

UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

Facultad de Ingeniería



Implementación del fotorreactor tubular semicontinuo con columna de burbujas del laboratorio de bioprocesos

Trabajo de graduación presentado por

Ka-jon Leong Lao

para optar al grado académico de Licenciado en Ingeniería en

Biotecnología Industrial

Guatemala,

2021

UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

Facultad de Ingeniería



Implementación del fotorreactor tubular semicontinuo con columna
de burbujas del laboratorio de bioprocesos

Trabajo de graduación presentado por


Ka-jon Leong Lao

para optar al grado académico de Licenciado en Ingeniería
en Biotecnología Industrial

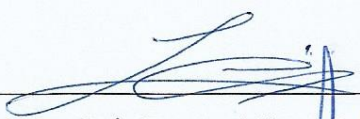
Guatemala,

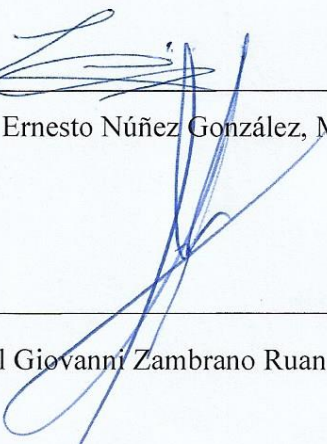
2021

Vo. Bo.:

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

Tribunal Examinador:

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

(f) 
Ing. Gamaliel Giovanni Zambrano Ruano, M. Sc

(f) 
Ing. Eddy Rene Meléndez Mendizábal

Fecha de aprobación: Guatemala 13 de diciembre de 2021

PREFACIO

Este trabajo de graduación surgió por el interés que tuve en las distintas clases de biotecnología. Al observar que las microalgas tienen un alto potencial en el mercado debido a que pueden producir diversos productos dependiendo de las condiciones a las que están sometidas, por lo que impulsó mi deseo sobre conocer más sobre estos microorganismos. Los cursos bioingeniería y diseño de reactores son cursos interesantes y desafiantes ya que se debe conocer en su totalidad el microorganismo de estudio y lo que son equipos y sus sistemas auxiliares. Opté por implementar un fotoreactor tubular con columna de burbujas debido a que presentaba un gran reto el realizar una cinética del crecimiento de las microalgas, algo que no había estudiado a lo largo de la carrera. Espero que con ello pueda brindar una ayuda a futuras investigaciones al entregar un manual en donde se estandarizan los procedimientos de arranque, limpieza y cuidados del equipo.

Agradezco a mi asesor, Ing. Luis Ernesto Núñez González, M Sc., por las enseñanzas, por la paciencia, apoyo y orientación que me dio a lo largo de este trabajo. También agradezco a todos los catedráticos que he tenido en toda la carrera por sus enseñanzas y al Ing. Gamaliel Giovanni Zambrano Ruano, M. Sc., por sus enseñanzas y sugerencias que me ha brindado a lo largo de la carrera. Agradezco a mi madre, Tam Heng, y a mis hermanos, Melisa y Kaseng, por el apoyo incondicional, por enseñarme a no rendirme y por brindarme la oportunidad de estudiar en una Universidad privilegiada. Por último, a mis amigos Adriana, Samuel, Sebastián, Katherine, Alejandra, Valerie y Monika por la paciencia y el apoyo que me han brindado a lo largo del desarrollo del trabajo de graduación.

INDICE

PREFACIO	i
LISTADO DE CUADROS	iii
LISTADO DE FIGURAS	v
RESUMEN	ix
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVOS	3
III. JUSTIFICACIÓN	4
IV. MARCO TEÓRICO	7
V. ANTECEDENTES	19
VI. METODOLOGÍA.....	24
VII. RESULTADOS	33
VIII. ANÁLISIS DE RESULTADOS	55
IX. CONCLUSIONES	61
X. RECOMENDACIONES	62
XI. BIBLIOGRAFÍA	64
XII. ANEXOS.....	67

LISTADO DE CUADROS

Cuadro 1. Modelos cinéticos propuestos.....	19
Cuadro 2. Parámetros cinéticos.....	19
Cuadro 3. Modelo cinético.....	22
Cuadro 4. Parámetros cinéticos propuesto.....	22
Cuadro 5. Parámetros cinéticos del modelo matemático utilizando la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> obtenidos a partir del Software Berkley Madonna® para el fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.....	35
Cuadro 6. Etapas de arranque del fotorreactor tubular con columna de burbujas.....	53
Cuadro 7. Concentración de células de <i>Nannochloropsis oculata</i> expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.....	67
Cuadro 8. Concentración de nitratos del cultivo f/2 guillard para los ciclos de 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad medidos a partir de un colorímetro HACH®.....	69
Cuadro 9. Concentración de células de <i>Nannochloropsis oculata</i> expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.....	70
Cuadro 10. Concentración de nitratos del cultivo f/2 guillard para los ciclos de 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad medidos a partir de un colorímetro HACH®.....	72
Cuadro 11. Concentración de células de <i>Nannochloropsis oculata</i> expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.....	73
Cuadro 12. Concentración de nitratos del cultivo f/2 guillard para los ciclos de 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad medidos a partir de un colorímetro HACH®.....	75
Cuadro 13. Concentración de células de <i>Nannochloropsis oculata</i> expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 4 horas de luz y 20 horas de oscuridad colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.....	76
Cuadro 14. Concentración de nitratos del cultivo f/2 guillard para los ciclos de 4 horas de luz y 20 horas de oscuridad medidos a partir de un colorímetro HACH®.....	78
Cuadro 15. Concentración de células promedio de <i>Nannochloropsis oculata</i> expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para las primeras dos corridas realizadas colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.....	80
Cuadro 16. Concentración de nitratos promedio del cultivo f/2 guillard para las primeras dos corridas medidas a partir de un colorímetro HACH®.....	81

Cuadro 17. Concentración de células promedio de <i>Nannochloropsis oculata</i> expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para las segundas dos corridas realizadas colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.	83
Cuadro 18. Concentración de nitratos promedio del cultivo f/2 guillard para las segundas dos corridas medidas a partir de un colorímetro HACH®.....	84
Cuadro 19. Partes del equipo descrito de las figuras 11 y 12.....	93
Cuadro 20. Datos de la autoclave	94
Cuadro 21. Datos del colorímetro.....	94
Cuadro 22. Datos del MUSE®.	95
Cuadro 23. Datos del Luxómetro EXTECH EA31	96
Cuadro 24. Datos del medio f/2 Guillard.....	96

LISTADO DE FIGURAS

Figura 1. Diagrama simplificado de la fotosíntesis dentro de los cloroplastos	11
Figura 2. Reacciones de la vía cíclica y no cíclica dependientes de la luz en la fotosíntesis	12
Figura 3. Ciclo de Calvin-Benson para la generación de una molécula de glucosa... 13	
Figura 4. Fases de crecimiento de un cultivo de microalgas en un sistema batch.....	14
Figura 5. Comparación la concentración celular variando los ciclos de tiempo de iluminación estudiadas en el fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.	33
Figura 6. Comparación de la concentración de sustrato evaluado a diferentes ciclos de iluminación estudiadas en el fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.	34
Figura 7. Ajuste del modelo de Contois modificado utilizando datos experimentales de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> obtenido a partir de 16 horas de exposición de luz roja en un fotorreactor tubular con columna de burbujas con capacidad de 8 litros.	38
Figura 8. Ajuste del modelo de Contois modificado utilizando datos experimentales de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> obtenido a partir de 8 horas de exposición de luz roja en un fotorreactor tubular con columna de burbujas con capacidad de 8 litros.	39
Figura 9. Ajuste del modelo de Contois modificado utilizando datos experimentales de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> obtenido a partir de 12 horas de exposición de luz roja en un fotorreactor tubular con columna de burbujas con capacidad de 8 litros.	40
Figura 10. Ajuste del modelo de Contois modificado utilizando datos experimentales de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> obtenido a partir de 4 horas de exposición de luz roja en un fotorreactor tubular con columna de burbujas con capacidad de 8 litros.	41
Figura 11. Esquema del funcionamiento y componentes del fotorreactor tubular con columna de burbujas.	52
Figura 12. Sistema implementado.	52
Figura 13. Fase de crecimiento de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.	90
Figura 14. Fase de crecimiento de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 8 horas de luz y 16 horas	

de oscuridad colocado en un fotoreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.	90
Figura 15. Fase de crecimiento de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad colocado en un fotoreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.	91
Figura 16. Fase de crecimiento de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 4 horas de luz y 20 horas de oscuridad colocado en un fotoreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.	91
Figura 17. Sistemas auxiliares del fotoreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.	92
Figura 18. Componentes principales del fotoreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.	92
Figura 19. Autoclave napco modelo 8000-DSE.	93
Figura 20. Colorímetro HACH DR890.	94
Figura 21. MUSE® Cell Analyzer.	95
Figura 22. Luxómetro EXTECH EA31.	95
Figura 23. Fotoreactor tubular con columna de burbujas en funcionamiento.	96
Figura 24. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 16 de febrero	97
Figura 25. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 17 de febrero	97
Figura 26. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 19 de febrero	98
Figura 27. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 20 de febrero	98
Figura 28. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 23 de febrero	99
Figura 29. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 24 de febrero	99
Figura 30. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 25 de febrero	100
Figura 31. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 26 de febrero	100
Figura 32. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 27 de febrero	101

Figura 33. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 1 de marzo.....	101
Figura 34. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 2 de marzo.....	102
Figura 35. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 3 de marzo.....	102
Figura 36. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 4 de marzo.....	103
Figura 37. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 5 de marzo.....	103
Figura 38. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 6 de marzo.....	104
Figura 39. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 8 de marzo.....	104
Figura 40. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 9 de marzo.....	105
Figura 41. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 10 de marzo.....	105
Figura 42. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 11 de marzo.....	106
Figura 43. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 12 de marzo.....	106
Figura 44. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 13 de marzo.....	107
Figura 45. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 15 de marzo.....	107
Figura 46. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 16 de marzo.....	108
Figura 47. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 17 de marzo.....	108
Figura 48. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 18 de marzo.....	109
Figura 49. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 19 de marzo.....	109
Figura 50. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 20 de marzo.....	110

Figura 51. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 22 de marzo.....	110
Figura 52. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 23 de marzo.....	111
Figura 53. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 24 de marzo.....	111
Figura 54. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 25 de marzo.....	112
Figura 55. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 26 de marzo.....	112
Figura 56. Conteo celular del cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 27 de marzo.....	113

RESUMEN

Las microalgas son organismos fotoautótrofos que ofrecen alternativas para obtener diversos productos como lo son pigmentos, ácidos grasos u otros productos de interés como suplementos alimenticios. Estos podrían llegar a tener un impacto positivo en la desnutrición guatemalteca debido a las propiedades nutricionales de dichos productos, Son ricos en ácidos grasos y aminoácidos esenciales que posee lo hace un suplemento ideal para combatir dicha enfermedad por lo que al utilizar microorganismos está ligado a los principios bioéticos de no utilizar materia prima que pueda ser producto de consumo para diversas poblaciones. En el presente trabajo se realizó una implementación de un fotorreactor tubular con columna de burbujas en el Laboratorio de Procesos Bioindustriales de la Universidad del Valle de Guatemala con un volumen de 8L, en donde se establecieron los tiempos de iluminación en función al rendimiento de producción de microorganismos para maximizar el crecimiento de *Nannochloropsis oculata* con condiciones controladas. Para ello se midieron los parámetros de concentración celular y nitratos con el fin de obtener la mayor producción de biomasa la cual fue un ciclo 8:16, es decir 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad. Así mismo se desarrolló un modelo cinético de Contois modificado en base a la variación de luz, que describe el crecimiento celular en función al consumo del sustrato limitante, dejando constante la aireación de 15 ft³/h, temperatura 20°C, concentración inicial del medio f/2 guillard (1x) y variando los ciclos de luz/oscuridad. Por último, se construyó un manual el cual estandariza los pasos de arranque, instrucciones de operación, partes, vistas componentes, recomendaciones y limpieza del equipo.

I. INTRODUCCIÓN

Existe un gran interés para el estudio de las microalgas y sus aplicaciones en ingeniería para la producción de biocombustibles, productos de alto valor como biopigmentos, biomasa como alimento para la industria acuícola, suplementos alimenticios y para el tratamiento de desechos. El género *Nannochloropsis* posee la ventaja de poder crecer rápidamente lo que hace que se utilice habitualmente para aplicaciones biotecnológicas. Estas contienen un alto contenido de triacilglicerol y sus lípidos polares son ricos en ácido graso poliinsaturado de cadena larga omega – 3 y ácido eicosapentaenoico. Además, posee la ventaja que son utilizados como organismo modelo para el estudio del metabolismo lipídico de microalgas (Bermudez, 2020).

Debido a que las microalgas requieren dióxido de carbono, oxígeno y luz para poder realizar la fotosíntesis se requiere modelar un ambiente artificial que permitan su crecimiento. Es por ello que se utiliza como simulador artificial un fotorreactor con columna de burbujas debido a que este tipo de reactor proporciona dichos requerimientos. Su principal ventaja es que posee bajos costos de operación, poco mantenimiento, es compacto y está aislado a comparación de un reactor de laguna abierta que puede llegar a contaminarse por agentes externos (Wu y Merchuk, 2002).

El reactor utilizado en el presente trabajo de graduación es uno tipo semicontinuo agitado con un volumen de 8 L. Para poder realizar la implementación del reactor como paso inicial se buscó la condición adecuada para operar el equipo en donde se variaron los ciclos de iluminación evaluando de esta manera el crecimiento de la microalga *Nannchloropsis oculata* y su consumo de sustrato limitante con base en el tiempo con ello se construyó un modelo matemático de la microalga dicho reactor que permite predecir ambas variables en función del tiempo. Finalmente, se realizó un manual que estandariza los pasos de arranque, instrucciones de operación, partes, vistas componentes, recomenda-

ciones y limpieza del equipo implementado.

II. OBJETIVOS

A. GENERAL

Implementar un fotorreactor tubular con columna de burbujas en el Laboratorio de Procesos Bioindustriales.

B. ESPECÍFICOS

1. Establecer los tiempos de iluminación en función al rendimiento de producción de microorganismos para obtener un valor fijo en donde se obtenga la mayor producción de biomasa con el reactor implementado.
2. Utilizar modelos matemáticos que describan el comportamiento del crecimiento de la *Nannochloropsis oculata* y modificarlos para adaptarlos al nuevo equipo.
3. Realizar un manual para operar el reactor, estandarizando los pasos de arranque, control y limpieza del equipo implementado con el fin de proporcionar una guía para futuras investigaciones sobre el uso del mismo.

III. JUSTIFICACIÓN

El uso de microorganismos para la síntesis de productos aumenta cada vez más conforme a los años, esto puesto que supone un proceso costo efectivo y presenta rendimientos similares y en algunos casos mayores que la síntesis química, además que presenta una alternativa a procesos dañinos para el ambiente. Dentro de estas alternativas se encuentra el uso de microalgas para la síntesis de diversos productos que tienen aplicación en la industria textil y alimenticia. Principalmente se utiliza para producir suplementos alimenticios ricos con alto poder nutritivo, bajo en calorías y grasas; posee ácido linoleico, α -linoleico, carbohidratos y son una fuente de proteínas ricas en aminoácidos esenciales y que permiten tener una alimentación balanceada. Debido a su potencial, el mercado de las mismas ha presentado un crecimiento positivo desde el año 1982, con tendencias en constante aumento en 2021 se presentó un aumento del mercado de 6.5% a nivel mundial. Dentro de los suplementos alimenticios más vendidos y producidos se encuentran los productos derivados de las especies de espirulinas las cuales han sido utilizados como suplementos alimenticios desde el año 1300 utilizados por los aztecas (García, *et al.*, 2018).

La población humana ha presentado tendencias positivas de crecimiento desde siempre, en 2050 se estima que la población aumente más de un tercio del valor actual, esto supone una problemática grave puesto que la producción de alimentos deberá aumentar la producción por la alta demanda, sin embargo, la tierra fértil cada vez es más escasa. Por ello el uso de microorganismos como microalgas presenta una solución versátil para la producción de diversos suplementos alimenticios. Como mencionado previamente éstos contienen un alto valor nutricional que también pueden ser utilizados para erradicar enfermedades como la desnutrición. Guatemala ocupa el sexto lugar a nivel mundial en cuanto a la desnutrición crónica y primero en América Latina llegando a tener un valor de

46.5%, siendo los departamentos más afectados, Totonicapán, Quiché, Huehuetenango, San Marcos y Quetzaltenango (SESAN, 2018; Martínez y Ramírez, 2017). El uso de microalgas presenta ventajas puesto que no compiten con cultivos alimentarios tradicionales en cuanto a espacio y recursos.

Para ello industrialmente se utilizan diversos reactores que propician el crecimiento microbiano de las microalgas y mediante diversos cambios de condiciones la síntesis de producto. Esto se hace mediante estudios del metabolismo con el fin de obtener rendimientos máximos y así mismo aumentar la producción de suplementos y satisfacer la demanda a nivel mundial (Martínez y Ramírez, 2017). Para cultivar las microalgas se utilizan dos tipos de reactores los cuales son abiertos (OPS, *Open Pond System*) y cerrados (CPBR, *Closed Photobioreactors*). Los OPS tienen un gran potencial para obtener diversos bioproductos a escala comercial, ya que requieren poca energía, por lo tanto, son económicamente viables y fáciles de mantener, pero poseen la desventaja de que son dependientes de la luz natural y posee dificultades para el control preciso del sistema ya que el cultivo está sometidas a variaciones climáticas. Por otra parte, los CPBR incluyen reactores tubulares, bolsas plástico, placas planas o reactores de tanque agitado. Estos poseen ventajas tales como una mayor eficiencia de la mezcla y un mayor grado de control sobre los parámetros importantes como la temperatura, intensidad y longitud de onda de luz suministrada o los ciclos luz/oscuridad. Existen diversos países que han adoptado por utilizar los reactores CPBR tales como Algatechnologies en Israel que posee un reactor tubular de 300km de longitud que ocupa 10 acres de terreno desértico dedicado al cultivo de *H. pluvialis* para la producción de astaxantina. Otro ejemplo es China la compañía Algix cuenta con un reactor tubular de 1000km para abordar una producción de astaxantina pura de 3 ton/año (García, *et al.*, 2018).

Las condiciones de reacción son esenciales para obtener el mayor rendimiento posible, por lo que es necesario comprender variables como el crecimiento microbiano, temperatura óptima, concentración de sales, concentración de sustrato, tiempo de iluminación, entre otros. Actualmente el Centro de Procesos Industriales (CPI) ubicado en la Universidad del Valle de Guatemala cuenta con un fotorreactor tubular con columna de burbujas con capacidad de 8 litros desarmado que emite luz roja. Por lo que con el fin de realizar una

implementación de dicho reactor se propone la elaboración de un diagrama de flujo que indique las entradas y salidas del sustrato y producto, así mismo una ecuación cinética de crecimiento para algún microorganismo específico y elaboración de un manual de operación del reactor. Para ello se emplea un cultivo de la microalga *Nannochloropsis oculata* con una velocidad de aireación 15 ft³/h, temperatura constante 20°C y concentración del medio f/2 guillard (1x) variando la intensidad lumínica expuesta con una lámpara LED roja.

IV. MARCO TEÓRICO

A. MICROALGAS

Las microalgas son los organismos vivos menos utilizados a nivel mundial a pesar de poseer un gran potencial en cuanto a fuentes renovables de varios metabolitos naturales tales como proteínas, lípidos, combustibles, biomasa y compuestos bioquímicos activos (tales como pigmentos y vitaminas). Este grupo es uno de los más grandes a nivel mundial contando con $2 \cdot 10^6$ especies siendo el 1% lo que se ha descubierto. Estos son diversos microorganismos unicelulares que pueden convertir la luz solar y el CO_2 en carbohidratos, proteínas y aceites naturales, mediante la fotosíntesis (Saini, *et al.*, 2019). El 75% de este grupo está compuesto por aceites naturales. Estos aceites pueden procesarse en numerosos productos mediante transesterificación, licuefacción hidrotermal o gasificación (Archambault, *et al.*, 2014). Las microalgas son consideradas superiores en comparación de diferentes tipos de plantas debido a que poseen las siguientes ventajas:

- Las microalgas pueden ser cultivadas en tierras no-arables por lo que evita la competencia de tierras utilizadas para la agricultura.
- Estos pueden crecer en diferentes condiciones y durante todo el año.
- Poseen un ciclo de vida corto, su organización celular y su estructura simple hace que sea fácil de manejar y manipular (Saini, *et al.*, 2019).

B. PARÁMETROS DE CULTIVO DE MICROALGAS

El cultivo de microalgas requiere de condiciones especiales determinantes para la adecuada producción de biomasa, las cuales varían en función de la microalga a utilizar. Entre los principales parámetros a variar que influyen en el cultivo de estos microorganismos se encuentran (Bermúdez, 2020):

1. Luz.

La intensidad lumínica es uno de los parámetros principales a considerar, dado que las microalgas son organismos fotosintéticos. La fotosíntesis será directamente proporcional a la intensidad lumínica que se administre hasta alcanzar una tasa de crecimiento máxima (punto de saturación por luz), cuando no existe una limitación de nutrientes. El momento en que se sobrepasa este punto de saturación, se alcanza el punto de fotoinhibición, el cual ocasiona efectos perjudiciales en la célula, reduciendo de esta manera la productividad del cultivo y la pérdida en la eficiencia fotosintética. Por lo que, al recibir una alta cantidad de energía en forma de luz, aumenta la cantidad de calor que libera por lo que conlleva a un descenso en la cantidad de clorofilas para poder controlar dicho fenómeno. Este fenómeno es más fácil de controlar en sistemas cerrados (Bermúdez, 2020; Hernández & Labbé, 2014; Álvarez, 2012).

En cultivos exteriores, la fotoinhibición ocurre a las primeras horas del día debido a la alta intensidad lumínica. Los cultivos con mayor densidad celular (>3g/L) son capaces de utilizar más eficientemente la luz incidente, por el autosombreado. Este es un fenómeno en el cual las células cercanas a la superficie proveen sombra a las células en las capas inferiores (Hernández & Labbé, 2014).

2. Temperatura.

La temperatura óptima y la producción de microalgas también son directamente proporcionales y esta depende de la especie a cultivar. El momento en que se supera esta temperatura, se produce la fotorrespiración, la cual también reduce la productividad del cultivo. En el cultivo de microalgas, la temperatura óptima generalmente se encuentra entre 28°C a 35°C. De la misma manera que la luz, este parámetro también es más fácil de controlar en un sistema cerrado por rociadores de agua o colocando el reactor dentro de un invernadero (Bermúdez, 2020; Hernández & Labbé, 2014).

3. Regulación de pH y CO₂.

El pH en el medio de cultivo puede variar de acuerdo con diversos factores como: la productividad del cultivo, la respiración celular, la alcalinidad, la concentración de iones en el medio, la actividad de las microalgas y el sistema de aporte de CO₂. Cada especie de

microalga presenta su pH de cultivo óptimo, para aquellas de agua dulce, este pH se encuentra alrededor de 8. El pH en el medio puede controlarse por una inyección de CO₂, o una adición de ácido o base. En caso de optarse por una inyección de CO₂, se debe considerar que los costos asociados son elevados (Bermúdez, 2020; Hernández & Labbé, 2014). Es un parámetro que debe controlarse estrictamente, dado que se pueden producir acidificaciones en el medio letales para el cultivo, y de igual manera se puede determinar el punto óptimo que logre maximizar la producción de biomasa (Bermúdez, 2020).

4. Nutrientes.

En el cultivo de microalgas, se deben aportar diferentes nutrientes esenciales para lograr un buen crecimiento. Uno de los más importantes, después del carbono, es el nitrógeno, este se añade en forma de amonio (NH₄⁺) o nitrato (NO₃⁻) y presenta una influencia en la acumulación de lípidos de las microalgas. Cuando el nitrógeno es limitado la acumulación de lípidos de las microalgas aumenta un 40%, mientras que, en condiciones normales, su contenido lipídico se encuentra en un 20%. Otro nutriente de importancia es el fósforo, el cual se encuentra involucrado en la formación de ácidos nucleicos y transferencia de energía. A pesar de que el contenido de fósforo en las microalgas es menor al 1%, su deficiencia es una de las principales limitaciones en el crecimiento, por lo que se incorpora al medio en forma de fosfato (HPO₄⁻²) o (H₂PO₄⁻) (Bermúdez, 2020; Hernández & Labbé, 2014).

Entre otros nutrientes a considerar se encuentran: cloruro, sodio, potasio, calcio, magnesio y azufre; los cuales ayudan a mantener la presión y el equilibrio osmóticos. Además del agua, que es un componente vital en el medio de cultivo para el transporte y aporte de electrones necesarios para reducir el CO₂ (Bermúdez, 2020).

5. Oxígeno disuelto.

En el cultivo de microalgas, se suele llevar a cabo una intensa actividad fotosintética que puede llegar a elevar los niveles de oxígeno disuelto hasta una saturación mayor al 200% (Hernández & Labbé, 2014). Esta saturación llega a afectar la productividad, inhibiendo el crecimiento de la especie de microalga, por lo que se puede implementar un

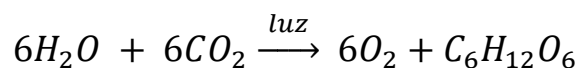
sistema de absorción de aire que elimine el exceso de oxígeno, evitando una salida no deseada de los niveles de CO₂ (Bermúdez, 2020).

C. *Nannochloropsis* sp.

La especie de *Nannochloropsis* se ha identificado como un género de rápido crecimiento y alto contenido de lípidos, incluido el triacilglicerol (TAG) y el ácido graso poliinsaturado de cadena larga omega-3 (ω 3), ácido eicosapentaenoico (EPA). En condiciones de abundancia de nutrientes, esta especie posee un contenido de lípidos de aproximadamente el 25-30% del peso seco. Las tensiones abióticas, como la falta de luz o de nutrientes, en particular la privación de nitrógeno (N), hacen que las microalgas detengan su crecimiento y acumulen compuestos de almacenamiento. En estas condiciones, las especies de *Nannochloropsis* acumulan grandes cantidades de TAG, hasta el 60% de la biomasa (Poliner, Farré y Benning, 2018). Además, es importante tomar en cuenta que este tipo de genero poseen clorofilas “a” las cuales absorben longitudes de onda de 636nm (roja) y 454nm (azul) (Álvarez, 2012).

D. FOTOSÍNTESIS

Las plantas y otros organismos fotosintéticos utilizan la energía de la luz solar junto con agua y dióxido de carbono para producción de azúcares y síntesis de moléculas orgánicas. Los plástidos (cloroplastos, cromoplastos, amiloplastos) son organelos recubiertos de membrana con funciones en la fotosíntesis o de almacenamiento en células vegetales y algas. Los cloroplastos son organelos especializados que realizan la fotosíntesis en la membrana tilacoide donde se incorporan pigmentos (clorofilas) y diversas proteínas. Durante la fotosíntesis, los pigmentos y otras moléculas atrapan la energía solar para realizar síntesis de ATP y la coenzima NADPH. Estos se emplean dentro del estroma (matriz semilíquida) para sintetizar carbohidratos a partir de dióxido de carbono y agua. La fotosíntesis suele resumirse por la siguiente ecuación (Starr, *et.al.*, 2004):



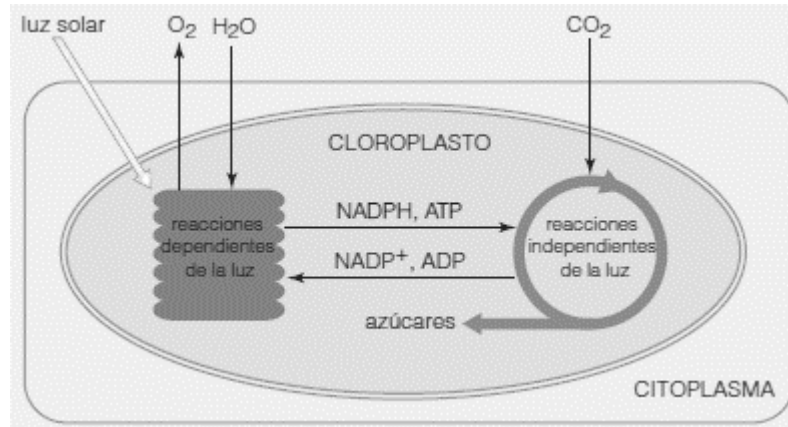


Figura 1. Diagrama simplificado de la fotosíntesis dentro de los cloroplastos

Fuente: Starr, *et al.*, (2004)

La fotosíntesis es una serie de diversas reacciones que ocurren en dos etapas, la primera son las reacciones dependientes de la luz y la segunda las reacciones independientes de la luz (Starr, *et al.*, 2004).

1. Reacciones dependientes de la luz.

En estas reacciones, la energía solar se transforma en energía de enlaces químicos en forma de ATP, en la vía cíclica y en la no cíclica. En la vía no cíclica, en la membrana tilacoide se utiliza la energía de los electrones excitados, en esta membrana se encuentran conglomerados circulares de pigmentos fotosintéticos y proteínas que atrapan la energía transmitiéndola a diversos sitios hasta llegar a la absorción en un fotosistema. En cada fotosistema se encuentra un par de moléculas de clorofila a, en el fotosistema I, estas moléculas absorben energía con longitud de onda de 700nm (P700) y el par del fotosistema absorbe a 680nm (P680). La transferencia de electrones provoca que las moléculas de agua se disocien en iones hidrógeno y oxígeno, este proceso se denomina fotólisis. (Starr, *et al.*, 2004).

La energía luminosa se transforma en energía química cuando el fotosistema dona electrones a la cadena de transferencia de electrones. Las moléculas de esta cadena emplean energía para desplazar iones hidrógeno [H⁺] a través de la membrana, desde el estroma hasta el grana para mantener un gradiente de iones hidrógeno a través de la membrana tilacoide. Los iones [H⁺] salen de la membrana por la proteína de transporte ATP sintasa

provocando que se una un grupo fosfato al ADP, por lo que el gradiente de iones hidrógeno a través de la membrana tilacoide impulsa la formación de ATP en el estroma. Además, la coenzima NADP^+ acepta electrones e iones hidrógeno para transformarse en NADPH (Starr, *et.al.*, 2004).

En la vía cíclica la cadena de transferencia de electrones utiliza la energía de electrones para desplazar iones hidrógeno hacia el grana, este gradiente impulsa la formación de ATP como se explicó anteriormente. En esta vía no se da la formación de NADPH, ni la formación de oxígeno porque no se realiza fotólisis (Starr, *et.al.*, 2004).

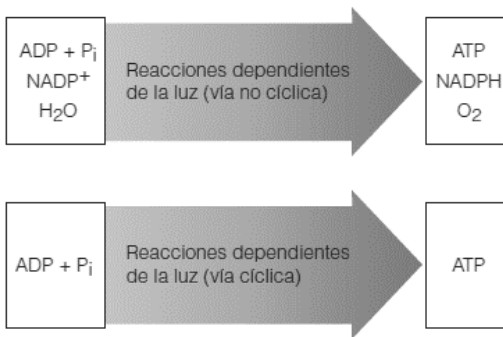


Figura 2. Reacciones de la vía cíclica y no cíclica dependientes de la luz en la fotosíntesis

Fuente: Starr, *et al.*, (2004)

2. Reacciones independientes de la luz.

En estas reacciones se emplea la energía suministrada por el ATP y NADPH formados anteriormente en las reacciones dependientes de la luz. Esta energía impulsa la síntesis de glucosa y otros carbohidratos a partir de dióxido de carbono y agua en el estroma de los cloroplastos, estas reacciones constituyen el ciclo de Calvin-Benson (Starr, *et.al.*, 2004).

La fijación del carbón se lleva a cabo a partir de la enzima RUBISCO (de cinco carbonos) uniéndose a un CO_2 . El intermediario formado se divide en dos moléculas de fosfoglicerato de tres carbonos, las cuales reciben un grupo fosfato del ATP e hidrógeno y electrones del NADPH, formando dos moléculas de fosfogliceraldehído (PGAL). Para la obtención de una glucosa (seis carbonos) es necesaria la combinación de dos PGAL. Sin embargo, para lograr sintetizarla se debe unir seis moléculas de RUBISCO (RuBP) a seis de CO_2 para formar 12 intermediarios PGAL. Los otros 10 intermediarios de PGAL se

combinan para regenerar seis moléculas de RuBP, como se muestra en el siguiente diagrama (Starr, *et.al.*, 2004).

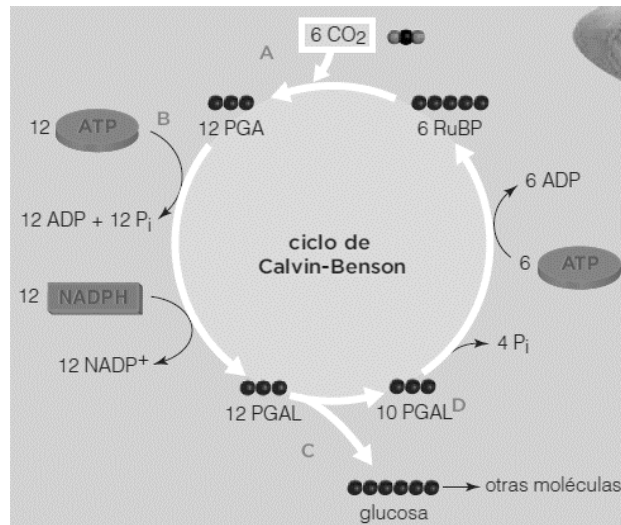


Figura 3. Ciclo de Calvin-Benson para la generación de una molécula de glucosa

Fuente: Starr, *et.al.*, (2004)

Las plantas emplean esta glucosa para descomponerla y obtener la energía que contienen sus enlaces. También se puede transformar en sacarosa o almidón por otras vías o almacenarse en forma de granos de almidón en el estroma de los cloroplastos y cuando se requiere azúcar, el almidón se descompone a monómeros de azúcar (Starr, *et.al.*, 2004).

E. FASES DE CRECIMIENTO CELULAR

Para los cultivos batch deben estar compuesto por su inoculo inicial y nutrientes las cuales se van desarrollando en conjunto a lo largo del tiempo (Tebbani, *et al.*, 2020). El crecimiento celular está delimitado un sustrato limitante y la concentración del microorganismo la cual adopta una forma de curva sigmoidea que se refleja en cuatro fases principales las cuales son:

Fase latencia o lag: En esta fase se adapta la célula a las nuevas condiciones ambientales. La velocidad de crecimiento tiende a ser 0 y la duración de esta fase es dependiente de la concentración del inoculo inicial, la composición del medio y la capacidad del microorganismo a adaptarse (Tebbani, *et al.*, 2020).

Fase de crecimiento exponencial o log: Previo a esta fase esta la fase de aceleración en donde se refleja el inicio de la fase log. En esta fase se tiene una velocidad específica de crecimiento máxima constante y la concentración celular aumenta exponencialmente. Luego de esta fase le sigue la fase de deceleración en donde la concentración de nutrientes del cultivo comienza a agotarse en especial el sustrato limitante (Tebbani, *et al.*, 2020).

Fase estacionaria: En esta fase se produce cuando se agota el sustrato limitante, o bien el suministro de luz puede ser insuficiente debido a la alta concentración celular, la cual produce un fenómeno de auto-sombreado de las células y se producen biopelículas en las paredes del fotorreactor. La concentración celular máxima en este caso se mantiene constante (Tebbani, *et al.*, 2020).

Fase de declive o muerte: En esta fase todas las reservas intracelulares de la microalga se agotan y las condiciones para la vida se vuelven extremadamente desfavorables causando de esta manera su muerte (Tebbani, *et al.*, 2020).

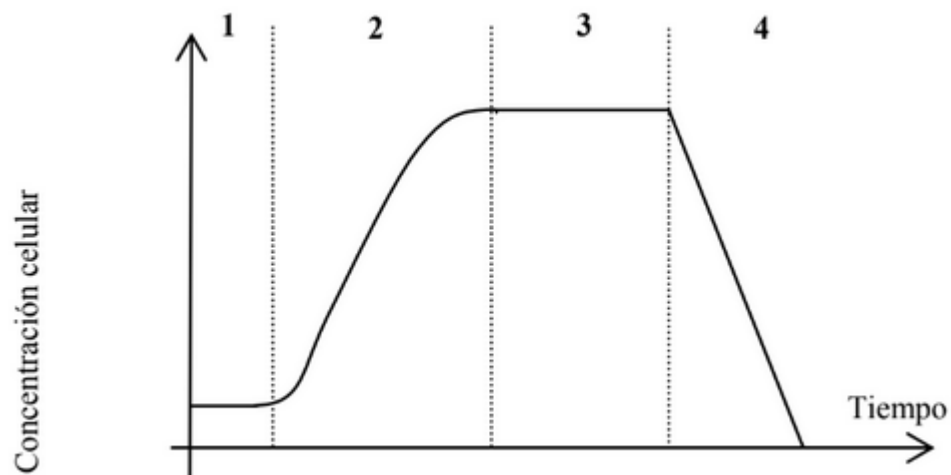


Figura 4. Fases de crecimiento de un cultivo de microalgas en un sistema batch

Fuente: Tebbani, *et al.*, 2020

F. FOTORREACTOR TUBULAR CON COLUMNA DE BURBUJAS

Los cultivos de microorganismos fototróficos pueden cultivarse en dos tipos de ambientes: al aire libre y cerrados, este último posee una mayor facilidad del crecimiento de los mismos debido a que se pueden controlar las condiciones a la que está sometida el

cultivo. Dicho sistema, en el que se puede controlar el intercambio y la mezcla de gases, facilita una mayor tasa de crecimiento y un mejor rendimiento. Uno de los factores más importantes que influyen en el crecimiento en un fotorreactor de este tipo es la disponibilidad de luz: Dentro del fotorreactor existen regiones de alta densidad de fotones (PPFD) y regiones oscuras en las que la producción neta de biomasa es negativa. Una forma de prevenir dicho crecimiento negativo es aumentar el área de superficie volumétrica, es decir, reducir la profundidad del cultivo. Sin embargo, tal reducción tendría un alto costo en la economía del proceso. Para modelar dicho biorreactor, generalmente se toma un valor medio para la intensidad de la luz, este valor se calcula de acuerdo con la geometría del reactor. Luego se calcula el crecimiento del cultivo a partir de un modelo P-I, que relaciona la productividad (P) o el aumento de la biomasa con la intensidad de la luz (I). Las ecuaciones de tipo Monod o Aiba se encuentran entre las formas más habituales que aparecen en tales modelos (Wu y Merchuk, 2002).

Otro enfoque para mejorar la disponibilidad de luz es realizar una mezcla ordenada, que obliga a las células a pasar por cambios periódicos de luz / oscuridad. De hecho, se ha demostrado que con una alta FPD, el cambio periódico del ciclo de luz / oscuridad mejora el crecimiento. Recientemente se ha publicado un modelo dinámico para un fotobiorreactor que tiene una mezcla ordenada y que opera bajo condiciones de dinámica de fluidos bien definidas. En donde integra la dinámica de fluidos con el comportamiento dinámico de los elementos fotosintéticos para dar la cinética general del proceso. Dado que la disponibilidad de luz varía de un punto a otro en el recipiente de reacción, el modelo tiene en cuenta el movimiento de las células de una región del biorreactor a otra. El modelo también posibilita la predicción del colapso de cultivos en condiciones de deficiencia de luz o exceso de luz y la influencia de la mezcla sobre estos parámetros críticos (Wu y Merchuk, 2002).

G. MODELOS MATEMÁTICOS PARA PODER PREDECIR EL CRECIMIENTO MICROBIANO

1. Modelo de Monod

El modelo de Monod es una de las expresiones utilizadas para explicar el efecto de la concentración de sustrato (C_s) en la velocidad específica de crecimiento (μ). En este

modelo, se incluye, además, la constante K_s , la cual indica la concentración de sustrato a la cual se alcanza la mitad de la velocidad máxima específica de crecimiento y es un parámetro que establece la afinidad del microorganismo al sustrato. Es de utilidad para describir la cinética de fermentaciones en casos donde la concentración de compuestos inhibidores en el crecimiento celular es baja, la ecuación que lo representa es la siguiente (Lee, 2009):

Ecuación 1. Modelo de Monod

$$\mu = \frac{\mu_{max} C_S}{K_S + C_S}$$

De acuerdo con esta ecuación, un aumento en la concentración de sustrato no afectará la velocidad de crecimiento, luego de alcanzar la velocidad máxima. Sin embargo, esta velocidad de crecimiento puede decaer si la concentración de sustrato sobrepasa un nivel determinado. Por último, se tienen las siguientes suposiciones la cual es que el contenido del reactor es homogéneo y la cinética se basa en la concentración del reactivo limitante (Lee, 2009).

2. Modelo de Contois

El Modelo de Contois se utiliza para relacionar el efecto de la limitación de sustrato (S) y el aumento de la concentración celular (X), de forma simultánea en la cinética de crecimiento. Además, contempla una posible inhibición por el aumento de la concentración celular, que pueden provocar una disminución en los fenómenos de transferencia de masa ocasionando una limitación de disponibilidad de nutrientes para todas las células. Su expresión matemática es la siguiente (Tebbani, *et al.*, 2020):

Ecuación 2. Modelo de Contois.

$$\mu = \frac{\mu_{max} S}{K_S X + S}$$

3. Modelo de Teissier

El Modelo de Teissier es una variante del Modelo de Monod que explica el efecto de las hormonas en el crecimiento de ciertos cultivos. A partir de este modelo se introdujo el

concepto de deficiencia de crecimiento la cual resulta en una relación semilogarítmica entre la velocidad de crecimiento y la concentración de biomasa (Calderón, 2017).

Ecuación 3. Modelo de Teissier.

$$\mu = \mu_{max} * \left(1 - e^{\left(-\frac{S}{K_S}\right)}\right)$$

4. Modelo de Moser

El Modelo de Moser es una variante del Modelo de Monod se considera como una buena aproximación cuando la composición celular es independiente del tiempo de proceso. Además, considera el efecto de la propagación de especies mutantes en la población bacteriana (Calderón, 2017).

Ecuación 4. Modelo de Moser.

$$\mu = \frac{\mu_{max} C S^n}{K_S + C S^n}$$

H. BERKELEY MADONNA Y OTROS SOFTWARES

Para poder predecir el crecimiento de los microorganismos se utilizan distintos softwares las cuales realizan iteraciones para estimar los parámetros cinéticos

1. Berkeley Madonna.

Es un solver con el propósito principal de resolver ecuaciones diferenciales, proporcionando un conjunto de herramientas gráficas para mostrar los resultados y construir modelos matemáticos complejos con facilidad. Provee una interfaz intuitiva que permite crear modelos rápidamente, generando ecuaciones de manera automática al utilizar diferentes íconos y herramientas. Al ejecutar el programa se resuelven las ecuaciones y se grafican los resultados, donde se pueden agregar controles deslizantes para evaluar la influencia de la variación de parámetros. Entre otras características, presenta estimaciones de parámetros de los datos con el ajuste de curvas y la posibilidad de realizar un barrido de los valores de parámetros con la ejecución por lotes (Berkeley Madonna, 2021).

2. Mathcad.

Es un solver matemático para cálculos de ingeniería involucrados en el diseño de productos. Es capaz de realizar cálculos con mayor exactitud y precisión que una hoja de cálculo. Permite documentar los cálculos más importantes con una amplia gama de funciones matemáticas y mostrar el trabajo realizado con opciones de formato que contiene gráficos, texto e imágenes en un solo documento profesional (PTC Inc., 2021).

3. Matlab.

Es una plataforma de programación y computación para analizar datos, desarrollar algoritmos y crear modelos. Permite utilizar un lenguaje de programación para análisis iterativos y diseño de procesos con un cuaderno ejecutable donde se combina código, resultado y texto. Se puede observar la influencia de distintos algoritmos sobre los datos, iterando hasta obtener los resultados deseados, y así crear un programa específico para el trabajo realizado (The Mathworks, Inc., 2021).

V. ANTECEDENTES

En 2021 se realizaron dos experimentaciones en la Universidad del Valle de Guatemala en la cual en la primera experimentación propuesta por (Carolyn, 2021) se utilizó la microalga *Nannochloropsis oculata* en donde se varió la intensidad lumínica, velocidad de aireación y concentración de sales para obtener la mejor combinación y maximizar la producción de biomasa y de aceite utilizando un reactor abierto de piscina con paletas de 20 litros (escala laboratorio) y a escala pequeña de 1 litro. En base a esto se obtuvo los siguientes valores respectivos a su cinética:

Cuadro 1. Modelos cinéticos propuestos.

Escala aplicable	Modelo matemático
Pequeña	$\mu = \left(\frac{k_3 E}{k_2 + k_3 E} \right)^j * \left(\frac{\mu_{\max} CS}{K_s CN + CS} \right) * \left(\frac{a_3 A_1}{a_2 + a_3 A_1} \right)^i$
Laboratorio	$\mu = \left(\left(\frac{k_5 E}{k_4 CN_6 + k_5 E} \right) + L \right)^k * \left(\frac{\mu_{\max} CS}{K_s CN + CS} \right) * \left(\frac{a_3 A_4}{a_2 + a_3 A_4} \right)^i + N$

Fuente: (Carolyn, 2021)

Cuadro 2. Parámetros cinéticos.

Parámetro	Simbología	Valor ajustado modelo a pequeña escala	Valor ajustado modelo a escala laboratorio
Velocidad máxima específica de crecimiento celular	μ_{\max}	$0.9116 \frac{1}{\text{día}}$	$0.9116 \frac{1}{\text{día}}$

Parámetro	Simbología	Valor ajustado modelo a pequeña escala	Valor ajustado modelo a escala laboratorio
Constante de afinidad al sustrato	K_s	$8.57 * 10^{-13} \frac{\text{mol NaNO}_3}{\text{células}}$	$8.57 * 10^{-13} \frac{\text{mol NaNO}_3}{\text{células}}$
Rendimiento máximo de biomasa en función del consumo de sustrato	Y_{xs}	$2 * 10^{13} \frac{\text{células}}{\text{mol NaNO}_3}$	$2 * 10^{13} \frac{\text{células}}{\text{mol NaNO}_3}$
Constante asociada con el efecto de la variación de la intensidad lumínica	k_2/k_4	-1023	$-46.98757 \frac{\text{L}}{\text{células}}$
Constante asociada con el efecto de la variación de la intensidad lumínica	k_3/k_5	$0.579 \frac{1}{\text{lux}}$	$0.03203 \frac{1}{\text{lux}}$
Exponente al que está elevado el término que indica el efecto de la intensidad lumínica	j/k	-1	-1
Constante asociada con el efecto de la variación de la velocidad de aireación	a_2	0.02094	0.02094
Constante asociada con el efecto de la variación de la velocidad de aireación	a_3	$0.01577 \frac{\text{sL}}{\text{m}}$	$0.01577 \frac{\text{sL}}{\text{m}}$

Parámetro	Simbología	Valor ajustado modelo a pequeña escala	Valor ajustado modelo a escala laboratorio
Exponente al que está elevado el término que indica el efecto del flujo de aire	i	2	2
Rendimiento de biomasa en función del consumo de sustrato utilizado para ajustar los datos	$Y_{xs1/Y_{xs3}}$	$1.9 * 10^{13} \frac{\text{células}}{\text{mol NaNO}_3}$	$2.56 * 10^{13} \frac{\text{células}}{\text{mol NaNO}_3}$
Rendimiento de biomasa en función del consumo de sustrato utilizado para ajustar los datos	Y_{xs2}	$1.6 * 10^{13} \frac{\text{células}}{\text{mol NaNO}_3}$	---
Modificador utilizado para indicar la dificultad del paso de la luz en el medio	L	---	2.93715
Modificador utilizado para indicar los problemas de transferencia de masa asociados	N	---	$0.12356 \frac{1}{\text{día}}$
Intensidad lumínica a la que fue expuesta el cultivo	E	$1.0 * 10^{13} \text{ lux (E)}$ 8,000 lux (E1) 2,000 lux (E2)	$1.0 * 10^{13} \text{ lux}$

Parámetro	Simbología	Valor ajustado modelo a pequeña escala	Valor ajustado modelo a escala laboratorio
Flujo de aire al que fue expuesto el cultivo	A ₄	0.029 m/Ls (A1)	
		0.014 m/Ls (A2)	0.088 $\frac{m}{Ls}$
		0.007 m/Ls (A3)	

Fuente: Carolyn (2021)

Además, según lo determinado por Carolyn (2021) se demuestra que la concentración de nitratos es el reactivo limitante y la estructura del manual propuesto se realizó de manera similar.

En el segundo estudio realizado por Fernández (2021) se propuso construir un fotorreactor a escala laboratorio anaeróbico tipo PFR en donde se estudió el fenómeno de transferencia de masa del dióxido de carbono y como sustrato limitante optó por utilizar nitratos.

Cuadro 3. Modelo cinético.

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

Fuente: Fernández (2021)

Cuadro 4. Parámetros cinéticos propuesto

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 $Y_{X/S}$	4.11×10^8 células/mg
-----------------------------------	-------------------------------

Fuente: Fernández (2021)

Por último, se tiene el estudio realizado por Bermúdez (2019) en donde propone utilizar un ciclo de 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad a una intensidad lumínica de 2000 lux en pH alcalino y a una temperatura de 30°C en donde obtuvo un alto rendimiento lipídico.

VI. METODOLOGÍA

**Fichas técnicas de reactivos y datos de placa en la sección F de anexos.*

A. Esterilización de materiales de trabajo

Materiales y equipo:

- 1 Erlenmeyer de 125mL
- 1 probeta de 100mL
- 1 par de guantes térmicos
- 1 plancha de asbesto
- 1 autoclave 8000-DSE (Figura 17 de Anexos)
- Papel aluminio
- Cinta testigo
- Agua desmineralizada

Procedimiento:

1. En un Erlenmeyer, colocar 49mL de agua desmineralizada.
2. Cubrir la boquilla de la cristalería con papel aluminio.
3. Colocar cinta testigo en el papel aluminio.
4. Revisar el nivel del agua de la autoclave, en dado caso esta no está al nivel, verter agua desmineralizada hasta llegar al nivel.
5. Ingresar la cristalería a esterilizar y cerrar la autoclave.
6. Ajustar la perilla “Time” de la autoclave en 40 minutos a 121°C.
7. Encender moviendo hacia arriba el interruptor de “Power” la autoclave y esperar a que termine de esterilizar.
8. Una vez suene la alarma bajar el interruptor de “Power” y mover hacia arriba el interruptor de “SLOW EXHAUST”.
9. Esperar a que el manómetro este en 0 bar.
10. Utilizar guantes térmicos para abrir la autoclave.

11. Esperar a que salga el exceso de vapor.
12. Retirar los materiales con ayuda de una plancha de asbesto.
13. Esperar a que se enfríe la cristalería a temperatura ambiente.

B. Propagación de la microalga

Materiales y equipo:

- 1 Erlenmeyer de 125mL con 49mL de agua destilada estéril
- 1 probeta estéril de 100mL
- Medio f/2 Guillard (50x)
- Cultivo de *Nannochloropsis oculata*

Procedimiento:

1. Utilizando la cristalería previamente esterilizada, colocar 1mL de medio f/2 Guillard (50x) en el Erlenmeyer 125mL con 49mL de agua destilada estéril.
2. Añadir el cultivo de *Nannochloropsis oculata* previamente aislada al Erlenmeyer.
3. Incubar a temperatura ambiente.
4. Configurar la lámpara LED rojo para crecer algas en ciclos de 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad.
5. Esperar por 10 días para que crezcan las algas.

C. Esterilización del agua a utilizar en el fotorreactor

Materiales y equipo:

- 1 probeta de 1 Litro
- 1 olla de metal con tapadera
- 1 termómetro de alcohol
- 2 galones vacíos con plu y tapón
- 1 par de guantes térmicos
- 1 embudo
- 1 estufa de cocina
- Agua suavizada

Procedimiento

1. Colocar 4.9 Litros de agua suavizada en la olla de metal.
2. Encender la estufa de cocina y colocar la olla de metal.
3. Esperar a que el agua llegue a una temperatura superior a 100°C
4. Esterilizar por 40 minutos.
5. Colocar el agua estéril en los galones vacíos con ayuda de un embudo y guantes térmicos.
6. Esperar a que se enfríe a 60°C.
7. Cerrar el galón con un plu y tapón.

D. Uso del fotorreactor de columna de burbujas de 8L

Materiales y equipo:

- 1 temporizador eléctrico
- 1 caja de control del reactor con columna de burbujas marca Biovantage Resources.
- 1 reactor con columna de burbujas
- 1 lámpara LED roja
- 1 luxometro marca Extech modelo EA31
- 1 manguera de PVC NSF-51
- 1 llave Allen 1/8"
- 1 potenciómetro
- 1 solución Buffer pH 4.01
- 1 solución Buffer pH 7.00

Procedimiento:

1. Ajustar el temporizador eléctrico respecto las horas de luz que se desea estudiar.
2. Conectar la caja de control a una fuente de poder de 110V con un temporizador eléctrico.
3. Colocar la manguera de PVC NSF-51 en la parte superior del reactor de columna de burbujas, ajustarlo con ayuda de una llave Allen de 1/8" y el otro extremo conectarlo a la caja de control en "MAXED GAS OUT".

4. Girar la perilla de “COMPRESSOR POWER” para encender el interruptor del suministro de aire comprimido para iniciar el suministro de aire comprimido.
5. Conectar el potenciómetro en “SENSOR POWER” de la caja de control
6. Calibrar el potenciómetro de la siguiente manera
 - a. Presionar el botón CAL en la caja de control.
 - b. Sumergir el electrodo en una solución de pH 7.00.
 - c. Esperar a que llegue a un valor constante, luego pulsar el botón ENT.
 - d. Repetir el procedimiento para la solución a pH 4.01.
7. Conectar a la caja del control la fuente de poder LED en “LED POWER”
8. Pulsar el interruptor “LED POWER” en la caja de control.
9. Cerrar la parte superior, ajustando los tornillos girándolos en el sentido de las agujas del reloj.
10. Para ajustar el flujo de aire, mover la válvula de aguja en el sentido en contra de las agujas del reloj hasta obtener la mezcla deseada de aire.
11. Para tomar muestras, girar la válvula de compuerta ubicada en la parte inferior.

E. Conteo de células por medio del Muse® Cell Analyzer

Materiales y equipo:

- 1 micropipeta de 10-100 μ L
- 1 micropipeta de 100-1000 μ L
- Tubos desechables con tapadera
- 10 mL de cloro al 10%
- 30 tubos con capacidad de 1.5mL
- 1 vortex
- 500 mL de solución dextran al 3.5% en hidróxido de potasio 0.06M (ICF)
- 1 Muse® Cell Analyzer (Figura 19 de anexos)
- Agua destilada

Procedimiento:

Creación del usuario

1. Colocar el Muse® Cell Analyzer en una superficie plana y conectar en una corriente eléctrica (110V).
2. Presionar el botón de encendido ubicado por debajo de la pantalla táctil.
3. Seleccionar “Administrador” en la pantalla táctil
4. Ingresar el PIN que se encuentra en el manual del equipo.
5. Seleccionar la opción “Setup”, “Select Users Et Access Levels” y “Add New User”
6. Llenar los campos de acuerdo con los requerimientos.

Limpieza del equipo

1. Encender el Muse® Cell Analyzer e ingresar el usuario y contraseña.
2. Verificar el nivel de desechos y agua ubicado en la parte superior del MUSE® Cell Analyzer.
 - a. En dado caso este lleno el nivel de desechos desechar en un recipiente con tapadera y colocar 10mL de cloro al 10%.
 - b. En dado caso este vacío el nivel del agua colocar 100mL de agua destilada.
3. Pulsar el botón de “Muse Cleaning”.
4. Colocar 1mL de solución de dextran al 3.5% en hidróxido de potasio al 0.06M en un tubo de 1.5mL y cargar el Muse® Cell Analyzer.
5. Pulsar el botón de “Run ICF” y esperar a que termine de realizar la operación el equipo.
6. Colocar 1mL de agua destilada en un tubo de 1.5mL y cargar el Muse® Cell Analyzer.
7. Pulsar el botón de “Run ...” y esperar a que termine de realizar la operación el equipo.
8. Pulsar el botón de “Finish”

Análisis de muestras

1. Recolectar una muestra de 10mL del fotorreactor tubular con columna de burbujas.
2. Preparar una dilución 1:10 de cultivo de microalgas y agua destilada en el tubo de 1.5mL.

3. Pulsar el botón de “Count and Viability”.
4. Homogenizar la solución de microalgas con un vórtex.
5. Cargar la solución preparada y después pulsar en el botón de “Run”.
6. Esperar 2 minutos para que configure el sistema.
7. Homogenizar nuevamente la solución con un vórtex.
8. Colocar los datos requeridos: el volumen de la muestra, la dilución a trabajar y el nombre de la corrida.
9. Cargar el sistema con la solución homogeniza y después pulsar nuevamente el botón de Run.
10. Verificar que al realizar el conteo no de ningún error, en dado caso de algún error realizar la corrección de concentración en dado caso este muy concentrada realizar una dilución 1:20, si está muy diluida 1:5 y repetir los pasos 5 - 10.
11. Guardar el dato de la cantidad de células totales.
12. Si se desea volver a realizar un conteo pulsar el botón de Next Run y repetir los pasos 8 - 11.
13. Realizar nuevamente la limpieza del Muse® una vez se haya finalizado el conteo de todas las muestras repitiendo los pasos del procedimiento de “Limpieza del equipo”.
14. Por último, cerrar sesión y apagar el muse pulsando el botón de apagado.

F. Análisis de nitratos presentes en la solución (Método 8039 extraído del manual del colorímetro HACH® DR890)

Materiales y equipo:

- Colorímetro HACH® DR890 (Figura 18 de anexos)
- 1 celda para colorímetro HACH® de 40mL
- 1 sobre de Nitra ver 5
- 1 micropipeta de 100 - 1000µL
- 1 probeta de 10mL
- Kimwipes®
- Agua destilada

Procedimiento:

1. Preparar una dilución estimando la cantidad de nitratos presente en la solución para el medio concentrado se utilizaron 1mL en 9 mL de agua destilada (1:10), en dado caso este muy diluida prepararlo a una concentración más alta.
2. Homogenizar por 1 minuto.
3. Colocar la solución en la celda de 40mL.
4. Encender el colorímetro HACH® DR890, pulsando el botón “PRGM” e ingresar el número 51.
5. Pulsar el botón “ENTER” para configurar el sistema.
6. Agregar 1 sobre de Nitra ver 5 a la solución de la celda del colorímetro.
7. Pulsar el botón “TIMER” y “ENTER”, esto mostrará un temporizador de 1 minuto.
8. Agitar suavemente la solución de la celda del colorímetro por 1 minuto.
9. Pulsar el botón de “EXIT” cuando termine el minuto.
10. Limpiar el extremo inferior de la celda del colorímetro con un Kimwipe®
11. Colocar la celda en el colorímetro y pulsar el botón “ZERO”.
12. Pulsar nuevamente el botón “TIMER” y “ENTER”, esto mostrará un temporizador de 5 minutos.
13. Esperar a que reaccione por 5 minutos.
14. Pulsar el botón de “READ” y anotar el valor.

G. Software Berkley Madonna ®

Materiales y equipo:

- Microsoft Excel®
- Software Berkley Madonna®

Procedimiento:

1. Previamente en Microsoft Excel® realizar una cinética de Monod calculando los parámetros μ_{max} , K_s y $Y_{x/s}$.
2. Recolectar los datos de interés, en este caso tiempo en días, concentración de sustrato limitante y concentración de microorganismos.
3. Crear dos archivos CSV utilizando Microsoft Excel® colocando en uno el tiempo en días en una columna y en la otra concentración de sustrato limitante, de la misma

manera con el otro colocando tiempo en días en una columna y concentración de microorganismos.

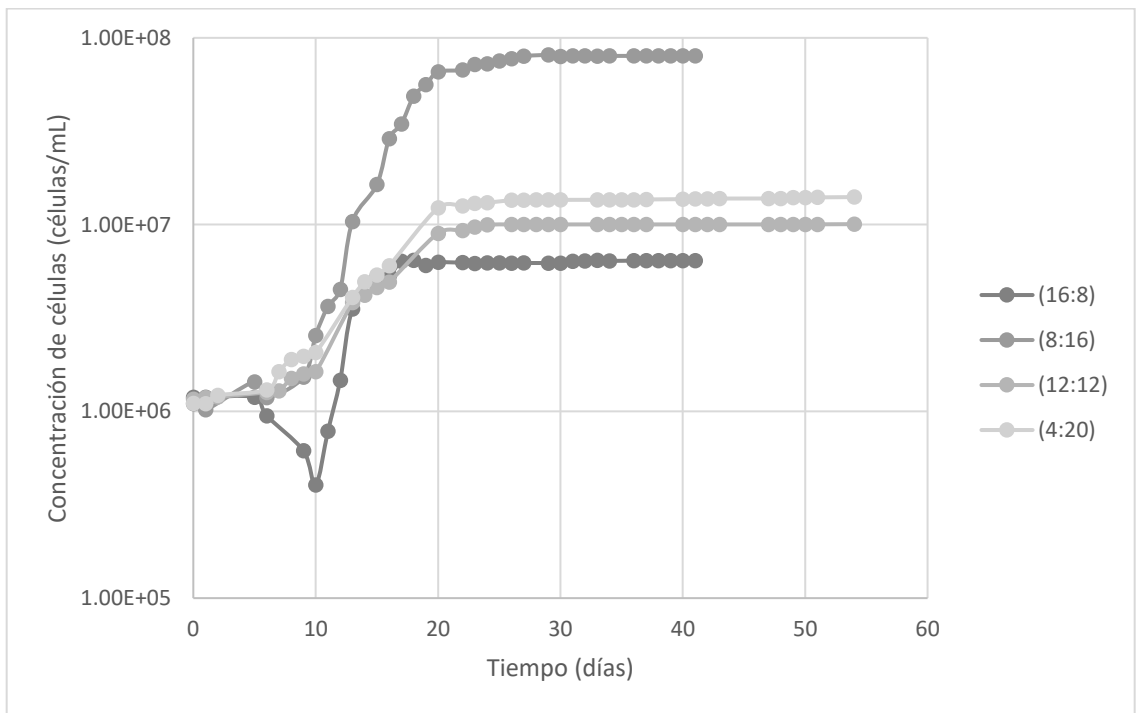
4. Abrir el Software Berkley Madonna®
5. Pulsar “File”, “New”.
6. Colocar las ecuaciones que se van a iterar en este caso se tiene los siguientes:
 - a. $u = (u_{max} * C_s) / (K_s + C_s)$
 - b. $R_n = u * C_n$
 - c. $R_s = -R_n / Y_x$
 - d. $E = t^2 * e$
7. Definir las variables en base a lo calculado en Excel.
8. Colocar la concentración inicial de sustrato y de células colocando INIT.
9. Definir los diferenciales en este caso son los siguientes:
 - a. $d/dt(C_s) = R_s$
 - b. $d/dt(C_n) = R_n$
10. Pulsar “Parameters”, “Curve fit...”
11. Agregar las variables a iterar, en este caso es Y_x , K_s , k_1 , k_2 y u_{max} .
12. Pulsar “Import Dataset...”
13. Seleccionar el archivo CVS.
14. Colocar un nombre por ejemplo “CN” para la concentración de microorganismos, luego pulsar “Ok”.
15. Seleccionar en Fit Variable la concentración de microorganismos.
16. Repetir el mismo proceso (13-15) para la otra variable.
17. Habilitar la pestaña de multiple fit y agregar las dos variables para ajustar.
18. Pulsar “Ok”.
19. Ajustar la gráfica en los valores experimentales, variando el Cuadro ubicado en la parte derecha.
20. Pulsar “Run”.
21. Repetir hasta obtener un valor satisfactorio.
22. Repetir los pasos 6-20 aplicando las variantes de Monod los cuales son Contois, Tessier y Moser, hasta obtener un valor cercano a los datos experimentales. En este

caso se obtuvo que el modelo de Contois fue el que mejor se ajustó a los datos experimentales.

23. Realizar los ajustes necesarios hasta obtener un valor satisfactorio.

VII. RESULTADOS

Figura 5. Comparación la concentración celular variando los ciclos de tiempo de iluminación estudiadas en el fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.

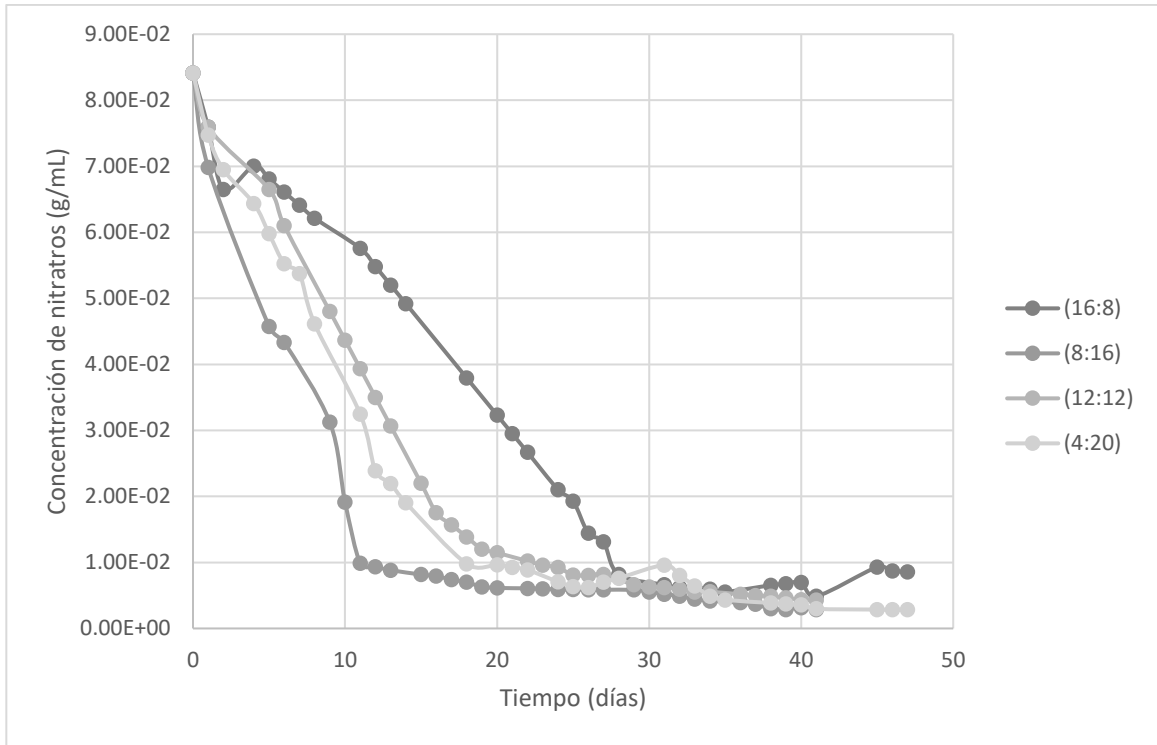


Fuente: Propia.

Valores experimentales extraídos de los Cuadro 14 y 16. Tiempos ilustrados en la parte derecha de la figura ilustra los ciclos de iluminación trabajados (luz/oscuridad).

Trabajado a las siguientes condiciones: Temperatura constante de 20°C, aireación constante de 15 ft³/h y concentración inicial del medio f/2 Guillard (1x). Equipo utilizado para analizar las muestras: Muse®.

Figura 6. Comparación de la concentración de sustrato evaluado a diferentes ciclos de iluminación estudiadas en el fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.



Fuente: Propia.

Valores experimentales extraídos del Cuadro 15 y 17. Tiempos ilustrados en la parte derecha de la figura ilustra los ciclos de iluminación trabajados (luz/oscuridad).

Trabajado a las siguientes condiciones: Temperatura constante de 20°C, aireación constante de 15 ft³/h y concentración inicial del medio f/2 Guillard (1x). Equipo utilizado para analizar las muestras: Colorímetro Hach DR890.

Ecuación 5. Modelo matemático obtenido que describe el crecimiento celular de la microalga *Nannochloropsis oculata* variando los ciclos de iluminación para el fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.

$$\frac{dCn}{dt} = \left(\frac{\mu_{max} * (Cs_{(t-n)} - Csf)}{Ks * CN + (Cs_{(t-n)} - Csf)} \right) * \left(\frac{k_1 * E}{k_2 + k_1 * E} \right)$$

Donde:

Cn = Concentración celular (células/mL)

t = Tiempo (días)

Cs = Concentración de sustrato limitante (g de $NaNO_3$ /mL)

El resto de los parámetros están descritos en el Cuadro 5 de resultados.

Cuadro 5. Parámetros cinéticos del modelo matemático utilizando la microalga *Nannochloropsis oculata* obtenidos a partir del Software Berkley Madonna® para el fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.

Parámetro	Dimensional	(4:20)	(8:16)	(12:12)	(16:8)
Velocidad máxima específica de crecimiento celular (μ_{max})	$\frac{1}{\text{día}}$	0.3724	0.3724	0.3724	0.3724
Constante afinidad sustrato (Ks)	$\frac{g NaNO_3}{células}$	$7.011 * 10^{-10}$	$5.155 * 10^{-10}$	$8.037 * 10^{-10}$	$9.611 * 10^{-10}$
Rendimiento instantáneo máximo de generación biomasa en función del consumo del sustrato (Yx/s)	$\frac{células}{g NaNO_3}$	$1.542 * 10^8$	$1.004 * 10^9$	$1.108 * 10^8$	$6.465 * 10^7$

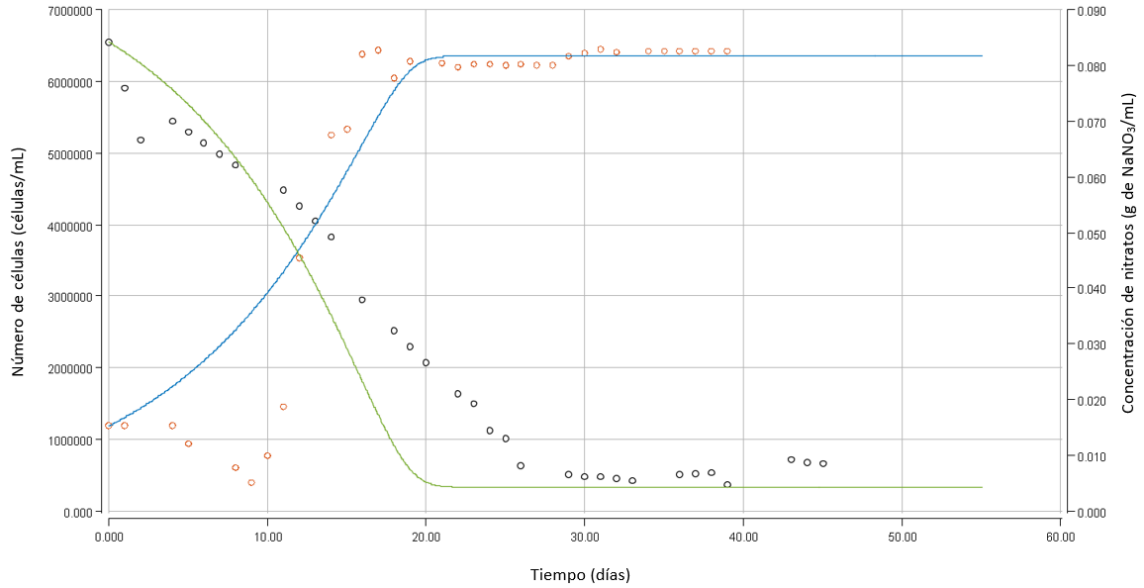
Parámetro	Dimensional	(4:20)	(8:16)	(12:12)	(16:8)
Constante asociada a la intensidad lumínica (k_1)	$\frac{1}{lux * hora}$	$5.659*10^{-4}$	0.491	$3.926*10^{-4}$	$3.063*10^{-4}$
Constante asociada a la intensidad lumínica (k_2)	<i>Adimensional</i>	1.929	1.790	1.691	1.575
Relación entre constantes asociadas a la intensidad lumínica (k_1/k_2)	$\frac{1}{lux * hora}$	$2.934*10^{-4}$	0.274	$2.322*10^{-4}$	$1.945*10^{-4}$
Ajuste del modelo cinético de Monod (n)	<i>días</i>	7	10	5	0
Concentración inicial de células (C_{n_0})	$\frac{Células}{mL}$	$1.104*10^6$	$1.100*10^6$	$1.160*10^6$	$1.190*10^6$
Concentración inicial del sustrato limitante (C_{s_0})	$\frac{g de NaNO_3}{mL}$	0.084	0.084	0.084	0.084
Concentración final del sustrato limitante (C_{sf})	$\frac{g de NaNO_3}{mL}$	0.00285	0.00429	0.00429	0.00858

Parámetro	Dimensional	(4:20)	(8:16)	(12:12)	(16:8)
Intensidad lumínica promedio de la lámpara LED roja (e)	lux	1806.5	1806.5	1806.5	1806.5
Intensidad lumínica a la que fue expuesta el cultivo (E)	Lux*hora	7226	14452	21678	28904
Rendimiento global máximo de generación biomasa en función del consumo del sustrato (Y _{x/s} (Global))	$\frac{células}{g NaNO_3}$	1.591*10 ⁸	9.707*10 ⁸	1.114*10 ⁸	6.912*10 ⁷

Trabajado a una aireación constante de 15ft³/h, temperatura de 20°C y una concentración del medio F/2 guillard (1x)

Fuente: Propia.

Figura 7. Ajuste del modelo de Contois modificado utilizando datos experimentales de la microalga *Nannochloropsis oculata* obtenido a partir de 16 horas de exposición de luz roja en un fotorreactor tubular con columna de burbujas con capacidad de 8 litros.



Fuente: Propia

Código de colores:

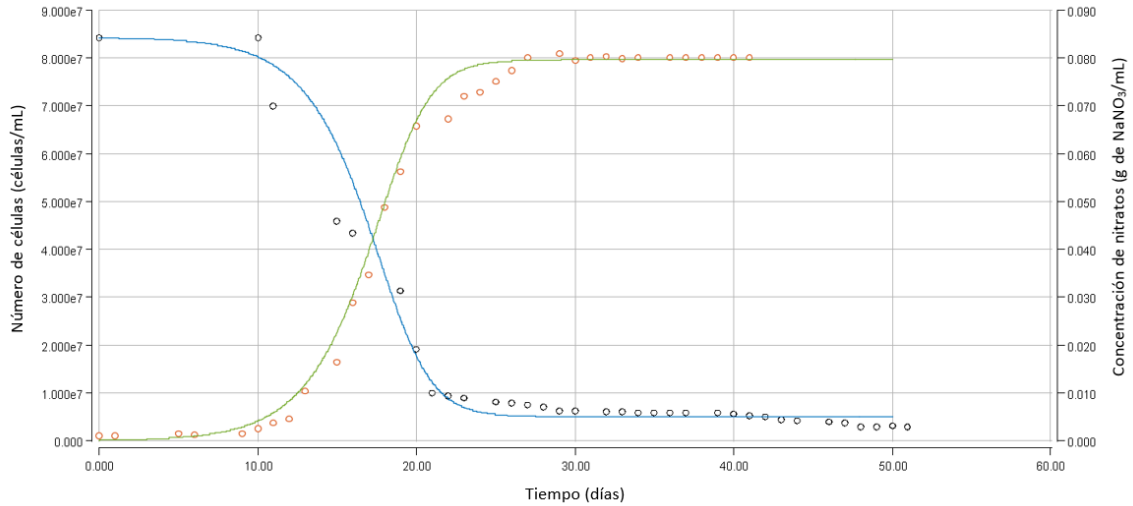
Curva azul: Ajuste matemático de la concentración celular realizado por el software Berkley Madonna®

Curva verde: Ajuste matemático de la concentración de sustrato realizado por el software Berkley Madonna®

Puntos naranjas: Datos experimentales de la concentración celular obtenidos a partir de MUSE® (Datos extraídos del Cuadro 15)

Puntos negros: Datos experimentales de la concentración de sustrato obtenidos a partir del colorímetro HACH® (Datos extraídos del Cuadro 16)

Figura 8. Ajuste del modelo de Contois modificado utilizando datos experimentales de la microalga *Nannochloropsis oculata* obtenido a partir de 8 horas de exposición de luz roja en un fotorreactor tubular con columna de burbujas con capacidad de 8 litros.



Fuente: Propia

Código de colores:

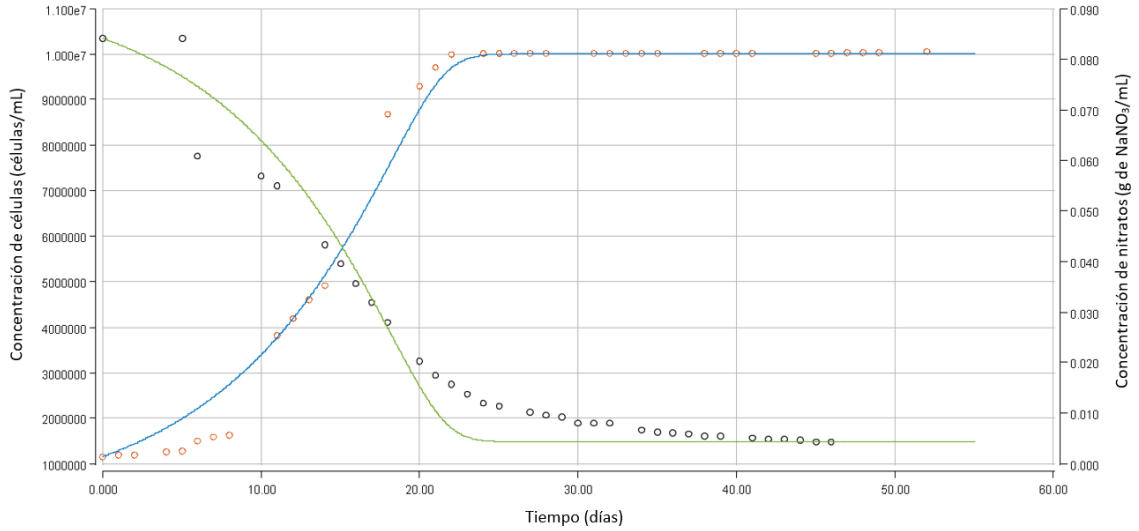
Curva azul: Ajuste matemático de la concentración celular realizado por el software Berkley Madonna®

Curva verde: Ajuste matemático de la concentración de sustrato realizado por el software Berkley Madonna®

Puntos naranjas: Datos experimentales de la concentración celular obtenidos a partir de MUSE® (Datos extraídos del Cuadro 15)

Puntos negros: Datos experimentales de la concentración de sustrato obtenidos a partir del colorímetro HACH® (Datos extraídos del Cuadro 16)

Figura 9. Ajuste del modelo de Contois modificado utilizando datos experimentales de la microalga *Nannochloropsis oculata* obtenido a partir de 12 horas de exposición de luz roja en un fotorreactor tubular con columna de burbujas con capacidad de 8 litros.



Fuente: Propia

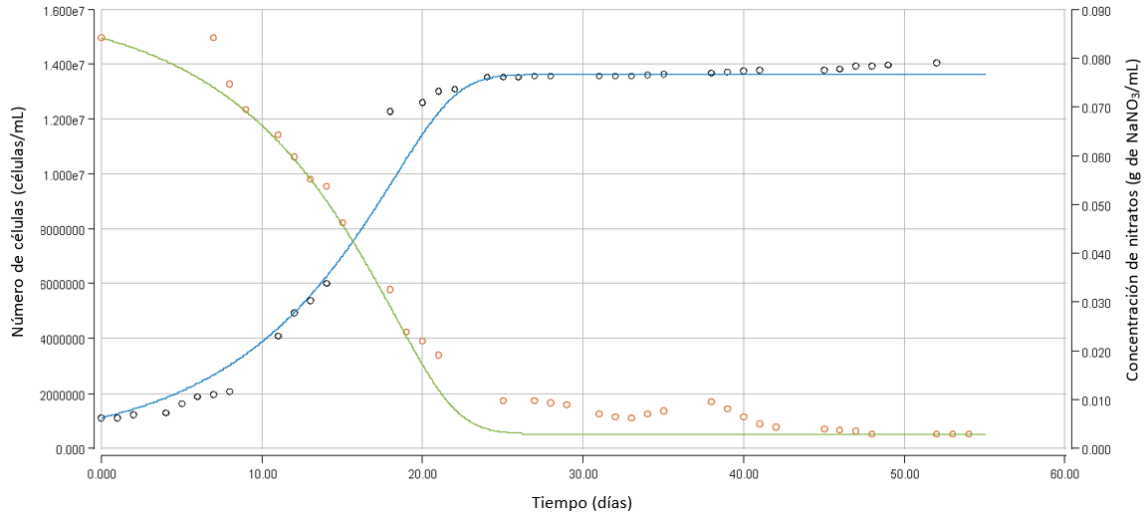
Curva azul: Ajuste matemático de la concentración celular realizado por el software Berkley Madonna®

Curva verde: Ajuste matemático de la concentración de sustrato realizado por el software Berkley Madonna®

Puntos negros: Datos experimentales de la concentración celular obtenidos a partir de MUSE® (Datos extraídos del Cuadro 17)

Puntos naranjas: Datos experimentales de la concentración de sustrato obtenidos a partir del colorímetro HACH® (Datos extraídos del Cuadro 18)

Figura 10. Ajuste del modelo de Contois modificado utilizando datos experimentales de la microalga *Nannochloropsis oculata* obtenido a partir de 4 horas de exposición de luz roja en un fotorreactor tubular con columna de burbujas con capacidad de 8 litros.



Fuente: Propia

Código de colores:

Curva azul: Ajuste matemático de la concentración celular realizado por el software Berkley Madonna®

Curva verde: Ajuste matemático de la concentración de sustrato realizado por el software Berkley Madonna®

Puntos naranjas: Datos experimentales de la concentración celular obtenidos a partir de MUSE® (Datos extraídos del Cuadro 17)

Puntos negros: Datos experimentales de la concentración de sustrato obtenidos a partir del colorímetro HACH® (Datos extraídos del Cuadro 18)

A continuación, se presentará la propuesta del manual para el fotorreactor con columna de burbujas de 8 litros con lámpara LED roja



UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

MANUAL

OPERACIÓN DEL REACTOR TUBULAR CON
COLUMNA DE BURBUJAS



ÍNDICE

	Pág.
PRECAUCIONES.....	1
PARTES DEL EQUIPO.....	2
VISTAS DEL EQUIPO.....	3
COMPONENTES.....	4
INSTRUCCIONES DE OPERACIÓN	5
RECOMENDACIONES	7

PRECAUCIONES

1). Evitar que los cables que conectan con el potenciómetro y la lámpara de luz roja no entren en contacto con el agua o algún otro tipo de fluido.

2). Evitar un tiempo prolongado de apagado del equipo debido a que si el reactor se encuentra cargado de microalgas esta tapa la columna de burbujas. Lo que afecta directamente a la homogenización del burbujeo.

3). Ubicar el reactor en un espacio cerrado para evitar una mayor contaminación.

4). Evitar mover de manera abrupta la columna de burbujas para evitar el daño del mismo.

5). No coger los componentes del reactor agarrando los cables debido a que estos dañan los componentes internos.

6). Evitar utilizar bastante fuerza al tomar muestra de la válvula inferior debido a que este puede llegar a romperse.

7). No tocar la lámpara LED roja debido a que se puede dañar.

8). El equipo es sensible a temperaturas mayores de 80°C. Evitar utilizar fluidos calientes.

9). Utilizar únicamente detergente para limpiar el reactor.

PARTES DEL EQUIPO

- 1). Lámpara de luz LED roja
- 2). Potenciómetro
- 3). Recolector muestras de jeringa
- 4). Columna de burbujas
- 5). Recolector de muestras con válvula de compuerta
- 6). Interruptor de la entrada de CO2
- 7). Interruptor de la lámpara LED roja
- 8). Regulador del flujo de aire
- 9). Regulador del flujo de CO2
- 10). Sensor de pH y temperatura
- 11). Regulador de potencia del compresor

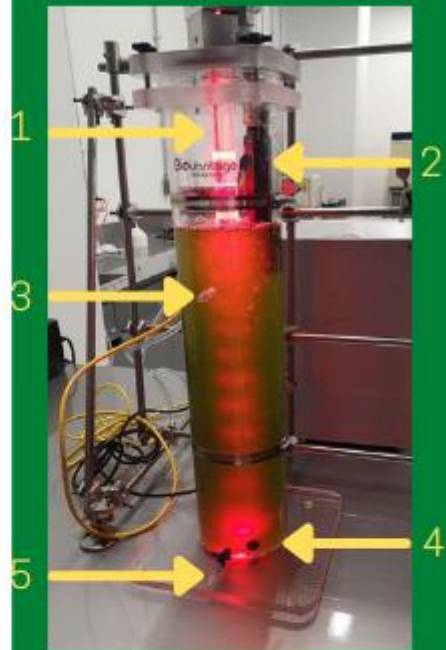


Figura 1. Reactor con columna de burbujas

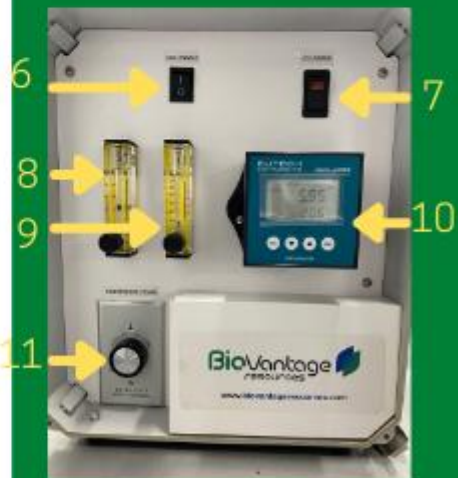


Figura 2. Caja de control del reactor

2

VISTAS DEL EQUIPO

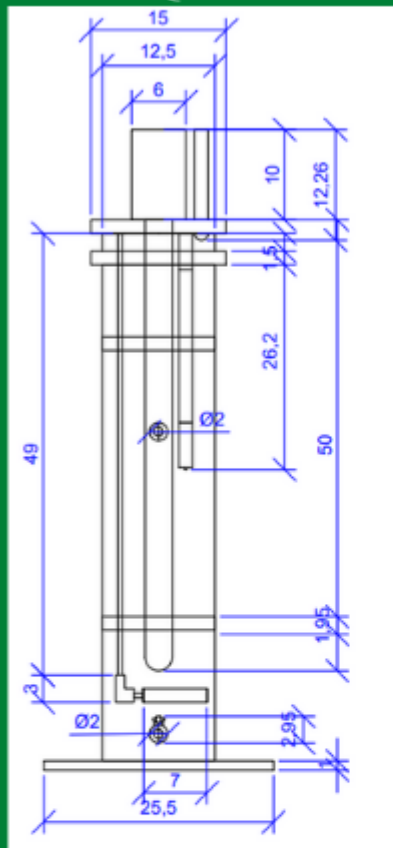


Figura 3. Vista frontal del reactor (Cotas en centímetros)

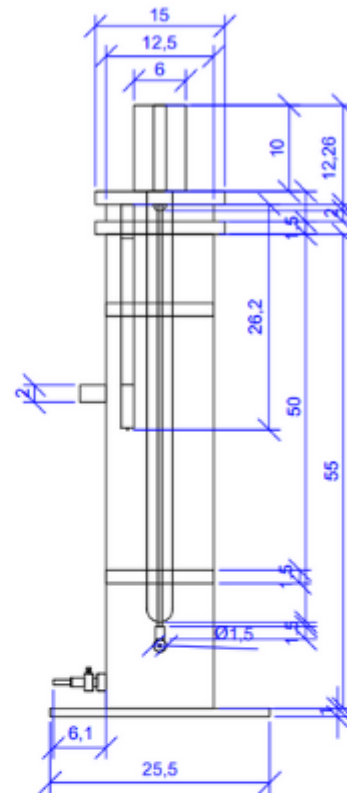


Figura 4. Vista lateral del reactor (Cotas en centímetros)

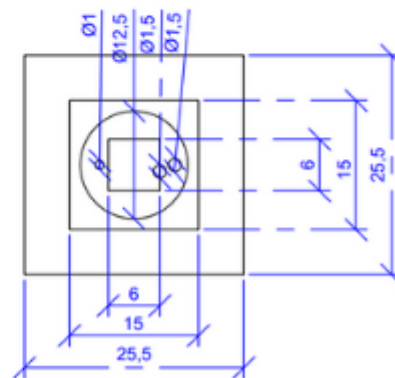


Figura 5. Vista de planta del reactor (Cotas en centímetros)

COMPONENTES

Sistema de aireación

Compuesto por un compresor, una columna de burbujas, un regulador de compresor y un regulador de flujo de aire teniendo un rango entre (0-15) ft^3/h .

Iluminación

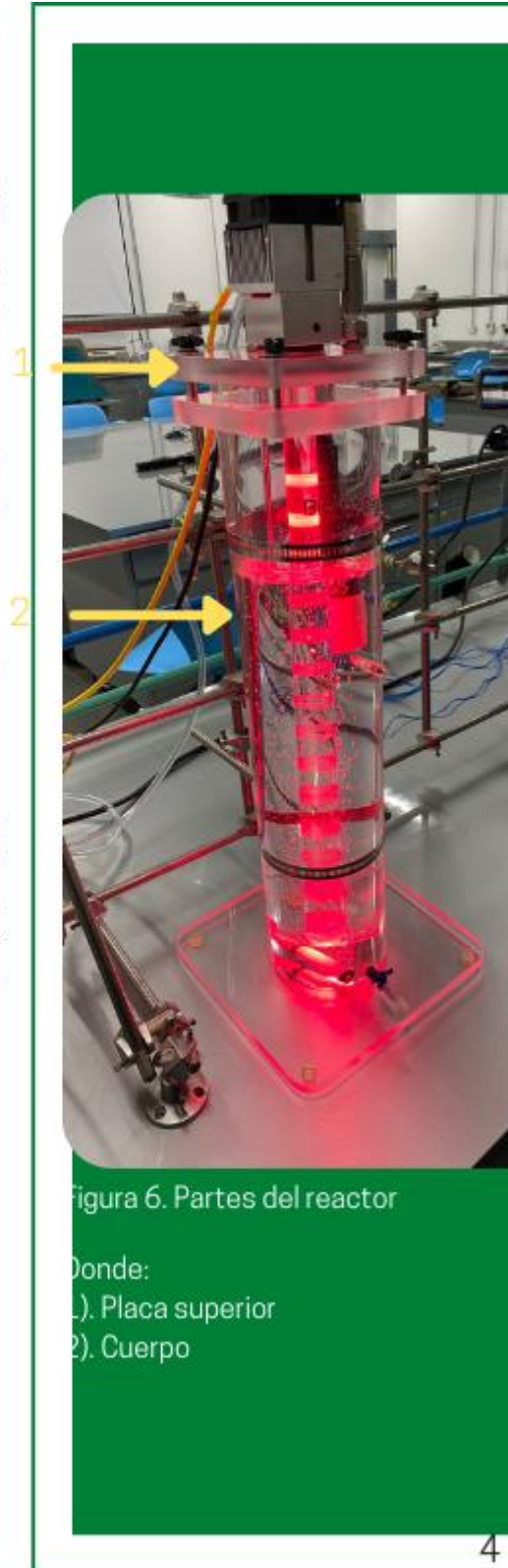
Compuesto con una lámpara LED roja que opera en un promedio de 1806.5 lux.

Control de pH

Potenciómetro con un sensor de temperatura acoplado.

Caja de control del reactor

El panel acoplado en la caja de control controla todas las acciones del reactor las cuales son pH, iluminación y aireación del sistema. Debe conectarse a una corriente de 110V y un amperaje (A) menor a 2.



INSTRUCCIONES PARA OPERAR EL REACTOR

Se debe verificar que el sistema esté limpio de lo contrario se debe realizar el siguiente procedimiento:

1). Limpieza del equipo

Materiales:

- 1 Cepillo con cerdas suaves
- Detergente
- Agua
- Cloro al 5%

Procedimiento:

- Retirar los tornillos ubicados en la parte superior del equipo.
- Remojar los componentes interiores del reactor con cloro al 5% posteriormente eliminar el exceso con agua.
- Con cuidado, retirar la placa superior del equipo procurando no dañar los componentes, ni los cables.
- Preparar una solución de detergente y agua 1:10.

- Remojar el cepillo con cerdas suaves en la solución de detergente y pasar cuidadosamente sobre la lámpara LED, columna de burbujas y el potenciómetro sin tocar el bulbo.
- Retirar el exceso de detergente en el cepillo y en los componentes previamente mencionados.
- Repetir el mismo procedimiento para el resto del reactor.

Notas:

1. Se puede utilizar etanol para limpiar la barra LED, pero no los demás componentes.
2. No colocar agua en los componentes eléctricos.
3. No utilizar jabones, ácidos y bases.

2). Armado del sistema, operación y toma de muestras.

Materiales:

- Temporizador eléctrico
- Caja de control del reactor
- Lámpara LED roja
- Potenciómetro
- Columna de burbujas
- Manguera PVC NSF-51
- Llave ajustable

- Válvula para tomar muestras líquidas del reactor
- Parte superior y cuerpo del reactor

Procedimiento:

- Configurar el temporizador eléctrico de acuerdo con las horas de luz que se desea estudiar.
- Conectar la caja de control con el temporizador eléctrico.
- Conectar la manguera de PVC NSF-51 a la caja de control en "MAXED GAS OUT".



Figura 7. Sistema de conexión de cables y mangueras de la caja de control del reactor

- Colocar el otro extremo de la manguera en la placa superior y ajustarlo con una llave ajustable.

- Conectar la lámpara LED roja a la caja de control en "LED POWER".
- Conectar el potenciómetro a la caja de control en "SENSOR POWER".
- Conectar la caja de control con el temporizador eléctrico a una fuente de poder de 110V.
- Encender la fuente de poder LED pulsando el interruptor.
- Ajustar la potencia del compresor y el flujo de aire moviendo ambas válvulas en el sentido de las agujas del reloj.
- Instalar la válvula para tomar muestras líquidas del reactor en la parte inferior del cuerpo.
- Para recolectar una muestra líquida retirar la tapadera de la válvula y girar la válvula hacia la izquierda.

Nota:

No mover esta válvula con mucha fuerza ya que estas pueden llegar a dañar o romperse.

- Al vaciar el sistema se debe lavar inmediatamente para evitar que se sequen las algas en el reactor ya que será muy difícil de limpiar.

Para desconectar y guardar el sistema se deben seguir las mismas instrucciones, pero a la inversa.

Para calibrar el potenciómetro se procede de la siguiente manera:

3). Calibración del potenciómetro

Materiales:

- Solución Buffer pH 4.01
- Solución Buffer pH 7.00

- Pizeta con agua destilada
- Potenciómetro integrado al sistema

Procedimiento:

- Pulsar el botón CAL del panel de control del reactor



Figura 8. Panel de control de potenciómetro

- Colocar el potenciómetro en el buffer de pH 4.01, cuando la lectura llegue a un valor constante pulsar el botón ENT.
- Lavar el electrodo utilizando una pizeta con agua destilada.
- Colocar el potenciómetro en el buffer de pH 7.00, cuando la lectura llegue a un valor constante pulsar el botón ENT.

RECOMENDACIONES

- Contactar con un técnico para realizar la limpieza del compresor cada 4 meses.
- En caso que la lámpara esté fallando verificar el contacto incorrecto del cable. Si este es el caso, contactar con un técnico.
- En caso de que la columna no funcione de manera correcta se debe de secar la columna por 2 días. Se procede a conectar nuevamente la columna y se enciende el compresor a máxima potencia liberando las microalgas que se hayan quedado obstruyendo el paso del aire.



Excelencia que trasciende

DELVALLE
GRUPO EDUCATIVO

Manual de operación del reactor
tubular con columna de burbujas.

Desarrollado por : Ka-jon Leong Lao
Última modificación: Agosto
2021



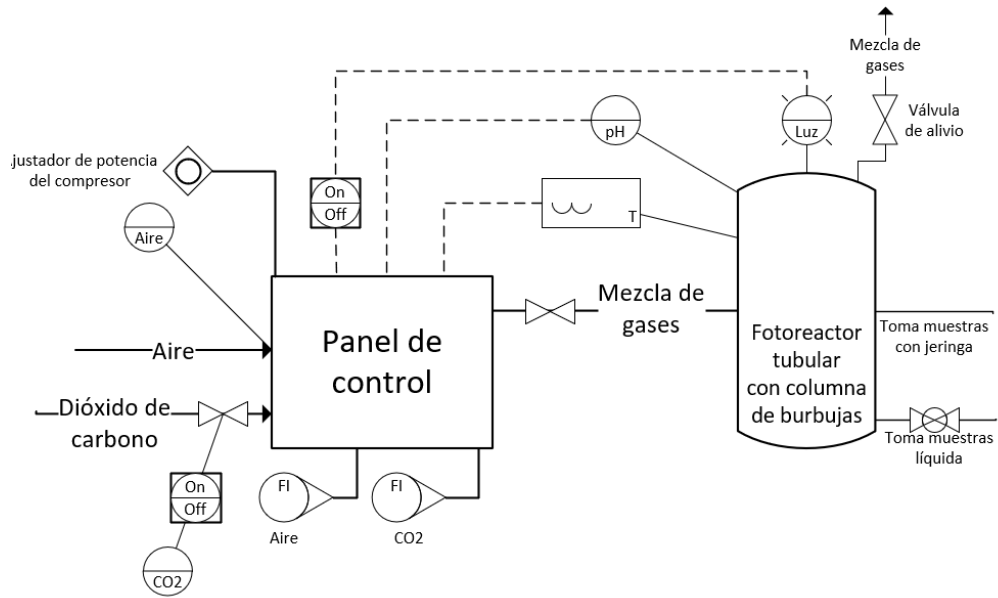


Figura 11. Esquema del funcionamiento y componentes del fotorreactor tubular con columna de burbujas.

Fuente: Propia.

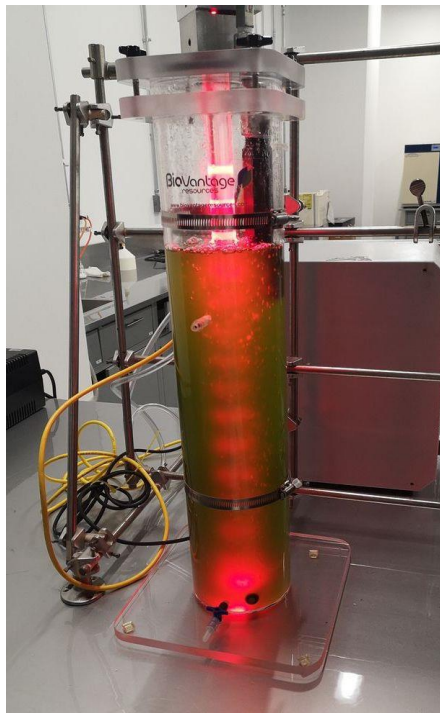


Figura 12. Sistema implementado.

Fuente: Propia.

Cuadro 6. Etapas de arranque del fotorreactor tubular con columna de burbujas.

Sistema	Procedimiento realizado	Resultado
Luz	<ol style="list-style-type: none"> 1. Verificar el estado del difusor de luz, lámpara LED, ventilador y de los cables. 2. Unir el difusor de luz con la lámpara LED utilizando un tornillo de 7/64'' y una llave Allen de 7/64''. 3. Conectar el cable a la caja de control del reactor. 4. Conectar el reactor a una fuente de poder de 110V. 5. Cuantificar los luxes emitidos por la lámpara LED con el difusor utilizando un luxómetro. 	Lámpara LED que emite una intensidad lumínica promedio de 1806.5 lux.
Aireación	<ol style="list-style-type: none"> 1. Verificar el estado del compresor. 2. Conectar la manguera de PVC NSF-51 a la caja de control del reactor. 3. Colocar el otro extremo de la manguera en la placa superior del reactor y ajustarlo con una llave ajustable. 4. Instalar la columna de burbujas en el extremo inferior de la tubería de acero inoxidable ubicada en la placa superior del reactor. 5. Colocar 5 litros en el cuerpo del reactor y conectar la caja de control a una fuente de poder de 110V. 	Rango de operación determinado experimentalmente 0-15 ft ³ /h.

Sistema	Procedimiento realizado	Resultado
	<p>6. Ajustar la potencia del compresor llevándolo a su máxima y mínima potencia por 15 minutos cada uno.</p> <p>7. Ajustar la aireación utilizando el regulador de flujo de aire.</p>	
Tiempo	<p>1. Ajustar el temporizador eléctrico en intervalos de 30 minutos en encendido y 30 minutos en apagado.</p> <p>2. Conectar la caja control del reactor con el temporizador eléctrico.</p> <p>3. Conectar el temporizador eléctrico a una fuente de poder de 110V.</p>	<p>Temporizador eléctrico con capacidad de alternar ciclos de apagado y encendido entre 30 minutos.</p>
Reactor	<p>1. Colocar 4 litros de agua en el cuerpo del reactor.</p> <p>2. Conectar la placa superior junto con sus componentes.</p> <p>3. Conectar el temporizador eléctrico con la caja de control del reactor.</p> <p>4. Ajustar la potencia del compresor al máximo</p> <p>5. Verificar si existe alguna falla o fuga.</p> <p>6. Repetir la prueba utilizando 5 y 6 litros.</p>	<p>Volumen efectivo 5 litros.</p> <p>No se reportaron fugas operando al volumen efectivo.</p>

Fuente propia.

VIII. ANÁLISIS DE RESULTADOS

Con el fin de determinar el ciclo de iluminación que proporcione una mayor producción de biomasa de *Nannochloropsis oculata* en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros se controló la velocidad de aireación (15 ft³/h) en donde se utilizó aire, concentración inicial de sustrato en el medio f/2 guillard (1x) y temperatura (20°C), estas permanecieron constantes a lo largo de la experimentación. Se optó por estudiar el efecto de la luz LED roja debido a que el microorganismo del estudio presenta una mayor concentración de clorofila “a” la cual tiene una mayor afinidad para esta longitud de onda. Como sustrato limitante se optó por utilizar la concentración de nitratos de acuerdo con el estudio realizado en la Universidad del Valle de Guatemala (Aguilera, 2021).

Comparando los valores obtenidos en el estudio del reactor de piscina con paletas propuesto por el departamento de ingeniería química en el Cuadro 1 de antecedentes contra los obtenidos en la experimentación por el fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros se observa que los valores cinéticos de ambas experimentaciones son diferentes. Esto se debe a que en el estudio propuesto se tienen diferentes sistemas auxiliares como lo es la agitación la cual se realizó con paletas impulsadas por un motor, el sistema de burbujeo donde se utilizó una bomba de pecera, la fuente de luz donde se utilizó la luz solar la cual cuenta con diferentes longitudes de onda al comparar ambos valores de μ_{max} los cuales fueron de 0.3724, 0.9116 y 0.4268 d⁻¹ (cuadros 2 y 4 de antecedentes, cuadro 5 de resultados) se obtuvo una mayor μ_{max} en el reactor de piscina con paletas. Esto se debe a que el modelo cinético propuesto por Carolyn y Fernández incluye la aireación en el caso de Carolyn y un sistema anaeróbico con CO₂ en el caso de Fernández, lo cual afecta directamente a la μ_{max} . Debido a que se trabajó bajo diferentes reactores no se puede comparar directamente las constantes cinéticas.

Al analizar los resultados obtenidos en la Figura 5 es posible observar las tres fases de crecimiento para cada ciclo de iluminación para el período las cuales están detalladas en las figuras 11-14 de anexos, el ciclo de iluminación de 16 horas de luz con 8 horas de oscuridad (16:8) se observa un decrecimiento en la concentración celular. Destacando la fase estacionaria la cual empieza en 16 días mientras que para los demás ciclos es de 20 días (ver figuras 13-16 de anexos). Se observa que en un tiempo de exposición a la luz LED roja por (8:16), se obtuvo una mayor producción de biomasa, por otro lado, se determinó de forma experimental que la corrida (16:8) presenta el menor rendimiento en cuanto a producción de biomasa. Así mismo es posible notar que el rendimiento instantáneo máximo de biomasa en función del consumo del sustrato ($Y_{x/s}$) se obtuvo un valor de $1.004 \cdot 10^9$ $\left(\frac{\text{células}}{\text{g NaNO}_3}\right)$ para (8:16), mientras que para el valor de (16:8) $6.465 \cdot 10^7$ $\left(\frac{\text{células}}{\text{g NaNO}_3}\right)$ de acuerdo con lo obtenido en el Cuadro 5 de resultados. Estos valores están asociados con la variación de intensidad lumínica las cuales se reportan en el Cuadro 6 de resultados, destacando un mejor aprovechamiento del sustrato limitante en el tiempo (8:16) en cuanto a la absorción de la luz debido a que la relación de ambas constantes es mayor que las demás condiciones. De acuerdo con la Figura 6 es también evidente que el aprovechamiento de nitratos para el crecimiento del microorganismo utilizado en este estudio es mayor para (8:16). Por lo que se observa que el consumo de nitratos es directamente proporcional al crecimiento de *Nannochloropsis oculata*.

El estudio se llevó a cabo en 41 días para las corridas (16:8) y (8:16), mientras que para las corridas (4:20) y (12:12) en 54 días, tras añadir 13 días no se logró observar la fase de muerte. Esto puede deberse a las enzimas que se activan en función de la escasez de nitrógeno como lo es la ribulosa 1-5 bifosfato carboxilasa/oxigenasa (RuBP) la cual es una enzima limitante de la fotosíntesis ubicada en los cloroplastos que proporciona nutrientes necesarios para que la *Nannochloropsis oculata* logre extender su fase estacionaria (Osorio, *et al.*, 2020). Al analizar el resultado obtenido en la figura 6 se puede observar que el consumo de nitratos disminuye de acuerdo con el tiempo de exposición de luz diferente a (8:16) por lo que permite inferir que el consumo de nitratos está directamente relacionado con los ciclos de iluminación a los que fue expuesto el microorganismo. Un factor que pudo causar la inhibición de la enzima mencionada previamente es la intensidad de luz, a

este fenómeno se le denomina fotoinhibición y es causado al aumentar el tiempo de exposición de luz LED roja ocasionando que las clorofilas pierdan su capacidad de absorber la luz eficientemente ya que estas al absorber una alta cantidad de fotones liberan una mayor cantidad de calor perjudicando de esta manera el crecimiento celular. Esto fundamenta a su vez por qué la relación (16:8) presentó el menor crecimiento microbiano (Figura 5) como también el menor consumo de sustrato (Figura 6) y un decaimiento de su concentración celular en su fase lag en los días 4 a 10 (Figura 11).

Se identificó que una variable que afecta directamente el crecimiento celular es la relación entre oxígeno y dióxido de carbono, los cuales son inhibidores competitivos lineales de las carboxilasas, estas son importantes ya que en el metabolismo de *Nannochloropsis oculata* son las encargadas de ingresar el malato al ciclo de Krebs (Andrews y Lorimer, 1987). Debido a ello, tienen un impacto directo negativo en el crecimiento del microorganismo, ya que se encuentra limitada la producción de energía del mismo. Dicho efecto es notable tanto en la Figura 5 como también en la constante de afinidad de sustrato (Ks). Al analizar la constante de afinidad en el Cuadro 5 de resultados se obtiene que para el valor de (8:16) una constante de $5.155 \cdot 10^{-10} \left(\frac{g \text{ NaNO}_3}{\text{células}} \right)$, $7.011 \cdot 10^{-10} \left(\frac{g \text{ NaNO}_3}{\text{células}} \right)$ para (4:20), $8.037 \cdot 10^{-10} \left(\frac{g \text{ NaNO}_3}{\text{células}} \right)$ para (12:12) y para el valor de (16:8) $9.611 \cdot 10^{-10} \left(\frac{g \text{ NaNO}_3}{\text{células}} \right)$ indicando que se tiene una alta afinidad con el sustrato en los cuatro casos destacando (8:16).

Para poder validar los resultados se utilizó el software Berkeley Madonna®; se optó por utilizar el modelo de Monod y modificarlo de acuerdo con las distintas variantes que existen. El modelo de Monod y sus derivados tienen una falta de precisión en cuanto a la predicción de la fase lag del microorganismo por lo que se realizó un desplazamiento de los datos de concentración del sustrato hasta llegar al inicio de la fase exponencial (n), además se realiza la suposición que el contenido del reactor es completamente homogéneo lo cual no se observó en la experimentación debido a que la columna de burbujas tiene el problema de que la agitación no es uniforme por lo que para disminuir el error se realizó una agitación previa utilizando el mismo agitador en donde se varió la posición del mismo y posteriormente se procedió a tomar una muestra, disminuyendo de esta manera el error

asociado. De las variantes de Monod utilizadas, Contois, Tessier y Moser, se determinó que el modelo de Contois fue el que mejor se ajustó a los datos experimentales obtenidos. A pesar del ajuste del modelo, en el crecimiento microbiano se observa la presencia de un inhibidor competitivo lineal a causa de la relación entre dióxido de carbono y oxígeno, lo cual es justificado por el valor de velocidad máxima específica de crecimiento celular (μ_{\max}) que permanece constante mientras que la constante de afinidad de sustrato (K_s) y el rendimiento instantáneo máximo de biomasa en función del consumo del sustrato ($Y_{X/S}$) es variable. Esto afecta el ajuste del modelo por lo que fue necesario realizar una corrección de los datos, en donde se agregó la constante asociada a la intensidad lumínica (k_1 y k_2) la cual relaciona la cantidad de lux que ingresa al sistema y el tiempo que se encuentra funcionando el reactor (E). Para el tiempo (8:16) se observó una relación de constantes de intensidad lumínica mayor que en los demás casos. En base a esto se armó el modelo cinético descrito en la ecuación 5. En el caso de este modelo no es posible predecir el efecto de la fotoinhibición según lo observado en la Figura 7 de resultados.

Finalmente, se procedió a realizar un manual de uso para el fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros, en donde se determinaron los parámetros críticos para el crecimiento de microalgas, estos fueron: agitación, iluminación, medio de crecimiento, fuente de carbono y oxígeno. Las partes necesarias para el funcionamiento ideal de este equipo son lámpara de luz LED roja (fuente de iluminación), la caja de control (fuente de control del equipo), mangueras de PVC NSF-51 (conexión de la caja de control con la columna de burbujas), la columna de burbujas (agitador y dispersor de aire) en donde se realizó un esquema del funcionamiento y componentes del reactor (Figura 11 de resultados). Esto se armó utilizando una llave Allen de 1/8" para ajustar la lámpara LED roja y una llave ajustable para encajar la manguera de PVC NSF-51 y permitir el ingreso de los gases. Al tener la lámpara LED roja y el potenciómetro colocado en la parte superior del reactor no se realizó ningún ajuste. Después se examinó la caja de control la cual tenía 4 entradas siendo estas la salida de aire, conexión de la lámpara LED roja, conexión del potenciómetro y la entrada del dióxido de carbono. Se utilizaron las primeras tres entradas ya que no se utilizó dióxido de carbono para realizar la experimentación. Para corroborar que el funcionamiento del fotorreactor fuera el correcto se optó por realizar un modelo cinético de la microalga *Nannochloropsis oculata*, la cual ya ha sido estudiada previamente

en la Universidad del Valle de Guatemala donde se varió la intensidad lumínica que ingresa al sistema, velocidad de aireación del sistema y la concentración de sales en el medio. Por último, para ajustar los ciclos de iluminación se utilizó un temporizador electrónico el cual va conectado directamente con la fuente de poder de la caja de control.

Según esto se logró armar el manual el cual contiene la siguientes secciones: precauciones la cual describe los cuidados que se deben de considerar para operar el reactor, partes del equipo que identifica las partes del fotorreactor, vistas del equipo donde se presentan los planos del equipo bajo las tres vistas principales, componentes en donde se describen los sistemas auxiliares del reactor, instrucciones para operar el reactor la cual incluye el procedimiento de limpieza del equipo, armado, operación y toma de muestras del fotorreactor y calibración del potenciómetro. Por último, está la sección de recomendaciones donde se describen las partes del equipo que requieren de mantenimiento y los períodos de tiempo en que deben realizarse. El contenido del manual esta descrito en la sección de resultados. Con ello se estableció un procedimiento estándar para operar el reactor. El reactor en funcionamiento se observa en la Figura 12 de resultados.

Durante la experimentación se presentaron algunas fuentes de error, siendo estas la adherencia de los microorganismos a las paredes del fotorreactor tubular de 8 litros y a la columna de burbujas, lo cual dificultaba la medición total de biomasa. Además, debido a que se formaba una capa de microalgas en la salida de la columna, esto dificultó el ingreso de gases al reactor por lo que el proceso de aireación del mismo se encontraba limitado. Para disminuir la fuente de error se realizó la toma de muestras una hora después de que el reactor se haya encendido y homogenizado utilizando la columna de burbujas en donde se varió la posición de la misma. Otra fuente de error fue no utilizar un filtro de aire para el ingreso del mismo ya que permite el ingreso de microorganismos con pigmentos los cuales afectan directamente al conteo. Al ser una cantidad mínima a comparación de las microalgas esta fuente de error no afecto de manera significativa al conteo celular. Para cuantificar la cantidad de sustrato no se realizó un análisis por muestra debido a la cantidad de sobres NitraVer 5® disponibles por lo que se optó por cuantificar la concentración de nitratos en puntos clave y resto de puntos se determinó por medio de una regresión lineal. Por último, se tiene la precisión del método de análisis de nitratos y el conteo celular debido

a la homogenización de la solución la cual se procuró mantenerlo homogéneo utilizando un vórtex antes de realizar la cuantificación de ambos parámetros.

Para futuras investigaciones se propone medir algunos parámetros los cuales son estudiar la relación dióxido de carbono y oxígeno ya que estos al ser inhibidores competitivos lineales influyen directamente al crecimiento de la *Nannochloropsis oculata*, de esta manera se complementaría el modelo matemático propuesto (Andrews y Lorimer, 1987). Evaluar si es posible cuantificar la cantidad de clorofilas “a” presentes en cierta cantidad de solución regulando la cantidad de luz que entra al sistema para la producción de pigmentos naturales obteniendo de esta manera una concentración de productos que complementando la cinética propuesta (Álvarez, 2012; Bermúdez, 2020). Además, se propone la instalación de un temporizador eléctrico interno acoplado al sistema que proporciona la fuente de iluminación de luz LED roja, de esta manera se evitará detener la aireación del sistema que garantiza la homogeneidad del equipo, evitando de esta manera que las microalgas sedimenten y obstruyan la salida de la columna de burbujas. Por último, determinar la viabilidad de las microalgas utilizando azul de Evans para obtener el dato sobre la cantidad de células vivas y muertas (Low, 2012).

IX. CONCLUSIONES

1. Para las condiciones de velocidad de aireación constante de 15 ft³/h, temperatura constante 20°C, concentración inicial de medio f/2 guillard 1x, se determinó que para el ciclo 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad, se obtuvo el mayor rendimiento instantaneo de generación biomasa en función del consumo del sustrato de $1.004 * 10^9 \left(\frac{mL * células}{g NaNO_3} \right)$.
2. Se armó un modelo matemático que relaciona el aumento de biomasa, consumo de sustrato y la influencia de la lámpara LED roja que se describe a continuación:
$$\frac{dCn}{dt} = \left(\frac{-\mu_{max} * (C_{S(t-n)} - C_{Sf})}{K_S * C_N + (C_{S(t-n)} - C_{Sf})} \right) * \left(\frac{k_1 * E}{k_2 + k_1 * E} \right)$$
 la cual predice el crecimiento de la microalga *Nannochloropsis oculata* a una velocidad constante de aireación de 15 ft³/h, concentración inicial del medio f/2 guillard (1x), temperatura constante de 20°C y predice el crecimiento celular con las diferentes intensidades lumínicas a las que está expuesta el cultivo.
3. Se redactó un manual de operación del fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros la cual contiene el siguiente contenido: precauciones, partes del equipo, vistas del equipo, componentes, instrucciones de operación y recomendaciones. Con esto se proponen pasos estándar para el uso del mismo.

X. RECOMENDACIONES

1. Instalar un temporizador eléctrico interno acoplado al sistema que proporciona la fuente de iluminación de luz LED roja, de esta manera se evitará detener la aireación del sistema que garantiza la homogeneidad del equipo, evitando de esta manera que las microalgas sedimenten y obstruyan la salida de la columna de burbujas.
2. Realizar una medición constante de la concentración de sustrato en los primeros 20 días al realizar la experimentación debido a que, según lo observado en los cuatro casos realizados, existe un decaimiento acelerado del sustrato.
3. Evaluar la posibilidad de realizar un estudio variando la concentración de dióxido de carbono y oxígeno con ello modificar modelo matemático propuesto debido a que esto influye directamente en el crecimiento de la microalga *Nannochloropsis oculata*.
4. Analizar la posibilidad de determinar la concentración de producto como lo es la producción de pigmentos y con ello tener otra variable para modificar el modelo matemático propuesto debido a que estos son productos de interés de la industria alimentaria y farmacéutica.

5. Obtener la viabilidad de las microalgas utilizando azul de Evans para delimitar el porcentaje de células vivas y muertas presentes en el medio de cultivo y con ello tener una mayor precisión en cuanto al análisis de datos.

6. Realizar un estudio de sensibilidad de la microalga *Nannochloropsis oculata* variando la temperatura de operación entre un rango de 28°C – 35°C con ello obtener el mayor rendimiento instantáneo y global máximo de biomasa en función del consumo del sustrato.

XI. BIBLIOGRAFÍA

- Aguilera, C. I. (2021). *Evaluación de la cinética de un cultivo de microalgas productoras de aceite e implementación de un reactor a escala laboratorio*. Universidad del Valle de Guatemala. Guatemala.
- Álvarez, J. (2012). *Cultivo de microalgas (Chlorella sorokiniana) con iluminación mediante LEDs (Light Emitting Diodes)*. Universidad Politécnica de Madrid. España. Recuperado el 5 de septiembre de 2021 de <https://core.ac.uk/download/pdf/148667084.pdf>
- Andrews, J. T. y Lorimer, G. H. (1987). Rubisco: Structure, Mechanisms, and Prospects for Improvement. *The Biochemistry of Plants*. Vol 10.
- Archambault, S.; Starbuck, C.; Van, W.; Erickson, C. y Lammers, P. (2014). *Nannochloropsis sp.* algae for use as biofuel: Analyzing a translog production function using data from multiple sites in the southwestern United States. *Algal Research*. 6: 124-131 págs.
- Berkeley Madonna. (2021). *Berkeley Madonna versión 10*. Recuperado el 9 de septiembre de 2021 de <https://berkeley-madonna.myshopify.com/>
- Bermúdez Saúco, M. (2020). *Revisión: Impacto de la aplicación de técnicas "ómicas" en microalgas en el desarrollo de nuevas aplicaciones biotecnológicas. Análisis de las potenciales aplicaciones de "Nannochloropsis gaditana"*. Universidad de Cádiz. Trabajo Fin de Grado.
- Calderón Vargas, J. F. (2017). *Ajuste de un modelo cinético para el crecimiento de Lactobacillus acidophilus en la fermentación de un sustrato complejo*. Fundación Universidad de América. Bogotá.

- Electro JJ San Juan. (2021). Luxómetro digital Extech EA31. España. Recuperado el 7 de septiembre de 2021 de <https://www.electrojjsanjuan.es/producto/luxometro-digital-extech-ea31/>
- Fernández, J. A. (2021). *Fotobiorreactor para el cultivo anaeróbico de microalgas productoras de aceite*. Universidad del Valle de Guatemala. Guatemala
- García, J. L., Vicente, M. y Galán, B. (2018). *Presente y futuro del cultivo de microalgas para su uso como superalimentos*. Centro de Investigaciones Biológicas-CSIC. Mediterráneo económico.
- Hernández-Pérez, A., & Labbé, J. I. (2014). Microalgas, cultivo y beneficios. *Revista de biología marina y oceanografía*, 49(2), 157-173 págs.
- Lee, James. 2009. *Biochemical Engineering*. Estados Unidos: Washington State University. 320 pág.
- Low, C. (2012). *Evaluación de la vida útil de floculados de Nannochloropsis oculata a distintas temperaturas de conservación*. Universidad Católica del Valparaíso. Chile.
- Martínez, L. D. y Ramírez, L. G. (2017). Estado actual de las empresas productoras de microalgas destinadas a alimentos y suplementos alimenticios en América Latina. *Revista Venezolana de Ciencia y Tecnología de Alimentos*. 8 (2). 130-147 págs.
- Osorio, K., et al. (2020). *Capacidad reproductiva de Nannochloropsis oculata en diferentes concentraciones de salinidad y fertilizante: Una contribución a la Bioeconomía acuícola*. *Revista Iberoamericana de Bioeconomía y Cambio Climático*. Nicaragua. doi: <https://doi.org/10.5377/ribcc.v6i12.9977>
- PTC Inc. (2021). *PTC Mathcad*. Recuperado el 9 de septiembre de 2021 de <https://www.mathcad.com/en/>
- Poliner, E.; Farré, E. y Benning, C. (2018). Advanced genetic tools enable synthetic biology in the oleaginous microalgae *Nannochloropsis sp.* *Plant Cell Reports* 37, 1383-1399 págs.

- Saini, D., *et al.* (2019). Enhancing production of microalgal biopigments through metabolic and genetic engineering. *Food Science and Nutrition*. doi: <https://doi.org/10.1080/10408398.2018.1533518>
- Starr, C., Taggart, R., Starr, L., & Ortega, T. A. (2004). *Biología: La unidad y diversidad de la vida*. 12va. Edición. México, D.F.: Cengage Learning.
- Secretaría de Seguridad Alimentaria y Nutricional (SESAN). (2018). *Análisis de Situación, nutricional de Guatemala*. Gobierno de la República de Guatemala.
- Tebbani, S., Lopes, F., Filali, R., Dumur, D., & Pareau, D. (2020). *Biofijación de CO2 por microalgas*. Reino Unido: ISTE Group. 158 págs.
- The MathWorks, Inc. (2021). *Matlab*. Recuperado el 9 de septiembre de 2021 de <https://www.mathworks.com/products/matlab.html>
- Wu, X. y Merchuk, J. (2002). Simulation of Algae Growth in Bench-Scale Bubble Column Reactor. *Wiley Periodicals, Inc. Biotechnol Bioeng* 80: 156-168 págs.

XII. ANEXOS

A. DATOS ORIGINALES

Los datos obtenidos a partir del MUSE ® se divide la cantidad de células totales dentro del factor de dilución para obtener la cantidad de células por mL.

Cuadro 7. Concentración de células de *Nannochloropsis oculata* expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.

Día de muestreo	Concentración celular conteo 1 (células/mL)	Concentración celular conteo 2 (células/mL)	Concentración celular conteo 3 (células/mL)
16/02	$(1.170 \pm 0.005) * 10^6$	$(1.180 \pm 0.005) * 10^6$	$(1.220 \pm 0.005) * 10^6$
17/02	$(1.180 \pm 0.005) * 10^6$	$(1.230 \pm 0.005) * 10^6$	$(1.250 \pm 0.005) * 10^6$
19/02	$(4.290 \pm 0.005) * 10^5$	$(4.340 \pm 0.005) * 10^5$	$(4.300 \pm 0.005) * 10^5$
20/02	$(1.900 \pm 0.005) * 10^5$	$(1.940 \pm 0.005) * 10^5$	$(1.950 \pm 0.005) * 10^5$
23/02	$(5.900 \pm 0.005) * 10^5$	$(5.570 \pm 0.005) * 10^5$	$(6.200 \pm 0.005) * 10^5$
24/02	$(1.610 \pm 0.005) * 10^6$	$(1.500 \pm 0.005) * 10^6$	$(1.600 \pm 0.005) * 10^6$
25/02	$(2.250 \pm 0.005) * 10^6$	$(2.260 \pm 0.005) * 10^6$	$(2.210 \pm 0.005) * 10^6$
26/02	$(1.800 \pm 0.005) * 10^6$	$(1.870 \pm 0.005) * 10^6$	$(1.850 \pm 0.005) * 10^6$
27/02	$(3.570 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.520 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.500 \pm 0.005) * 10^6$
01/03	$(5.220 \pm 0.005) * 10^6$	$(5.200 \pm 0.005) * 10^6$	$(5.300 \pm 0.005) * 10^6$
02/03	$(5.400 \pm 0.005) * 10^6$	$(5.320 \pm 0.005) * 10^6$	$(5.270 \pm 0.005) * 10^6$
03/03	$(6.380 \pm 0.005) * 10^6$	$(6.330 \pm 0.005) * 10^6$	$(6.400 \pm 0.005) * 10^6$
04/03	$(7.400 \pm 0.005) * 10^6$	$(7.200 \pm 0.005) * 10^6$	$(6.700 \pm 0.005) * 10^6$
05/03	$(3.490 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.500 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.480 \pm 0.005) * 10^6$

Día de muestreo	Concentración celular conteo 1 (células/mL)	Concentración celular conteo 2 (células/mL)	Concentración celular conteo 3 (células/mL)
06/03	$(2.950 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.000 \pm 0.005) * 10^6$	$(2.990 \pm 0.005) * 10^6$
08/03	$(3.000 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.400 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.500 \pm 0.005) * 10^6$
09/03	$(3.300 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.400 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.290 \pm 0.005) * 10^6$
10/03	$(4.400 \pm 0.005) * 10^6$	$(4.280 \pm 0.005) * 10^6$	$(4.190 \pm 0.005) * 10^6$
11/03	$(7.900 \pm 0.005) * 10^6$	$(7.900 \pm 0.005) * 10^6$	$(8.000 \pm 0.005) * 10^6$
12/03	$(7.600 \pm 0.005) * 10^6$	$(7.700 \pm 0.005) * 10^6$	$(7.380 \pm 0.005) * 10^6$
13/03	$(4.900 \pm 0.005) * 10^6$	$(4.800 \pm 0.005) * 10^6$	$(5.000 \pm 0.005) * 10^6$
15/03	$(1.100 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.200 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.000 \pm 0.005) * 10^7$
16/03	$(7.000 \pm 0.005) * 10^6$	$(6.500 \pm 0.005) * 10^6$	$(6.300 \pm 0.005) * 10^6$
17/03	$(2.900 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.900 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.400 \pm 0.005) * 10^6$
18/03	$(3.000 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.160 \pm 0.005) * 10^6$	$(2.900 \pm 0.005) * 10^6$
19/03	$(5.000 \pm 0.005) * 10^6$	$(4.870 \pm 0.005) * 10^6$	$(4.970 \pm 0.005) * 10^6$
20/03	$(2.900 \pm 0.005) * 10^6$	$(2.700 \pm 0.005) * 10^6$	$(2.740 \pm 0.005) * 10^6$
22/03	$(2.800 \pm 0.005) * 10^6$	$(2.900 \pm 0.005) * 10^6$	$(2.610 \pm 0.005) * 10^6$
23/03	$(2.900 \pm 0.005) * 10^6$	$(2.700 \pm 0.005) * 10^6$	$(2.740 \pm 0.005) * 10^6$
24/03	$(2.800 \pm 0.005) * 10^6$	$(2.900 \pm 0.005) * 10^6$	$(2.610 \pm 0.005) * 10^6$
25/03	$(3.100 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.000 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.050 \pm 0.005) * 10^6$
26/03	$(3.950 \pm 0.005) * 10^6$	$(4.100 \pm 0.005) * 10^6$	$(4.000 \pm 0.005) * 10^6$
27/03	$(3.250 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.500 \pm 0.005) * 10^6$	$(3.600 \pm 0.005) * 10^6$

* *Trabajado a las siguientes condiciones: Temperatura constante de 20°C, aireación constante de 15 ft³/h y concentración inicial del medio f/2 Guillard (1x).*

Fuente: Propia.

Cuadro 8. Concentración de nitratos del cultivo f/2 guillard para los ciclos de 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad medidos a partir de un colorímetro HACH®.

Día de muestreo	Concentración Nitratos 1 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 2 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 3 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)
16/02	$8.42 \cdot 10^{-2}$	$8.63 \cdot 10^{-2}$	$8.21 \cdot 10^{-2}$
17/02	$7.64 \cdot 10^{-2}$	$7.59 \cdot 10^{-2}$	$7.54 \cdot 10^{-2}$
19/02	$6.59 \cdot 10^{-2}$	$6.65 \cdot 10^{-2}$	$6.71 \cdot 10^{-2}$
20/02	$7.00 \cdot 10^{-2}$	$6.64 \cdot 10^{-2}$	$7.36 \cdot 10^{-2}$
23/02	$6.81 \cdot 10^{-2}$	$7.21 \cdot 10^{-2}$	$6.41 \cdot 10^{-2}$
24/02	$6.53 \cdot 10^{-2}$	$6.61 \cdot 10^{-2}$	$6.69 \cdot 10^{-2}$
25/02	$6.89 \cdot 10^{-2}$	$5.93 \cdot 10^{-2}$	$6.41 \cdot 10^{-2}$
26/02	$6.40 \cdot 10^{-2}$	$5.76 \cdot 10^{-2}$	$5.12 \cdot 10^{-2}$
27/02	$4.94 \cdot 10^{-2}$	$6.02 \cdot 10^{-2}$	$5.48 \cdot 10^{-2}$
01/03	$5.58 \cdot 10^{-2}$	$5.20 \cdot 10^{-2}$	$4.82 \cdot 10^{-2}$
02/03	$4.92 \cdot 10^{-2}$	$5.34 \cdot 10^{-2}$	$4.50 \cdot 10^{-2}$
03/03	$3.79 \cdot 10^{-2}$	$3.95 \cdot 10^{-2}$	$3.63 \cdot 10^{-2}$
04/03	$2.62 \cdot 10^{-2}$	$3.84 \cdot 10^{-2}$	$3.23 \cdot 10^{-2}$
05/03	$3.20 \cdot 10^{-2}$	$2.67 \cdot 10^{-2}$	$2.14 \cdot 10^{-2}$
06/03	$2.49 \cdot 10^{-2}$	$2.11 \cdot 10^{-2}$	$1.73 \cdot 10^{-2}$
08/03	$1.77 \cdot 10^{-2}$	$2.09 \cdot 10^{-2}$	$1.93 \cdot 10^{-2}$
09/03	$1.44 \cdot 10^{-2}$	$1.81 \cdot 10^{-2}$	$1.07 \cdot 10^{-2}$
10/03	$1.57 \cdot 10^{-2}$	$1.05 \cdot 10^{-2}$	$1.31 \cdot 10^{-2}$
11/03	$0.82 \cdot 10^{-2}$	$0.78 \cdot 10^{-2}$	$0.85 \cdot 10^{-2}$
12/03	$0.66 \cdot 10^{-2}$	$0.70 \cdot 10^{-2}$	$0.67 \cdot 10^{-2}$
13/03	$0.59 \cdot 10^{-2}$	$0.62 \cdot 10^{-2}$	$0.65 \cdot 10^{-2}$
15/03	$0.62 \cdot 10^{-2}$	$0.64 \cdot 10^{-2}$	$0.62 \cdot 10^{-2}$
16/03	$0.65 \cdot 10^{-2}$	$0.60 \cdot 10^{-2}$	$0.55 \cdot 10^{-2}$
17/03	$0.60 \cdot 10^{-2}$	$0.55 \cdot 10^{-2}$	$0.51 \cdot 10^{-2}$
18/03	$0.55 \cdot 10^{-2}$	$0.49 \cdot 10^{-2}$	$0.62 \cdot 10^{-2}$

Día de muestreo	Concentración Nitratos 1 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 2 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 3 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)
19/03	$0.65 \cdot 10^{-2}$	$0.70 \cdot 10^{-2}$	$0.61 \cdot 10^{-2}$
20/03	$0.68 \cdot 10^{-2}$	$0.64 \cdot 10^{-2}$	$0.71 \cdot 10^{-2}$
22/03	$0.64 \cdot 10^{-2}$	$0.76 \cdot 10^{-2}$	$0.70 \cdot 10^{-2}$
23/03	$0.52 \cdot 10^{-2}$	$0.49 \cdot 10^{-2}$	$0.46 \cdot 10^{-2}$
24/03	$0.90 \cdot 10^{-2}$	$0.96 \cdot 10^{-2}$	$0.93 \cdot 10^{-2}$
25/03	$0.81 \cdot 10^{-2}$	$0.93 \cdot 10^{-2}$	$0.87 \cdot 10^{-2}$
26/03	$0.81 \cdot 10^{-2}$	$0.86 \cdot 10^{-2}$	$0.90 \cdot 10^{-2}$

* Trabajado a las siguientes condiciones: Temperatura constante de 20°C, aireación constante de 15 ft³/h y concentración inicial del medio f/2 Guillard (1x).

Fuente: Propia.

Cuadro 9. Concentración de células de *Nannochloropsis oculata* expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.

Día de muestreo	Concentración celular conteo 1 (células/mL)	Concentración celular conteo 2 (células/mL)	Concentración celular conteo 3 (células/mL)
16/02	$(1.000 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.200 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.100 \pm 0.005) \cdot 10^6$
17/02	$(1.020 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.100 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(9.400 \pm 0.005) \cdot 10^5$
19/02	$(1.410 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.440 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.470 \pm 0.005) \cdot 10^6$
20/02	$(2.140 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(2.100 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(2.120 \pm 0.005) \cdot 10^6$
23/02	$(4.100 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(4.090 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(4.080 \pm 0.005) \cdot 10^6$
24/02	$(4.850 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(4.750 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(4.650 \pm 0.005) \cdot 10^6$
25/02	$(4.630 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(4.700 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(4.560 \pm 0.005) \cdot 10^6$
26/02	$(2.150 \pm 0.005) \cdot 10^7$	$(2.210 \pm 0.005) \cdot 10^7$	$(2.180 \pm 0.005) \cdot 10^7$
27/02	$(2.300 \pm 0.005) \cdot 10^7$	$(2.270 \pm 0.005) \cdot 10^7$	$(2.240 \pm 0.005) \cdot 10^7$
01/03	$(4.600 \pm 0.005) \cdot 10^7$	$(3.800 \pm 0.005) \cdot 10^7$	$(4.200 \pm 0.005) \cdot 10^7$

Día de muestreo	Concentración celular conteo 1 (células/mL)	Concentración celular conteo 2 (células/mL)	Concentración celular conteo 3 (células/mL)
02/03	$(4.080 \pm 0.005) * 10^7$	$(3.890 \pm 0.005) * 10^7$	$(3.700 \pm 0.005) * 10^7$
03/03	$(6.470 \pm 0.005) * 10^7$	$(6.510 \pm 0.005) * 10^7$	$(6.550 \pm 0.005) * 10^7$
04/03	$(6.340 \pm 0.005) * 10^7$	$(6.520 \pm 0.005) * 10^7$	$(6.430 \pm 0.005) * 10^7$
05/03	$(6.760 \pm 0.005) * 10^7$	$(6.840 \pm 0.005) * 10^7$	$(6.680 \pm 0.005) * 10^7$
06/03	$(6.980 \pm 0.005) * 10^7$	$(6.750 \pm 0.005) * 10^7$	$(7.210 \pm 0.005) * 10^7$
08/03	$(8.100 \pm 0.005) * 10^7$	$(7.580 \pm 0.005) * 10^7$	$(7.840 \pm 0.005) * 10^7$
09/03	$(7.500 \pm 0.005) * 10^7$	$(6.990 \pm 0.005) * 10^7$	$(6.480 \pm 0.005) * 10^7$
10/03	$(7.810 \pm 0.005) * 10^7$	$(7.590 \pm 0.005) * 10^7$	$(7.700 \pm 0.005) * 10^7$
11/03	$(8.540 \pm 0.005) * 10^7$	$(8.770 \pm 0.005) * 10^7$	$(8.310 \pm 0.005) * 10^7$
12/03	$(1.520 \pm 0.005) * 10^8$	$(1.240 \pm 0.005) * 10^8$	$(1.380 \pm 0.005) * 10^8$
13/03	$(1.750 \pm 0.005) * 10^8$	$(1.670 \pm 0.005) * 10^8$	$(1.590 \pm 0.005) * 10^8$
15/03	$(9.500 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.230 \pm 0.005) * 10^8$	$(1.090 \pm 0.005) * 10^8$
16/03	$(7.310 \pm 0.005) * 10^7$	$(7.240 \pm 0.005) * 10^7$	$(7.380 \pm 0.005) * 10^7$
17/03	$(1.190 \pm 0.005) * 10^8$	$(1.130 \pm 0.005) * 10^8$	$(1.070 \pm 0.005) * 10^8$
18/03	$(7.510 \pm 0.005) * 10^7$	$(7.330 \pm 0.005) * 10^7$	$(7.420 \pm 0.005) * 10^7$
19/03	$(1.150 \pm 0.005) * 10^8$	$(1.260 \pm 0.005) * 10^8$	$(1.040 \pm 0.005) * 10^8$
20/03	$(3.670 \pm 0.005) * 10^7$	$(3.830 \pm 0.005) * 10^7$	$(3.990 \pm 0.005) * 10^7$
22/03	$(1.130 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.210 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.290 \pm 0.005) * 10^7$
23/03	$(2.680 \pm 0.005) * 10^7$	$(2.540 \pm 0.005) * 10^7$	$(2.820 \pm 0.005) * 10^7$
24/03	$(2.510 \pm 0.005) * 10^7$	$(2.190 \pm 0.005) * 10^7$	$(2.350 \pm 0.005) * 10^7$
25/03	$(2.110 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.940 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.770 \pm 0.005) * 10^7$
26/03	$(3.000 \pm 0.005) * 10^7$	$(2.830 \pm 0.005) * 10^7$	$(2.940 \pm 0.005) * 10^7$
27/03	$(2.330 \pm 0.005) * 10^7$	$(2.500 \pm 0.005) * 10^7$	$(2.160 \pm 0.005) * 10^7$

* *Trabajado a las siguientes condiciones: Temperatura constante de 20°C, aireación constante de 15 ft³/h y concentración inicial del medio f/2 Guillard (1x).*

Fuente: Propia.

Cuadro 10. Concentración de nitratos del cultivo f/2 guillard para los ciclos de 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad medidos a partir de un colorímetro HACH®.

Día de muestreo	Concentración Nitratos 1 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 2 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 3 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)
16/02	$8.11 \cdot 10^{-2}$	$8.40 \cdot 10^{-2}$	$8.73 \cdot 10^{-2}$
17/02	$7.43 \cdot 10^{-2}$	$6.53 \cdot 10^{-2}$	$6.97 \cdot 10^{-2}$
19/02	$4.92 \cdot 10^{-2}$	$4.56 \cdot 10^{-2}$	$4.24 \cdot 10^{-2}$
20/02	$4.32 \cdot 10^{-2}$	$4.82 \cdot 10^{-2}$	$3.84 \cdot 10^{-2}$
23/02	$3.10 \cdot 10^{-2}$	$2.58 \cdot 10^{-2}$	$3.66 \cdot 10^{-2}$
24/02	$2.19 \cdot 10^{-2}$	$1.65 \cdot 10^{-2}$	$1.90 \cdot 10^{-2}$
25/02	$1.03 \cdot 10^{-2}$	$0.99 \cdot 10^{-2}$	$0.95 \cdot 10^{-2}$
26/02	$0.89 \cdot 10^{-2}$	$0.98 \cdot 10^{-2}$	$0.93 \cdot 10^{-2}$
27/02	$0.88 \cdot 10^{-2}$	$0.90 \cdot 10^{-2}$	$0.87 \cdot 10^{-2}$
01/03	$0.86 \cdot 10^{-2}$	$0.81 \cdot 10^{-2}$	$0.77 \cdot 10^{-2}$
02/03	$0.79 \cdot 10^{-2}$	$0.83 \cdot 10^{-2}$	$0.76 \cdot 10^{-2}$
03/03	$0.76 \cdot 10^{-2}$	$0.72 \cdot 10^{-2}$	$0.74 \cdot 10^{-2}$
04/03	$0.59 \cdot 10^{-2}$	$0.63 \cdot 10^{-2}$	$0.68 \cdot 10^{-2}$
05/03	$0.58 \cdot 10^{-2}$	$0.61 \cdot 10^{-2}$	$0.65 \cdot 10^{-2}$
06/03	$0.58 \cdot 10^{-2}$	$0.64 \cdot 10^{-2}$	$0.61 \cdot 10^{-2}$
08/03	$0.60 \cdot 10^{-2}$	$0.55 \cdot 10^{-2}$	$0.65 \cdot 10^{-2}$
09/03	$0.64 \cdot 10^{-2}$	$0.54 \cdot 10^{-2}$	$0.59 \cdot 10^{-2}$
10/03	$0.59 \cdot 10^{-2}$	$0.56 \cdot 10^{-2}$	$0.62 \cdot 10^{-2}$
11/03	$0.63 \cdot 10^{-2}$	$0.59 \cdot 10^{-2}$	$0.54 \cdot 10^{-2}$
12/03	$0.59 \cdot 10^{-2}$	$0.55 \cdot 10^{-2}$	$0.62 \cdot 10^{-2}$
13/03	$0.58 \cdot 10^{-2}$	$0.61 \cdot 10^{-2}$	$0.56 \cdot 10^{-2}$
15/03	$0.58 \cdot 10^{-2}$	$0.55 \cdot 10^{-2}$	$0.52 \cdot 10^{-2}$
16/03	$0.56 \cdot 10^{-2}$	$0.48 \cdot 10^{-2}$	$0.52 \cdot 10^{-2}$
17/03	$0.51 \cdot 10^{-2}$	$0.49 \cdot 10^{-2}$	$0.47 \cdot 10^{-2}$
18/03	$0.48 \cdot 10^{-2}$	$0.41 \cdot 10^{-2}$	$0.44 \cdot 10^{-2}$

Día de muestreo	Concentración Nitratos 1 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 2 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 3 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)
19/03	$0.46 \cdot 10^{-2}$	$0.42 \cdot 10^{-2}$	$0.38 \cdot 10^{-2}$
20/03	$0.39 \cdot 10^{-2}$	$0.42 \cdot 10^{-2}$	$0.37 \cdot 10^{-2}$
22/03	$0.37 \cdot 10^{-2}$	$0.33 \cdot 10^{-2}$	$0.41 \cdot 10^{-2}$
23/03	$0.26 \cdot 10^{-2}$	$0.33 \cdot 10^{-2}$	$0.30 \cdot 10^{-2}$
24/03	$0.23 \cdot 10^{-2}$	$0.28 \cdot 10^{-2}$	$0.34 \cdot 10^{-2}$
25/03	$0.28 \cdot 10^{-2}$	$0.35 \cdot 10^{-2}$	$0.32 \cdot 10^{-2}$
26/03	$0.32 \cdot 10^{-2}$	$0.28 \cdot 10^{-2}$	$0.25 \cdot 10^{-2}$

* Trabajado a las siguientes condiciones: Temperatura constante de 20°C, aireación constante de 15 ft³/h y concentración inicial del medio f/2 Guillard (1x).

Fuente: Propia.

Cuadro 11. Concentración de células de *Nannochloropsis oculata* expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.

Día de muestreo	Concentración celular conteo 1 (células/mL)	Concentración celular conteo 2 (células/mL)	Concentración celular conteo 3 (células/mL)
08/04	$(1.130 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.170 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.180 \pm 0.005) \cdot 10^6$
09/04	$(1.220 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.210 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.250 \pm 0.005) \cdot 10^6$
10/04	$(1.220 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.240 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.220 \pm 0.005) \cdot 10^6$
12/04	$(1.400 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.340 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.320 \pm 0.005) \cdot 10^6$
13/04	$(1.300 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.380 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.270 \pm 0.005) \cdot 10^6$
14/04	$(1.640 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.610 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.610 \pm 0.005) \cdot 10^6$
15/04	$(1.630 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.630 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.720 \pm 0.005) \cdot 10^6$
16/04	$(2.120 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(2.200 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(2.500 \pm 0.005) \cdot 10^6$
19/04	$(5.500 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(5.250 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(5.300 \pm 0.005) \cdot 10^6$
20/04	$(5.790 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(5.870 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(5.720 \pm 0.005) \cdot 10^6$

Día de muestreo	Concentración celular conteo 1 (células/mL)	Concentración celular conteo 2 (células/mL)	Concentración celular conteo 3 (células/mL)
21/04	$(6.000 \pm 0.005) * 10^6$	$(5.800 \pm 0.005) * 10^6$	$(5.870 \pm 0.005) * 10^6$
22/04	$(6.090 \pm 0.005) * 10^6$	$(5.990 \pm 0.005) * 10^6$	$(5.910 \pm 0.005) * 10^6$
26/04	$(9.920 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.000 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.010 \pm 0.005) * 10^7$
28/04	$(1.040 \pm 0.005) * 10^6$	$(1.030 \pm 0.005) * 10^6$	$(1.020 \pm 0.005) * 10^6$
29/04	$(9.920 \pm 0.005) * 10^6$	$(1.000 \pm 0.005) * 10^7$	$(9.820 \pm 0.005) * 10^6$
30/04	$(9.690 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.840 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.740 \pm 0.005) * 10^6$
03/05	$(9.610 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.460 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.600 \pm 0.005) * 10^6$
04/05	$(9.220 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.150 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.200 \pm 0.005) * 10^6$
05/05	$(9.050 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.050 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.100 \pm 0.005) * 10^6$
06/05	$(9.120 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.210 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.270 \pm 0.005) * 10^6$
07/05	$(8.780 \pm 0.005) * 10^6$	$(8.820 \pm 0.005) * 10^6$	$(8.870 \pm 0.005) * 10^6$
10/05	$(9.080 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.120 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.080 \pm 0.005) * 10^6$
11/05	$(8.850 \pm 0.005) * 10^6$	$(8.900 \pm 0.005) * 10^6$	$(8.900 \pm 0.005) * 10^6$
12/05	$(9.050 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.040 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.170 \pm 0.005) * 10^6$
13/05	$(9.120 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.100 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.110 \pm 0.005) * 10^6$
14/05	$(9.350 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.570 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.520 \pm 0.005) * 10^6$
17/05	$(9.910 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.360 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.260 \pm 0.005) * 10^6$
18/05	$(9.840 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.520 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.460 \pm 0.005) * 10^6$
19/05	$(1.070 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.040 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.100 \pm 0.005) * 10^7$
20/05	$(9.820 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.730 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.380 \pm 0.005) * 10^6$
24/05	$(9.330 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.130 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.130 \pm 0.005) * 10^6$
25/05	$(8.680 \pm 0.005) * 10^6$	$(8.700 \pm 0.005) * 10^6$	$(8.740 \pm 0.005) * 10^6$
26/05	$(8.670 \pm 0.005) * 10^6$	$(8.830 \pm 0.005) * 10^6$	$(8.610 \pm 0.005) * 10^6$
27/05	$(9.010 \pm 0.005) * 10^6$	$(9.120 \pm 0.005) * 10^6$	$(8.990 \pm 0.005) * 10^6$
28/05	$(8.740 \pm 0.005) * 10^6$	$(8.700 \pm 0.005) * 10^6$	$(8.710 \pm 0.005) * 10^6$
31/05	$(8.440 \pm 0.005) * 10^6$	$(8.520 \pm 0.005) * 10^6$	$(8.530 \pm 0.005) * 10^6$

* *Trabajado a las siguientes condiciones: Temperatura constante de 20°C, aireación constante de 15 ft³/h y concentración inicial del medio f/2 Guillard (1x).*

Fuente: Propia.

Cuadro 12. Concentración de nitratos del cultivo f/2 guillard para los ciclos de 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad medidos a partir de un colorímetro HACH®.

Día de muestreo	Concentración Nitratos 1 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 2 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 3 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)
08/04	$8.40 \cdot 10^{-2}$	$7.49 \cdot 10^{-2}$	$9.30 \cdot 10^{-2}$
09/04	$8.11 \cdot 10^{-2}$	$7.10 \cdot 10^{-2}$	$7.55 \cdot 10^{-2}$
10/04	$6.65 \cdot 10^{-2}$	$6.43 \cdot 10^{-2}$	$6.87 \cdot 10^{-2}$
12/04	$5.68 \cdot 10^{-2}$	$6.10 \cdot 10^{-2}$	$6.52 \cdot 10^{-2}$
13/04	$4.58 \cdot 10^{-2}$	$5.02 \cdot 10^{-2}$	$4.80 \cdot 10^{-2}$
14/04	$3.92 \cdot 10^{-2}$	$4.35 \cdot 10^{-2}$	$4.82 \cdot 10^{-2}$
15/04	$3.69 \cdot 10^{-2}$	$3.93 \cdot 10^{-2}$	$4.17 \cdot 10^{-2}$
16/04	$3.83 \cdot 10^{-2}$	$3.17 \cdot 10^{-2}$	$3.47 \cdot 10^{-2}$
19/04	$3.05 \cdot 10^{-2}$	$2.86 \cdot 10^{-2}$	$3.28 \cdot 10^{-2}$
20/04	$2.20 \cdot 10^{-2}$	$2.54 \cdot 10^{-2}$	$1.86 \cdot 10^{-2}$
21/04	$1.96 \cdot 10^{-2}$	$1.75 \cdot 10^{-2}$	$1.54 \cdot 10^{-2}$
22/04	$1.25 \cdot 10^{-2}$	$1.90 \cdot 10^{-2}$	$1.56 \cdot 10^{-2}$
26/04	$1.39 \cdot 10^{-2}$	$1.03 \cdot 10^{-2}$	$1.75 \cdot 10^{-2}$
28/04	$1.10 \cdot 10^{-2}$	$1.24 \cdot 10^{-2}$	$1.38 \cdot 10^{-2}$
29/04	$1.28 \cdot 10^{-2}$	$1.16 \cdot 10^{-2}$	$1.02 \cdot 10^{-2}$
30/04	$1.02 \cdot 10^{-2}$	$1.25 \cdot 10^{-2}$	$0.79 \cdot 10^{-2}$
03/05	$0.98 \cdot 10^{-2}$	$0.94 \cdot 10^{-2}$	$0.96 \cdot 10^{-2}$
04/05	$0.94 \cdot 10^{-2}$	$0.93 \cdot 10^{-2}$	$0.91 \cdot 10^{-2}$
05/05	$0.83 \cdot 10^{-2}$	$0.79 \cdot 10^{-2}$	$0.81 \cdot 10^{-2}$
06/05	$0.85 \cdot 10^{-2}$	$0.81 \cdot 10^{-2}$	$0.76 \cdot 10^{-2}$
07/05	$0.82 \cdot 10^{-2}$	$0.79 \cdot 10^{-2}$	$0.84 \cdot 10^{-2}$
10/05	$0.66 \cdot 10^{-2}$	$0.70 \cdot 10^{-2}$	$0.63 \cdot 10^{-2}$

Día de muestreo	Concentración Nitratos 1 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 2 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 3 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)
12/05	$0.65 \cdot 10^{-2}$	$0.59 \cdot 10^{-2}$	$0.62 \cdot 10^{-2}$
13/05	$0.63 \cdot 10^{-2}$	$0.60 \cdot 10^{-2}$	$0.57 \cdot 10^{-2}$
14/05	$0.55 \cdot 10^{-2}$	$0.58 \cdot 10^{-2}$	$0.53 \cdot 10^{-2}$
17/05	$0.55 \cdot 10^{-2}$	$0.53 \cdot 10^{-2}$	$0.58 \cdot 10^{-2}$
18/05	$0.54 \cdot 10^{-2}$	$0.52 \cdot 10^{-2}$	$0.49 \cdot 10^{-2}$
19/05	$0.52 \cdot 10^{-2}$	$0.48 \cdot 10^{-2}$	$0.49 \cdot 10^{-2}$
20/05	$0.47 \cdot 10^{-2}$	$0.51 \cdot 10^{-2}$	$0.49 \cdot 10^{-2}$
24/05	$0.49 \cdot 10^{-2}$	$0.47 \cdot 10^{-2}$	$0.44 \cdot 10^{-2}$
25/05	$0.44 \cdot 10^{-2}$	$0.48 \cdot 10^{-2}$	$0.39 \cdot 10^{-2}$
26/05	$0.46 \cdot 10^{-2}$	$0.43 \cdot 10^{-2}$	$0.40 \cdot 10^{-2}$

* *Trabajado a las siguientes condiciones: Temperatura constante de 20°C, aireación constante de 15 ft³/h y concentración inicial del medio f/2 Guillard (1x).*

Fuente: Propia.

Cuadro 13. Concentración de células de *Nannochloropsis oculata* expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 4 horas de luz y 20 horas de oscuridad colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.

Día de muestreo	Concentración celular conteo 1 (células/mL)	Concentración celular conteo 2 (células/mL)	Concentración celular conteo 3 (células/mL)
08/04	$(1.100 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.100 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.110 \pm 0.005) \cdot 10^6$
09/04	$(1.110 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.120 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.110 \pm 0.005) \cdot 10^6$
10/04	$(1.200 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.250 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.230 \pm 0.005) \cdot 10^6$
12/04	$(1.300 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.350 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.290 \pm 0.005) \cdot 10^6$
13/04	$(1.660 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.890 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.380 \pm 0.005) \cdot 10^6$
14/04	$(1.950 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(1.770 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(2.000 \pm 0.005) \cdot 10^6$
15/04	$(2.500 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(2.020 \pm 0.005) \cdot 10^6$	$(2.640 \pm 0.005) \cdot 10^6$

Día de muestreo	Concentración celular conteo 1 (células/mL)	Concentración celular conteo 2 (células/mL)	Concentración celular conteo 3 (células/mL)
16/04	$(2.690 \pm 0.005) * 10^6$	$(2.510 \pm 0.005) * 10^6$	$(2.550 \pm 0.005) * 10^6$
19/04	$(5.430 \pm 0.005) * 10^6$	$(5.000 \pm 0.005) * 10^6$	$(5.170 \pm 0.005) * 10^6$
20/04	$(5.560 \pm 0.005) * 10^6$	$(5.570 \pm 0.005) * 10^6$	$(5.760 \pm 0.005) * 10^6$
21/04	$(6.230 \pm 0.005) * 10^6$	$(6.370 \pm 0.005) * 10^6$	$(6.400 \pm 0.005) * 10^6$
22/04	$(7.020 \pm 0.005) * 10^6$	$(7.080 \pm 0.005) * 10^6$	$(7.000 \pm 0.005) * 10^6$
26/04	$(1.240 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.230 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.220 \pm 0.005) * 10^7$
28/04	$(1.290 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.240 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.250 \pm 0.005) * 10^7$
29/04	$(1.310 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.340 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.290 \pm 0.005) * 10^7$
30/04	$(1.320 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.300 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.300 \pm 0.005) * 10^7$
03/05	$(1.370 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.360 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.340 \pm 0.005) * 10^7$
04/05	$(1.370 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.360 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.340 \pm 0.005) * 10^7$
05/05	$(1.350 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.350 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.390 \pm 0.005) * 10^7$
06/05	$(1.410 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.340 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.330 \pm 0.005) * 10^7$
07/05	$(1.460 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.470 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.460 \pm 0.005) * 10^7$
10/05	$(1.400 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.410 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.370 \pm 0.005) * 10^7$
11/05	$(1.390 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.400 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.420 \pm 0.005) * 10^7$
12/05	$(1.400 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.370 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.380 \pm 0.005) * 10^7$
13/05	$(1.430 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.410 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.380 \pm 0.005) * 10^7$
14/05	$(1.440 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.450 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.430 \pm 0.005) * 10^7$
17/05	$(1.340 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.380 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.400 \pm 0.005) * 10^7$
18/05	$(1.340 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.360 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.420 \pm 0.005) * 10^7$
19/05	$(1.360 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.310 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.310 \pm 0.005) * 10^7$
20/05	$(1.380 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.390 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.340 \pm 0.005) * 10^7$
24/05	$(1.360 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.350 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.350 \pm 0.005) * 10^7$
25/05	$(1.320 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.350 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.400 \pm 0.005) * 10^7$
26/05	$(1.340 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.360 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.360 \pm 0.005) * 10^7$
27/05	$(1.350 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.350 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.380 \pm 0.005) * 10^7$
28/05	$(1.370 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.380 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.390 \pm 0.005) * 10^7$

Día de muestreo	Concentración celular conteo 1 (células/mL)	Concentración celular conteo 2 (células/mL)	Concentración celular conteo 3 (células/mL)
31/05	$(1.290 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.280 \pm 0.005) * 10^7$	$(1.290 \pm 0.005) * 10^7$

* *Trabajado a las siguientes condiciones: Temperatura constante de 20°C, aireación constante de 15 ft³/h y concentración inicial del medio f/2 Guillard (1x).*

Fuente: Propia.

Cuadro 14. Concentración de nitratos del cultivo f/2 guillard para los ciclos de 4 horas de luz y 20 horas de oscuridad medidos a partir de un colorímetro HACH®.

Día de muestreo	Concentración Nitratos 1 ($\pm 0.17 * 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 2 ($\pm 0.17 * 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 3 ($\pm 0.17 * 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)
08/04	$8.63 * 10^{-2}$	$8.21 * 10^{-2}$	$8.42 * 10^{-2}$
09/04	$7.41 * 10^{-2}$	$7.47 * 10^{-2}$	$7.54 * 10^{-2}$
10/04	$6.95 * 10^{-2}$	$6.86 * 10^{-2}$	$7.04 * 10^{-2}$
12/04	$6.37 * 10^{-2}$	$6.51 * 10^{-2}$	$6.44 * 10^{-2}$
13/04	$6.09 * 10^{-2}$	$5.98 * 10^{-2}$	$5.87 * 10^{-2}$
14/04	$5.46 * 10^{-2}$	$5.60 * 10^{-2}$	$5.53 * 10^{-2}$
15/04	$5.39 * 10^{-2}$	$5.27 * 10^{-2}$	$5.51 * 10^{-2}$
16/04	$4.65 * 10^{-2}$	$4.61 * 10^{-2}$	$4.57 * 10^{-2}$
19/04	$3.16 * 10^{-2}$	$3.25 * 10^{-2}$	$3.29 * 10^{-2}$
20/04	$2.39 * 10^{-2}$	$2.53 * 10^{-2}$	$2.23 * 10^{-2}$
21/04	$2.09 * 10^{-2}$	$2.27 * 10^{-2}$	$2.19 * 10^{-2}$
22/04	$1.78 * 10^{-2}$	$1.90 * 10^{-2}$	$2.04 * 10^{-2}$
26/04	$1.13 * 10^{-2}$	$0.98 * 10^{-2}$	$0.86 * 10^{-2}$
28/04	$0.91 * 10^{-2}$	$1.08 * 10^{-2}$	$0.97 * 10^{-2}$
29/04	$0.87 * 10^{-2}$	$0.92 * 10^{-2}$	$0.98 * 10^{-2}$
30/04	$0.89 * 10^{-2}$	$0.82 * 10^{-2}$	$0.94 * 10^{-2}$
03/05	$0.64 * 10^{-2}$	$0.71 * 10^{-2}$	$0.79 * 10^{-2}$

Día de muestreo	Concentración Nitratos 1 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 2 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración Nitratos 3 ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)
04/05	$0.64 \cdot 10^{-2}$	$0.57 \cdot 10^{-2}$	$0.69 \cdot 10^{-2}$
05/05	$0.57 \cdot 10^{-2}$	$0.68 \cdot 10^{-2}$	$0.62 \cdot 10^{-2}$
06/05	$0.64 \cdot 10^{-2}$	$0.73 \cdot 10^{-2}$	$0.70 \cdot 10^{-2}$
07/05	$0.84 \cdot 10^{-2}$	$0.76 \cdot 10^{-2}$	$0.67 \cdot 10^{-2}$
10/05	$0.96 \cdot 10^{-2}$	$0.89 \cdot 10^{-2}$	$1.05 \cdot 10^{-2}$
11/05	$0.84 \cdot 10^{-2}$	$0.80 \cdot 10^{-2}$	$0.77 \cdot 10^{-2}$
12/05	$0.59 \cdot 10^{-2}$	$0.72 \cdot 10^{-2}$	$0.65 \cdot 10^{-2}$
13/05	$0.49 \cdot 10^{-2}$	$0.57 \cdot 10^{-2}$	$0.41 \cdot 10^{-2}$
14/05	$0.49 \cdot 10^{-2}$	$0.43 \cdot 10^{-2}$	$0.37 \cdot 10^{-2}$
17/05	$0.34 \cdot 10^{-2}$	$0.43 \cdot 10^{-2}$	$0.39 \cdot 10^{-2}$
18/05	$0.44 \cdot 10^{-2}$	$0.37 \cdot 10^{-2}$	$0.31 \cdot 10^{-2}$
19/05	$0.27 \cdot 10^{-2}$	$0.43 \cdot 10^{-2}$	$0.36 \cdot 10^{-2}$
20/05	$0.24 \cdot 10^{-2}$	$0.30 \cdot 10^{-2}$	$0.41 \cdot 10^{-2}$
24/05	$0.29 \cdot 10^{-2}$	$0.23 \cdot 10^{-2}$	$0.34 \cdot 10^{-2}$
25/05	$0.34 \cdot 10^{-2}$	$0.19 \cdot 10^{-2}$	$0.28 \cdot 10^{-2}$
26/05	$0.36 \cdot 10^{-2}$	$0.29 \cdot 10^{-2}$	$0.19 \cdot 10^{-2}$

* *Trabajado a las siguientes condiciones: Temperatura constante de 20°C, aireación constante de 15 ft³/h y concentración inicial del medio f/2 Guillard (1x).*

Fuente: Propia.

B. DATOS CALCULADOS

Para el cálculo de la experimentación se determinó el promedio de cada corrida luego los puntos que generan ruido se realizó una media ponderada simple (Cálculo 1 sección de anexos).

Cuadro 15. Concentración de células promedio de *Nannochloropsis oculata* expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para las primeras dos corridas realizadas colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.

Día de muestreo	Concentración celular promedio (16:8) (células/mL)	Concentración celular promedio (8:16) (células/mL)
16/02	$(1.19 \pm 0.09) * 10^6$	$(1.10 \pm 0.07) * 10^6$
17/02	$(1.19 \pm 0.08) * 10^6$	$(1.02 \pm 0.08) * 10^6$
19/02	$(1.19 \pm 0.10) * 10^5$	$(1.44 \pm 0.10) * 10^6$
20/02	$(9.47 \pm 0.07) * 10^5$	$(1.19 \pm 0.11) * 10^6$
23/02	$(6.15 \pm 0.09) * 10^5$	$(1.53 \pm 0.12) * 10^6$
24/02	$(4.04 \pm 0.10) * 10^5$	$(2.55 \pm 0.09) * 10^6$
25/02	$(7.84 \pm 0.07) * 10^5$	$(3.65 \pm 0.12) * 10^6$
26/02	$(1.47 \pm 0.09) * 10^6$	$(4.49 \pm 0.13) * 10^6$
27/02	$(3.53 \pm 0.12) * 10^6$	$(1.04 \pm 0.11) * 10^7$
01/03	$(5.24 \pm 0.08) * 10^6$	$(1.64 \pm 0.07) * 10^7$
02/03	$(5.33 \pm 0.09) * 10^6$	$(2.88 \pm 0.13) * 10^7$
03/03	$(6.37 \pm 0.10) * 10^6$	$(3.45 \pm 0.16) * 10^7$
04/03	$(6.43 \pm 0.11) * 10^6$	$(4.87 \pm 0.12) * 10^7$
05/03	$(6.04 \pm 0.4) * 10^6$	$(5.61 \pm 0.13) * 10^7$
06/03	$(6.28 \pm 0.13) * 10^6$	$(6.57 \pm 0.15) * 10^7$
08/03	$(6.25 \pm 0.11) * 10^6$	$(6.72 \pm 0.14) * 10^7$
09/03	$(6.19 \pm 0.14) * 10^6$	$(7.19 \pm 0.11) * 10^7$
10/03	$(6.24 \pm 0.12) * 10^6$	$(7.27 \pm 0.12) * 10^7$
11/03	$(6.23 \pm 0.14) * 10^6$	$(7.51 \pm 0.16) * 10^7$
12/03	$(6.22 \pm 0.13) * 10^6$	$(7.74 \pm 0.17) * 10^7$

Día de muestreo	Concentración celular promedio (16:8) (células/mL)	Concentración celular promedio (8:16) (células/mL)
13/03	$(6.23 \pm 0.14) * 10^6$	$(7.99 \pm 0.16) * 10^7$
15/03	$(6.23 \pm 0.15) * 10^6$	$(8.09 \pm 0.18) * 10^7$
16/03	$(6.23 \pm 0.14) * 10^6$	$(7.94 \pm 0.12) * 10^7$
17/03	$(6.35 \pm 0.16) * 10^6$	$(8.01 \pm 0.08) * 10^7$
18/03	$(6.39 \pm 0.16) * 10^6$	$(8.02 \pm 0.15) * 10^7$
19/03	$(6.45 \pm 0.13) * 10^6$	$(7.99 \pm 0.13) * 10^7$
20/03	$(6.40 \pm 0.14) * 10^6$	$(8.01 \pm 0.09) * 10^7$
22/03	$(6.41 \pm 0.16) * 10^6$	$(8.00 \pm 0.14) * 10^7$
23/03	$(6.42 \pm 0.15) * 10^6$	$(8.00 \pm 0.14) * 10^7$
24/03	$(6.41 \pm 0.13) * 10^6$	$(8.00 \pm 0.14) * 10^7$
25/03	$(6.41 \pm 0.14) * 10^6$	$(8.00 \pm 0.14) * 10^7$
26/03	$(6.41 \pm 0.15) * 10^6$	$(8.00 \pm 0.14) * 10^7$
27/03	$(6.41 \pm 0.15) * 10^6$	$(8.00 \pm 0.14) * 10^7$

* *Trabajado a las siguientes condiciones: Temperatura constante de 20°C, aireación constante de 15 ft³/h y concentración inicial del medio f/2 Guillard (1x).*

Fuente: Propia.

Cuadro 16. Concentración de nitratos promedio del cultivo f/2 guillard para las primeras dos corridas medidas a partir de un colorímetro HACH®.

Día de muestreo	Concentración nitratos promedio (16:8) ($\pm 0.17 * 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración nitratos promedio (8:16) ($\pm 0.17 * 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)
16/02	$8.42 * 10^{-2}$	$8.42 * 10^{-2}$
17/02	$7.59 * 10^{-2}$	$6.98 * 10^{-2}$
19/02	$6.65 * 10^{-2}$	$4.58 * 10^{-2}$
20/02	$7.00 * 10^{-2}$	$4.33 * 10^{-2}$
23/02	$6.81 * 10^{-2}$	$3.12 * 10^{-2}$
24/02	$6.61 * 10^{-2}$	$1.92 * 10^{-2}$

Día de muestreo	Concentración nitratos promedio (16:8) ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración nitratos promedio (8:16) ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)
25/02	$6.41 \cdot 10^{-2}$	$0.99 \cdot 10^{-2}$
26/02	$6.21 \cdot 10^{-2}$	$0.93 \cdot 10^{-2}$
27/02	$5.76 \cdot 10^{-2}$	$0.88 \cdot 10^{-2}$
01/03	$5.48 \cdot 10^{-2}$	$0.82 \cdot 10^{-2}$
02/03	$5.20 \cdot 10^{-2}$	$0.79 \cdot 10^{-2}$
03/03	$4.92 \cdot 10^{-2}$	$0.74 \cdot 10^{-2}$
04/03	$3.79 \cdot 10^{-2}$	$0.70 \cdot 10^{-2}$
05/03	$3.23 \cdot 10^{-2}$	$0.63 \cdot 10^{-2}$
06/03	$2.95 \cdot 10^{-2}$	$0.61 \cdot 10^{-2}$
08/03	$2.67 \cdot 10^{-2}$	$0.61 \cdot 10^{-2}$
09/03	$2.11 \cdot 10^{-2}$	$0.60 \cdot 10^{-2}$
10/03	$1.93 \cdot 10^{-2}$	$0.59 \cdot 10^{-2}$
11/03	$1.44 \cdot 10^{-2}$	$0.59 \cdot 10^{-2}$
12/03	$1.31 \cdot 10^{-2}$	$0.59 \cdot 10^{-2}$
13/03	$0.82 \cdot 10^{-2}$	$0.58 \cdot 10^{-2}$
15/03	$0.66 \cdot 10^{-2}$	$0.58 \cdot 10^{-2}$
16/03	$0.62 \cdot 10^{-2}$	$0.55 \cdot 10^{-2}$
17/03	$0.62 \cdot 10^{-2}$	$0.52 \cdot 10^{-2}$
18/03	$0.60 \cdot 10^{-2}$	$0.49 \cdot 10^{-2}$
19/03	$0.55 \cdot 10^{-2}$	$0.44 \cdot 10^{-2}$
20/03	$0.65 \cdot 10^{-2}$	$0.42 \cdot 10^{-2}$
22/03	$0.68 \cdot 10^{-2}$	$0.39 \cdot 10^{-2}$
23/03	$0.70 \cdot 10^{-2}$	$0.37 \cdot 10^{-2}$
24/03	$0.50 \cdot 10^{-2}$	$0.30 \cdot 10^{-2}$
25/03	$0.93 \cdot 10^{-2}$	$0.29 \cdot 10^{-2}$
26/03	$0.87 \cdot 10^{-2}$	$0.32 \cdot 10^{-2}$
27/03	$0.86 \cdot 10^{-2}$	$0.29 \cdot 10^{-2}$

* Trabajado a las siguientes condiciones: Temperatura constante de 20°C, aireación constante de 15 ft³/h y concentración inicial del medio f/2 Guillard (1x).

Fuente: Propia.

Cuadro 17. Concentración de células promedio de *Nannochloropsis oculata* expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para las segundas dos corridas realizadas colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.

Día de muestreo	Concentración celular promedio (12:12) (células/mL)	Concentración celular promedio (4:20) (células/mL)
08/04	(1.16±0.14)*10 ⁶	(1.10±0.09)*10 ⁶
09/04	(1.19±0.15)*10 ⁶	(1.10±0.09)*10 ⁶
10/04	(1.20±0.16)*10 ⁶	(1.22±0.08)*10 ⁵
12/04	(1.26±0.12)*10 ⁶	(1.30±0.07)*10 ⁵
13/04	(1.29±0.14)*10 ⁶	(1.63±0.08)*10 ⁵
14/04	(1.50±0.13)*10 ⁶	(1.90±0.12)*10 ⁶
15/04	(1.59±0.17)*10 ⁶	(1.97±0.14)*10 ⁶
16/04	(1.63±0.19)*10 ⁶	(2.06±0.17)*10 ⁶
19/04	(3.82±0.18)*10 ⁶	(4.08±0.18)*10 ⁶
20/04	(4.20±0.14)*10 ⁶	(4.94±0.13)*10 ⁶
21/04	(4.60±0.11)*10 ⁶	(5.38±0.17)*10 ⁶
22/04	(4.93±0.13)*10 ⁶	(6.02±0.12)*10 ⁶
26/04	(8.99±0.09)*10 ⁶	(1.23±0.19)*10 ⁷
28/04	(9.29±0.15)*10 ⁶	(1.26±0.18)*10 ⁷
29/04	(9.71±0.14)*10 ⁶	(1.30±0.19)*10 ⁷
30/04	(9.99±0.08)*10 ⁶	(1.31±0.16)*10 ⁷
03/05	(1.00±0.12)*10 ⁷	(1.35±0.18)*10 ⁷
04/05	(1.00±0.12)*10 ⁷	(1.35±0.18)*10 ⁷
05/05	(1.00±0.12)*10 ⁷	(1.35±0.18)*10 ⁷
06/05	(1.00±0.12)*10 ⁷	(1.36±0.17)*10 ⁷
07/05	(1.00±0.12)*10 ⁷	(1.36±0.17)*10 ⁷
10/05	(1.00±0.12)*10 ⁷	(1.36±0.17)*10 ⁷

Día de muestreo	Concentración celular promedio (12:12) (células/mL)	Concentración celular promedio (4:20) (células/mL)
11/05	$(1.00 \pm 0.12) * 10^7$	$(1.36 \pm 0.17) * 10^7$
12/05	$(1.00 \pm 0.12) * 10^7$	$(1.36 \pm 0.17) * 10^7$
13/05	$(1.00 \pm 0.12) * 10^7$	$(1.36 \pm 0.17) * 10^7$
14/05	$(1.00 \pm 0.12) * 10^7$	$(1.36 \pm 0.17) * 10^7$
17/05	$(1.00 \pm 0.12) * 10^7$	$(1.37 \pm 0.19) * 10^7$
18/05	$(1.00 \pm 0.12) * 10^7$	$(1.37 \pm 0.19) * 10^7$
19/05	$(1.00 \pm 0.12) * 10^7$	$(1.37 \pm 0.19) * 10^7$
20/05	$(1.00 \pm 0.12) * 10^7$	$(1.38 \pm 0.19) * 10^7$
24/05	$(1.00 \pm 0.12) * 10^7$	$(1.38 \pm 0.19) * 10^7$
25/05	$(1.00 \pm 0.12) * 10^7$	$(1.38 \pm 0.19) * 10^7$
26/05	$(1.00 \pm 0.12) * 10^7$	$(1.39 \pm 0.19) * 10^7$

* *Trabajado a las siguientes condiciones: Temperatura constante de 20°C, aireación constante de 15 ft³/h y concentración inicial del medio f/2 Guillard (1x).*

Fuente: Propia.

Cuadro 18. Concentración de nitratos promedio del cultivo f/2 guillard para las segundas dos corridas medidas a partir de un colorímetro HACH®.

Día de muestreo	Concentración nitratos promedio (12:12) ($\pm 0.17 * 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)	Concentración nitratos promedio (4:20) ($\pm 0.17 * 10^{-2}$ g de NaNO ₃ /mL)
08/04	$8.42 * 10^{-2}$	$8.42 * 10^{-2}$
09/04	$7.59 * 10^{-2}$	$7.47 * 10^{-2}$
10/04	$6.65 * 10^{-2}$	$6.95 * 10^{-2}$
12/04	$6.10 * 10^{-2}$	$6.44 * 10^{-2}$
13/04	$4.80 * 10^{-2}$	$5.98 * 10^{-2}$
14/04	$4.37 * 10^{-2}$	$5.53 * 10^{-2}$
15/04	$3.93 * 10^{-2}$	$5.38 * 10^{-2}$
16/04	$3.50 * 10^{-2}$	$4.61 * 10^{-2}$

Día de muestreo	Concentración nitratos promedio (12:12) ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO_3/mL)	Concentración nitratos promedio (4:20) ($\pm 0.17 \cdot 10^{-2}$ g de NaNO_3/mL)
19/04	$3.07 \cdot 10^{-2}$	$3.25 \cdot 10^{-2}$
20/04	$2.20 \cdot 10^{-2}$	$2.39 \cdot 10^{-2}$
21/04	$1.75 \cdot 10^{-2}$	$2.19 \cdot 10^{-2}$
22/04	$1.57 \cdot 10^{-2}$	$1.90 \cdot 10^{-2}$
26/04	$1.39 \cdot 10^{-2}$	$0.98 \cdot 10^{-2}$
28/04	$1.20 \cdot 10^{-2}$	$0.97 \cdot 10^{-2}$
29/04	$1.15 \cdot 10^{-2}$	$0.92 \cdot 10^{-2}$
30/04	$1.02 \cdot 10^{-2}$	$0.89 \cdot 10^{-2}$
03/05	$0.96 \cdot 10^{-2}$	$0.71 \cdot 10^{-2}$
04/05	$0.92 \cdot 10^{-2}$	$0.64 \cdot 10^{-2}$
05/05	$0.81 \cdot 10^{-2}$	$0.62 \cdot 10^{-2}$
06/05	$0.80 \cdot 10^{-2}$	$0.70 \cdot 10^{-2}$
07/05	$0.82 \cdot 10^{-2}$	$0.76 \cdot 10^{-2}$
10/05	$0.66 \cdot 10^{-2}$	$0.96 \cdot 10^{-2}$
11/05	$0.63 \cdot 10^{-2}$	$0.80 \cdot 10^{-2}$
12/05	$0.62 \cdot 10^{-2}$	$0.65 \cdot 10^{-2}$
13/05	$0.60 \cdot 10^{-2}$	$0.49 \cdot 10^{-2}$
14/05	$0.55 \cdot 10^{-2}$	$0.43 \cdot 10^{-2}$
17/05	$0.56 \cdot 10^{-2}$	$0.39 \cdot 10^{-2}$
18/05	$0.52 \cdot 10^{-2}$	$0.37 \cdot 10^{-2}$
19/05	$0.50 \cdot 10^{-2}$	$0.36 \cdot 10^{-2}$
20/05	$0.49 \cdot 10^{-2}$	$0.30 \cdot 10^{-2}$
24/05	$0.47 \cdot 10^{-2}$	$0.29 \cdot 10^{-2}$
25/05	$0.44 \cdot 10^{-2}$	$0.29 \cdot 10^{-2}$
26/05	$0.43 \cdot 10^{-2}$	$0.28 \cdot 10^{-2}$

* *Trabajado a las siguientes condiciones: Temperatura constante de 20°C, aireación constante de 15 ft³/h y concentración inicial del medio f/2 Guillard (1x).*

Fuente: Propia.

C. CÁLCULOS DE MUESTRA

Cálculo 1. Suavizado de datos de los conteos celulares calculados.

Se utiliza la siguiente ecuación:

$$CN_s \left(\frac{\text{células}}{\text{mL}} \right) = \frac{(CN_{(n-3)} + CN_{(n-2)} + CN_{(n-1)})}{3}$$

Donde n es el período con un valor sospechoso.

Se utilizaron los datos de los Cuadros 15 y 17 (sección de anexos). Para los datos de la corrida (8:16) realizado en el reactor implementado se obtiene:

$$\begin{aligned} CN_{\text{suavizada}} \left(\frac{\text{células}}{\text{mL}} \right) &= \frac{(1.10 * 10^6 + 1.02 * 10^6 + 1.44 * 10^6) \left(\frac{\text{células}}{\text{mL}} \right)}{3} \\ &= 1.19 * 10^6 \left(\frac{\text{células}}{\text{mL}} \right) \end{aligned}$$

Cálculo 2. Rendimiento instantáneo de biomasa en función del consumo de sustrato.

Se utiliza la siguiente ecuación:

$$Y_{x/s} \left(\frac{\text{Células}}{\text{g de sustrato}} \right) = \frac{\Delta CN \left(\frac{\text{Células}}{\text{mL}} \right)}{\Delta [S] \left(\frac{\text{g de sustrato}}{\text{mL}} \right)}$$

Se utilizaron los datos de los Cuadros 15 y 17 (sección de anexos). Para los datos de la corrida (8:16) realizado en el reactor implementado se obtiene:

$$Y_{x/s} \left(\frac{\text{Células}}{\text{g de sustrato}} \right) = \frac{(2.55 - 1.53) * 10^6 \left(\frac{\text{Células}}{\text{mL}} \right)}{(3.12 - 1.92) * 10^{-2} \left(\frac{\text{g de sustrato}}{\text{mL}} \right)} = 8.50 * 10^7 \left(\frac{\text{Células}}{\text{g de sustrato}} \right)$$

Cálculo 3. Promedio de la biomasa obtenido del fotoreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.

Se utiliza la siguiente ecuación:

$$CN_{\text{promedio}} \left(\frac{\text{células}}{\text{mL}} \right) = \frac{(CN_{s(1)} + CN_{s(2)} + CN_{s(3)})}{3}$$

Se utilizaron los datos de los Cuadros 7, 9, 11 y 13 (sección de anexos). Para los datos de la corrida (8:16) realizado en el reactor implementado se obtiene:

$$CN_{promedio} \left(\frac{\text{células}}{\text{mL}} \right) = \frac{(1.41 * 10^6 + 1.47 * 10^6 + 1.43 * 10^6) \left(\frac{\text{Células}}{\text{mL}} \right)}{3}$$

$$= 1.44 * 10^6 \left(\frac{\text{Células}}{\text{mL}} \right)$$

Se empleó de la misma manera para los demás datos de los Cuadros previamente mencionados, estos datos están reflejados en los Cuadros 15 y 17.

Cálculo 4. Promedio del sustrato obtenido del fotoreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.

Se utiliza la siguiente ecuación:

$$CS_{promedio} \left(\frac{\text{g}}{\text{mL}} \right) = \frac{(CS_{s(1)} + CS_{s(2)} + CS_{s(3)})}{3}$$

Se utilizaron los datos de los Cuadros 8, 10, 12 y 14 (sección de anexos). Para los datos de la corrida (8:16) realizado en el reactor implementado se obtiene:

$$CS_{promedio} \left(\frac{\text{g}}{\text{mL}} \right) = \frac{(8.40 * 10^{-2} + 8.73 * 10^{-2} + 8.11 * 10^{-2}) \left(\frac{\text{g}}{\text{mL}} \right)}{3} = 8.41 * 10^{-2} \left(\frac{\text{g}}{\text{mL}} \right)$$

Se empleó de la misma manera para los demás datos de los Cuadros previamente mencionados, estos datos están reflejados en los Cuadros 16 y 18.

Cálculo 5. Rendimiento global máximo de biomasa en función del consumo del sustrato

Se utiliza la siguiente ecuación:

$$Y_{(x/s) global} \left(\frac{\text{ml} * \text{Células}}{\text{g de NaNO}_3} \right) = \frac{([Células_{final}] - [Células_{inicial}])}{([Sustrato_{inicial}] - [Sustrato_{final}])}$$

Se utilizaron los datos de los Cuadros 15 y 16 (sección de anexos). Para los datos de la corrida (8:16) realizado en el reactor implementado se obtiene:

$$Y_{(x/s) global} \left(\frac{ml * Células}{g de NaNO_3} \right) = \frac{(8.0 * 10^7 - 1.1 * 10^6) \left(\frac{Células}{mL} \right)}{(8.42 * 10^{-2} - 0.29 * 10^{-2}) \left(\frac{g de NaNO_3}{mL} \right)}$$

$$= 9.97 * 10^8 \left(\frac{Células}{g de NaNO_3} \right)$$

Se empleó de la misma manera para los demás datos de los Cuadros previamente mencionados, estos datos están reflejados en los Cuadros 15, 16, 17 y 18.

D. PROPAGACIÓN DE ERROR

Cálculo 5. Desviación estándar de la biomasa obtenido del fotoreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.

Se utiliza la siguiente ecuación:

$$S \left(\frac{células}{mL} \right) = \sqrt{\frac{\sum (CN_{promedio} - CN)^2}{n - 1}}$$

Se utilizaron los datos de los Cuadros 7, 9, 11, 13, 15 y 17 (sección de anexos). Para los datos de la corrida (8:16) realizado en el reactor implementado se obtiene:

$$S \left(\frac{células}{mL} \right) = \sqrt{\frac{(1.44 * 10^6 - 1.41 * 10^6)^2 + (1.44 * 10^6 - 1.47 * 10^6)^2 + (1.44 * 10^6 - 1.43 * 10^6)^2}{2}} = 1.00 * 10^5 \left(\frac{células}{mL} \right)$$

Se empleó de la misma manera para los demás datos de los Cuadros previamente mencionados, estos datos están reflejados en los Cuadros 14 y 16.

Cálculo 6. Incertidumbre del MUSE®.

Se utiliza la siguiente ecuación:

$$Incertidumbre \left(\frac{células}{mL} \right) = \frac{Lectura del equipo más pequeña}{2}$$

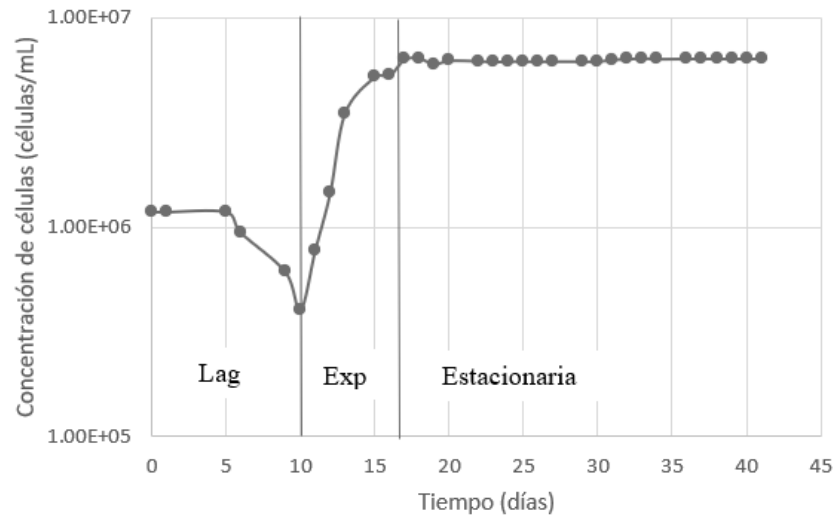
Se utilizaron los datos de los Cuadros 7, 9, 11 y 13 (sección de anexos). Para los datos de la corrida (8:16) realizado en el reactor implementado se obtiene:

$$\text{Incertidumbre} \left(\frac{\text{células}}{\text{mL}} \right) = \frac{0.01 * 10^6}{2} = 0.005 * 10^6 \left(\frac{\text{células}}{\text{mL}} \right)$$

Se empleó de la misma manera para los demás datos de los Cuadros previamente mencionados.

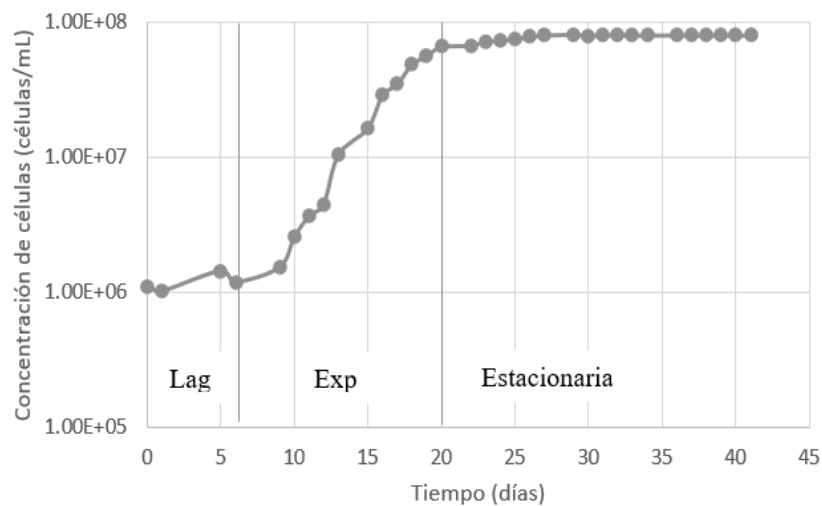
E. FASES DE CRECIMIENTO DE CADA CICLO DE ILUMINACIÓN

Figura 13. Fase de crecimiento de la microalga *Nannochloropsis oculata* expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.



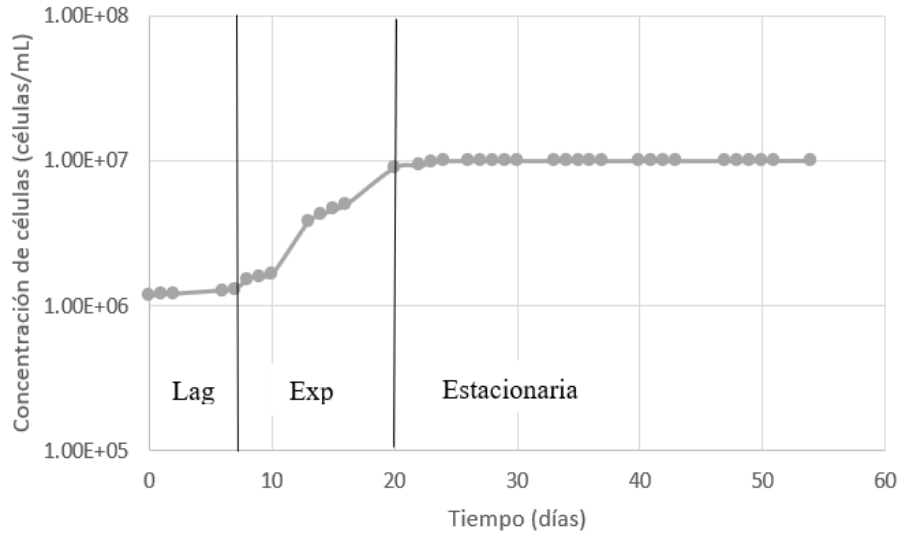
Fuente: Propia.

Figura 14. Fase de crecimiento de la microalga *Nannochloropsis oculata* expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.



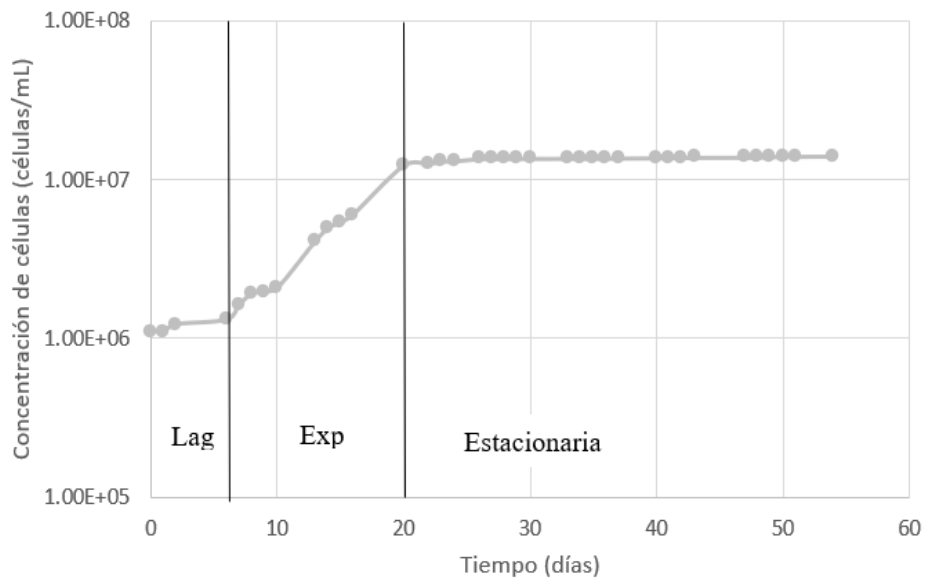
Fuente: Propia.

Figura 15. Fase de crecimiento de la microalga *Nannochloropsis oculata* expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.



Fuente: Propia.

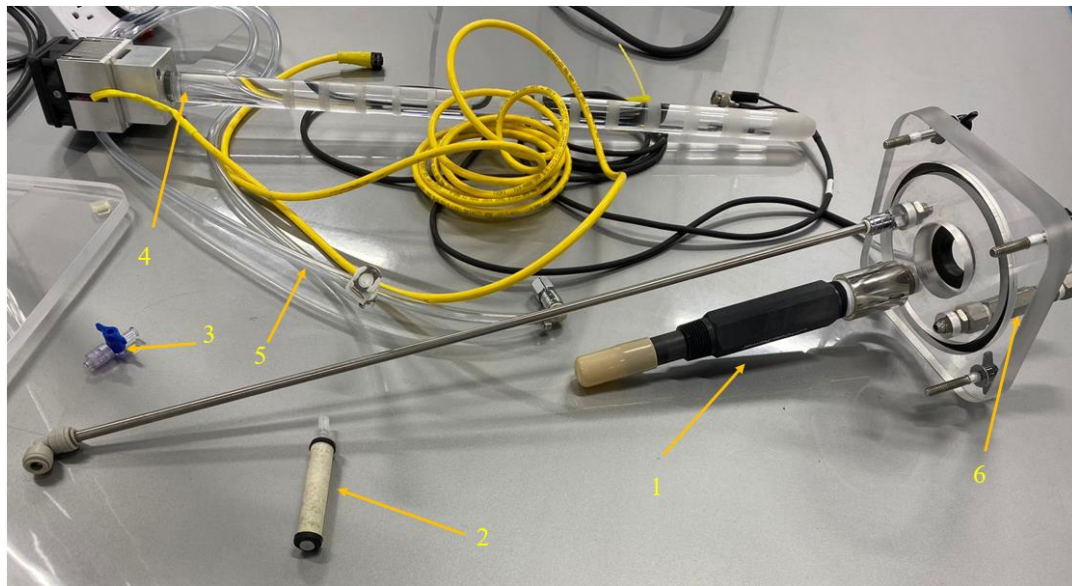
Figura 16. Fase de crecimiento de la microalga *Nannochloropsis oculata* expuesto a una lámpara LED roja de 1806.5 lux promedio para el ciclo 4 horas de luz y 20 horas de oscuridad colocado en un fotorreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.



Fuente: Propia.

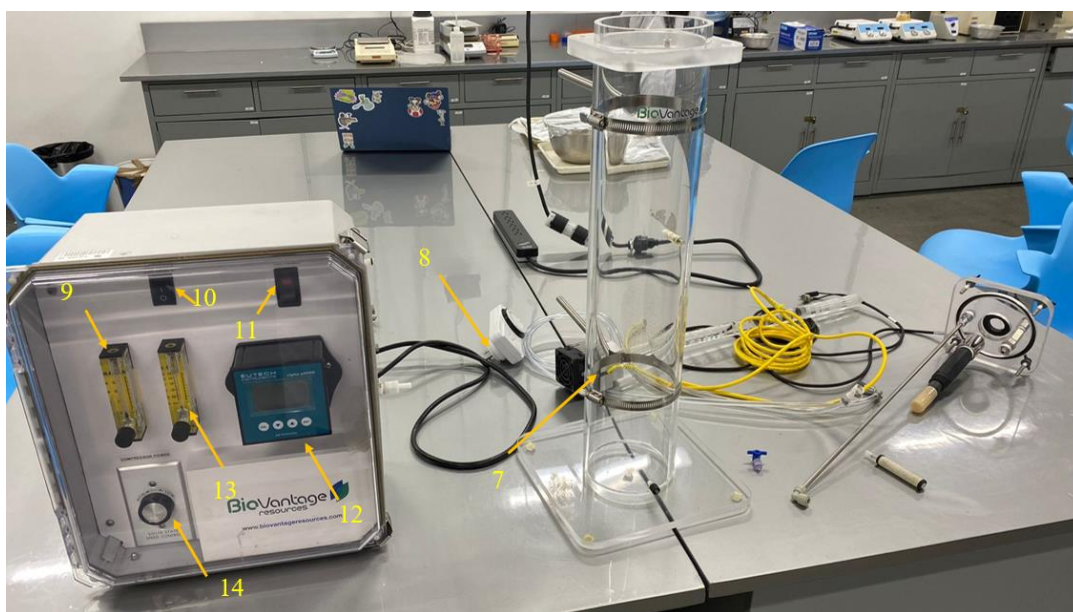
F. FOTOGRAFÍAS, DATOS DE PLACA Y REACTIVOS

Figura 17. Sistemas auxiliares del fotoreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.



Fuente: Propia.

Figura 18. Componentes principales del fotoreactor tubular con columna de burbujas de 8 litros.



Fuente: Propia.

Cuadro 19. Partes del equipo descrito de las figuras 11 y 12.

Código	Parte del reactor
1	Potenciómetro
2	Columna de burbujas
3	Válvula de bola
4	Lámpara LED roja
5	Manguera PVC NSF-51
6	Válvula de alivio
7	Base del reactor
8	Temporizador eléctrico
9	Flujómetro de aire
10	Interruptor para la entrada de dióxido de carbono
11	Interruptor de la lámpara LED roja
12	Panel de control
13	Flujómetro de dióxido de carbono
14	Controlador del compresor

Fuente: Propia.

Figura 19. Autoclave napco modelo 8000-DSE.



Fuente: Propia.

Cuadro 20. Datos de la autoclave

Equipo	Autoclave
Marca	Napco
Modelo	8000-DSE
Temperatura de operación (°C)	121
Tiempo de esterilización (min)	60

Fuente: Propia.

Figura 20. Colorímetro HACH DR890.



Fuente: Propia.

Cuadro 21. Datos del colorímetro

Equipo	Colorímetro
Marca	HACH®
Modelo	DR-890
Rango de operación (mg/L)	0-30

Fuente: Propia.

Figura 21. MUSE® Cell Analyzer.



Fuente: Propia.

Cuadro 22. Datos del MUSE®.

Equipo	Contador de células
Marca	MUSE®
Modelo	8000-DSE
Fuente de alimentación externa	100-240 VAC, 50/60HZ, 80W
Requerimiento de muestra	25,000 – 100,000 células por prueba

Fuente: Propia.

Figura 22. Luxómetro EXTECH EA31.



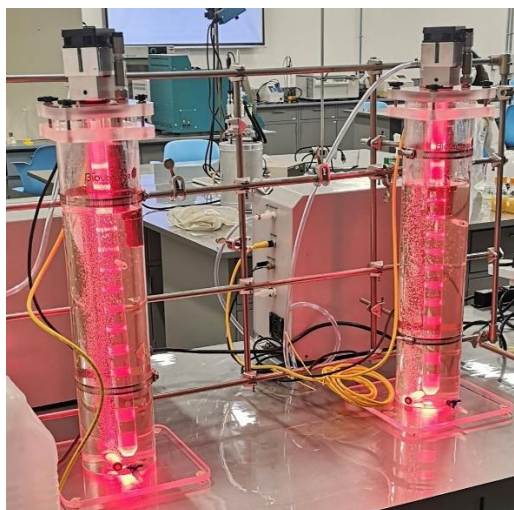
Fuente: Electro JJ San Juan, 2021.

Cuadro 23. Datos del Luxómetro EXTECH EA31

Equipo	Luxómetro
Marca	EXTECH
Modelo	EA31
Rango	0 – 20,000 lux

Fuente: Propia.

Figura 23. Fotoreactor tubular con columna de burbujas en funcionamiento.



Fuente: Propia.

Cuadro 24. Datos del medio f/2 Guillard.

Medio	f/2 Guillard
Marca	Sigma-Aldrich
Concentración	50x
pH	4.4
Temperatura de almacenamiento (°C)	-20 - 0

Fuente: Propia.

G. MUSE

Figura 24. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 16 de febrero

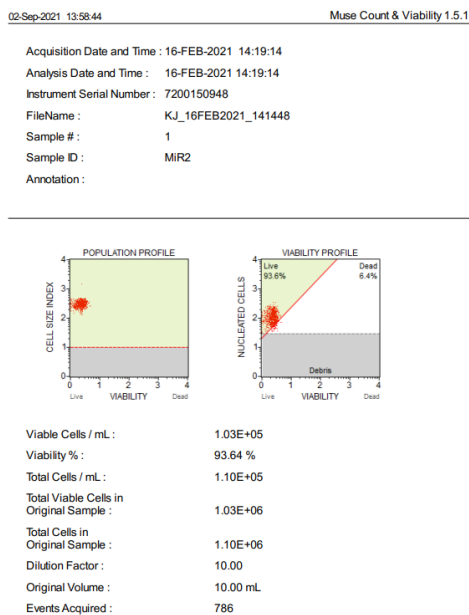


Figura 25. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 17 de febrero

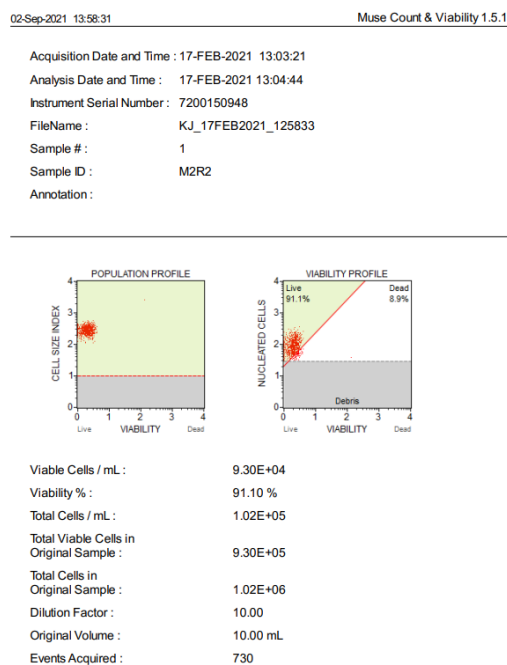


Figura 26. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 19 de febrero

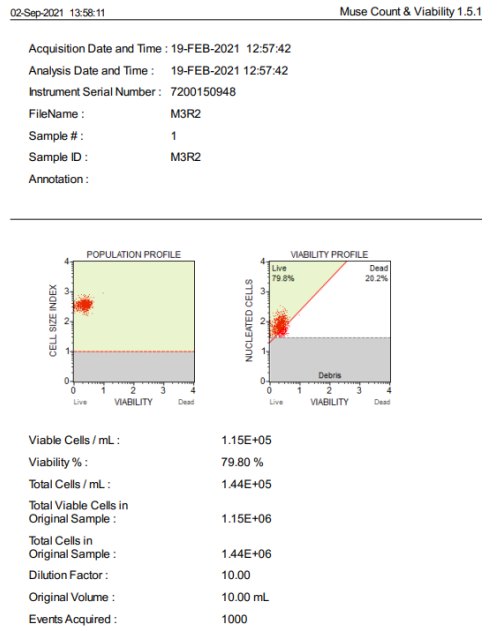


Figura 27. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 20 de febrero

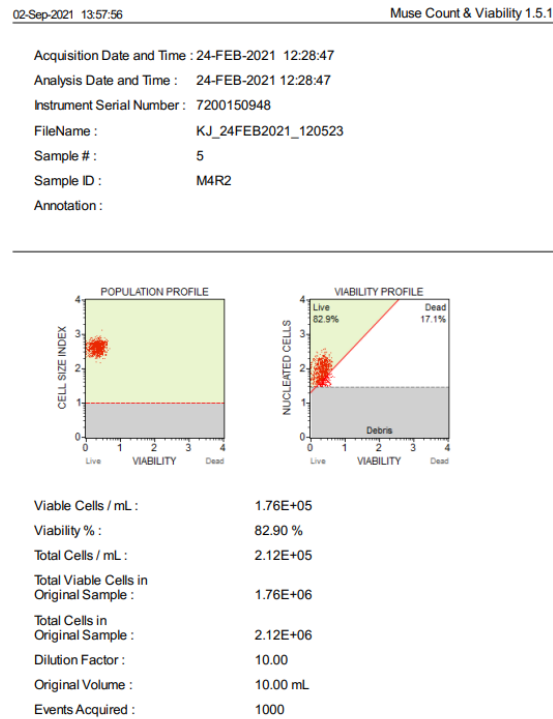


Figura 28. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 23 de febrero

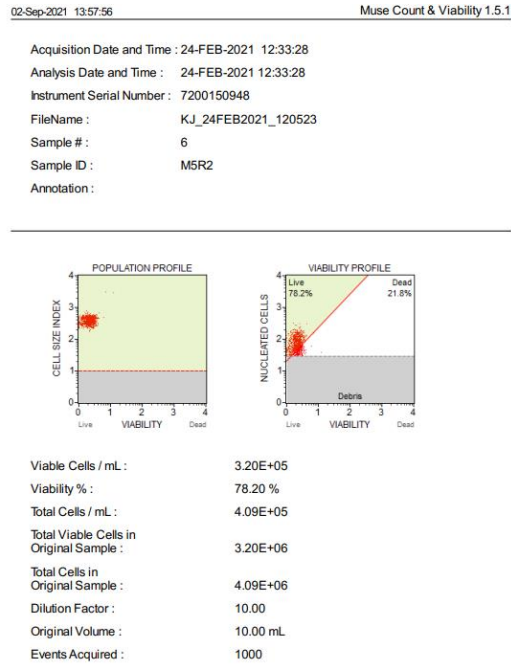


Figura 29. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 24 de febrero

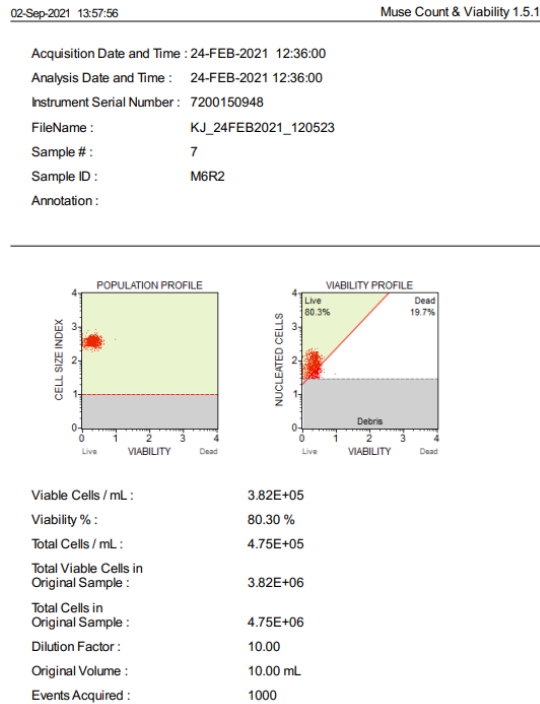


Figura 30. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 25 de febrero

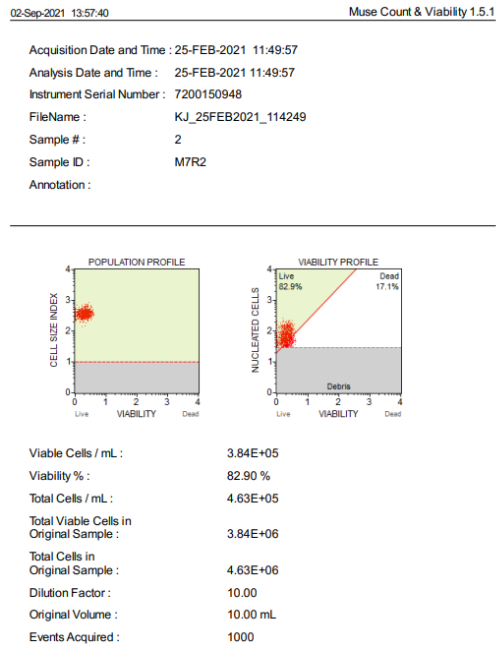


Figura 31. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 26 de febrero

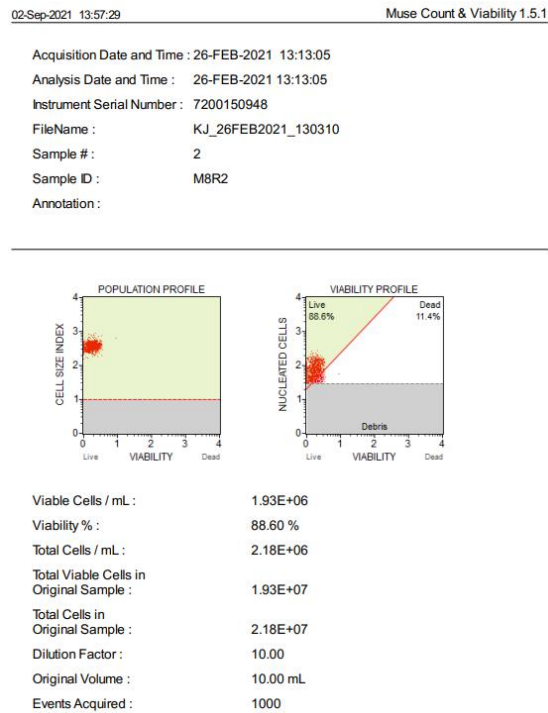


Figura 32. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 27 de febrero

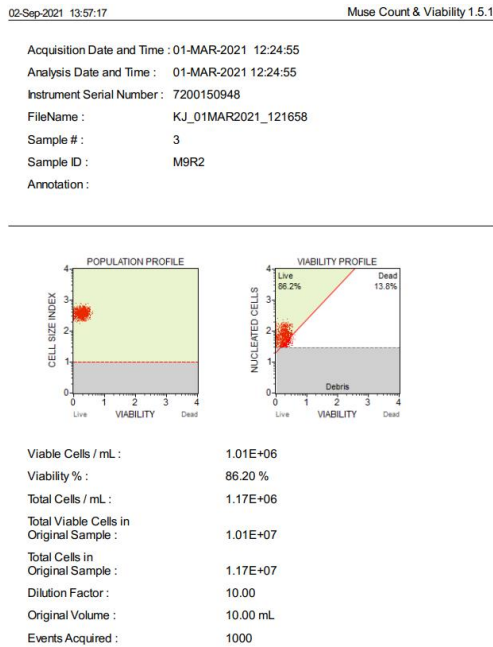


Figura 33. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 1 de marzo

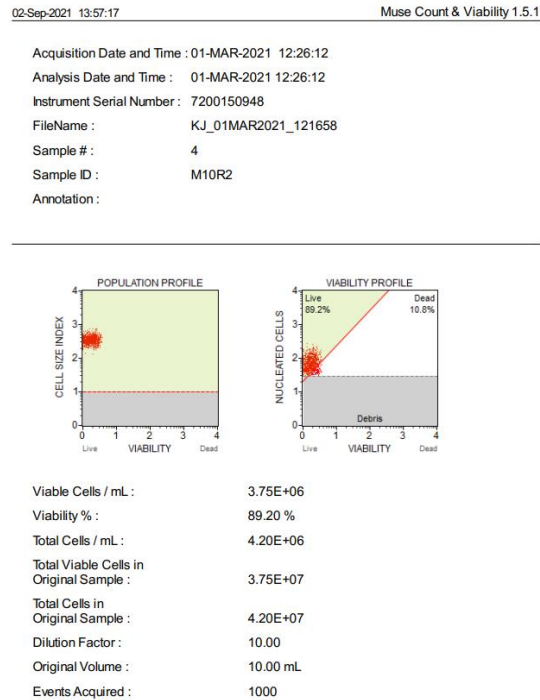


Figura 34. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 2 de marzo

02-Sep-2021 13:57:04 Muse Count & Viability 1.5.1

Acquisition Date and Time : 02-MAR-2021 10:59:37
 Analysis Date and Time : 02-MAR-2021 10:59:37
 Instrument Serial Number : 7200150948
 FileName : KJ_02MAR2021_105001
 Sample # : 4
 Sample ID : M11R2R
 Annotation :

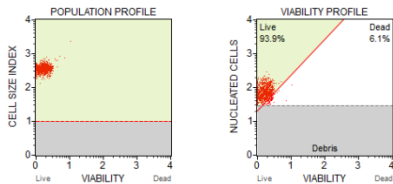


Viable Cells / mL : 3.47E+06
 Viability % : 89.20 %
 Total Cells / mL : 3.89E+06
 Total Viable Cells in Original Sample : 3.47E+07
 Total Cells in Original Sample : 3.89E+07
 Dilution Factor : 20.00
 Original Volume : 10.00 mL
 Events Acquired : 1000

Figura 35. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 3 de marzo

02-Sep-2021 13:56:54 Muse Count & Viability 1.5.1

Acquisition Date and Time : 03-MAR-2021 16:37:46
 Analysis Date and Time : 03-MAR-2021 16:37:46
 Instrument Serial Number : 7200150948
 FileName : KJ_03MAR2021_162840
 Sample # : 2
 Sample ID : M12R2
 Annotation :

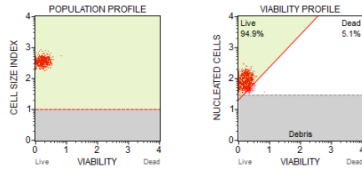


Viable Cells / mL : 6.11E+06
 Viability % : 93.90 %
 Total Cells / mL : 6.51E+06
 Total Viable Cells in Original Sample : 6.11E+07
 Total Cells in Original Sample : 6.51E+07
 Dilution Factor : 20.00
 Original Volume : 10.00 mL
 Events Acquired : 1000

Figura 36. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 4 de marzo

02-Sep-2021 13:56:42 Muse Count & Viability 1.5.1

Acquisition Date and Time : 04-MAR-2021 11:53:13
 Analysis Date and Time : 04-MAR-2021 11:53:13
 Instrument Serial Number : 7200150948
 FileName : KJ_04MAR2021_114617
 Sample # : 3
 Sample ID : M13R2
 Annotation :

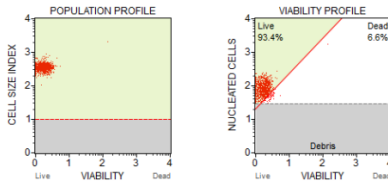


Viable Cells / mL : 6.10E+06
 Viability % : 94.90 %
 Total Cells / mL : 6.43E+06
 Total Viable Cells in Original Sample : 6.10E+07
 Total Cells in Original Sample : 6.43E+07
 Dilution Factor : 20.00
 Original Volume : 10.00 mL
 Events Acquired : 1000

Figura 37. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 5 de marzo

02-Sep-2021 13:56:31 Muse Count & Viability 1.5.1

Acquisition Date and Time : 05-MAR-2021 15:20:07
 Analysis Date and Time : 05-MAR-2021 15:20:07
 Instrument Serial Number : 7200150948
 FileName : KJ_05MAR2021_151219
 Sample # : 2
 Sample ID : M14R2
 Annotation :



Viable Cells / mL : 6.32E+06
 Viability % : 93.40 %
 Total Cells / mL : 6.76E+06
 Total Viable Cells in Original Sample : 6.32E+07
 Total Cells in Original Sample : 6.76E+07
 Dilution Factor : 20.00
 Original Volume : 10.00 mL
 Events Acquired : 1000

Figura 38. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 6 de marzo

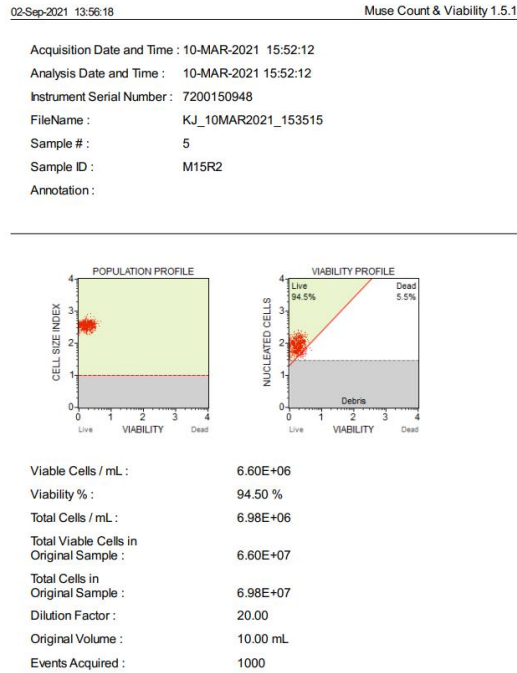


Figura 39. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 8 de marzo

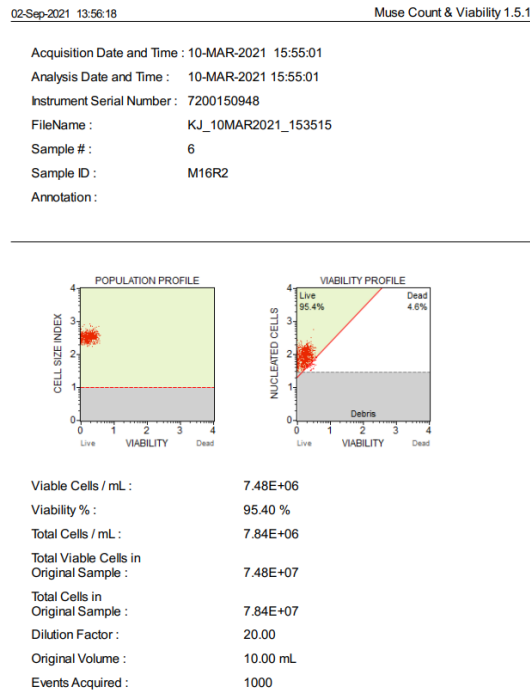
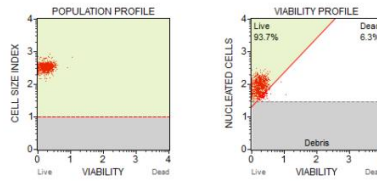


Figura 40. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 9 de marzo

02-Sep-2021 13:56:17 Muse Count & Viability 1.5.1

Acquisition Date and Time : 10-MAR-2021 16:04:12
 Analysis Date and Time : 10-MAR-2021 16:04:12
 Instrument Serial Number : 7200150948
 FileName : KJ_10MAR2021_153515
 Sample # : 9
 Sample ID : M17R2R
 Annotation :

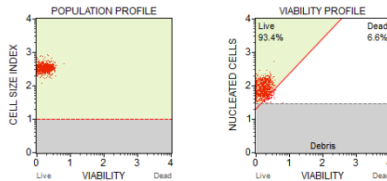


Viable Cells / mL : 6.55E+06
 Viability % : 93.70 %
 Total Cells / mL : 6.99E+06
 Total Viable Cells in Original Sample : 6.55E+07
 Total Cells in Original Sample : 6.99E+07
 Dilution Factor : 20.00
 Original Volume : 10.00 mL
 Events Acquired : 1000

Figura 41. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 10 de marzo

02-Sep-2021 13:56:18 Muse Count & Viability 1.5.1

Acquisition Date and Time : 10-MAR-2021 15:58:48
 Analysis Date and Time : 10-MAR-2021 15:58:48
 Instrument Serial Number : 7200150948
 FileName : KJ_10MAR2021_153515
 Sample # : 8
 Sample ID : M18R2
 Annotation :



Viable Cells / mL : 7.19E+06
 Viability % : 93.40 %
 Total Cells / mL : 7.70E+06
 Total Viable Cells in Original Sample : 7.19E+07
 Total Cells in Original Sample : 7.70E+07
 Dilution Factor : 20.00
 Original Volume : 10.00 mL
 Events Acquired : 1000

Figura 42. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 11 de marzo

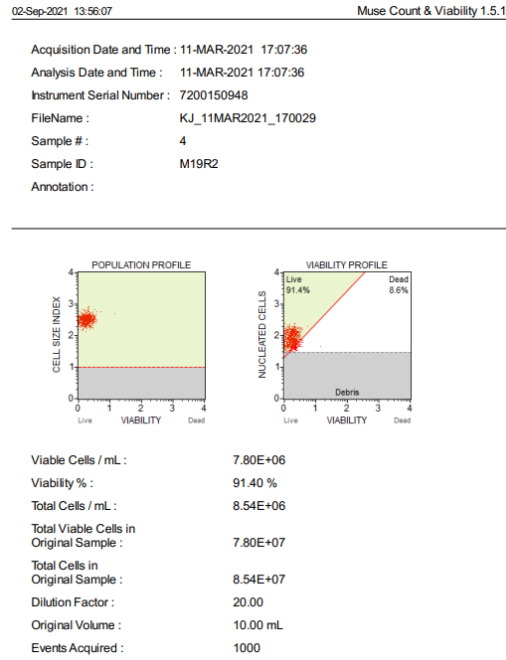


Figura 43. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 12 de marzo

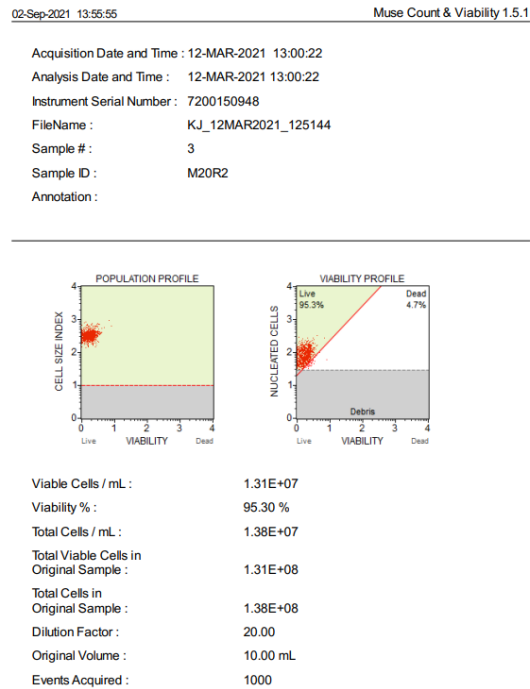


Figura 44. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 13 de marzo

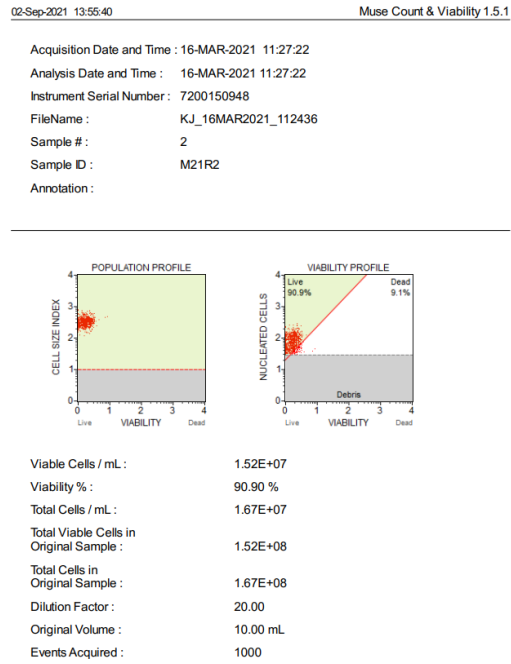


Figura 45. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 15 de marzo

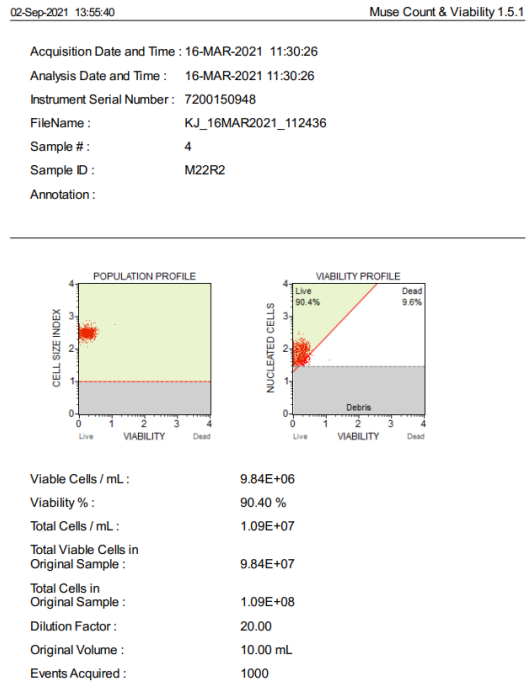


Figura 46. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 16 de marzo

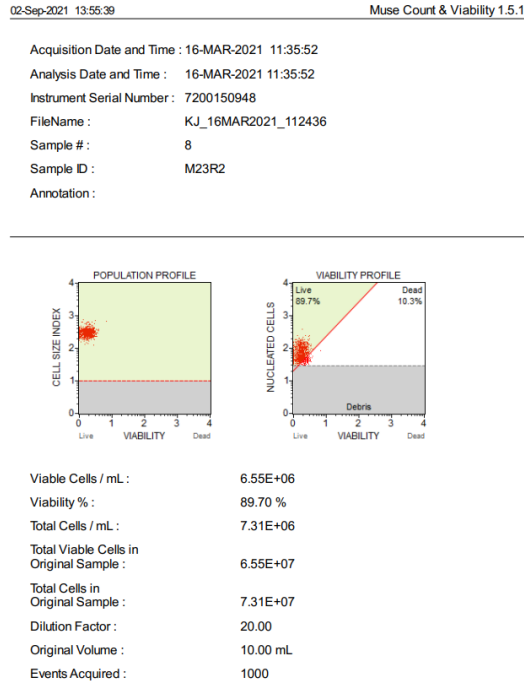


Figura 47. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 17 de marzo

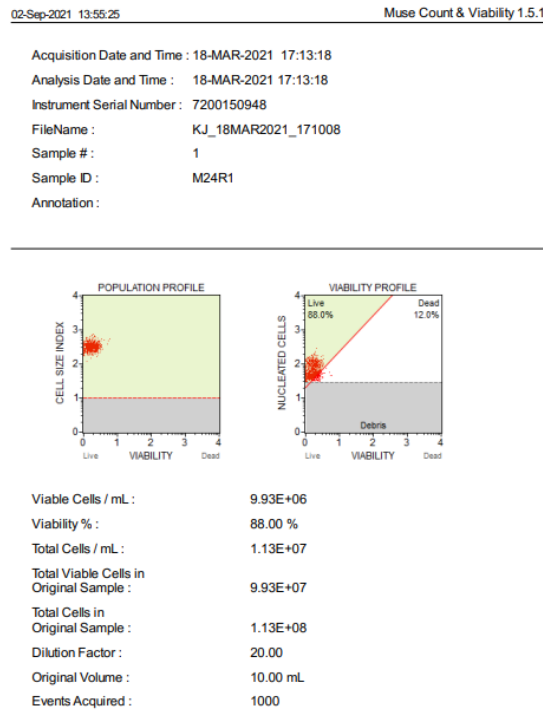


Figura 48. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 18 de marzo

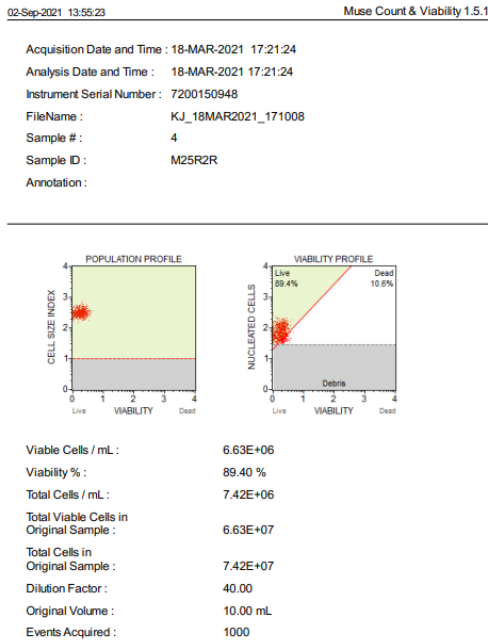


Figura 49. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 19 de marzo

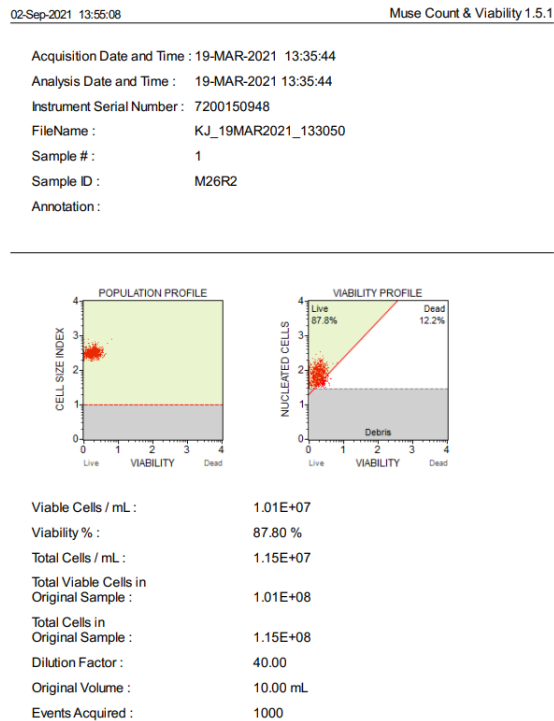


Figura 50. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 20 de marzo

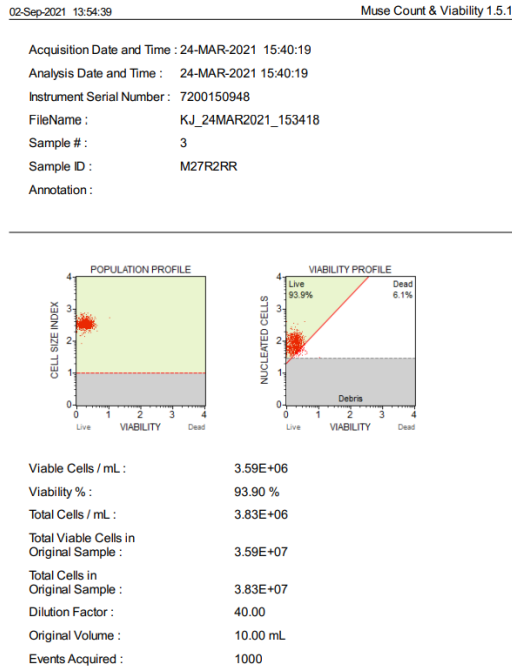


Figura 51. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 22 de marzo

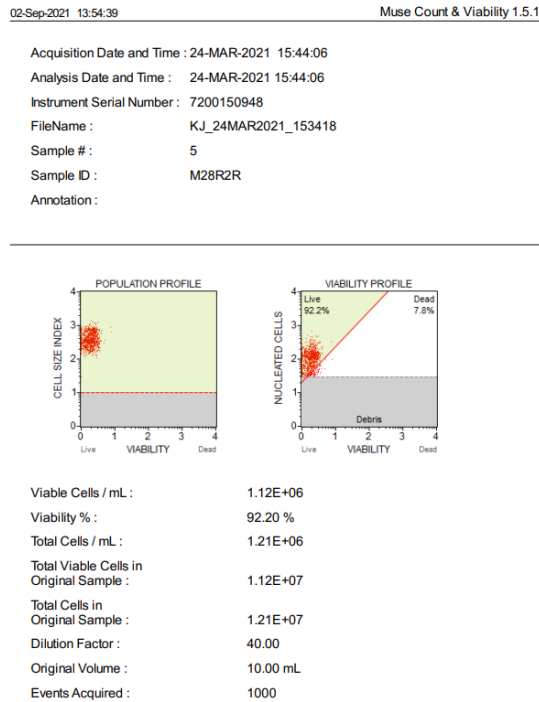


Figura 52. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 23 de marzo

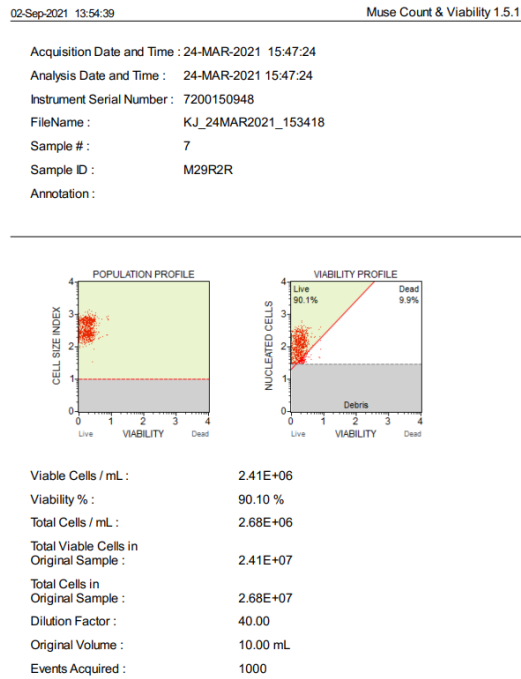


Figura 53. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 24 de marzo

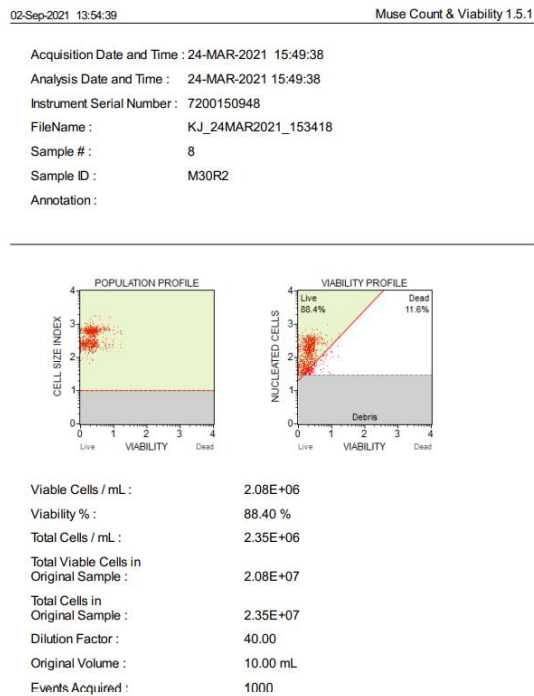
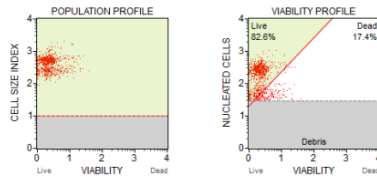


Figura 54. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 25 de marzo

02-Sep-2021 13:54:26 Muse Count & Viability 1.5.1

Acquisition Date and Time : 27-MAR-2021 09:58:08
 Analysis Date and Time : 27-MAR-2021 09:58:08
 Instrument Serial Number : 7200150948
 FileName : KJ_27MAR2021_093220
 Sample # : 7
 Sample ID : M31R2
 Annotation :

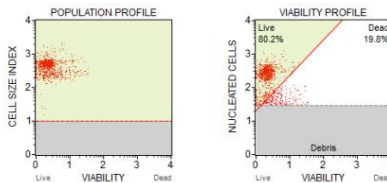


Viable Cells / mL : 1.60E+06
 Viability % : 82.60 %
 Total Cells / mL : 1.94E+06
 Total Viable Cells in Original Sample : 1.60E+07
 Total Cells in Original Sample : 1.94E+07
 Dilution Factor : 40.00
 Original Volume : 10.00 mL
 Events Acquired : 1000

Figura 55. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 26 de marzo

02-Sep-2021 13:54:25 Muse Count & Viability 1.5.1

Acquisition Date and Time : 27-MAR-2021 10:06:19
 Analysis Date and Time : 27-MAR-2021 10:06:19
 Instrument Serial Number : 7200150948
 FileName : KJ_27MAR2021_093220
 Sample # : 10
 Sample ID : M32R2R
 Annotation :



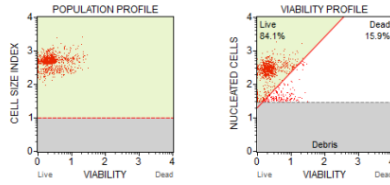
Viable Cells / mL : 2.35E+06
 Viability % : 80.20 %
 Total Cells / mL : 2.94E+06
 Total Viable Cells in Original Sample : 2.35E+07
 Total Cells in Original Sample : 2.94E+07
 Dilution Factor : 40.00
 Original Volume : 10.00 mL
 Events Acquired : 1000

Figura 56. Conteo celular del cultivo de *Nannochloropsis oculata* 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad para el 27 de marzo

02-Sep-2021 13:54:25

Muse Count & Viability 1.5.1

Acquisition Date and Time : 27-MAR-2021 10:08:26
Analysis Date and Time : 27-MAR-2021 10:08:26
Instrument Serial Number : 7200150948
FileName : KJ_27MAR2021_093220
Sample # : 11
Sample ID : M33R2
Annotation :



Viable Cells / mL : 1.96E+06
Viability % : 84.10 %
Total Cells / mL : 2.33E+06
Total Viable Cells in Original Sample : 1.96E+07
Total Cells in Original Sample : 2.33E+07
Dilution Factor : 40.00
Original Volume : 10.00 mL
Events Acquired : 1000