase de crecimiento máximo, debido a que las células ya se ajustaron al medio y se pueden multiplicar a una razón muy veloz. Se le da este nombre a la fase porque la biomasa y la densidad celular aumentan de forma exponencial y también se conoce como crecimiento balanceado debido a que la razón de crecimiento es constante y máxima (Liu, 2017).

Usualmente se prefiere hacer un nuevo cultivo empleando un inóculo que se encuentre en la fase exponencial. De esta manera, se reduce considerablemente la fase lag y el tiempo para que el proceso se lleve a cabo es menor (Liu, 2017).

c. Desaceleración

En esta fase, la razón con la cual crecen los microorganismos empieza a reducirse debido a una disminución de los nutrientes en el medio o la acumulación de productos tóxicos para el microorganismo. Por consiguiente, se conoce como crecimiento desbalanceado porque la razón varía con el tiempo y la célula busca adaptarse al ambiente más hostil (Liu, 2017).

d. Estacionaria

Una vez termina la fase de desaceleración, una parte de los microorganismos comienza a morir. Esto conlleva a la fase estacionaria, donde la razón de crecimiento es igual a la de muerte. Por lo tanto, la concentración de biomasa total permanece constante, pero el número de células viables disminuye. Además, el estrés puede provocar la lisis de ciertas células, liberando compuestos químicos al medio que pueden ser utilizados por otras células para sobrevivir. Otra característica es que durante esta fase la energía para el mantenimiento de la célula se vuelve prioritaria (Liu, 2017).

e. Muerte

En esta fase, la razón de muerte de las células es mayor que la de crecimiento. Se debe principalmente a que se agotaron todos los nutrientes en el medio y la toxicidad aumentó por la presencia de otros productos. Es posible reestablecer el cultivo si las células se transfieren a un medio rico en nutrientes. Sin embargo, tomar un inóculo en esta fase ocasionará una fase de adaptación mucho más larga en el nuevo cultivo (Liu, 2017).

4.4.3. Definiciones

El crecimiento microbiano se describe comúnmente por medio del siguiente conjunto de ecuaciones:

$$r_x = \frac{dX}{dt} \text{ y } r_s = -r_x = \frac{dS}{dt}$$

Ecuación 4: Ecuaciones diferenciales que describen el crecimiento y el consumo de sustrato.

Donde X representa la concentración de biomasa, S la concentración de sustrato, dX/dt y dS/dt las variaciones de concentración con respecto al tiempo. Fuente: Lee, 2009.

La velocidad de crecimiento r_x representa el cambio de concentración de biomasa con respecto al tiempo, mientras que la velocidad de división se refiere a la razón de división de las células por unidad de tiempo (Lee, 2009).

$$\bar{\delta} = \frac{n}{t} ; \delta = \frac{d \log_2 X}{dt}$$

Ecuación 5: Velocidad de división promedio e instantánea. Donde n representa el número de poblaciones y t el tiempo transcurrido. Fuente: Lee, 2009.

Un cultivo microbiano con un crecimiento balanceado sigue el mismo comportamiento que una reacción autocatalítica de primer orden (Lee, 2009). Por lo tanto, la velocidad de crecimiento puede ser descrita de la siguiente manera:

$$r_x = \frac{dX}{dt} = \mu X$$

Ecuación 6: Velocidad de crecimiento. Donde μ representa la velocidad específica de crecimiento y X la concentración de biomasa. Fuente: Lee, 2009.

$$\mu = \frac{1}{X} \frac{dX}{dt} = \frac{d \ln X}{dt}$$

Ecuación 7: Velocidad específica de crecimiento. Donde X la concentración de biomasa y dX/dt es la velocidad de crecimiento celular. Fuente: Lee, 2009

La velocidad específica de crecimiento μ se refiere al cambio del logaritmo natural de la concentración celular con respecto al tiempo. Esta permanece constante durante la fase exponencial, mientras que la velocidad de crecimiento varía (Lee, 2009).

En los siguientes incisos se describen diferentes modelos cinéticos que comparten algunas constantes. Una de estas es la velocidad específica de crecimiento máxima μ_{\max} que ocurre durante la fase exponencial, dado que la velocidad de crecimiento incrementa rápidamente hasta un punto máximo y luego decrece durante la fase estacionaria. Otra constante importante es la constante de afinidad del sustrato K_S , también conocida como constante de saturación media, que se define como la concentración de sustrato disponible cuando la velocidad específica de crecimiento es la mitad de μ_{\max} . K_S tiene una relación inversa con la afinidad entre el microorganismo y el sustrato. Entre mayor sea el valor de K_S , menor será la afinidad hacia el sustrato evaluado y viceversa (Lee, 2009).

Adicionalmente, el crecimiento microbiano se relaciona con el consumo de sustrato por medio del rendimiento $Y_{X/S}$.

$$Y_{X/S} = \frac{dX}{dS}; \frac{dS}{dt} = -\frac{\mu X}{Y_{X/S}}$$

Ecuación 8: Rendimiento de células con respecto a sustrato y relación con el consumo de sustrato.

Donde $Y_{X/S}$ es el rendimiento, $\frac{dX}{dS}$ es la relación entre la biomasa generada y el sustrato consumido y $\frac{dS}{dt}$ es la velocidad de consumo de sustrato. Fuente: Lee, 2009.

4.4.4. Modelos cinéticos

Un modelo cinético es una expresión matemática que relaciona las variables que influyen en el crecimiento microbiano. Para describir apropiadamente la cinética es necesario que el modelo considere los parámetros de cultivo, como: la luz disponible, el sustrato limitante, las variaciones de pH y temperatura, etc. (Tebanni, *et al.*, 2014).

La velocidad específica de crecimiento puede ser descrita utilizando diferentes modelos que ya han sido validados y son comúnmente utilizados. Algunos de estos son:

Cuadro 4: Modelos cinéticos utilizados para describir la velocidad específica de crecimiento microbiano

Nombre	Modelo	Descripción
Monod	$\mu = \frac{\mu_{max}S}{K_S + S}$	Modelo más utilizado por su simplicidad y por considerar el efecto del sustrato limitante en el crecimiento microbiano.
Contois	$\mu = \frac{\mu_{max}S}{K_S * X + S}$	Este modelo contempla el efecto simultáneo del sustrato limitante y la concentración de células en el crecimiento. Suele utilizarse para describir cultivos de microorganismos fotosintéticos, dado que la concentración celular disminuye la penetración de la luz en el sistema.
Haldan	$\mu = \frac{\mu_{max}S}{K_S + S + \frac{S^2}{K_I}}$	Es un modelo complementario al de Monod que introduce el efecto de la inhibición del sustrato. K_I representa la constante de inhibición y es igual a la concentración de sustrato que inhibe el crecimiento.

Fuente: Tebanni, *et al.*, 2014

Existen otros modelos desarrollados específicamente para cultivos de microalgas, los cuales consideran los parámetros básicos del crecimiento, como: la luz y la transferencia de masa. Estos diferentes modelos pueden ser combinados para describir con una alta precisión el crecimiento de las microalgas bajo diferentes condiciones (Tebanni, *et al.*, 2014).

Cuadro 5: Modelos cinéticos que consideran el efecto de diferentes condiciones en el crecimiento

Condición	Modelo	Descripción de los parámetros
Intensidad luminosa disponible por célula	$\mu = \frac{\mu_{max}E}{K_E + E}$	E representa la intensidad luminosa disponible por célula (mmol/10 ⁹ células*s) y K _E la constante de saturación media para la luz.
Luz promedio en el reactor	$\mu = \mu_{max} \left(\frac{I_{avg}}{I_{opt}} \right) e^{(1 - \frac{I_{avg}}{I_{opt}})}$	I _{avg} representa la luz promedio disponible dentro del reactor (mmol/m ² *s) e I _{opt} se refiere a la luz promedio cuando $\mu = \mu_{max}$.
Transferencia de masa del CO ₂	$\mu = \mu_{max} \left(\frac{kLa}{kLa_{opt}} \right)^h$	kLa representa el coeficiente volumétrico de transferencia de masa, kLa _{opt} cuando $\mu = \mu_{max}$ y h es una constante adimensional empírica.

Fuente: Tebanni, *et al.*, 2014

$$E = \frac{(I_{in} - I_{out})A_r}{VX}$$

Ecuación 9: Intensidad luminosa disponible por célula. Donde I_{in} e I_{out} representan la intensidad luminosa entrante y saliente del reactor (mmol/m²*s), A_r el área superficial sobre la cual incide la luz (m²), V el volumen efectivo del reactor (m³) y X la concentración celular (10⁹ células/L).

Fuente: Tebanni, *et al.*, 2014.

4.5. Fotobiorreactor

4.5.1. Definición

Ting, *et al.* definen un fotobiorreactor como un sistema abierto, cerrado o semicerrado capaz de utilizar una fuente de luz artificial o natural para la producción de biomasa a partir de microorganismos fotosintéticos. Los sistemas abiertos son lagunas abiertas, mientras que los cerrados pueden ser: fotobiorreactores tubulares, de placa plana y de columna vertical (Ting, *et al.*, 2017).

4.5.2. Tipos de fotobiorreactor

a. Laguna abierta

Las lagunas para el cultivo de microalgas suelen ser artificiales, dado que esto facilita el control de las condiciones. Las formas más comunes son lagunas circulares o rectangulares con extremos ovalados. La profundidad debe ser tal que permita la penetración adecuada de la luz en el medio, facilite el mezclado y evite que la evaporación del agua provoque grandes variaciones (Kunjapur & Eldridge, 2010).

Los valores de profundidad pueden variar entre 20 a 50 centímetros y los diámetros de las lagunas circulares se encuentran entre 40 y 50 metros. Para el mezclado, se pueden utilizar sistemas rotatorios con rastrillos en el caso de las lagunas circulares y ruedas de paleta para las lagunas rectangulares, las cuales se colocan en la superficie para evitar la sedimentación de la biomasa (Ting, *et al.*, 2017).

Estos fotobiorreactores tienen la ventaja de que su construcción es de bajo costo, son fáciles de limpiar y pueden producir en masa. Sin embargo, al estar abiertos al ambiente, son propensos a contaminación y a ataques de depredadores, como las aves. Además, requieren de una fuente constante de agua porque esta se evapora con facilidad, el dióxido de carbono se difunde al ambiente y la distribución de la luz no es equitativa por provenir de una sola dirección (Ugwu, *et al.*, 2008).



Figura 6: Laguna abierta rectangular con rueda de paleta

Fuente: Ugwu, *et al.*, 2008.

b. Fotobiorreactor tubular

El material utilizado para la construcción de un fotobiorreactor tubular suele ser vidrio o plástico transparente y el arreglo puede ser horizontal, vertical o inclinado. Para mezclar y airear el cultivo se pueden utilizar sistemas mecánicos de agitación o sistemas de burbujeo controlado (Ugwu, *et al.*, 2008).

Su principal ventaja es que posee una gran área superficial, la cual permite la distribución adecuada de la iluminación en todo el reactor. Por esta razón, su eficiencia fotosintética suele ser mayor con respecto a los de placa plana. Entre sus desventajas, se pueden mencionar: la dificultad para controlar la temperatura en el sistema, adherencia del cultivo a las paredes y limitaciones de tamaño al escalar el proceso (Ugwu, *et al.*, 2008).

c. Fotobiorreactor de columna de burbuja

Es un tipo de fotobiorreactor tubular vertical que emplea burbujeo a través de un tubo burbujeador. Este proceso funciona como mecanismo de mezclado, para garantizar que todo el cultivo reciba una porción adecuada de luz y para remover el oxígeno producido por la fotosíntesis. Su diámetro no debe exceder los 20 centímetros, de lo contrario se reduce la disponibilidad de la luz, y su altura máxima es de 4 metros (Sánchez Mirón, *et al.*, 2000).

El burbujeo evita la necesidad de sistemas con piezas móviles, las cuales pueden causar estrés cortante en el cultivo y dañarlo o contaminarlo. Además, el arreglo vertical disminuye la fotoinhibición y su construcción ocupa una menor área superficial (Kunjapur & Eldridge, 2010). No obstante, el tamaño de las burbujas puede disminuir la transferencia de masa (Singh & Sharma, 2012).

d. Fotobiorreactor de puente aéreo

Poseen dos regiones interconectadas dentro del sistema: una donde se burbujea el cultivo conocida como tubo de subida y otra donde circula el medio sin gas llamada bajante. El tubo de subida funciona igual que un fotobiorreactor de columna de burbuja, ya que existe un tubo en el extremo inferior de donde salen burbujas que se elevan a través del medio. En la parte superior existe una zona de separación donde se remueve el gas y el medio de cultivo desciende por el bajante (Singh & Sharma, 2012).

De esta manera, se genera un patrón de mezclado circular que hace que el cultivo pase por zonas de luz y oscuridad constantemente. A esto se le conoce como efecto de luz intermitente, lo cual aumenta la eficiencia fotosintética. Al igual que el de columna de burbuja, no posee partes móviles que dañen o contaminen el cultivo. Sin embargo, estos equipos están limitados por sus estructuras complejas, las cuales no permiten escalarlos para procesos industriales sin altos costos (Singh & Sharma, 2012).

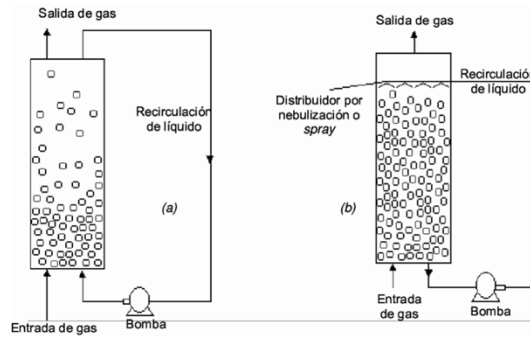


Figura 7: Comparación entre un fotobiorreactor de puente aéreo y de columna de burbuja

Fuente: Singh & Sharma, 2012

e. Fotobiorreactor tubular horizontal

Se arreglan de forma paralela y horizontal, conectados en los extremos por colectores. Esta orientación es apropiada para la captación de luz solar, por lo que tienen mayores eficiencias de conversión de la luz. No obstante, son propensos a acumular el oxígeno producido en la fotosíntesis. Asimismo, requieren potencias de hasta $2000\text{W}/\text{m}^3$ en comparación con los $50\text{W}/\text{m}^3$ que requieren los verticales porque manejan velocidades lineales altas para mantener un flujo turbulento (Singh & Sharma, 2012).

f. Fotobiorreactor de tanque agitado

Este tipo es el más convencional, tiene forma cilíndrica y emplea un sistema mecánico de agitación por medio de impulsores insertados de forma céntrica, inclinada o excéntrica. En su interior posee deflectores, los cuales se utilizan para evitar la formación de vórtices (Singh & Sharma, 2012).

Con el objetivo de utilizarlo como fotobiorreactor, ha sido acoplado con un sistema de iluminación externo o interno. En caso de que sea externo, el reactor debe ser de vidrio para permitir la penetración de la luz. Por el contrario, si se utiliza un sistema interno entonces el reactor puede estar hecho de metal. Para esto, se puede utilizar fibra óptica, aunque suele ser muy costosa. Por lo tanto, es más económico utilizar luces que puedan ser adheridas a las paredes o que se introduzcan en el medio sin ser dañadas por los impulsores (Ogbonna, *et al.*, 1996).

Su principal desventaja es su baja área superficial con respecto al volumen de trabajo, lo cual disminuye la eficiencia fotosintética. Además, los agitadores son propensos a contaminación y si no se controla adecuadamente su velocidad, pueden dañar las células. A pesar de esto, es la tecnología más desarrollada y más empleada, por lo que sus costos de operación y construcción son menores que los de otros fotobiorreactores (Ogbonna, *et al.*, 1996).

4.6. Diseño del reactor

Existen tres tipos de reactores ideales:

- Reactor por lotes (Batch): Los reactivos se cargan en un contenedor, se mezclan entre sí y permanecen por un tiempo hasta que se haya llevado a cabo la reacción, finalizando con la descarga del producto.
- Reactor en flujo pistón (PFR, plug-flow reactor): Puede operar tanto en continuo como por lotes y se le conoce de esta manera por el tipo de flujo que maneja, debido a que no hay elementos de mezclado a lo largo del paso del flujo.
- Reactor continuo de tanque agitado (CSTR, continuous stirred tank reactor): Este reactor contiene un agitador o un elemento que permite la mezcla de los reactivos, de tal forma que existe una buena homogenización y un estado estacionario.

(Levenspiel, 1999)

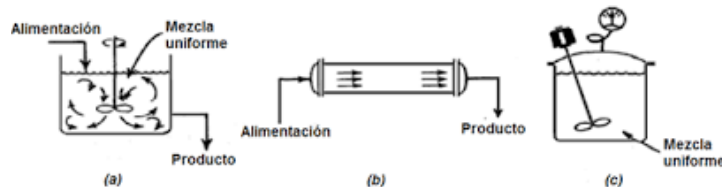


Figura 8: Reactores ideales a) reactor continuo de tanque agitado CSTR, b) reactor de flujo pistón PFR, c) reactor por lotes Batch.

Fuente: Levenspiel, 1999

En el caso del reactor por lotes el tiempo de reacción para llegar a una conversión específica de sustrato X_A partiendo de una concentración de sustrato C_{A0} cuando la densidad permanece constante se describe de la siguiente manera (Levenspiel, 1999):

$$t = C_{A0} \int_0^{X_A} \frac{dX_A}{-r_A} = - \int_{C_{A0}}^{C_A} \frac{dC_A}{-r_A}$$

Ecuación 10: Tiempo de reacción en un reactor por lotes con densidad constante. Donde C_{A0} es la concentración inicial de sustrato, X_A la conversión del sustrato y $-r_A$ la velocidad de consumo de sustrato. Fuente: Levenspiel, 1999.

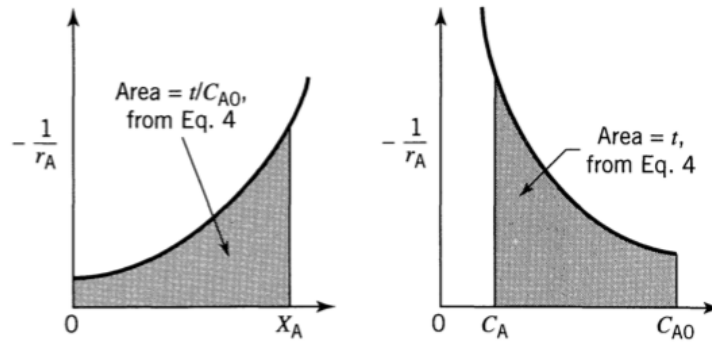


Figura 9: Representación gráfica de la operación de un reactor por lotes con densidad constante
Fuente: Levenspiel, 1999.

El tiempo requerido para que se lleve a cabo la reacción puede ser determinado con el área debajo de la curva de $-1/r_A$ (Levenspiel, 1999).

En el caso de los reactores PFR y CSTR se utilizan dos términos diferentes: espacio-tiempo τ y el espacio-velocidad s . El espacio-tiempo se refiere al tiempo requerido para procesar un volumen de alimentación a condiciones específicas, mientras que el espacio-velocidad es el número de volúmenes de alimentación a condiciones específicas que pueden ser tratados en una unidad de tiempo. El reactor PFR comparte la misma ecuación de diseño que un reactor por lotes, únicamente se hace la distinción del uso del espacio-tiempo en vez del tiempo de reacción (Levenspiel, 1999).

$$\tau = \frac{1}{s} = \frac{C_{A0}V}{F_{A0}}$$

Ecuación 11: Relación entre el espacio-tiempo y el espacio-velocidad. Donde C_{A0} es la concentración inicial de sustrato, V el volumen del reactor y F_{A0} el flujo de alimentación. Fuente: Levenspiel, 1999

Los CSTR tienen una concentración homogénea en todo el sistema, por lo que alcanzan un estado estacionario. Por lo tanto, el espacio-tiempo se describe de la siguiente manera:

$$\tau = \frac{C_{A0}X_A}{-r_A} = \frac{C_{A0} - C_A}{-r_A} \text{ sabiendo que } X_A = 1 - \frac{C_A}{C_{A0}}$$

Ecuación 12: Espacio-tiempo para un CSTR. Donde C_{A0} es la concentración inicial de sustrato, X_A la conversión de sustrato, C_A la concentración instantánea de sustrato y $-r_A$ la velocidad de consumo de sustrato. Fuente: Levenspiel, 1999.

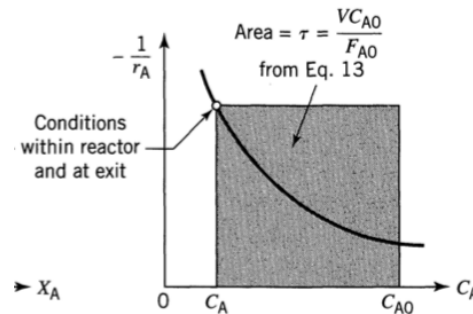


Figura 10: Representación gráfica de la operación de un CSTR con densidad
Fuente: Levenspiel, 1999.

Por la naturaleza de los reactores de flujo pistón PFR la concentración no se mantiene constante a lo largo del reactor. Sin embargo, es posible agregar un reflujo de tal forma que la operación se asemeje a un CSTR (Levenspiel, 1999).

$$R = \frac{\text{volumen que retorna al reactor}}{\text{volumen de salida del reactor}}$$

Ecuación 13: Relación de reflujo. Fuente: Levenspiel, 1999.

Una relación de reflujo $R = 0$ implica la operación de un PFR, mientras que una $R = \infty$ simularía la operación de un CSTR (Levenspiel, 1999). En este caso, la expresión para determinar el espacio-tiempo sería:

$$\tau = (R + 1) \int_{\left(\frac{R}{R+1}\right)X_{Af}}^{X_{Af}} \frac{dX_A}{-r_A}$$

Ecuación 14: Espacio-tiempo para un PFR con recirculación. Donde R es la relación de reflujo, X_{Af} la conversión final de sustrato, $-r_A$ la velocidad de consumo de sustrato y X_A la conversión instantánea de sustrato. Fuente: Levenspiel, 1999.

4.6.1. Transferencia de masa

Los cultivos celulares comúnmente se encuentran en medios acuosos. Por lo tanto, para poder adquirir un sustrato gaseoso deben tomarlo del medio en el que se encuentran. Es por esto que la solubilidad del gas en el medio acuoso es de importancia para garantizar que las células adquieran la cantidad requerida de sustrato (Hu, 2018).

La solubilidad de un gas en un líquido está descrita por la ley de Henry, la cual establece que en el equilibrio la solubilidad del gas en el líquido es directamente proporcional a la presión parcial del gas.

$$x_A = \frac{P_A}{H_A}$$

Ecuación 15: Ley de Henry. Donde x_A representa la concentración del gas en el líquido, P_A la presión parcial del gas y H_A la constante de Henry para el gas. Fuente: Hu, 2018.

Esto aplica únicamente para soluciones ideales y la mayoría de medios de cultivo se aproximan a una. Sin embargo, en reactores muy grandes la presión del gas podría ser mayor a 1 atm, alejándose del comportamiento de una solución ideal. En estos casos, es necesario corregir la expresión (Hu, 2018).

Cuando una burbuja de gas entra en contacto con un líquido, se forma una película entre ambas fases. Por lo tanto, el gas debe difundirse primero por la película gaseosa, atravesar la interfase y luego difundirse en el líquido. Una vez se haya disuelto en el líquido ya podrá ser asimilado por el microorganismo (Hu, 2018). La razón a la cual se absorbe el CO_2 en el medio por unidad de volumen se puede obtener de la siguiente ecuación:

$$\frac{q_a}{v} = K_L a (C_L^* - C_L) = k_L a (C_L^* - C_L)$$

Ecuación 16: Velocidad de difusión de un gas en un medio líquido. Donde q_a/v es la difusión por unidad de volumen, $K_L a$ es el coeficiente volumétrico de transferencia de masa, $C_L^* - C_L$ es la diferencia de concentración en el medio. Fuente: Lee, 2009.

La eficiencia de la transferencia de masa estará definida por el área interfacial disponible; entre mayor sea esta, mayor será la transferencia de masa. Otro factor importante es la agitación, dado que provoca un flujo turbulento que disminuye el grosor de la película entre ambas fases (Hu, 2018).

El coeficiente de transferencia de masa puede ser determinado experimentalmente empleando correlaciones empíricas, las cuales requieren que las condiciones de trabajo se asemejen al cultivo microbiano, incluyendo: propiedades del fluido, naturaleza del medio de cultivo, temperatura, presión, etc. Dado que el área interfacial no se puede medir experimentalmente, estos métodos permiten calcular el coeficiente volumétrico de transferencia de masa kLa. El método consiste en disolver el gas que se está estudiando en el medio de cultivo, sin la presencia de las células. Esto conllevará a un aumento de la concentración del gas disuelto en el medio con respecto al tiempo hasta llegar a la saturación. Debido a que no hay células presentes en el medio, el cambio de concentración del gas se verá influenciado únicamente por la transferencia de masa (Hu, 2018).

El valor de kLa para el CO₂ puede ser identificado por medio de la siguiente correlación:

$$\ln \left[\frac{([CO_2]^* - [CO_2])}{([CO_2]^* - [CO_2]_{t=0})} \right]$$

Ecuación 17: Correlación empírica para determinar el kLa para el CO₂. Donde [CO₂]* representa la concentración del gas en equilibrio, [CO₂]_{t=0} la concentración al inicio y [CO₂] la concentración instantánea. Fuente: Tebanni, *et al.*, 2014.

La pendiente de la recta de la correlación con respecto al tiempo será el kLa. El signo de la pendiente dependerá de si en la experimentación se está absorbiendo el gas en el medio (pendiente negativa) o si se está desorbiendo (pendiente positiva) (Tebanni, *et al.*, 2014).

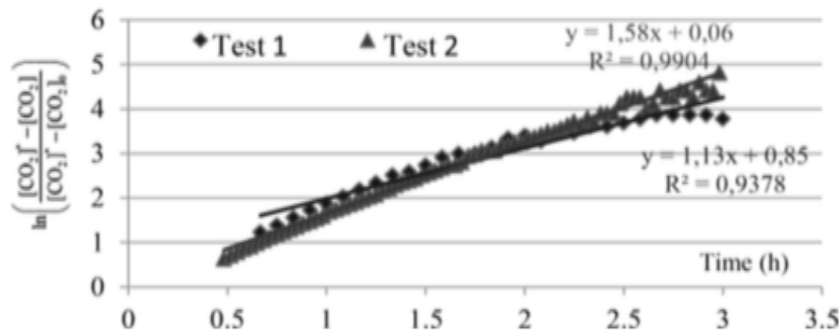


Figura 11: Determinación del kLa para un flujo de aireación de 2.5. vvh con 5% de CO₂.

Fuente: Tebanni, *et al.*, 2014.

4.6.2. Transferencia de calor

Los fotobiorreactores se comportan similar a un colector solar, dado que tienen que tener la capacidad de distribuir la luz eficientemente para promover el crecimiento microbiano. Sin embargo, esto provoca un aumento en la temperatura del sistema, el cual debe ser controlado para evitar la muerte de las microalgas. El balance de energía del fotobiorreactor considera los efectos de la radiación solar y sus alrededores, los efectos convectivos del aire y la solución, la energía requerida durante el metabolismo y el enfriamiento del sistema, así como cualquier equipo eléctrico utilizado (Androga, *et al.*, 2016).

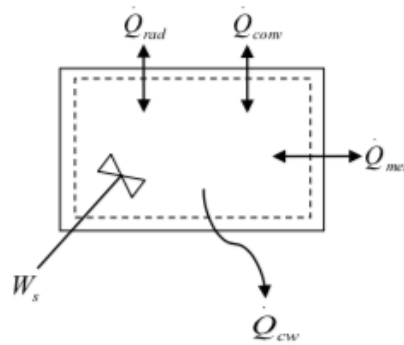


Figura 12: Esquema de entradas y salidas para el balance de energía de un fotobiorreactor
Fuente: Androga, *et al.*, 2016

Por lo tanto, el balance de energía puede ser modelado de la siguiente manera:

$$\rho_r V_r c p_r \frac{dT_r}{dt} = \dot{Q}_{rad} + \dot{Q}_{conv} + \dot{Q}_{met} - \dot{Q}_{CW} + W_s$$

Ecuación 18: Balance de energía general de un fotobiorreactor. Donde ρ_r es la densidad del medio de cultivo (kg/m^3), V_r es el volumen del reactor (m^3), $c p_r$ es el calor específico del medio de cultivo (J/molK), \dot{Q}_{rad} es el calor transferido por radiación (W), \dot{Q}_{conv} es el calor transferido por convección (W), \dot{Q}_{met} es el calor de las rutas metabólicas (W), \dot{Q}_{CW} es el calor del sistema de enfriamiento (W) y W_s es el trabajo de la bomba. Fuente: Androga, *et al.*, 2016.

La expresión anterior puede ser simplificada por medio de correlaciones empíricas de la siguiente manera:

$$m_v c p_v \frac{dT_v}{dt} = q S_v \alpha_v - \epsilon_v \sigma S_v (T_v^4 - T_{cielo}^4) - h_{v/s} S_v (T_v - T_s) - h_{v/amb} S_v (T_v - T_{amb})$$

$$(m_s c_p s - m_u c_p u) \frac{dT_s}{dt} = q S_s \alpha_s \tau_v - h_{v/s} S_s (T_s - T_g) - h_{u/amb} S_u (T_s - T_{amb})$$

$$T_{cielo} = 0.0552 T_{amb}^{1.5}$$

$$h_{v/amb} = 5.7 + 3.8v$$

Ecuación 19: Balance de energía del fotobiorreactor considerando radiación y convección. Donde v es el sufijo para el vidrio, s para la solución, u para el suelo y amb para el ambiente. m representa la masa (kg), c_p el calor específico (J/kgK), q la radiación solar total (W/m²), S el área de transferencia de calor (m²), α la absorptividad (-), ε la emisividad (-), τ la transmisividad (-) σ la constante de Boltzmann (W/m²K⁴), T la temperatura (K), h el coeficiente convectivo (W/m²K) y v la velocidad del aire (m/s). Fuente: Goetz, *et al.*, 2011.

Este modelo hace una distinción entre la transferencia de calor en el vidrio y en la solución, por lo que permite verificar si el sistema vidrio-solución está realmente en equilibrio térmico. Además, introduce la convección ocurrida entre la parte inferior del reactor y el suelo. La temperatura del cielo T_{cielo} es una correlación empírica que permite determinar la radiación por emisión atmosférica, al igual que la correlación $h_{v/amb}$ con la cual se puede calcular el coeficiente convectivo vidrio-ambiente dependiendo de la velocidad del aire (Goetz, *et al.*, 2011).

También es posible considerar el efecto del enfriamiento por el flujo de CO₂ dado que las burbujas alcanzarán un equilibrio térmico con la solución si el tiempo de residencia es adecuado.

$$Q_b = -c_p c_{CO_2} (T_s - T_{CO_2}) \rho_{CO_2} F_{CO_2}$$

Ecuación 20: Enfriamiento por el flujo de CO₂. Donde ρ es la densidad del CO₂ (kg/m³) y F es el flujo de CO₂ (m³/s). Fuente: Bechet, *et al.*, 2010.

4.7. Equipos auxiliares: dimensionamiento de bombas centrífugas

Las bombas centrífugas son las que más se utilizan en los procesos industriales para bombear fluidos incompresibles dado que aumentan la velocidad de estos para desplazarlos grandes distancias. Estas bombas se distinguen por su cabeza y caudal.

La cabeza se refiere a la presión que ejerce una columna de líquido, cuya altura representaría la cabeza estática. Esta también puede ser cabeza de succión positiva o negativa, dependiendo de si

la bomba se encuentra en una elevación o una depresión, por lo que se genera un diferencial de altura.

También existe otro concepto conocido como cabeza dinámica de succión, ya sea positiva o negativa, y de descarga. La primera se obtiene de la suma entre la cabeza estática y la fricción menos la velocidad a la entrada (succión negativa) o la suma entre la cabeza estática y la velocidad a la entrada menos la fricción (succión positiva). La cabeza dinámica de descarga se obtiene de la suma de la cabeza estática, la velocidad a la salida de la bomba y la fricción en la tubería. Finalmente, se conoce la cabeza dinámica total que se obtiene de la resta entre la cabeza dinámica de descarga y la cabeza dinámica de succión.

$$h_{estática} = \Delta z + \frac{\Delta P}{\rho g}$$

Ecuación 21: Cabeza estática. Donde Δz es el diferencial de altura, ΔP el diferencial de presión, ρ la densidad del fluido y g la gravedad. Fuente: Sinnott, 2005.

$$h_{dinámica} = h_{estática} + \Delta P_f$$

Ecuación 22: Cabeza dinámica. Donde $h_{estática}$ es la cabeza estática y ΔP_f es la caída de presión en tubería. Fuente: Sinnott, 2005.

La caída de presión en una tubería puede ser calculada de la siguiente manera:

$$\Delta P_f = 8f \left(\frac{L_{total}}{D} \right) \left(\frac{\rho v^2}{2} \right)$$

Ecuación 23: Caída de presión en tuberías. Donde f es el factor de fricción, L la longitud de tubería, D el diámetro de tubería, ρ la densidad del fluido y v la velocidad del fluido. Fuente: Sinnott, 2005.

El factor de fricción puede ser leído gráficamente al conocer el número de Reynolds dentro de la tubería.

$$Re = \frac{\rho v D}{\mu}$$

Ecuación 24: Número de Reynolds del fluido en la tubería. Donde ρ , v y μ son la densidad, velocidad y viscosidad del fluido y D el diámetro de tubería. Fuente: Sinnott, 2005.

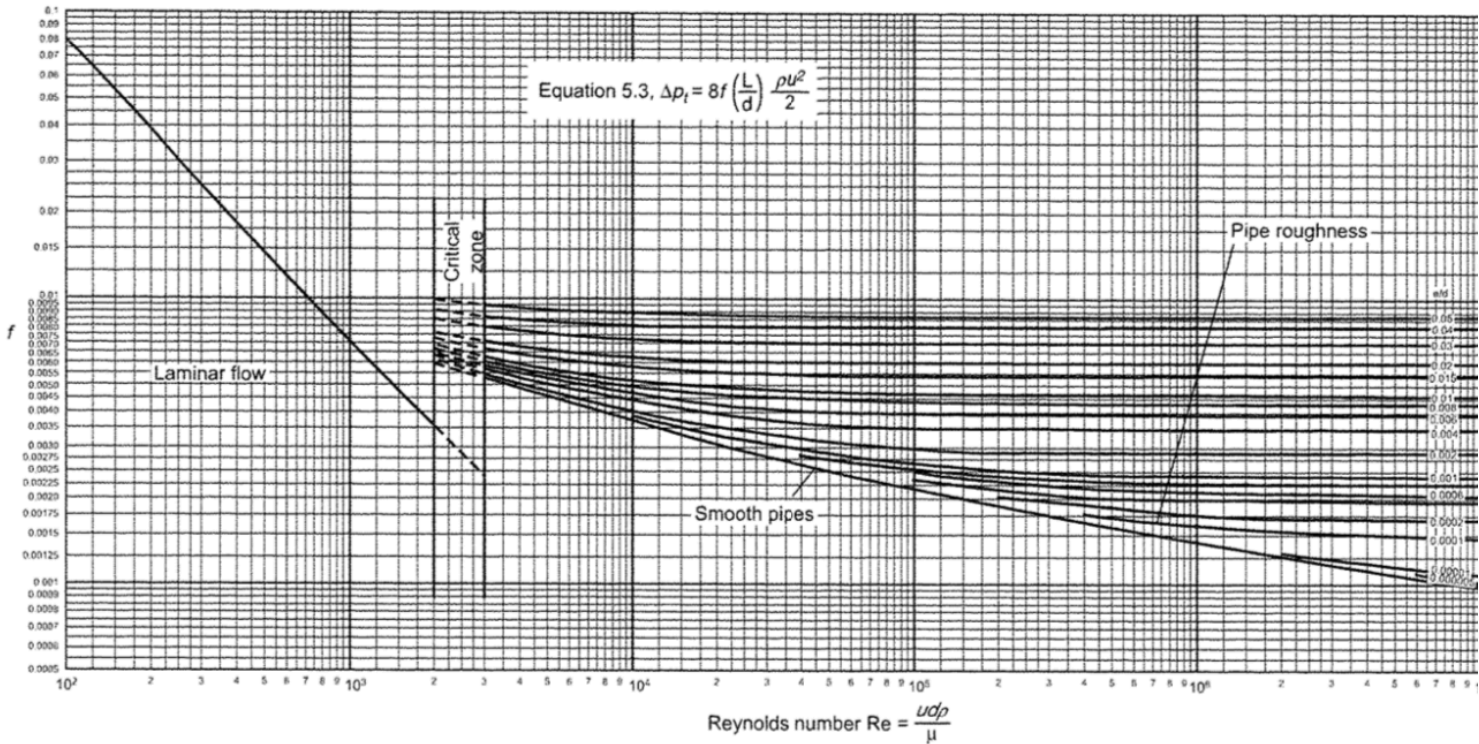


Figura 13: Factor de fricción en la tubería en función del número de Reynolds y la rugosidad relativa.

Fuente: Sinnott, 2005.

Las pérdidas de fricción se deben principalmente a la interacción del fluido con las paredes de la tubería y a la presencia de accesorios. Para cuantificar el efecto de los accesorios, se puede adicionar una longitud equivalente a la longitud total de desplazamiento del fluido.

Cuadro 6: Número de diámetros equivalentes utilizados para cuantificar las pérdidas de presión por accesorios en la tubería

Accesorio	Número de diámetros equivalentes
Codo de 45°	15
Codo de 90°	35
Unión	2
Válvula de globo abierta completamente	300
Válvula de compuerta abierta completamente	7.5

* Fuente: Sinnott, 2005

$$L_{total} = L_{tubería} + [(D)(cantidad_{accesorio})(n. de diámetros equivalentes)]$$

Ecuación 25: Largo total de la tubería, considerando fricción por accesorios. Donde $L_{tubería}$ es el largo de la tubería, D es el diámetro, $cantidad_{accesorio}$ es el total de accesorios en la tubería de un mismo tipo multiplicado por el número de diámetros equivalentes. Fuente: Sinnott, 2005.

La potencia de la bomba es definida por la cabeza total y el peso del fluido a desplazar. La potencia a la entrada (break horsepower) es la que se ejerce en el eje del motor hacia la bomba, mientras que la potencia de salida (hydraulic horsepower) es la que ejerce la bomba en el fluido.

$$P_{salida} = \frac{Q\rho gh_{dinámica}}{1000}$$

Ecuación 26: Potencia de salida de la bomba en kW. Donde Q (m^3/s) es el caudal, ρ (kg/m^3) es la densidad, $h_{dinámica}$ (m) es la cabeza dinámica total. Fuente: Sinnott, 2005.

$$P_{entrada} = \frac{P_{salida}}{\eta}$$

Ecuación 27: Potencia de entrada de la bomba en kW. Donde P_{salida} es la potencia de salida y η es la eficiencia de la bomba. Fuente: Sinnott, 2005.

V. Antecedentes

Las primeras investigaciones de extracción de aceite a partir de microalgas ocurrieron durante la Segunda Guerra Mundial, cuando Alemania empezó los primeros intentos por cultivar las especies *Chlorella pyrenoidosa* y *Scenedesmus* en lagunas abiertas. Más adelante, en 1953, el Instituto Carnegie de Washington descubrió el potencial de las microalgas para reducir las emisiones de CO₂. Sin embargo, fue hasta 1970 que inició el cultivo en masa de las microalgas en Japón para producir suplementos nutricionales (Hamed, 2016).

La biotecnología ha tenido grandes avances durante este último siglo, especialmente en el campo de las microalgas. Los modelos básicos de Monod, Contois y Haldane han sido utilizados para desarrollar nuevos modelos específicos para diferentes microalgas y considerando el efecto simultáneo de las condiciones de crecimiento. Ogawa & Aiba (1981) construyeron un modelo para describir el efecto de la fotoinhibición en el crecimiento de la microalga *Chlorella vulgaris* en un medio mixotrófico enriquecido con glucosa irradiado con 5200 lx.

$$\mu = \mu_{max} \frac{I}{K_{SI} + I + \frac{I^2}{K_t}}$$

Ecuación 28: Modelo cinético para describir el efecto de la fotoinhibición en el crecimiento de la microalga *Chlorella vulgaris*. Donde I representa la luz incidente, K_{SI} la constante de saturación media para la luz y K_t la constante de fotoinhibición. Fuente: Ogawa & Aiba, 1981.

En el caso de la microalga *Nannochloropsis oculata*, Spolaore, *et al.* (2006) realizaron un estudio para evaluar el efecto simultáneo de la luz incidente, la temperatura, el pH y el flujo de aireación en el crecimiento. Las condiciones experimentales determinadas para obtener un máximo crecimiento fueron: temperatura de 21°C, irradiancia de 52 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, un pH de 8.4 y una relación de aireación de 14.7 VVH (volumen de gas/volumen del fermentador/hora) (Spolaore, *et al.*, 2006). Este estudio permitió definir un nuevo modelo cinético:

$$\mu = \mu_{max} \left(\frac{e^{\left(\frac{E_g}{RT}(T_f)\right)}}{1 + Ae^{\left(\frac{G_d}{RT}(T_f)\right)}} \right) \left(\frac{e^{(b(pH_f))}}{1 + Ce^{(d(pH_f))}} \right) \left(\frac{kLa}{kLa_{opt}} \right)^h \left(\frac{E}{K_E + E} \right) \left(\frac{CIT_{cell}}{K_{CL} + CIT_{cell}} \right)$$

Ecuación 29: Modelo que describe el efecto simultáneo de la temperatura, el pH, la transferencia de masa, la luz incidente y el carbono inorgánico en el crecimiento de la microalga *Nannochloropsis oculata*. Fuente: Spolaore, *et al.*, 2006.

Con respecto al dimensionamiento de fotobiorreactores, Iten, *et al.* (2012) realizaron una tesis sobre la obtención de aceite a partir de microalgas, en la cual se propuso la instalación de un fotobiorreactor de pileta en la Universidad del Valle de Guatemala para el cultivo de la microalga *Chlorella vulgaris*.

Además de la investigación científica, existen actualmente compañías dedicadas al cultivo a gran escala de microalgas. Ecoduna es una empresa austriaca nombrada la primera empresa del mundo capaz de cultivar microalgas de forma sostenible y continua. Sus principales productos son: suplementos nutricionales de diferentes especies de microalgas, así como cosméticos y bebidas (Ecoduna, s.f.). AlgaEnergy es otra compañía española con mayor reconocimiento a nivel mundial por ser una biorefinería que extrae las proteínas, carbohidratos y lípidos de la biomasa de las microalgas (AlgaEnergy, s.f.).



Figura 14: Planta de producción a gran escala de biomasa a partir de microalgas de la empresa Ecoduna
Fuente: Ecoduna, s.f.

A pesar del potencial de las microalgas, el desarrollo tecnológico en Latinoamérica ha sido lento. En la actualidad no existe en Guatemala una empresa que se dedique al cultivo a gran escala de microalgas. Es por esto que es necesario incrementar el conocimiento científico al respecto para promover un mejor diseño de los sistemas de crecimiento microbiano.

VI. Metodología

6.1. Características físicas del recipiente de cultivo

A. Materiales

- Cinta métrica

B. Procedimiento

1. Con una cinta métrica se midió la altura del recipiente desde el fondo hasta el inicio de la rosca para la tapadera.
2. El perímetro fue medido colocando la cinta en el punto medio alrededor de todo el frasco.
3. El volumen y el área superficial fueron calculados considerando un cilindro perfecto.
4. El diámetro fue calculado empleando el perímetro de un círculo.

$$P = \pi D$$

Ecuación 30: Perímetro de un círculo. Donde D es el diámetro del recipiente. Fuente: BBC Maths, 2021.

$$V = \frac{\pi h D^2}{4}$$

Ecuación 31: Volumen de un cilindro perfecto. Donde h es la altura del cilindro y D es el diámetro. Fuente: BBC Maths, 2021.

$$S = \pi D h$$

Ecuación 32: Área superficial del manto de un cilindro perfecto. Donde D es el diámetro y h es la altura. Fuente: BBC Maths, 2021.

6.2. Preparación del medio de cultivo

A. Materiales y equipo

- Erlenmeyer Thomas Scientific de 250 mL
- Beaker Kimax de 100 mL
- Pipeta volumétrica Kimax de 1.000 ± 0.005 mL
- Balanza analítica
- Varilla de agitación
- Pipeta volumétrica Kimax de 1 ± 0.005 mL

- Balanza analítica Ohaus de 0 – 210 ± 0.0001g

B. Reactivos

- Cloruro de sodio Merck con número de CAS 7647-14-5 y pureza del 99.5%.
- Medio de cultivo f/2 concentrado obtenido de Mercer of Montana

C. Procedimiento

1. Para la propagación inicial se utilizaron 8 Erlenmeyer con baffles de 250mL con 100mL de agua destilada.
 1. Se adicionaron 2g de cloruro de sodio a los Erlenmeyer para obtener una concentración de 20g/L.
 2. Se agitó con una varilla de vidrio hasta que la sal se disolvió por completo
 3. Luego, se agregó 0.2mL de medio de cultivo f/2 concentrado, siguiendo las indicaciones de la Figura 24.

6.3. Esterilización en autoclave

A. Materiales y equipo

- Erlenmeyer Thomas Scientific de 250 mL
- Autoclave MarketForge de 110-120 °C
- Guantes resistentes al calor

B. Reactivos

- No aplica

C. Procedimiento

1. Los 8 Erlenmeyer con el medio de cultivo preparado fueron sellados empleando papel aluminio y cuerda para evitar contaminación cruzada.
2. Previo a esterilizar los Erlenmeyer, se hizo una revisión del autoclave para garantizar que la válvula de seguridad funcionara correctamente.
3. Luego, se llenó la parte inferior del autoclave utilizando agua suave hasta llegar a la marca por debajo de la rejilla.
4. Se colocó la cristalería sobre la rejilla de metal y se cerró el autoclave, asegurándose que la tapa se sellara a presión.

5. Se encendió el equipo levantando el interruptor hacia la marca “On” y se presionó el botón “Restart”.
6. Se colocó la temperatura de esterilización a 121 °C empleando el controlador de temperatura y se movió la manecilla del controlador de tiempo a 60 min.
7. Una vez transcurrido el tiempo, se liberó la presión empleando la válvula de seguridad y se permitió que el equipo se enfriara por 20 min.
8. Finalmente, se abrió el autoclave empleando guantes resistentes al calor y se removió la cristalería de la rejilla.

6.4. Propagación inicial

A. Materiales y equipo

- Erlenmeyer Thomas Scientific de 250 mL
- Mechero de etanol
- Asa de inoculación
- Incubadora New Brunswick Scientific Co Series 25
- Frascos con rosca Wheaton de 250 mL

B. Reactivos

- Piseta con etanol al 90%
- Se utilizó la microalga *Nannochloropsis oculata* suspendida en disco de Petri con agar y medio f/2 aislada en Montana, Estados Unidos y proveída por Mercer of Montana.

C. Procedimiento

1. Se desinfectó el espacio de trabajo utilizando etanol al 90% y desinfectante.
2. Se preparó el disco de Petri con la cepa de *Nannochloropsis oculata* removiendo el sello protector.
3. Se removió el papel aluminio del Erlenmeyer esterilizado y se calentó la boquilla con la llama de un mechero, rotándola cuidadosamente.
4. Se esterilizó el asa de inoculación colocándola directamente en la llama en una posición vertical hasta que se tornara de color rojo.
5. Se dejó enfriar el asa unos segundos y luego se abrió el disco de Petri y se raspó con el asa.
6. Esta se introdujo en el Erlenmeyer y se agitó para suspender el microorganismo.
7. Finalmente, se esterilizó nuevamente la boquilla y se colocó el papel aluminio.

8. Los Erlenmeyer fueron etiquetados y se introdujeron en una incubadora a 25°C y con una agitación de 139rpm.
9. Se instaló una lámpara lineal LED de 40W en la parte superior de la incubadora y se programó un temporizador para mantener un ciclo de 16h:8h (iluminación: oscuridad).
10. Se incubó por tres semanas y luego se transfirieron a 3 frascos con rosca de 250mL.

6.5. Cultivos a pequeña escala

A. Materiales y equipo

- Recipientes de vidrio de 2.4 L (descritos en Cuadro 15 de Anexos)
- Manguera de 1/8''
- Jeringa de 10 ± 0.05 mL

B. Reactivos

- Cloruro de sodio marca Merck con número de CAS 7647-14-5 y pureza del 99.5%.
- Medio de cultivo f/2 concentrado marca Mercer of Montana
- Dióxido de carbono

C. Procedimiento

1. Se esterilizó el agua destilada, hirviendo 5 L y luego dejándola enfriar.
2. Se vertieron 1.6 L del agua destilada en cada recipiente de vidrio.
3. Se agregaron 32g de cloruro de sodio (20g/L) y 0.5mL de medio de cultivo f/2 concentrado a cada recipiente.
4. Se perforaron 3 agujeros en la tapadera con un barreno: uno para la manguera de alimentación de CO₂, otro para el termómetro y otro para la jeringa de toma de muestras.
5. La manguera de alimentación de CO₂ fue enroscada en los frascos para fermentación para permitir el paso del gas.
6. Los recipientes de vidrio fueron colocados a la misma altura en una ventana con exposición directa al sol.
7. Una vez armado el sistema, se inoculó el medio de cultivo preparado previamente con 200mL de la propagación inicial y se cultivó por 20-30 días.

6.6. Producción de CO₂

A. Materiales y equipo

- Recipiente plástico de 3 L
- Pesa de cocina
- Beaker Kimax de 250 mL
- Termómetro VWR de 10 - 110 ± 0.5 °C

B. Reactivos

- Azúcar blanca
- Levadura instantánea para pan *Saccharomyces cerevisae*

C. Procedimiento

1. En recipientes plásticos de 3.5 L se vertieron 3 L de agua destilada previamente esterilizada por ebullición.
2. A cada recipiente se agregaron 300 g de azúcar blanca para obtener una concentración de 100 g/L.
3. En un beaker de 250 mL se agregaron 100 mL de agua destilada a 40°C con 10 g de azúcar y se adicionaron 3 g de *Saccharomyces cerevisae* para activar la levadura.
4. Al observar efervescencia en el beaker, el inóculo se agregó a cada recipiente plástico.
5. Se homogenizó la solución y se colocó una manguera en la boquilla de cada recipiente plástico. Esta manguera se introdujo a una botella con agua para evitar el arrastre de contaminantes a los cultivos de microalgas.
6. Se colocó una manguera en la botella con agua y esta se introdujo a los recipientes de vidrio donde se cultivarían las microalgas.
7. Para el flujo de CO₂ de 2.11x10⁻⁷ m³/s se utilizaron 3 L de fermentado, para el flujo de 3.77x10⁻⁷ m³/s se utilizaron 5 L y para el flujo de 8.28x10⁻⁷ m³/s se utilizaron 9 L.

6.7. Medición de las condiciones de cultivo

A. Materiales y equipo

- Termómetro VWR de 10 - 110 ± 0.5 °C
- Papel pH Merck de 5 – 10 ± 0.5
- Luxómetro Extech EA30 de 0 – 400000 ± 1 lx
- Medidor de salinidad Atago modelo PAL-SALT de 0 – 10 ± 0.05 % (g/100 g)

B. Reactivos

- No aplica

C. Procedimiento

a. Temperatura

1. Se introdujo un termómetro en los recipientes de vidrio con medio de cultivo e inóculo.
2. Se leyó la temperatura al inicio de cada hora, desde las 8am hasta las 12am.
3. Se construyó un perfil de temperaturas diario.

b. pH

1. Se extrajo una muestra diaria del cultivo empleando una jeringa
2. Se cortó una tira de papel pH y se colocaron un par de gotas de la muestra.
3. Se identificó el valor según el color de la tira y la escala indicada en la caja y se registró.

c. Irradiancia

1. El luxómetro se colocó a un costado de los recipientes a un ángulo hacia el cielo.
2. Se tomaron múltiples lecturas para cada recipiente, desde las 8 am hasta las 2 pm.
3. Se calculó el valor promedio de irradiancia diaria en los tres recipientes y empleando estos valores se calculó el valor promedio de irradiancia durante todo el cultivo.

d. Salinidad

1. Se limpiaron los electrodos del medidor de salinidad cuidadosamente empleando una toalla de papel.
2. Luego, se calibró el medidor colocando agua destilada sobre los electrodos hasta llenar la hendidura.
3. Se presionó el botón “Zero” hasta que se mostró el valor 0.00 en la pantalla.
4. Se absorbió el agua destilada con una toalla de papel y se vertió una muestra del medio de cultivo preparado.
5. Se presionó el botón “Start” hasta obtener una lectura.
6. Se limpiaron nuevamente los electrodos y se vertió una nueva muestra.
7. El proceso se realizó en triplicado.

6.8. Determinación de la densidad del medio de cultivo

A. Materiales y equipo

- Probeta marca Superior de 100 ± 1.0 mL
- Tubos para centrífuga de 50 mL
- Centrífuga
- Beaker Kimax de 100 mL
- Pipeta eppendorf de $1 - 10 \pm 0.05$ mL
- Balanza analítica Ohaus de $0 - 210 \pm 0.0001$ g

B. Reactivos

- No aplica

C. Procedimiento

1. Se tomaron 200mL de medio de cultivo con microalgas suspendidas, los cuales fueron repartidos equitativamente en 8 tubos para centrífuga.
2. Estos fueron colocados dentro de la centrífuga.
3. Se presionó el botón de encendido y se programó la velocidad máxima por 15 min.
4. Al finalizar, se abrió la tapa de la centrífuga y se removieron los 8 tubos cuidadosamente para evitar perturbaciones en el remanente.
5. El sobrenadante fue acumulado en un beaker y de este se extrajeron 10mL, los cuales fueron trasladados a otro beaker previamente tarado.
6. Este último fue pesado nuevamente y por diferencia se determinó la masa del medio de cultivo.
7. Se calculó la densidad del medio de cultivo utilizando la siguiente ecuación:

$$\rho = \frac{m}{V}$$

Ecuación 33: Densidad. Donde m representa la masa del objeto y V el volumen. Fuente: Skoog, *et al.*, 2014.

6.9. Conteos celulares

A. Materiales y equipo

- Tubo eppendorf de 1.5 mL
- Pipeta eppendorf de $1 - 10 \pm 0.05$ mL

- Micropipeta IKA de 10 - 100 ± 0.5 µL
- Contador de células Muse® modelo 0500-3115 con un rango de 10,000-500,000 células/mL

B. Reactivos

- Solución de limpieza Guava ICF

C. Procedimiento

1. El muestreo de cultivo microbiano en la primera experimentación se realizó cada tres días y en la segunda experimentación se siguió la tendencia del crecimiento. Para esto, se extrajo 1mL de cultivo con una jeringa esterilizada y este se introdujo en un tubo Eppendorf. Se procuró que el muestreo ocurriera entre 8 – 10 am.
2. Inicialmente, se limpió el equipo Muse® colocando un tubo Eppendorf con agua destilada en la cavidad de medición y se levantó para introducirlo al equipo.
3. Se seleccionó la opción “Muse System Cleaning” seguido por “Complete System Clean” y “Run Complete Clean”.
4. Primero se corrió el proceso de “Run DI Water” y una vez finalizado, se cargó un tubo Eppendorf con solución de limpieza Guava ICF.
5. Se presionó la opción “Continue” para correr el proceso de “Run ICF”.
6. Luego de la limpieza, se seleccionó la opción “Count & Viability”.
7. Previo a colocar cada muestra dentro del equipo, estas fueron homogenizadas utilizando el instrumento Vortex.
8. En dado caso la muestra estuviera concentrada, fue necesario calcular una dilución siguiendo la siguiente relación:

$$1000 \mu\text{L} * \frac{1}{20} = 50 \mu\text{L de muestra}$$

$$1000\mu\text{L totales} - 50 \mu\text{L muestra} = 950 \mu\text{L agua destilada}$$

9. Empleando una micropipeta de 100 µL se tomaron 50 µL de muestra homogenizada y se introdujo a un tubo de 1.5mL.
10. Con una micropipeta de 1000 µL se tomaron 950 µL de agua destilada y se mezclaron en el tubo de 1.5mL.
11. La muestra se homogenizó nuevamente y se cargó al equipo y se corrió el conteo celular.
12. Este proceso se repitió con todas las muestras.

13. Al finalizar todas las lecturas, se corrió nuevamente el proceso de limpieza y se cargó un tubo con agua destilada al equipo para luego apagarlo en “Power Options” seguido por “Power Off”.

6.10. Cuantificación de sustratos

A. Materiales y equipo

- Colorímetro HACH modelo DR/890 con rango para nitratos de 0.0 – 30.0 mg/L, para sulfatos de 0.0 – 70.0 mg/L y para fosfatos de 0.00 – 2.50 mg/L.
- Pipeta eppendorf de 1 - 10 ± 0.05 mL
- Micropipeta IKA de 10 - 100 ± 0.5 µL

B. Reactivos

- Sobre de NitraVer 5 HACH
- Sobre de PhosVer 3 HACH
- Sobre de SulfaVer 4 HACH

C. Procedimiento

a. Nitratos

1. Se presionó el botón no. 7 “PRGRM”.
2. Seguido, se presionaron los botones 5 “TIME” y 4 “DATE” hasta que la pantalla indicara mg/L, NO₃-N y el valor 0.
3. Luego, se llenó la primera celda con 10mL de agua destilada para el blanco y las otras dos celdas se llenaron con 9.7mL de agua destilada y 0.3mL de muestra.
4. Se agregó un sobre de reactivo NitraVer 5 a cada celda y se presionaron los botones “TIMER” y “ENTER”.
5. Una vez inició el cronómetro de 1 min, se agitaron vigorosamente las tres celdas.
6. Cuando el cronómetro finalizó, se mostró en la pantalla “5:00 Timer 2” para lo cual se presionó “ENTER”.
7. Al finalizar el segundo cronómetro, se colocó el blanco en el soporte para celda y se cubrió con la tapa del instrumento.
8. Se presionó “ZERO” para ajustar la medición a 0.00mg/L NO₃-N.
9. Se removió el blanco y se repitió el procedimiento con las otras celdas, presionando el botón “READ” en vez del botón “ZERO”.

b. Fosfatos

1. Se presionó el botón no. 7 “PRGRM”.
2. Seguido, se presionaron los botones 8 “SETUP” y 2 “RECALL” hasta que la pantalla indicara mg/L, PO₄ y el valor 0.
3. Se llenó la primera celda con 10mL de agua destilada para el blanco y las otras dos celdas se llenaron con 9.7mL de agua destilada y 0.3mL de muestra.
4. Se agregó un sobre de reactivo PhosVer 3 a cada celda y se agitaron vigorosamente por 15 s.
5. Luego, se presionaron los botones “TIMER” y “ENTER” e inició un cronómetro por 2 min.
6. Al finalizar el cronómetro, se colocó el blanco en el soporte para celda y se cubrió con la tapa del instrumento.
7. Se presionó “Zero” para ajustar la medición a 0.00mg/L PO₄.
8. Se removió el blanco y se repitió el procedimiento con las otras celdas, presionando el botón “Read” en vez del botón “Zero”.

c. Sulfatos

1. Se presionó el botón no. 7 “PRGRM”.
2. Seguido, se presionaron los botones 9 “PRINT” y 1 “STORE” hasta que la pantalla indicara mg/L, SO₄ y el valor 0.
3. Se llenó la primera celda con 10mL de agua destilada para el blanco y las otras dos celdas se llenaron con 9.7mL de agua destilada y 0.3mL de muestra.
4. Se agregó un sobre de reactivo SulfaVer 4 a cada celda y se agitó vigorosamente por 15 s.
5. Luego, se presionaron los botones “TIMER” y “ENTER” e inició el cronómetro por 5 min.
6. Al finalizar el cronómetro, se colocó el blanco en el soporte para celda y se cubrió con la tapa del instrumento.
7. Luego, se presionó “ZERO” para ajustar la medición a 0.00mg/L SO₄.
8. Se removió el blanco y se repitió el procedimiento con las otras celdas, presionando el botón “READ” en vez del botón “ZERO”.

d. Concentración real

1. Se calculó la concentración real en el medio de cultivo a partir de las lecturas del equipo HACH utilizando la siguiente relación:

$$C_1V_1 = C_2V_2$$

Ecuación 34: Relación entre la dilución de una solución y la solución madre. Donde C representa la concentración, V el volumen y los sufijos 1 y 2 se refieren a la dilución y la solución madre respectivamente. Fuente: Skoog, et al., 2014.

6.11. Ajuste del modelo cinético

A. Software

- Berkeley Madonna versión 10.1.3

B. Procedimiento

1. Se seleccionó el modelo cinético de Contois para describir el efecto del reactivo limitante (nitrato) en el crecimiento microbiano.
2. A este modelo se le agregaron dos términos: uno para el efecto de la luz y otro para el efecto de la transferencia de masa del CO₂ según modelos propuestos en la literatura.
3. Inicialmente se determinaron las velocidad máxima de crecimiento μ_{\max} y la constante de saturación media de nitrato K_S empleando la linealización del modelo de Contois.
4. En el programa Berkeley-Madonna se escribió el código presentado en la Figura 46 de Anexos.
5. Se exportaron los datos experimentales para crecimiento microbiano (CN) y consumo de nitrato (CS) de los 5 cultivos realizados.
6. Fueron identificados de la siguiente manera:
 - CN1, CS1: irradiancia de 12324 lx, flujo de CO₂ de 3.76×10^{-7} m³/s
 - CN2, CS2: irradiancia de 6742 lx, flujo de CO₂ de 4.5×10^{-7} m³/s
 - CN3, CS3: irradiancia de 3796 lx, flujo de CO₂ de 4.5×10^{-7} m³/s
 - CN4, CS4: irradiancia de 12324 lx, flujo de CO₂ de 8.26×10^{-7} m³/s
 - CN5, CS5: irradiancia de 12324 lx, flujo de CO₂ de 2.11×10^{-7} m³/s
7. Luego, se utilizó un método de aproximación Runge-Kutta 4 y se estableció un tiempo inicial 0, un tiempo final de 30 y un incremento diferencial de 0.01.
8. Utilizando la herramienta “Curve Fitting” y la opción “Multiple Curve Fittings” se ajustó la velocidad máxima de crecimiento μ_{\max} y la constante de saturación media de nitrato K_S a los datos experimentales CN1, CS1.

9. Se ajustó la constante para la luz K_I y la irradiancia óptima I_{opt} a los sets de datos CN1, CN2 y CN3.
10. Se ajustó el kLa óptimo kLa_{opt} a los sets de datos CN1, CN4 y CN5. En el caso de kLa_{opt} e I_{opt} se agregó una ecuación $M=umax$ para cada set de datos de tal forma que el ajuste cumpliera con la restricción que los puntos óptimos se dan cuando $\mu = \mu_{max}$.
11. Finalmente, se ajustaron los rendimientos $Y_{X/S}$. El rendimiento 1 se ajustó a los sets de datos CS1, CS2 y CS3, mientras que el rendimiento 2 se ajustó al set de datos CS4 y el rendimiento 3 al set de datos CS5.

6.12. Determinación del coeficiente de transferencia de masa kLa para el CO_2

A. Materiales y equipo

- Erlenmeyer Kimax de 100 mL
- Balanza analítica Ohaus de $0 - 210 \pm 0.0001g$
- Bureta LMS de 50 ± 0.05 mL
- Probeta marca Superior de 50 ± 1.0 mL
- Balón volumétrico Kimax de 1.0 L
- Termómetro VWR de $10 - 110 \pm 0.5$ °C
- Papel pH Merck de $5 - 10 \pm 0.5$

B. Reactivos

- Hidróxido de sodio marca Merck número de CAS 1310-73-2 con una pureza del 97%.
- Ftalato ácido de potasio estándar marca Merck con número de CAS 877-24-7 y pureza del 99.5%.
- Fenolftaleína

C. Procedimiento

a. Estandarización de solución de NaOH

1. Utilizando una balanza analítica se pesaron 1.2544g (solución 0.3M) de hidróxido de sodio y se trasladaron a un beaker de 150mL.
2. Se agregaron 100mL de agua destilada al beaker y se agitó con una varilla de vidrio hasta que el hidróxido de sodio se disolvió por completo.
3. Se vertió la solución a un balón volumétrico de 1L y se hicieron tres lavados del beaker.
4. Se aforó el balón y se homogenizó la solución agitándola.

5. Utilizando la balanza se pesaron aproximadamente 0.1g de ftalato ácido de potasio en triplicado, el cual fue agregado a tres beakers e 150mL.
 6. Se disolvió el ftalato en 50mL de agua destilada y se agitó la solución con una varilla de vidrio.
 7. Al estar totalmente disuelto, se tituló empleando una bureta de 50mL y fenolftaleína como indicador.
 8. Conociendo el volumen requerido de hidróxido de sodio para la titulación se calculó por estequiometria la concentración real de la solución.
- b. Determinación del volumen de burbuja
1. Se instaló una regla a lo largo del recipiente de vidrio para ser utilizada como base para determinar las dimensiones de las burbujas.
 2. Se posicionó la manguera directamente hacia la cámara y empleando una grabación lenta se tomó un video de 10 s de múltiples burbujas al momento de separarse de la boquilla de la manguera.
 3. Del video se extrajeron tomas de pantalla de las burbujas y utilizando un ajuste geométrico elipsoidal se determinaron las dimensiones de las burbujas.
 4. Empleando la regla se ajustaron las dimensiones a una escala real y se determinó el diámetro equivalente de una forma elipsoidal.
 5. Utilizando el diámetro equivalente se calculó el volumen de la esfera.

$$d_e = (l^2 h)^{\frac{1}{3}}$$

Ecuación 35: Diámetro equivalente de un elipsoide que tendría el mismo volumen de una esfera. Donde l representa el largo del elipsoide y h la altura. Fuente: Nedeltchev, Jordan & Schumpe, 2006.

$$V = \frac{\pi d_e^3}{6}$$

Ecuación 36: Volumen de una esfera. Donde d_e representa el diámetro equivalente del elipsoide. Fuente: Nedeltchev, Jordan & Schumpe, 2006.

c. Absorción de CO₂ en el medio de cultivo

1. Se siguió el procedimiento descrito Generación de CO₂ para preparar una fermentación para el flujo inicial de CO₂.
2. Se preparó el medio de cultivo en ausencia de microalgas y se vertió en el recipiente de vidrio utilizado para el cultivo.
3. Se midió el flujo de CO₂ durante cada muestreo empleando una cámara lenta para contar la cantidad de burbujas generadas en 10 s, además de la temperatura y el pH del medio de cultivo.
4. Aproximadamente cada 30 min se tomó una muestra de 15mL del medio de cultivo.
5. De esta, se titularon 5mL en triplicado en un beaker de 100mL empleando NaOH 0.3M estandarizado y 3 gotas de indicador fenolftaleína hasta que la solución se tornara rosa pálido.
6. A partir del volumen de titulación se calculó por estequiometria la concentración de CO₂ con respecto al tiempo.

$$M = \frac{\text{mol } CO_2}{L \text{ de solución}}$$

Ecuación 37: Concentración expresada en términos de molaridad. Donde los moles de CO₂ se determinan por la titulación conociendo el volumen de la solución en L. Fuente: Skoog, et al., 2014.

d. Linealización del modelo para determinar kLa

1. A partir del volumen de titulación se calculó por estequiometria la concentración de CO₂ con respecto al tiempo.
2. Se determinó la concentración de CO₂ en equilibrio según las condiciones experimentales empleando la ley de Henry.
3. Luego, se calculó la correlación empírica presentada en la Ecuación 12.
4. Se graficó el tiempo en el eje x y la correlación en el eje y.
5. Se determinó la ecuación de la recta, cuya pendiente representaba el negativo del kLa por haber realizado una absorción del gas en el medio.

6.13. Comparación bibliográfica de los diferentes tipos de fotobiorreactores

A. Procedimiento

1. Se hizo una revisión bibliográfica de diferentes artículos científicos sobre fotobiorreactores.

2. Se identificaron los tipos principales de fotobiorreactores y se redactó un resumen de su funcionamiento y características.
3. Dichas características fueron categorizadas como ventajas o desventajas en el Cuadro 59 de Anexos.
4. Se escogió el tipo de fotobiorreactor según las condiciones de operación y la capacidad de escalamiento para ser instalado en el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala.

6.14. Dimensionamiento del fotobiorreactor

A. Software

- Microsoft Excel versión 16.45

B. Procedimiento

1. A partir del modelo cinético se establecieron diferentes conversiones de sustrato y se calculó la concentración celular, así como la velocidad de crecimiento microbiano.
2. Se graficó el inverso de la velocidad de crecimiento microbiano contra la conversión de sustrato (Figura 17) y se calculó el punto óptimo al derivar la ecuación de la curva para encontrar el mínimo.
3. Con base en la forma de la gráfica se propusieron tres configuraciones del fotobiorreactor.
4. Para calcular el volumen de cada configuración se determinó el espacio-tiempo. Esto se realizó empleando métodos numéricos para determinar el área bajo la curva de la gráfica del paso 2.
5. Se sumó el área bajo la curva desde la conversión inicial de 0 hasta el punto óptimo en los casos donde el reactor no tenía reflujo.
6. Para los reactores con recirculación, se sumó el área bajo la curva desde el punto inicial $(R/(R+1))*X_A$ hasta el punto óptimo. Donde R representa la relación de reflujo y X_A la conversión deseada de sustrato.
7. Luego, se estableció una producción mensual y un flujo por hora requerido. El flujo fue multiplicado por el espacio tiempo para obtener el volumen del reactor.

6.15. Propagación de error

Se utilizó el siguiente conjunto de ecuaciones para determinar la propagación de error de los datos calculados:

$$\delta\left(Cx \text{ o } \frac{x}{C}\right) = \frac{\Delta x}{C} \text{ o } C\Delta x$$

Ecuación 38: Propagación de error de una multiplicación o división de un valor experimental y una constante. Donde Δx es la incertidumbre del valor y C es la constante. Fuente: Lindberg, 2000.

$$\delta(x + y) = \sqrt{(\Delta x)^2 + (\Delta y)^2}$$

Ecuación 39: Propagación de error de una suma entre dos valores experimentales. Donde x y y son las mediciones y Δx y Δy son sus incertidumbres. Fuente: Lindberg, 2000.

$$\delta\left(\frac{x}{y}\right) = \frac{x}{y} \sqrt{\left(\frac{\Delta x}{x}\right)^2 + \left(\frac{\Delta y}{y}\right)^2}$$

Ecuación 40: Propagación de error de una división entre dos valores experimentales. Donde x y y son las mediciones y Δx y Δy son sus incertidumbres. Fuente: Lindberg, 2000.

$$\delta(xy) = xy \sqrt{\left(\frac{\Delta x}{x}\right)^2 + \left(\frac{\Delta y}{y}\right)^2}$$

Ecuación 41: Propagación de error de una multiplicación entre dos valores experimentales. Donde x y y son las mediciones y Δx y Δy son sus incertidumbres. Fuente: Lindberg, 2000.

VII. Resultados

7.1. Estudio cinético

$$\mu = \mu_{max} \left(\frac{I_{avg}}{K_I * X + I_{opt}} \right) \left(\frac{S}{K_S * X + S} \right) \left(\frac{kLa}{kLa_{opt}} \right)$$

Ecuación 42: Modelo cinético propuesto para describir el crecimiento de la microalga *Nannochloropsis oculata* en función de la luz, el sustrato limitante y la transferencia de masa.

Cuadro 7: Parámetros cinéticos ajustados a datos experimentales con variación de iluminación y CO₂

Parámetro	Valor
Velocidad máxima de crecimiento μ_{max}	0.4268 d ⁻¹
Constante de saturación media para el nitrato K_S	6.698x10 ⁻⁹ mg/células
Constante para la luz K_I	3.946x10 ⁻⁹ (μmol*L)/(m ² s*células)
Irradiancia óptima I_{opt}	418.46 μmol/m ² s
Coefficiente de transferencia de masa óptimo kLa_{opt}	0.03138 h ⁻¹
Rendimiento del nitrato $Y_{X/S}$	4.11x10 ⁸ células/mg

* Se utilizó el programa Berkeley-Madonna para realizar el ajuste de curvas empleando 4 sets de datos experimentales con variación de iluminación entre 3000 – 11700 lx y flujo de CO₂ entre 2.11 – 8.28x10⁻⁷ m³/s

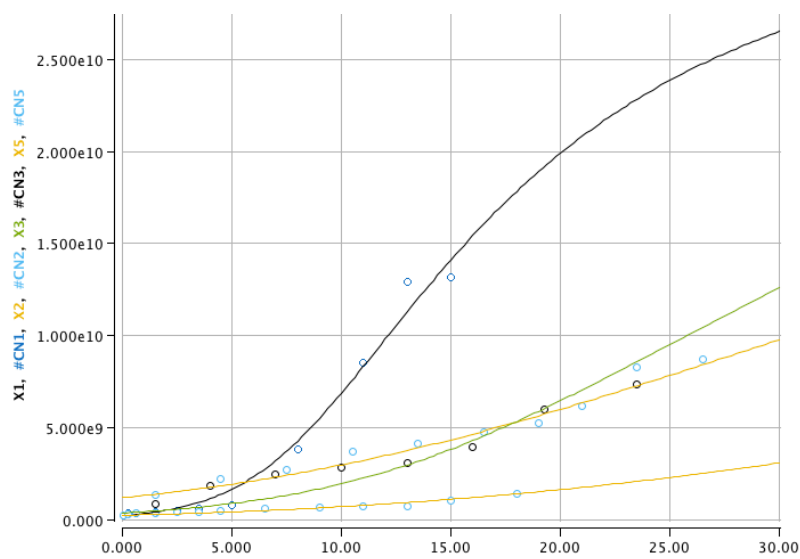


Figura 15: Ajuste de curvas del modelo (—) a los sets de datos experimentales (O) para el crecimiento microbiano empleando el programa Berkeley-Madonna

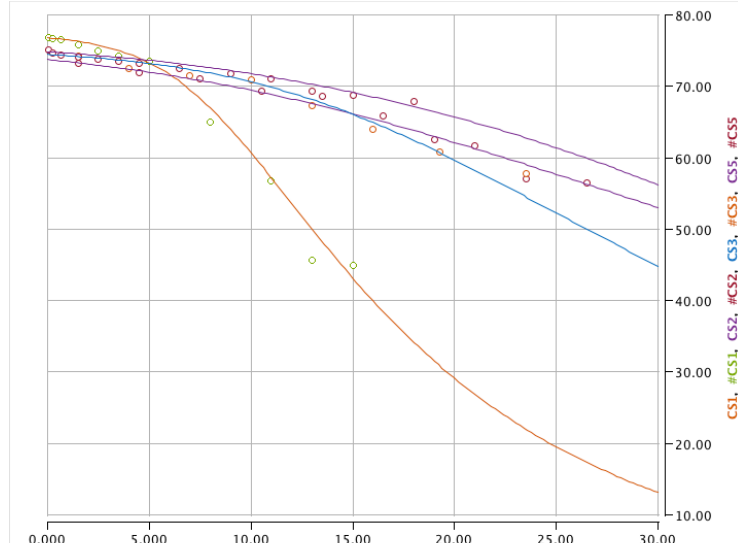


Figura 16: Ajuste de curvas del modelo (-) a los sets de datos experimentales (O) para el consumo de sustrato empleando el programa Berkeley-Madonna

7.2. Dimensionamiento del fotobiorreactor

Cuadro 8: Características del fotobiorreactor dimensionado a partir del estudio cinético

Tipo de reactor	Espacio-tiempo (d)	Volumen (L)	Relación de reflujo	Columnas verticales	Altura (m)	Diámetro de la columna (mm)	
						Exterior	Interior
Reactor de flujo pistón (PFR) continuo	13.5	521	0.89	15	2.00	130.0	120.0

* Se consideró una producción de aceite de 5 L (equivalente a 10.3 kg de biomasa) cada 15 días como base de cálculo y una conversión de sustrato del 70% para determinar el volumen (Cálculo de muestra 15)

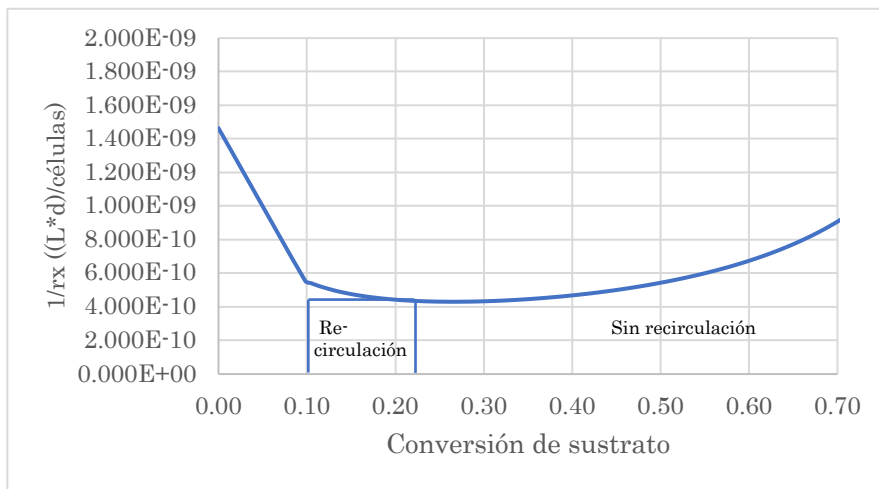


Figura 17: Representación gráfica de la operación del fotobiorreactor de flujo pistón propuesto

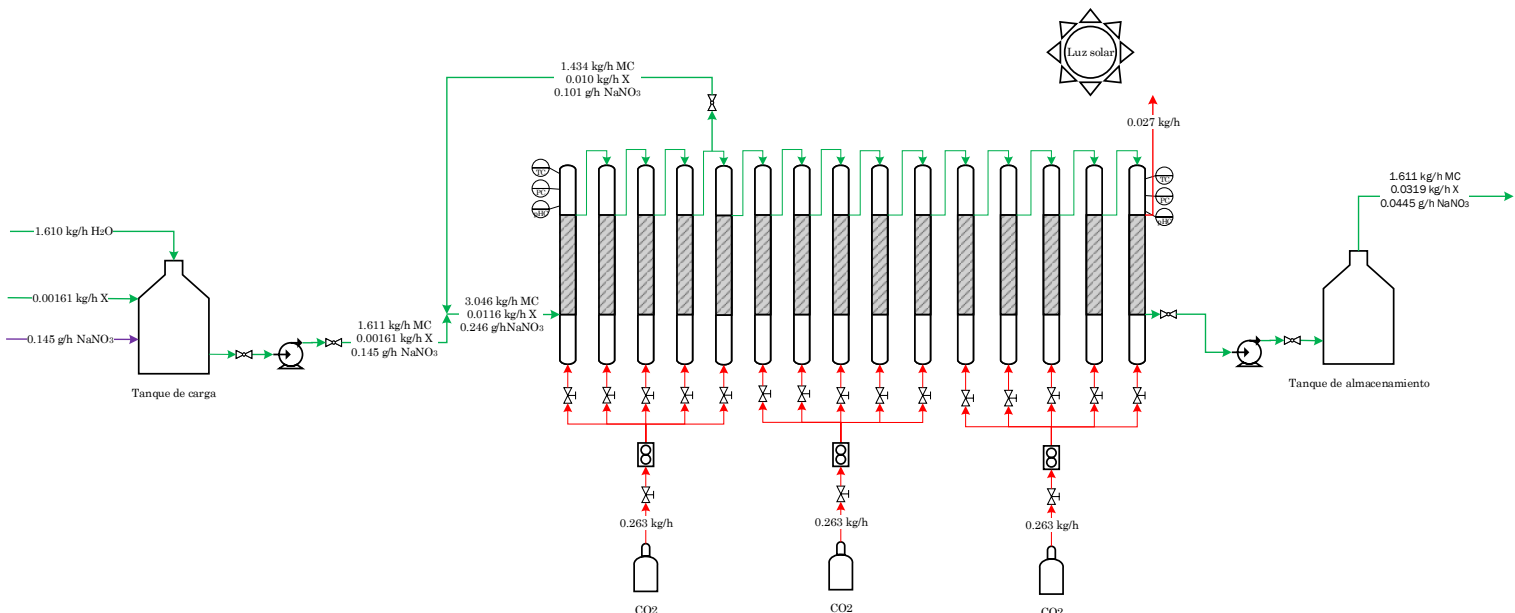


Figura 18: Esquema del fotobiorreactor de flujo pistón escala laboratorio junto con sus sistemas auxiliares

Cuadro 9: Especificaciones de los sistemas auxiliares requeridos para la operación del fotobiorreactor en el Laboratorio de Operaciones Unitarias

Sistema auxiliar	Especificaciones
Tubería	Acero al carbón, NPS 1'' Cédula 40
Bombas centrífugas	2 HP, 3.25 A, 220 V
Tanques de carga y almacenamiento	Diámetro de 0.70 m y altura de 1.30 m, acero al carbón
Tanque de CO ₂	3 tanques de 60lb
Sistema de iluminación de emergencia	6 tubos fluorescentes de 2' de longitud y luz blanca de 6500 K

* El dimensionamiento de la bomba centrífuga se presenta en el Cálculo de muestra 17.

* El requerimiento de CO₂ se estimó a partir del flujo requerido en el Cuadro 12, considerando que se alimentaría 12 h al día durante 27 días al mes.

Cuadro 10: Propuesta de escalamiento a largo plazo del fotobiorreactor escala laboratorio instalado en el Laboratorio de Operaciones Unitarias

Escalamiento	Producción de aceite (L/mes)	Producción de biomasa (kg/mes)	Volumen (L)	Columnas
Laboratorio	10	20.6	521	15
Mediana escala	50	103	2605	75

* Se consideró un escalamiento del proceso en un factor de 5 para suministrar una parte del requerimiento de aceite de la planta de biodiesel en el Laboratorio de Operaciones Unitarias.

7.3. Condiciones de operación

Cuadro 11: Condiciones de cultivo requeridas para la operación del fotobiorreactor de flujo pistón en el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle de Guatemala

Concentración de biomasa (g/L)		Concentración inicial de sustratos (mg/L)			Condiciones				
Inicial	Final	Nitratos	Fosfatos	Sulfatos	Irradiancia (lx)	Temperatura (°C)	pH	CO ₂ (kg/h)	Salinidad (%)
1.00	20.06	90.00	5.00	1.00	14000	25	7	0.789	2.00

* Los requerimientos de sustratos se determinaron con base en la reacción estequiométrica presentada en la Figura 29 junto con los rendimientos del Cuadro 12 y las condiciones se establecieron según el mayor crecimiento experimental obtenido, presentado en la Figura 19.

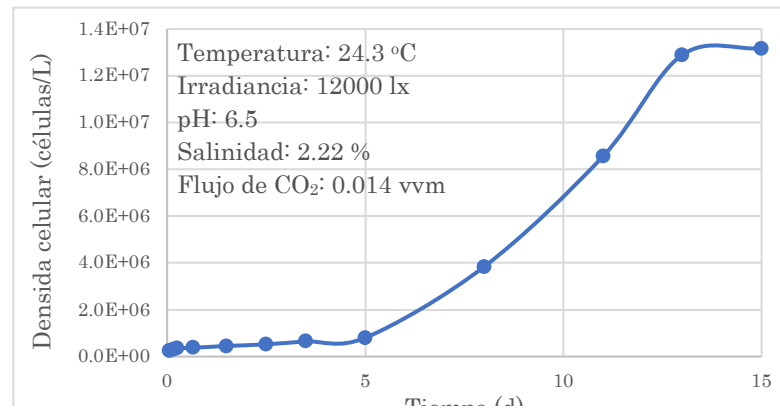


Figura 19: Curva de crecimiento experimental con el mayor crecimiento microbiano (Reactor 2) utilizada para determinar las condiciones de operación del fotobiorreactor

7.4. Balance de masa del fotobiorreactor

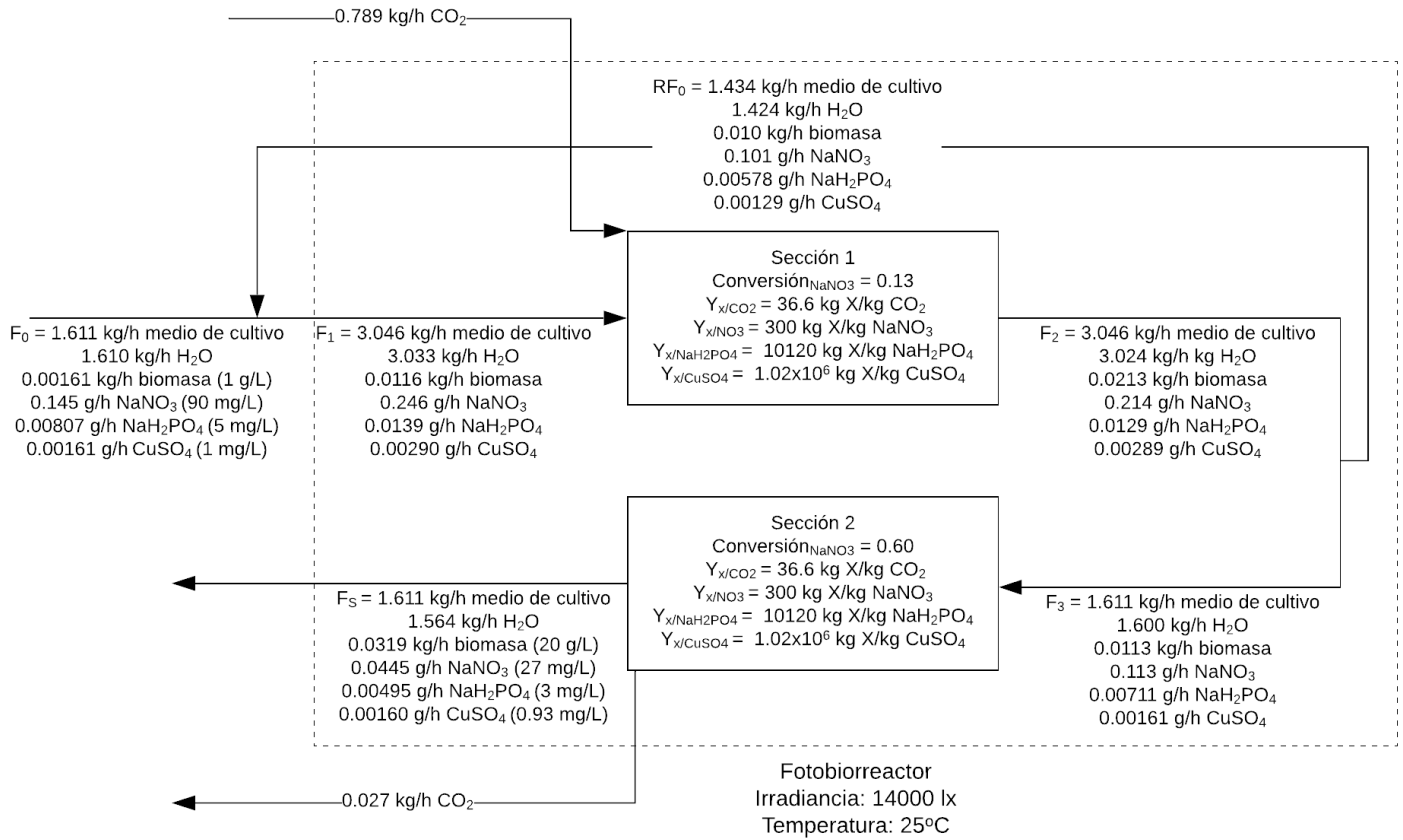


Figura 20: Representación gráfica del balance de masa del fotobiorreactor de flujo pistón en un diagrama de bloques

$$Global: F_{X_0} + \frac{dX}{dt} = F_{X_f}; F_{S_0} - \frac{dS}{dt} = F_{S_f}$$

$$Sección 1: (1 + R)F_{X_0} + \frac{dX_1}{dt} = F_{X_3} + RF_{X_0}; (1 + R)F_{S_0} - \frac{dS_1}{dt} = F_{S_3} + RF_{S_0}$$

$$Sección 2: F_{X_3} + \frac{dX_2}{dt} = F_{X_f}; F_{S_3} - \frac{dS_2}{dt} = F_{S_f}$$

Ecuación 43: Conjunto de ecuaciones utilizadas para describir el balance de masa en el fotobiorreactor con base en la formación de biomasa y el consumo del $NaNO_3$ como sustrato limitante. Donde el subíndice X se refiere a los flujos de biomasa, el subíndice S a los flujos de $NaNO_3$, F_0 los flujos iniciales, F_f los flujos finales, $\frac{dX}{dt}$ es la velocidad de formación de biomasa, $\frac{dS}{dt}$ es la velocidad de consumo de $NaNO_3$, R es la relación de reflujo y los subíndice 1, 2 se refieren a las secciones 1 y 2 de la Figura 19.

Cuadro 12: Rendimiento experimental de los sustratos presentes en el medio de cultivo Guillard

f/2

Rendimiento de sustratos (g biomasa/g sustrato)			
CO ₂	NaNO ₃	NaH ₂ PO ₄	CuSO ₄
36.6	300	10120	1.02x10 ⁶

* Se consideró el CuSO₄ como única fuente de sulfato en el medio.

* Se estimó empleando una relación de 7.67x10⁻¹⁰ g/célula.

7.5. Balance de energía del fotobiorreactor

$$m_v c p_v \frac{dT_v}{dt} = q S_v \alpha_v - \varepsilon_v \sigma S_v (T_v^4 - T_{\text{cielo}}^4) - h_{v/s} S_v (T_v - T_s) - h_{v/amb} S_v (T_v - T_{amb})$$

$$m_s c p_s \frac{dT_s}{dt} = q S_s \alpha_s \tau_v + m_s \Delta H_{rxn} - h_{v/s} S_s (T_s - T_g) - c p_{CO_2} (T_s - T_{amb}) \rho_{CO_2} F_{CO_2}$$

Ecuación 44: Ecuaciones diferenciales utilizadas para describir el comportamiento de la temperatura de la solución dentro del fotobiorreactor según el balance de energía

Cuadro 13: Parámetros del modelo térmico ajustados con el programa Berkeley-Madonna

Parámetro	Valor
Coefficiente convectivo vidrio-solución $h_{v/s}$	481.80 W/m ² K
Coefficiente convectivo vidrio-ambiente $h_{g/amb}$	1390.16 W/m ² K
Constante adimensional k_1	0.09134
Constante adimensional m	1.5745
Constante k_2	4.4379 W/m ² K
Constante n	559.34 Ws/m ³ K

* El modelo fue ajustado al set de datos experimentales de temperatura promedio (Cuadro 49) observada durante los días de cultivo.

* El modelo matemático completo se presenta en la Ecuación 45 en Anexos.

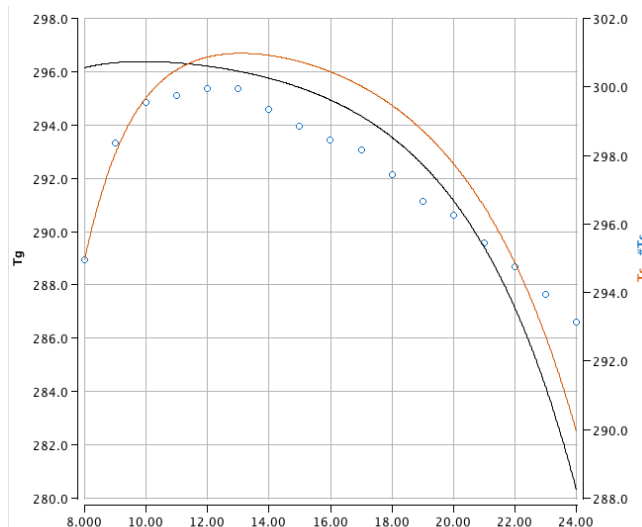


Figura 21: Predicción de las temperaturas (K) utilizando el modelo (—) comparado con los datos experimentales (O)

7.6. Transferencia de masa del CO₂

Cuadro 14: Coeficiente de transferencia de masa promedio a diferentes flujos de alimentación de CO₂

Flujo de CO ₂ (±0.11x10 ⁻⁷ m ³ /s)	kLa (±0.0053 h ⁻¹)		Intervalo de confianza 95%	
	Promedio	Desviación estándar	Máximo	Mínimo
2.11	0.0429	0.0016	0.0469	0.0389
3.77	0.0604	0.0026	0.0669	0.0539
8.28	0.1102	0.0007	0.1119	0.1085

* El kLa fue determinado a una temperatura promedio de 25°C, según se presenta en el Cálculo de muestra 13.

VIII. Análisis de resultados

8.1. Estudio cinético

En la Ecuación 28 se presenta el modelo cinético propuesto para la microalga *Nannochloropsis oculata* que relaciona el efecto simultáneo de la transferencia de masa del CO₂, la disponibilidad de la luz y el sustrato limitante. Dicho modelo se construyó a partir del modelo básico de Contois, debido a que este modelo considera la relación entre la concentración celular y la penetración de la luz dentro del fotobiorreactor. Era importante incluir este factor en la velocidad de crecimiento, dado que la disponibilidad de la luz disminuye conforme aumenta la concentración celular y podría inhibir el crecimiento.

Para definir el sustrato limitante se empleó la reacción estequiométrica de formación de biomasa (Figura 29) y el balance de masa del sistema. El análisis presentado en el Cuadro 20 demostró que el nitrato de sodio es el sustrato limitante, dado que la cantidad de biomasa generada a partir de este es la menor. Por el contrario, el fosfato ácido de sodio, el sulfato de cobre y el dióxido de carbono están presentes en exceso en el medio de cultivo, por lo que no detendrían el crecimiento.

El efecto de la luz en el crecimiento se evaluó con tres cultivos expuestos a diferentes irradiancias promedio (Figura 32). Los datos muestran un comportamiento proporcional entre la irradiancia incidente promedio y el crecimiento. El cultivo expuesto a una irradiancia de 11729 lx alcanzó una concentración máxima de 1.318×10^{10} células/L, mayor en un 50% al cultivo expuesto a 5027 lx (8.715×10^9 células/L). La misma tendencia se observó entre el cultivo a 5027 lx y el cultivo a 3081 lx, este último con un valor de 7.390×10^9 células/L. Aunque este último fue cultivado bajo la sombra, se puede observar que únicamente difiere del cultivo a irradiancia intermedia en un tercio. Por lo tanto, se evidencia que la microalga puede crecer en un amplio rango de irradiancias.

La luz se modeló como un sustrato limitante empleando la cinética de Contois, debido a que la ausencia de luz podría frenar el crecimiento microbiano. Esta se calculó como irradiancia promedio disponible dentro de fotobiorreactor, según la Ecuación 2. Se escogió esta expresión por depender de la concentración celular y el diámetro del reactor. Por lo tanto, representa una ventaja al dimensionar el fotobiorreactor porque permite definir la concentración máxima a la cual se podría operar el reactor sin provocar la muerte celular por falta de luz. Además, facilita la selección del diámetro para que la luz se distribuya de forma homogénea dentro del sistema.

Sin embargo, el modelo supone que la luz incidente es constante durante todo el fotoperiodo, lo cual no sucede en reactores expuestos al sol. Es por esto que se calculó el promedio global de irradiancias durante todos los días de cultivo y se empleó este valor dentro del modelo. Por lo tanto, omitir la variabilidad de la irradiancia representa la principal fuente de error para el factor de la luz y podría provocar desviaciones en la concentración final obtenida de biomasa. Se recomienda que en futuras investigaciones se desarrolle un modelo diferencial para la luz que pueda predecir el crecimiento microbiano cuando la luz incidente varía con el tiempo.

Otra limitante del modelo es que se construyó considerando que tanto la temperatura como el pH se mantienen constantes. Sin embargo, la temperatura es función de la irradiancia incidente, mientras que el pH depende del flujo de CO₂ y el equilibrio. Por lo tanto, se podría partir del modelo propuesto y agregarle un término para el efecto de la temperatura y otro término para el pH, de tal manera que refleje mejor las condiciones reales a las cuales se exponen las microalgas.

El efecto del CO₂ fue evaluado con cultivos alimentados con tres diferentes flujos (2.11, 3.77 y 8.22x10⁻⁷ m³/s). En la Figura 33 se observa que el mayor crecimiento se dio con el flujo intermedio (1.318x10¹⁰ células/L), seguido por el cultivo con el mayor flujo (9.921x10⁹ células/L) y, por último, el de menor flujo (1.395x10⁹ células/L). En este caso no se observa proporcionalidad entre los datos, lo cual puede deberse a que la concentración de CO₂ impacta simultáneamente en el pH de la solución. En el caso de los flujos bajo e intermedio, estos mantuvieron un pH entre 6.5 y 7 (Cuadro 48), el cual se encuentra dentro del rango de tolerancia de la microalga.

Por el contrario, el flujo mayor de CO₂ provocó una disminución del pH a 5 durante los primeros 10 días de cultivo. Incluso, en la Figura 33 se observa que durante este tiempo el crecimiento pareciera encontrarse en una fase de adaptación larga. Esta anomalía podría deberse a que la acidez del medio provocó la muerte de la microalga a la misma velocidad a la cual esta se reproducía, de tal forma que la concentración se mantuvo constante. No obstante, luego del día 10 se observa el inicio de la fase exponencial y un cambio en el pH a un rango neutro. Dicho cambio pudo darse debido a que la lisis celular de los días previos aumentó la concentración de compuestos básicos que indujeron un aumento en el pH para equilibrar las condiciones de crecimiento. Por esta razón, este fue el único set de datos que no se ajustó al modelo cinético, como se observa en la Figura 44.

El CO₂ fue modelado empleando el coeficiente volumétrico de transferencia de masa (kLa). Se escogió este parámetro debido a que, al ser adimensional, permite el escalamiento del fotobiorreactor. De esta manera, el modelo podría ser evaluado en fotobiorreactores de volúmenes mayores. Sin embargo, el kLa fue determinado a una temperatura de 25°C, por lo que únicamente podría predecir el crecimiento en fotobiorreactores que operen a esta temperatura.

Otra posible fuente de error de este factor en el modelo podría ser el efecto hidrodinámico de las células en suspensión. La metodología para calcular el kLa experimental requería que primero se hiciera la determinación en un medio sin células y luego en un medio con células muertas cuyo metabolismo no alterara la disolución del CO₂. Sin embargo, no se contaba con una suspensión de células muertas. Por consiguiente, se recomienda evaluar el modelo propuesto en presencia de células muertas suspendidas para determinar el impacto de estas en el kLa. Se esperaría que el kLa real sea mayor dado que la presencia de células aumenta la turbulencia del medio y, por ende, mejoraría la transferencia de masa.

A los factores de la luz y la transferencia de masa se les introdujo dos constantes kLa_{opt} e I_{opt} , las cuales representan el coeficiente de transferencia de masa y la luz incidente ideales para alcanzar el máximo crecimiento. Los valores de estas constantes se definieron igualando la velocidad específica de crecimiento y la velocidad específica máxima de crecimiento. Por lo tanto, son una medida de qué tanto difiere la operación real de la ideal.

Se evaluó la sensibilidad del modelo a los parámetros cinéticos (Figuras 47 – 51). Este mostró una alta sensibilidad a la variación de μ_{max} (Figura 47), lo cual se debe a que este parámetro es el que define la forma de la curva exponencial y, por consiguiente, la velocidad de crecimiento. Sin embargo, se observa que no tiene un impacto significativo en la fase lag y de aceleración, dado que ambas fases no siguen un comportamiento exponencial.

Por el contrario, el modelo mostró una sensibilidad moderada para la constante K_S (Figura 48). Se percibe una dependencia mayor en la parte final de la fase exponencial que al inicio. Esto podría deberse a que el agotamiento del sustrato provoca condiciones más hostiles para la microalga y, por lo tanto, la variación del crecimiento es más radical. A pesar de esto, se obtuvo un valor para K_S de 6.7×10^{-9} mg/células. Entre menor sea la magnitud de K_S , mayor es la afinidad de la microalga al sustrato, por lo que si se cumple en este caso.

Con respecto a las constantes I_{opt} y kLa_{opt} se observa una sensibilidad muy alta (Figuras 49 – 50). Incluso, el modelo pareciera ser más sensible a kLa_{opt} que a μ_{max} . En este caso se debe a que ambas variables dependen de μ_{max} , debido a la restricción de $\mu_{max} = \mu$. Por lo tanto, seguirán el mismo comportamiento y definirán la idealidad a la cual debería operar el modelo.

Finalmente, la constante K_I (Figura 5) no generó una variabilidad significativa en el modelo. Esto podría deberse a que, aunque la luz podría considerarse un sustrato limitante, no requiere una constante de afinidad dado que no existe otro sustrato que pueda sustituirla, a diferencia del nitrato de sodio el cual podría ser sustituido por otras fuentes de nitrógeno.

Cabe resaltar que se comparó la predicción del modelo cinético con los datos experimentales, para lo cual se determinó un porcentaje de error promedio de 20% (Cuadro 58). Esto también puede observarse gráficamente en la Figura 52. Al analizar el comportamiento del modelo con respecto al set 1 de datos experimentales se observa que la desviación entre el modelo y la realidad se da durante las fases estacionaria y de muerte. Por lo tanto, este está limitado principalmente a las fases iniciales hasta alcanzar la fase exponencial.

8.2. Dimensionamiento del fotobiorreactor

El volumen del reactor fue calculado empleando el modelo cinético y una base de cálculo de producción de aceite de 5 L en 15 días. Empleando este dato y suponiendo un porcentaje en masa de aceite del 42% (Ma, *et al.*, 2016) se estableció el requerimiento de biomasa de 20.6 kg/mes.

Se propusieron tres alternativas (Cuadro 61) que operarían en continuo y a las condiciones reportadas en el Cuadro 11. La primera propuesta consistía en un reactor de flujo pistón (PFR) sin recirculación con un volumen de 674 L; la segunda un PFR con recirculación desde el flujo de salida al de entrada y relación de reflujo de 0.89 con un volumen de 654 L; y la tercera un PFR con recirculación y relación de reflujo de 0.89 hasta llegar al punto óptimo de conversión, seguido por una sección sin recirculación, cuyo volumen total fue de 521 L. De estos, se escogió la tercera propuesta por tener el menor volumen.

Las tres propuestas se establecieron con base en el comportamiento observado en la Figura 17. Se esperaba que la primera propuesta tuviera el mayor volumen debido a que la ecuación de diseño de un reactor de flujo pistón (Ecuación 10) se expresa matemáticamente como el área bajo la curva.

La curva de operación inicia en un punto máximo, por lo que el área bajo la curva es grande y, por ende, el espacio-tiempo es el mayor (Figura 53).

En contraste, el PFR con recirculación de la segunda propuesta se asemeja a un reactor continuo de tanque agitado CSTR, por lo que gráficamente el espacio-tiempo forma un rectángulo hasta la conversión deseada (Figura 54). Aunque esto disminuye el área inicial, aumenta innecesariamente el resto del área. Por lo tanto, el volumen disminuyó únicamente 20 L. Por último, se esperaba que la tercera propuesta fuera la de menor volumen porque el PFR con recirculación al inicio minimiza el área hasta llegar al punto óptimo, seguido por el PFR sin recirculación que minimiza el área hasta llegar a la conversión deseada (Figura 17).

El punto óptimo fue calculado sabiendo que este representa la conversión a la cual la velocidad de reacción es máxima o, en este caso, el mínimo de la curva del inverso de la velocidad contra la conversión (Figura 17). De esta manera, se obtuvo que el punto óptimo se da a una conversión de 22%. Para escoger la relación de reflujo R se graficó el espacio-tiempo con respecto a R (Figura 55). En esta curva se observa una disminución del espacio-tiempo con respecto a R hasta llegar a un comportamiento constante conforme tiende a infinito, es decir, al comportamiento de un reactor continuo de tanque agitado. Por lo tanto, se determinó el mínimo de la curva que corresponde al volumen mínimo y se obtuvo una relación de reflujo de 0.89.

Para escoger el tipo de fotobiorreactor a dimensionar se hizo una comparación de las ventajas y desventajas de los diferentes tipos, presentada en el Cuadro 59. Se consideró que el fotobiorreactor sería instalado en el Laboratorio de Operaciones Unitarias de la Universidad del Valle, por lo que sería preferible una geometría compacta y que aprovechara la altura del laboratorio. Además, se consideró importante que se pudieran controlar las condiciones de cultivo para que se alcanzara la producción deseada.

Es por esto que se descartó la laguna abierta, por ocupar un gran área superficial y por el peligro de la contaminación del cultivo o la exposición a la lluvia. También se descartaron los reactores de columna de burbuja y puente aéreo por su construcción compleja, la cual podría aumentar los costos. Por lo tanto, se escogió un reactor de flujo pistón vertical porque permitiría aprovechar la altura del laboratorio y la posición vertical aumentaría el tiempo de residencia de las burbujas de CO_2 . Además, esta permite una mejor distribución de la luz y aumenta la eficiencia fotosintética.

Por el contrario, una posición horizontal tendría la desventaja que dificultaría la inyección de CO₂ a lo largo de todo el reactor.

En el Cuadro 8 se observan las características físicas del fotobiorreactor de flujo pistón vertical. Las 15 columnas estarían conectadas en la parte superior por un manifold de vidrio, de tal forma que el sistema operaría en serie. La recirculación se estableció desde la salida de la cuarta columna hasta la entrada del reactor. Esta posición fue definida calculando el volumen requerido para la sección con recirculación y haciendo la equivalencia a la cantidad de columnas correspondiente. El diámetro de la columna se escogió de tal forma que la densidad celular permitiera la distribución de la luz dentro del fotobiorreactor, lo cual se determinó a partir del modelo cinético.

En la Figura 18 se observa un esquema general del fotobiorreactor y sus sistemas auxiliares, los cuales se describen en el Cuadro 9. Se propuso la instalación de dos tanques: uno de carga para mezclar el agua, el medio de cultivo y el inóculo; y uno de almacenamiento previo a extraer el aceite de la biomasa. También se incluyó un sistema e inyección de CO₂ por medio de burbujeadores, para garantizar un flujo homogéneo de burbujas de diámetros que promuevan la transferencia de masa. Adicionalmente, se consideró un sistema de iluminación de emergencia que podría ser activado en días nublados o lluviosos, de tal forma que se alcance la concentración final deseada y la instalación de controladores de presión, temperatura y pH para propiciar el crecimiento requerido.

Se dimensionaron dos bombas centrífugas para movilizar el líquido, cuya potencia de entrada debería ser de 2HP considerando una eficiencia del 80%. Para los cálculos se utilizó un método de diámetros equivalentes para cuantificar la fricción provocada por los accesorios. Asimismo, se consideró la longitud lineal que debe recorrer el líquido dentro del fotobiorreactor para cuantificar el largo total de la tubería. Los accesorios de tubería escogidos fueron: 2 codos de 90° y 4 válvulas de globo para las tuberías de entrada y salida; 18 válvulas de diafragma para el flujo de CO₂, una por columna y una por tanque de CO₂ acompañada de un medidor de flujo; y una válvula de globo para la tubería de recirculación. Se seleccionó la válvula de globo por su capacidad para regular el flujo del medio de cultivo y la válvula de diafragma por ser menos propensa a fugas y por evitar el retorno del gas al tanque.

Se debe resaltar que la relación entre el volumen del reactor y la producción total se mantiene constante. Es por esto que dentro de la propuesta se consideró un escalamiento del proceso a largo

plazo (Cuadro 10) con el objetivo de suministrar la planta de biodiesel del Laboratorio de Operaciones Unitarias. Sin embargo, el escalamiento debe considerar que el resto de los parámetros, como el tipo de flujo y el coeficiente de transferencia de masa, deben permanecer constantes.

8.3. Condiciones de operación

En el Cuadro 11 se presentan las condiciones requeridas para la operación del fotobiorreactor. Estas fueron establecidas a partir de las condiciones observadas en el cultivo que alcanzó la mayor producción de biomasa durante la experimentación (Figura 19). Al cultivar las microalgas se observó una irradiancia máxima entre las 8 y las 10 am, pero esta disminuía por la tarde debido a la sombra generada por un edificio al costado de los frascos. Se consideró que la posición del Laboratorio de Operaciones Unitarias provocaría lecturas similares dado que este tiene un espacio amplio que recibe luz en la parte frontal, pero esta disminuye por la tarde por la sombra generada por el edificio I. Por lo tanto, se propuso un incremento del 15% en el valor de irradiancia promedio requerida, siendo esta de 14000 lx.

En el caso de la temperatura, se escogió el valor de 25°C para que fuera válido el coeficiente de transferencia de masa, el cual fue determinado a esta temperatura. Además, este valor se encuentra en el punto intermedio del rango de tolerancia de la microalga y la propuesta considera que este se mantenga constante. El pH propuesto debería ser neutro, por lo que se recomienda agregar una solución buffer como, por ejemplo, una solución salina de trisaminometano. De esta manera, se tendría un mejor control del pH en el medio para no inhibir el crecimiento. También se debería mantener una salinidad del 2% dado que la microalga *Nannochloropsis oculata* es de agua salada.

Finalmente, para el flujo de CO₂ se estableció una relación vvm de flujo de gas por minuto con respecto a volumen de reactor para facilitar el escalamiento. Al tomar el flujo que promovió un mayor crecimiento (3.76×10^{-7} m³/s) y dividirlo dentro del volumen del reactor durante la experimentación (0.0016 m³) se obtuvo una relación de 0.0114 vvm (volumen de CO₂/volumen de reactor/minuto). Considerando que el nuevo volumen sería de 0.521 m³ se obtuvo un flujo de 1.22×10^{-4} m³/s que equivaldría a 0.789 kg/h, como se observa en el balance de masa (Figura 20).

8.4. Balance de masa del fotobiorreactor

Para realizar el balance de masa de la formación de biomasa fue necesario establecer una fórmula química para la microalga a partir de su composición elemental (Cuadro 2). El método

utilizado consistió en calcular la cantidad de materia presente en la microalga con respecto a una referencia, que en este caso fue el azufre por representar la menor cantidad en masa (Cuadro 19). También es importante mencionar que se despreció el 15% (m/m) proveniente de los minerales, debido a la complejidad para estimar cada uno de ellos, los cuales se presentan en trazas.

Conociendo la fórmula química de la microalga y la composición del medio de cultivo Guillard f/2 (Cuadro 3) se estableció una reacción estequiométrica de formación de biomasa, la cual se presenta en la Figura 29. En esta se puede observar que la mayoría de subproductos son hidróxidos, por lo que se esperaría que la formación de biomasa aumente la basicidad del medio, neutralizando la acidez provocada por el dióxido de carbono.

También se debe considerar que la reacción estequiométrica no refleja todos los subprocesos que ocurren durante el metabolismo microbiano. Por consiguiente, es probable que se formen otros subproductos que podrían alterar las condiciones del medio. Por ejemplo, el nitrato podría descomponerse en nitrito o amonio. Por lo tanto, es recomendable analizar la composición del sobrenadante al final del proceso luego de centrifugar la biomasa para cuantificar los subproductos y evaluar si estos pudieran alterar la velocidad de crecimiento.

Para definir el sustrato limitante se utilizó la reacción estequiométrica, como se describió con anterioridad. Los resultados indicaron que el nitrato de sodio era el sustrato limitante (Cuadro 20), por lo que el resto de sustratos (fosfatos, sulfatos y CO₂) fueron definidos según los rendimientos experimentales presentados en el Cuadro 13. Este cálculo está sujeto a una fuente de error dado que supone que el rendimiento se mantiene constante durante todo el crecimiento microbiano. No obstante, durante un proceso real el rendimiento varía según la fase, siendo menor durante la fase lag, llegando a un máximo en la fase exponencial y disminuyendo nuevamente en la fase estacionaria (Liu, 2017).

Conociendo el requerimiento de sustratos y los rendimientos se construyó el balance de masa representado gráficamente en la Figura 20. Cabe mencionar que el medio f/2 contiene otros reactivos como vitaminas o silicatos, pero estos se encuentran en concentraciones menores a 1 mg/L, por lo que fueron despreciados del balance.

En el diagrama de bloques se distinguió entre la sección 1 con recirculación y la sección 2 sin recirculación. En ambas ocurre la misma reacción de formación de biomasa (Figura 29), pero la

recirculación en la sección 1 cumple con el objetivo de aumentar la concentración inicial de biomasa, lo cual promueve un mayor crecimiento en la sección 2 y, por eso, las conversiones en cada sección difieren. Otra ventaja de la recirculación es, al aumentar la concentración de inóculo que ingresa al fotobiorreactor, la cantidad de biomasa que debe ser propagada inicialmente en el laboratorio de análisis es menor. Además, la recirculación podría ser aprovechada durante días lluviosos o de baja irradiancia dado que el producto podría ser retornado al sistema para aumentar su concentración.

El requerimiento de CO_2 se calculó suponiendo que su flujo se detendrá por las noches y se mantendrá constante durante el día, dado que la fijación de carbono en las microalgas ocurre únicamente en presencia de luz. De lo contrario, se estaría inyectando CO_2 en momentos con eficiencia fotosintética reducida o casi nula, lo cual implicaría un desperdicio. El balance de masa del CO_2 se calculó considerando tanto la cantidad consumida por la microalga como la cantidad de gas disuelto en el medio según la transferencia de masa. A partir del rendimiento (Cuadro 12) se determinó que se consumen 0.762 kg/h de CO_2 para la formación de biomasa y conociendo el valor del k_La se calculó que se transfieren 0.0227 kg/h de CO_2 . Por lo tanto, el flujo se reduce a 0.027 kg/h.

8.5. Balance de energía del fotobiorreactor

El balance de energía fue modelado con base en las Ecuaciones 18 y 19, según se presenta el modelo final en la Ecuación 44. Debido a que el reactor está expuesto al exterior, se supuso que los efectos térmicos más influyentes serían: la radiación solar y la convección por la solución y el aire del ambiente. Los efectos térmicos por la radiación reflejada por el suelo y la conductividad a través de este se consideraron despreciables dado que la propuesta no contempla instalar el fotobiorreactor directamente en el suelo. Adicionalmente, se consideró el enfriamiento debido al equilibrio térmico entre las burbujas de CO_2 y el calor de reacción absorbido durante la fotosíntesis.

El modelo original parte de dos correlaciones empíricas para la radiación atmosférica y el coeficiente convectivo entre el vidrio y el ambiente. Por lo tanto, para el ajuste de curvas estas dos correlaciones fueron expresadas con constantes que fueron ajustadas a los datos experimentales de temperatura de la solución. Dichos parámetros se presentan en el Cuadro 13.

En la Figura 21 se puede observar que el modelo se desvía significativamente de los datos experimentales. Esto podría ser mejorado si en futuras investigaciones se introducen otros

fenómenos de transferencia de calor, como: la conductividad térmica entre el vidrio y la solución o el trabajo de la bomba. También cabe mencionar que el modelo está sujeto a error debido a que no se contaba con datos experimentales para la temperatura del vidrio. Por lo tanto, solo pudo ser ajustado para la temperatura de la solución. Esto podría provocar variaciones en los parámetros térmicos, como el coeficiente convectivo entre la solución y el vidrio.

A pesar de lo mencionado anteriormente, el modelo permite hacer una predicción rápida de las temperaturas del fotobiorreactor, a partir de las cuales se puede hacer un diseño inicial del sistema de control de temperatura. También es importante resaltar que este modelo tiene la ventaja de hacer una distinción entre la temperatura del vidrio y de la solución, en vez de analizarlo como un sistema en conjunto. Por lo tanto, permite determinar si el sistema está realmente en equilibrio térmico, dado que las temperaturas deberían coincidir si la homogenización del flujo es adecuada.

Aunque se decidió incluir dentro del modelo el enfriamiento por las burbujas de CO₂ y la entalpía de reacción, los resultados demostraron que ambas expresiones son insignificantes en comparación con los efectos de la radiación y la convección (Cuadro 63).

8.6. Transferencia de masa del CO₂

Se determinó la relación entre el flujo de CO₂ y el coeficiente volumétrico de transferencia de masa kLa (Figura 40), la cual está limitada a una temperatura promedio de 25°C. Los resultados concuerdan con el comportamiento esperado, dado que los datos guardan una relación proporcional, por lo que el kLa aumenta conforme aumenta el flujo de CO₂.

El kLa experimental está sujeto a dos posibles fuentes de error que pueden variar en la operación real: el tamaño de burbuja y la presencia de células. Para la experimentación no se contaba con un burbujeador que permitiera la formación de burbujas de diámetros menores a 2 mm y flujo homogéneo. Por lo tanto, el diámetro de la burbuja fue de 5.5 mm, disminuyendo la transferencia de masa por la disminución del área interfacial.

Tampoco fue posible evaluar el efecto de las partículas sólidas en la transferencia de masa, dado que el método requiere una suspensión aislada de células muertas para lo cual no se tuvo acceso. Por consiguiente, se esperaría que los valores reales sean mayores gracias al menor tamaño de la burbuja y a la turbulencia provocada por las células.

A pesar de esto, el método utilizado se considera una aproximación válida debido a que, por la ausencia de células, el cambio en concentración de CO₂ únicamente depende de la transferencia entre las fases gas-líquido. Por lo tanto, como se utilizó el medio de cultivo para la experimentación entonces el kLa obtenido considera el efecto de los diferentes reactivos presentes, así como la salinidad del agua. Además, los métodos para calcular el área interfacial de la burbuja son limitados y complejos, por lo que el método propuesto tiene la ventaja que permite determinar el producto entre el coeficiente de la fase líquida kL y el área interfacial a.

IX. Conclusiones

1. Se propuso un modelo cinético basado en el modelo de Contois para describir el crecimiento de la microalga *Nannochloropsis oculata*. Este considera el efecto simultáneo de la luz incidente, el nitrato como sustrato limitante y la transferencia de masa del CO₂. Para determinar los parámetros cinéticos se ajustó el modelo a cuatro sets de datos experimentales y presentó la tendencia de crecimiento esperada con un error promedio del 20% en la predicción de la densidad celular.
2. Se determinó experimentalmente el coeficiente volumétrico de transferencia de masa kLa empleando un método de absorción de CO₂ en el medio de cultivo a 25°C y a 3 diferentes flujos de CO₂. Se escogió el kLa de $0.0604 \pm 0.0053 \text{ h}^{-1}$ correspondiente a un flujo de $3.77 \times 10^{-8} \text{ m}^3/\text{s}$, dado que este propició el mayor rendimiento de biomasa.
3. Las condiciones de operación del fotobiorreactor se establecieron según el cultivo que presentó un mayor rendimiento para la formación de biomasa, el cual fue de 5.51×10^8 células/mg. Por lo tanto, se propusieron las siguientes condiciones: una irradiancia incidente promedio de 14000 lx, un pH de 7, una temperatura de 25°C, un flujo de CO₂ de 0.789 kg/h y una salinidad de 2.00%.
4. Se dimensionó un fotobiorreactor de flujo pistón (PFR) vertical a partir del modelo cinético propuesto, cuyo volumen fue de 521 L para una producción mensual de 10 L de aceite. Este estaría compuesto por 15 columnas verticales en serie de 120 mm de diámetro y 2 m de altura, con una recirculación cuya relación de reflujo sería de 0.89 y que recorrería desde la cuarta columna hasta la entrada del reactor.
5. Se propuso un modelo térmico que estima la temperatura del medio de cultivo a partir de los fenómenos de radiación solar, convección por el medio de cultivo y el aire del ambiente, el enfriamiento por la disolución del CO₂ y la entalpía de reacción. Este fue ajustado a un set de datos experimentales de la temperatura promedio por hora y representa una aproximación inicial con la cual se podría evaluar el equilibrio térmico de la solución.

X. Recomendaciones

1. Se recomienda realizar una investigación tomando como base el modelo cinético propuesto para incluir un término que modele la variación de temperatura a partir de la ecuación de Arrhenius, la energía de activación de la reacción y la energía libre de Gibbs. Además, empleando el modelo cinético se recomienda estudiar los factores que influyen en la producción de aceite de la microalga *Nannochloropsis oculata* y su relación con la generación de biomasa.
2. Se recomienda realizar una investigación sobre la transferencia de masa en el fotobiorreactor propuesto, de tal manera que se determine el coeficiente volumétrico de transferencia de masa en función de la temperatura y el flujo de CO₂, considerando los efectos hidrodinámicos de las células. Además, en este estudio se podría incluir el dimensionamiento del sistema de inyección de CO₂ y determinar la relación requerida entre el diámetro de la burbuja y la altura de la columna.
3. Previo a la operación del fotobiorreactor se sugiere hacer una evaluación de diferentes soluciones buffer que mantengan el pH constante y a la vez no alteren el crecimiento microbiano, de tal forma que se tenga un mejor control sobre las condiciones. Además, se recomienda la instalación de baffles en las columnas que componen el fotobiorreactor para garantizar la homogeneidad del sistema y la adecuada distribución de nutrientes.
4. Se sugiere hacer un análisis del gas inyectado a los reactores durante la experimentación y del sobrenadante restante luego de la formación de biomasa empleando técnicas analíticas, como cromatografía de gases o líquida HPLC, para determinar su composición exacta y evaluar si existen compuestos que podrían afectar el crecimiento microbiano.
5. Se recomienda hacer una investigación para validar que las condiciones de operación se mantengan constantes al escalar el proceso para que el aumento del volumen no varíe la producción final de biomasa. En esta investigación se podría incluir un análisis que determine la relación entre el diámetro de la columna, el paso de la radiación electromagnética y la formación de zonas oscuras dentro fotobiorreactor.

6. Se recomienda estudiar la relación entre la irradiancia incidente instantánea y la temperatura del medio para incluirla dentro del modelo térmico propuesto, a partir del cual se podrían determinar los parámetros de automatización del sistema de enfriamiento para mantener la temperatura constante dentro del fotobiorreactor.

XI. Bibliografía

- Androga, D., Uyar, B., Koku, H. & Eroglu, I. (2017). *Dynamic modeling of temperature change in outdoor operated tubular photobioreactors*. *Bioprocess Biosystem Engineering*, 40(7), 1017-1031.
- Alcaine, A. (2010). *Biodiesel from microalgae*. Estocolmo: Royal School of Technology.
- Barreto, B. (2018, Noviembre 27). *Guatemala: a tres años del ecocidio en el río La Pasión, el proceso judicial sigue detenido*. Extraído de Mongabay: <https://es.mongabay.com/2018/11/palma-africana-en-guatemala/>
- Bechet, Q., Shilton, A., Fringer, O., Muñoz, R. & Guieysse, B. (2010). *Mechanistic Modeling of Broth Temperature in Outdoor Photobioreactors*. *American Chemical Society*, 44(6), 2197-2203.
- Browne, B., Gibbs, R., McLeod, J., Parker, M., Schwanda, W., & Warren, K. (2010). *Oil Extraction from Microalgae*. *Semantic Scholar*, 23.
- Chen, H., & Jiang, J. (2017). *Mechanisms in Auto- and Heterotrophic Microalgae*. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 65(2017), 8099-8110.
- Chen, Z., Wang, L., Qiu, S., & Ge, S. (2018). *Determination of Microalgal Lipid Content and Fatty Acid for Biofuel Production*. *BioMed Research International*, 1-17.
- Goetz, V., Borgne, F., Pruvost, J., Plantard, G. & Legrand, J. (2011). *A generic temperature model for solar photobioreactors*. *Chemical Engineering Journal*, 175(2011), 443-449.
- Hasan, M., & Chakrabarti, R. (2009). *Use of algae and aquatic macrophytes as feed in small-scale aquaculture*. Roma: Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- Kong, F., Torres, I., Warakanont, J., & Li-Beisson, Y. (2018). *Lipid catabolism in microalgae*. *New Phytologist*, 218(2018), 1340-1348.
- Kumar, A., Ergas, S., Yuan, X., Sahu, A., Zhang, Q., Dewulf, J., & Malcata, F. (2010). *Enhanced CO2 fixation and biofuel production via microalgae: recent developments and future directions*. *Trends in Biotechnology*, 28(7), 371-380.

- Kumar, K., Dasgupta, C. N., Nayak, B., Lindblad, P., & Debabrata, D. (2011). *Development of suitable photobioreactors for CO₂ sequestration addressing global warming using green algae and cyanobacteria*. *Bioresource Technology*, 102(8), 4945-4953.
- Kunjapur, A., & Eldridge, B. (2010). *Photobioreactor Design for Commercial Biofuel Production from Microalgae*. *Industrial & Engineering Chemistry Research*, 49(2010), 3516-3526.
- Lee, J. (2009). *Biochemical Engineering*. Pullman, Estados Unidos: Washington State University.
- Liu, S. (2017). *Bioprocess Engineering*. Nueva York, Estados Unidos: Department of Paper and Bioprocess Engineering.
- Lu, C., Torzilla, G., & Vonshak, A. (1999). *Kinetic response of photosystem II photochemistry in the cyanobacterium Spirulina plantensis to high salinity is characterized by two distinct phases*. *Australian Journal of Plant Physiology*, 26, 283-292.
- Ma, X., Chen, T., Yang, B., & Liu, J. &. (2016). *Lipid Production from Nannochloropsis*. *Marine Drugs*, 14(4), 61.
- Molina, E., Fernández, J., Ación, F., & Chisti, Y. (2000). *Tubular photobioreactor design for algal cultures*. *Journal of Biotechnology*, 92(2001), 114-131.
- Ogbonna, J., Yada, H., & Tanaka, H. (1996). *A Novel Internally Illuminated Stirred Tank Photobioreactor for Large-Scale Cultivation of Photosynthetic Cells*. *Journal of Fermentation and Bioengineering*, 82(1), 61-67.
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (s.f.). *La FAO celebra repatriación y entrega de colecciones de variedades nativas de maíces*. Extraído de FAO: <http://www.fao.org/guatemala/noticias/detail-events/es/c/1151952/#:~:text=Seg%C3%BAAn%20la%20FAO%2C%20el%20ma%C3%ADz,es%20de%20110%20kg%20Fa%C3%B1o>.
- Sanchez-Mirón, A., García, F., Contreras, A., Molina, E., & Chisti, Y. (2000). *Bubble Column and Airlift Photobioreactors for Algal Culture*. *AICHE Journal*, 46(9), 1872-1887.
- Singh, R., & Sharma, S. (2012). *Development of suitable photobioreactor for algae production - A review*. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 16(2012), 2347-2353.
- Sobczuk, T., Camacho, F., Rubio, F., Ación, F., & Molina, E. (2000). *Carbon dioxide uptake efficiency by outdoor microalgal cultures in tubular airlift photobioreactors*. *Biotechnology and Bioengineering*, 67(4), 465-475.

- Tebanni, S., Lopes, F., Filali, R., Dumur, D., & Pareau, D. (2014). *CO2 Biofixation by Microalgae*. Nueva Jersey: Wiley.
- Ugwu, C., Aoyagi, H., & Uchiyama, H. (2007). *Photobioreactors for mass cultivation of algae*. *Bioresource Technology*, 99(2008), 4021-4028.
- Vasumathi, 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.
- Yao, L., Gerde, J., Lee, S.-L., Wang, T., & Harrata, K. A. (2015). *Microalgae Lipid Characterization*. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 63(6), 1773-1787.

XII. Anexos

Anexo A

Condiciones de cultivo de la microalga *Nannochloropsis oculata*

Cuadro 15: Características físicas de los recipientes de vidrio utilizados para el crecimiento experimental de la microalga *Nannochloropsis oculata*

Reactor	Material	Altura (± 0.05 cm)	Perímetro (± 0.05 cm)	Diámetro (± 0.02 cm)	Volumen total (± 0.008 L)	Área de incidencia (± 0.00011 m ²)
1	Vidrio	20.30	38.20	12.16	2.357	0.03877
2		20.40	38.20	12.16	2.369	0.03896
3		20.40	38.10	12.13	2.357	0.03886

* El área de incidencia se estimó considerando que la luz iluminaría únicamente el 50% del manto del recipiente de vidrio.

Cuadro 16: Condiciones de cultivo de la microalga *Nannochloropsis oculata* expuesta a variación de irradiancia entre 3000 – 10000 lx

Reactor	Periodo de cultivo	Salinidad (± 0.05 %)	Flujo de CO ₂ ($\pm 0.11 \times 10^{-7}$ m ³ /s)	Temperatura promedio (± 0.05 °C)	Irradiancia promedio (± 1 lx)	pH promedio (± 0.5)
1	20.06.20	2.00	2.45	24.30	10043	7.0
2	al	2.00			5027	7.0
3	23.07.20	2.00			3081	7.0

Cuadro 17: Condiciones de cultivo de la microalga *Nannochloropsis oculata* expuesta a variación de flujo de CO₂ entre 2 – 8x10⁻⁷ m³/s

Reactor	Periodo de cultivo	Salinidad (± 0.05 %)	Flujo de CO ₂ ($\pm 0.11 \times 10^{-7}$ m ³ /s)	Temperatura promedio (± 0.05 °C)	Irradiancia promedio (± 1 lx)	pH promedio (± 0.5)
1	06.10.20	2.26	2.11	24.30	11729	7.0
2	al	2.22	3.00			6.6
3	26.10.20	2.25	8.28			6.4

Cuadro 18: Densidad del medio de cultivo f/2 diluido en agua destilada

Masa de la solución (±0.07 g)	Volumen de la solución (±0.005 mL)	Densidad (±0.007 g/mL)
10.00	10.000	1.000

* Se determinó a 25°C y el medio tenía un 2.00% de salinidad.



Figura 22: Microalga *Nannochloropsis oculata* suspendida en agar enriquecido con medio Guillard f/2 obtenida de Mercer of Montana

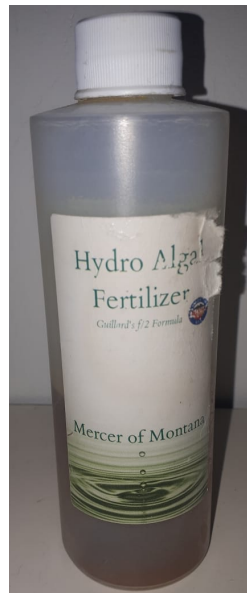


Figura 23: Medio de cultivo Guillard f/2 concentrado obtenido de Mercer of Montana

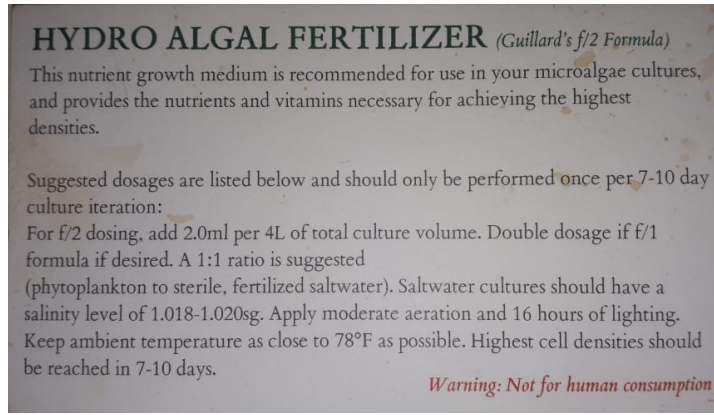


Figura 24: Dosificación recomendada para diluir el medio de cultivo Guillard f/2 en agua destilada

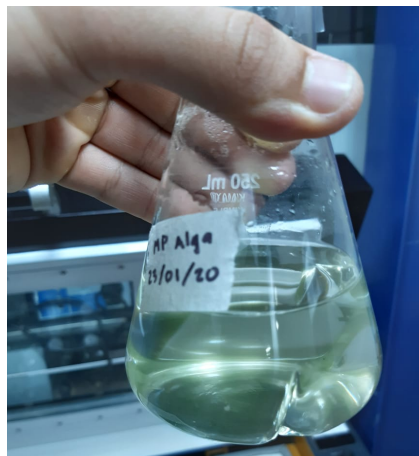


Figura 25: Propagación inicial de la microalga *Nannochloropsis oculata* cultivada en una incubadora New Brunswick

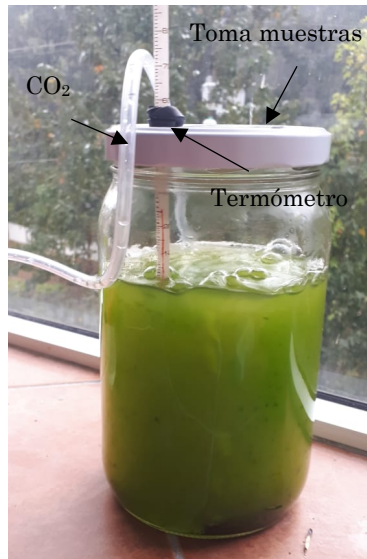


Figura 26: Recipiente de vidrio (Reactor 2) en el cual se cultivo la microalga *Nannochloropsis oculata*



Figura 27: Medidor de salinidad PAL-SALT marca Atago

Reacción de formación de la microalga *Nannochloropsis oculata*

Cuadro 19: Determinación de los factores estequiométricos de la fórmula química de la microalga *Nannochloropsis oculata*

Elemento	Carbono	Oxígeno	Hidrógeno	Nitrógeno	Azufre	Fósforo	Minerales	Total
% m/m	43.3	25.1	6	6.4	0.5	3.63	15.07	100
Masa molecular	12.01	15.99	1.01	14.01	32.07	30.97	-	-
Moles x 1g	0.0361	0.0157	0.0594	0.0046	0.0002	0.0012	-	-
Factor	231	101	381	29	1	8	-	-

* Para el cálculo se tomó como referencia la composición elemental de la microalga, en el Cuadro 2.

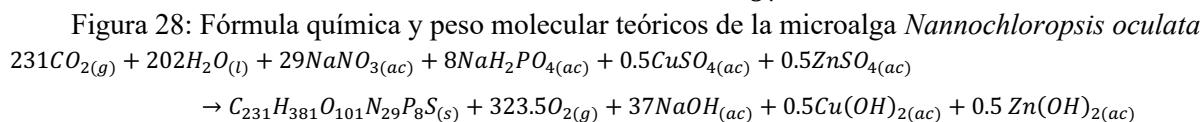
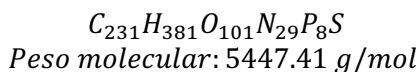


Figura 29: Reacción estequiométrica de formación de biomasa a partir de los nutrientes disponibles en el medio de cultivo Guillard f/2

Cuadro 20: Determinación del reactivo limitante en la reacción de formación de biomasa de la microalga *Nannochloropsis oculata*

Reactivo	Masa requerida para producir 1g de biomasa (g)	Moles requeridos	Moles disponibles en medio de cultivo f/2	Biomasa generada (g)
CO ₂	1.868	0.04	1.27E-01	3.0
NaNO ₃	0.457	0.0054	2.22E-05	0.0041
NaH ₂ PO ₄	0.166	0.0014	5.99E-06	0.0043
CuSO ₄	0.015	0.0001	7.86E-08	0.0042
ZnSO ₄	0.015	0.0001	3.06E-07	

* El nitrato de sodio se consideró el reactivo limitante por generar la menor cantidad de biomasa.

a. Crecimiento celular en condiciones de variación de irradiancia

Cuadro 21: Crecimiento celular en Reactor 2 con irradiancia promedio de 10043 lx

Fecha	Concentración celular ($\times 10^6$ células/mL)			
	Corrida 1	Corrida 2	Corrida 3	Promedio
20.06.20	0.396	0.411	0.396	0.401
23.06.20	1.43	1.40	1.48	1.44
26.06.20	2.39	2.38	2.24	2.34
29.06.20	3.05	2.86	3.03	2.98
02.07.20	3.60	3.67	3.57	3.61
05.07.20	5.19	5.14	4.93	5.09
08.07.20	4.25	4.43	4.27	4.32
10.07.20	6.11	5.73	5.88	5.91
12.07.20	7.68	7.70	7.53	7.64
15.07.20	7.79	7.99	8.67	8.15
18.07.20	9.61	10.3	10.0	9.97

Cuadro 22: Crecimiento celular de la microalga en Reactor 1 con irradiancia promedio de 5027 lx

Fecha	Concentración celular ($\times 10^6$ células/mL)			
	Corrida 1	Corrida 2	Corrida 3	Promedio
20.06.20	0.388	0.398	0.367	0.384
22.06.20	2.43	2.42	2.33	2.39
25.06.20	2.11	2.12	1.96	2.06
28.06.20	3.46	3.23	3.30	3.33
01.07.20	4.26	4.16	4.03	4.15
04.07.20	4.15	4.26	3.95	4.12
07.07.20	2.27	2.36	2.34	2.32
10.07.20	4.94	4.99	5.06	5.00
14.07.20	7.00	7.45	7.84	7.43
20.07.20	8.65	9.16	9.78	9.20
23.07.20	8.02	8.47	8.21	8.23

Cuadro 23: Crecimiento celular en reactor 3 con irradiancia promedio de 3081 lx

Fecha	Concentración celular ($\times 10^6$ células/mL)			
	Corrida 1	Corrida 2	Corrida 3	Promedio
20.06.20	0.384	0.387	0.378	0.383
21.06.20	0.354	0.369	0.386	0.370
24.06.20	2.35	2.23	2.39	2.32
27.06.20	2.40	2.55	2.38	2.44
30.06.20	2.68	2.73	2.98	2.80
03.07.20	3.50	3.27	3.20	3.32
06.07.20	3.15	2.88	2.87	2.97
09.07.20	6.64	6.14	7.03	6.60
13.07.20	7.35	7.93	8.18	7.82
19.07.20	7.40	7.13	7.45	7.33

b. Crecimiento celular en condiciones de variación de flujo de CO_2

Cuadro 24: Crecimiento celular en Reactor 1 con flujo de CO_2 de $2.11 \times 10^{-7} \text{ m}^3/\text{s}$

Fecha	Hora	Concentración celular ($\times 10^6$ células/mL)			
		Corrida 1	Corrida 2	Corrida 3	Promedio
06.10.20	10:30	0.279	0.284	0.285	0.283
06.10.20	12:30	0.282	0.265	0.266	0.271
06.10.20	15:15	0.293	0.281	0.275	0.283
06.10.20	18:00	0.354	0.352	0.352	0.353
07.10.20	08:30	0.370	0.373	0.370	0.371
08.10.20	08:30	0.456	0.414	0.426	0.432
09.10.20	08:45	0.457	0.459	0.425	0.447
10.10.20	09:30	0.460	0.462	0.472	0.465
11.10.20	09:20	0.575	0.566	0.570	0.570
14.10.20	08:40	0.720	0.699	0.679	0.699
16.10.20	09:45	0.762	0.710	0.663	0.712
18.10.20	11:40	0.800	0.716	0.705	0.740
20.10.20	09:20	0.866	0.756	0.725	0.782
22.10.20	09:30	1.27	1.31	1.22	1.27
26.10.20	09:30	1.66	1.47	1.44	1.52

Cuadro 25: Crecimiento celular en reactor 2 con flujo de CO₂ de 3.76x10⁻⁷ m³/s

Fecha	Hora	Concentración celular (x10 ⁶ células/mL)			
		Corrida 1	Corrida 2	Corrida 3	Promedio
06.10.20	10:30	0.242	0.233	0.231	0.235
06.10.20	12:30	0.252	0.241	0.240	0.244
06.10.20	15:15	0.356	0.372	0.348	0.359
06.10.20	18:00	0.333	0.353	0.353	0.346
07.10.20	08:30	0.403	0.418	0.390	0.404
08.10.20	08:30	0.526	0.504	0.478	0.503
09.10.20	08:45	0.518	0.542	0.568	0.543
10.10.20	09:30	0.752	0.789	0.721	0.754
12.10.20	08:30	0.871	0.822	0.863	0.852
16.10.20	09:45	6.78	6.77	6.95	6.83
18.10.20	11:40	9.79	10.4	10.7	10.30
20.10.20	09:20	15.3	15.7	15.5	15.50
22.10.20	09:30	12.1	11.0	9.46	10.85
26.10.20	09:30	6.97	7.16	7.53	7.22

Cuadro 26: Crecimiento celular en Reactor 3 con flujo de CO₂ de 8.26x10⁻⁷ m³/s

Fecha	Hora	Concentración celular (x10 ⁶ células/mL)			
		Corrida 1	Corrida 2	Corrida 3	Promedio
06.10.20	10:30	0.161	0.169	0.166	0.165
06.10.20	12:30	0.208	0.188	0.190	0.195
06.10.20	15:15	0.230	0.230	0.236	0.232
06.10.20	18:00	0.286	0.296	0.277	0.286
07.10.20	08:30	0.326	0.321	0.329	0.325
08.10.20	08:30	0.366	0.379	0.372	0.372
09.10.20	08:45	0.115	0.121	0.125	0.120
10.10.20	09:30	0.144	0.136	0.131	0.137
11.10.20	09:20	0.250	0.216	0.218	0.228
12.10.20	08:30	0.190	0.197	0.186	0.191
13.10.20	08:30	0.202	0.203	0.214	0.206
14.10.20	08:40	0.160	0.167	0.153	0.160
16.10.20	09:45	0.284	0.292	0.264	0.280
18.10.20	11:40	0.264	0.287	0.266	0.272
20.10.20	09:20	0.666	0.683	0.619	0.656
22.10.20	09:30	1.31	1.27	1.25	1.28
26.10.20	09:30	1.07	1.11	0.951	1.04

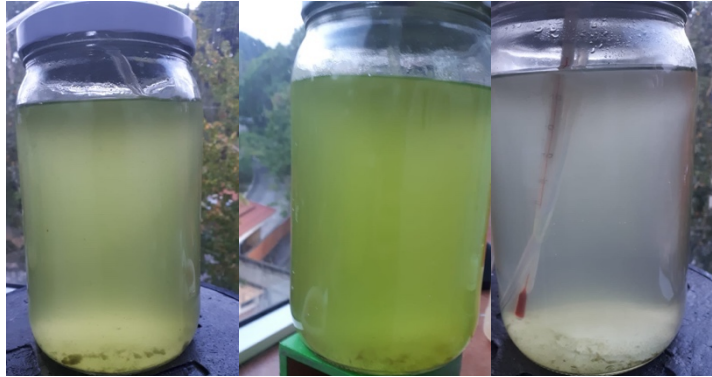


Figura 30: Comparación visual del crecimiento microbiano con variación de flujo de CO₂



Figura 31: Contador de células Muse® utilizado para construir las curvas de crecimiento de la microalga

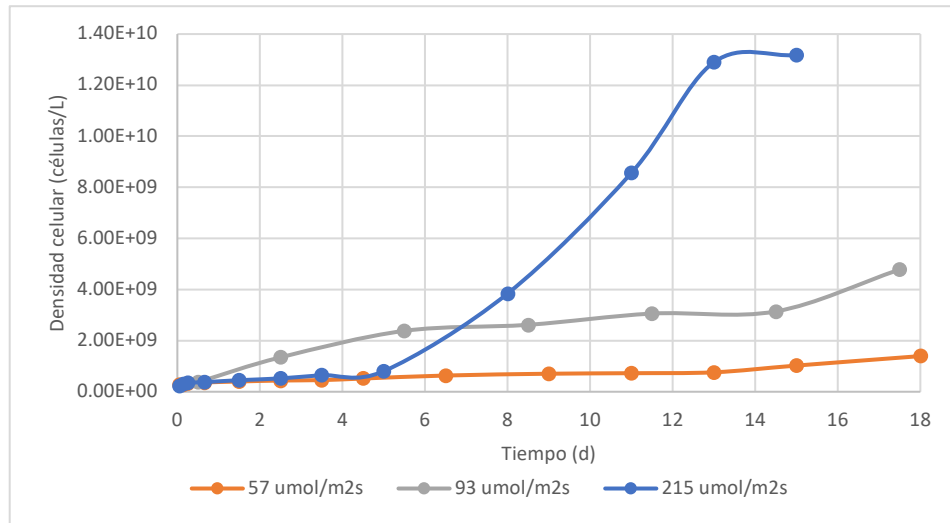


Figura 32: Curvas de crecimiento experimentales durante cultivo con exposición a variación de irradiancia promedio

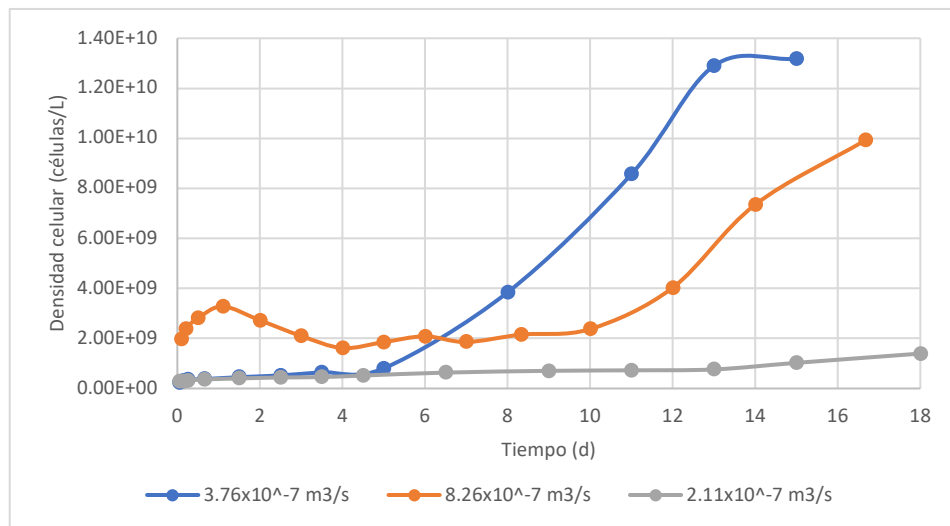


Figura 33: Curvas de crecimiento experimentales durante cultivo con exposición a variación de flujo de CO₂

Anexo D

Sustratos

Cuadro 27: Consumo de fosfatos durante la experimentación con variación de flujo de CO₂

Fecha	Concentración ($\pm 0.58\text{mg/L}$)		
	Reactor 1	Reactor 2	Reactor 3
06.10.20	6.67	6.00	5.00
08.10.20	5.33	6.00	5.00
10.10.20	4.00	5.00	4.00
12.10.20	4.00	4.00	3.67
16.10.20	2.67	3.40	3.33
20.10.20	2.33	3.33	3.00
26.10.20	2.33	3.00	3.00

Cuadro 28: Concentración inicial de sulfatos durante la experimentación con variación de flujo de CO₂

Fecha	Concentración ($\pm 0.12 \text{ mg/L}$)		
	Reactor 1	Reactor 2	Reactor 3
06.10.20	1.00	0.80	0.80

Cuadro 29: Consumo de nitratos durante la experimentación con variación de flujo de CO₂

Día	Concentración celular (x10 ⁸ células/mL)	Concentración de NaNO ₃ (±12.95 mg/L)
0	3.79	76.67
1	3.77	76.67
2	9.24	73.33
3	14.70	73.33
4	20.57	70.00
5	22.33	66.67
6	35.03	63.33
7	38.07	63.33
8	53.13	56.67
9	60.87	53.33
10	64.20	50.00
11	67.37	50.00

Cuadro 30: Consumo de nitratos durante la experimentación con variación de flujo de CO₂

(Continuación)

Día	Concentración celular (x10 ⁸ células/mL)	Concentración de NaNO ₃ (±12.95 mg/L)
12	72.23	46.67
13	76.03	46.67
14	85.83	43.33
15	87.40	40.00
16	86.50	40.00
17	96.60	36.67
18	92.20	33.33
19	108.67	33.33
20	127.67	26.67
21	125.67	26.67

Cuadro 31: Consumo de dióxido de carbono utilizado para determinar el rendimiento con respecto a la producción de biomasa

Hora	Concentración celular (x10 ⁶ células/mL)	Concentración de CO ₂ (±0.36 mg/L)
09:35	9.19	47.46
12:00	9.33	35.60
15:10	10.20	27.29
17:15	10.10	23.73



Figura 34: Colorímetro HACH utilizado para determinar la concentración de nitratos, fosfatos y

 Variables medidas durante el crecimiento de la microalga

- a. Irradiancia incidente en reactores durante experimentación con variación de irradiancia entre 3000 – 10000 lx

Cuadro 32: Medición de la irradiancia incidente en el Reactor 1 del 20.06.20 al 18.07.20

Fecha	Irradiancia (± 1 lx)
20.06.20	11173
23.06.20	10320
26.06.20	10753
29.06.20	8523
02.07.20	6459
05.07.20	9325
08.07.20	10543
10.07.20	12530
12.07.20	9785
15.07.20	11302
18.07.20	9764
Promedio	10043

Cuadro 33: Medición de la irradiancia incidente en el Reactor 2 del 20.06.20 al 18.07.20

Fecha	Irradiancia (± 1 lx)
20.06.20	6265
22.06.20	4230
25.06.20	5361
28.06.20	5210
01.07.20	4603
04.07.20	4795
07.07.20	4135
10.07.20	4650
14.07.20	4913
20.07.20	6347
23.07.20	4790
Promedio	5027

Cuadro 34: Medición de la irradiancia incidente en el Reactor 3 del 20.06.20 al 19.07.20

Fecha	Irradiancia (±1 lx)
20.06.20	2639
21.06.20	3954
24.06.20	2754
27.06.20	3514
30.06.20	3456
03.07.20	2367
06.07.20	2712
09.07.20	3353
13.07.20	3150
19.07.20	2915
Promedio	3081

- b. Irradiancia incidente en reactores durante experimentación con variación de flujo de CO₂ entre $2 - 8 \times 10^{-7} \text{ m}^3/\text{s}$

Cuadro 35: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 8 de octubre 2020

Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)
07:52	1355	08:56	828	11:07	8804	12:33	8700	01:30	2723
07:54	1524	08:58	1029	11:09	8050	12:35	8210	01:32	2646
07:56	2018	09:00	1365	11:11	9069	12:37	7318	01:34	2705
07:58	2852	10:29	9365	11:13	9494	12:39	6555	01:36	2772
08:00	4301	10:31	7565	11:15	9512	12:41	5838	01:38	2606
08:02	4203	10:33	7471	11:17	8514	12:43	5698	01:40	2561
08:04	5742	10:35	7770	11:19	7289	12:45	5358	01:42	2690
08:06	6126	10:37	7673	11:21	4918	12:47	4649	01:44	2715
08:08	1956	10:39	7298	11:23	5785	12:49	4334	01:46	2664
08:10	1119	10:41	7125	11:25	5824	12:51	4604	01:48	2618
08:12	1033	10:43	7666	11:27	5726	12:53	5394	01:50	2644
08:14	974	10:45	7955	11:29	5977	12:55	5990	01:52	2695
08:16	831	10:47	7794	11:31	6059	12:57	6196	01:54	2746
08:18	779	10:49	7891	11:33	6057	12:59	5955	01:56	2856
08:20	880	10:51	7864	11:35	5060	01:01	5695	01:58	2939
08:22	1039	10:53	7507	11:37	4899	01:03	5505	02:00	3053
08:24	1200	10:55	7742	11:39	4886	01:05	5191	02:02	3184
08:48	1426	10:57	7601	11:41	5088	01:07	4405	02:04	3365
08:50	1218	10:59	7720	11:43	5704	01:22	1771	02:06	3573
07:52	973	11:01	7350	11:45	6391	01:24	1595	02:08	3667

Cuadro 36: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 9 de octubre 2020

Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)
09:52	5462	10:14	4075	10:36	6510	10:58	8869	11:56	7927
09:53	5927	10:15	4146	10:37	6565	10:59	8821	11:57	7553
09:54	6443	10:16	4444	10:38	7124	11:00	8077	11:58	7701
09:55	7199	10:17	4687	10:39	6638	11:01	7503	11:59	7783
09:56	9040	10:18	4580	10:40	6968	11:02	7656	12:00	7530
09:57	9216	10:19	4545	10:41	8057	11:03	6680	12:01	7280
09:58	7964	10:20	4932	10:42	8358	11:04	6530	12:02	7110
09:59	6792	10:21	5644	10:43	8568	11:05	6240	12:03	7131
10:00	6189	10:22	5914	10:44	9015	11:06	5727	12:04	7537
10:01	6093	10:23	5527	10:45	9680	11:07	5739	12:05	8024
10:02	8360	10:24	4815	10:46	10143	11:42	7596	12:06	7818
10:03	10090	10:25	4667	10:47	10382	11:43	8117	12:07	7959
10:04	7584	10:26	4664	10:48	10334	11:44	8133	12:08	8039
10:05	6635	10:27	4785	10:49	10187	11:45	7780	12:09	7960
10:06	4917	10:28	4926	10:50	9064	11:46	7945	12:10	8083
10:07	4339	10:29	4910	10:51	7805	11:47	8256	12:11	7918
10:08	4341	10:30	4873	10:52	7741	11:48	8207	12:12	7457
10:09	4158	10:31	4999	10:53	8789	11:49	7885	12:13	7006
10:10	4103	10:32	5058	10:54	9221	11:50	7750	12:14	6858
10:11	4161	10:33	5562	10:55	9462	11:51	7672	12:15	6621

Cuadro 37: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 10 de octubre 2020

Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)
08:37	38404	10:36	4827	11:52	2774	01:24	557	02:04	509
08:38	36009	10:38	3547	11:54	2888	01:26	557	02:06	521
08:39	36249	10:40	4042	11:56	4185	01:28	629	02:08	616
08:40	16426	10:42	5176	11:58	4197	01:30	833	02:10	645
08:41	7629	10:44	5246	12:00	4325	01:32	1126	02:12	647
08:42	9363	10:46	3880	12:02	2271	01:34	1316	02:14	675
08:43	35919	10:48	4344	12:04	1888	01:36	1381	02:16	682
08:44	39590	10:50	6088	12:58	2986	01:38	1438	02:18	750
08:45	40038	10:52	4445	01:00	3129	01:40	1245	02:20	801
08:46	40225	10:54	4064	01:02	3319	01:42	1156	02:22	712
08:47	39892	10:56	5964	01:04	3309	01:44	1144	02:24	603
08:47	31920	10:58	6250	01:06	3165	01:46	1156	02:26	581
08:47	22846	11:00	6326	01:08	2528	01:48	1277	02:28	598
08:47	16839	11:02	6892	01:10	1914	01:50	1301	02:30	522
08:47	12532	11:04	7287	01:12	1684	01:52	1256	02:32	446

Cuadro 38: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 10 de octubre 2020

(continuación)

Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)
08:47	9372	11:06	6820	01:14	1466	01:54	1077	02:34	415
08:48	8777	11:08	5028	01:16	1263	01:56	920	02:36	389
08:56	9597	11:10	3910	01:18	1034	01:58	778	02:38	377
08:57	9158	11:12	5999	01:20	840	02:00	625	02:40	346
08:58	7550	11:50	4220	01:22	685	02:02	550	02:42	329

Cuadro 39: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 11 de octubre 2020

Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)
09:45	4852	09:51	5038	09:58	6942	10:04	6058	10:50	5342
09:45	5511	09:52	5645	09:58	7224	10:05	5962	10:51	4782
09:46	5207	09:52	6378	09:59	6620	10:05	5768	10:52	4520
09:46	5664	09:53	6878	09:59	6046	10:40	4586	10:53	4564
09:47	6152	09:53	7360	10:00	5454	10:41	4758	10:54	4560
09:47	6761	09:54	8501	10:00	5186	10:42	4836	10:55	5128
09:48	8795	09:54	8810	10:01	5749	10:43	5192	10:56	5181
09:48	7966	09:55	6555	10:01	5933	10:44	5445	10:57	4734
09:49	7695	09:55	6310	10:02	6096	10:45	5621	10:58	5136
09:49	7398	09:56	6174	10:02	7761	10:46	5666	10:59	5693
09:50	6649	09:56	5977	10:03	6894	10:47	5560	11:00	6488
09:50	5217	09:57	5914	10:03	6308	10:48	5179	11:01	5908
09:51	4954	09:57	6367	10:04	6217	10:49	5252	11:02	5521

Cuadro 40: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 12 de octubre 2020

Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)
09:09	15733	09:23	14556	09:37	5892	09:51	6811	10:05	3437
09:10	18175	09:24	14961	09:38	5294	09:52	10471	10:06	3613
09:11	15901	09:25	17623	09:39	7315	09:53	4950	10:07	4257
09:12	11103	09:26	9685	09:40	5807	09:54	11697	10:08	3216
09:13	15667	09:27	17574	09:41	7949	09:55	9797	10:09	3192
09:14	8526	09:28	18587	09:42	4111	09:56	8751	10:10	3534
09:15	13385	09:29	9786	09:43	7242	09:57	7619	10:11	3437
09:16	12823	09:30	22262	09:44	7903	09:58	8554	10:12	4498
09:17	11499	09:31	15428	09:45	9235	09:59	7034	10:13	3286
09:18	11037	09:32	10831	09:46	11243	10:00	7524	10:14	4898
09:19	9560	09:33	8567	09:47	7593	10:01	6380	10:15	4125
09:20	11615	09:34	13049	09:48	9598	10:02	6122	10:16	3279
09:21	12101	09:35	5817	09:49	12647	10:03	4296	10:17	2898
09:22	12407	09:36	7619	09:50	14075	10:04	3977	-	-

Cuadro 41: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 13 de octubre 2020

Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)
08:16	7553	09:15	5052	09:55	5625	11:51	4486	02:20	3637
08:18	31207	09:17	3320	10:37	4931	11:53	2375	02:22	3946
08:20	20548	09:19	3719	10:39	3239	11:55	3782	02:24	2967
08:22	8555	09:21	3556	10:41	5398	11:57	3944	02:26	2385
08:24	44084	09:23	3743	10:43	5110	11:59	4431	02:28	2186
08:26	36471	09:25	5288	10:45	3571	12:01	3131	02:30	1745
08:28	47854	09:27	4653	10:47	4294	12:03	1895	02:32	1471
08:30	24641	09:29	4060	10:49	4157	01:54	3119	02:34	1477
08:32	16770	09:31	4123	10:51	6217	01:56	3279	02:36	1857
08:34	44673	09:33	5035	10:53	4247	01:58	3064	02:38	2158
08:36	47065	09:35	6405	10:55	5585	02:00	2967	02:40	2183
08:38	48658	09:37	5969	10:57	5786	02:02	3102	02:42	1912
08:40	51260	09:39	4176	10:59	6394	02:04	3393	02:44	1842
08:42	27899	09:41	4279	11:01	6648	02:06	3318	02:46	1677
08:44	9143	09:43	5386	11:03	6920	02:08	3172	02:48	1428
08:46	16506	09:45	5644	11:05	7028	02:10	3499	02:50	1229
08:48	21016	09:47	8773	11:07	6727	02:12	3751	02:52	1155
08:50	10071	09:49	5190	11:09	4017	02:14	3598	02:54	1126
09:11	11457	09:51	5161	11:11	4723	02:16	3568	02:56	1138

Cuadro 42: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 14 de octubre 2020

Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)
08:04	6798	09:11	17508	10:17	4619	10:57	6951	11:37	4314
08:06	11380	09:13	23707	10:19	6090	10:59	8151	11:39	4220
08:08	9735	09:15	29873	10:21	3699	11:01	6586	11:41	3626
08:10	10647	09:17	21829	10:23	3928	11:03	7135	11:43	3458
08:12	8310	09:19	30905	10:25	3993	11:05	6304	11:45	4138
08:41	15645	09:21	33004	10:27	3206	11:07	5677	11:47	3707
08:43	10414	09:23	36385	10:29	2642	11:09	5437	11:49	3923
08:45	19166	09:25	37690	10:31	4637	11:11	4800	11:51	2496
08:47	9691	09:27	34906	10:33	4263	11:13	5583	11:53	2696
08:49	10355	09:29	14355	10:35	7270	11:15	6357	01:02	3519
08:51	9943	09:31	8493	10:37	6488	11:17	7132	01:04	4223
08:53	12018	09:33	5442	10:39	9706	11:19	8402	01:06	4556
08:55	10130	09:35	6156	10:41	4368	11:21	9284	01:08	4873
08:57	15870	10:03	4121	10:43	7229	11:23	9324	01:10	5025
08:59	15512	10:05	5165	10:45	10877	11:25	9405	01:12	5000
09:01	11318	10:07	3454	10:47	8355	11:27	9298	01:14	4761
09:03	14726	10:09	4579	10:49	8310	11:29	9163	01:16	5032
09:05	14004	10:11	3849	10:51	8407	11:31	8476	01:18	5024

Cuadro 43: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 16 de octubre 2020

Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)
08:16	7553	09:15	5052	09:55	5625	11:51	4486	02:20	3637
08:18	31207	09:17	3320	10:37	4931	11:53	2375	02:22	3946
08:20	20548	09:19	3719	10:39	3239	11:55	3782	02:24	2967
08:22	8555	09:21	3556	10:41	5398	11:57	3944	02:26	2385
08:24	44084	09:23	3743	10:43	5110	11:59	4431	02:28	2186
08:26	36471	09:25	5288	10:45	3571	12:01	3131	02:30	1745
08:28	47854	09:27	4653	10:47	4294	12:03	1895	02:32	1471
08:30	24641	09:29	4060	10:49	4157	01:54	3119	02:34	1477
08:32	16770	09:31	4123	10:51	6217	01:56	3279	02:36	1857
08:34	44673	09:33	5035	10:53	4247	01:58	3064	02:38	2158
08:36	47065	09:35	6405	10:55	5585	02:00	2967	02:40	2183
08:38	48658	09:37	5969	10:57	5786	02:02	3102	02:42	1912
08:40	51260	09:39	4176	10:59	6394	02:04	3393	02:44	1842
08:42	27899	09:41	4279	11:01	6648	02:06	3318	02:46	1677
08:44	9143	09:43	5386	11:03	6920	02:08	3172	02:48	1428
08:46	16506	09:45	5644	11:05	7028	02:10	3499	02:50	1229
08:48	21016	09:47	8773	11:07	6727	02:12	3751	02:52	1155

Cuadro 44: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 18 de octubre 2020

Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)
09:41	9190	09:53	8067	10:05	4377	10:17	2097	10:29	7226
09:42	12790	09:54	7614	10:06	3211	10:18	2191	10:30	8054
09:43	10550	09:55	7128	10:07	2160	10:19	2469	10:31	8046
09:44	6370	09:56	8649	10:08	1541	10:20	2691	10:32	7345
09:45	5518	09:57	9209	10:09	1201	10:21	2575	10:33	7164
09:46	5335	09:58	9697	10:10	1159	10:22	2696	10:34	6424
09:47	5406	09:59	10188	10:11	1518	10:23	3606	10:35	5679
09:48	6545	10:00	12154	10:12	2429	10:24	4065	10:36	4693
09:49	7535	10:01	11984	10:13	3064	10:25	3366	10:37	4811
09:50	9045	10:02	9101	10:14	2849	10:26	3715	10:38	4871
09:51	8630	10:03	7248	10:15	2773	10:27	4791	10:39	5390
09:52	8281	10:04	5541	10:16	2538	10:28	6401	10:40	6690

Cuadro 45: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 20 de octubre 2020

Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)
10:26	6243	10:48	7714	11:10	8028	11:30	4089	02:20	2278
10:27	6212	10:49	7331	11:11	8091	11:31	3686	02:21	2577
10:28	6121	10:50	6882	11:12	7963	11:32	3613	02:22	2601
10:29	6308	10:51	6361	11:13	7687	11:33	3761	02:23	2855
10:30	6392	10:52	5972	11:14	7659	11:34	3404	02:24	2743
10:31	6592	10:53	5985	11:15	7312	11:35	3799	02:25	2611
10:32	6380	10:54	6275	11:16	7272	11:36	4371	02:26	2496
10:33	6322	10:55	6669	11:17	7410	11:37	4789	02:27	2228
10:34	7024	10:56	7313	11:18	7759	11:38	5345	02:28	2139
10:36	7601	10:58	7253	11:20	8016	11:40	5215	02:30	2149
10:37	5961	10:59	7478	11:21	8203	11:41	5176	02:31	2126
10:38	5715	11:00	8069	11:22	7806	11:43	5176	02:32	2042
10:39	5988	11:01	8303	11:23	8121	11:45	5176	02:33	1898
10:40	5486	11:02	8209	11:24	7368	02:14	367	02:34	1956
10:41	4610	11:03	7794	11:25	6635	02:15	2141	02:35	2031
10:42	5204	11:04	7363	11:26	7293	02:16	2000	02:36	2046
10:44	7425	11:06	7225	11:28	5932	02:18	1961	02:38	2210

Cuadro 46: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 22 de octubre 2020

Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)
08:27	37303	09:17	26714	10:05	5884	10:51	2648	11:43	2332
08:29	41089	09:19	26360	10:07	5902	10:53	2569	11:45	2335
08:31	50668	09:21	23965	10:09	5877	10:55	2492	11:47	2292
08:33	48314	09:23	22591	10:11	5726	10:57	2448	11:49	2210
08:35	48372	09:25	20709	10:13	5624	10:59	2374	11:51	2129
08:37	47413	09:27	19369	10:15	5500	11:01	2354	11:53	2129
08:39	46224	09:29	18382	10:17	5422	11:03	2336	11:55	2171
08:41	46110	09:31	17212	10:19	5298	11:05	2401	11:57	2338
08:43	46812	09:33	15298	10:21	5039	11:07	2486	11:59	2335
08:45	45031	09:35	14089	10:23	4841	11:09	2506	12:01	2266
08:47	43018	09:37	13628	10:25	4643	11:11	2525	12:03	2402
08:49	42185	09:39	13178	10:27	4485	11:13	2587	12:05	2432
08:51	41465	09:41	12413	10:29	4366	11:15	2533	12:07	2428
08:53	37248	09:43	11750	10:31	4307	11:17	2510	12:09	2470
08:55	36800	09:45	11326	10:33	4190	11:19	2513	12:11	2552
08:57	35629	09:47	10500	10:35	4108	11:21	2510	12:13	2641
08:59	34040	09:49	9869	10:37	3739	11:23	2530	12:15	2932
09:01	34232	09:51	8789	10:39	2922	11:25	2654	01:05	2474

Cuadro 47: Medición de la irradiancia incidente en los reactores el 26 de octubre 2020

Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)	Hora	Irradiancia (±1 lx)
09:07	23548	10:57	5528	11:17	8496	12:55	3630	01:15	3271
09:08	22871	10:58	5568	11:18	8573	12:56	3254	01:16	3020
09:09	22371	10:59	5668	11:19	8871	12:57	2869	01:17	2967
09:10	21387	11:00	5905	11:20	8908	12:58	2542	01:18	2724
10:41	5882	11:01	6083	11:21	8994	12:59	2341	01:19	2502
10:42	6297	11:02	6204	11:22	8857	01:00	2245	01:20	2401
10:43	6262	11:03	6282	11:23	8936	01:01	2368	01:21	2417
10:44	6339	11:04	6074	11:24	8941	01:02	2470	01:22	2350
10:45	6518	11:05	6050	11:25	9025	01:03	2504	01:23	2217
10:46	6658	11:06	5932	11:26	9043	01:04	2555	01:24	2129
10:47	6695	11:07	5915	11:27	8793	01:05	2598	01:25	2097
10:48	6438	11:08	5960	11:28	8281	01:06	2608	01:26	2072
10:49	6260	11:09	6143	11:29	7679	01:07	2632	01:27	2031
10:50	5982	11:10	6504	12:48	3903	01:08	2622	01:28	2052
10:51	5842	11:11	6923	12:49	3872	01:09	2577	01:29	2031
10:52	5880	11:12	6887	12:50	3946	01:10	2739	01:30	2032
10:53	5720	11:13	6810	12:51	3972	01:11	3154	01:31	2057

c. pH

Cuadro 48: Variación de pH en reactores durante experimentación con variación de flujo de CO₂
del 06.10.20 al 26.10.20

Fecha	6	9	13	15	16	18	20	22	24	26	Promedio
Reactor 1 (± 0.5)	7.0	6.5	7.0	7.0	7.0	7.0	7.0	7.0	7.0	7.0	7.0
Reactor 2 (± 0.5)	7.0	6.5	6.5	6.5	6.5	6.5	6.5	6.5	6.5	6.5	6.6
Reactor 3 (± 0.5)	7.0	5.0	5.0	6.0	6.0	6.5	7.0	7.0	7.0	7.0	6.4

d. Temperatura

Cuadro 49: Perfil de temperatura (± 0.5 °C) diario y por hora durante el crecimiento celular en los tres reactores del 6.10.20 al 26.10.20

Fecha/Hora	08:00	09:00	10:00	11:00	12:00	13:00	14:00	15:00	16:00	17:00	18:00	19:00	20:00	21:00	22:00	23:00	24:00:00	Promedio diario
6.10.20	-	29.0	29.0	30.0	29.0	28.0	27.0	27.0	-	-	24.0	24.0	23.0	23.0	22.0	21.0	20.0	25.4
7.10.20	22.0	29.0	30.0	30.0	30.0	30.0	-	-	27.0	27.0	26.0	26.0	25.5	23.0	22.0	22.0	20.0	26.0
8.10.20	21.0	22.0	22.0	24.0	25.0	25.0	25.0	25.0	25.0	25.0	24.0	22.5	22.0	22.0	21.0	21.0	20.0	23.0
9.10.20	20.0	21.0	-	23.0	24.0	25.0	26.0	25.0	25.0	24.0	23.0	22.0	22.0	22.0	21.5	20.0	20.0	22.7
10.10.20	25.0	28.0	28.0	27.0	27.5	26.0	25.0	25.0	25.0	24.0	24.0	23.0	23.0	22.0	22.0	21.0	-	24.7
13.10.20	23.0	25.5	26.0	26.0	26.0	26.0	26.0	25.0	24.0	24.0	23.0	23.0	23.0	22.0	22.0	21.0	20.0	23.9
14.10.20	20.0	23.0	24.0	26.0	27.0	26.0	-	25.0	25.0	-	24.0	23.0	23.0	22.0	21.0	20.0	20.0	23.3
15.10.20	20.0	21.0	22.5	23.5	24.0	25.0	25.0	25.0	25.0	24.0	24.0	23.0	23.0	22.5	22.0	21.0	20.0	23.0
18.10.20	20.0	21.0	22.0	22.0	24.0	-	-	26.5	25.0	25.0	24.0	22.0	22.0	22.0	22.0	21.0	-	22.8
20.10.20	21.0	23.0	25.0	26.0	26.0	26.0	26.0	25.5	25.0	25.0	-	-	-	-	21.0	20.0	20.0	23.8
21.10.20	21.0	26.0	27.0	28.0	28.0	27.0	26.0	25.0	25.0	25.0	24.0	24.0	23.0	22.0	21.0	21.0	20.0	24.3
22.10.20	26.0	31.0	31.0	31.0	30.0	29.0	28.0	27.0	26.0	26.0	25.0	24.0	23.0	22.0	22.0	21.0	-	26.4
26.10.20	22.0	28.0	30.0	29.0	28.0	28.0	28.0	27.0	27.0	26.0	26.0	25.0	24.5	23.0	-	-	-	26.5
Promedio por hora	21.8	25.2	26.4	26.6	26.8	26.8	26.2	25.7	25.3	25.0	24.3	23.5	23.1	22.3	21.6	20.8	20.0	24.3

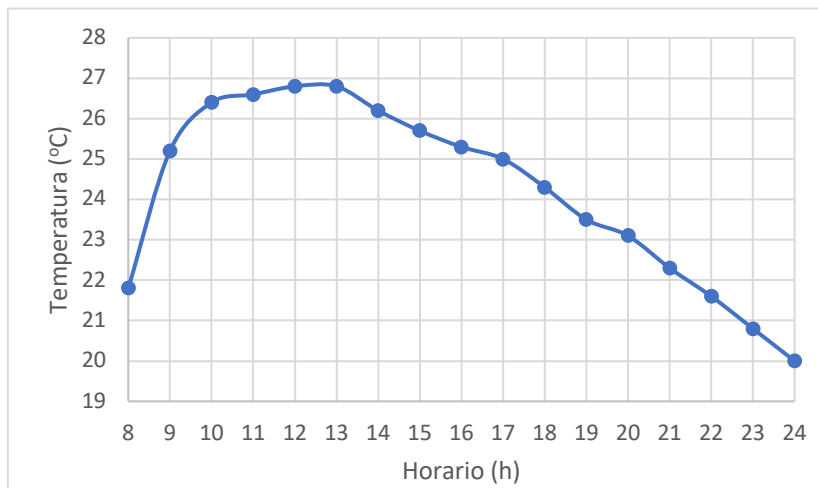


Figura 35: Perfil de temperaturas promedio por hora durante el crecimiento celular en los tres reactores del 6.10.20 al 26.10.20

Anexo F

Transferencia de masa de CO₂

Cuadro 50: Estandarización de la solución de hidróxido de sodio con ftalato ácido de potasio para la titulación del CO₂ en el medio de cultivo

Masa de NaOH (±0.0005 g)	Volumen de solución (L)	Ftalato ácido de potasio (±0.0005 g)	Solución de NaOH (±0.05 mL)
1.2544	1.00	0.1070	17.6
		0.1027	17.1
		0.1078	17.7

Cuadro 51: Concentración de solución de hidróxido estandarizada con ftalato ácido de potasio

Concentración (±0.0142 M)			Promedio (±0.0142 M)	Desviación estándar	Intervalo de confianza 95%	
Corrida 1	Corrida 2	Corrida 3			Máximo	Mínimo
0.0298	0.0294	0.0298	0.0297	0.0002	0.0302	0.0292

Cuadro 52: Determinación experimental del diámetro y volumen de la burbuja de CO₂

Burbuja	Alto (±0.005 cm)	Largo (±0.005 cm)	Diámetro equivalente (±0.0009 m)	Volumen (±0.08x10 ⁻⁸ m ³ /s)
1	0.417	0.428	0.00424	3.99
2	0.458	0.513	0.00494	6.31
3	0.471	0.497	0.00488	6.09
4	0.649	0.670	0.00663	15.27
5	0.527	0.555	0.00546	8.50
6	0.585	0.663	0.00636	13.45
7	0.477	0.588	0.00548	8.64
8	0.498	0.615	0.00573	9.86
9	0.461	0.494	0.00483	5.90
10	0.508	0.648	0.00597	11.16
Promedio	0.505	0.567	0.00545	8.92
Desv. estándar	0.068	0.083	0.00075	3.58

* Se utilizó una manguera de 1/8'' de diámetro con orificios para la generación de burbujas.

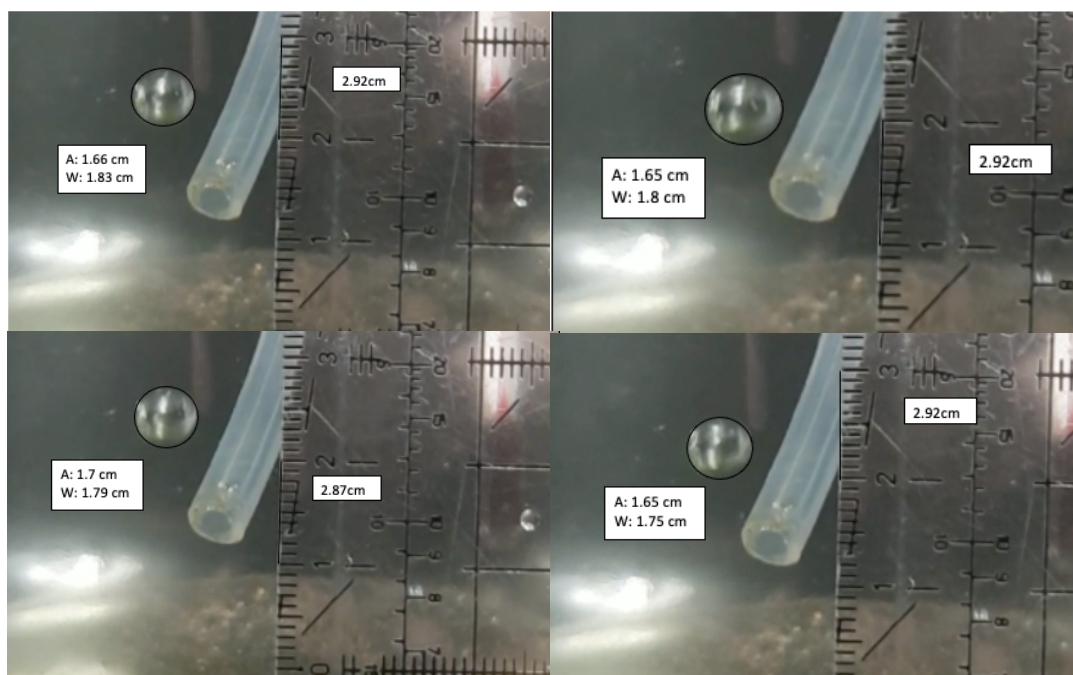


Figura 36: Método de dimensionamiento de la burbuja de CO₂ empleando una cámara lenta y una regla como referencia

Cuadro 53: Absorción del CO₂ en el medio de cultivo a un flujo de $2.11 \times 10^{-7} \text{ m}^3/\text{s}$

Tiempo (± 0.0001 min)	Concentración de CO ₂ ($\pm 0.0001 \text{ M}$)			Flujo de CO ₂ ($\pm 0.11 \times 10^{-7}$ m^3/s)	Temperatura ($\pm 0.05 \text{ }^\circ\text{C}$)	pH (± 0.05)
	Corrida 1	Corrida 2	Corrida 3			
0	0	0	0	2.26	31.00	7.0
60	0.00059	0.00059	0.00059	2.05	28.00	6.5
120	0.00134	0.00148	0.00148	2.02	26.00	6.0
180	0.00276	0.00267	0.00282	2.54	25.00	6.0
240	0.00297	0.00297	0.00297	2.00	24.00	5.5
300	0.00326	0.00326	0.00297	1.79	23.00	5.5
Promedio				2.11	26.20	6.1

Cuadro 54: Absorción del CO₂ en el medio de cultivo a un flujo de 3.00x10⁻⁷ m³/s

Tiempo (±0.0001 min)	Concentración de CO ₂ (±0.00001 M)			Flujo de CO ₂ (±0.11x10 ⁻⁷ m ³ /s)	Temperatura (±0.05 °C)	pH (±0.05)
	Corrida 1	Corrida 2	Corrida 3			
0	0	0	0	3.21	25.00	7.0
32	0.00089	0.00089	0.00059	3.04	26.00	6.5
66	0.00163	0.00148	0.00119	3.12	26.00	6.5
93	0.00208	0.00178	0.00178	3.04	25.00	6.0
149	0.00267	0.00267	0.00237	2.86	25.00	5.5
180	0.00326	0.00297	0.00297	2.78	25.00	5.0
Promedio				3.00	25.40	6.1

Cuadro 55: Absorción del CO₂ en el medio de cultivo a un flujo de 8.28x10⁻⁷ m³/s

Tiempo (±0.0001 min)	Concentración de CO ₂ (±0.00001 M)			Flujo de CO ₂ (±0.11x10 ⁻⁷ m ³ /s)	Temperatura (±0.05 °C)	pH (±0.05)
	Corrida 1	Corrida 2	Corrida 3			
0	0.00148	0.00148	0.00163	8.41	25.00	7.0
30	0.00237	0.00208	0.00237	8.50	25.00	6.5
60	0.00326	0.00326	0.00326	8.24	27.00	6.0
90	0.00371	0.00386	0.00371	8.68	23.00	5.5
120	0.00445	0.00415	0.00445	8.50	26.00	5.0
150	0.00534	0.00534	0.00534	7.81	25.00	5.0
180	0.00148	0.00148	0.00163	7.81	24.00	5.0
Promedio				8.28	25.00	5.7

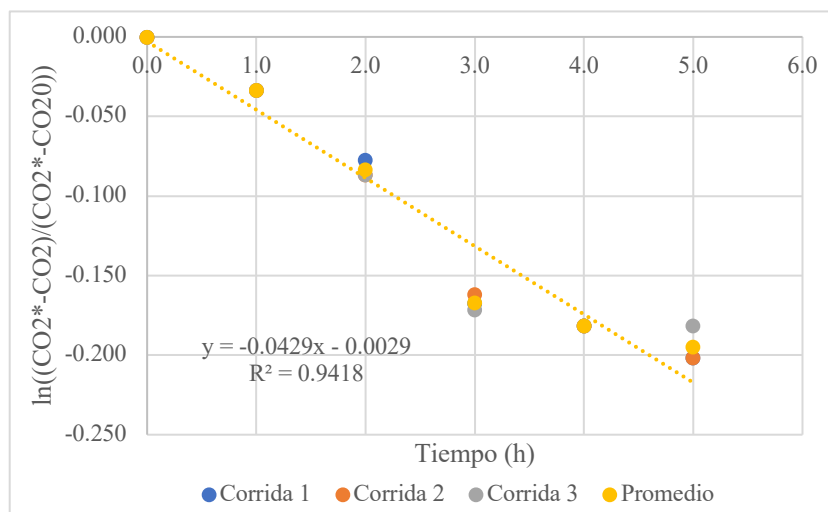


Figura 37: Determinación del coeficiente de transferencia de masa kLa para un flujo de 2.11x10⁻⁷ m³/s de CO₂ a 26.2°C

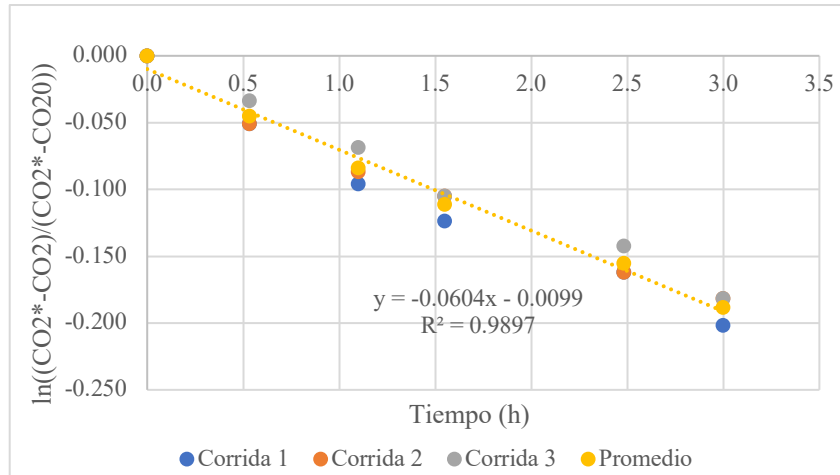


Figura 38: Determinación del coeficiente de transferencia de masa kLa para un flujo de $3.77 \times 10^{-7} \text{ m}^3/\text{s}$ de CO_2 a 25.4°C

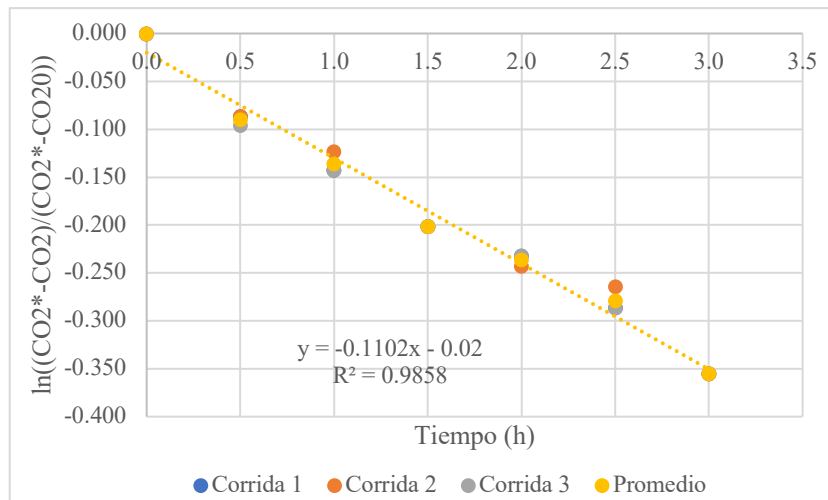


Figura 39: Determinación del coeficiente de transferencia de masa kLa para un flujo de $8.28 \times 10^{-7} \text{ m}^3/\text{s}$ de CO_2 a 25°C

Cuadro 56: kLa obtenido de la absorción de CO₂ en el medio de cultivo a diferentes flujos de entrada

Flujo de CO ₂ (±0.11x10 ⁻⁷ m ³ /s)	kLa (±0.0053 h ⁻¹)			Promedio	Desviación estándar	Intervalo de confianza 95%	
	Corrida 1	Corrida 2	Corrida 3			Máximo	Mínimo
2.11	0.04402	0.04359	0.04100	0.0429	0.0016	0.0469	0.0389
3.77	0.0634	0.0588	0.0591	0.0604	0.0026	0.0669	0.0539
8.28	0.11096	0.10995	0.10967	0.1102	0.0007	0.1119	0.1085

* La experimentación se realizó a una temperatura promedio de 25°C.

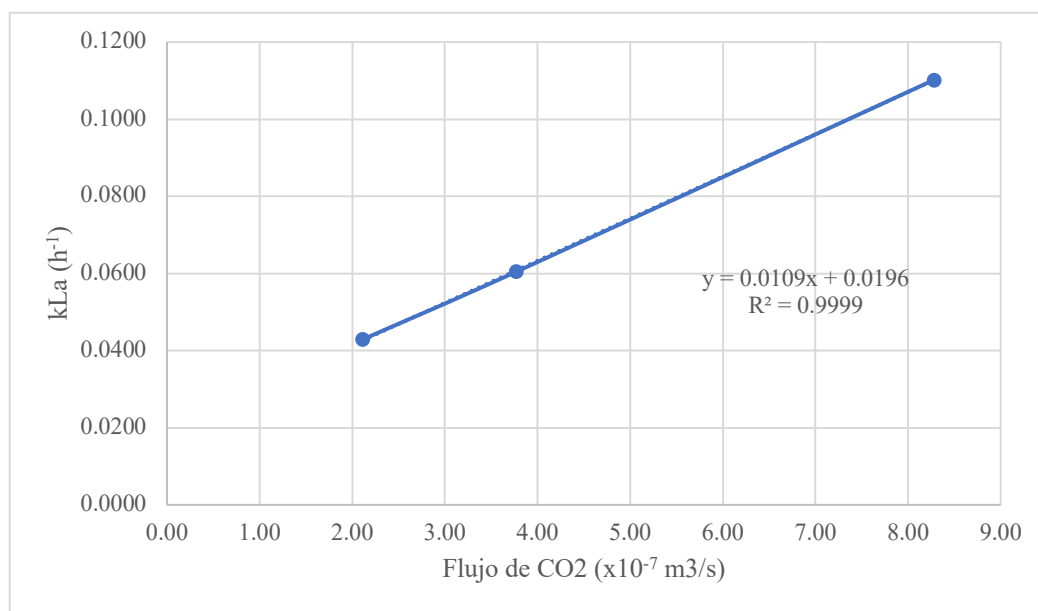


Figura 40: Regresión lineal del coeficiente de transferencia de masa kLa en función el flujo de CO₂

Cuadro 57: Estadística de la regresión lineal para la dependencia del coeficiente de transferencia de masa kLa del flujo de CO₂

Coficiente	Valor	Error típico
Coficiente de determinación R ²	0.9999	0.0004
Intercepto	0.01955	0.00051
Pendiente	0.01094	0.00009

* Se determinó por medio de Análisis de Datos en Excel.

a. Ajuste de curvas del modelo cinético

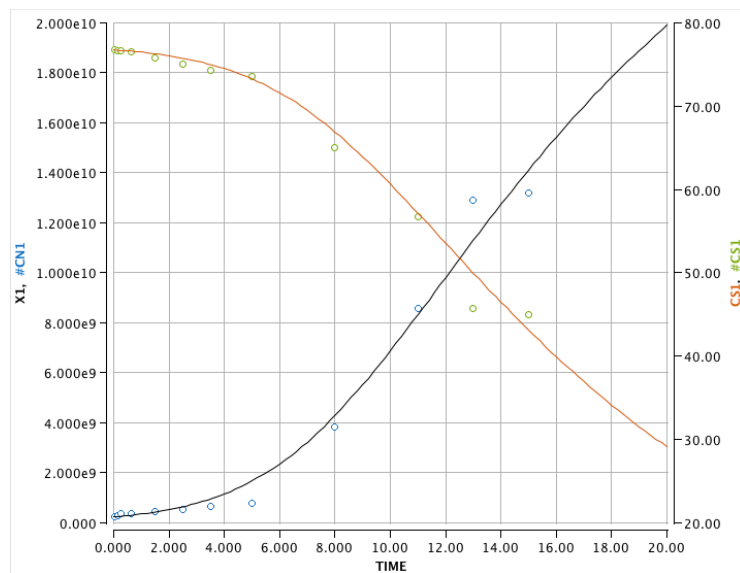


Figura 41: Ajuste de curvas del set de datos 1 expuesto a 11729 lx y con un flujo de CO₂ de $3.00 \times 10^{-7} \text{ m}^3/\text{s}$

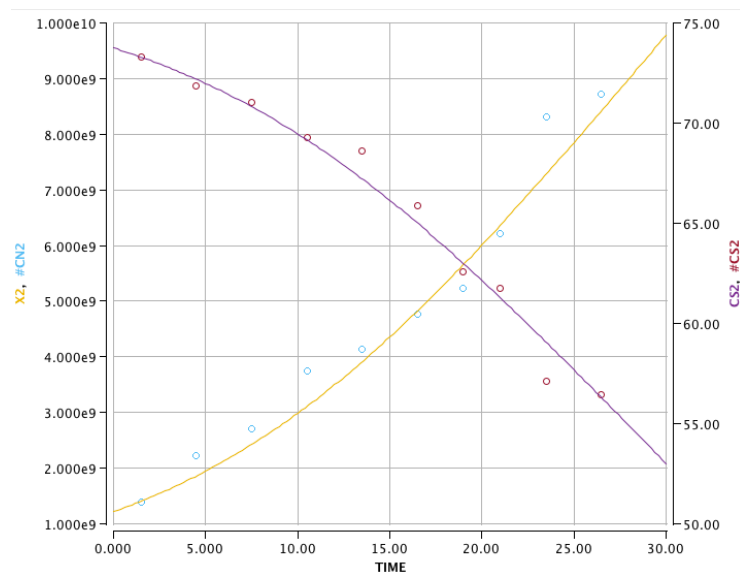


Figura 42: Ajuste de curvas del set de datos 2 expuesto a 5027 lx y con un flujo de CO₂ de $2.45 \times 10^{-7} \text{ m}^3/\text{s}$

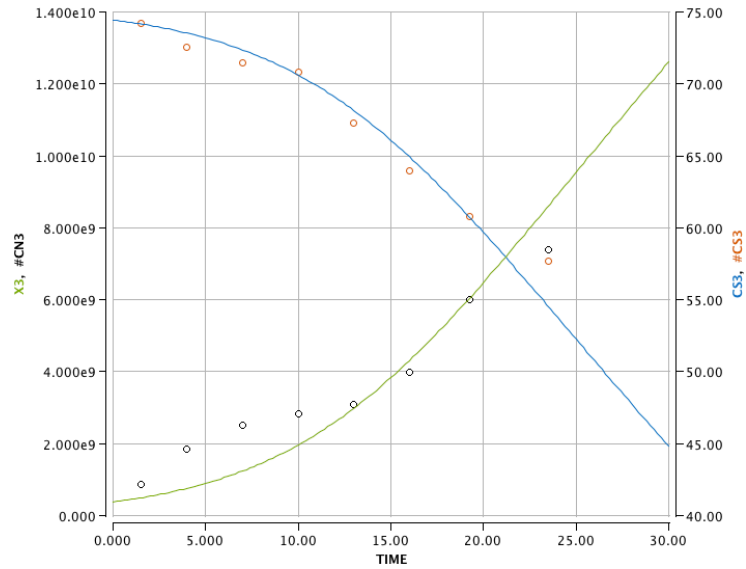


Figura 43: Ajuste de curvas del set de datos 3 expuesto a 3081 lx y con un flujo de CO_2 de $2.45 \times 10^{-7} \text{ m}^3/\text{s}$

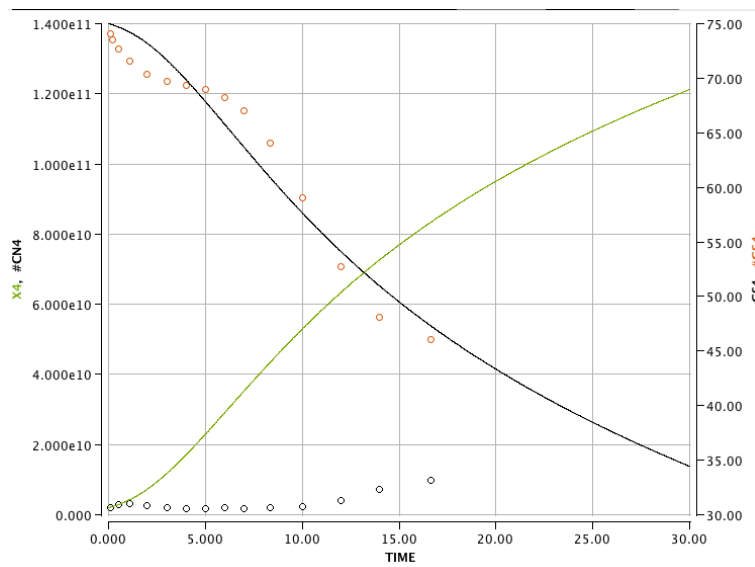


Figura 44: Ajuste de curvas del set de datos 4 expuesto a 11729 lx y con un flujo de CO_2 de $8.28 \times 10^{-7} \text{ m}^3/\text{s}$

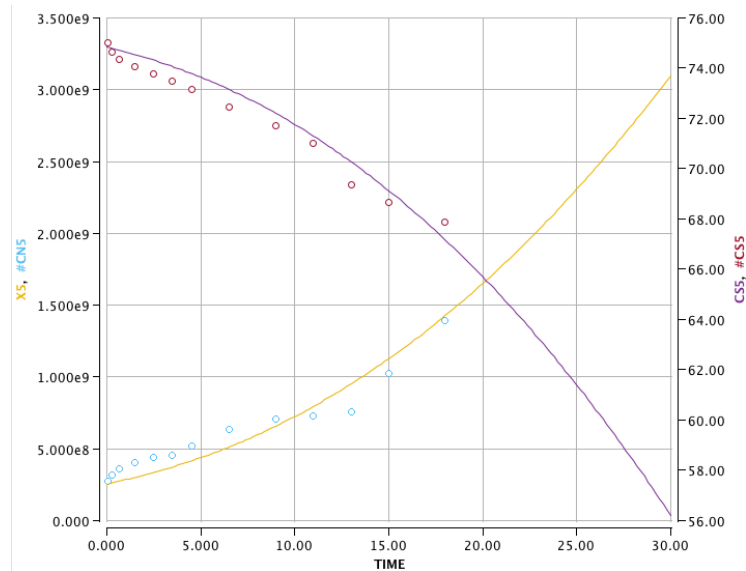


Figura 45: Ajuste de curvas del set de datos 5 expuesto a 11729 lx y con un flujo de CO₂ de 2.11x10⁻⁷ m³/s

Name	Value
STARTTIME	0
STOPTIME	30
DT	0.2
DTOUT	0
INIT X1	2.35E8
INIT X2	1.215E9
INIT X3	3.8255E8
INIT X5	2.5568E8
INIT CS1	76.77
INIT CS2	73.75
INIT CS3	74.4434
INIT CS5	74.84
umax *	0.42678
Ki	3.946E-9
Yxs *	4.1087E8
Yxs1 *	1.5261E8
Ks	6.698E-9
kLa	0.0604
kLa1	0.016
kLaopt *	0.03138
lopt *	418.46
lin	217
lin1	57
lin2	93
Ka	0.2
D	0.198
C	7.67E-10

```

METHOD RK4
STARTTIME = 0
STOPTIME = 30
DT = 0.02
{Type Equations Here.}

d/dt(X1)=R1
d/dt(X2)=R2
d/dt(X3)=R3
d/dt(X4)=R4
d/dt(X5)=R5

d/dt(CS1)=S1
d/dt(CS2)=S2
d/dt(CS3)=S3
d/dt(CS4)=S4
d/dt(CS5)=S5

R1=M1*X1
R2=M2*X2
R3=M3*X3
R4=M4*X4
R5=M5*X5

S1=-R1/Yxs1
S2=-R2/Yxs1
S3=-R3/Yxs1
S4=-R4/Yxs2
S5=-R5/Yxs3

M1=umax*(Iavg/(Ki*X1+Iopt))*(CS1/(Ks*X1+CS1))*(kLa/kLaopt)^i
M2=umax*(Iavg1/(Ki*X2+Iopt))*(CS2/(Ks*X2+CS2))*(kLa/kLaopt)^i
M3=umax*(Iavg2/(Ki*X3+Iopt))*(CS3/(Ks*X3+CS3))*(kLa/kLaopt)^i
M4=umax*(Iavg/(Ki*X1+Iopt))*(CS4/(Ks*X4+CS4))*(kLa1/kLaopt)^i
M5=umax*(Iavg/(Ki*X1+Iopt))*(CS5/(Ks*X5+CS5))*(kLa2/kLaopt)^i

Iavg=(lin/(D*Ka*X1*C))*(1-EXP(-D*Ka*X1*C))
Iavg1=(lin1/(D*Ka*X2*C))*(1-EXP(-D*Ka*X2*C))
Iavg2=(lin2/(D*Ka*X3*C))*(1-EXP(-D*Ka*X3*C))

umax=0.45716
Ki=8.76E-9
Ks=5.42E-12
Yxs1=2.82246E9
Yxs2=1.18E10
Yxs3=2.47E8
kLaopt=0.08
lin=215
lin1=57
lin2=93
lopt=250

```

Figura 46: Código utilizado en Berkeley-Madonna para el ajuste de curvas del modelo cinético

b. Análisis de sensibilidad del modelo

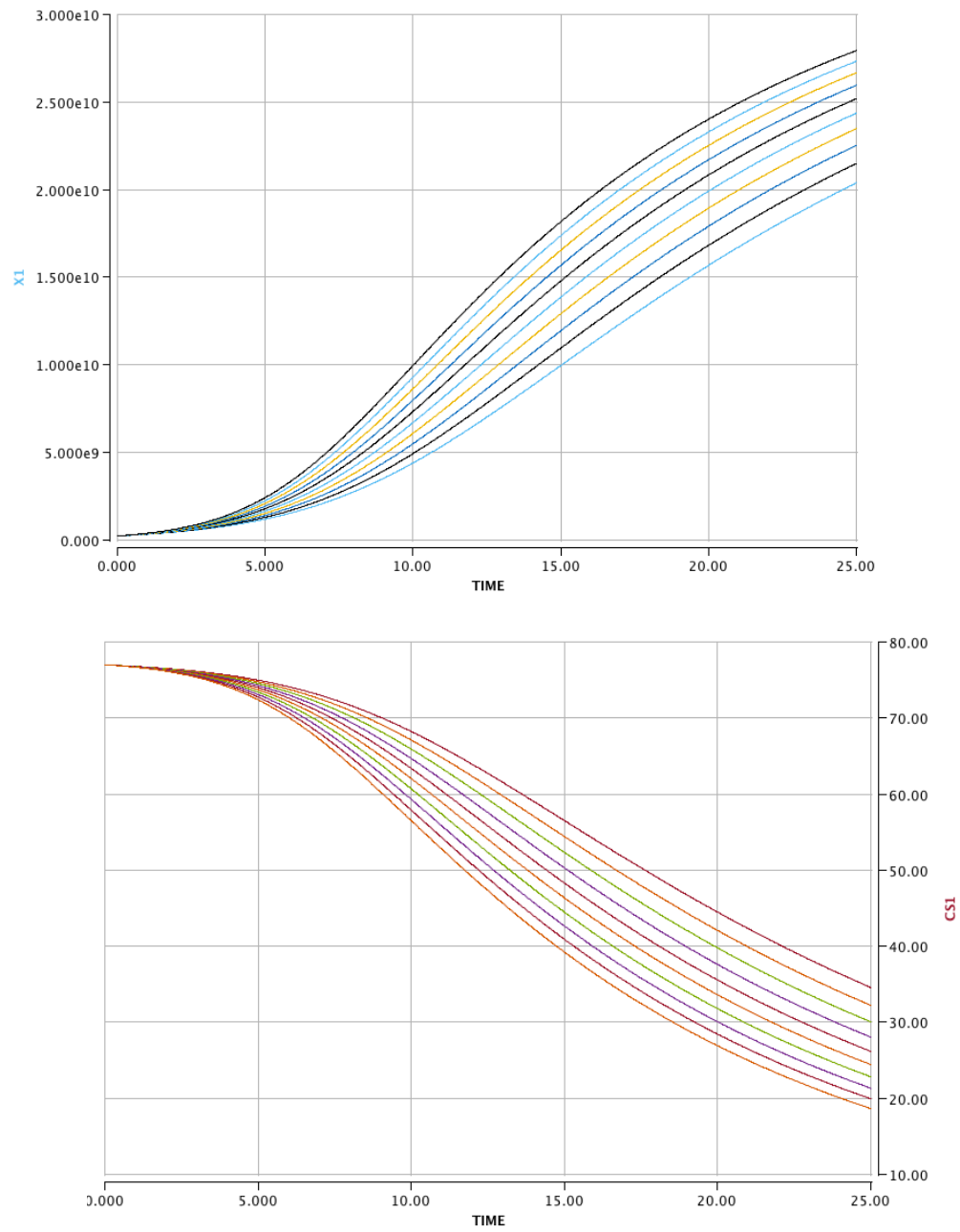


Figura 47: Efecto de la variación de la velocidad máxima de crecimiento μ_{max} en el modelo cinético

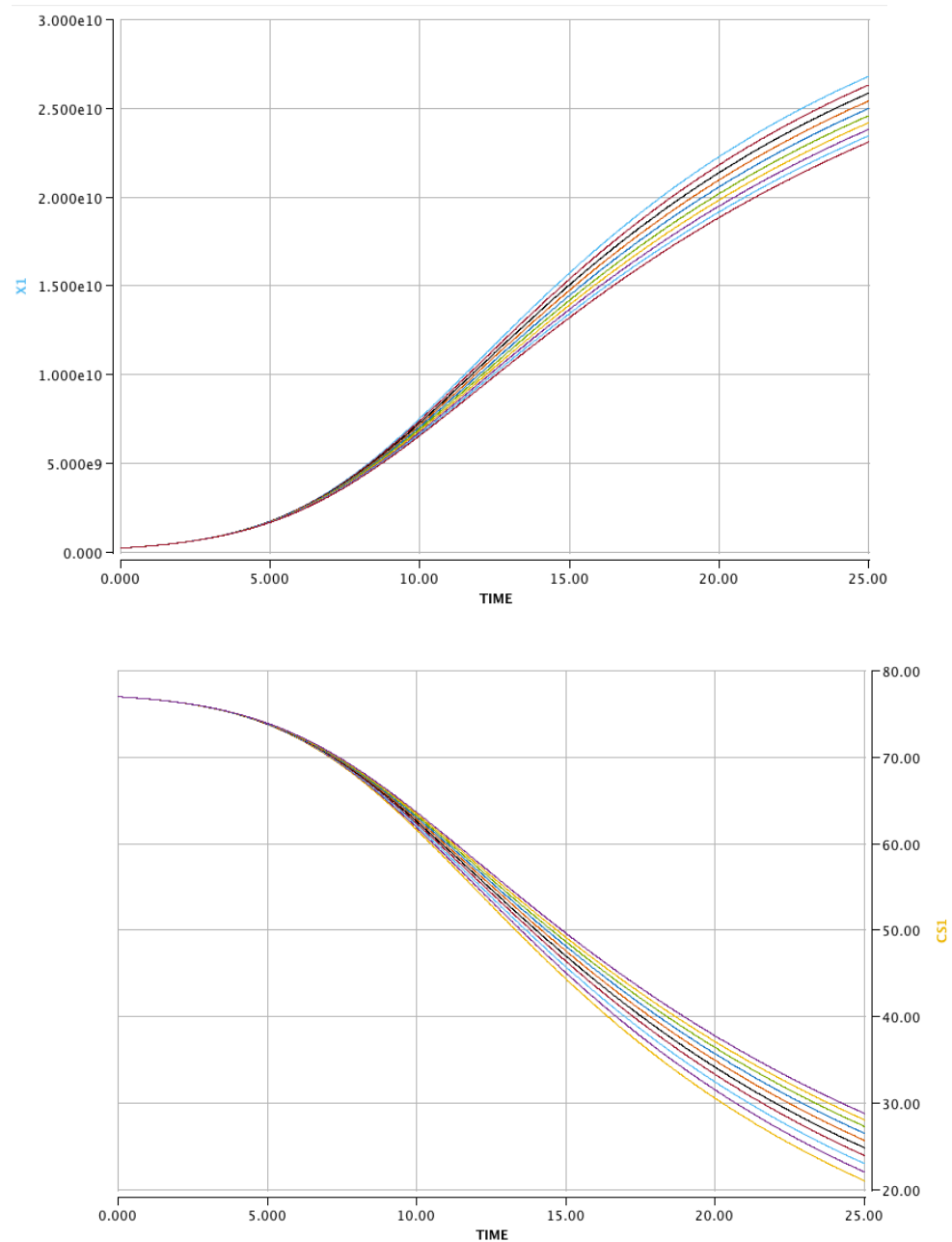


Figura 48: Efecto de la variación de la constante de saturación media K_S para nitrato en el modelo cinético

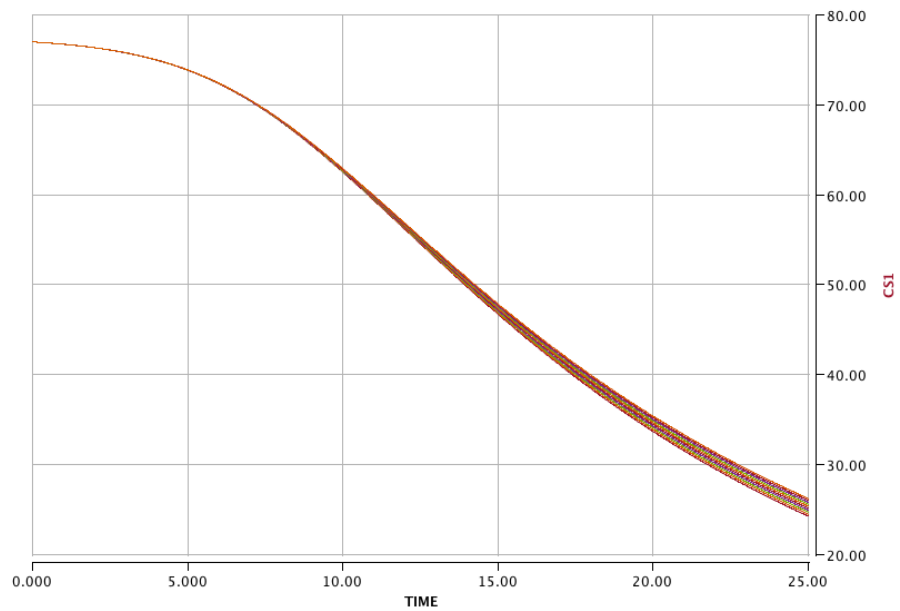
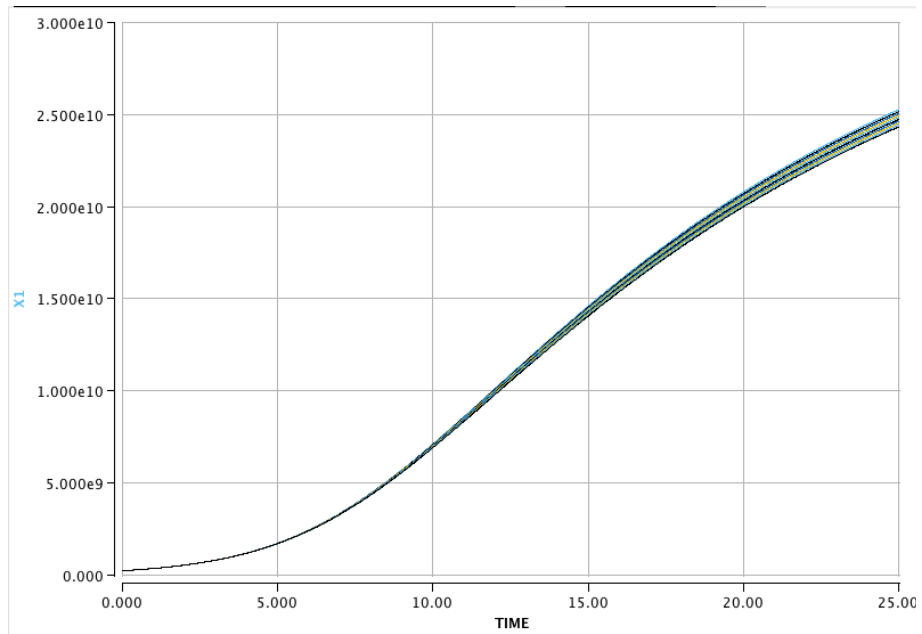


Figura 49: Efecto de la variación de la constante de la luz K_I en el modelo cinético

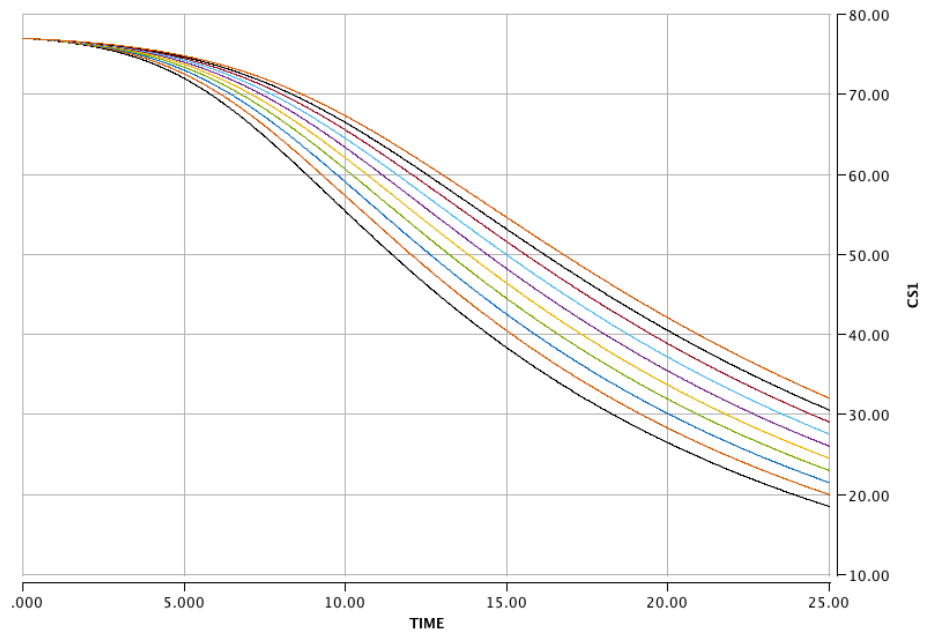
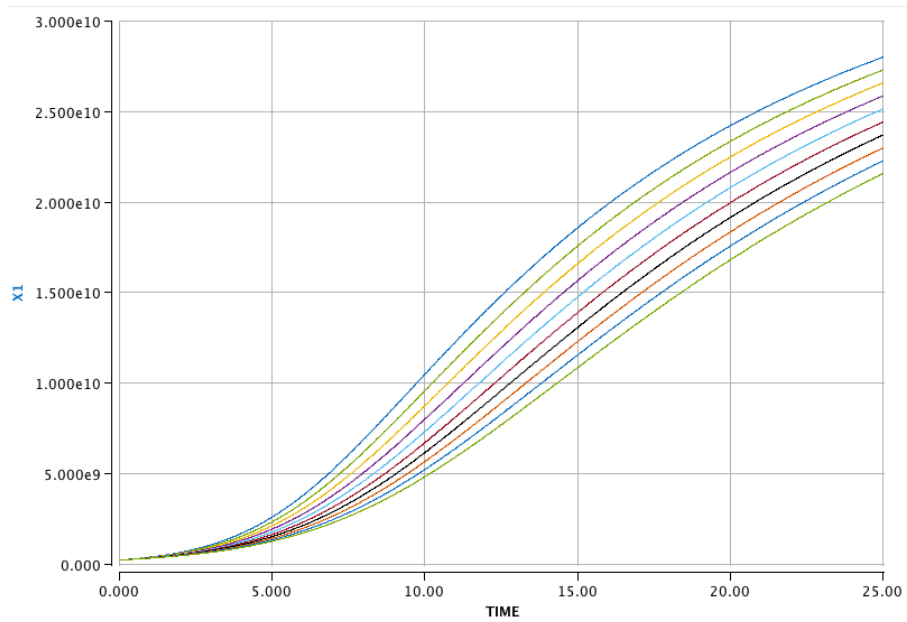


Figura 50: Efecto de la variación de la irradiancia óptima I_{opt} en el modelo cinético

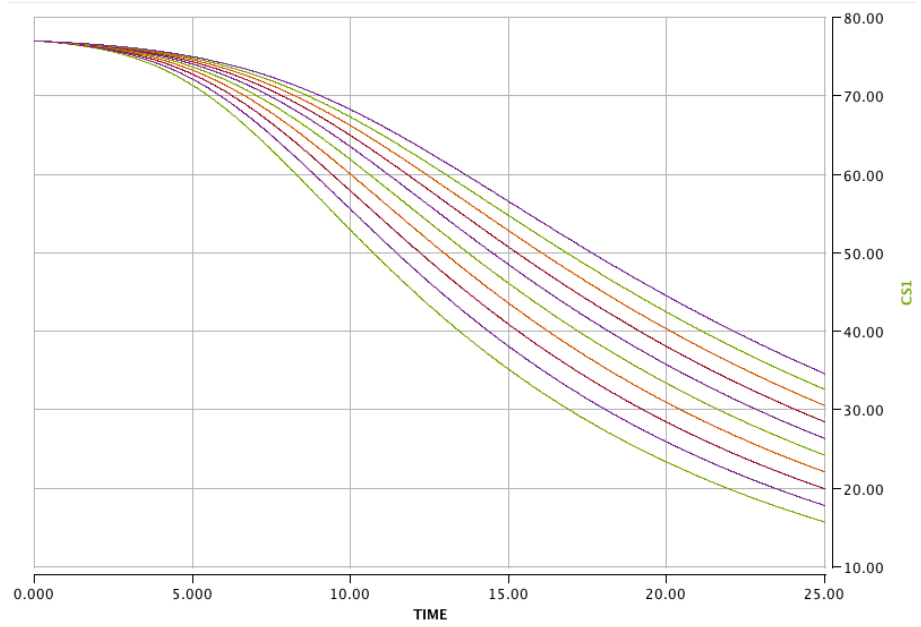
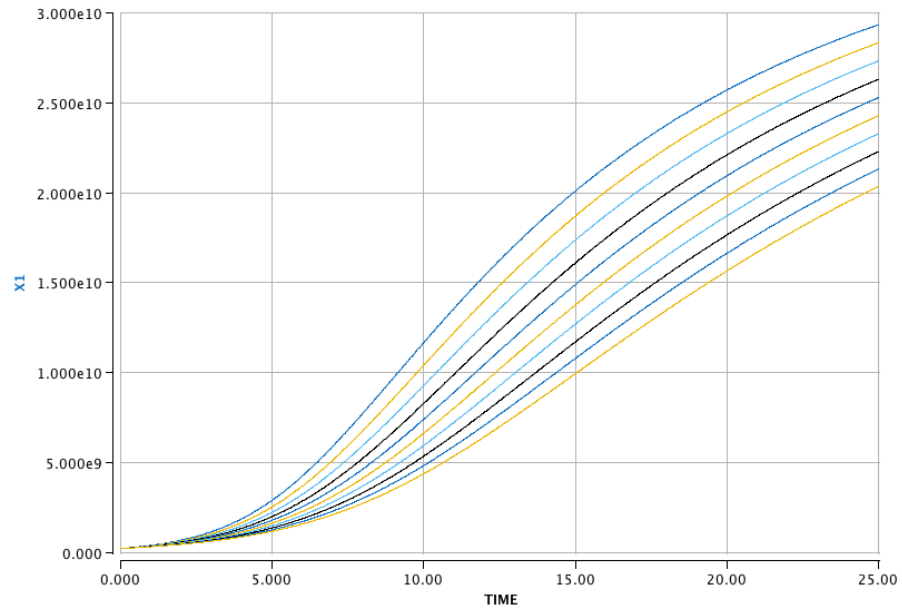


Figura 51: Efecto de la variación del coeficiente de transferencia de masa óptimo kLa_{opt} en el modelo cinético

Cuadro 58: Porcentaje de error promedio observado en el modelo cinético propuesto para describir el crecimiento de la microalga *Nannochloropsis oculata*

Tiempo (d)	Concentración celular ($\times 10^8$ células/L)		Porcentaje de error
	Experimental	Modelo	
0.1	2.4	2.4	0.0
0.2	2.6	3.3	28.1
0.3	2.7	3.6	33.6
0.7	3.1	3.8	21.0
2	5.3	4.9	8.4
3	7.9	5.9	26.0
4	11.6	7.0	39.7
5	16.7	8.0	52.0
8	42.9	38.4	10.5
11	83.3	85.6	2.8
13	112.9	129.0	14.3
15	141.1	131.8	6.6
Promedio			20.2

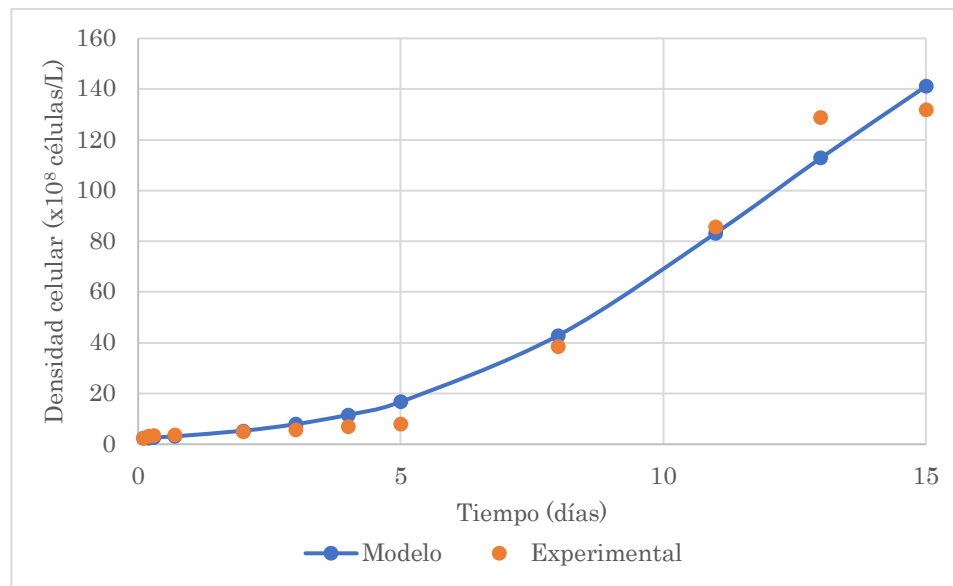


Figura 52: Comparación entre el modelo cinético propuesto y los datos experimentales del crecimiento de la microalga *Nannochloropsis oculata*

Dimensionamiento del fotobiorreactor

a. Comparación bibliográfica

Cuadro 59: Cuadro comparativo de las ventajas y desventajas de distintos tipos de fotobiorreactores.

Fotobiorreactor	Ventajas	Desventajas
Laguna abierta	Bajo costo, fácil de limpiar, producción en masa	Contaminación, depredación, evaporación del agua, difusión del CO ₂ , baja eficiencia fotosintética
Reactor de flujo pistón vertical	Gran área superficial, alta eficiencia fotosintética	Poco control de la temperatura, crecimiento microbiano en paredes
Columna de burbuja	Baja contaminación y estrés cortante, menor fotoinhibición, tiempo de residencia para el CO ₂ adecuado	Debe haber un mayor control del flujo de CO ₂ por la coalescencia de las burbujas, mayor espacio ocupado.
Puente aéreo	Baja contaminación y estrés cortante, alta eficiencia fotosintética	Estructura compleja, mayor inversión, escalamiento limitado
Reactor de flujo pistón horizontal	Alta eficiencia de conversión solar por el área de incidencia	Acumulación de oxígeno, mala distribución del CO ₂
Placa plana	Menor consumo de energía, fácil de escalar, compacto	Poco control de la temperatura, formación de biopelícula en las paredes, estrés hidrodinámico
Tanque agitado	Bajos costos de operación y construcción	Baja área superficial, contaminación, estrés mecánico

Fuente: Ugwu, et al., 2008; Kunjapur & Eldrige, 2010; Singh & Sharma, 2012; Ogbonna, *et al.*,

b. Volumen del fotobiorreactor

Conversión de sustrato	NaNO ₃ (mg/L)	Biomasa (g/L)	Luz promedio (μmol/m ² s)	Velocidad de reacción r _x (x10 ⁸ células*L ⁻¹ *d ⁻¹)	Velocidad específica de crecimiento (d ⁻¹)	1/r _x (x10 ⁻⁹ L*d/células)	Área bajo la curva
0.00	90.00	1.00	294.20	6.78	0.520	1.47	
0.10	81.00	3.84	278.56	18.5	0.369	0.541	3.73
0.200	72.00	6.67	264.01	23.0	0.265	0.434	1.80
0.30	63.00	9.51	250.49	23.5	0.190	0.425	1.59
0.40	54.00	12.34	237.89	21.8	0.135	0.459	1.63
0.50	45.00	15.18	226.16	18.8	0.095	0.533	1.83
0.60	36.00	18.02	215.23	15.1	0.064	0.661	2.21
0.70	27.00	20.85	205.03	11.2	0.041	0.889	2.87
0.80	18.00	23.69	195.51	7.35	0.024	1.36	4.16
0.90	9.00	26.52	186.61	3.57	0.010	2.80	7.69
0.95	4.50	27.94	182.38	1.76	0.005	5.69	7.85

Cuadro 60: Método de dimensionamiento del fotobiorreactor por medio del modelo cinético propuesto

Cuadro 61: Propuestas evaluadas para el volumen del reactor

	Propuesta 1: PFR sin recirculación	Propuesta 2: PFR con recirculación	Propuesta 3: PFR con recirculación hasta punto óptimo, seguido por operación normal
Espacio-tiempo τ (d)	15.48	15.02	13.47
Volumen (L)	674	654	521
Relación de reflujo	-	0.89	0.89

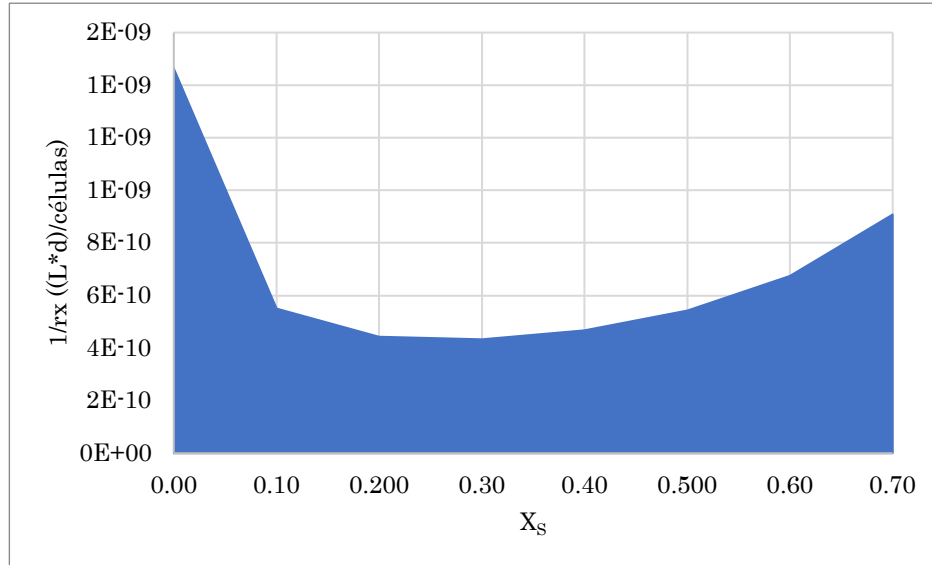


Figura 53: Representación gráfica de la operación del reactor de la propuesta 1

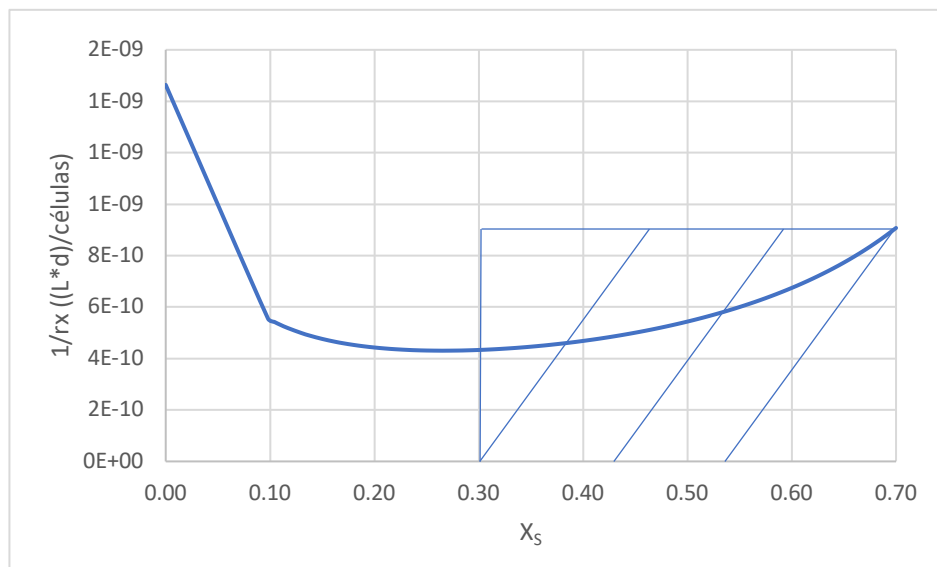


Figura 54: Representación gráfica de la operación del reactor de la propuesta 2

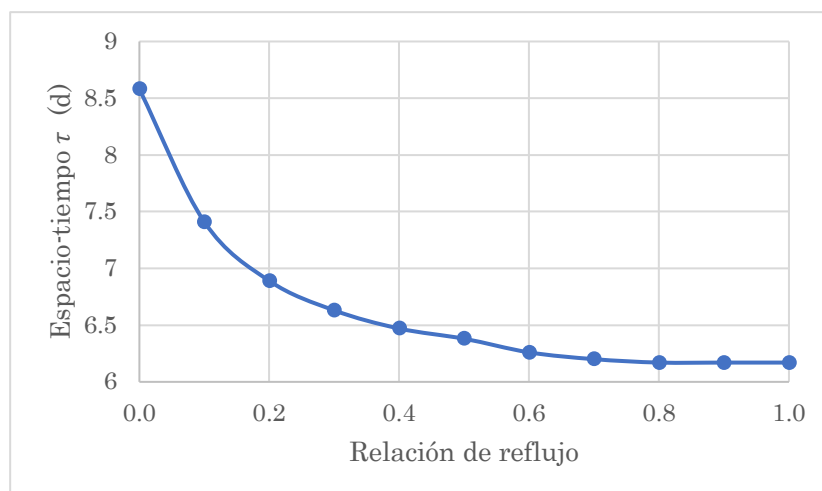


Figura 55: Relación entre el reflujo y el espacio-tiempo del fotobiorreactor propuesto

c. Balance de energía

$$m_v c_p \frac{dT_v}{dt} = q S_v \alpha_v - \varepsilon_v \sigma S_v (T_v^4 - T_{cielo}^4) - h_{v/s} S_v (T_v - T_s) - h_{v/amb} S_v (T_v - T_{amb})$$

$$m_s c_p \frac{dT_s}{dt} = q S_s \alpha_s \tau_v + m_s \Delta H_{rxn} - h_{v/s} S_s (T_s - T_v) - c p_{CO_2} (T_s - T_{amb}) \rho_{CO_2} F_{CO_2}$$

$$T_{cielo} = k_1 T_{amb}^m$$

$$h_{v/amb} = k_2 + n v$$

Ecuación 45: Modelo térmico propuesto para describir la transferencia de calor por convección y radiación entre el vidrio, el ambiente y la solución dentro del fotobiorreactor

Cuadro 62: Constantes térmicas utilizadas para resolver el balance de energía del fotobiorreactor

Sistema	c_p (J/kgK)	α (-)	τ (-)	ε (-)	σ (W/m ² K ⁴)
Vidrio	720	0.05	0.90	0.92	5.58x10 ⁻⁸
Solución	4180	1	-	1	

Cuadro 63: Potencia de los diferentes fenómenos de transferencia de calor dimensionados para los reactores utilizados durante la experimentación

Fenómeno de transferencia de calor	Potencia (W)	Porcentaje (%)
Radiación (vidrio)	11.91	0.27
Radiación (solución)	214.45	4.86
Radiación ambiental	1827.02	41.42
Entalpía de reacción	191.60	4.34
Convección vidrio-solución	165.06	3.74
Convección vidrio-ambiente	1998.82	45.32
Enfriamiento por CO2	1.88	0.04
Total	4410.74	100

* Se estimó a una temperatura de solución de 25 °C utilizando el modelo térmico propuesto.

METHOD RK4	STOPTIME	24
STARTTIME = 8	DT	0.02
STOPTIME = 24	DTOUT	0
DT = 0.02	INIT Tv	296
{Type Equations Here.}	INIT Ts	298
d/dt(Tv)=Wv/Rv	q	1391.53
d/dt(Ts)=Ws/Rs	Sv	0.1713
Wv=q*Sv*av-ev*o*Sv*((Tv^4)-(Tcielo^4))-hvs*Sv*(Tv-Ts)-hvamb*Sv*(Tv-Tamb)	Ss	0.1673
Ws=q*Ss*as*tg+ms*Hrxn-hvs*Ss*(Ts-Tv)-cpg*(Ts-Tamb)*dg*Fg	v	2.4774
Rv=mv*cpv	Hrxn	191.6
Rs=ms*cps	Tamb	288.15
Tcielo=k1*(Tamb^m)	ms	0.02835
hvamb=k2*n*v	mv	1.47
	cpv	720
	cps	4180
	av	0.05
	as	1
	ev	0.92
	tg	0.9
	o	5.58E-8
	k1	0.09134
	k2	4.4379
	n	559.34
	m	1.5745
	hvs	481.8
	cpg	849
	dg	1.87
	Fg	1.2E-4

Figura 56: Código y valores utilizados en Berkeley-Madonna para ajustar el modelo térmico a los datos experimentales

Cálculo de muestra 1: Diámetro del recipiente utilizado para el cultivo de la microalga durante la experimentación

Se utilizaron los datos del Cuadro 15 y la Ecuación 30. Este cálculo se repitió para los tres recipientes.

Ejemplo:

$$D = \frac{P}{\pi} = \frac{38.20 \pm 0.05 \text{ cm}}{\pi} = 12.16 \pm 0.02 \text{ cm}$$

Cálculo de muestra 2: Volumen del recipiente utilizado para el cultivo de la microalga durante la experimentación

Se utilizaron los datos del Cuadro 15 y la Ecuación 31. Este cálculo se repitió para los tres recipientes.

Ejemplo:

$$\begin{aligned} V &= \frac{\pi h(D)^2}{4} = \frac{\pi(20.30 \pm 0.05 \text{ cm})(12.16 \pm 0.02 \text{ cm})^2}{4} \\ &= (2357 \pm 8 \text{ cm}^3) \left(\frac{1 \text{ L}}{1000 \text{ cm}^3} \right) = 2.357 \pm 0.006 \text{ L} \end{aligned}$$

Cálculo de muestra 3: Área de incidencia de la luz en el recipiente utilizado para el cultivo de la microalga durante la experimentación

Se utilizaron los datos del Cuadro 15 y la Ecuación 32. Las secciones superior e inferior no se consideraron dado que la luz no incide en ellas. Adicionalmente, se consideró que la luz únicamente iluminaría una cara del cilindro, por lo que se multiplicó por el 50% del área total del cuerpo. Este cálculo se repitió para los tres recipientes.

Ejemplo:

$$\begin{aligned} A &= \pi hD = \pi(12.16 \pm 0.02 \text{ cm})(20.30 \pm 0.05 \text{ cm}) = (775.5 \pm 2.3 \text{ cm}^2)(0.5) \\ &= (387.7 \pm 1.2 \text{ cm}^2) \left(\frac{1 \text{ m}}{100 \text{ cm}} \right)^2 \\ &= 0.03877 \pm 0.00011 \text{ m}^2 \end{aligned}$$

Cálculo de muestra 4: Densidad del medio de cultivo

Se utilizaron los datos del Cuadro 18 y la Ecuación 33.

Ejemplo:

$$\rho = \frac{m}{V} = \frac{(106.20 \pm 0.05 \text{ g}) - (96.20 \pm 0.05 \text{ g})}{10.000 \pm 0.005 \text{ mL}} = 1.000 \pm 0.007 \text{ g/mL}$$

Cálculo de muestra 5: Peso molecular de la microalga *Nannochloropsis oculata*

Se utilizó la fórmula química de la microalga presentada en la Figura 28 para determinar la masa molecular de esta.

Ejemplo:

$$\begin{aligned} PM &= (231)(12.01 \text{ g/mol}) + (381)(1.01 \text{ g/mol}) + (101)(15.99 \text{ g/mol}) \\ &\quad + (29)(14.01 \text{ g/mol}) \\ &\quad + (8)(30.97 \text{ g/mol}) + 32.07 \text{ g/mol} \\ &= 5447.41 \text{ g/mol} \end{aligned}$$

Cálculo de muestra 6: Concentración del fosfato, sulfato y nitrato en el medio de cultivo

Se utilizaron los datos de los Cuadros 27 – 30 y la Ecuación 34 para determinar la concentración real a partir de la dilución medida con el equipo HACH. Se utilizó el mismo método para todas las concentraciones de fosfatos, sulfatos y nitratos.

Ejemplo:

$$C_{PO_4} = C_1 \frac{V_1}{V_2} = (0.60 \pm 0.05 \text{ mg/L}) \left(\frac{10.00 \pm 0.05 \text{ mL}}{1.00 \pm 0.05 \text{ mL}} \right) = 6.00 \pm 0.58 \text{ mg/L}$$

Cálculo de muestra 7: Rendimiento del fosfato, sulfato, nitrato y CO₂ con respecto a la formación de biomasa

Se utilizaron los datos de los Cuadros 27 – 30 junto con la Ecuación 8. Se utilizó el mismo método para los 3 sustratos: fosfatos, nitratos y dióxido de carbono.

Ejemplo:

$$\frac{dX}{dt} = \frac{(9.65 \times 10^9 \pm \text{células}) - (9.40 \times 10^9 \pm \text{células})}{(335 \pm \text{min}) - (145 \pm \text{min})} = 1.32 \times 10^6 \pm \text{células/min}$$

$$\frac{dS}{dt} = \frac{(35.60 \pm \text{mg/L}) - (27.29 \pm \text{mg/L})}{(335 \pm \text{min}) - (145 \pm \text{min})} = 0.0437 \pm \text{mg/(L * min)}$$

$$Y_{X/CO_2} = \frac{dX/dt}{dS/dt} = \frac{1.32 \times 10^6 \pm \text{células/min}}{0.0437 \pm \text{mg/(L * min)}} = 3.01 \times 10^7 \pm \text{células/mg}$$

Cálculo de muestra 8: Estandarización de solución de NaOH utilizada para cuantificar la concentración de CO₂

Se utilizaron los datos del Cuadro 50 y la Ecuación 37.

Ejemplo:

$$C_{NaOH} = (0.1070 \pm 0.0005 \text{ g}) \left(\frac{1 \text{ mol FHP}}{204.22 \text{ g FHP}} \right) \left(\frac{1 \text{ mol NaOH}}{1 \text{ mol FHP}} \right)$$

$$= \left(\frac{0.000524 \pm 0.000002 \text{ mol NaOH}}{17.60 \pm 0.05 \text{ mL NaOH}} \right) \left(\frac{1000 \text{ mL}}{1 \text{ L}} \right) = 0.0298 \pm 0.0142 \text{ M}$$

Cálculo de muestra 9: Volumen de burbuja de CO₂ inyectado a los recipientes

Se utilizaron los datos del Cuadro 52 considerando una forma elipsoidal de la burbuja, según las Ecuaciones 35 y 36. El cálculo se repitió para las 10 corridas.

Ejemplo:

$$d_{equivalente} = (h^2 l)^{\frac{1}{3}} = [(0.428 \pm 0.005 \text{ cm})^2 * 0.417 \pm 0.005 \text{ cm}]^{\frac{1}{3}} = 0.424 \pm 0.009 \text{ cm}$$

$$V_{burbuja} = \frac{(D)^3 \pi}{6} = \frac{(0.424 \pm 0.009 \text{ cm})^3 * \pi}{6} = (0.0399 \pm 0.0008 \text{ cm}^3) \left(\frac{1 \text{ m}}{100 \text{ cm}} \right)^3$$

$$= 3.99 \times 10^{-8} \pm 8 \times 10^{-10} \text{ m}^3$$

Cálculo de muestra 10: Flujo de alimentación de CO₂ inyectado a los recipientes

Se utilizaron los datos de los Cuadros 16 y 17. Se utilizó el mismo procedimiento para todos los flujos presentados.

Ejemplo:

$$F_{CO_2} = \frac{43 \pm 1 \text{ burbujas}}{10.000 \pm 0.001 \text{ s}} = \left(4.3 \pm 0.1 \frac{\text{burbujas}}{\text{s}} \right) \left(\frac{3.99 \times 10^{-8} \pm 8 \times 10^{-10} \text{ m}^3}{1 \text{ burbuja}} \right)$$

$$= 3.76 \times 10^{-7} \pm 1.1 \times 10^{-8} \text{ m}^3/\text{s}$$

Cálculo de muestra 11: Concentración de CO₂ en el medio de cultivo

Se utilizaron los datos de los Cuadros 53 – 55 y la relación estequiométrica por la reacción entre el hidróxido de sodio y el ácido carbónico. Se utilizó el mismo procedimiento para todas las concentraciones presentadas.

Ejemplo:

$$C_{CO_2} = (0.450 \pm 0.005 \text{ mL NaOH}) \left(\frac{1 \text{ L}}{1000 \text{ mL}} \right) \left(\frac{0.0297 \pm 0.0142 \text{ mol}}{1 \text{ L}} \right) \left(\frac{1 \text{ mol } CO_2}{2 \text{ mol NaOH}} \right)$$

$$= \frac{6.68 \times 10^{-6} \pm 2 \times 10^{-9} \text{ mol } CO_2}{5.00 \pm 0.05 \text{ mL muestra}} \left(\frac{1000 \text{ mL}}{1 \text{ L}} \right) = 0.00134 \pm 0.00001 \text{ M}$$

Cálculo de muestra 12: Correlación empírica para determinar el coeficiente volumétrico de transferencia de masa kLa

Se utilizó la Ecuación 17 y los datos de los Cuadros 53 – 55. El cálculo se realizó de la misma forma para todas las corridas.

Ejemplo:

$$\ln \left[\frac{(0.01788 \text{ M} - (0.00134 \pm M))}{(0.01788 \text{ M} - 0 \text{ M})} \right] = -0.0776$$

Cálculo de muestra 13: Determinación experimental del kLa por absorción de CO₂ en el medio de cultivo

El coeficiente volumétrico de transferencia de masa fue determinado empleando la pendiente de las rectas en las Figuras 37 – 39. Para esto, se utilizó la función de Regresión Lineal en el Software Excel. Se aplicó el valor absoluto dado que el signo negativo se debe a que se utilizó una metodología de absorción y no una de desorción.

Ejemplo:

Resumen

<i>Estadísticas de la regresión</i>	
Coefficiente de correlación múltiple	0.994844162
Coefficiente de determinación R ²	0.989714906
R ² ajustado	0.987143633
Error típico	0.007881878
Observaciones	6

ANÁLISIS DE VARIANZA

	Grados de libertad	cuadrado de los cua.	F	valor crítico de F
Regresión	1	0.0239123	0.0239123	384.91236
Residuos	4	0.0002485	6.212E-05	
Total	5	0.0241608		

	Coefficientes	Error típico	Estadístico t	Probabilidad	Inferior 95%	Superior 95%	Inferior 95.0%	Superior 95.0%
Intercepción	-0.00993231	0.0054915	-1.808662	0.1447723	-0.02517922	0.0053146	-0.025179216	0.005314601
Variable X 1	-0.06044265	0.0030808	-19.61918	3.981E-05	-0.06899631	-0.051889	-0.068996306	-0.051888998

Figura 57: Regresión lineal calculada en Excel para determinar el kLa a un flujo de 3.76×10^{-7} m³/s de CO₂

Cálculo de muestra 14: Determinación de la irradiancia incidente promedio en la superficie de los recipientes

Se utilizaron las ecuaciones 1 y 2 y los datos de los Cuadros 32 – 47. Fue necesario determinar el promedio de las irradiancias por día y por tiempo total de cultivo para aplicarlo al modelo de la luz. Se utilizó un valor de 7.67×10^{-10} g/célula determinado experimentalmente para convertir la densidad celular en concentración (g/L).

Ejemplo:

$$\phi_{eq} = \frac{\phi}{\cos(\theta)} = \frac{12.15 \pm 0.02 \text{ cm}}{\cos(52.2^\circ)} \left(\frac{1 \text{ m}}{100 \text{ cm}} \right) = 0.1982 \pm 0.0003 \text{ m}$$

$$I_{avg} = \frac{I_0}{\alpha X \phi_{eq}} (1 - e^{-\alpha X \phi_{eq}}) =$$

$$\frac{(14760 \pm 1 \text{ lx}) \left(\frac{0.0185 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}}{1 \text{ lx}} \right)}{(0.20 \text{ m}^2/\text{g})(0.180 \pm 0.002 \text{ g/L})(0.1982 \pm 0.0003 \text{ m})} (1 - e^{-(0.20 \text{ m}^2/\text{g})(0.180 \pm 0.002 \text{ g/L})(0.1982 \pm 0.0003 \text{ m})})$$

$$= 273 \pm 1.3 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$$

Cálculo de muestra 15: Volumen del fotobiorreactor de flujo pistón propuesto

El espacio-tiempo del reactor fue determinado por medio de métodos numéricos empleando Excel y aplicando las ecuaciones 13 y 14 junto con el modelo cinético presentado en la Ecuación 42. Para determinar el área bajo la curva se hizo lo siguiente:

Ejemplo:

$$A_{curva} = (X_{n+1} - X_n) * \text{PROMEDIO}(1/r_{X_{n+1}}; 1/r_{X_n})$$

Al conocer el espacio-tiempo y determinar una producción deseada (Ej. 10.3 kg), se determinó un flujo másico, el cual fue convertido a flujo volumétrico al calcular la concentración de salida con el modelo.

Ejemplo:

$$\dot{m} = \frac{\text{Producción}}{\tau} = \frac{10.3 \text{ kg}}{316.68 \text{ h}} = 0.0327 \text{ kg/h}$$

$$\dot{f} = (0.0327 \text{ kg/h}) \left(\frac{1 \text{ L}}{20.06 \text{ g}} \right) \left(\frac{1000 \text{ g}}{1 \text{ kg}} \right) = 1.629 \text{ L/h}$$

Finalmente, dicho flujo volumétrico fue multiplicado por el espacio tiempo para determinar el volumen del fotobiorreactor.

Ejemplo:

$$V = f\tau = (1.629 \text{ L/h})(323.33 \text{ h}) = 521 \text{ L}$$

Cálculo de muestra 16: Dimensionamiento de tanques de carga y almacenamiento del fotobiorreactor

Los tanques fueron calculados para una capacidad igual al volumen del fotobiorreactor. Por lo tanto, se fijó un diámetro específico y se calculó la altura requerida utilizando la Ecuación 31.

Ejemplo:

$$h = \frac{4V}{\pi(D^2)} = \frac{4(0.516 \text{ m}^3)}{\pi(0.7 \text{ m})^2} = 1.3 \text{ m}$$

Cálculo de muestra 17: Bomba centrífuga utilizada para alimentar y descargar el fotobiorreactor

El número de diámetros equivalentes fue establecido según el Cuadro 6, el factor de fricción se leyó en la Figura 13 y se utilizaron las Ecuaciones 21 – 27 para hacer los cálculos de la bomba.

$$Re = \frac{Dv\rho}{\mu} = \frac{(0.120 \text{ m})(1 \text{ m/s})(1000 \text{ kg/m}^3)}{8 \times 10^{-4} \text{ kg/ms}} = 1.5 \times 10^5$$

$$Rugosidad \text{ relativa} = \frac{K}{D} = \frac{0.046 \text{ m}}{0.120 \text{ m}} = 0.000384$$

$$L_{\text{accesorios}} = 2 * 35 \text{ (Codo de } 90^\circ) + 2 * 300 \text{ (Válvula de bola)} = 670$$

$$L_{\text{total}} = L_{\text{tubería}} + (L_{\text{accesorios}})(D) = 30 \text{ m (reactor)} + (670)(0.120 \text{ m}) = 110.4 \text{ m}$$

$$\begin{aligned} \text{Pérdidas por fricción} &= 8f \left(\frac{L_{total}}{D} \right) \left(\frac{\rho v}{2} \right) = 8(0.007) \left(\frac{110.4 \text{ m}}{0.120 \text{ m}} \right) \left(\frac{(1000 \text{ kg/m}^3)(1 \text{ m/s})}{2} \right) \\ &= 25766 \text{ Pa} \end{aligned}$$

$$h_{dinámica} = \frac{(\Delta P_{equipo} + \text{Pérdidas por fricción})}{g\rho} = \frac{78000 \text{ Pa} + 25766 \text{ Pa}}{(9.8 \text{ m/s}^2)(1000 \text{ kg/m}^3)} = 10.59 \text{ m}$$

$$h_{total} = \Delta z + h_{dinámica} = 0 \text{ m} + 10.59 \text{ m} = 10.59 \text{ m}$$

$$P_{hidráulica} = \frac{Q\rho gh_{total}}{1000} = (0.0113 \text{ m}^3/\text{s})(1000 \text{ kg/m}^3)(9.8 \text{ m/s}^2)(10.59 \text{ m}) = 1171 \text{ W}$$

$$P_{real} = \frac{P_{hidráulica}}{\eta} = \frac{1171 \text{ W}}{0.8} = (1253 \text{ W}) \left(\frac{1 \text{ HP}}{746 \text{ W}} \right) = 1.96 \text{ HP}$$

Propagación de error 1: Diámetro del recipiente a pequeña escala

Se utilizaron los datos del Cuadro 15 y la Ecuación 38, considerando la propagación de error por un valor experimental multiplicado por una constante. El cálculo se repitió para los tres recipientes.

Ejemplo:

$$\delta D = \frac{\Delta D}{C} = \frac{\pm 0.05 \text{ cm}}{\pi} = \pm 0.02 \text{ cm}$$

Propagación de error 2: Volumen del recipiente a pequeña escala

Se utilizaron los datos del Cuadro 15 y las Ecuaciones 40 y 41, considerando la propagación de error de una multiplicación y una división entre valores experimentales. Este cálculo se repitió para los tres recipientes.

Ejemplo:

$$\begin{aligned} \delta V_1 &= \frac{x}{y} \sqrt{\left(\frac{\Delta x}{x}\right)^2 + \left(\frac{\Delta y}{y}\right)^2} \\ &= (12.16 \text{ cm})^2 \sqrt{\left(\frac{\pm 0.02 \text{ cm}}{12.16 \text{ cm}}\right)^2 + \left(\frac{\pm 0.02 \text{ cm}}{12.16 \text{ cm}}\right)^2} = \pm 0.3 \text{ cm}^2 \end{aligned}$$

$$\begin{aligned}\delta V_2 &= xy \sqrt{\left(\frac{\Delta x}{x}\right)^2 + \left(\frac{\Delta y}{y}\right)^2} \\ &= \frac{(12.16 \text{ cm})^2 (20.30 \text{ cm}) \pi}{4} \sqrt{\left(\frac{\pm 0.3 \text{ cm}^2}{147.9 \text{ cm}^2}\right)^2 + \left(\frac{\pm 0.05 \text{ cm}}{20.30 \text{ cm}}\right)^2} = \pm 8 \text{ cm}^3 \\ \delta V &= (\pm 8 \text{ cm}^3) \left(\frac{\pi}{4}\right) \left(\frac{1 \text{ L}}{1000 \text{ cm}^3}\right) = \pm 0.006 \text{ L}\end{aligned}$$

Propagación de error 3: Área de incidencia de la luz en el recipiente a pequeña escala

Se utilizaron los datos del Cuadro 15 y la Ecuación 41, considerando la propagación de error de una multiplicación entre dos valores experimentales y una constante. El cálculo se repitió para los tres recipientes.

Ejemplo:

$$\begin{aligned}\delta A_1 &= xy \sqrt{\left(\frac{\Delta x}{x}\right)^2 + \left(\frac{\Delta y}{y}\right)^2} = \pi(12.16 \text{ cm})(20.30 \text{ cm}) \sqrt{\left(\frac{\pm 0.02 \text{ cm}}{12.16 \text{ cm}}\right)^2 + \left(\frac{\pm 0.05 \text{ cm}}{20.30 \text{ cm}}\right)^2} \\ &= \pm 2.3 \text{ cm}^2 \\ \delta A &= (\pm 2.3 \text{ cm}^2)(0.5) \left(\frac{1 \text{ m}}{100 \text{ cm}}\right)^2 = \pm 0.00011 \text{ m}^2\end{aligned}$$

Propagación de error 4: Densidad del medio de cultivo

Se utilizaron los datos del Cuadro 18 y las Ecuaciones 39 y 40, considerando la propagación de error de una resta y una división entre valores experimentales.

Ejemplo:

$$\begin{aligned}\delta \rho_1 &= \sqrt{(\Delta x)^2 + (\Delta y)^2} = \sqrt{(\pm 0.05 \text{ g})^2 + (\pm 0.05 \text{ g})^2} = \pm 0.07 \text{ g} \\ \delta \rho &= \frac{x}{y} \sqrt{\left(\frac{\Delta x}{x}\right)^2 + \left(\frac{\Delta y}{y}\right)^2} = 1.000 \text{ g/mL} \sqrt{\left(\frac{\pm 0.07 \text{ g}}{10.00 \text{ g}}\right)^2 + \left(\frac{\pm 0.005 \text{ mL}}{10.000 \text{ mL}}\right)^2} = \pm 0.007 \text{ g/mL}\end{aligned}$$

Propagación de error 5: Concentración real de sustratos

Se utilizaron los datos de los Cuadros 27 – 30 y la Ecuación 40, considerando la propagación de error de una división entre valores experimentales. Se repitió para todos los sets de datos de fosfatos, sulfatos y nitratos.

Ejemplo:

$$\begin{aligned}\delta C_{PO_4} &= x \left(\frac{y}{z}\right) \sqrt{\left(\frac{\Delta x}{x}\right)^2 + \left(\frac{\Delta y}{y}\right)^2 + \left(\frac{\Delta z}{z}\right)^2} \\ &= 6.00 \text{ mg/L} \sqrt{\left(\frac{\pm 0.05 \text{ mg/L}}{0.60 \text{ mg/L}}\right)^2 + \left(\frac{\pm 0.05 \text{ mL}}{10.00 \text{ mL}}\right)^2 + \left(\frac{\pm 0.05 \text{ mL}}{1.00 \text{ mL}}\right)^2} = \pm 0.58 \text{ mg/L}\end{aligned}$$

Propagación de error 6: Estandarización de solución de NaOH

Se utilizaron los datos del Cuadro 50 y las Ecuaciones 38 y 41 , considerando la propagación de error de un valor experimental multiplicado por una constante y una multiplicación entre dos valores experimentales.

Ejemplo:

$$\begin{aligned}\delta C_{NaOH_1} &= (\pm 0.0005 \text{ g}) \left(\frac{1 \text{ mol FHP}}{204.22 \text{ g FHP}}\right) \left(\frac{1 \text{ mol NaOH}}{1 \text{ mol FHP}}\right) = \pm 0.000002 \text{ mol} \\ \delta C_{NaOH} &= xy \sqrt{\left(\frac{\Delta x}{x}\right)^2 + \left(\frac{\Delta y}{y}\right)^2} = 0.0298 \text{ M} \sqrt{\left(\frac{\pm 0.000002 \text{ mol}}{0.000524 \text{ mol}}\right)^2 + \left(\frac{\pm 0.05 \text{ mL}}{17.60 \text{ mL}}\right)^2} \\ &= \pm 0.0142 \text{ M}\end{aligned}$$

Propagación de error 7: Volumen de burbuja de CO₂

Se utilizaron los datos del Cuadro 52 y las Ecuaciones 38 y 41 , considerando el error de propagación de una multiplicación entre dos valores experimentales y una multiplicación por una constante.

Ejemplo:

$$\begin{aligned}\delta d_{equivalente} &= xy \sqrt{\left(\frac{\Delta x}{x}\right)^2 + \left(\frac{\Delta y}{y}\right)^2} \\ &= 0.424 \text{ cm} \sqrt{\left(\frac{\pm 0.005 \text{ cm}}{0.428 \text{ cm}}\right)^2 + \left(\frac{\pm 0.005 \text{ cm}}{0.428 \text{ cm}}\right)^2 + \left(\frac{\pm 0.005 \text{ cm}}{0.417 \text{ cm}}\right)^2} \\ &= \pm 0.009 \text{ cm}\end{aligned}$$

$$\begin{aligned}\delta V &= xy \sqrt{\left(\frac{\Delta x}{x}\right)^2 + \left(\frac{\Delta y}{y}\right)^2} \\ &= 0.0399 \text{ cm}^3 \sqrt{\left(\frac{\pm 0.009 \text{ cm}}{0.424 \text{ cm}}\right)^2 + \left(\frac{\pm 0.009 \text{ cm}}{0.424 \text{ cm}}\right)^2 + \left(\frac{\pm 0.009 \text{ cm}}{0.424 \text{ cm}}\right)^2 \left(\frac{\pi}{6}\right)} \\ &= (\pm 0.0008 \text{ cm}^3) \left(\frac{1 \text{ m}}{100 \text{ cm}}\right)^3 = \pm 8 \times 10^{-10} \text{ m}^3\end{aligned}$$

Propagación de error 8: Flujo de CO₂ inyectado a los recipientes

Se utilizaron los datos de los Cuadros 16 y 17 y las Ecuaciones 40 y 41 considerando la propagación de error entre tres valores experimentales por una división y multiplicación. Se repitió para todos los flujos.

Ejemplo:

$$\delta F_{CO_{21}} = \frac{x}{y} \sqrt{\left(\frac{\Delta x}{x}\right)^2 + \left(\frac{\Delta y}{y}\right)^2} = 4.3 \text{ burbujas/s} \sqrt{\left(\frac{\pm 1 \text{ burbuja}}{43 \text{ burbujas}}\right)^2 + \left(\frac{0.001s}{10.000s}\right)^2}$$

$$= \pm 0.1 \text{ burbujas/s}$$

$$\delta F_{CO_{22}} = xy \sqrt{\left(\frac{\Delta x}{x}\right)^2 + \left(\frac{\Delta y}{y}\right)^2} = 3.76 \times 10^{-7} \text{ m}^3/\text{s} \sqrt{\left(\frac{\pm 0.1 \text{ burbujas/s}}{4.3 \text{ burbujas/s}}\right)^2 + \left(\frac{\pm 8 \times 10^{-10} \text{ m}^3}{3.99 \times 10^{-8} \text{ m}^3}\right)^2}$$

$$= \pm 1.1 \times 10^{-8} \text{ m}^3/\text{s}$$

Propagación de error 9: Concentración de CO₂ en el medio de cultivo

Se utilizaron los datos de los Cuadros 53 – 55 y las Ecuaciones 40 y 41, considerando la propagación de error por multiplicación y división de tres valores experimentales. Se repitió para todas las concentraciones.

Ejemplo:

$$\delta C_{CO_{21}} = xy \sqrt{\left(\frac{\Delta x}{x}\right)^2 + \left(\frac{\Delta y}{y}\right)^2}$$

$$= 6.68 \times 10^{-6} \text{ mol } CO_2 \sqrt{\left(\frac{\pm 0.005 \text{ mL}}{0.450 \text{ mL}}\right)^2 + \left(\frac{\pm 0.0142 \text{ M}}{0.0297 \text{ M}}\right)^2} \left(\frac{1}{2000}\right)$$

$$= \pm 2 \times 10^{-9} \text{ mol } CO_2$$

$$\delta C_{CO_{22}} = \frac{x}{y} \sqrt{\left(\frac{\Delta x}{x}\right)^2 + \left(\frac{\Delta y}{y}\right)^2} = 0.00134 \text{ M} \sqrt{\left(\frac{\pm 2 \times 10^{-9} \text{ mol}}{6.68 \times 10^{-6} \text{ mol}}\right)^2 + \left(\frac{0.05 \text{ mL}}{5.00 \text{ mL}}\right)^2}$$

$$= \pm 0.00001 \text{ M}$$

Propagación de error 10: Intervalos de confianza

Para determinar los intervalos de confianza se utilizó el programa Geogebra Clásico 5 en la opción de Probabilidad, seguido por Estadísticas e Intervalo T de una Media. Se escogió un 95% de confianza para calcular los intervalos.

Ejemplo:



Figura 58: Determinación del intervalo de confianza para el kLa a un flujo de CO₂ de 8.28×10^7 m³/s utilizando Geogebra

Propagación de error 11: Promedio y desviación estándar

Se utilizó el Software Microsoft Excel 16.45 por medio de la función =PROMEDIO() y =DESVESTA() para calcular los promedios y desviaciones estándar de las corridas realizadas durante la experimentación.

Ejemplo:

-0.087	-0.087	-0.096	-0.090
-0.142	-0.123	=PROMEDIO(X33:Z33)	
-0.202	-0.202	-0.202	-0.202
0.000	0.000	0.000	0.000
-0.087	-0.087	-0.096	-0.090
-0.142	-0.123	-0.142	=DESVESTA(X33:Z33)
-0.202	-0.202	-0.202	-0.202

Figura 59: Calculo del promedio y la desviación estándar para un conjunto de datos utilizando Excel

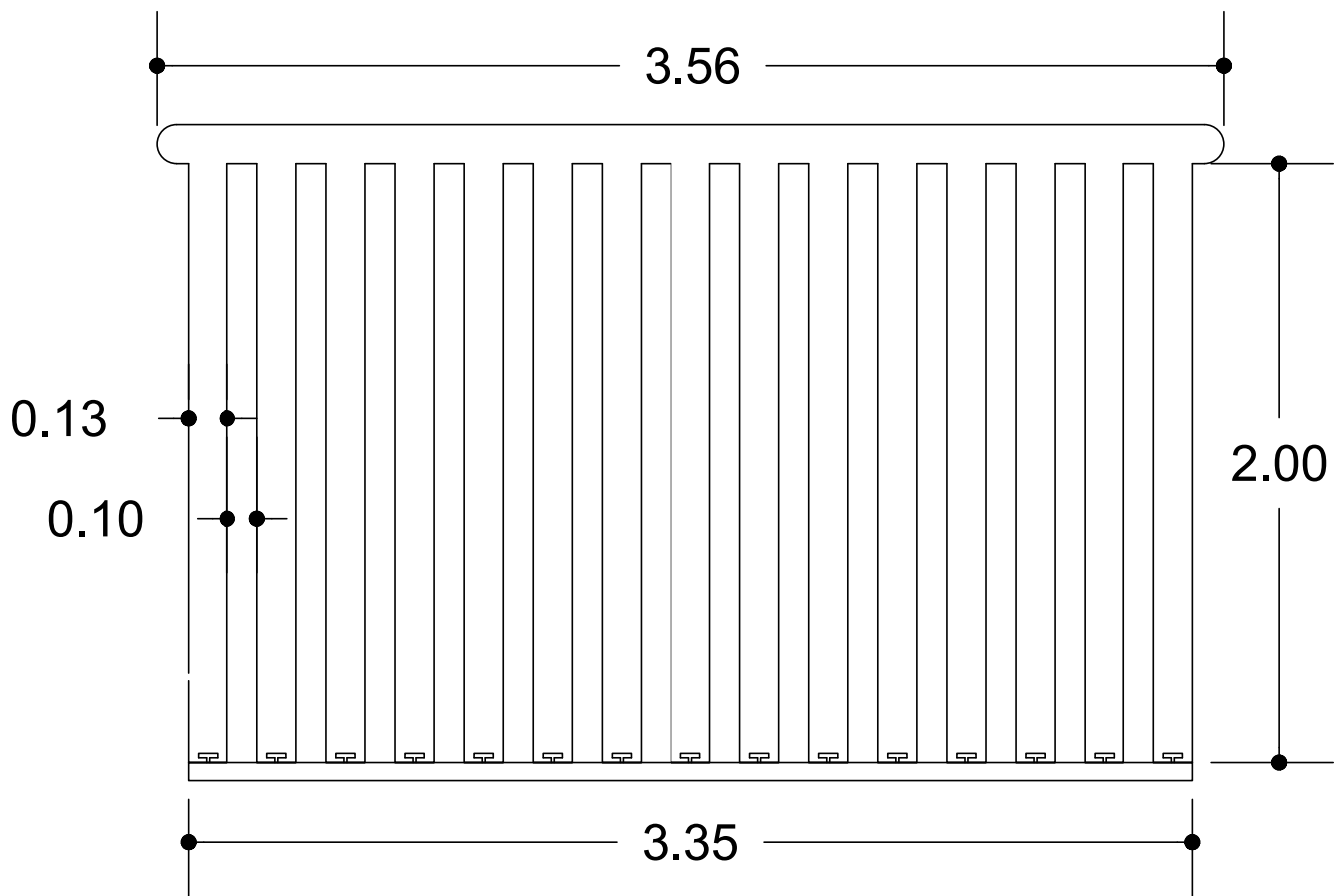
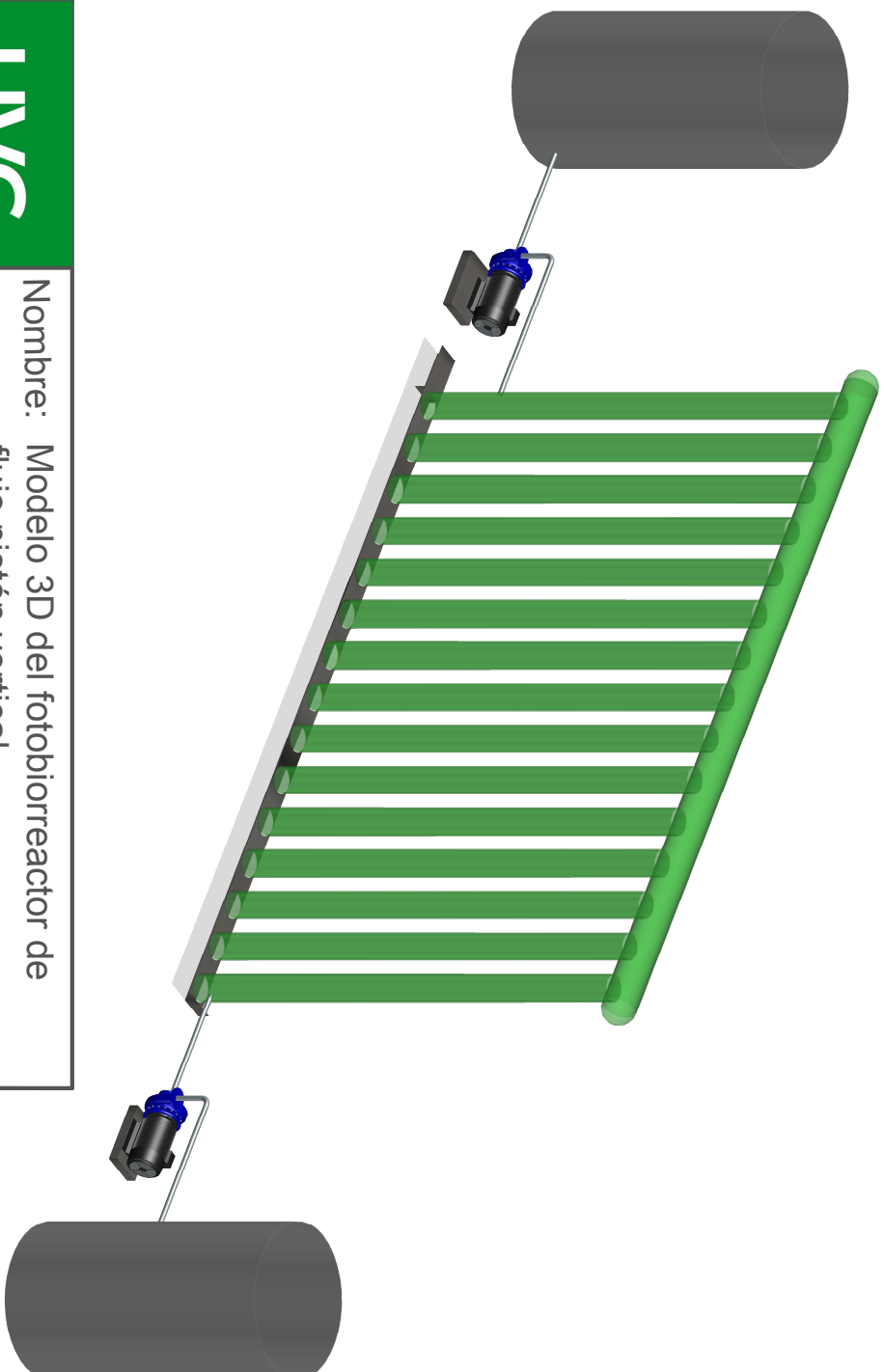


Figura 60: Modelo 2D del fotobiorreactor de flujo pistón (PFR) vertical (Dimensiones en metros)

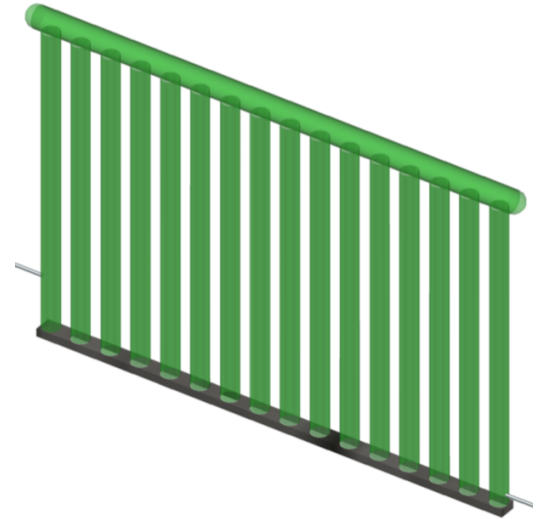


UVG UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA	
Nombre: Modelo 3D del fotobiorreactor de flujo pistón vertical	
Elaborado por: Julio Fernández Balconi	
Carrera: Ingeniería Química	Fecha: 31.01.21

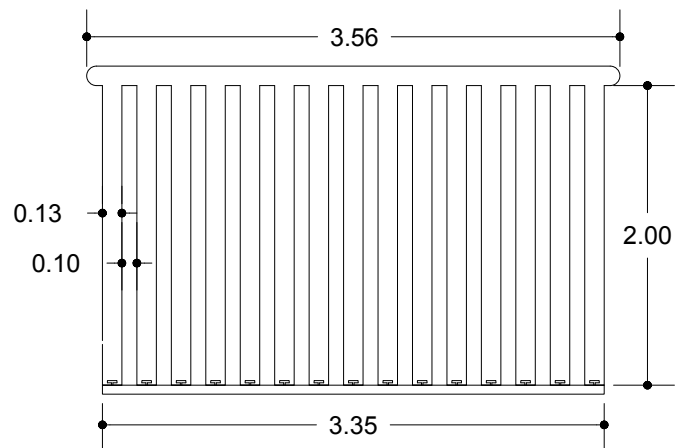
Figura 61: Modelo 3D del fotobiorreactor de flujo pistón (PFR) vertical junto con sus sistemas auxiliares

 UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA	FICHA TÉCNICA DEL EQUIPO: FOTOBIORREACTOR	No. Ficha: 1 Fecha: 31.01.21
---	--	---------------------------------

Descripción	Fotobiorreactor para el cultivo de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>
Tipo	Flujo pistón (PFR) vertical
Características del equipo	
Volumen total del reactor	521 L
Producción de biomasa	20.6 kg/mes
Cantidad de columnas	15
Diámetro exterior de la columna	130.0 mm
Diámetro interior de la columna	120.0 mm
Altura de la columna	2.0 m
Separación entre columnas	10.0 cm
Ocupación lineal del reactor	3.56 m
Recirculación	De la cuarta columna a la entrada
Relación de reflujo	0.89
Material de construcción	Vidrio de borosilicato
Proveedor	Pegasus



Condiciones de operación	
Irradiancia incidente promedio	14000 lx
Temperatura	25°C
pH	7.0
Salinidad	2.0% (m/v)
Flujo de CO ₂	0.789 kg/h
Concentraciones iniciales requeridas	
Biomasa	1 g/L
Nitrato de sodio	90 mg/L
Fosfato de sodio	5 mg/L
Sulfato de cobre	1 mg/L



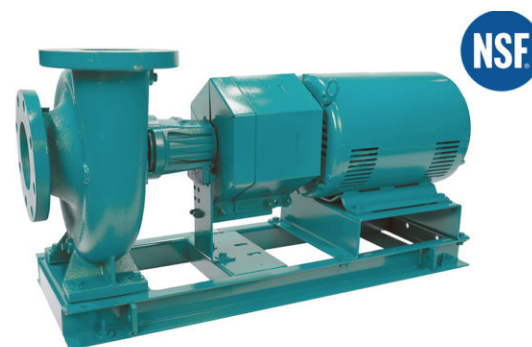
Vista frontal del fotobiorreactor de flujo pistón (PFR) vertical.
Dimensiones en metros.

Equipos auxiliares	
Tubería	Acero al carbón NPS 1" Cédula 40
Bombas centrífugas	2HP, 220 V, 3.25 A, motor trifásico de 2 polos
Tanques	Capacidad de 521 L, diámetro de 0.70 m y altura de 1.30 m de acero al carbón
Dióxido de carbono	3 tanques de 60 lb
Sistema de iluminación de emergencia	6 tubos fluorescentes de 2' de longitud y luz blanca de 6500 K

Figura 62: Ficha técnica del fotobiorreactor de flujo pistón (PFR) vertical dimensionado para el Laboratorio de Operaciones Unitarias

 UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA	FICHA TÉCNICA DEL EQUIPO: BOMBA CENTRÍFUGA	No. Ficha: 2 Fecha: 31.01.21

Descripción	Bomba centrífuga para alimentación y descarga del fotobiorreactor
Marca	Goulds Water Technology
Modelo	Marlow Series e-530SL
Características del equipo	
Presión máxima de trabajo	175 psi (12 bar)
Potencia	2 HP
Rango de caudal	0 – 125 m ³ /h
Rango de temperatura	-20 – 225 °C
Rango de pH	7.0 – 9.0
Tamaño del impeler	6.5 in
Diámetro de brida en succión	7.0 in
Diámetro de brida en descarga	7.5 in
Conexión	Brida estándar ANSI #125
Velocidad	1750 rpm
Frecuencia	60 Hz
Fluido	Medio de cultivo



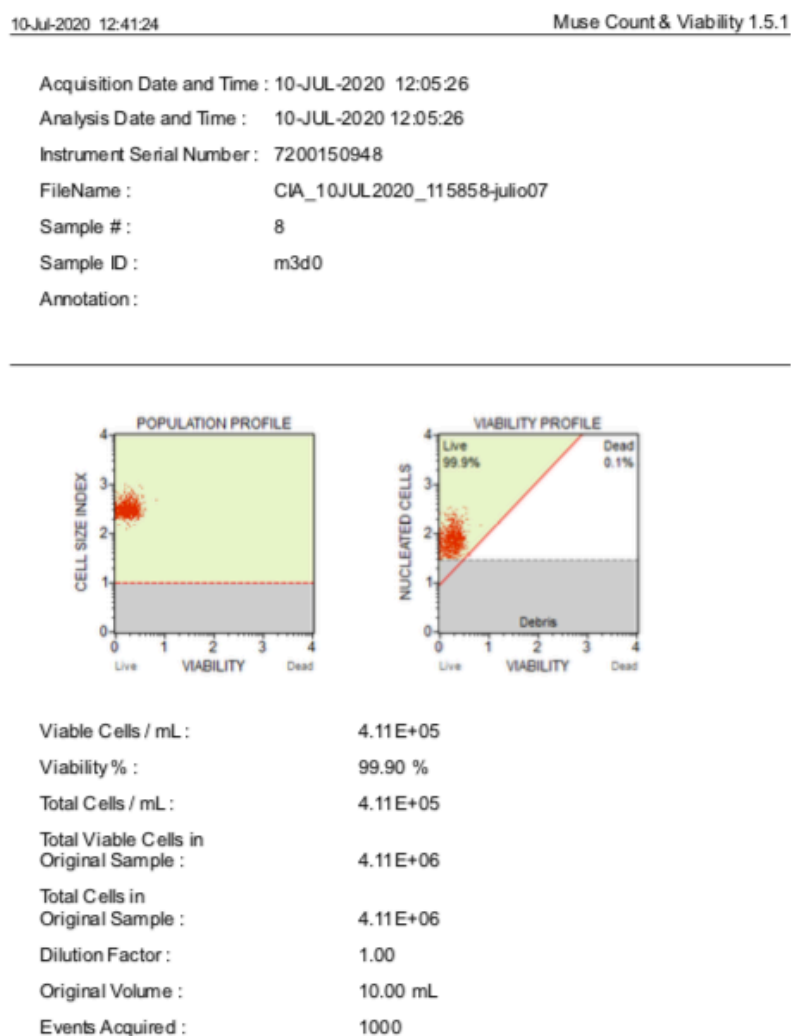
Requerimientos del motor	
Marca	WEG
Modelo	W22
Marco del motor	215T
Tipo	Trifásico de inducción
Voltaje	220 V
Corriente	3.25 A
Polos	2
Peso	21.8 kg
Variador de frecuencia	Sí
Modelo del variador	CFW10
Potencia del variador	0.25 – 5 HP



Consideraciones de seguridad
<ol style="list-style-type: none"> 1. No operar la bomba sin fluido en la tubería, dado que podría ocurrir daño al sello. 2. Utilizar lubricantes a base de poliurea según los requerimientos del manual. 3. Se debe alinear el acoplador previo al funcionamiento de la bomba, garantizando que esté situado en el nivel correcto. 4. Utilizar el equipo de protección, como: lentes, botas de punta de acero, mascarilla, guantes, etc.

Figura 63: Ficha técnica de las bombas dimensionadas para movilizar el flujo dentro del fotobiorreactor de flujo pistón (PFR) dimensionado para el Laboratorio de Operaciones Unitarias

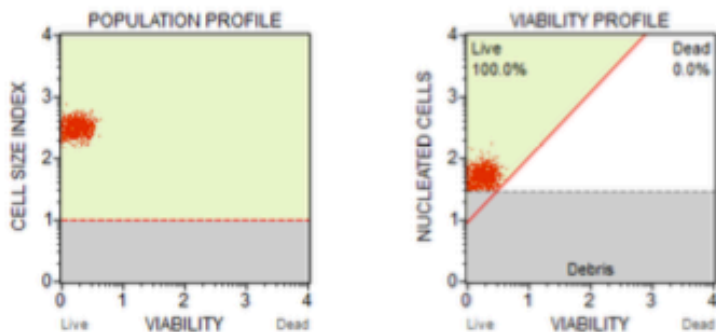
Ejemplos de lecturas realizadas con los instrumentos de medición



For Research Use Only. Not for use in diagnostic procedures.

Figura 64: Reporte generado con el contador de células Muse® para el Reactor 2 expuesto a una irradiancia promedio de 5027 lx el 20.06.20

Acquisition Date and Time : 10-JUL-2020 12:18:01
 Analysis Date and Time : 10-JUL-2020 12:18:01
 Instrument Serial Number : 7200150948
 FileName : CIA_10JUL2020_115858-julio07
 Sample # : 18
 Sample ID : m3d3
 Annotation :

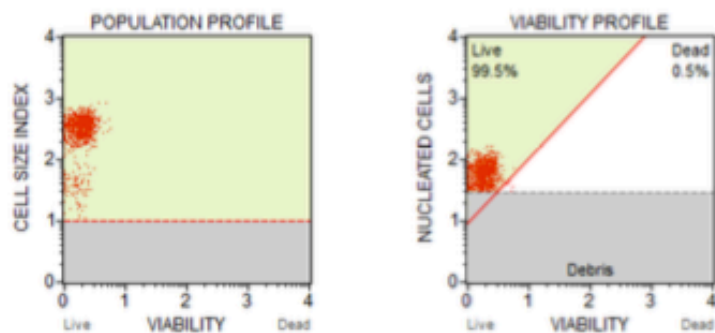


Viable Cells / mL : 2.33E+06
 Viability% : 100.00 %
 Total Cells / mL : 2.33E+06
 Total Viable Cells in
 Original Sample : 2.33E+07
 Total Cells in
 Original Sample : 2.33E+07
 Dilution Factor : 10.00
 Original Volume : 10.00 mL
 Events Acquired : 1000

For Research Use Only. Not for use in diagnostic procedures.

Figura 65: Reporte generado con el contador de células Muse® para el Reactor 2 expuesto a una irradiancia promedio de 5027 lx el 23.06.20

Acquisition Date and Time : 10-JUL-2020 12:26:05
 Analysis Date and Time : 10-JUL-2020 12:26:05
 Instrument Serial Number : 7200150948
 FileName : CIA_10JUL2020_115858-julio07
 Sample # : 26
 Sample ID : m3d6
 Annotation :

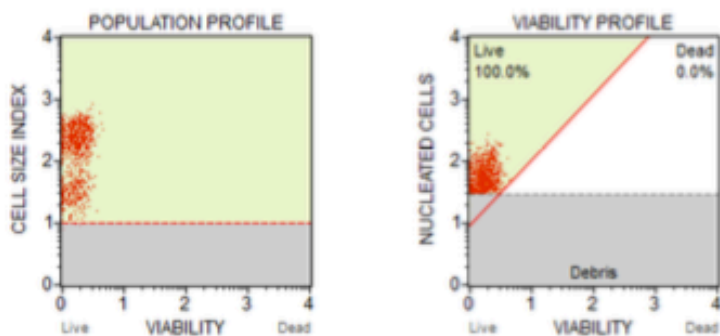


Viable Cells / mL :	2.12E+06
Viability % :	99.50 %
Total Cells / mL :	2.13E+06
Total Viable Cells in Original Sample :	2.12E+07
Total Cells in Original Sample :	2.13E+07
Dilution Factor :	10.00
Original Volume :	10.00 mL
Events Acquired :	1000

For Research Use Only. Not for use in diagnostic procedures.

Figura 66: Reporte generado con el contador de células Muse® para el Reactor 2 expuesto a una irradiancia promedio de 5027 lx el 26.06.20

Acquisition Date and Time : 07-AUG-2020 12:53:22
 Analysis Date and Time : 07-AUG-2020 12:53:22
 Instrument Serial Number : 7200150948
 FileName : CIA_07AUG2020_124637_jul07
 Sample # : 8
 Sample ID : m3d9
 Annotation :

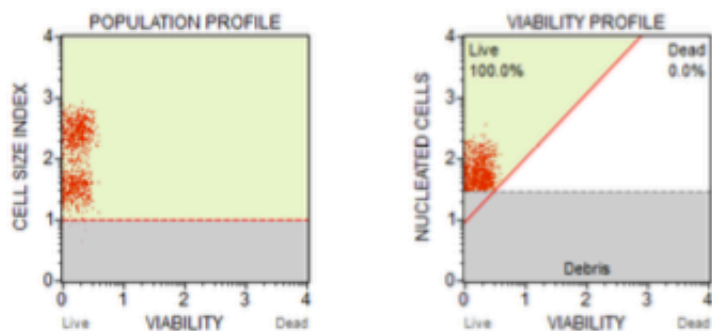


Viable Cells / mL :	3.23E+06
Viability % :	100.00 %
Total Cells / mL :	3.23E+06
Total Viable Cells in Original Sample :	3.23E+07
Total Cells in Original Sample :	3.23E+07
Dilution Factor :	20.00
Original Volume :	10.00 mL
Events Acquired :	1004

For Research Use Only. Not for use in diagnostic procedures.

Figura 67: Reporte generado con el contador de células Muse® para el Reactor 2 expuesto a una irradiancia promedio de 5027 lx el 29.06.20

Acquisition Date and Time : 07-AUG-2020 13:10:25
 Analysis Date and Time : 07-AUG-2020 13:10:25
 Instrument Serial Number : 7200150948
 FileName : CIA_07AUG2020_124637_jul07
 Sample # : 30
 Sample ID : m3d12
 Annotation :

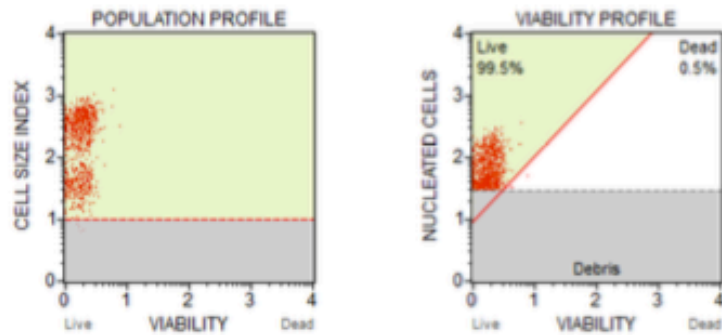


Viable Cells / mL :	4.03E+06
Viability % :	100.00 %
Total Cells / mL :	4.03E+06
Total Viable Cells in Original Sample :	4.03E+07
Total Cells in Original Sample :	4.03E+07
Dilution Factor :	20.00
Original Volume :	10.00 mL
Events Acquired :	1011

For Research Use Only. Not for use in diagnostic procedures.

Figura 68: Reporte generado con el contador de células Muse® para el Reactor 2 expuesto a una irradiancia promedio de 5027 lx el 02.07.20

Acquisition Date and Time : 07-AUG-2020 13:07:40
 Analysis Date and Time : 07-AUG-2020 13:07:40
 Instrument Serial Number : 7200150948
 FileName : CIA_07AUG2020_124637_jul07
 Sample # : 26
 Sample ID : m3d15
 Annotation :

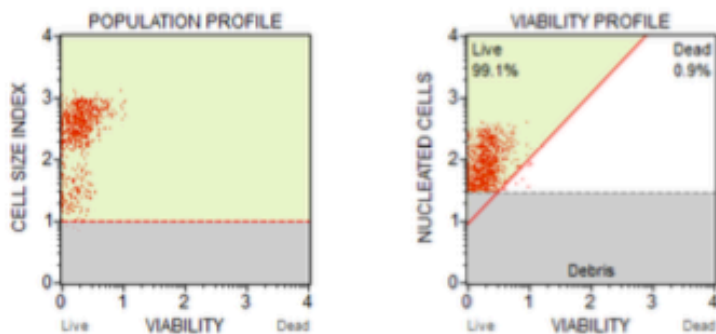


Viable Cells / mL :	4.26E+06
Viability % :	99.50 %
Total Cells / mL :	4.28E+06
Total Viable Cells in Original Sample :	4.26E+07
Total Cells in Original Sample :	4.28E+07
Dilution Factor :	20.00
Original Volume :	10.00 mL
Events Acquired :	1006

For Research Use Only. Not for use in diagnostic procedures.

Figura 69: Reporte generado con el contador de células Muse® para el Reactor 2 expuesto a una irradiancia promedio de 5027 lx el 05.07.20

Acquisition Date and Time : 07-AUG-2020 12:49:11
 Analysis Date and Time : 07-AUG-2020 12:49:11
 Instrument Serial Number : 7200150948
 FileName : CIA_07AUG2020_124637_jul07
 Sample # : 2
 Sample ID : m3d18
 Annotation :



Viable Cells / mL :	2.36E+06
Viability% :	99.10 %
Total Cells / mL :	2.39E+06
Total Viable Cells in Original Sample :	2.36E+07
Total Cells in Original Sample :	2.39E+07
Dilution Factor :	20.00
Original Volume :	10.00 mL
Events Acquired :	1004

For Research Use Only. Not for use in diagnostic procedures.

Figura 70: Reporte generado con el contador de células Muse® para el Reactor 2 expuesto a una irradiancia promedio de 5027 lx el 08.07.20



Figura 71: Medición de salinidad utilizando el medidor Atago en el Reactor 1 con flujo de CO_2 de $2.11 \times 10^{-7} \text{ m}^3/\text{s}$



Figura 72: Medición de salinidad utilizando el medidor Atago en el Reactor 2 con flujo de CO_2 de $3.00 \times 10^{-7} \text{ m}^3/\text{s}$



Figura 73: Medición de salinidad utilizando el medidor Atago en el Reactor 3 con flujo de CO₂ de 8.28×10^{-7} m³/s



Figura 74: Medición de la concentración de fosfatos utilizando el colorímetro HATCH para los cultivos con variación de flujo de CO₂



Figura 75: Medición de la concentración de sulfatos utilizando el colorímetro HATCH para los cultivos con variación de flujo de CO₂



Figura 76: Medición del pH del medio utilizando papel pH para los cultivos con variación de irradiancia