

UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

Facultad de Ingeniería



Propuesta del proceso de lisis celular de microalgas a escala piloto
para la extracción de lípidos

Trabajo de graduación presentado por José Carlo Lemus Medina
para optar al grado académico de Licenciado en Ingeniería Química
Industrial

Guatemala

2024

UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

Facultad de Ingeniería



Propuesta del proceso de lisis celular de microalgas a escala piloto
para la extracción de lípidos

Trabajo de graduación presentado por José Carlo Lemus Medina
para optar al grado académico de Licenciado en Ingeniería Química
Industrial

Guatemala

2024


Vo. Bo.:

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

Tribunal examinador:

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

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

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

Fecha de aprobación del examen de graduación:

Guatemala, 11 de diciembre de 2024

PREFACIO

Este trabajo fue una oportunidad para asumir el reto de encaminarme, e invitar a la comunidad científica, a seguir avanzando en buscar mejores opciones energéticas para un mundo más sostenible y consciente. La forma en cómo la energía, en sus distintas formas, mueve al mundo ha sido un tema de gran intriga para mí, así como encontrar soluciones que generen un impacto positivo significativo en mi comunidad y alrededores. Estudiar las formas que existen, y que pueden existir, de transportar, generar y almacenar energía fue uno de los tantos temas que me encaminó a seguir la carrera estos seis años. Además, aplicar una de las destrezas más valiosas que he adquirido como estudiante de ingeniería: la capacidad y herramientas de proponer cualquier proceso químico o productivo desde pequeñas escalas hasta alcances de impacto mundial, tomó una parte muy importante al momento de centrarme en este trabajo. Entonces, naturalmente, la propuesta por desarrollar un proceso de lisis celular de microalgas para la extracción de lípidos, implicando la selección y distribución de equipos, distribución operativa y condiciones de operación, así como la postulación de modelos de dimensionamiento para abarcar una escala de producción específica, fue la forma que opté para alcanzar el cierre de esta carrera tan fructífera.

Extiendo mi profundo agradecimiento a Dios y al Universo, quienes me han dado las alas, los sueños y los medios para poder alcanzarlos y siempre hacerme sentir acompañado cuando más lo he necesitado, a la Universidad del Valle de Guatemala, por permitirme ser parte de un legado prestigioso y de renombre, así como darme una plataforma para alcanzar muchos retos, aprender a tasas exponenciales y divertirme mucho en el proceso formativo como profesional en la ciencia e ingeniería. Mis papás, Carlos y Angela, que son la fortuna más grande que tengo en mi vida, a ustedes doy infinitas gracias por ser mis mejores aliados, darme todo su apoyo por mi vida entera, estar ahí en todas, esperarme a mí cuando las cosas se ponían difíciles, ser el tronco más robusto de mi jardín y por ser los mejores amigos que la vida me pudo conseguir. Su amor fue la fuente principal para que esto fuese posible.

También expreso mi eterno agradecimiento a toda mi familia: mi hermano, mis primos, mis tías y tíos, mi abuelo y mi cuñada por su incondicional paciencia, solidaridad, cariño, palabras de aliento, y fuerte motivación para que un día pudiera estar parado a donde estoy acercándome cada vez más. No encontraría las palabras para hacerles saber lo mucho que sus acciones me han llenado y alentado por dar un paso más siempre. A todos esos amigos cercanos y grandes personas que me han escuchado cuando necesité serlo, o cuando necesitaba reírme un poco, su apoyo fue indispensable para esto, así que muchísimas gracias. Sobre todo, a mis amigos de la carrera, gracias por hacerme sentir parte de algo maravilloso cuando estoy con ustedes.

Infinitamente agradecido con mi asesor hoy y siempre. MSc. Ing. Luis Núñez, quien admiro mucho, fue el mejor asesor que pude haber tenido. Su fuerte motivación por que diera la milla extra y actuar y pensar fuera de la caja me han permitido alcanzar grandes hitos, desde nuestro trabajo en conjunto en equipos de investigación del departamento, siendo también su estudiante en sus cátedras de clase mundial, hasta este punto. Sus palabras de aliento y su valioso tiempo será siempre algo que lleve con mucha gratitud.

La música ha estado para mí en los momentos más grandes de mi vida, y esta no es la excepción. Estoy profundamente agradecido por la discografía de mis artistas favoritos: Taylor, Gracie, Tyler, Josh, Jack, Aaron, Ella, Alexander, Olivia, Matty, Guille, Gus y los hermanos Met, por ser la mejor compañía en las buenas y en las malas, por todas las *Medianoches*, y ser la banda sonora de esta memorable historia. Por último, quiero agradecer con todo mi corazón a ese José más joven, por creer en mí y plantar este sueño que, juntos, lo estamos logrando.

ÍNDICE

PREFACIO.....	iii
LISTA DE CUADROS.....	vi
LISTA DE FIGURAS.....	vii
LISTA DE ECUACIONES.....	ix
LISTA DE CÁLCULOS.....	xi
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVOS.....	4
III. JUSTIFICACIÓN.....	5
IV. ANTECEDENTES.....	7
V. MARCO TEÓRICO.....	16
VI. METODOLOGÍA.....	64
VII. RESULTADOS.....	80
VIII. ANÁLISIS DE RESULTADOS.....	107
IX. CONCLUSIONES.....	120
X. RECOMENDACIONES.....	122
XI. BIBLIOGRAFÍA.....	124
XII. ANEXOS.....	128
XIII. GLOSARIO.....	151

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Condiciones de operación de los pasos en el proceso conceptual de producción de lípidos.....	13
Cuadro 2. Comparación de características clave de los módulos de membrana de filtración tangencial.....	52
Cuadro 3. Bases de las propiedades de los métodos de separación.....	60
Cuadro 4. Balance de masa de los flujos en las entradas y salidas de las operaciones del proceso de extracción de lípidos a partir del cultivo de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>	81
Cuadro 5. Descripción de la lista de canalizaciones del diagrama del proceso de extracción de lípidos propuesto.....	83
Cuadro 6. Descripción de la lista de equipamiento del diagrama del proceso de extracción de lípidos propuesto.....	84
Cuadro 7. Rendimiento de aceite de distintas generaciones de fuentes de biocombustible por hectárea	85
Cuadro 8. Especificaciones técnicas del fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación	86
Cuadro 9. Especificaciones técnicas de centrifugadora de discos con descarga por boquilla.....	88
Cuadro 10. Especificaciones técnicas de la torre de aspersion	90
Cuadro 11. Especificaciones técnicas del procesador microfluidificador continuo de alto corte	92
Cuadro 12. Especificaciones técnicas de tanque de mezclado con agitación	93
Cuadro 13. Especificaciones técnicas del filtro de flujo tangencial	95
Cuadro 14. Especificaciones técnicas del evaporador de película descendente de múltiple efecto	98
Cuadro 15. Especificaciones técnicas de intercambiador de calor de placas	101
Cuadro 16. Especificaciones técnicas del tanque cilíndrico vertical con fondo cónico para solventes	104
Cuadro 17. Especificaciones técnicas del tanque cilíndrico vertical con fondo cónico para los lípidos extraídos	105
Cuadro 18. Resumen de los modelos de dimensionamiento empleados para los equipos del proceso de extracción de lípidos a partir del cultivo de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>	106
Cuadro 19. Detalle de las composiciones de los componentes que conforman todos los flujos del proceso de extracción de lípidos a partir del cultivo de microalga <i>N. oculata</i>	128
Cuadro 20. Selección de centrifugas de sedimentación.....	139
Cuadro 21. Valores de las constantes K_L y K_T en las ecuaciones para tanques que tienen cuatro deflectores en la pared del tanque, cuya anchura es igual al 10 % del diámetro del tanque.....	142

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Ruta metabólica de la síntesis de lípidos en microalgas.....	21
Figura 2. Balance de masa para el sistema fermentativo del cultivo de <i>N. oculata</i>	26
Figura 3. Diagrama de operaciones del proceso propuesto experimentalmente a escala laboratorio	27
Figura 4. Diagrama de flujo del proceso general de extracción de lípidos a partir de microalgas ...	28
Figura 5. Proceso de extracción de lípidos utilizando cloroformo y metanol.....	37
Figura 6. Fotobiorreactor tubular	40
Figura 7. Fotobiorreactor de placas.....	41
Figura 8. Fotobiorreactor en forma de árbol de Navidad.....	41
Figura 9. Fotobiorreactor horizontal.....	42
Figura 10. Diferentes PBRs: (A) tanque agitado/fermentador, (B) columna de burbujeo, (C) panel plano, (D) tubular horizontal, (E) PBR de bolsa, (F) PBR de membrana, (G) pirámide, (H) inspirado en la naturaleza, (I) CellDEG, (J) híbrido.....	45
Figura 11. Agitadores para líquidos de viscosidad moderada	47
Figura 12. Mediciones de una turbina en un tanque de mezclado.....	47
Figura 13. Agitador de cinta de doble trayectoria helicoidal para líquidos de alta velocidad y viscosidad	48
Figura 14. Diagramas esquemáticos de (a) filtración de extremo muerto o convencional y (b) filtración tangencial.....	49
Figura 15. Tres estructuras de membranas comúnmente utilizadas: homogénea, asimétrica y compuesta	51
Figura 16. Representaciones esquemáticas de los módulos de filtración.....	52
Figura 17. Comparación de los sistemas de filtración tangencial: por lotes y continuo de una sola etapa (alimentación y sangrado).....	54
Figura 18. Sistema de filtración tangencial de múltiples etapas utilizando el modo de sangrado del retenido.....	54
Figura 19. Comparativa de las tasas de corte o cizallamiento de varias tecnologías de lisado celular	57
Figura 20. Diagrama de entradas y salidas del proceso de extracción de lípidos a partir del cultivo de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>	80
Figura 21. Diagrama de operaciones del proceso de extracción de lípidos a partir del cultivo de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>	80
Figura 22. Diagrama de la distribución de operación y balance energético del proceso de extracción de lípidos a partir del cultivo de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>	82

Figura 23. Factor de corrección de la temperatura media logarítmica para intercambiadores de calor de placas.....	145
Figura 24. Memoria de cálculo del proceso general propuesto de extracción de lípidos a partir del cultivo de microalga <i>N. oculata</i>	150

LISTA DE ECUACIONES

Ecuación 1. Modelo cinético de crecimiento de microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> con limitación de luz	9
Ecuación 2. Modelo matemático de la cinética propuesta que describe la velocidad específica de crecimiento celular para <i>Nannochloropsis oculata</i>	10
Ecuación 3. Proporciones típicas para el diseño de un agitador de turbina	47
Ecuación 4. Ecuación general de balance de masa	129
Ecuación 5. Ecuación general de balance de masa por componente y fracciones másicas	129
Ecuación 6. Cinética de Michaelis-Menten modificada para el tiempo de residencia en un reactor	129
Ecuación 7. Ecuación de Monod para el crecimiento de microorganismos en función de la disponibilidad de sustrato	129
Ecuación 8. Volumen de un cilindro	130
Ecuación 9. Área lateral de un cilindro	130
Ecuación 10. Velocidad angular en función de la velocidad de rotación	130
Ecuación 11. Factor G de fuerza centrífuga	130
Ecuación 12. Velocidad terminal de sedimentación	130
Ecuación 13. Flujo volumétrico a través de la centrífuga	130
Ecuación 14. Calor para evaporación	131
Ecuación 15. Ecuación general de flujo de calor	131
Ecuación 16. Número de Reynolds en sistemas de agitación	131
Ecuación 17. Consumo de potencia de los mezcladores	131
Ecuación 18. Velocidad tangencial	131
Ecuación 19. Flujo de permeado a través de la membrana	131
Ecuación 20. Temperatura media logarítmica	132
Ecuación 21. Transferencia de calor en un intercambiador	132
Ecuación 22. Energía transferida por flujo de fluidos	132
Ecuación 23. Número de unidades de transferencia (NTU)	132
Ecuación 24. Velocidad de canal	132
Ecuación 25. Número de Nusselt modificado para flujos turbulentos en superficies rugosas	132
Ecuación 26. Coeficiente global de transferencia de calor	133
Ecuación 27. Factor de fricción de un fluido	133
Ecuación 28. Ecuación de Darcy-Weisbach para caída de presión	133
Ecuación 29. Coeficiente de transferencia de calor de película	133
Ecuación 30. Diseño del espesor de un tanque cilíndrico	133
Ecuación 31. Estimación empírica de la densidad de ácidos grasos	134
Ecuación 32. Fórmula general de la potencia mecánica en sistemas rotativos	134

Ecuación 33. Relación del torque con el momento de fuerza centrífuga sobre un eje rotativo	134
Ecuación 34. Ecuación general del rendimiento relativo	134

LISTA DE CÁLCULOS

Cálculo 1. Balance de masa de flujo de entrada en el evaporador de película descendente, utilizando el lípido como el componente en el flujo.....	135
Cálculo 2. Determinación de la proporción de solución de nitrato de sodio 0.25 M en el flujo de entrada hacia el fotobiorreactor tubular vertical.....	135
Cálculo 3. Cálculo de la tasa máxima de crecimiento del modelo de crecimiento de <i>N. oculata</i> para el fotobiorreactor tubular vertical.....	135
Cálculo 4. Tiempo de residencia en el fotobiorreactor tubular vertical	135
Cálculo 5. Volumen efectivo del fotobiorreactor tubular vertical	136
Cálculo 6. Diámetro del fotobiorreactor tubular vertical	136
Cálculo 7. Altura del fotobiorreactor tubular vertical	136
Cálculo 8. Flujo de oxígeno requerido en el cultivo de la microalga en el fotobiorreactor.....	136
Cálculo 9. Área externa total del fotobiorreactor	137
Cálculo 10. Requerimiento de energía lumínica para el proceso de fotosíntesis en el fotobiorreactor	137
Cálculo 11. Volumen por tubo requerido en el fotobiorreactor.....	137
Cálculo 12. Área total de ocupación del equipo fotobiorreactor	137
Cálculo 13. Flujo de aire por cada tubo del fotobiorreactor	138
Cálculo 14. Velocidad del aire dentro de un tubo del fotobiorreactor	138
Cálculo 15. Densidad efectiva de la biomasa a 20 °C.....	138
Cálculo 16. Velocidad angular del sistema de operación de la centrifugadora	138
Cálculo 17. Fuerza centrífuga en términos de fuerza G.....	139
Cálculo 18. Ley de Stokes para la velocidad terminal de sedimentación.....	139
Cálculo 19. Factor sigma del equipo.....	139
Cálculo 20. Flujo másico que evaporar en la pulpa de biomasa	140
Cálculo 21. Calor necesario para evaporar el agua de humedad	140
Cálculo 22. Volumen de la torre de aspersion	140
Cálculo 23. Área de sección transversal de la torre de aspersion.....	141
Cálculo 24. Número de unidades procesador microfluidificador requeridos	141
Cálculo 25. Capacidad útil de mezcla.....	141
Cálculo 26. Diámetro del impulsor	141
Cálculo 27. Número de Reynolds del lisado celular	142
Cálculo 28. Consumo de potencia del mezclador	142
Cálculo 29. Área de sección transversal del módulo.....	143
Cálculo 30. Velocidad tangencial del permeado.....	143
Cálculo 31. Flujo de permeado a través de la membrana	143

Cálculo 32. Área de la membrana	143
Cálculo 33. Flujo másico de vapor para evaporar solventes	144
Cálculo 34. Temperatura media logarítmica del primer efecto del evaporador.....	144
Cálculo 35. Área de transferencia de calor en el evaporador.....	144
Cálculo 36. Requerimiento energético para la transferencia de calor en el enfriamiento	144
Cálculo 37. Número de transferencia de unidades de calor del intercambiador de placas	144
Cálculo 38. Estimación del factor de corrección de la diferencia de temperatura media logarítmica del sistema.....	145
Cálculo 39. Corrección del resultado de diferencia de temperatura media	145
Cálculo 40. Número de platos totales para el intercambiador de calor	146
Cálculo 41. Área de sección transversal del canal	146
Cálculo 42. Diámetro hidráulico medio del intercambiador	146
Cálculo 43. Velocidad de canal del flujo de solventes	146
Cálculo 44. Número de Nusselt del flujo turbulento de solventes	146
Cálculo 45. Coeficiente de transferencia de calor de película del flujo de solventes	147
Cálculo 46. Coeficiente global de transferencia de calor.....	147
Cálculo 47. Factor de fricción del flujo de solventes.....	147
Cálculo 48. Caída de presión total de solventes en intercambiador de placas	147
Cálculo 49. Estimación empírica de la densidad del ácido eicosapentaenoico a 70 °C.....	148
Cálculo 50. Volumen útil del tanque de almacenamiento del lípido extraído.....	148
Cálculo 51. Volumen total del tanque de almacenamiento del lípido extraído	148
Cálculo 52. Altura del volumen de lípidos dentro del tanque	148
Cálculo 53. Espesor del tanque cilíndrico de almacenamiento de lípidos.....	149
Cálculo 54. Consumo energético de la centrifugadora de discos.....	149
Cálculo 55. Determinación del rendimiento relativo de aceite del maíz respecto a microalgas (70 % aceite por peso)	149

RESUMEN

Las microalgas han emergido como una de las alternativas más prometedoras para la producción de biocombustibles gracias a su capacidad para producir grandes cantidades de lípidos de manera eficaz y sostenible. Además, han sido ampliamente reconocidas como la materia prima de la tercera generación de biocombustibles. (Mata et. al, 2010). Sin embargo, la propuesta de escalamiento de estos cultivos a un proceso industrial que pueda cubrir demandas comerciales de lípidos sigue siendo limitada. Los desafíos en la escalabilidad industrial de estos procesos representan una brecha significativa entre la investigación a nivel experimental y la implementación de soluciones a mayor escala que puedan tener un impacto real en la sociedad y el medio ambiente (Chen et al., 2011). Entonces, el presente trabajo se enfocó en desarrollar una propuesta del proceso de lisis celular a mayor escala para la extracción de lípidos a través de su distribución de operación de equipos, la determinación de las condiciones de operación y la provisión de modelos de dimensionamiento para las operaciones unitarias del proceso.

Para una escala de producción de 148 kg de lípidos por hora, se destacó el dimensionamiento de un fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación de volumen efectivo de 114 m³, diámetro de 3.31 m, altura de 13.2 m, con un total de 3,613 tubos de 0.10 m de diámetro, tiempo de residencia de 1.07 días y sistema de aireación de 0.967 m³/s. Además, un evaporador de película descendente de múltiple efecto con área total de 149.7 m²: 31.9 m² en el primer efecto, 45.7 m² en el segundo, y 72.2 m² en el tercero, garantizando una evaporación completa del solvente a través de una distribución de las cargas térmicas sin degradación de los lípidos. De esta manera, se desarrolló un proceso a escala piloto compuesto de 10 equipos principales para el proceso, así como el flujo de operación en las 37 canalidades distintas que lo completan. Por esto, se concluye la comprobación del escalamiento industrial de este proceso a partir de la experimentación previa a menor escala.

ABSTRACT

Microalgae have emerged as one of the most promising alternatives for biofuel production due to their ability to produce large amounts of lipids efficiently and sustainably. Moreover, they have been widely recognized as the raw material for the third generation of biofuels (Mata et al., 2010). However, the proposed scaling of these cultures to an industrial process capable of meeting commercial lipid demands remains limited. The challenges in the industrial scalability of these processes represent a significant gap between experimental-level research and the implementation of large-scale solutions that can have a real impact on society and the environment (Chen et al., 2011). Therefore, the present work focused on developing a proposal for a large-scale cell lysis process for lipid extraction through the distribution of equipment operation, the determination of operating conditions, and the provision of sizing models for the process's unit operations.

For a production scale of 1 barrel of lipids per hour, the design highlighted a continuous vertical tubular photobioreactor with a circulation system and an effective volume of 114 m³, a diameter of 3.31 m, a height of 13.2 m, with a total of 3,613 tubes of 0.10 m in diameter, a residence time of 1.07 days, and an aeration system of 0.967 m³/s. Additionally, a multiple-effect falling film evaporator with a total area of 149.7 m²: 31.9 m² in the first effect, 45.7 m² in the second, and 72.2 m² in the third, ensuring complete evaporation of the solvent through the distribution of thermal loads without degradation of the lipids. In this way, a pilot-scale process was developed, comprising 10 main pieces of equipment for the process, as well as the operational flow in the 37 distinct channels that complete it. Thus, the industrial scaling of this process, based on prior experimentation on a smaller scale, was verified.

I. INTRODUCCIÓN

Las microalgas han sido ampliamente reconocidas como la materia prima de la tercera generación de biocombustibles. Bajo condiciones de cultivo adecuadas, algunas especies de microalgas son capaces de acumular hasta un 50–70 % de lípidos en peso seco. Más aún, el perfil de ácidos grasos del aceite de microalgas es adecuado para la síntesis de biodiésel (Mata et al., 2010). Esta característica permite que las microalgas no compitan con los cultivos alimentarios, lo que las convierte en una fuente de energía más prometedora y sostenible. Además, el cultivo de microalgas tiene la capacidad de capturar dióxido de carbono, lo que contribuye a mitigar el cambio climático al reducir la concentración de gases de efecto invernadero en la atmósfera. Se ha estimado que podrían producir hasta 58,700 L de aceite por hectárea, lo que es alrededor de dos órdenes de magnitud mayor que el de cualquier otro cultivo energético. Por ello, no solo representan una fuente sostenible de energía renovable, sino que su cultivo puede ser escalado fácilmente, ofreciendo la capacidad de generar las tasas de producción necesarias para satisfacer las demandas energéticas comerciales (Singh y Gu, 2010).

El escalamiento y dimensionamiento a mayor escala de un proceso se basa en el incremento de la capacidad productiva con el objetivo de satisfacer una demanda creciente o para aprovechar las economías de escala. Este concepto se basa en la ampliación de la infraestructura, tecnología y recursos que se utilizan en el proceso productivo, de tal manera que se pueda producir un mayor número de bienes o servicios de manera más eficiente. En esencia, es un proceso de crecimiento que permite operar a una mayor capacidad sin comprometer la calidad del producto final. Por otro lado, el dimensionamiento a mayor escala implica una reorganización más profunda de los sistemas productivos, donde se rediseñan los procesos y se introducen nuevas tecnologías que permitan un funcionamiento a niveles significativamente más altos de producción. De esta manera, se abre paso a satisfacer mercados amplios, con productos para accesibilidad comercial.

El lisado celular es el proceso mediante el cual se rompe la membrana de una célula para liberar su contenido intracelular, como proteínas, ácidos nucleicos, lípidos y otros componentes biológicos. Este procedimiento es fundamental en diversas áreas de investigación y en la industria, ya que permite el acceso a los componentes internos de las células, que pueden ser aprovechados para diversos fines. Existen múltiples métodos para realizar el lisado celular, que van desde técnicas físicas, como la sonicación o la ruptura mecánica, hasta métodos químicos y enzimáticos que alteran la estructura de la membrana celular. El lisado celular es ampliamente utilizado para la extracción de lípidos, un proceso que tiene aplicaciones cruciales en la industria alimentaria, cosmética y en la producción de biocombustibles. En particular, la extracción de lípidos de microalgas es un campo de

gran interés, ya que las microalgas son una fuente prometedora de lípidos, especialmente de triglicéridos, que pueden ser convertidos en biodiésel, un tipo de biocombustible renovable. Esta aplicación ha ganado relevancia en el desarrollo de energías sostenibles. Las microalgas son organismos fotosintéticos que tienen la capacidad de acumular grandes cantidades de lípidos en sus células, los cuales pueden ser convertidos en biocombustibles. Sin embargo, la extracción de estos lípidos requiere romper la pared celular de las microalgas, que suele ser resistente y rígida, dificultando el acceso a los lípidos internos. Para este propósito, se emplean diferentes métodos de lisado, como la sonicación, que utiliza ondas ultrasónicas para romper las células, o la ruptura mecánica mediante homogeneizadores de alta presión, así como tratamientos químicos que ayudan a disolver la membrana celular y liberar los lípidos.

Aunque existe una considerable cantidad de literatura que respalda los beneficios de las microalgas y su capacidad para generar biocombustibles sostenibles, así como una extensa comprobación de modelos cinemáticos de cultivo y condiciones más favorables para la producción de lípidos a través de microalgas como *Nannochloropsis oculata* en Guatemala, la propuesta de escalamiento de estos cultivos a un proceso industrial que pueda cubrir demandas comerciales de lípidos sigue siendo limitada. Los desafíos técnicos y operativos en la escalabilidad industrial de estos procesos representan una brecha significativa entre la investigación a nivel experimental y la implementación de soluciones a mayor escala que puedan tener un impacto real en la sociedad y el medio ambiente (Chen et al., 2011). Actualmente, las tecnologías para el cultivo de microalgas, extracción de lípidos y producción de biocombustibles requieren mejoras en escalabilidad e ingeniería para ser viables en entornos industriales. Por ello, el presente trabajo compete una propuesta del proceso operativo del cultivo, separación y procesamiento de microalgas para su extracción de lípidos, así como modelos de dimensionamiento de las operaciones unitarias principales involucradas, comprobados mediante una base de cálculo de gran escala, con fines de comprobar que el escalamiento de los procesos de lisis celular, extracción y recuperación de lípidos puede realizarse de manera eficiente mediante el uso de tecnologías avanzadas, como fotobiorreactores, centrifugadoras de discos, microfluidificadores y evaporadores de película descendente, sin comprometer el rendimiento y la calidad de los productos finales. De esta manera, el trabajo fue enfocado en el escalamiento del proceso de lisis y extracción de lípidos, a través del dimensionamiento de equipos para un flujo de operación que permita obtener 148 kg de lípidos por hora (o 1 barril por hora). El tema abarca desde el cultivo de microalgas en un fotobiorreactor hasta el almacenamiento de los lípidos extraídos, incluyendo todas las operaciones unitarias involucradas en la extracción, separación, secado y evaporación. En particular, se busca establecer las condiciones operativas óptimas para cada equipo, así como los parámetros de escalabilidad que permitan validar el proceso a escala piloto.

Para la elaboración del trabajo, se emplearon modelos de dimensionamiento basados en literatura relacionada con el diseño de procesos y operaciones en ingeniería química y se realizaron cálculos

utilizando conceptos, como la ley de Stokes y el número de unidades de transferencia y diferencia de temperatura media logarítmica, por ejemplo, según cada equipo involucrado. Asimismo, se utilizó el modelo cinético de Monod para el cultivo de *Nannochloropsis oculata* en un fotobiorreactor tubular, a través de modelos matemáticos propuestos en relación con el uso de nitrógeno en el medio de cultivo. Los equipos fueron seleccionados y dimensionados tomando en cuenta parámetros operativos como tiempos de residencia, velocidades de flujo, fuerzas centrífugas, y coeficientes de transferencia de calor. Además, se analizaron los requerimientos energéticos y configuraciones de diseño para asegurar un escalamiento comprobable y detallado.

II. OBJETIVOS

A. General

Desarrollar una propuesta del proceso de lisis celular para la extracción de lípidos a través de su distribución de operación de equipos, la determinación de las condiciones de operación relacionadas con los flujos de masa y la provisión de modelos de dimensionamiento de los principales equipos involucrados en las operaciones unitarias del proceso.

B. Específicos

1. Desarrollar la distribución de operación de los equipos relacionados con el método de lisis celular hasta la extracción de lípidos.
2. Establecer las condiciones de operación relacionadas con los flujos de masa de las operaciones unitarias definidas para el proceso.
3. Proporcionar los modelos de dimensionamiento de los principales equipos involucrados en el proceso, comprobados mediante una base de cálculo.

III. JUSTIFICACIÓN

La creciente demanda de fuentes de energía renovables y sostenibles ha destacado la escasez de recursos efectivos y de bajo impacto ambiental para la producción de biocombustibles a nivel mundial. Los métodos tradicionales de producción, como el uso de cultivos de maíz, soya o palma requieren extensas áreas agrícolas y grandes cantidades de recursos naturales, lo que ha generado efectos adversos como la deforestación y la competencia por tierras cultivables que deberían destinarse a la producción de alimentos (Goldemberg et al., 2004). Según la Agencia Internacional de Energía (IEA, por sus siglas en inglés), la producción global de biocombustibles deberá triplicarse para 2050 a fin de cumplir con los objetivos climáticos, lo que añade presión a las actuales fuentes de materia prima que ya están enfrentando problemas de sostenibilidad. Además, los bajos rendimientos de estos métodos y la degradación de los recursos han hecho que la producción de materia prima útil para biocombustibles mediante fuentes convencionales sea cada vez menos viable para un suministro energético sostenible (Agencia Internacional de Energía [IEA], 2021).

Las microalgas han emergido como una de las alternativas más prometedoras para la producción de biocombustibles gracias a su capacidad para producir grandes cantidades de lípidos de manera eficaz y sostenible. Además, han sido ampliamente reconocidas como la materia prima de la tercera generación de biocombustibles. A diferencia de los cultivos convencionales, las microalgas pueden generar hasta 10 veces más lípidos por unidad de área y no requieren suelos agrícolas ni grandes cantidades de agua dulce, ya que pueden crecer en ambientes acuáticos marginales, incluidas las aguas residuales, por ejemplo. Bajo condiciones de cultivo adecuadas, algunas especies de microalgas son capaces de acumular hasta un 50–70 % de lípidos en peso seco. Más aún, el perfil de ácidos grasos del aceite de microalgas es adecuado para la síntesis de biodiésel (Mata et al., 2010). Esta característica permite que las microalgas no compitan con los cultivos alimentarios, lo que las convierte en una fuente de energía más prometedora y sostenible. Además, el cultivo de microalgas tiene la capacidad de capturar dióxido de carbono, lo que contribuye a mitigar el cambio climático al reducir la concentración de gases de efecto invernadero en la atmósfera. Entre las diversas fuentes potenciales de energía renovable, los biocombustibles son los que más interés generan y se espera que jueguen un papel crucial en la infraestructura energética global en el futuro. El biodiésel, uno de los biocombustibles más comúnmente utilizados, es reconocido como un portador de energía reciclable ideal y, por lo tanto, también como una posible fuente primaria de energía. Los lípidos producidos por las microalgas pueden transformarse en biodiésel, un biocombustible que puede reemplazar los combustibles fósiles tradicionales con menor huella de carbono. Se ha estimado que podrían producir hasta 58,700 L de aceite por hectárea, lo que es alrededor de dos órdenes de magnitud mayor que el de cualquier otro cultivo energético. Por ello, no solo representan una fuente sostenible de energía renovable, sino que su cultivo puede ser escalado

fácilmente, ofreciendo la capacidad de generar las tasas de producción necesarias para satisfacer las demandas energéticas comerciales (Singh y Gu, 2010).

Aunque existe una considerable cantidad de literatura que respalda los beneficios de las microalgas y su capacidad para generar biocombustibles sostenibles, así como una extensa comprobación de modelos cinemáticos de cultivo y condiciones más favorables para la producción de lípidos a través de microalgas como *Nannochloropsis oculata* en Guatemala y en la Universidad del Valle de Guatemala, puntualmente, la propuesta de escalamiento de estos cultivos a un proceso industrial que pueda cubrir demandas comerciales de lípidos sigue siendo limitada. Los desafíos técnicos y operativos en la escalabilidad industrial de estos procesos representan una brecha significativa entre la investigación a nivel experimental y la implementación de soluciones a mayor escala que puedan tener un impacto real en la sociedad y el medio ambiente (Chen et al., 2011). Actualmente, las tecnologías para el cultivo de microalgas, extracción de lípidos y producción de biocombustibles requieren mejoras en escalabilidad e ingeniería para ser viables en entornos industriales. Por ello, el presente trabajo compete una propuesta del proceso operativo del cultivo, separación y procesamiento de microalgas para su extracción de lípidos, a una escala de producción de 148 kg por hora (o 1 barril por hora), así como modelos de dimensionamiento de las operaciones unitarias principales involucradas, comprobados mediante una base de cálculo, con el propósito de reducir la brecha entre la experimentación de laboratorio y la implementación del proceso industrial a mayor escala, y así ser parte en el fomento de la transición energética, como en la búsqueda de recursos más sostenibles desde un punto de vista operativo y ambiental.

IV. ANTECEDENTES

Estudios descritos por Lee et al. (2010) investigaron el uso de microfluidificadores para la lisis celular de microalgas, y encontraron que esta tecnología permite alcanzar eficiencias de ruptura superiores al 80 % a presiones de operación entre 20,000 y 30,000 psi. Los microfluidificadores operan generando altos gradientes de presión que fragmentan las paredes celulares de las microalgas, lo que los hace muy adecuados para procesos continuos y con altas tasas de flujo. Por otro lado, Zhang y Qin (2016) evaluaron la lisis mediante homogeneizadores de alta presión, los cuales también demostraron ser efectivos en la ruptura de células, aunque se observó un mayor consumo energético en comparación con otras tecnologías. El homogeneizador es ampliamente utilizado en la industria, especialmente en aplicaciones biotecnológicas, pero los autores sugieren que en la producción de lípidos podría ser necesario combinar esta tecnología con otras etapas de procesamiento para mejorar la eficiencia.

Además de la lisis mecánica, algunos estudios han investigado la lisis química y enzimática. Halim et al. (2012) exploraron el uso de solventes para facilitar la ruptura celular y liberar lípidos en combinación con la lisis mecánica, utilizando combinaciones de cloroformo y metanol en proporción 2:1, los cuales demostraron ser eficaces en la extracción de lípidos debido a su alta capacidad para disolver grasas y compuestos orgánicos. Sin embargo, estos métodos presentan desafíos en cuanto a la recuperación y la reutilización de los solventes. Aunque efectivos, los métodos químicos tienden a ser más costosos y menos compatibles con el medio ambiente, por lo que la investigación se ha inclinado hacia tecnologías mecánicas más sostenibles. Finalmente, en Zhou et al. (2022) se investigó el uso de molinos de bolas para la lisis celular, una tecnología que también ha sido ampliamente evaluada. En sus experimentos, demostraron que este método es particularmente útil para escalas pequeñas y medianas, pero debido a los altos tiempos de procesamiento y desgaste de los equipos, la lisis mediante molinos de bolas presenta limitaciones en su escalabilidad para procesos industriales de gran tamaño.

En el contexto de las condiciones de operación para los diferentes equipos, especialmente en cuanto a la gestión de flujos de masa y los parámetros de presión y temperatura, un estudio clave de Sander y Murthy (2010) investigó los flujos de biomasa en operaciones de extracción de lípidos a partir de microalgas, concluyendo que flujos entre 3,000 y 5,000 kg/h son adecuados para los procesos a nivel industrial, ya que permiten una operación estable en sistemas continuos de extracción. Otro aspecto fundamental que se destacó en el diseño de procesos es la transferencia de calor, especialmente en las etapas de evaporación y secado de los solventes utilizados para la extracción. Yeh et al. (2012) analizaron las condiciones de evaporación para solventes como el metanol y el cloroformo, demostrando que es esencial mantener gradientes de temperatura adecuados para

optimizar el consumo energético y reducir el deterioro térmico de los compuestos sensibles, como los lípidos extraídos de microalgas. Por esto, se sugiere el uso de evaporadores de película descendente para procesos de evaporación de líquidos orgánicos, debido a su alta eficiencia en la transferencia de calor y su capacidad para manejar flujos industriales.

En cuanto al dimensionamiento de los procesos a diferentes escalas sobre la producción de lípidos a partir de microalgas, Molina Grima et al. (2003) trabajaron en la escala piloto de un sistema para la producción de lípidos, con flujos de entrada de 500 kg/h. En su estudio, destacaron que, aunque se logró una extracción efectiva, los costos de operación fueron elevados debido a la falta de tasas más favorables de eficiencia de las etapas de separación y recuperación de solventes en la operación propuesta. Por otro lado, Yusuf Chisti (2007) propuso un modelo de escalamiento a nivel industrial para la producción de biocombustibles a partir de microalgas, con flujos superiores a 2,000 kg/h en reactores y unidades de extracción. En su investigación, se realizó un análisis exhaustivo de las operaciones unitarias y los equipos requeridos, destacando la importancia de integrar tecnologías avanzadas de separación y optimización energética para hacer que los procesos sean económicamente viables. A partir de este estudio, se concluyó que es crucial contar con equipos que permitan operar de forma continua y con una alta capacidad de procesamiento. Adicionalmente, Chen et al. (2011) evaluaron la posibilidad de integrar sistemas de múltiples efectos en evaporadores, para mejorar la eficiencia energética en procesos con altos flujos de solventes, demostrando que la implementación de tres efectos en evaporadores de película descendente permite una reducción significativa del consumo de energía, sin comprometer la eficiencia del proceso de extracción de lípidos.

La modelización cinética del crecimiento de microalgas ha sido un aspecto fundamental en el desarrollo de fotobiorreactores y procesos de cultivo eficientes a escala industrial. Diversos estudios se han centrado en el desarrollo de modelos cinéticos aplicados al cultivo de *Nannochloropsis oculata*. Uno de los modelos más utilizados para describir el crecimiento de microalgas es el modelo de Monod, que establece una relación entre la tasa de crecimiento específico y la concentración de nutrientes en el medio de cultivo. Además del modelo de Monod, se han desarrollado modelos más complejos que incluyen factores como la limitación de luz y la inhibición por acumulación de productos metabólicos. Pruvost et al. (2009) propusieron un modelo cinético que combina la limitación de luz con la cinética de nutrientes, lo que es crucial para cultivos en fotobiorreactores donde la iluminación afecta directamente la tasa de crecimiento. En sus estudios con *N. oculata*, encontraron que las tasas de crecimiento dependían fuertemente de la intensidad lumínica y la densidad celular, lo que sugiere que la iluminación continua o en ciclos controlados es necesaria para maximizar la producción de biomasa. El modelo de crecimiento con limitación de luz fue:

Ecuación 1. Modelo cinético de crecimiento de microalga *Nannochloropsis oculata* con limitación de luz

$$\frac{dC_x}{dt} = \langle r_x \rangle - \frac{C_x}{\tau}$$
$$r_{x,r} = \mu_s C_x$$

En donde C_x es la concentración de biomasa en el fotobiorreactor, μ_s es el crecimiento específico del microorganismo, τ es el tiempo de residencia y r_x es la tasa de respiración dependiente de la concentración de la biomasa (Pruvost et al., 2009).

El tiempo de residencia es un parámetro clave en los procesos de cultivo en fotobiorreactores, ya que determina cuánto tiempo permanece la biomasa en el sistema antes de ser cosechada. Chen et al. (2011) evaluaron el tiempo de residencia en cultivos de *N. oculata* y encontraron que un tiempo de residencia óptimo de 1.5 a 2 días permite maximizar la acumulación de lípidos sin comprometer el crecimiento celular. Estos resultados indican que es necesario encontrar un equilibrio entre el crecimiento celular y la acumulación de productos como los lípidos, ya que tiempos de residencia más largos pueden llevar a la auto inhibición y a la acumulación de metabolitos que ralentizan el crecimiento. Por otro lado, estudios como el de Chisti (2007) han utilizado modelos cinéticos basados en la acumulación de lípidos bajo condiciones de estrés nutricional. En su estudio se descubrió que, limitando la disponibilidad de nitrógeno en el medio, la tasa de acumulación de lípidos en *N. oculata* aumentaba considerablemente, con una productividad lipídica que alcanzó hasta 60 % del peso seco de las células. Este enfoque ha sido clave en el mejoramiento del cultivo de microalgas para la producción de biocombustibles, ya que permite maximizar la producción de lípidos en lugar de la biomasa total. Además, Rodolfi et al. (2009) estudiaron el impacto de las condiciones de cultivo en los parámetros cinéticos de *N. oculata*, encontrando que, bajo condiciones de nitrógeno limitado, la tasa de crecimiento celular disminuye, pero se observó una acumulación acelerada de lípidos, lo que confirmó la relación inversa entre crecimiento celular y acumulación de productos secundarios. Destacaron que la productividad más favorable de lípidos se obtiene cuando se mantiene un tiempo de residencia cercano a 1.5 días en los fotobiorreactores, lo que asegura una conversión eficiente de los nutrientes y un rendimiento maximizado de lípidos por unidad de biomasa.

Montúfar (2022) aporta resultados clave para favorecer la producción de lípidos a partir de microalgas, especialmente en lo que respecta a la manipulación de nutrientes y la eficiencia de los métodos de extracción, que son fundamentales para la implementación industrial del proceso. En el trabajo, se evaluó la producción de lípidos cultivando *Nannochloropsis oculata* en fotobiorreactores de columna de burbuja de 8 litros, evaluando distintas concentraciones de nitrato de sodio. La mejor concentración fue de 0.300 g/L, con la que se obtuvo una biomasa de 12.50 g en promedio. Sin embargo, se descubrió que una concentración reducida de nitrato al x0.25 (0.075 g/L) aumentaba la acumulación de lípidos por unidad de nitrógeno consumido, destacando el impacto del estrés

nutricional. Esto permitió alcanzar rendimientos lipídicos elevados, con un aumento considerable en la productividad de lípidos.

El trabajo aplicó el modelo de Monod para describir el crecimiento y consumo de nitrógeno, con una tasa de crecimiento máximo μ_{max} de 0.562 días⁻¹ y una constante de saturación K_s de 0.012 mg/L. Estos parámetros son cruciales para predecir el rendimiento en cultivos a mayor escala y guiar el dimensionamiento de fotobiorreactores, ajustando el uso de nitrógeno para maximizar la productividad de lípidos sin comprometer el crecimiento celular. Este modelo simplifica la complejidad del crecimiento celular de las microalgas, el cual resulta de las diversas reacciones bioquímicas que constituyen el metabolismo celular. Además, se utiliza ampliamente para describir el efecto de la concentración del sustrato limitante sobre la velocidad de crecimiento específica (μ). Esto es fundamental para este trabajo, ya que se hace la propuesta del crecimiento celular basado explícitamente en concentración inicial de la fuente de nitrógeno, nitrato, y su efecto favorable el crecimiento celular y la maximización en la producción de lípidos.

En esta información, se asumió que la velocidad específica de crecimiento estaba influenciada únicamente por la concentración del sustrato limitante. Asimismo, se consideró que las variables de pH, salinidad, temperatura, flujo de aire, intensidad lumínica y los períodos de iluminación se mantuvieron constantes, sin afectar la velocidad específica de crecimiento. También se asumió que las concentraciones de los posibles inhibidores en el medio de cultivo son bajas, de modo que el modelo pudiera describir adecuadamente la cinética de la fermentación.

Ecuación 2. Modelo matemático de la cinética propuesta que describe la velocidad específica de crecimiento celular para *Nannochloropsis oculata*

$$\mu = \frac{\mu_{max} \times (S - S_f)}{K_s + (S - S_f)}$$

Donde μ es la velocidad específica de crecimiento celular, μ_{max} es la velocidad específica máxima de crecimiento celular, S la concentración de sustrato, S_f la concentración final de sustrato y K_s la constante de afinidad al sustrato (Mayorga, 2022).

Este modelo de Monod tuvo un ajuste, que consistió en restar el valor de la concentración del sustrato limitante al final de la fermentación a la concentración del sustrato limitante expresada en la ecuación. Este ajuste se implementó para que, al realizar el ajuste matemático del modelo de Monod en el software Berkeley Madonna, el valor del crecimiento celular específico en cada tiempo fuese afectado por el cambio en la concentración del sustrato limitante. Esto se debe a que dicha concentración corresponde a la cantidad de sustrato realmente utilizada por las microalgas *N. oculata* en cada tiempo analizado, asegurando que la velocidad específica no estuviera influenciada únicamente por la concentración del sustrato limitante presente en cada etapa de la fermentación.

Se menciona además que este ajuste se realizó con el objetivo de obtener un valor más preciso de la velocidad específica de crecimiento y de adaptar mejor el modelo al crecimiento celular observado en el fotobiorreactor bajo las condiciones experimentales (Mayorga, 2022).

En términos de lisis celular, la investigación de Mayorga encontró que el uso de un método mecánico con una licuadora durante 15 minutos alcanzó una tasa de lisis del 12.56 %, mientras que otros métodos mostraron eficiencias menores. Para la extracción de lípidos, el trabajo probó diversas combinaciones de solventes y determinó que la mezcla de cloroformo y metanol (2:1) fue la más efectiva, logrando una eficiencia de extracción de 89.46 %, lo que respalda los hallazgos de otros trabajos en la literatura que se han mencionado. Estos resultados validan el uso de solventes orgánicos comunes en la extracción de lípidos y sugieren que esta combinación es adecuada para procesos a gran escala. Además, se estableció que someter la biomasa a temperaturas superiores a 60 °C puede comprometer la calidad de los lípidos, lo que afecta su uso en la producción de biocombustibles. El secado a temperaturas más bajas puede extender el tiempo de proceso, pero garantiza la conservación de los lípidos de alto valor presentes en la biomasa. El modelo matemático propuesto que describe la velocidad específica de crecimiento celular para esta especie es:

La operación inicial del cultivo de microalgas requiere de fotobiorreactores que permitan maximizar la producción de biomasa bajo condiciones controladas de luz, nutrientes y aireación. Según Pruvost et al. (2009), los fotobiorreactores tubulares verticales son una de las configuraciones más eficientes para cultivos de microalgas, ya que permiten una mayor exposición a la luz y una mejor transferencia de gases. Estos reactores también son fáciles de escalar, lo que los hace ideales para operaciones industriales. Ugwu et al. (2008) propusieron el uso de fotobiorreactores de columna de burbuja, destacando su simplicidad de diseño y su alta eficiencia en la mezcla de nutrientes y gases con el medio de cultivo. Este tipo de reactor es ampliamente utilizado en la investigación y ha demostrado ser capaz de manejar flujos de biomasa de 500 a 5000 kg/h en estudios de escalamiento.

Por otro lado, Halim et al. (2012) evaluaron diferentes tecnologías de separación y encontraron que las centrífugas de discos con descarga por boquilla eran altamente efectivas para la separación de lípidos en procesos continuos ya que demostró ser una de las técnicas más eficaces para remover grandes cantidades de agua de la biomasa de microalgas, logrando concentrar la biomasa hasta un contenido de sólidos del 15 al 25 %. Estas centrífugas operan a altas fuerzas G, lo que permite una separación rápida y eficiente de la biomasa. Por último, Harrison et al. (2015) también destacan las centrífugas de discos por su capacidad para manejar grandes volúmenes de fluido, con áreas de sedimentación equivalentes que permiten operar de manera continua sin necesidad de interrupciones frecuentes. La filtración tangencial ha sido otra tecnología evaluada para la concentración de biomasa. Kumar et al. (2010) compararon este método con la centrifugación y encontraron que, aunque la filtración es menos costosa en términos de energía, tiene una menor

eficiencia de recuperación de biomasa, especialmente en cultivos con células pequeñas. Sin embargo, el uso de membranas de microfiltración sigue siendo una opción prometedora para procesos de menor escala o para complementar otras etapas de separación.

La reducción de humedad en la biomasa de microalgas es una etapa crítica en la producción de biocombustibles y otros productos derivados de lípidos. Es decir, la reducción de humedad en la biomasa tiene un impacto directo en la eficiencia del proceso de extracción de lípidos. Xu et al. (2011) señalaron que la reducción de la cantidad de agua no solo disminuye el consumo energético de la extracción, sino que también aumenta la eficiencia de los solventes utilizados. En procesos de extracción asistida por solventes, una biomasa concentrada con menor contenido de humedad permite una mejor solubilización de los lípidos y reduce la formación de emulsiones, mejorando el rendimiento del proceso. El contenido elevado de agua en las microalgas, que puede representar entre el 80 y el 90 % de su peso húmedo, hace necesario el uso de tecnologías de deshidratación y secado para concentrar la biomasa y facilitar su posterior procesamiento.

Es común implementar técnicas de secado térmico para reducir aún más su contenido de humedad, generalmente hasta un 10 %. Shamlou (1993) evaluó el uso de torres de secado por aspersion en la deshidratación de biomasa, encontrando que este método es ideal para manejar flujos continuos de biomasa húmeda y para reducir rápidamente el contenido de agua sin comprometer la calidad de los lípidos. Las torres de aspersion operan transportando la biomasa en gotas finas, que luego interactúan con aire caliente, permitiendo una evaporación rápida del agua. En estudios recientes, se ha demostrado que la velocidad del aire y el tiempo de residencia son factores críticos para lograr un secado efectivo. Por otro lado, secadores de lecho fluido también se han propuesto para el secado de biomasa de microalgas, debido a su capacidad para manejar partículas pequeñas y lograr un secado uniforme. Mallick et al. (2016) sugieren que los secadores de lecho fluido pueden ser una alternativa viable al secado por aspersion en sistemas de menor escala o cuando se requiere un control más preciso del contenido final de humedad. Finalmente, Danquah et al. (2009) encontraron que este método puede ser útil para biomasa de microalgas de mayor tamaño de partícula o cuando se requiere un control más preciso del contenido final de humedad. El secado de lecho fluido proporciona una deshidratación más uniforme y, en algunos casos, un mejor control sobre la calidad final de la biomasa, aunque su implementación a escala industrial aún está en desarrollo.

Respecto a la información en la literatura acerca de propuestas del proceso de extracción de lípidos a partir del cultivo de microalgas, se destaca el trabajo realizado por Nezammahalleha et al. (2018), en donde se realizó la propuesta proceso conceptual industrial para la extracción *in situ* de lípidos a partir de microalgas, específicamente *Chlorella vulgaris* y *Botryococcus braunii*. Este enfoque buscó integrar la producción y extracción de lípidos en un solo proceso continuo, evitando así los costos elevados asociados con la recolección y procesamiento de biomasa, que son comunes en otros

métodos convencionales. La propuesta se centró en utilizar solventes biocompatibles, como el n-heptano y el n-decano, para facilitar la extracción sin interrumpir el crecimiento de las microalgas. Esta estrategia, proponen, que favorece extraer lípidos mientras las algas aún están vivas, lo que beneficia el rendimiento del proceso.

El diseño del proceso contempla dos microalgas clave: *Chlorella vulgaris*, utilizada principalmente para la extracción de triacilglicéridos (TAG), y *Botryococcus braunii*, una microalga que produce hidrocarburos. Las microalgas se cultivan en estanques abiertos y se mantienen en un modo de "extracción" una vez que han alcanzado la concentración celular adecuada. Se emplea un sistema de circulación continua de aire con CO₂ al 1 %, donde las células están expuestas al solvente que extrae los lípidos sin detener el proceso de crecimiento. Además, la extracción se lleva a cabo en una columna de extracción donde el solvente se mezcla con la fase acuosa que contiene la biomasa de microalgas. Las fases se agitan para maximizar la transferencia de masa, lo que permite una eficiente extracción de los lípidos. Posteriormente, la mezcla de solvente y lípido se separa, y el solvente recuperado se recicla dentro del sistema para ser reutilizado en las siguientes rondas de extracción (Nezammahalleha et al., 2018)

Uno de los aspectos más innovadores del diseño propuesto es la implementación de un tambor de destilación *flash*, donde la mezcla de solvente y lípidos se somete a altas temperaturas y una rápida disminución de presión para separar ambas fases. En este punto, se mejoran las condiciones de operación para asegurar una alta eficiencia de separación con una mínima pérdida de solventes. En el proceso de destilación, se propuso condiciones de operación a 160 °C y diferentes presiones según el solvente: 0.5 kPa para la mezcla n-decano/TAG y 10.13 kPa para la mezcla n-heptano/squaleno. El solvente recuperado se condensa y se devuelve al sistema, lo que garantiza una alta eficiencia y un bajo impacto ambiental. Además, se destaca por eliminar la necesidad de cosechar y secar biomasa antes de la extracción (Nezammahalleha et al., 2018). A continuación, se muestra el resumen de las operaciones que se propuso en esta investigación, así como las condiciones de operación del propuesto conceptual del autor, que se encuentra ilustrado en la Figura 4 de la sección de Marco Teórico.

Cuadro 1. Condiciones de operación de los pasos en el proceso conceptual de producción de lípidos

Paso del proceso		Tipo de lípido	
Equipo	Parámetro	Hidrocarburos	Triacilglicéridos
Sistema de cultivo en estanques abiertos	Tasa de aireación	0.1 vvm	0.1 vvm
	Contenido de CO ₂ en el aire	1 %	1 %
	Profundidad del estanque	50 cm	50 cm

Paso del proceso		Tipo de lípido	
Equipo	Parámetro	Hidrocarburos	Triacilglicéridos
	Medio de cultivo	Chu13	BG11
	Productividad volumétrica	0.15 g L ⁻¹ día ⁻¹	0.15 g L ⁻¹ día ⁻¹
	Consumo de energía	14 W m ⁻³	14 W m ⁻³
	Intensidad de la luz	27 μmol m ⁻² s ⁻¹	27 μmol m ⁻² s ⁻¹
	Ciclo de luz/oscuridad	16/8 horas	16/8 horas
Columna de extracción			25 °C, 101.3
	Condiciones de entrada	25 °C, 101.3 kPa	kPa
	Tiempo de residencia	10 min	15 min
	Temperatura de diseño	121 °C	121 °C
Tambor de destilación flash	Condiciones de entrada	160 °C, 10.13 kPa	160 °C, 0.5 kPa
	Recuperación de lípidos	>99 %	>98 %
	Recuperación de solvente	>99 %	>99.9 %
Horno	Condiciones de la corriente de salida	163 °C, 101.3 kPa	185 °C, 101.3 kPa
	Tipo de combustible	Gas natural	Gas natural
	Temperatura de diseño	191 °C	213 °C
	Eficiencia energética	90 %	90 %
Tanque de almacenamiento	Presión	101.3 kPa	101.3 kPa
	Contenido de lípidos	10–45 % peso	10–45 % peso
Condensador	Condiciones de entrada de la corriente fría	20 °C, 101.3 kPa	20 °C, 101.3 kPa
	Condiciones de salida de la corriente fría	28 °C, 101.3 kPa	30 °C, 101.3 kPa
	Condiciones de entrada de la corriente caliente	38 °C, 10.13 kPa	41 °C, 0.5 kPa
	Condiciones de salida de la corriente caliente	30 °C, 10.13 kPa	30 °C, 0.5 kPa
Economizador	Condiciones de entrada de la corriente caliente	160 °C, 10.13 kPa	160 °C, 0.5 kPa
	Condiciones de entrada de la corriente fría	25 °C, 101.3 kPa	25 °C, 101.3 kPa
	Condiciones de salida de la corriente fría	99.7 °C, 101.3 kPa	103.7 °C, 101.3 kPa

Fuente: (Nezammahalleha et al., 2018).

En este ensayo, para *B. braunii*, se alcanzó una eficiencia de extracción de 60 % al ajustar la fracción volumétrica a 0.31. En el caso de *C. vulgaris*, la eficiencia de extracción de TAG variaba entre 10 % y 45 %, dependiendo de la fracción volumétrica y el porcentaje de lípidos. Se observó que la fracción volumétrica del solvente tiene un impacto significativo en la eficiencia de extracción, mientras que el porcentaje de lípidos solo fue relevante a bajos rendimientos de extracción. Un aumento en la fracción volumétrica resultó en mayores eficiencias de extracción debido a una mayor accesibilidad del solvente a la biomasa (Nezammahalleha et al., 2018).

V. MARCO TEÓRICO

Las microalgas son organismos unicelulares eucariotas fotosintéticos (2-200 μm), que pueden crecer de modo autotrófico o heterotrófico. En general son altamente eficientes en la fijación del CO_2 y utilización de la energía solar para producir biomasa, con una eficiencia hasta cuatro veces superior a la de las plantas. La importancia de las microalgas radica en su papel como productoras primarias de la cadena trófica, que las convierte en las primeras productoras de materia orgánica. Asimismo, son la base de las redes tróficas y su gran número de especies y su versatilidad permiten utilizarlas en diferentes campos industriales con grandes posibilidades de éxito. Están presentes en todos los ambientes con agua, como lagos, mares y ríos, aunque también se pueden encontrar en el suelo y en la mayoría de los ambientes terrestres, incluso los más extremos, lo cual permite hallarlas ampliamente distribuidas en la biósfera adaptadas a una gran cantidad de condiciones (Céspedes, 2015).

A. Tipo de microalgas

El cultivo de macro y microalgas lleva funcionando más de setenta años. Desde entonces existe una incipiente industria basada en la biotecnología de algas, la cual produce 20 mil toneladas al año, que se ha ido desarrollando gracias a las industrias alimentaria, acuícola, farmacológica, cosmética y, últimamente, energética. Existen más de treinta mil especies de microalgas, de las cuales unas cien han sido estudiadas y solo unas diez se explotan comercialmente; En general, son organismos fotoautótrofos, es decir, obtienen la energía de la luz proveniente del sol y se desarrollan a partir de materia inorgánica. Sin embargo, algunas especies son capaces de crecer empleando materia orgánica como fuente de energía o de carbono (Céspedes, 2015). Según esto, la producción de microalgas se divide en:

- Fotoautótrofa: las algas obtienen la energía del sol y el carbono de compuestos inorgánicos.
- Fotoheterótrofa: obtienen la energía del sol y emplean compuestos orgánicos como fuente de carbono.
- Mixotrófica: muchas algas son capaces de crecer bajo procesos tanto autótrofos como heterótrofos, de manera que la fuente de energía es tanto la luz como la materia orgánica. El carbono lo obtienen de compuestos orgánicos y del CO_2 . Algunas de estas algas son *Spirulina platensis* o *Chlamydomonas reinhardtii*.
- Heterótrofa: los compuestos orgánicos proporcionan tanto la energía como la fuente de carbono. Es decir, existen en efecto algas que pueden desarrollarse bajo ausencia de luz, como por ejemplo *Chlorella protothecoides*.

1. Composición general

La composición de las microalgas (contenido en lípidos, carbohidratos y proteínas) es variable según la especie considerada y, dentro de una misma especie, según el sistema y condiciones de cultivo. En general, las cianobacterias tienen un contenido en lípidos de hasta 20 %, mientras que las algas proclorófitas oscila entre un 20 y 50 % en peso seco (Céspedes, 2015).

B. Proceso de producción de microalgas

1. Fotosíntesis

La fotosíntesis es un proceso metabólico que llevan a cabo algunas células de organismos autótrofos para sintetizar sustancias orgánicas a partir de otras inorgánicas. De esta forma se convierte la energía luminosa en energía química estable. El adenosín trifosfato (ATP) es la primera molécula en la cual dicha energía química queda almacenada, dichas moléculas de ATP se utilizan para sintetizar otras moléculas orgánicas más estables. Los factores externos que afectan a la fotosíntesis son la temperatura, la intensidad luminosa, el tiempo de iluminación y la concentración de CO₂ y O₂ del aire (Céspedes, 2015).

2. Cultivo de microalgas

En el cultivo masivo de microalgas el rendimiento alcanzado depende tanto de la concentración de células en el cultivo como del grado en que las células pueden desarrollar su potencial de crecimiento. Por tanto, para conseguir un cultivo de microalgas en crecimiento activo es necesario un inóculo viable, un suministro mínimo de nutrientes y microelementos y adecuadas condiciones químicas y físicas: luz, aireación, temperatura, salinidad y energía. Entonces, son varios los factores que afectan a la producción de microalgas. Para su desarrollo requieren de CO₂, nitrógeno, fósforo, potasio, magnesio y otros nutrientes menores como metales, los cuales son esenciales porque actúan como cofactor de enzimas esenciales del metabolismo de las microalgas. Otros factores importantes para la producción son la temperatura, intensidad luminosa, salinidad, nutrientes y pH óptimos, que varían ampliamente de una especie a otra. Estos parámetros fisicoquímicos se deben determinar previamente en condiciones de laboratorio, para que faciliten la comprensión de las condiciones óptimas para el desarrollo de las diferentes especies en cultivo (Céspedes, 2015).

a. Parámetros fisicoquímicos

La iluminación se divide en dos componentes: la irradiancia, la cual se refiere al flujo de luz por unidad de área a la cual están expuestas las microalgas, y el fotoperiodo, el cual es el número de horas durante el día en las que las microalgas son sometidas a dicha irradiación. Las microalgas utilizan solo la luz en el intervalo comprendido entre 300 a 700 nanómetros, región del espectro conocida como la radiación fotosintéticamente activa (PAR, por sus siglas en inglés). En cuanto a la

temperatura, la mayoría de las especies crecen entre 10 a 35 °C, con una temperatura óptima de 16-24 °C. En el cultivo de microalgas, y en general en el de cualquier microorganismo, hay tres temperaturas a considerar: una temperatura mínima, por debajo de la cual no es posible el crecimiento (aunque depende de cada especie y condiciones de cultivo, aproximadamente 16 °C), una temperatura óptima, entre 16 y 27 °C dependiendo de la microalga, a la que se produce el crecimiento más rápido, y una temperatura máxima, alrededor de 35 °C, por encima de la cual no es posible el crecimiento. Los cultivos de microalgas que crecen por debajo de la temperatura óptima generalmente son más sensibles a la fotoinhibición que aquellos que se mantienen en el valor ideal. La temperatura de crecimiento también afecta a la composición bioquímica de las células (Céspedes, 2015).

La aireación es un factor importante para la homogeneización de los nutrientes y evitar la sedimentación de las microalgas. Un adecuado mezclado favorece una distribución homogénea de las células, de los metabolitos, el calor y la transferencia de gases a través de la interfase gas-líquido. Sin embargo, una agitación excesiva puede causar un estrés hidrodinámico llevando a una disminución en la tasa de crecimiento. Más aún, la tolerancia a la salinidad depende de la especie considerada (de agua dulce o salada) (Céspedes, 2015).

Dentro de los requerimientos químicos necesarios para un buen crecimiento de las microalgas en cultivo se encuentran, entre otras cosas, el balance entre los macronutrientes específicos y los micronutrientes. Los nutrientes fundamentales son el carbono, los nitratos y los fosfatos. La disminución de la fuente de nutrientes es un factor limitante en el cultivo, por lo que resulta necesario el control de la calidad nutricional en los cultivos masivos (Céspedes, 2015).

Hay algunas microalgas que, además de macro y micronutrientes, requieren otras sustancias para su desarrollo, como las vitaminas, ya que no son capaces de sintetizar todas las que necesitan y las tienen que asimilar a través del medio. Además, requieren otros elementos en pequeñas cantidades que son esenciales para su crecimiento: manganeso, zinc, cobalto, cadmio, cobre, molibdeno y níquel, los cuales forman parte de enzimas necesarias para el transporte de electrones, la fijación y transporte del CO₂, la transcripción del ADN, la fijación y transporte del nitrógeno, entre otras. La tasa de O₂ y CO₂ suministrado al cultivo puede convertirse en un factor limitante. Mejorando la circulación o mediante la adición adecuada de CO₂ o bicarbonato de sodio puede provocarse la prolongación del crecimiento exponencial de las microalgas. El CO₂ y el bicarbonato de sodio afectan al pH del cultivo, el cual debe ser controlado y mantenido en condiciones óptimas. Cada microorganismo crece en un intervalo de pH particular y normalmente existe un pH óptimo bien definido; en el caso de las microalgas el pH óptimo se encuentra apenas por encima de la neutralidad, por lo que son clasificados como microorganismos neutrófilos (Céspedes, 2015).

Además de los factores fisicoquímicos mencionados anteriormente, otro aspecto a considerar es la relación entre las microalgas con determinadas bacterias. Es difícil producir un cultivo de microalgas libre de bacterias y parece ser que muchas especies de microalgas crecen mejor en asociación con bacterias, siendo este concepto muy importante para utilizar las microalgas como depuradores de determinadas aguas, como aguas residuales, de minería, entre otros. Todos estos factores son los que dirigen el comportamiento de las microalgas tanto en el medio natural como en los sistemas de cultivo (Céspedes, 2015).

b. Producción de microalgas en el laboratorio

Las algas pueden ser cultivadas de diferentes maneras. El cultivo en interior permite el control de variables como la iluminación, la temperatura, los niveles de nutrientes, la contaminación, mientras que en el exterior se hace muy difícil el crecimiento de microalgas durante amplios periodos. A la hora de producir una determinada microalga es fundamental partir de un inóculo en perfectas condiciones, con células activas y libre de contaminaciones. Además del control de los parámetros antes mencionados, es necesario considerar que, para el establecimiento de un sistema de producción de microalgas, es importante el dominio de las técnicas de aislamiento, purificación y mantenimiento de cepas, así como el conocimiento de la fisiología, ciclo de vida, bioquímica, etc. de las especies, ya que todo ello va a determinar su factibilidad de cultivo y, sobre todo, su contenido nutricional para posibles usos (Céspedes, 2015).

Son muchos los métodos que se han desarrollado para obtener cultivos de una sola especie y libre de contaminantes. Partiendo de un monocultivo sin contaminación se diluye en un mayor volumen en condiciones óptimas de crecimiento hasta conseguir la cantidad y calidad suficiente como para poder iniciar cultivo masivo en interior o exterior. De esta forma se va aumentando la producción utilizando diferentes tamaños de matraces, hasta obtener un volumen de cultivo suficiente (Céspedes, 2015).

c. Producción de microalgas a gran escala

Actualmente, la producción de microalgas fotoautótrofas es la única que se puede realizar a gran escala, de forma que pueda resultar económicamente rentable y viable técnicamente. Dicho esto, las microalgas han sido cultivadas de forma diversa, ya sea en lagunas artificiales, monocultivos en estanques de cemento, bolsas plásticas o en complejos sistemas cerrados, automatizados y controlados, como los fotobiorreactores. Respecto a los sistemas de cultivo, se suelen clasificar, según su configuración y tipo de funcionamiento, en cultivos abiertos y cerrados. Los cultivos abiertos son una tecnología relativamente simple y barata, pero en la que resulta difícil mantener una sola especie de microalga debido a la facilidad de contaminación biológica, que puede incluso suponer la

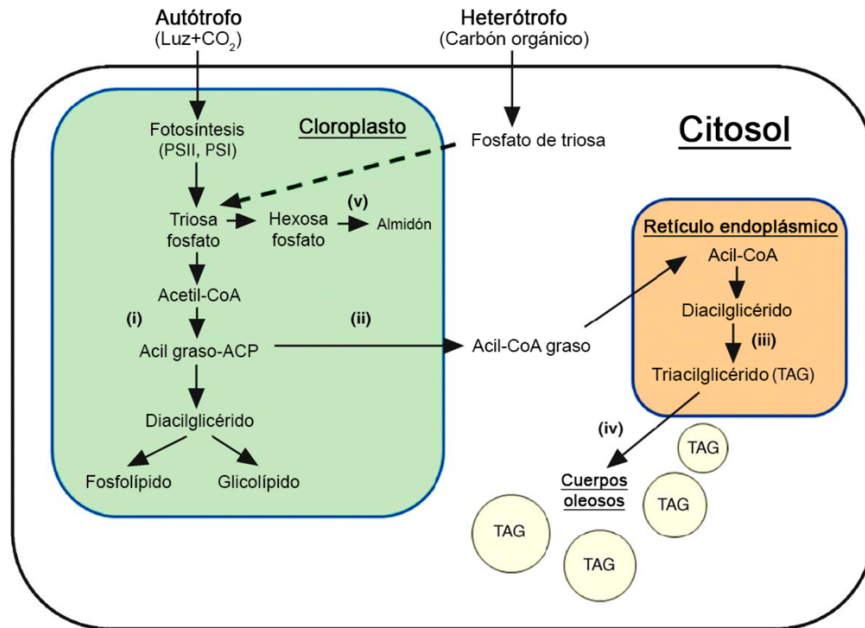
infección de dicho cultivo por bacterias u otros microorganismos. En contraste, los sistemas cerrados de cultivo de microalgas son fotobiorreactores transparentes, de plástico o vidrio, con geometrías de diverso tipo: tubulares, cilíndricas o planas. Una de las principales ventajas por las cuales se desarrolla este tipo de cultivo es la mayor facilidad de mantener un monocultivo, sin contaminación por otras especies, que proporcione un producto de pureza apta para su procesado en la industria farmacéutica o alimentaria. Es también más fácil mantener el cultivo libre de contaminaciones. A nivel comercial, los cultivos masivos de microalgas en el exterior en estanques abiertos tienen sentido para obtener compuestos no muy exigentes en cuanto a la contaminación, como, biocombustibles, biofertilizantes, tratamiento de aguas residuales, entre otros, mientras que el uso de fotobiorreactores cerrados cobra mayor importancia para la producción de compuestos químicos de alta pureza, como carotenoides, ácidos grasos, compuestos terapéuticos, alimento de consumo humano y animal, entre otros (Céspedes, 2015).

3. Composición bioquímica

Las microalgas tienen una composición bioquímica compleja debida a la presencia del aparato fotosintético, que le da una gran riqueza en pigmentos y componentes como citocromos y ácidos poliinsaturados de cadena larga (PUFAs). Esto resulta en un elevado contenido en productos de alto valor, como los carotenoides luteína y astaxantina o los PUFAs DHA y EPA. Como captadoras de CO₂ y asimiladoras del nitrógeno. Además, son una fuente sostenible de biocombustibles y biofertilizantes. Es importante mencionar que son capaces de ajustar su composición bioquímica a las condiciones de cultivo. Bajos niveles de N inducen la acumulación de grasas. Elevados niveles de luz aumentan la acumulación de algunos carotenoides y la adición de amonio incrementa el contenido en ficobiliproteínas en *Spirulina platensis*. Esta "plasticidad metabólica" no solo favorece la adaptación de la microalga a los sistemas de cultivo, si no que puede ser explotada para incrementar el contenido en una determinada sustancia y así incrementar la productividad del sistema (Céspedes, 2015).

Como se ha desarrollado la idea, la característica más importante de las microalgas es que crecen rápidamente y tienen el potencial de generar una gran cantidad de biomasa en un tiempo relativamente corto: Un tiempo de duplicación corto permite una rápida generación de biomasa (Céspedes, 2015).

Figura 1. Ruta metabólica de la síntesis de lípidos en microalgas



En donde: (i) es acetil-CoA carboxilasa (ACCase) y sintasa de ácidos grasos (FAS); (ii) es tioesterasas de ácidos grasos y sintetasa de acil-CoA; (iii) es enzimas de biosíntesis de TAG, incluyendo acil-CoA aciltransferasa (DGAT); (iv) es formación de cuerpos lipídicos; y (v) es ADP-glucosa pirofosforilasa y sintasa de almidón.

Fuente: (Scott et al., 2010).

4. Características generales de los cultivos

El cultivo de microalgas abarca varios aspectos o escalas que van desde la obtención de las especies, al cultivo en laboratorio con el objeto de amplificar y purificar la población, su caracterización para averiguar las condiciones de cultivo óptimas (T, pH, nutrientes, intensidad luminosa, entre otros) hasta el cultivo masivo en fotobiorreactores de muchos litros o incluso cientos de metros cúbicos de volumen de cultivo (Sevilla, 2014). El cultivo en laboratorio tiene lugar en medio líquido y en volúmenes mayores. El objetivo es optimizar condiciones de cultivo tales como:

- Temperatura
- pH
- Intensidad de luz
- Adición de CO₂
- Velocidad de aireación
- Concentración de diversos nutrientes

Y, dependiendo del equipo, otras variables como la agitación o la velocidad de dilución (Sevilla, 2014).

5. Escala en laboratorio

La diferencia fundamental es que estos cultivos se hacen, en general, con el objeto de ensayar qué condiciones maximizan el crecimiento (μ , velocidad específica de crecimiento, 1/t) o la productividad (P_b , g/L/t). Los experimentos en laboratorio a esta escala también permiten explorar las complejas relaciones que existen entre la concentración de biomasa (C_b) la disponibilidad de luz (I) y la velocidad específica de crecimiento que, a su vez, determina la productividad ($P_b=C_b \cdot \mu$). Los experimentos a esta escala son a menudo monoalgales pero no son axénicos, a diferencia de los cultivos en placa. Esto quiere decir que se cultiva una única especie de microalga, pero esta va acompañada de un cierto número de bacterias con las que suele coexistir. Esto no es solo tolerable, sino deseable, ya que en fotobiorreactores a gran escala es imposible mantener cultivos axénicos y los resultados de laboratorio podrían diferir (Sevilla, 2014). Por tanto, los cultivos en laboratorio permiten:

- Caracterizar el perfil bioquímico de las microalgas
- Observar la influencia de las variables ambientales y de operación en la biomasa
- Determinar los requerimientos nutricionales de la especie
- Obtener modelos de crecimiento

Los modelos de crecimiento son la herramienta de diseño que permite diseñar y operar de forma óptima los fotobiorreactores para el cultivo masivo que son el objeto fundamental de estudio de esta asignatura (Sevilla, 2014).

a. Cultivo a mayor escala

Los fotobiorreactores son dispositivos de cientos de litros o metros cúbicos cuya finalidad es la producción masiva de una microalga. Estos dispositivos se usan para producir biomasa microalgal en cantidades del orden de kilos al día o de toneladas al año. Los fotobiorreactores están diseñados para una microalga en concreto e incluso para una aplicación específica (ejemplo, producción de astaxantina), lo que no quiere decir que no puedan usarse para varias especies. A diferencia de los cultivos en laboratorio, su objetivo no es obtener datos de crecimiento, si no que se usan los modelos de crecimiento obtenidos en laboratorio para diseñarlos. Como se ha mencionado en otros apartados, los fotobiorreactores para el cultivo masivo operan en su inmensa mayoría usando luz solar. Algunos aspectos menos considerados en los cultivos en laboratorio cobran especial importancia en los cultivos masivos en fotobiorreactores:

- Las pérdidas de CO_2 son importantes ya que es un factor económico (en laboratorio son típicamente despreciables)
- La energía gastada en agitación y/o aireación debe ser minimizada
- La acumulación de oxígeno puede ser importante en algunos dispositivos

En general, se puede decir que la eficiencia económica es un factor muy importante en el diseño y operación de fotobiorreactores para el cultivo masivo (Sevilla, 2014). Entonces, se puede resumir las características de los cultivos de microalgas en los siguientes puntos:

- Elevada capacidad de generación de biomasa
- Generación de biomasa homogénea
- Gran variedad de productos y biomoléculas
- No necesitan tierra cultivable
- Nutrientes simples
- Aprovechamiento de la luz
- Retirada de CO₂ de la atmósfera
- Eficiencia fotosintética alta comparada con las plantas

6. *Nannochloropsis oculata*

a. Propiedades

Nannochloropsis oculata es una microalga que pertenece a la clase *Eustigmatophyceae*, se caracteriza por ser unicelular, con formas subesféricas o cilíndricas y miden entre 2 y 4 µm, contiene clorofila “a” y otros pigmentos como astaxantina, zeaxantina y canthaxantina y los cloroplastos presentan coloración de amarillo a verde. Asimismo, este género agrupa especies que contienen la mayor cantidad de ácidos grasos poliinsaturados (PUFAs), especialmente ácido eicosapentaenoico (EPA), ácido araquidónico (ARA), docosahexaenoico (DHA) de gran importancia en la nutrición, formación del sistema nervioso y desarrollo de larvas de organismos marinos. El alto contenido de ácidos grasos poliinsaturados y su tolerancia a los cambios ambientales hace que esta especie de microalga sea ventajosa (Osorio et al., 2020).

b. Condiciones de cultivo

Esta especie cultivada en ambientes abiertos, con una temperatura entre 12 a 15 °C y concentración salina de 28 a 30 ‰ llega a alcanzar concentraciones promedio de hasta 115x10⁶ células/mL, mientras que a temperatura mayor a 20 °C alcanza valores de concentración entre 46 y 60 millones de células/mL. En ambientes abiertos con temperatura de 31 °C y 25 ‰ de salinidad se han obtenido concentraciones de 75x10⁶ células/mL, sugiriendo que la densidad celular de *Nannochloropsis oculata* cultivadas en ambientes abiertos presenta un ritmo de crecimiento inversamente proporcional a la temperatura (Osorio et al., 2020).

Por otro lado, en condiciones de laboratorio, es importante controlar la longitud de onda emitida por la luz artificial debido a que *Nannochloropsis oculata* contiene clorofila “a” y esta tiene rangos muy cortos de absorción en los dos picos de máxima eficiencia fotosintética. En salinidades de 33 ‰ y usando lámparas fluorescentes de 40 W, fotoperíodo 12:12 (luz-oscuridad), se han obtenido

concentraciones de 6.52×10^7 células/mL en un período de siete días. Ante tal situación, en diversos estudios se ha demostrado que esta especie puede variar su comportamiento reproductivo o su calidad nutricional solamente por la variación de unos de los parámetros fisicoquímicos, tales como: contenido nutricional ofrecido en el medio de cultivo, longitud de onda o la concentración salina del medio de cultivo. Es más, las principales estrategias evolutivas sobre la capacidad reproductiva en momentos de escases de nutrientes que han adoptado las células vegetales se fundamentan en la capacidad de almacenar grandes cantidades del enzima ribulosa-1,5-bifosfato (RuBP) carboxilasa/oxigenasa (rubisco) y que los bioelementos invertidos en su síntesis pueden ser recuperados mediante catálisis en momentos de senescencia natural o inducida por estrés, o en una situación de carencia de nutrientes (Osorio et al., 2020).

C. Lisis celular y liberación de lípidos

La lisis celular y la liberación de lípidos son etapas críticas en la obtención de lípidos intracelulares, especialmente en microalgas. Las microalgas presentan una estructura celular robusta, con paredes compuestas por polisacáridos y proteínas que actúan como barrera protectora, lo que hace que el proceso de lisis sea un desafío. Para liberar los lípidos contenidos en su interior, es fundamental utilizar métodos efectivos de ruptura celular. Los lípidos intracelulares, como triglicéridos y ácidos grasos, son el objetivo principal de este proceso, ya que son materias primas valiosas para la producción de biocombustibles, suplementos nutricionales y productos farmacéuticos (Lee et al., 2010).

Las técnicas de lisis celular pueden clasificarse en mecánicas y no mecánicas. Las mecánicas, como los microfluidificadores y los homogeneizadores de alta presión, son especialmente efectivas para la ruptura de microalgas debido a la naturaleza resistente de sus paredes celulares. Los microfluidificadores funcionan utilizando fuerzas de cizallamiento y cavitación. En este proceso, la suspensión celular se somete a alta presión y se fuerza a través de un orificio estrecho, lo que genera fuerzas mecánicas intensas capaces de desintegrar las paredes celulares. Este método es altamente eficiente y escalable, además de permitir un control preciso de las condiciones del proceso, como la presión y el número de ciclos. Sin embargo, su principal limitación es el alto costo energético y la generación de calor, lo que puede afectar la integridad de los lípidos si no se controla adecuadamente (Lee et al., 2010).

Por otro lado, los homogeneizadores de alta presión operan de manera similar. Utilizan alta presión para forzar la suspensión celular a través de una válvula estrecha. La rápida disminución de presión provoca fuerzas de cizallamiento y choque, lo que resulta en la ruptura celular. Son conocidos por su alta eficiencia en la lisis de células con paredes gruesas, como las microalgas, y se utilizan ampliamente en la industria debido a su eficacia y facilidad de operación. No obstante, comparten

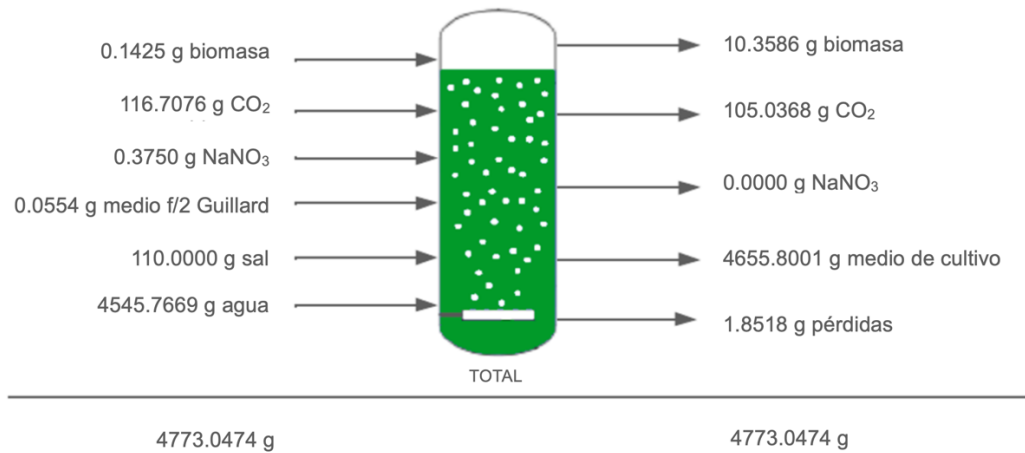
limitaciones similares con los microfluidificadores, como el alto consumo energético y la generación de calor. Además, en algunos casos, pueden ser menos efectivos cuando se trabaja con células extremadamente resistentes o cuando es necesario preservar la integridad de productos sensibles. La eficiencia de lisis es un factor crítico en el rendimiento total de extracción de lípidos. Esta eficiencia se define como el porcentaje de células rotas en relación con el total de células presentes en la muestra. Un proceso de lisis incompleto puede resultar en una baja liberación de lípidos, lo que afecta negativamente la eficiencia global de extracción. Existe una relación directa entre la eficiencia de lisis y el rendimiento de extracción: una mayor eficiencia de lisis generalmente conduce a una mayor recuperación de lípidos. Sin embargo, este proceso debe optimizarse cuidadosamente. Por ejemplo, si el calor generado durante la lisis no se controla, puede provocar la oxidación de los lípidos, afectando su calidad (Lee et al., 2010).

Desde una perspectiva avanzada, es esencial controlar los parámetros del proceso, como la presión, la temperatura y el número de ciclos de lisis, especialmente en los métodos mecánicos. La optimización de estos parámetros puede ayudar a equilibrar la eficiencia de la ruptura celular y la preservación de la integridad de los lípidos. Además, se debe considerar la eficiencia energética de los métodos mecánicos, que tienden a ser intensivos en energía. Evaluar el consumo energético en relación con la cantidad de lípidos recuperados es fundamental para la viabilidad económica del proceso. Finalmente, la integridad del producto es un aspecto crucial. No solo es importante la cantidad de lípidos liberados, sino también su calidad. El proceso de lisis debe minimizar la degradación de los lípidos y evitar la formación de productos secundarios no deseados, como radicales libres, que pueden comprometer la calidad del producto final. En resumen, los métodos mecánicos de lisis, como los microfluidificadores y homogeneizadores de alta presión, son altamente efectivos para la ruptura de microalgas y la liberación de lípidos intracelulares. Sin embargo, la optimización del proceso es esencial para maximizar la eficiencia de extracción y preservar la calidad de los lípidos obtenidos (Lee et al., 2010).

D. Proceso experimental de extracción de lípidos

A la célula de microalgas ingresan todos los nutrientes del medio de cultivo, incluyendo el sustrato limitante: nitrato. Además, requiere de dióxido de carbono, agua y luz para llevar a cabo la fotosíntesis. Como resultado de todas las reacciones bioquímicas que conforman el metabolismo celular de las microalgas, se obtiene una mayor cantidad de biomasa, es decir, la célula podrá reproducirse, dando como resultado más células. Además, dichas células aumentan su tamaño y se produce oxígeno, carbohidratos, distintos metabolitos secundarios y otras moléculas, como los lípidos, como reserva de energía en el interior celular (Mayorga, 2022).

Figura 2. Balance de masa para el sistema fermentativo del cultivo de *N. oculata*

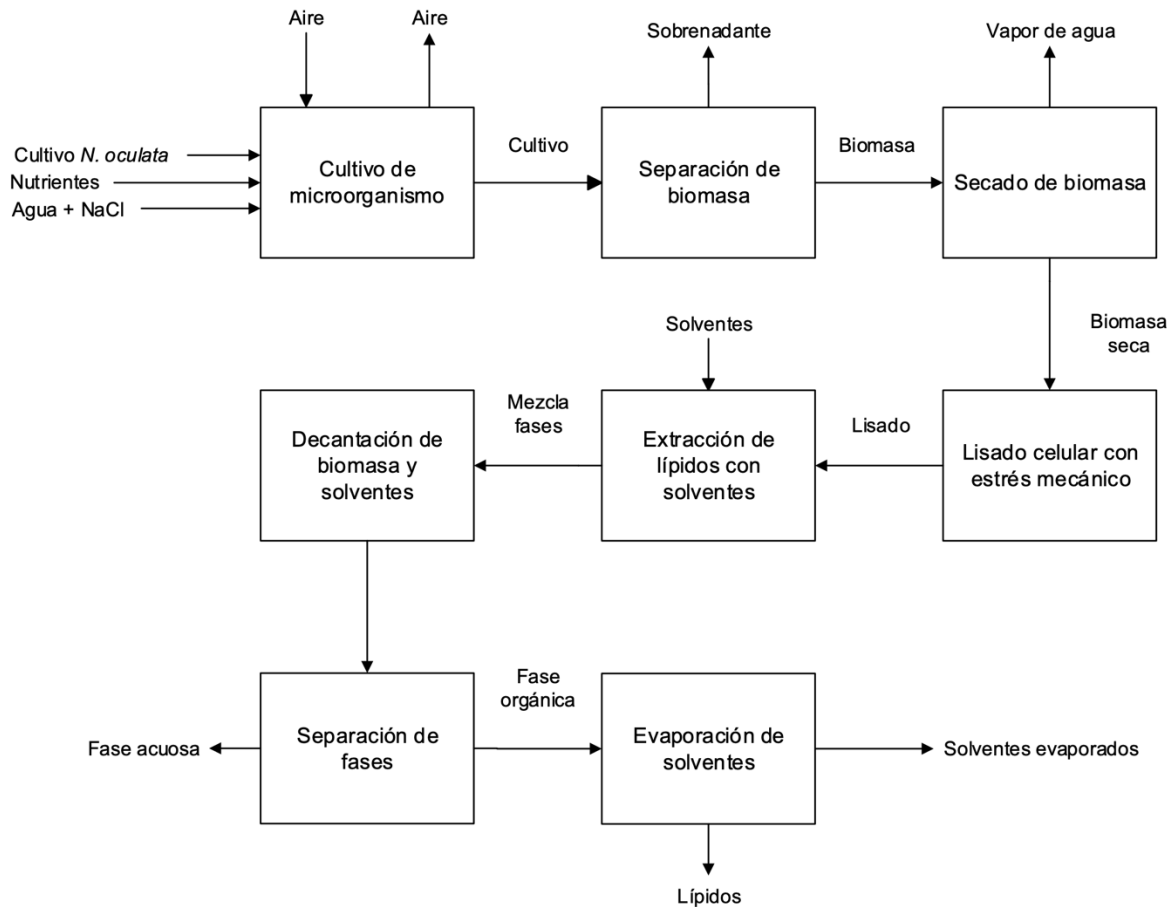


Fuente: (Mayorga, 2022).

Cuando las microalgas están en un medio con privación de nitrógeno entrarán en estrés, se promueve un cambio en el metabolismo celular de las microalgas. Este cambio induce a que disminuya la tasa a la que se sintetizan las proteínas estructurales y aumente la tasa de síntesis de lípidos dentro de las células, ya que estas moléculas se utilizarán como reserva de energía ante condiciones ambientales de estrés. Por lo tanto, el balance de masa por célula se ve afectado ante la privación de nitrógeno (Mayorga, 2022).

En este último caso, las células siguen recibiendo el dióxido de carbono, el agua, la luz y los nutrientes del medio, pero una menor concentración de nitrato como fuente de nitrógeno. Por ende, las células al tener menor producción de proteínas, pero mayor producción de lípidos, se obtendrá menor cantidad de biomasa, pero las células que conformen dicha biomasa estarán más llenas de lípidos. En síntesis, bajo privación de nitrógeno, la relación lípidos/biomasa de las microalgas aumentará. Pero en condiciones con las concentraciones adecuadas de nitrato como fuente de nitrógeno, las células seguirán sintetizando a la misma tasa las proteínas estructurales, pero a menor tasa los lípidos como reserva de energía, por lo que se obtendrán células con una menor relación lípidos/biomasa (Mayorga, 2022).

Figura 3. Diagrama de operaciones del proceso propuesto experimentalmente a escala laboratorio



Fuente: elaboración propia, basado de (Mayorga, 2022).

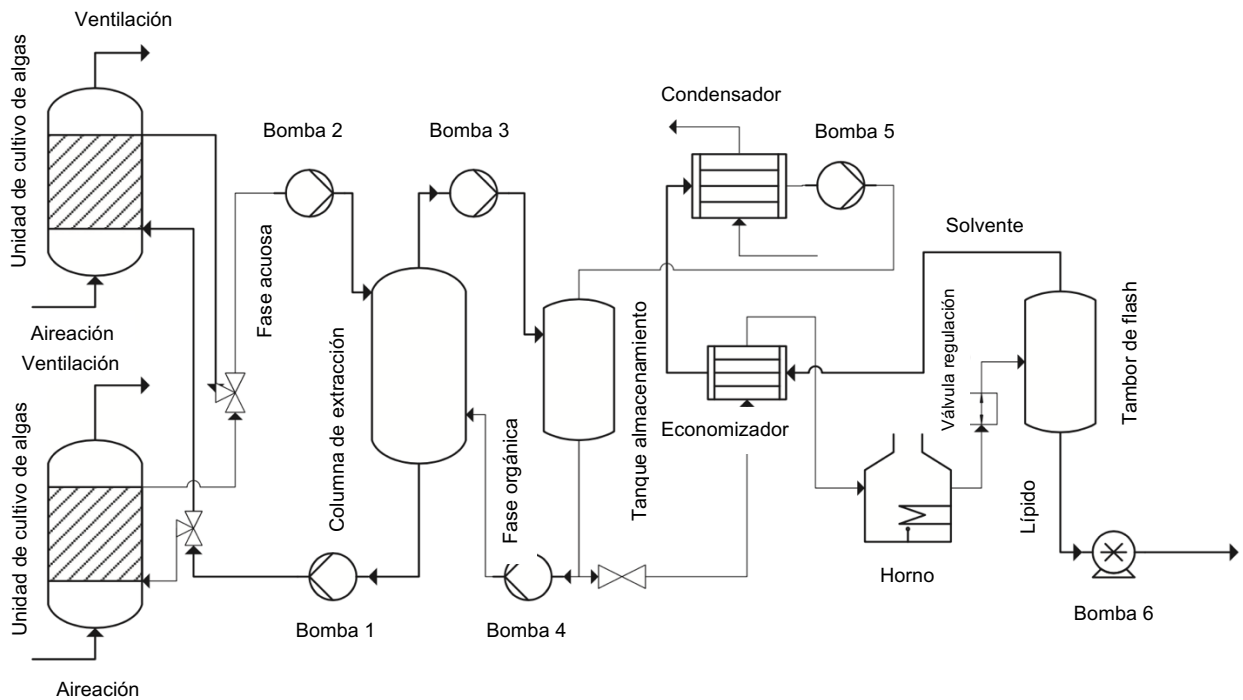
En esta propuesta, para el cultivo de microorganismos, las microalgas *Nannochloropsis oculata* se cultivaron en fotobiorreactores de columna de 8 L bajo condiciones controladas de luz roja continua, con flujo constante de aire. La concentración de nitrógeno se varió para estimular el crecimiento, mientras que se mantuvieron constantes el pH y la salinidad del medio de cultivo. En la separación de biomasa, esta se recuperó mediante centrifugación utilizando una centrífuga SORVALL RT7 a 20 °C y 3000 rpm durante 10 minutos. Se utilizó este método por su capacidad para concentrar la biomasa sin inducir la lisis celular prematura, lo que es clave para no comprometer la integridad celular antes de las siguientes etapas (Mayorga, 2022)

Después de la centrifugación, la biomasa fue secada en un horno a 60 °C durante 24 horas. El secado fue necesario para eliminar el exceso de agua antes de la extracción de lípidos, y el horno fue seleccionado para controlar la temperatura y evitar la oxidación de los lípidos. La disrupción celular se llevó a cabo utilizando una licuadora convencional a alta velocidad, aplicando estrés

mecánico por 15 minutos a 12000 rpm. Este método fue seleccionado por ser eficiente en la ruptura de las paredes celulares de *Nannochloropsis* y su fácil escalabilidad (Mayorga, 2022).

Para la extracción de lípidos con solventes, se utilizó el método de Bligh y Dyer, que consiste en la mezcla de cloroformo (2:1) para disolver los lípidos en la fase orgánica. Este método fue elegido por su alta eficiencia en la separación de los lípidos de los componentes celulares no deseados y por los resultados que comprobaron esto en la experimentación revisada. Posterior a la extracción de lípidos, se realizó la decantación utilizando una ampolla de decantación durante 2 horas para permitir la separación de fases. La fase orgánica que contenía los lípidos se drenó cuidadosamente para su posterior procesamiento. Finalmente, los solventes fueron eliminados mediante destilación simple, proceso en el cual se evaporaron los solventes volátiles para recuperar los lípidos. La evaporación fue elegida por su eficiencia en la recuperación de lípidos y la posibilidad de reutilizar los solventes (Mayorga, 2022).

Figura 4. Diagrama de flujo del proceso general de extracción de lípidos a partir de microalgas



Fuente: (Nezammahalleha et al., 2018)

En este proceso conceptual, el solvente (n-heptano o n-decano, dependiendo del tipo de lípido) es bombeado hacia una columna de extracción donde se mezcla con la fase acuosa que contiene la biomasa de microalgas. La columna está diseñada para agitar las dos fases de manera que el solvente pueda extraer los lípidos de las células de las algas. Este proceso de mezcla dura solo unos minutos, lo suficiente para maximizar la eficiencia de la extracción. Una vez completada la extracción,

la fase orgánica (solvente + lípidos) se transfiere a un tanque de almacenamiento. Desde este tanque, el flujo se divide en dos partes. La primera parte es reutilizada para la siguiente ronda de extracción, y la segunda parte se envía a la siguiente etapa de separación (Nezammahalleha et al., 2018).

El solvente que regresa al sistema pasa primero por un economizador y luego es bombeado nuevamente a la columna de extracción, donde se mantiene en condiciones controladas de temperatura y presión. Este flujo continuo asegura que el solvente mantenga su capacidad extractora sin interrupciones significativas en el proceso. Más aún, en el tambor de destilación *flash*, la mezcla de solvente y lípido se calienta a altas temperaturas y se somete a una disminución rápida de presión (mediante válvulas de estrangulación), lo que permite la separación de los lípidos del solvente en tambores de destilación *flash*. Estos tambores operan a presiones diferentes según el tipo de solvente y lípido que se esté separando (n-heptano/squaleno o n-decano/TAG). El solvente vaporizado es enfriado posteriormente en un condensador y luego reutilizado en el proceso de extracción. Después de la separación y el solvente condensado y recuperado, este se vuelve al tanque de almacenamiento para ser utilizado nuevamente en el sistema. Los lípidos extraídos, por otro lado, se almacenan para su posterior procesamiento o venta (Nezammahalleha et al., 2018).

Esta propuesta conceptual del diagrama refleja un proceso continuo en el cual el solvente es reciclado y el sistema está ajustado para minimizar las pérdidas, tanto de solvente como de energía. La fase de separación es particularmente importante, ya que se logra una alta pureza del lípido extraído (>98 %) y una recuperación del solvente cercana al 99 %, lo que reduce los costos operativos. La elección del equipo, como las columnas de extracción y los tambores *flash*, en este caso fue justificada por su capacidad de manejar grandes volúmenes de fluido con alta eficiencia de separación (Nezammahalleha et al., 2018).

E. Industria y mercado de biodiésel

1. Contexto legislativo nacional

En Guatemala, El Decreto 109-97, conocido como la Ley de Comercialización de Hidrocarburos, y su reglamento, el Acuerdo Gubernativo 522-99, establecen el marco legal para la producción, refinación, almacenamiento, transporte y comercialización de hidrocarburos en Guatemala. El objetivo principal de la ley es fomentar un mercado de libre competencia que beneficie tanto a los consumidores como a la economía nacional. Se busca que las actividades relacionadas con los hidrocarburos se desarrollen de manera eficiente, cumpliendo con normas de seguridad y protección del medio ambiente, y asegurando la exactitud en los volúmenes y pesos de los productos comercializados. La ley abarca toda la cadena de comercialización de hidrocarburos, desde la importación, refinación y transformación, hasta el almacenamiento, transporte y venta al detalle.

Cualquier entidad que desee participar en estas actividades debe cumplir con una serie de requisitos y obtener las licencias correspondientes, gestionadas por el Ministerio de Energía y Minas a través de la Dirección General de Hidrocarburos. Los requisitos para obtener licencias incluyen la presentación de documentación legal, estudios de impacto ambiental (cuando la capacidad de almacenamiento excede los 151,400 litros) et al. documentos técnicos. La Dirección tiene un plazo máximo de 20 días hábiles para resolver las solicitudes de licencias (Ministerio de Energía y Minas [MEM], 2007).

Uno de los puntos clave de la ley es la libertad de precios. Las empresas tienen el derecho de establecer los precios de sus productos y servicios, los cuales deben reflejar las condiciones del mercado tanto a nivel nacional como internacional. En caso de que se detecten distorsiones de precios en cualquier etapa de la cadena de comercialización, el Ministerio puede intervenir y fijar precios de referencia utilizando, por ejemplo, reportes de la Costa del Golfo de los Estados Unidos como base de cálculo. En cuanto a la importación de hidrocarburos, cualquier persona o empresa puede realizarla, siempre que cumpla con los requisitos establecidos por la ley y obtenga la Licencia de Importador. Los importadores están obligados a proporcionar información detallada sobre sus operaciones, incluidos los volúmenes importados, los precios de compra (FOB o CIF), el país de origen y la vía de importación. Los informes deben presentarse mensualmente, así como una programación anual de las importaciones (Ministerio de Energía y Minas [MEM], 2007).

El almacenamiento de hidrocarburos también está regulado. Cualquier persona o empresa puede operar depósitos de almacenamiento, siempre y cuando cumpla con los estudios de impacto ambiental si la capacidad de almacenamiento excede los 151,400 litros. Las licencias para operar depósitos de almacenamiento tienen una vigencia de cinco años, renovable. En el ámbito de la refinación y transformación, las empresas pueden instalar y operar refinerías o plantas de transformación de hidrocarburos, siempre que obtengan la licencia correspondiente y cumplan con las especificaciones técnicas y de seguridad requeridas, basadas en normas internacionales como ANSI, API, ASME y ASTM. La exportación de hidrocarburos también está sujeta a licencia. Las empresas deben proporcionar detalles sobre el volumen, destino y medio de transporte de los productos que planean exportar. Además, la Dirección General de Hidrocarburos evaluará cada solicitud para asegurarse de que la exportación no cause desabastecimiento interno o distorsión de precios en el mercado local (Ministerio de Energía y Minas [MEM], 2007).

En cuanto a las sanciones, la ley establece un sistema de unidades de multa con un valor de 1,000 quetzales cada una. Las infracciones más graves, como la cuota discriminatoria o la coacción de precios, pueden ser sancionadas con multas de hasta 4,000 unidades. Otras infracciones, como operar sin la licencia adecuada, pueden llevar a multas de 100 unidades. La protección ambiental es otro aspecto fundamental de la ley. Se establecen límites estrictos sobre el contenido de azufre en

los combustibles, como un máximo del 0.5 % en masa en el diésel y 0.15 % en masa en la gasolina. Además, las empresas deben contar con seguros para cubrir cualquier daño ambiental o a terceros que pueda resultar de sus operaciones (Ministerio de Energía y Minas [MEM], 2007).

Finalmente, la ley establece plazos claros para la vigencia y renovación de licencias. Las licencias de importación, refinación y transporte estacionario son indefinidas, mientras que otras, como las de estaciones de servicio y transporte móvil, tienen una vigencia de entre 3 y 5 años, según la actividad (Ministerio de Energía y Minas [MEM], 2007).

2. Mezclas de biodiésel

El biodiésel puede ser utilizado en forma pura (B100) o mezclado con diésel de petróleo. Las mezclas más comunes incluyen B2 (2 % de biodiésel), B5, y B20. Entonces, se utiliza generalmente como base para producir mezclas de menor porcentaje y rara vez se usa como combustible de transporte (U.S. Department of Energy, 2022).

a. Mezclas de bajo nivel

ASTM International desarrolla especificaciones para una amplia variedad de productos, incluyendo el combustible diésel convencional (ASTM D975). Esta especificación permite concentraciones de biodiésel de hasta B5 para ser llamadas combustible diésel, sin necesidad de etiquetado adicional en la bomba. Las mezclas de biodiésel de bajo nivel, como B5, están aprobadas por ASTM para una operación segura en cualquier motor de encendido por compresión diseñado para funcionar con diésel de petróleo. Esto puede incluir automóviles y camiones diésel livianos y pesados, tractores, barcos y generadores eléctricos (U.S. Department of Energy, 2022).

b. B20

B20 es una mezcla común porque representa un buen equilibrio entre costo, emisiones, rendimiento en climas fríos y compatibilidad con motores convencionales. La mayoría de los usuarios de biodiésel compran B20 o mezclas menores a sus distribuidores habituales de combustible o a comercializadores de biodiésel. Las flotas reguladas que utilizan mezclas de biodiésel del 20 % o más califican para créditos de uso de combustible de biodiésel bajo la Ley de Política Energética de Estados Unidos de 1992 (U.S. Department of Energy, 2022).

B20 debe cumplir con los estándares de calidad prescritos especificados en ASTM D7467. Generalmente, B20 y mezclas de nivel inferior pueden utilizarse en motores actuales sin modificaciones. De hecho, muchos fabricantes originales de motores diésel (OEMs) aprueban el uso de B20. Los usuarios deben siempre consultar las declaraciones de garantía de sus vehículos y motores antes de usar biodiésel. Los motores que funcionan con B20 tienen un consumo de

combustible, caballos de fuerza y torque similares a los motores que usan diésel de petróleo. B20, con un 20 % de contenido de biodiésel, tendrá entre un 1 y 2 % menos de energía por galón que el diésel de petróleo, pero muchos usuarios de B20 reportan no notar diferencias en el rendimiento o en la economía de combustible. El biodiésel también ofrece algunos beneficios de emisiones, especialmente para motores fabricados antes de 2010. Para los motores equipados con sistemas de reducción catalítica selectiva (SCR), los beneficios para la calidad del aire son los mismos, ya sea que funcionen con biodiésel o con diésel de petróleo. Sin embargo, el biodiésel aún ofrece mayores beneficios en cuanto a emisiones de gases de efecto invernadero en comparación con el diésel convencional. El beneficio de las emisiones es aproximadamente proporcional al nivel de mezcla; es decir, B20 tendría un 20 % del beneficio de reducción de emisiones de B100 (U.S. Department of Energy, 2022).

c. B100 y mezclas de alto nivel

B100 y otras mezclas de biodiésel de alto nivel se usan menos comúnmente como combustible de transporte que B20 y mezclas inferiores debido a la falta de incentivos regulatorios y precios. Materiales compatibles con biodiésel para ciertas partes, como mangueras y juntas, permiten que B100 se use en algunos motores fabricados desde 1994. B100 tiene un efecto solvente; puede limpiar el sistema de combustible de un vehículo y liberar depósitos acumulados por el uso de diésel de petróleo. La liberación de estos depósitos puede obstruir inicialmente los filtros y requerir reemplazos frecuentes de los mismos en los primeros tanques de mezclas de alto nivel (U.S. Department of Energy, 2022).

Al usar mezclas de alto nivel, deben considerarse varios factores. El biodiésel puro contiene menos energía en base volumétrica que el diésel de petróleo. Por lo tanto, cuanto mayor sea el porcentaje de biodiésel (por encima del 20 %), menor será el contenido de energía por galón. Las mezclas de biodiésel de alto nivel también pueden afectar las garantías del motor, gelificarse en bajas temperaturas y presentar problemas de almacenamiento únicos. El uso de B100 también podría aumentar las emisiones de óxidos de nitrógeno, aunque reduce significativamente otras emisiones tóxicas. Más aún, B100 requiere un manejo especial y puede requerir modificaciones en el equipo (U.S. Department of Energy, 2022).

3. Escalas de producción de biodiésel a nivel mundial

La producción de biodiesel ha experimentado un notable crecimiento en Europa en las últimas décadas, impulsada por la necesidad de reducir las emisiones de gases de efecto invernadero y la dependencia de los combustibles fósiles. Este avance ha dado lugar a la implementación de plantas de biodiesel en varios países europeos, con capacidades de producción que varían

significativamente según la ubicación, el acceso a materias primas y el apoyo de políticas gubernamentales (Körbitz et al., 2004).

En Austria, la producción de biodiesel comenzó en 1988 con instalaciones pequeñas, tales como las cooperativas agrícolas que producían hasta 500 toneladas anuales. Sin embargo, con el tiempo, las capacidades de las plantas aumentaron considerablemente. Por ejemplo, la planta en Bruck, que comenzó con una capacidad de 15,000 toneladas anuales en 1993, aumentó su producción a 25,000 toneladas en los años siguientes. Otra planta en Arnoldstein, una de las más recientes, proyectaba llegar a 50,000 toneladas para el año 2005. Esta expansión refleja no solo la creciente demanda de combustibles renovables, sino también la eficacia del uso de materias primas diversas como aceites reciclados y grasas animales (Körbitz et al., 2004).

Por otro lado, la República Checa implementó el programa "Oleoprogram" entre 1992 y 1996, con el objetivo de impulsar la producción nacional de biodiesel. Gracias a este programa, se establecieron 16 plantas con una capacidad total de 63,500 toneladas anuales. Aunque este programa concluyó en 2001, permitió que la industria checa produjera 67,200 toneladas de biodiesel para el año 2000. El mayor productor del país, Setuza, es responsable de procesar 150,000 toneladas de colza anuales, de las cuales obtiene 53,000 toneladas de biodiésel, lo que demuestra la importancia del apoyo estatal en la consolidación de la industria (Körbitz et al., 2004).

En Francia, uno de los líderes europeos en producción de biodiesel, la capacidad de producción ha superado las 420,000 toneladas anuales desde 2003. Desde los años 90, Francia ha fomentado el uso del biodiesel con políticas que incentivaron su mezcla con diésel fósil hasta un 5 %. Este enfoque ha facilitado el crecimiento de la industria, que tiene como objetivo alcanzar una producción que cubra el 2 % de la demanda de combustibles del país, lo que requeriría el cultivo de oleaginosas en 440,000 hectáreas. Francia destaca no solo por la magnitud de su capacidad de producción, sino también por su estructura industrial consolidada, compuesta por unos pocos grandes productores con estrategias de marketing conjuntas (Körbitz et al., 2004).

Sin embargo, el mayor productor de biodiesel en Europa es Alemania, con 23 plantas que tienen una capacidad instalada de 1,056,000 toneladas anuales. El país ha sido pionero en la comercialización de biodiesel, con una red de más de 1,500 estaciones de servicio que lo ofrecen al público. Desde 1995, cuando se inició la producción comercial a gran escala con una planta de 80,000 toneladas, la capacidad ha crecido exponencialmente, superando el millón de toneladas en 2003. Este crecimiento ha sido facilitado por la exención de impuestos a los combustibles no fósiles, lo que ha incentivado tanto la inversión en nuevas plantas como el consumo de biodiesel en todo el país (Körbitz et al., 2004).

Finalmente, en España, la planta Stocks del Valles S.A. en Montmelo tiene una capacidad de producción de 45,000 toneladas anuales. Esta planta utiliza tanto aceites vegetales vírgenes como reciclados, reflejando la tendencia creciente en Europa de diversificar las fuentes de materias primas para la producción de biodiesel. Además, la ubicación estratégica de la planta cerca de puertos marítimos facilita el acceso a aceites importados, lo que reduce los costos de transporte y mejora la competitividad del biodiesel producido en España (Körbitz et al., 2004).

En conclusión, la producción de biodiesel en Europa ha crecido significativamente en los últimos años, con capacidades de producción que varían desde pequeñas plantas de 500 toneladas hasta grandes instalaciones con capacidades superiores a 1 millón de toneladas anuales. Los países líderes, como Alemania, Francia e Italia, han implementado políticas que favorecen el desarrollo de la industria, mientras que otros países como Austria, la República Checa y Eslovaquia están expandiendo su producción a través de inversiones en nuevas tecnologías y el uso de materias primas recicladas. Esta tendencia subraya el papel fundamental que el biodiesel juega en la transición hacia una economía más sostenible y menos dependiente de los combustibles fósiles (Körbitz et al., 2004).

En el caso de la producción de biodiesel en Estados Unidos y América Latina, se caracteriza por diferencias significativas en la capacidad de producción y en las políticas que impulsan su crecimiento. Estados Unidos es uno de los líderes mundiales en la producción de biodiesel. En 2023, la capacidad instalada en el país superaba los 2.5 mil millones de galones anuales, con más de 85 plantas de producción en operación. La mayor concentración de plantas se encuentra en el Medio Oeste, donde se produce el 72 % del biodiesel, impulsado principalmente por el uso de aceite de soja como materia prima. Estados como Iowa tienen la mayor capacidad de producción, alcanzando casi 445 millones de galones al año. Esta industria ha crecido gracias a políticas de incentivos como los créditos fiscales y los mandatos de mezcla de biocombustibles en el combustible fósil, lo que ha estimulado tanto la inversión en infraestructura como el consumo (Körbitz et al., 2004).

En América Latina, Argentina es el principal productor de biodiesel, especialmente debido a la abundancia de soja, que se utiliza como la materia prima dominante. En 2021, la capacidad de producción de biodiesel en Argentina se estimaba en 1.54 mil millones de litros anuales, a pesar de una caída en la demanda interna y de las exportaciones, afectadas por la pandemia y la recesión económica. Las exportaciones argentinas de biodiesel, principalmente hacia la Unión Europea, alcanzaron los 1.1 mil millones de litros, lo que muestra su capacidad de competir a nivel internacional. Brasil, el otro gigante de América Latina, tiene una industria de biodiesel en constante crecimiento. En 2021, la capacidad de producción era de aproximadamente 6 millones de metros cúbicos (6 mil millones de litros) al año, y el país implementó un mandato de mezcla de biodiesel con diésel fósil del 10 %, lo que ha asegurado un mercado interno sólido para los productores. Además,

Brasil utiliza una gama de materias primas más diversa que otros países, incluyendo aceite de soja, grasas animales y aceites reciclados (Körbitz et al., 2004).

En otros países de la región, la producción de biodiesel es más limitada, aunque sigue creciendo. Colombia, por ejemplo, ha impulsado la industria con incentivos para el uso de aceite de palma como materia prima, mientras que México ha comenzado a explorar el potencial del biodiesel utilizando aceites reciclados, aunque su capacidad instalada sigue siendo pequeña en comparación con Argentina o Brasil (Körbitz et al., 2004).

4. Escalas de producción de diésel en Guatemala

Para la cobertura de un 5 % de la producción anual de diésel a nivel nacional, se estima que la cobertura de este porcentaje corresponde a 21,107.91 barriles. Este cálculo refleja una pequeña proporción de la producción total de diésel en el país, tomando en cuenta las necesidades actuales del mercado. Más aún, la cobertura del 5 % de la importación anual de diésel bajo en azufre equivale a 676,729.5 barriles, lo que representa una parte significativa de las importaciones, dado que el diésel bajo en azufre es una opción preferida por su menor impacto ambiental. Desde el punto de vista de la importación mensual por la mayor importadora de diésel, Chevron Guatemala, se trae al país 338,398.95 barriles de diésel cada mes. Este número es clave para entender el papel de las grandes empresas en la cadena de suministro de combustibles en el país (Ministerio de Energía y Minas [MEM], 2020).

Entonces, para satisfacer el 5 % de la demanda de diésel bajo en azufre con biodiésel B5, se necesitarían 59,088 barriles al mes, lo que equivale a 2,954.4 barriles diarios, considerando 20 días hábiles por mes. De la misma manera, si se quisiera cubrir el 2 % de la demanda de diésel bajo en azufre con biodiésel B2, serían necesarios 23,635.34 barriles mensuales, equivalentes a 35.44 barriles por hora en un ciclo de producción de 667 horas mensuales. Para cubrir el 50 % de esta demanda, por ejemplo, la producción horaria sería de 17.72 barriles por hora al mes (Ministerio de Energía y Minas [MEM], 2020).

F. Solventes

Un solvente es una sustancia capaz de disolver un soluto para formar una solución homogénea. En química, los solventes se clasifican en polares y no polares. Los solventes polares, como el agua, tienen moléculas con una distribución asimétrica de carga eléctrica, lo que les permite disolver compuestos iónicos y polares. Los solventes no polares, como el hexano, no presentan esta distribución de carga y son efectivos para disolver compuestos no polares, como lípidos y aceites. Los solventes desempeñan un papel crucial en los procesos de extracción, ya que su elección

determina la eficiencia con la que se pueden extraer los componentes deseados de una mezcla compleja (Christie y Han, 2010).

En el contexto de la extracción de lípidos, el solvente debe ser seleccionado cuidadosamente para garantizar que interactúe adecuadamente con los lípidos y facilite su separación de la matriz celular. La solubilidad, la selectividad y la volatilidad son características importantes que considerar en un solvente. La solubilidad se refiere a la capacidad del solvente para disolver los lípidos, la selectividad indica qué tan específico es el solvente para los lípidos en comparación con otros componentes celulares, y la volatilidad se relaciona con la facilidad de eliminación del solvente después de la extracción (Christie y Han, 2010).

1. Solventes orgánicos

Los solventes orgánicos son compuestos químicos que contienen átomos de carbono en su estructura y son capaces de disolver una amplia variedad de sustancias orgánicas, incluidos los lípidos. Ejemplos comunes de solventes orgánicos incluyen el cloroformo, el metanol, el hexano y el éter de petróleo. Estos solventes se caracterizan por su capacidad para disolver compuestos orgánicos debido a su polaridad variable y a su capacidad para formar interacciones específicas con las moléculas del soluto (Christie y Han, 2010).

El cloroformo y el metanol son especialmente importantes en la extracción de lípidos debido a sus propiedades químicas. El cloroformo es un solvente no polar, lo que lo hace efectivo para disolver lípidos neutros y no polares. Por otro lado, el metanol es un solvente polar que puede disolver lípidos más polares, como los fosfolípidos. La combinación de ambos solventes permite la extracción de una amplia gama de lípidos de una muestra biológica. Otros solventes orgánicos, como el hexano, se utilizan para la extracción selectiva de aceites y lípidos no polares debido a su baja polaridad y alta capacidad de solvatar moléculas hidrofóbicas (Christie y Han, 2010).

2. Extracción de lípidos

La extracción de lípidos con solventes orgánicos es un proceso basado en la solubilidad diferencial de los lípidos en solventes no polares y polares. Los lípidos, debido a su naturaleza hidrofóbica, son poco solubles en agua, lo que hace necesario el uso de solventes orgánicos para su extracción. El método más común para la extracción de lípidos es la técnica de Bligh y Dyer, que utiliza una mezcla de cloroformo, metanol y agua para facilitar la extracción (Christie y Han, 2010).

En este método, la mezcla de cloroformo y metanol se utiliza para romper las membranas celulares y solubilizar los lípidos. El cloroformo, debido a su naturaleza no polar, extrae los lípidos neutros,

mientras que el metanol facilita la disolución de lípidos más polares al interferir con las interacciones entre los lípidos y otros componentes celulares, como proteínas y carbohidratos. La adición de agua provoca la formación de dos fases: una fase orgánica rica en cloroformo que contiene los lípidos y una fase acuosa que contiene los componentes hidrofílicos. Los lípidos migran preferentemente hacia la fase orgánica, donde pueden ser separados y purificados (Christie y Han, 2010).

Otros métodos de extracción, como el Soxhlet, utilizan solventes como hexano o éter de petróleo en un proceso continuo de destilación y condensación. Este método permite la extracción eficiente de lípidos a partir de una gran variedad de muestras, aunque generalmente se limita a lípidos no polares. La elección del método y de los solventes depende de la naturaleza de la muestra, el tipo de lípidos que se desea extraer y los requisitos del proceso (Christie y Han, 2010).

Figura 5. Proceso de extracción de lípidos utilizando cloroformo y metanol



Fuente: (Ortega-Clemente et al., 2024).

3. Selección de solventes

La selección de solventes para la extracción de lípidos se basa en la regla de "lo semejante disuelve a lo semejante", lo que significa que los lípidos no polares se disuelven mejor en solventes no polares y los lípidos polares en solventes polares. El cloroformo y el metanol son una combinación clásica para la extracción de lípidos de muestras biológicas complejas, como microalgas o tejidos animales. La combinación de estos solventes permite extraer eficientemente una amplia gama de lípidos, desde triglicéridos hasta fosfolípidos (Ortega-Clemente et al., 2024).

En la extracción de lípidos, los mecanismos involucrados incluyen la solubilización de los lípidos en la fase orgánica y su posterior separación de la fase acuosa. En un sistema bifásico, como en el método de Bligh y Dyer, los lípidos se disuelven en la fase orgánica debido a su afinidad con los solventes no polares, mientras que los componentes hidrofílicos permanecen en la fase acuosa. La eficiencia de la extracción depende de la capacidad del solvente para romper las interacciones

lipídicas con otros componentes celulares, como las proteínas, y para solubilizar los lípidos en su matriz. La temperatura y la agitación también juegan un papel crucial, ya que aumentan la solubilidad y la tasa de transferencia de masa de los lípidos hacia la fase orgánica (Ortega-Clemente et al., 2024).

4. Eficiencia de extracción

La relación entre el volumen de solvente y la cantidad de lisado (material celular) es un factor determinante en la eficiencia de la extracción de lípidos. Una relación solvente-lisado adecuada asegura la máxima solubilización de los lípidos sin llegar a la saturación de la fase orgánica. Por lo general, se emplean relaciones altas para garantizar una extracción completa, aunque esto implica el uso de grandes volúmenes de solventes, lo que puede aumentar los costos y las consideraciones ambientales (Christie y Han, 2010).

La eficiencia de extracción también depende de otros factores, como el tiempo de contacto entre el solvente y el lisado, la temperatura del proceso y la velocidad de agitación. Un tiempo de contacto adecuado permite una transferencia de masa suficiente de los lípidos a la fase orgánica. La temperatura, aunque puede mejorar la solubilidad de los lípidos, debe ser controlada para evitar la degradación térmica de compuestos lipídicos sensibles, como los ácidos grasos poliinsaturados. La agitación facilita la mezcla y aumenta el área de contacto entre las fases, mejorando la eficiencia de la extracción (Christie y Han, 2010).

G. Equipos industriales

1. Fotobiorreactores

El fotobiorreactor es un tipo innovador de reactor que tiene las ventajas de los reactores de biopelícula y los fotobiorreactores, y se puede utilizar para cultivar microalgas en instalaciones de tratamiento de aguas residuales. El principal beneficio de este tipo de sistema es su capacidad para usar la luz solar como fuente de energía para la fotosíntesis, lo que reduce la necesidad de carbono de fuentes externas. Fotobiorreactor es un término que se utiliza para referirse a cualquier proceso o dispositivo que aprovecha la luz solar para transformar materia orgánica en biomasa. También puede referirse a un recipiente sellado equipado con iluminación artificial para cultivar organismos fotoautotróficos como algas, cianobacterias, bacterias, hongos, etc. Utiliza la luz solar como fuente principal de energía. Esta tecnología se usa ampliamente en sistemas de tratamiento de aguas residuales para eliminar nutrientes del agua residual. Además, se ha descubierto que ciertas especies de algas pueden producir compuestos importantes como pigmentos, proteínas, lípidos, carbohidratos, vitaminas, polisacáridos, entre otros (Martin, 2024).

El principio fundamental de los fotobiorreactores es convertir la luz solar en energía química mediante el uso del proceso de fotosíntesis. Los tipos más comunes de fotobiorreactores son los reactores tubulares, planos y de columna de burbujeo. Los reactores de placa plana están compuestos por dos placas paralelas separadas por aproximadamente 0.5-1 metros. Generalmente, se construyen con materiales plásticos o de vidrio. Los reactores tubulares tienen una forma circular y suelen estar contruidos con tubos de acero inoxidable. Los reactores de columna de burbujeo son similares a columnas altas donde las burbujas de gas ascienden en el medio fluido. Estos dispositivos se emplean con frecuencia para el tratamiento de aguas residuales, ya que pueden mezclar eficazmente y permiten la eliminación efectiva de sólidos suspendidos en el agua (Martin, 2024).

a. Tipos de fotobiorreactores

1) Sistemas abiertos

El primer método de producción controlada de especies fototróficas fue el uso de un estanque abierto natural (también conocido como estanque de carril artificial o "raceway"). La suspensión de cultivo que contiene todos los nutrientes esenciales y dióxido de carbono se mueve en un ciclo continuo que es iluminado directamente por la luz solar a través de su superficie. Los estanques tipo "raceway" continúan siendo empleados en la industria debido a sus menores costos operativos en comparación con los PBR cerrados. Sin embargo, ofrecen un control inadecuado sobre las condiciones de reacción, ya que dependen de fuentes de luz del entorno y del dióxido de carbono, además del potencial de contaminación por otros microorganismos. Las tecnologías abiertas también provocan la pérdida de agua por evaporación hacia la atmósfera (Martin, 2024).

2) Sistemas cerrados

La construcción de PBR cerrados reduce el riesgo de pérdidas de agua del sistema y disminuye la posibilidad de contaminación. Aunque los sistemas cerrados son más eficientes en rendimiento que los sistemas abiertos debido a los beneficios mencionados, deben ser mejorados para que sean apropiados para la producción de productos de bajo costo, ya que la densidad celular sigue siendo insuficiente debido a varios factores limitantes. Los fotobiorreactores modernos han intentado lograr un equilibrio con una suspensión de cultivo en una película muy delgada, iluminación óptima, menor uso de energía para las bombas, menor gasto de capital y mayor pureza de la población microbiana. Sin embargo, la atenuación de la luz y un aumento en las demandas de CO₂ con el crecimiento son dos de los cambios más probables en los cultivos fototróficos, lo que limita severamente la eficiencia de los fotobiorreactores (Martin, 2024).

La acumulación de oxígeno de fuentes fotosintéticas a medida que las microalgas crecen en fotobiorreactores se cree que es un elemento clave, pero se ha demostrado mediante modelos dinámicos que los niveles de oxígeno disuelto que exceden el 400 % de la saturación del aire no son

inhibitorios cuando la densidad celular es lo suficientemente alta como para bloquear la intensidad de la luz en las etapas posteriores del cultivo de microalgas. Se han evaluado numerosos métodos diferentes, pero solo un puñado de enfoques se podría utilizar a gran escala (Martin, 2024).

a) Fotobiorreactores tubulares

Compuestos por tubos de vidrio o plástico, estos fotobiorreactores funcionan bien a escala de producción. Los tubos se colocan vertical u horizontalmente y están conectados a una instalación central que incluye sensores, bombas, así como CO₂ y nutrientes. Los fotobiorreactores con estructuras tubulares se utilizan en todo el mundo, desde el laboratorio hasta escalas de fabricación, por ejemplo, para producir el carotenoide astaxantina a partir de la microalga verde *Haematococcus p.* o para producir suplementos alimenticios a partir de la microalga *Chlorella vulgaris*. Los fotobiorreactores se benefician de los niveles de pureza y su alta eficiencia de producción. La producción de biomasa se logra con un nivel de calidad superior, y el alto contenido de biomasa al final de la producción permite un procesamiento posterior eficiente en términos de energía (Martin, 2024).

Figura 6. Fotobiorreactor tubular



Fuente: (Martin, 2024).

b) Fotobiorreactor de placas

Otro método de desarrollo se observa en la construcción de placas de vidrio o plástico. Las placas, con varios diseños técnicos, se colocan sobre una capa delgada de suspensión que proporciona la mejor fuente de luz. Además, el diseño menos complicado en comparación con los reactores tubulares permite el uso de plásticos más económicos. De la variedad de ideas, como los patrones de flujo de diseño que serpentean y los diseños con gases en la parte inferior, se han implementado y demostrado buenos resultados. Las ventajas de los fotobiorreactores con tubos tubulares a escala de producción también se pueden transferir a la escala de laboratorio. La combinación del recipiente de vidrio con una fina bobina de tubos puede permitir tasas de producción de biomasa adecuadas

en la escala de laboratorio. Gracias a un sistema de control sofisticado, la regulación de las condiciones ambientales puede alcanzar una calidad extremadamente alta (Martin, 2024).

Figura 7. Fotobiorreactor de placas

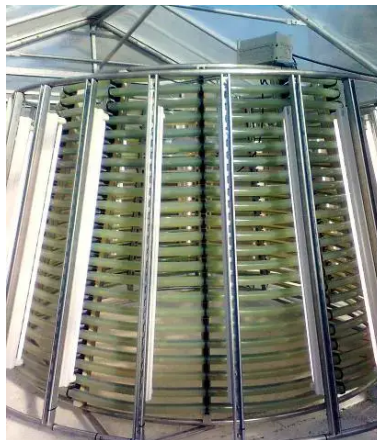


Fuente: (Martin, 2024).

c) Fotobiorreactor en forma de árbol de Navidad

Un enfoque diferente se demuestra con un fotobiorreactor construido en forma de una estructura geométrica cónica y equipado con un sistema de doble manguera transparente conectada en espiral. Esto crea un diseño similar a un árbol de Navidad. Los sistemas tubulares se construyen en módulos y, en teoría, podrían adaptarse al aire libre a escala agrícola. La ubicación del área dedicada no es esencial, como en el caso de otros sistemas cerrados; por lo tanto, también se puede utilizar tierra no cultivable. La selección de materiales debe evitar la bioincrustación y garantizar niveles altos de biomasa. La combinación de turbulencia con el concepto cerrado permitirá una operación sin desorden y un alto nivel de disponibilidad operativa (Martin, 2024).

Figura 8. Fotobiorreactor en forma de árbol de Navidad

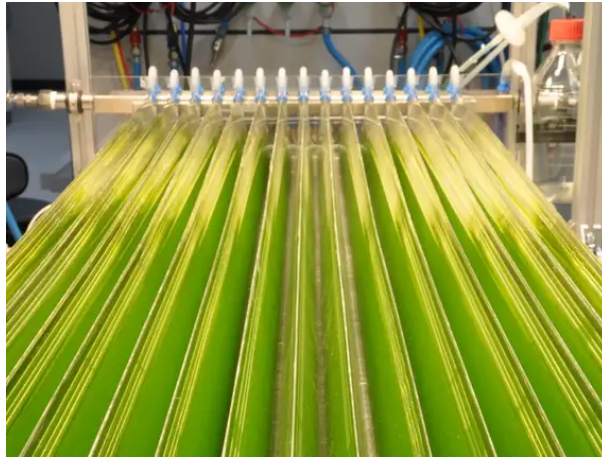


Fuente: (Martin, 2024).

d) Fotobiorreactor horizontal

El fotobiorreactor es una placa alargada con picos y valles dispuestos a intervalos regulares. Esta geometría da lugar a la dispersión de la luz reflejada en una mayor área, lo que equivale a un efecto de dilución. Esto también puede ayudar a resolver uno de los problemas más fundamentales en el cultivo fototrófico, ya que muchas especies de microalgas son sensibles a los niveles de luz intensa. La mayoría de las microalgas sufren del fenómeno de saturación de luz a niveles bajos de intensidad lumínica, que son significativamente menores que la intensidad máxima de la luz solar, alrededor de 2000 W/m^2 . De la misma manera, se puede utilizar una mayor cantidad de luz para aumentar la eficiencia de la fotoconversión. La mezcla se logra mediante una bomba rotativa que crea una rotación cilíndrica del caldo de cultivo. A diferencia de los reactores verticales, los reactores horizontales consisten solo en capas delgadas de medio que tienen una menor presión hidrodinámica. Esto puede tener un efecto positivo en la energía requerida y también reduce los costos de los materiales en el proceso (Martin, 2024).

Figura 9. Fotobiorreactor horizontal



Fuente: (Martin, 2024).

e) Fotobiorreactor de lámina

La presión de los precios del mercado ha llevado al desarrollo de fotobiorreactores basados en láminas. Láminas baratas de PVC y PE se colocan en recipientes o bolsas que cubren las suspensiones de algas y las exponen a la luz solar. Los precios de los fotobiorreactores han aumentado con el uso de sistemas de láminas. El fotobiorreactor es una placa alargada con picos y valles dispuestos a distancia regular. Esta geometría da lugar a la dispersión de la luz reflejada en el área más grande, lo que equivale a un efecto de dilución. Esto también ayuda a resolver uno de los problemas más fundamentales en la agricultura fototrófica, ya que muchas especies de microalgas son sensibles a los niveles de luz intensa. La mayoría de las microalgas sufren del

fenómeno de saturación de luz a bajos niveles de intensidad lumínica, que son significativamente menores que la intensidad máxima de la luz solar de alrededor de 2000 W/m². De la misma manera, se puede utilizar una mayor cantidad de luz para aumentar la eficiencia de la fotoconversión. La mezcla se logra mediante una bomba rotativa que crea una rotación cilíndrica del caldo de cultivo. A diferencia de los reactores verticales, los horizontales consisten en capas delgadas de medio que tienen una menor presión hidrodinámica. Esto puede tener un efecto positivo en la energía requerida y también reduce los costos de los materiales en el proceso (Martin, 2024).

f) Fotobiorreactor de sustrato poroso

El biorreactor de sustrato poroso (PSBR) que se está desarrollando en la Universidad de Colonia, también llamado sistema de doble capa, emplea un método novedoso para aislar las algas de una solución rica en nutrientes utilizando una superficie de reactor impermeable en la que las microalgas pueden encapsularse en biopelículas. Este método reduce hasta un 100 por ciento el volumen de agua requerido para operar en comparación con el método actual, que cultiva las algas en suspensión. Por esta razón, el procedimiento PSBR reduce drásticamente el requerimiento de energía al tiempo que aumenta la cantidad de algas que se pueden cultivar (Martin, 2024).

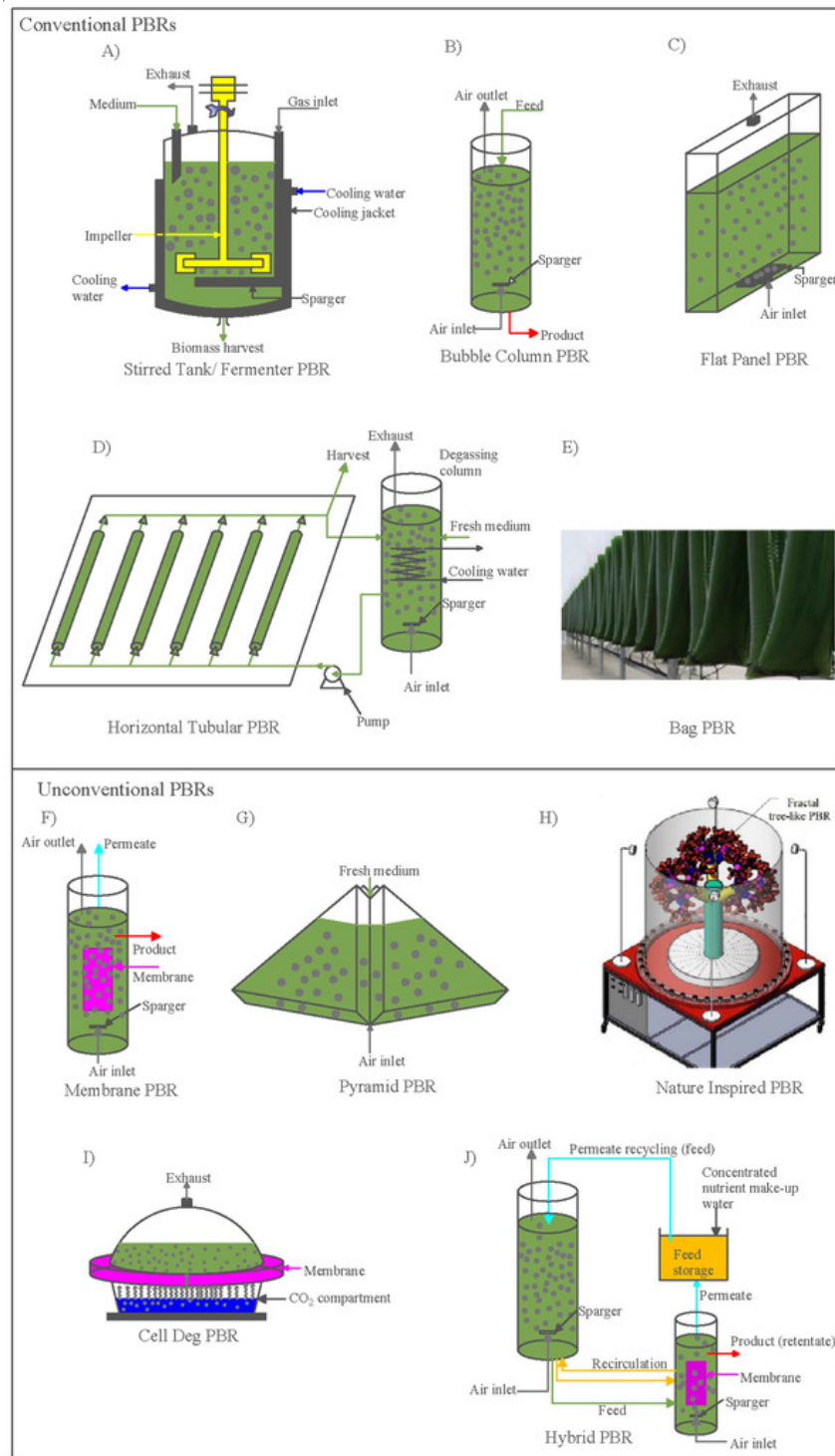
b. Diseño de fotobiorreactores

Un fotobiorreactor es un dispositivo utilizado para cultivar microorganismos usando la luz como fuente de energía. El diseño de un fotobiorreactor depende del microorganismo específico que se esté cultivando, así como del producto final deseado del proceso de cultivo. Algunas características comunes del diseño de un fotobiorreactor incluyen:

- Fuente de luz: los fotobiorreactores suelen utilizar fuentes de luz artificial, como bombillas LED o lámparas fluorescentes, para proporcionar la luz necesaria para la fotosíntesis. La intensidad y el espectro de la luz pueden personalizarse para optimizar el crecimiento de los microorganismos.
- Medio de cultivo: el medio de cultivo es el líquido o gel en el que se cultivan los microorganismos. Debe proporcionar los nutrientes necesarios y apoyar el crecimiento y el metabolismo de los microorganismos.
- Mezcla y aireación: los fotobiorreactores suelen incluir mecanismos para mezclar el medio de cultivo y proporcionar oxígeno a los microorganismos. Esto se puede lograr mediante agitación mecánica o burbujeando aire a través del medio de cultivo.
- Control de temperatura: la temperatura del fotobiorreactor debe controlarse cuidadosamente para favorecer el crecimiento de los microorganismos. Esto puede implicar el uso de elementos de calefacción o enfriamiento, así como aislamiento para mantener una temperatura estable.

- Control de pH: el pH del medio de cultivo debe mantenerse dentro de un rango específico para apoyar el crecimiento de los microorganismos. Esto puede implicar el uso de tampones de pH o la adición de ácido o base para ajustar el pH (Martin, 2024).

Figura 10. Diferentes PBRs: (A) tanque agitado/fermentador, (B) columna de burbujeo, (C) panel plano, (D) tubular horizontal, (E) PBR de bolsa, (F) PBR de membrana, (G) pirámide, (H) inspirado en la naturaleza, (I) CellDEG, (J) híbrido



Fuente: (Chanquia et al., 2022).

2. Mezclador

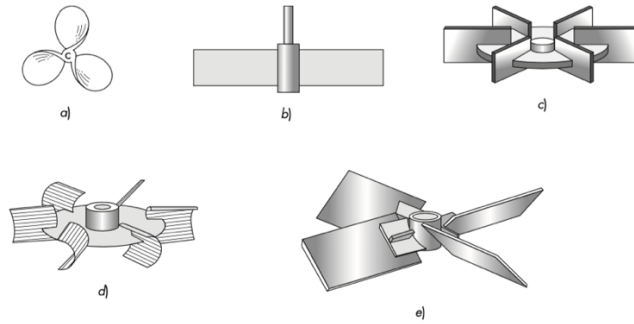
a. Impulsores (agitadores)

Los tres principales tipos de impulsores para líquidos de baja a moderada viscosidad son las hélices, turbinas e impulsores de alta eficiencia. Una hélice es un impulsor de flujo axial y alta velocidad que se utiliza para líquidos de baja viscosidad. Las hélices pequeñas giran con la misma velocidad que el motor, ya sea a 1150 o 1750 rpm; las grandes giran de 400 a 800 rpm. La dirección de la rotación se elige generalmente para impulsar el líquido a descender, y las corrientes de flujo que salen del impulsor continúan a través del líquido en una dirección determinada hasta que chocan con el fondo del tanque. La columna altamente turbulenta de remolinos de líquido que abandona el agitador arrastra al moverse el líquido estancado, probablemente en mayor proporción que una columna equivalente de una boquilla estacionaria. Las palas de la hélice cortan o cizallan vigorosamente el líquido. Debido a la persistencia de las corrientes de flujo, los agitadores de hélice son eficaces en tanques muy grandes (Sinnott, 2005).

Las más comunes son las hélices marinas de tres palas con paso cuadrado; para propósitos especiales a veces se emplean hélices de cuatro palas, dentadas y otros diseños. Las hélices rara vez superan las 18 in. de diámetro, independiente del tamaño del tanque. En tanque profundo es posible instalar dos o más hélices en el mismo eje, generalmente dirigiendo el líquido en la misma dirección (Sinnott, 2005).

Turbina: las corrientes que genera se desplazan hacia fuera hasta la pared del tanque y entonces fluyen hacia arriba o hacia abajo. Tales agitadores son llamados a veces paletas. En los tanques de proceso, los agitadores industriales típicos de paletas giran a velocidades comprendidas entre 20 y 150 rpm. La turbina de disco, con palas múltiples rectas instaladas en un disco horizontal (como el agitador de pala recta), crea zonas de alta velocidad de corte. Esta turbina es especialmente útil para la dispersión de un gas en un líquido. La turbina de disco de pala cóncava CD-6 se utiliza con frecuencia para la dispersión de gas. Una turbina de pala inclinada se emplea cuando la circulación global es importante (Sinnott, 2005).

Figura 11. Agitadores para líquidos de viscosidad moderada



Fuente: (Sinnott, 2005).

a) agitador marino de tres palas; b) turbina simple de pala recta; c) turbina de disco; d) agitador de pala cóncava CD-6 (Chemineer, Inc.); e) turbina de pala inclinada.

Diseño estándar de turbina: el diseñador de un tanque agitado dispone de un gran e inusual número de elecciones sobre el tipo y localización del agitador, las proporciones del tanque, el número y las proporciones de los deflectores y otros factores. Cada una de estas decisiones afecta la velocidad de circulación del líquido, los patrones de velocidad y el consumo de potencia. Como punto de partida para el diseño de los problemas ordinarios de agitación, generalmente se utiliza un agitador de turbina. Las proporciones típicas son:

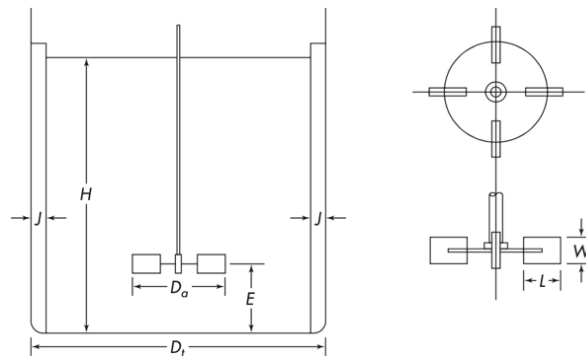
Ecuación 3. Proporciones típicas para el diseño de un agitador de turbina

$$\frac{D_a}{D_t} = \frac{1}{3} \quad \frac{H}{D_t} = 1 \quad \frac{j}{D_t} = \frac{1}{12}$$

$$\frac{E}{D_t} = \frac{1}{3} \quad \frac{W}{D_a} = \frac{1}{5} \quad \frac{L}{D_a} = \frac{1}{4}$$

Fuente: (Sinnott, 2005).

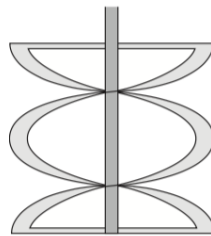
Figura 12. Mediciones de una turbina en un tanque de mezclado



Fuente: (Sinnott, 2005)

Por lo general, el número de deflectores es 4; el número de palas del agitador varía entre 4 y 16, pero generalmente son 6 u 8. Situaciones especiales pueden, por supuesto, considerar proporciones diferentes de las que se acaban de indicar; por ejemplo, quizá resulte ventajoso colocar el agitador más alto o bajo en el tanque, o tal vez sea necesario utilizar un tanque más profundo para lograr el resultado deseado. No obstante, las proporciones “estándar” listadas son ampliamente aceptadas y son la base de muchas correlaciones publicadas sobre el funcionamiento de los agitadores. Sin embargo, para viscosidades superiores a 20 Pa·s, el agitador de cinta helicoidal es mucho más efectivo. El diámetro de la hélice es muy cercano al diámetro interior del tanque, lo que garantiza el movimiento del líquido en todas las direcciones a la pared del tanque aun con materiales muy viscosos. Las cintas helicoidales se han utilizado con éxito con viscosidades de hasta 25 000 Pa·s.

Figura 13. Agitador de cinta de doble trayectoria helicoidal para líquidos de alta velocidad y viscosidad



Fuente: (Sinnott, 2005).

b. Deflectores

En tanques de gran tamaño, con agitadores verticales, el método más conveniente para reducir el vórtice es instalar deflectores, que impiden el flujo rotacional sin interferir con el flujo radial o longitudinal. Un método sencillo y eficaz de reducir la turbulencia, se consigue instalando placas deflectoras verticales perpendiculares a la pared del tanque. Excepto en tanques muy grandes, son suficientes cuatro deflectores, para evitar el vórtice y la formación del vórtice. Incluso uno o dos deflectores, si no es posible usar más, tienen un fuerte efecto en los patrones de circulación. Para agitadores de turbina, no es necesario que la anchura del deflector sea mayor de la doceava parte del diámetro del tanque; para agitadores de hélice, basta con un dieciochoavo. Para líquidos viscosos, por lo general se utilizan deflectores más estrechos, y los deflectores no son necesarios cuando $\mu > 10$ Pa·s. Los deflectores tampoco son necesarios con agitadores de entrada lateral, inclinados o no centrados (Sinnott, 2005).

Cuando se desean fuertes corrientes verticales, se utilizan agitadores de hélice; por ejemplo, cuando han de mantenerse partículas de sólidos en suspensión. No se utilizan, en cambio, cuando la viscosidad del líquido es superior a 5 Pa·s. Con el fin de obtener un fuerte flujo axial para la suspensión de sólidos, también se utiliza turbinas de palas inclinadas con un ángulo de 45°. Sin

embargo, los impulsores de flujo axial tienden a cambiar su patrón de flujo de descarga desde el flujo axial a viscosidades bajas del líquido hasta flujo radial cuando la viscosidad es muy alta (Sinnott, 2005).

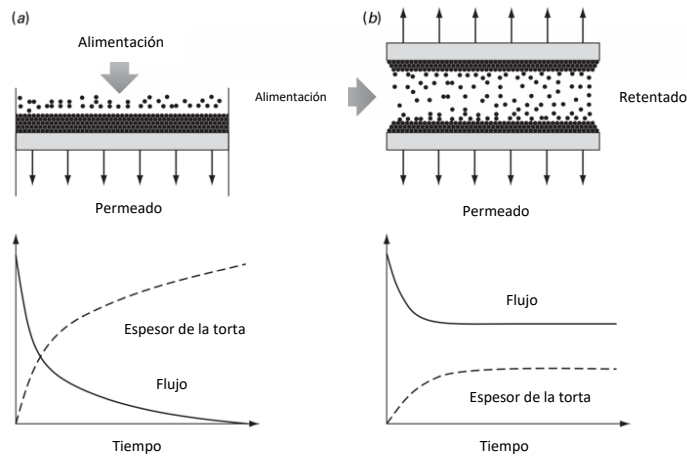
Para un tanque cilíndrico vertical, la profundidad del líquido deberá ser igual, o algo mayor que el diámetro del tanque. Si se desea una mayor profundidad de líquido, conviene instalar dos o más rodetes (impulsores) sobre el mismo eje. El rodete inferior es comúnmente una unidad de flujo radial, tal como una turbina de palas rectas; el superior es por lo general un rodete de flujo axial. El rodete inferior se coloca alrededor del diámetro del impulsor por encima del fondo del tanque (Sinnott, 2005).

3. Filtros

b. Filtración cruzada

El fluido en la filtración tangencial fluye paralelo a la superficie de la membrana, lo que resulta en un flujo constante de permeado en estado estacionario. La filtración tangencial se puede dividir en dos categorías, dependiendo de si el componente que se está filtrando es soluble o insoluble. Cuando se filtran especies disueltas, como proteínas, generalmente se utilizan membranas de ultrafiltración. La membrana de ultrafiltración se selecciona de manera que las especies de interés no pasen a través de estas membranas. Las especies retenidas son transportadas a la superficie de la membrana por el flujo convectivo del fluido, y la concentración de las especies aumenta junto a la superficie de la membrana. La concentración de las especies puede ser tan alta que precipitan en la superficie de la membrana, lo que impide aún más el flujo de fluido a través de la membrana. La capa resultante de sólidos en la superficie de la membrana se ha denominado "capa de gel". Además, incluso sin precipitación, el aumento de la osmolaridad cerca de la superficie de la membrana crea un gradiente de solvente que se opone a la presión transmembrana aplicada ΔP . Por otro lado, cuando están presentes partículas en suspensión, estas partículas son transportadas a la superficie de la membrana y pueden formar una torta en la superficie. En esta situación, generalmente se utilizan membranas de microfiltración. Estas membranas permiten el paso de componentes disueltos, pero retienen partículas por encima de un cierto tamaño. Existen casos, como en la filtración tangencial de células que han sido rupturadas, donde la capa en la superficie de la membrana contiene tanto partículas en suspensión como solutos precipitados (Harrison et al., 2015).

Figura 14. Diagramas esquemáticos de (a) filtración de extremo muerto o convencional y (b) filtración tangencial



Fuente: (Harrison et al., 2015).

En la filtración de extremo muerto, el grosor de la acumulación de sólidos aumenta y el flujo de permeado disminuye con el tiempo, alcanzando finalmente un valor de cero. En la filtración tangencial, la alimentación puede contener un soluto soluble o sólido, que se concentra en la superficie de la membrana; el flujo de permeado alcanza un valor constante en estado estacionario (Harrison et al., 2015).

c. Medios de filtración (membranas)

Los medios de filtración para la filtración tangencial se conocen generalmente como membranas. Existen dos categorías generales de membranas: membranas de ultrafiltración y membranas microporosas. La separación entre ultrafiltración (UF) y microfiltración (MF) se basa en el tamaño de los poros de la membrana, considerándose microporosas las membranas con poros de $0.1 \mu\text{m}$ o más grandes. Los tamaños de poro de las membranas de UF están en el rango de 0.001 a $0.1 \mu\text{m}$, aunque estas membranas suelen clasificarse según su peso molecular de corte (MWCO), que es el peso molecular de un soluto globular a partir del cual el soluto es rechazado por la membrana. Generalmente, se utiliza un nivel de rechazo del 90 % para establecer el MWCO. Las membranas de ultrafiltración pueden obtenerse con un nivel de MWCO tan bajo como 1000 Daltons (Da) y hasta tan alto como 1,000,000 Da. También existe una categoría de membranas llamadas membranas de ósmosis inversa (RO) o de hiperfiltración, que solo permiten el paso de agua y un flujo muy bajo de solutos. Una membrana de RO de muy buena calidad rechaza el 99.7 % o más de cloruro de sodio (Harrison et al., 2015).

Existen tres estructuras básicas que se utilizan comúnmente para membranas: homogénea, asimétrica y compuesta. Estas tres estructuras se ilustran en la Figura 15. La estructura homogénea no presenta variación significativa en el diámetro de los poros desde el lado de alimentación hasta el lado del filtrado. En la estructura asimétrica, hay una capa delgada en el lado de alimentación del filtro que tiene poros muy pequeños. Debajo de esta capa, hay una capa mucho más gruesa con

poros mucho más grandes que sirve como soporte estructural para la membrana. La membrana compuesta es similar a la membrana asimétrica en tener una capa delgada que contiene poros muy pequeños junto a la superficie de filtrado; sin embargo, las capas delgada y gruesa de esta membrana están hechas de dos tipos de materiales diferentes (Harrison et al., 2015).

Figura 15. Tres estructuras de membranas comúnmente utilizadas: homogénea, asimétrica y compuesta



Fuente: (Harrison et al., 2015).

(a) homogénea: perfil de poros uniforme a través del filtro; (b) asimétrica: la superficie de filtrado más fina enfrenta la suspensión de alimentación; y (c) compuesta: se utilizan dos tipos de materiales.

Generalmente, no se recomienda el retrolavado de filtros compuestos. El principal elemento en la caída de presión a través del filtro se debe a la capa delgada con poros muy pequeños, por lo que se aplica una fuerza mecánica significativamente mayor en el área de la capa delgada, en comparación con la capa de soporte. Cuando se opera en la dirección prevista, la capa delgada se presiona hacia la capa de soporte. Pero cuando se opera en la dirección opuesta, la capa delgada se separa de la capa de soporte, lo que puede llevar a la delaminación (Harrison et al., 2015).

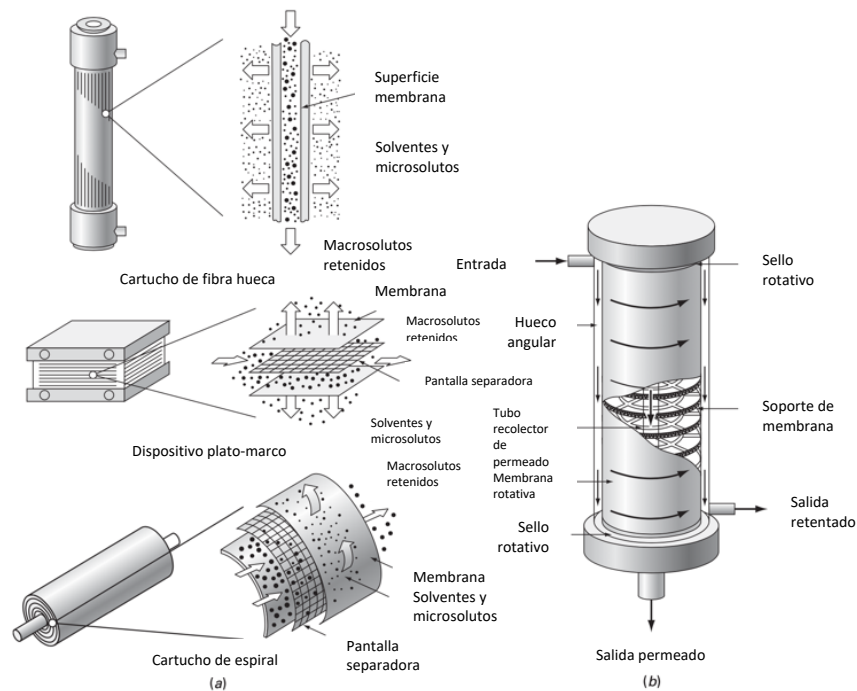
Las membranas de filtración se fabrican a partir de una amplia variedad de polímeros y materiales inorgánicos. Los polímeros que se utilizan incluyen acetato de celulosa, poliamida, poliéster, policarbonato, poliéster, polipropileno, polietileno, celulosa regenerada, policloruro de vinilo, polifluoruro de vinilideno (PVDF), politetrafluoroetileno (PTFE), copolímeros de acrilonitrilo y polisulfonas de éter. Los materiales inorgánicos utilizados incluyen cerámicas, óxido de circonio, vidrio de borosilicato, acero inoxidable y plata. Las membranas de filtración tangencial están disponibles en una variedad de configuraciones (Harrison et al., 2015). Las membranas se alojan en una unidad física llamada módulo. El módulo de membrana debe cumplir con varios requisitos mecánicos, hidrodinámicos y económicos, siendo los más importantes los siguientes:

- Mecánicos: asegurar una separación efectiva (física) de las corrientes de alimentación y permeado; proporcionar el soporte físico necesario para la membrana (incluida la capacidad del módulo para soportar las caídas de presión requeridas y cualquier retrolavado).
- Hidrodinámico: minimizar las caídas de presión a través del módulo (para reducir los costos de bombeo); optimizar la transferencia de masa del soluto (reducir la polarización por concentración); minimizar el taponamiento o ensuciamiento por partículas; evitar puntos

mueertos (para un diseño sanitario); permitir o promover la turbulencia (para un diseño sanitario y para reducir el grosor de la capa límite).

- Económicos: maximizar la densidad de empaque de la membrana (relación entre el área de la membrana y el volumen del módulo); minimizar los costos de fabricación; permitir un fácil acceso para la limpieza y/o reemplazo de la membrana; proporcionar suficiente resistencia química y vida útil operativa; incorporar modularidad de diseño para una fácil escalabilidad, escalonamiento o cascada.

Figura 16. Representaciones esquemáticas de los módulos de filtración



Fuente: (Harrison et al., 2015).

(a) Módulos de membrana de fibra hueca, placa y bastidor, y espiral enrollada. (b) Un módulo de cilindro giratorio.

Cuadro 2. Comparación de características clave de los módulos de membrana de filtración tangencial

Tipo de módulo	Espaciado de canal (cm)	Densidad de empaquetado (m²/m³)	Costos de energía	Obstrucción por partículas	Facilidad de limpieza
Fibra hueca	0.02–0.25	1200	Bajo	Alta	Regular
Tubular	1.0–2.5	60	Alto	Baja	Excelente
Placa plana	0.03–0.25	300	Moderado	Moderada	Buena
Espiral enrollada	0.03–0.1	600	Bajo	Muy alta	Pobre–regular
Rotativa	0.05–0.1	10	Muy alto	Moderada	Regular

Fuente: (Harrison et al., 2015).

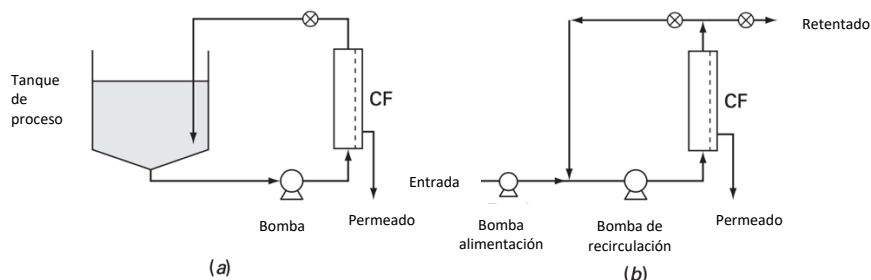
d. Escalamiento y diseño de sistemas de filtración de flujo cruzado

Las pruebas experimentales son generalmente necesarias en el escalamiento y diseño de sistemas de filtración convencionales y tangenciales. Esto es especialmente cierto para los bioprocesos debido a las características únicas de cada bioproceso en consideración. Por ejemplo, en la filtración de células rupturadas, pueden existir grandes diferencias en las características de filtración de células rupturadas de diferentes tipos; estas diferencias pueden existir incluso para células de la misma clase (por ejemplo, levaduras). Se describen algunas de las pruebas a pequeña escala más comunes, así como consideraciones en el diseño de sistemas de filtración (Harrison et al., 2015).

En el modo de operación continuo, también llamado a veces "modo de alimentación y sangrado" o "modo de sangrado del retenido," la alimentación se añade a un circuito de recirculación mediante la bomba de alimentación, y el concentrado que sale en la corriente retenida se retira del sistema para que el factor de concentración (es decir, la concentración en el retenido dividida por la concentración en la alimentación) esté en el valor deseado. Cuando se ha alcanzado el estado estacionario, el concentrado estará en su máxima concentración, lo que significa que el flujo de filtración será mínimo durante todo el proceso. Generalmente, es más económico utilizar un sistema de múltiples etapas en un proceso continuo. A medida que se agregan más etapas, el flujo de filtración promedio se acerca al de un sistema por lotes, y, por lo tanto, el área total de filtración disminuye a medida que se añaden más etapas (Harrison et al., 2015).

Debido a las ventajas económicas de la operación continua y la reducción del volumen de tanques, este esquema es preferible a la operación por lotes para la mayoría de las operaciones de ultrafiltración a gran escala. Otra ventaja de la operación continua es que permite minimizar el tiempo de residencia del producto en la unidad de filtración tangencial, lo cual es importante para productos que son sensibles al calor o al esfuerzo de cizallamiento (Harrison et al., 2015).

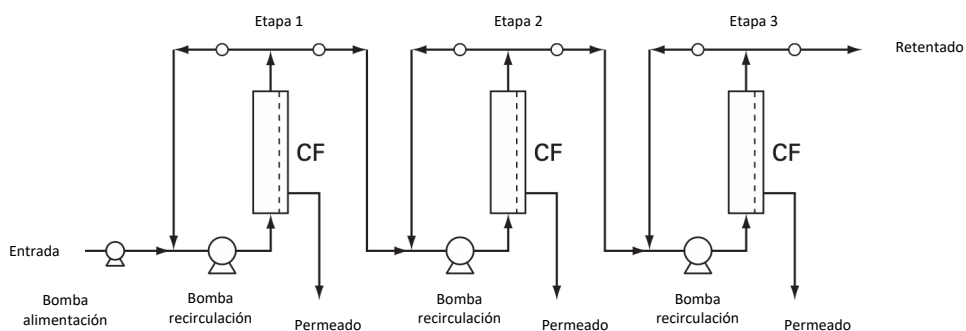
Figura 17. Comparación de los sistemas de filtración tangencial: por lotes y continuo de una sola etapa (alimentación y sangrado)



Fuente: (Harrison et al., 2015).

Filtración tangencial (a) por lotes y (b) continuo de una sola etapa (alimentación y sangrado).

Figura 18. Sistema de filtración tangencial de múltiples etapas utilizando el modo de sangrado del retenido



Fuente: (Harrison et al., 2015).

4. Microfluidificadores

Los procesadores microfluidificadores son dispositivos de alta precisión diseñados para la ruptura celular, emulsificación, dispersión y reducción del tamaño de partículas en aplicaciones biotecnológicas, farmacéuticas, cosméticas y alimentarias. A diferencia de los homogeneizadores convencionales, estos dispositivos operan a presiones extremadamente altas, típicamente en el rango de 10,000 a 30,000 psi (69 a 207 MPa), lo que permite un control superior sobre el tamaño de las partículas y la eficiencia de la ruptura celular. El microfluidificador fuerza las muestras a través de una cámara de interacción de geometría específica, lo que resulta en la aplicación de fuerzas de cizallamiento intensas y un choque hidráulico. Este proceso es ideal para el tratamiento de suspensiones celulares densas y materiales de alta viscosidad. Gracias a su capacidad para manejar volúmenes pequeños y grandes, desde mililitros hasta cientos de litros por hora, los microfluidificadores son ampliamente utilizados tanto en investigación como en producción a escala industrial (Microfluidics, 2023).

a. Ventajas

- Eficiencia de ruptura celular: los microfluidificadores pueden lograr una eficiencia de ruptura celular superior al 90 % en una sola pasada, incluso en células robustas como microalgas y levaduras. En aplicaciones donde se requiere la liberación completa de contenido intracelular, esto representa una mejora significativa en comparación con los homogeneizadores convencionales, que a menudo necesitan múltiples pasadas para alcanzar eficiencias similares (Microfluidics, 2023).
- Uniformidad de partículas: producen partículas de tamaño nanométrico con una distribución de tamaño muy estrecha. Por ejemplo, pueden reducir el tamaño de partículas de una emulsión de aceite en agua hasta 100-200 nm con un índice de polidispersidad (PDI) inferior a 0.1. Esto es crucial en la fabricación de productos donde la uniformidad del tamaño de partícula afecta directamente la calidad del producto final, como en la producción de nanopartículas farmacéuticas (Microfluidics, 2023).
- Escalabilidad y reproducibilidad: los microfluidificadores permiten una escalabilidad lineal del proceso. La tecnología de microfluidificación es escalable desde volúmenes pequeños (menos de 50 mL) hasta grandes lotes de producción industrial (más de 1,000 L por hora), manteniendo las mismas condiciones de procesamiento, lo que garantiza la reproducibilidad y la consistencia del producto (Microfluidics, 2023).

b. Principio de operación

El principio de operación se basa en la aplicación de fuerzas de cizallamiento extremas y choque hidráulico al fluido al pasar a través de un canal estrecho a velocidades extremadamente altas (Microfluidics, 2023). El proceso generalmente involucra las siguientes etapas:

- 1) Presurización: el fluido se presuriza a través de una bomba de alta presión, alcanzando presiones de 10,000 a 30,000 psi (69 a 207 MPa). Esta alta presión es esencial para generar las fuerzas necesarias para la ruptura celular y la homogeneización eficiente.
- 2) Paso por la cámara de interacción: el fluido presurizado se fuerza a través de una cámara de interacción de geometría precisa, como una microválvula o una serie de microcanales. La velocidad del fluido en esta etapa puede superar los 400 m/s, lo que resulta en una combinación de cavitación, choque hidráulico y fuerzas de cizallamiento que rompen las células y dispersan las partículas.

- 3) Ciclo de procesamiento: a menudo, un solo paso a través del microfluidificador es suficiente para lograr la reducción de tamaño de partícula deseada o la ruptura celular. Sin embargo, el proceso puede repetirse varias veces si es necesario, permitiendo un control extremadamente preciso sobre el producto final.

c. Procesamiento de microalgas

En el procesamiento de microalgas, los microfluidificadores pueden alcanzar una eficiencia de ruptura celular superior al 95 % en una sola pasada. Esto es fundamental para la extracción de lípidos y otros compuestos valiosos, como pigmentos y proteínas. Por ejemplo, en la extracción de lípidos de *Chlorella vulgaris*, se ha demostrado que la microfluidificación permite una recuperación de lípidos del 80-90 %, significativamente mayor que los métodos tradicionales. Los microfluidificadores son capaces de procesar suspensiones de alta densidad celular, superiores a 100 g/L. Esto es especialmente útil en la descomposición de la biomasa de celulosa, donde la alta densidad de la suspensión permite una mayor concentración de producto en el procesamiento, mejorando la eficiencia y reduciendo los costos operativos. Los microfluidificadores son capaces de procesar suspensiones de alta densidad celular, superiores a 100 g/L. Esto es especialmente útil en la descomposición de la biomasa de celulosa, donde la alta densidad de la suspensión permite una mayor concentración de producto en el procesamiento, mejorando la eficiencia y reduciendo los costos operativos (Microfluidics, 2023).

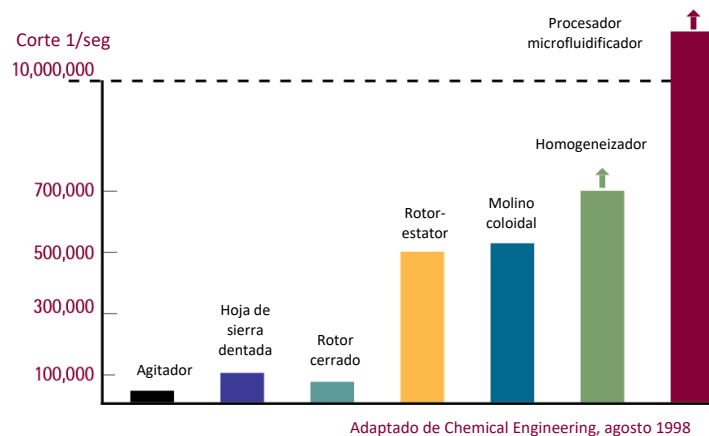
d. Innovación

Los homogeneizadores convencionales generalmente requieren múltiples pasadas para lograr una ruptura celular eficiente, especialmente en microorganismos con paredes celulares robustas. Por otro lado, los microfluidificadores pueden lograr una ruptura celular completa en una sola pasada gracias a sus capacidades de alta presión, lo que resulta en un ahorro significativo de tiempo y energía. Por ejemplo, para la ruptura de *Nannochloropsis oculata*, un homogeneizador puede requerir 3-4 pasadas, mientras que un microfluidificador solo necesita una pasada. Los microfluidificadores proporcionan un control preciso sobre el tamaño de las partículas y la distribución, logrando tamaños de partícula menores a 200 nm con alta uniformidad. Los homogeneizadores convencionales suelen producir partículas con una distribución más amplia, lo que puede afectar negativamente la calidad del producto final, especialmente en aplicaciones que requieren emulsiones o suspensiones de tamaño (Microfluidics, 2023).

Aunque los microfluidificadores pueden tener un costo de capital inicial más alto, su eficiencia energética y su capacidad para realizar el proceso en una sola pasada los hacen más rentables a largo plazo. Los estudios han demostrado que el consumo de energía por unidad de producto procesado es aproximadamente un 30 % menor en microfluidificadores en comparación con

homogeneizadores convencionales, lo que resulta en una reducción de los costos operativos y una mayor sostenibilidad del proceso (Microfluidics, 2023).

Figura 19. Comparativa de las tasas de corte o cizallamiento de varias tecnologías de lisado celular



Fuente: (Microfluidics, 2023).

5. Tanques de almacenamiento

Los líquidos generalmente se almacenan a granel en tanques cilíndricos verticales de acero. Se utilizan tanques de techo fijo y de techo flotante. En un tanque de techo flotante, un pistón móvil flota en la superficie del líquido y está sellado a las paredes del tanque. Los tanques de techo flotante se utilizan para eliminar las pérdidas por evaporación y, en el caso de líquidos inflamables, para evitar la necesidad de una atmósfera de gas inerte que prevenga la formación de una mezcla explosiva por encima del líquido, como sería el caso en un tanque de techo fijo. También se utilizan tanques cilíndricos horizontales y tanques rectangulares para almacenar líquidos, generalmente para cantidades relativamente pequeñas (Sinnott, 2005).

H. Síntesis y desarrollo de diagramas

1. Diagrama de entradas y salidas

Examina todas las posibles rutas de reacción química y realiza un análisis económico preliminar de cada ruta. Elimina aquellas para las cuales el valor de las materias primas supera al de los productos y aquellas que parecen inviables por otras razones. Para las demás, se construye un diagrama de entrada/salida (E/S), que muestre todas las corrientes principales de entrada y salida de materiales con un balance estequiométrico (Peters et al., 2003).

2. Diagrama de funciones

Para cada ruta de reacción química en particular, indica todas las funciones principales del proceso y los flujos de material hacia y desde estas funciones. Hay una caja de reacción para cada reacción que debe llevarse a cabo por separado del resto del proceso. Para cada entrada de materia prima, determina, si es posible, si se necesita un preprocesamiento para cumplir con los requisitos del proceso. Cuando se necesita, o si es incierto, muestra una caja de preprocesamiento. Cada corriente de salida del reactor entra en una caja de separación que produce un reciclaje al reactor, corrientes intermedias para el siguiente paso o pasos de reacción, y posiblemente productos para los pasos de acabado. Una caja de acabado representa la conversión de cada producto final a su forma final. Los flujos de calor se sugieren mediante el símbolo Q hacia dentro o fuera de cada reactor, y hacia dentro y fuera de cada paso de preprocesamiento, separación y acabado, como recordatorio para examinar los requerimientos de calentamiento, enfriamiento y otros requisitos energéticos de cada paso de procesamiento. La tasa de flujo molar de cada componente principal se indica en función de 1 mol de una materia prima clave, 100 por ciento de selectividad para los productos principales y separaciones perfectas (Peters et al., 2003).

Este paso implica la identificación de las principales funciones o subprocesos que el proceso debe lograr para producir el producto deseado. El resultado es un diagrama que muestra esas funciones con los flujos de materiales para los productos principales y las materias primas. Se muestra una caja de reactor para cada una de las reacciones en la ruta que debe llevarse a cabo por separado de las demás porque las condiciones de reacción son claramente diferentes. Las flechas que entran en la caja del reactor muestran las materias primas alimentadas al reactor, así como cualquier reciclaje necesario. Una flecha que sale de la caja muestra la corriente del producto. Se añade una caja de preprocesamiento para cada corriente de materia prima entrante, a menos que se desprenda de las especificaciones y de la química asociada que el material está disponible en las condiciones y pureza adecuadas requeridas para la reacción. Después de cada reactor hay una caja de separación. Casi todas las reacciones químicas requieren la separación de los productos deseados de los reactivos no reaccionados, los subproductos de la reacción y otros materiales que se puedan utilizar en la reacción. Cualquiera de los materiales separados que tengan una función útil en el proceso, como las materias primas y los disolventes, se muestran como corrientes de reciclaje desde la separación hasta su punto de uso en el proceso. Este reciclaje interno de materiales dentro de un proceso es uno de los conceptos clave de la ingeniería química y es vital para la viabilidad económica de muchos, si no de la mayoría, de los procesos químicos comerciales (Peters et al., 2003).

Las purgas de especies no deseadas se muestran en el sistema de separación, como recordatorio de que tales sustancias se producen inevitablemente y deben ser eliminadas para evitar su acumulación dentro del proceso. Estas corrientes generalmente deben ser tratadas y dispuestas adecuadamente por razones legales y medioambientales. El procesamiento adicional de los

productos y subproductos, como el secado, la mezcla, la purificación adicional o el empaquetado y almacenamiento, se indica mediante una caja de acabado (Peters et al., 2003).

3. Diagrama de operaciones

En este paso se selecciona la tecnología que se utilizará para llevar a cabo cada una de las operaciones. Se eligen las tecnologías de preprocesamiento para lograr el cambio de temperatura, cambio de fase o purificación necesarios. Se decide entre reactores de flujo pistón o reactores de tanque agitado continuo. Se estiman los rangos de temperatura, presión, conversión de reactantes y selectividad del producto. Cada proceso de purificación y separación se examina para determinar si se debe utilizar separación de fases, stripping, destilación, separación por membranas, extracción u otra tecnología. De manera similar, se seleccionan las tecnologías necesarias para el acabado. Este es un paso difícil, ya que requiere una amplia información y comprensión de las tecnologías disponibles (Peters et al., 2003).

a. Selección del equipo de procesamiento

La selección de los tipos de equipos de procesamiento, o de operaciones unitarias, necesarios para llevar a cabo las funciones previamente identificadas, junto con la especificación de algunas de las condiciones clave como temperaturas y presiones, es el siguiente paso. Se construye un diagrama de operaciones que indica estas opciones (Peters et al., 2003).

b. Reactores

El tipo de recipientes, las temperaturas y presiones de operación, el tiempo de residencia, las necesidades de catalizador, los medios de promover el contacto entre los reactivos y los catalizadores, la velocidad espacial sobre los catalizadores sólidos, y la provisión para la adición o eliminación de calor se basan en los requisitos de cada reacción. Los flujos de las principales componentes en el diagrama de operaciones se basan en la estequiometría simple de la reacción, con poca consideración por los rendimientos de reacción o los grados de separación. Si hay disponibles rangos de temperaturas y presiones de operación, selecciona valores cercanos al punto medio de cada rango. Hacerlo de manera constante proporcionará un conjunto final de condiciones de caso base que están todas cerca de la gama media. Esto puede no ser óptimo, pero proporciona un punto de partida conveniente y promedio para los estudios de optimización (Peters et al., 2003).

c. Métodos de separación

La selección de las propiedades fisicoquímicas en las que basar los procesos de separación es una decisión clave en el desarrollo del diagrama de flujo. Depende de establecer qué propiedades de los materiales en cuestión se pueden explotar con fines de separación. El siguiente enumera algunas

de estas diferencias de propiedades explotables que pueden formar la base del proceso de separación con la metodología de separación correspondiente (Peters et al., 2003).

Cuadro 3. Bases de las propiedades de los métodos de separación

Propiedad	Método de separación
Tamaño	Cribado, Tamices moleculares
Carga	Intercambio iónico, Electrostático, Electroforético
Volatilidad	Vaporización rápida, Destilación, Secado, Evaporación
Solubilidad/afinidad de fase	Adsorción de gas, Absorción de líquido, Adsorción de sólido, Extracción líquida, Lixiviación sólida
Diferentes fases	Sedimentación, Coalescencia, Filtración, Centrifugación, Flotación
Permeabilidad	Membrana
Cambio de fase	Cristalización, Fusión, Solidificación

Fuente: (Peters et al., 2003).

Una forma de proporcionar una base para seleccionar la tecnología de separación adecuada es encontrar y enumerar las medidas de las propiedades de separación potenciales para las especies principales en el proceso. Por ejemplo, la solubilidad de las especies en una variedad de disolventes proporcionaría una guía sobre la posibilidad de utilizar uno de los disolventes como agente de extracción. Otro ejemplo es enumerar una medida de la volatilidad de las especies, ya sea el punto de ebullición normal o las presiones de vapor a temperaturas particulares, como indicadores de las posibilidades de separar los componentes por vaporización instantánea o destilación multietapa. Los datos de permeabilidad para los componentes a través de varias membranas serían indicativos de las posibilidades de separación mediante permeación de membranas (Peters et al., 2003).

1) Directrices de separación

Algunas directrices para seleccionar tecnologías de separación son:

- Usar destilación si la volatilidad relativa de los componentes clave es mayor de 1,2.

- Favorecer técnicas conocidas, como destilación, extracción y filtración.
- Evitar introducir especies extrañas; pero si se utilizan, eliminarlas inmediatamente después de su uso.
- Favorecer la energía sobre las tecnologías de separación de masa (Peters et al., 2003).

2) Calentamiento y enfriamiento

El diagrama de operaciones también requiere especificar las fuentes de calentamiento y enfriamiento a utilizar. A menudo se pueden usar utilidades para satisfacer estos requisitos. Por ejemplo, todo el enfriamiento a temperaturas de aproximadamente 20 a 30 °C podría hacerse con agua de enfriamiento; la refrigeración se utiliza para temperaturas más bajas. El calor a temperaturas superiores a unos 400 °C puede suministrarse por combustión, y a temperaturas más bajas por utilidades de líquido caliente o vapor. Sin embargo, dado que hay equipos de proceso y corrientes que requieren calentamiento, así como otros que requieren enfriamiento, existen oportunidades para intercambiar calor y reducir los requisitos de utilidades, lo que resulta en ahorros de energía. Por supuesto, tales ahorros vienen con un costo de inversión en intercambiadores de calor. La experiencia muestra que dicho intercambio de calor suele ser económicamente favorable (Peters et al., 2003).

3) Minimización del procesamiento

El ahorro en costos de equipos y operación se puede lograr potencialmente combinando pasos de procesamiento o integrándolos. Por ejemplo, a veces la reacción y la destilación se pueden llevar a cabo en una columna de destilación, al igual que la extracción y la destilación. Las claves para este tipo de integración son las características del sistema y la capacidad de controlar las condiciones de operación del proceso. Otro tipo de integración ocurre cuando se llevan a cabo operaciones similares en diferentes partes del mismo proceso, y posiblemente en procesos diferentes pero adyacentes (Peters et al., 2003).

4. Diagrama de flujo del proceso

Dado que la mayoría de las corrientes consisten en varios componentes materiales, la mayoría de las separaciones requieren en realidad varias operaciones en una secuencia de separación. A menudo, todas las operaciones en la secuencia utilizan la misma tecnología, por ejemplo, varias columnas de destilación. A veces se usa más de una tecnología en la secuencia, como una separación de fase líquido-vapor seguida de la condensación del vapor y la destilación del líquido. La utilización eficiente de la energía es otro aspecto importante del desarrollo del diagrama de flujo (Peters et al., 2003).

Los pasos finales para definir un diagrama de flujo son estimar los parámetros clave de rendimiento del equipo, mejorar los balances de masa, estimar los balances de energía aproximados, definir las secuencias de separación y desarrollar oportunidades de integración térmica

a. Reactores

La conversión de materias primas y el rendimiento de los productos forman la base de diseño para los reactores químicos. En esta etapa de la evolución del diagrama de flujo, es común seleccionar una conversión al producto deseado. Esta información es necesaria para mejorar los balances de masa. Se espera que se utilicen modelos apropiados de equilibrio, cinética o transferencia de masa más adelante para dimensionar el reactor y lograr la conversión seleccionada. Las variables de decisión de temperatura y presión, o conversión, pueden entonces convertirse en variables de optimización en el diseño final del reactor (Peters et al., 2003).

b. Balances de masa y energía

Antes de que se puedan examinar las secuencias de separación y las oportunidades de intercambio de calor, se deben realizar al menos balances de masa y energía aproximados. Los balances de masa se inician seleccionando una base conveniente. Una base simple que se puede escalar fácilmente a cualquier tasa de producción es 1 o 100 mol (o kg mol) del producto deseado. Los balances de masa se calculan utilizando las condiciones desarrolladas en la preparación del diagrama de operaciones; los balances de energía siguen, utilizando propiedades termodinámicas de la literatura. Las operaciones de separación deben estar suficientemente definidas para que se puedan estimar sus requisitos de energía si van a incluirse en la integración térmica. La presión generalmente se establece por la presión del equipo de proceso adyacente o mediante cálculos iterativos para determinar las temperaturas adecuadas de punto de rocío y punto de burbuja (Peters et al., 2003).

Si se dispone de un programa de simulación de procesos químicos, se puede utilizar para los balances de masa y energía; en ese caso, sin embargo, es útil tener balances aproximados e identificar posibles intercambios de calor antes de realizar una simulación basada en computadora, ya que esto proporciona un diagrama de flujo más completo para la simulación y ofrece una base para verificar de manera realista los resultados de la simulación (Peters et al., 2003).

c. Trenes de separación

La mayoría de los procesos de separación resultan en dos corrientes de producto. Por lo tanto, para separar una mezcla que contiene c componentes en c productos puros, se requieren $c-1$ pasos de operación de separación distintos. Separar una mezcla multicomponente en sus varios componentes puros requiere, por lo tanto, un tren de separaciones. Estas separaciones no tienen que ser todas

de la misma tecnología, aunque a menudo lo son. Suponiendo que se ha elegido la tecnología de separación, la secuencia en el tren de separación debe establecerse. Algunas reglas generales para la secuenciación de trenes de separación son:

1. Cuando sea posible, reduce la carga de separación mediante la división y mezcla de corrientes.
2. Es mejor dejar las separaciones difíciles para el final.
3. Elimina los componentes de alta concentración al principio de la secuencia.
4. Elimina los componentes que normalmente no están presentes en el proceso poco después de su uso.
5. Evita grandes variaciones en temperatura y presión, especialmente porque enfriar a temperaturas por encima del ambiente es relativamente económico y calentar es más costoso, mientras que enfriar a temperaturas por debajo del ambiente es muy caro (Peters et al., 2003).

Además de las heurísticas recién mencionadas, otras más específicas para trenes de destilación incluyen:

1. Eliminar los componentes térmicamente inestables, corrosivos o reactivos al principio de la secuencia.
2. Eliminar los productos finales uno por uno, comenzando con el más volátil y continuando en orden de volatilidad decreciente.
3. Eliminar los componentes presentes en las mayores cantidades al principio.
4. Secuencia en orden de volatilidad relativa decreciente; es decir, realizar las separaciones más difíciles más tarde.
5. Secuenciar en orden de aumento de los requisitos de pureza del producto.
6. Secuenciar de manera que las tasas de flujo del destilado y del producto de fondo sean lo más iguales posible.

No es posible satisfacer todas estas heurísticas simultáneamente, pero se recomienda que se apliquen en el orden indicado (Peters et al., 2003).

VI. METODOLOGÍA

A. Diagramas del proceso de extracción de lípidos

1. Diagrama de operaciones del proceso

- a. Seleccionar un proceso experimental en la literatura que se ajuste al alcance de la propuesta de dimensionamiento: desde el cultivo de la microalga hasta la extracción de sus lípidos a través de lisis celular.
- b. Destacar las operaciones unitarias involucradas en cada etapa del proceso de la experimentación seleccionada. Se seleccionó el trabajo de extracción de lípidos a partir del cultivo de la especie *Nannochloropsis oculata* de Mayorga (2022).
- c. Ordenar la secuencia del proceso de las operaciones para su escalamiento. Se obtuvo diez operaciones en el siguiente orden:
 - 1) Reacción: cultivo de microalgas
 - 2) Separación: biomasa y sobrenadante
 - 3) Secado: de la biomasa
 - 4) Rompimiento celular: lisis celular mecánica
 - 5) Mezclado: solventes y lisado celular
 - 6) Filtración: separación de fases líquidas
 - 7) Evaporación: de solventes para concentrar lípidos
 - 8) Almacenamiento: del licor de lípidos concentrados
 - 9) Transferencia de calor: enfriamiento de solventes evaporados
 - 10) Almacenamiento: de solventes
- d. Seleccionar una base de cálculo para el escalamiento y dimensionamiento del proceso. Se escogió 148 kg por hora (o 1 barril por hora) de producción como base.
- e. Considerando la base de cálculo y los principios de diseño de procesos publicados por Peters, Timmerhaus & West (2003), seleccionar una serie de equipos que cubran cada operación unitaria implicada en el método propuesto en la experimentación seleccionada. En el mismo orden de las operaciones, se seleccionó los siguientes equipos
 - 1) Fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación
 - 2) Centrifugadora de discos con descarga en la boquilla
 - 3) Torre de aspersion
 - 4) Microfluidificador continuo de alto corte
 - 5) Tanque de mezclado con agitación
 - 6) Filtro de flujo tangencial

- 7) Evaporador de película descendente de múltiple efecto
 - 8) Tanque cilíndrico vertical con fondo cónico para lípidos
 - 9) Intercambiador de calor de placas
 - 10) Tanque cilíndrico vertical con fondo cónico para solventes
- f. Establecer las composiciones de entrada y salida de todos los equipos basado en la literatura y suposiciones fundamentadas.
 - g. Determinar las salidas en el sistema del proceso general: desecho de sobrenadante, descarte de agua evaporada, desecho de fase acuosa de retenido en el filtro, almacenamiento del lípido concentrado en evaporador.
 - h. Determinar las recirculaciones: mezcla de solventes de cloroformo y metanol en proporción 0.667 y 0.333, respectivamente, del tanque de almacenamiento hacia el mezclador.
 - i. Calcular los balances de masa a partir del flujo de salida en el evaporador según la base de cálculo de 1 barril por hora, o 148 kg por hora basada en la suposición de que las propiedades fisicoquímicas de los lípidos pueden ser modelados mediante el ácido eicosapentaenoico, al ser el de mayor composición en el perfil lipídico de esta especie (Zhou et al., 2022), y también evaluando todas las composiciones de los flujos a lo largo del proceso.
 - j. Utilizar el programa Microsoft® Visio Versión 2203 (Build 15028.20160) y asignar un cuadro general para cada uno de los equipos u operaciones unitarias que se encontró en el paso e.
 - k. Establecer la secuencia que sigue el proceso utilizando flechas con dirección de entrada y salida, y asignar correspondientemente.
 - l. Describir los flujos que entran y salen de cada bloque de operación.
 - m. Especificar cualquier entrada directa de calor a las operaciones.
 - n. Elaborar un cuadro resumen de todas las operaciones involucradas en el proceso, con sus flujos relacionados, especificando los valores de entrada y salida, en kg/h, de cada una.

2. Diagrama de flujo del proceso

- a. Basado en los balances de masa en las entradas y salida, descrito en los siguientes apartados de la sección, colocar los equipos seleccionados en un diagrama de Microsoft® Visio Versión 2203 (Build 15028.20160) utilizando los elementos generales del conjunto de símbolos de ingeniería.
- b. Colocar las canalizaciones que completan el proceso, así como una esquematización general de los equipos auxiliares que competen el flujo másico a lo largo de las operaciones.

- 1) Agregar válvulas de compuerta para ilustrar su limitación y control de flujos en los equipos
 - 2) Agregar bombas centrífugas para aquellos fluidos en las canalizaciones que fuesen de caudales altos y baja viscosidad.
 - 3) Agregar bombas de desplazamiento positivo para aquellos fluidos en las canalizaciones que fuesen de viscosidad alta. En este caso, para aquellos flujos que relacionaran la biomasa con menores porcentajes de humedad.
- c. Agregar etiquetas únicas para todos los flujos de canalizaciones y equipamiento del diagrama.
 - d. Elaborar cuadros descriptivos de listado de canalizaciones, para caracterizar cada etiqueta en el diagrama por descripción, fluido y flujos (en kg/h), y listado de equipamiento, para asignar descripción, temperatura (°C) y presión (atm) de operación por etiqueta.
3. Diagrama de entradas y salidas del proceso
- a. Basándose en el diagrama de operaciones del proceso, seleccionar todas las entradas a lo largo del proceso, así como las salidas.
 - b. Utilizar Microsoft® Visio Versión 2203 (Build 15028.20160) para colocar un cuadro con flechas de entrada y salida según las selecciones del paso anterior. Determinar la entrada de flujos (cultivo de *N. oculata*, agua + NaCl, nutrientes) y salidas (sobrenadante, agua, lípidos y biomasa para la aplicación).
 - c. Modificar los cálculos de las salidas en las cuales que tienen establecidas una tasa de conversión o rendimiento. En este caso, se agregó a la salida de la biomasa el rendimiento de 0.287 g/gNO₃ que fue calculado implícitamente en el balance de la operación de mezclado.
 - d. Coloca las sumatorias netas correspondientes a cada flujo según el balance de masa elaborado previamente.

B. Dimensionamiento del fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación

1. Recuperar la información del modelo matemático planteado para describir la velocidad específica de crecimiento celular de las microalgas *N. oculata* en el fotobiorreactor.

2. Obtener la velocidad específica máxima de crecimiento celular μ_{\max} y la constante de afinidad de sustrato K_s del modelo matemático según la experimentación de concentración inicial de fuente de nitrógeno de $x0.25$.
3. Recuperar la información de la concentración de sustrato inicial y final de la cinética de crecimiento celular de las microalgas de la misma literatura propuesta en los pasos anteriores.
4. Calcular la tasa máxima de crecimiento de la microalga basada en la ecuación propuesta en el modelo de Monod
5. Calcular el tiempo de residencia τ a través de las ecuaciones de dimensionamiento de un reactor en configuración de agitación continua CSTR (Continuous Stirred-Tank Reactor).
6. Convertir el flujo de entrada al fotobiorreactor de kilogramos a metros cúbicos por hora, y seguidamente a metros cúbicos por día para consistencia dimensional.
7. Calcular el volumen efectivo del equipo utilizando el tiempo de residencia según el modelo matemático y el flujo de entrada.
8. Calcular el diámetro del equipo a través del despeje de la ecuación de volumen de un cilindro y la altura expresada en términos del diámetro, en donde la altura es igual a cuatro veces del diámetro.
9. Calcular la altura del equipo mediante su expresión establecida en función del diámetro.
10. Calcular el flujo de biomasa de salida del equipo utilizando el flujo total de salida y la proporción de biomasa resultante, basado en el rendimiento de la biomasa sobre nitrato consumido.
11. Calcular el flujo de oxígeno requerido según el flujo de biomasa calculado en el paso anterior y el factor de requerimiento de oxígeno general para la fotosíntesis de 1.6.
12. Calcular el flujo de aire requerido según el flujo de oxígeno y su proporción en la composición en el aire atmosférico.
13. Convertir el flujo de aire de kilogramos a metros cúbicos según la densidad del aire a 20 °C y de horas a segundos.
14. Calcular el área externa del fotobiorreactor utilizando el diámetro y altura previamente calculados.
15. Calcular el requerimiento de luz para el crecimiento de la microalga utilizando el área externa previamente calculada y la intensidad lumínica requerida según la longitud de onda propuesta en la literatura de la experimentación del proceso.
16. Calcular el requerimiento de energía utilizando el requerimiento de luz previamente establecido y el factor de conversión de $\mu\text{mol fotones/s}$ a watts para luz roja.
17. Calcular el volumen por tubo necesario según valores de diámetro y altura seleccionados para el proceso para maximizar la exposición a la luz.

18. Calcular el número de tubos en el equipo basado en el volumen efectivo y el volumen por tubo previamente calculado.
19. Calcular el área total por tubo con su diámetro y requerimiento de espaciamento de 0.200 m sugerido por la literatura.
20. Calcular el área total de ocupación del equipo utilizando el número total de tubos y área por tubo.
21. Para el sistema de circulación, calcular el flujo de aire por tubo con el número total de tubos y el flujo de aire calculado en el paso 13.
22. Calcular el área de sección transversal de un tubo con el diámetro por tubo y la ecuación del área de un círculo.
23. Calcular la velocidad del aire para el sistema usando el flujo de aire por tubo sobre su área de sección transversal.
24. Seleccionar el difusor para el equipo según la naturaleza del sustrato y la mejor transferencia de oxígeno en las células.

C. Dimensionamiento de la centrifugadora de discos con descarga por boquilla

1. Para las condiciones de operación, determinar: densidades y viscosidades del agua, sobrenadante y ácido eicosapentaenoico a 20 °C a partir de la literatura.
2. Calcular la densidad y viscosidad efectiva de la biomasa a 20 °C a partir de sus composiciones de ácido eicosapentaenoico y agua.
3. Recopilar la información de flujo de entrada, radio efectivo y velocidad del proceso del sistema de operación, basado en el proceso propuesto, la literatura de experimentación y el mercado.
4. Calcular la velocidad angular utilizando la velocidad del proceso en rpm.
5. Calcular el factor G de fuerza centrífuga con el radio efectivo y velocidad angular previamente establecidos, y la aceleración de la gravedad, utilizando 9.81 m/s²
6. Utilizar la Ley de Stokes para calcular la velocidad terminal de sedimentación u_g de la biomasa.
7. Calcular la teoría de sigma Σ , a través del cálculo de flujo de sobrenadante hasta metros cúbicos por segundo, utilizando los balances de masa del proceso completo y las proporciones de biomasa y sobrenadante establecidos.
8. Calcular el cambio de las densidades entre la biomasa y el sobrenadante.
9. Calcular la relación Q/Σ utilizando la ecuación para la teoría.
10. Seleccionar la centrifugadora de mayor recomendación utilizando el rango de flujo volumétrico de operación y la relación Q/Σ .

11. Seleccionar la eficiencia aproximada del tipo de centrifugadora electa en el paso anterior.
12. Calcular el valor de sigma del equipo.

D. Dimensionamiento de la torre de aspersión

1. Obtener las temperaturas del aire y de la pulpa en la entrada y salida del equipo mediante las condiciones recuperadas del proceso propuesto de operación.
2. Obtener las propiedades fisicoquímicas del ácido eicosapentaenoico, agua y aire a las condiciones de operación establecidas en el paso anterior.
3. Calcular las propiedades fisicoquímicas de la pulpa de microalga a través de las propiedades fisicoquímicas del lípido y el agua y las fracciones de composición encontradas en la literatura.
4. Incorporar suposiciones, fundamentadas en la literatura, de la humedad final del flujo, el coeficiente de transferencia de calor y calor de vaporización de agua. En caso de los primeros dos, se optó por una proporción de 0.10 final de humedad al reportarse como más favorable para el procesamiento posterior y el un coeficiente de $500 \text{ W/m}^2 \cdot ^\circ\text{C}$, basado en procesos similares.
5. Para determinar el calor necesario para los flujos de agua y aire caliente a usar, calcular el flujo másico de agua a evaporar a partir del cambio en la cantidad de humedad en la entrada y salida del proceso.
6. Calcular el calor para evaporación Q con el calor de vaporización del agua y el flujo másico de agua a evaporar en kilogramos por segundo.
7. Calcular el flujo de aire caliente necesario en kilogramos por hora.
8. Para las dimensiones de operación, con un tiempo de residencia de 5 segundos y velocidad del aire de 2 m/s, establecidos de procesos homólogos de la aplicación, calcular el volumen de la torre con el flujo de aire caliente necesario, el tiempo de residencia mencionado y la densidad del aire a $150 \text{ }^\circ\text{C}$.
9. Calcular el área de sección transversal de la torre utilizando la velocidad del aire en lugar del tiempo de residencia en el paso anterior.
10. Con la ecuación del área de un círculo, calcular el radio de la torre.
11. Calcular la altura de la torre utilizando el radio calculado en el paso anterior y el volumen total de la torre del paso 8.

E. Dimensionamiento de procesador microfluidificador continuo de alto corte

1. Obtener el flujo de salida, densidad del flujo, temperatura de alimentación del proceso general propuesto.
2. Con los primeros dos parámetros del paso anterior, calcular el flujo volumétrico de salida del equipo.
3. Basado en las condiciones más favorables para el lisado completo según la especie de microalga y el tipo de célula, seleccionar un proceso de microfluidificación que proporcione las condiciones restantes de operación para el proceso. En caso de *N. oculata*, se encontró que, para escalamiento piloto de su lisado, la presión de operación es 30000 psi, una eficiencia del 85 %, potencia de motor incorporado de 37 kW, sistema eléctrico trifásico de 208/230/380/460/575 V y capacidad de 5.10 L/min/unidad.
4. Con la información determinada en el paso anterior, calcular el flujo de salida necesario dada la eficiencia.
5. En el requerimiento del equipo, seleccionar un material que favorezca una limpieza práctica que no requiera desensamblados, por la operación del proceso a la presión requerida. En este caso, acero inoxidable 316L.
6. Calcular el número de unidades para cubrir el proceso, utilizando el flujo volumétrico y la capacidad del equipo.
7. Asignar el número de pasos más acorde con la naturaleza de la estructura celular del flujo. Para la aplicación, se encontró 3 pasos como la opción más favorable.

F. Dimensionamiento de tanque de mezclado con agitación

1. Recuperar la densidad y viscosidad de los solventes cloroformo, metanol, de biomasa celular, ácido eicosapentaenoico y lisado celular.
2. Calcular la densidad y viscosidad efectiva de la mezcla de solventes y lisado celular a partir de las propiedades fisicoquímicas de los compuestos mencionados en el paso anterior y las proporciones en la composición de estos.
3. Calcular el flujo volumétrico total de entrada a partir de los flujos máxicos del proceso general para el equipo y las densidades calculadas en el paso anterior.
4. Para el diseño del equipo, calcular la capacidad del equipo utilizando el tiempo total de mezclado, en horas, estipulado en la literatura para esta mezcla, y el flujo volumétrico total.
5. Establecer un 85 % de capacidad útil para el equipo para evitar derrames y asegurar un mejor mezclado.
6. Para el cálculo de la capacidad útil, utilizar la capacidad y el factor de utilización establecido.

7. Seleccionar el tipo de impulsor que mejor se ajuste al uso previsto y al tipo de fluidos en la operación. Basado en McCabe et al. (2007), se eligió las hélices marinas de tres planas para fomentar un flujo axial, dado el uso previsto de mezclado de líquidos miscibles.
8. Seleccionar el número de deflectores requerido para la operación. Por el requerimiento de flujo axial, se escogió cuatro deflectores para el proceso.
9. Con la relación de volumen para un cilindro, despejar el diámetro de la ecuación para calcular el diámetro del tanque a partir del volumen determinado anteriormente.
10. Calcular la anchura de los deflectores, sabiendo que para este tipo de equipos es el 10 % del diámetro.
11. Seleccionar el número de pasos según la capacidad de empuje requerida para el proceso. Se seleccionó 1 paso tomando en cuenta la efectividad del impulsor por ciclo para este mezclado con el menor consumo energético implicado.
12. Seleccionar el factor de impulsor según el tipo de impulsor seleccionado. Para hélices marinas de tres palas, es de 0.25.
13. Calcular el diámetro del impulsor multiplicando el diámetro del tanque por el factor de impulsor del paso anterior.
14. Calcular el número de Reynolds del flujo de solventes y flujo de lisado celular, utilizando el diámetro del impulsor, la densidad y viscosidad efectiva de cada mezcla compuesta y la velocidad de rotación del impulsor. Se recuperó un valor de 3000 rpm o 50 rps, a través de la literatura recomendada para las mezclas de alta cizalla y volúmenes grandes, con un dispersor localizado de implementación auxiliar.
15. Calcular la proporción que representa el flujo de lisado celular y de solventes en la mezcla total y, con el resultado, calcular el número de Reynolds promedio.
16. Establecer el régimen de los flujos según los resultados de Reynolds (Re).
17. Para el cálculo del consumo energético, verificar que los flujos estén dentro de un régimen turbulento para la aplicación. Se consideró cualquier flujo como turbulento si su valor de Re superó los 4000.
18. Calcular la densidad promedio del flujo mezclado a partir de las proporciones del paso 15.
19. Determinar el valor de la constante K_T para tanques con cuatro deflectores, cuya anchura es igual al 10 % del diámetro del tanque. De acuerdo con la literatura en McCabe et al. (2007), para el tipo de impulsor de hélice de tres palas de un paso $K_T = 0.32$.
20. Calcular el número de potencia en vatios utilizando la ecuación que relaciona la constante K_T , la velocidad de rotación del impulsor en revoluciones por segundo, el diámetro del impulsor en metros, y la densidad promedio del mezclado en kilogramos por metro cúbico. Convertir el valor a kilovatios.

G. Dimensionamiento de filtro de flujo tangencial

1. Calcular la densidad de la mezcla de solventes a partir de la densidad de cloroformo y metanol y su respectiva proporción en la composición.
2. Calcular la densidad de la fase apolar basado en la proporción del ácido eicosapentaenoico y solventes en la salida, sus densidades a 25 °C y su proporción en el flujo de salida. Según el proceso general establecido, 0.0426 de ácido y 0.957 de solventes. De la misma manera, calcular la densidad del lisado celular, con proporciones de ácido 0.70 y biomasa celular 0.30.
3. Con ambas densidades del paso anterior, calcular la densidad promedio a 25 °C, tomando en cuenta la proporción de la fase apolar de 0.952 y fase acuosa de 0.476.
4. Obtener la viscosidad de cloroformo, metanol y biomasa a 25 °C de la literatura.
5. Calcular la viscosidad de la mezcla de solventes, utilizando la viscosidad de cada uno a 25 °C y su composición entre sí, es decir, 0.667 de cloroformo y 0.333 de metanol, una proporción (2:1) de acuerdo con la literatura de la experimentación electa.
6. Utilizando la viscosidad del paso anterior, utilizar también la del ácido eicosapentaenoico a 25 °C para estimar la viscosidad de la fase apolar. Utilizar las mismas proporciones de ácido y solventes del paso 2.
7. Obtener el flujo de entrada de la mezcla, de salida de la fase acuosa y fase apolar a través del diagrama del proceso general en kilogramos por hora. Para la base de 148 kg por hora, estos valores fueron 3453, 157, 3296, respectivamente.
8. Para las características de la membrana, seleccionar el tipo de filtrado a aplicar. En este caso, se eligió el flujo cruzado porque reduce la frecuencia de limpieza y prolonga la vida útil de la membrana, lo que es crucial en procesos con mezclas de biomasa y solventes y la configuración continua del proceso (Harrison et al., 2015).
9. Seleccionar el tipo de membrana para el equipo basado en el gradiente de presión operativa y el grado de selectividad. Se eligió membrana asimétrica por la capacidad de mantener una alta selectividad y una capa superficial de filtración precisa y otra más gruesa de soporte mecánico por las cantidades de flujo en el proceso.
10. Seleccionar el material de la membrana. Tomar en cuenta su resistencia y durabilidad. Se eligió de polietersulfona (PES) por su resistencia química y durabilidad ante solventes orgánicos.
11. Seleccionar el número de etapas para el equipo.
12. Seleccionar el tamaño de poro de la membrana. Se seleccionó un rango de 0.1-0.5 μm por ser una microfiltración, lo que es suficiente para retener las partículas de biomasa y dar paso de los solventes.

13. Seleccionar la configuración de la membrana. Se eligió fibras huecas por su alta área superficial relativa y capacidad de manejo de altos flujos en diseño compacto.
14. Establecer el diámetro interno de tubo en metros según la configuración de la membrana. Para fibras huecas, el diámetro es 0.01 m (Baker, 2012).
15. Utilizando el diámetro de tubo, calcular el área de sección transversal del módulo. Utilizar la ecuación general del área de un círculo.
16. Seleccionar una configuración de tubos en paralelo. Se eligió la cantidad de tubos estándar de 6 para un filtro de flujo cruzado.
17. Calcular la velocidad tangencial del flujo de salida a través del filtro. Utilizar la ecuación de continuidad sobre la superficie de la membrana, esto mediante el uso del flujo de fase apolar en metros cúbicos por segundo, el área de sección calculada en el paso anterior y la cantidad de tubos en paralelo.
18. Calcular la relación de concentración del filtro, tomando el flujo de fase apolar dividido por el flujo de fase acuosa.
19. Para determinar el área de filtración, calcular el flujo del permeado utilizando el flujo de fase apolar y su densidad previamente calculada.
20. Establecer la presión transmembrana según la membrana seleccionada. Para la microfiltración, un valor típico es 1.5 bar, por lo que se eligió este para el equipo. A través de esto, se determina la presión de entrada y de salida. En este caso 1.5 y 1 bar, respectivamente.
21. Calcular la resistencia de la membrana R_m basándose en el tipo y material de la membrana. Para esta aplicación se seleccionó $2.00 \times 10^{11} \text{ m}^{-1}$, tomando en cuenta la membrana asimétrica de PES.
22. Calcular el flujo de permeado a través de la membrana J , utilizando la presión transmembrana del paso 20 y la resistencia de la membrana del paso 21.
23. Calcular el área de la membrana para el equipo con una modificación de la ecuación general de flujo a través de la membrana, relacionando el flujo de permeado, en m^3/s , sobre J , en $\text{m}^3/\text{m}^2 \cdot \text{s}$.

H. Dimensionamiento de evaporador de película descendente de múltiple efecto

1. Seleccionar el tipo de evaporador acorde con las condiciones de alimentación. Al tener una viscosidad de $2.06 \text{ mN} \cdot \text{s}/\text{m}^2$ de la fase apolar en la salida del equipo anterior, se seleccionó el evaporador de película descendente utilizando la guía de Sinnott (2005).

2. De acuerdo con el balance de masa del proceso general, obtener los valores de flujo del extracto, flujo de ácido eicosapentaenoico, y salida de solventes y sus respectivas composiciones. De ácido, solventes, cloroformo y metanol.
3. Obtener la temperatura de ebullición de cloroformo y metanol a 1 atm.
4. Calcular el flujo de ácido eicosapentaenoico en la entrada utilizando el flujo de extracto y su composición, que fue 0.0426. De la misma forma, calcular el flujo de solventes en la entrada con la composición restante de 0.957.
5. Calcular el flujo de metanol y cloroformo en la entrada, usando el flujo de solventes en la entrada y composiciones de 0.333 y 0.667, respectivamente.
6. Obtener el calor de vaporización de cloroformo y metanol en kJ/mol. Se obtuvo valores de 31.4 y 35.3, respectivamente, de Perry et al. (1992).
7. Utilizando la masa molar y el calor de vaporización de cada solvente, calcular su calor de vaporización en kJ/kg.
8. Con los flujos de entrada y calor de vaporización de cada solvente, calcular el calor para evaporar cada uno. Posteriormente, sumarlos para obtener el calor para evaporar total, en kJ/h.
9. Para el área de transferencia de calor por etapa, establecer la economía de vapor y el número de efectos a operar. En este caso, se seleccionó 3 en cada uno como suposición en caso de la economía, y en las etapas para aprovechar un gradiente de temperatura sin requerir exceso energético y evitar la degradación térmica del lípido en la composición.
10. Establecer las temperaturas de entrada de vapor y de ebullición del último efecto, así también como el valor de coeficiente global de transferencia de calor U . Se eligió $500 \text{ kJ/h}\cdot\text{m}^2\cdot^\circ\text{C}$ al ser un valor promedio para los evaporadores de película descendente (McCabe et al., 2007).
11. Calcular el flujo másico de vapor a ser evaporado, utilizando el calor total para evaporar los solventes, calculado en el paso 8, el número de efectos seleccionado para el equipo, que fue 3, y el calor de vaporización de agua.
12. Para el cálculo del primer efecto, se estableció una temperatura de entrada de vapor de 150°C , presión de vapor 4.8 bar abs, utilizando tablas de vapor, de salida de 135°C y temperatura de entrada del extracto de 25°C y salida de 45°C .
13. Con los valores de temperatura según el gradiente propuesto previamente, calcular el cambio de temperaturas ΔT_1 y ΔT_2 para así calcular ΔT_{lm} .
14. Utilizando el calor para evaporar total, el coeficiente global de transferencia de calor y la diferencia de temperatura logarítmica media, calculada en el paso anterior, obtener el área de transferencia de calor.
15. Repetir del paso 10 al 12 para los siguientes dos efectos del evaporador para obtener sus áreas de transferencia de calor.

- a. Para el cálculo del segundo efecto, utilizar como temperaturas de entrada las salidas del efecto anterior, y la de salida de vapor de 120 °C y del extracto de 60 °C.
 - b. Para el cálculo de del tercer efecto, tomar la salida de vapor de 105 °C y del extracto de 70 °C.
 - c. Asimismo, determinar nuevamente la presión de vapor a su nueva temperatura de entrada en bar abs.
16. Calcular el área total de transferencia de calor sumando el área calculada para los tres efectos.

I. Dimensionamiento de intercambiador de calor de placas

1. Seleccionar el tipo de intercambiador de calor para enfriar la mezcla de solventes. Se optó por intercambiador de placas por su diseño compacto y flexible y escalabilidad.
2. Asignar la presión de diseño y la configuración de flujo según el tipo de intercambiador de calor. Para placas, se maneja en promedio presiones de 1.6 MP y el flujo más recomendable es contracorriente.
3. Establecer las temperaturas de entrada y de salida del flujo dentro del intercambiador. Se asignó la temperatura de entrada a la cual sale el extracto de solventes del evaporador, 70 °C y de salida la temperatura ambiente, 25 °C, para almacenamiento.
4. Calcular el calor específico de la mezcla de solventes según el valor de cada compuesto y su proporción en la mezcla: para cloroformo 0.960 kJ/kg·°C a 0.67 y para metanol 2.51 kJ/kg·°C a 0.333, dando resultado de 1.48 kJ/kg·°C.
5. Calcular la viscosidad de la mezcla de solventes según el valor de cada compuesto y su proporción en la mezcla: para cloroformo 5.63×10^{-4} Pa·s a 0.67 y para metanol 5.44×10^{-4} Pa·s a 0.333, dando resultado de 5.57×10^{-4} Pa·s.
6. Calcular la energía térmica requerida utilizando el flujo másico de entrada de solventes, el calor específico calculado en el paso 4 y la temperatura de entrada y salida de la mezcla de solventes.
7. Calcular el valor de "Duty" convirtiendo el resultado de energía térmica en kW.
8. Para el calor de enfriamiento de refrigerante, obtener las propiedades fisicoquímicas del agua a 25 °C: viscosidad de 8.00×10^{-4} Pa·s, densidad de 1000 kg/m³ y calor específico de 4.18 kJ/kg·°C.
9. Seleccionar la temperatura de entrada y de salida de operación del agua para el proceso. Se eligió 15 °C y 25 °C, respetivamente.

10. Utilizar la ecuación general de cantidad de calor para obtener el flujo másico necesario de agua, en kg/h a partir de las temperaturas establecidas en el paso anterior, el calor específico del agua y el requerimiento de energía térmica calculado previamente en el paso 6. Pasar el flujo a kg/s.
11. Para el área de transferencia de calor, utilizando la ecuación de temperatura logarítmica media y las temperaturas de entrada y salida de los solventes y el agua de refrigeración.
12. Calcular el número de unidades de transferencia, con la temperatura de entrada y salida de los solventes y la temperatura logarítmica media calculada en el paso anterior.
13. Calcular el factor de corrección de temperatura F_t a partir de la gráfica de factor de corrección de la temperatura media logarítmica para intercambiadores de calor de placas adaptado de Raju y Chand (1980).
14. Calcular la diferencia de temperatura promedio ΔT_m a partir de la temperatura logarítmica media y F_t .
15. Determinar el coeficiente total de transferencia de calor U a partir de los valores en la literatura para fluidos en intercambiadores de placa. Basado en Sinnott (2007), se determinó de $2000 \text{ W/m}^2\cdot^\circ\text{C}$ al tratarse de un flujo de compuestos orgánicos ligeros.
16. Calcular el área de superficie requerida utilizando la ecuación general de transferencia de calor modificada.
17. Seleccionar la longitud y ancho efectivo de cada plato. Se ha reportado valores estándar comerciales de 1.5 y 0.5 metros, respectivamente, para la aplicación.
18. A partir de la selección en el paso anterior, calcular el área efectiva del plato, multiplicando la longitud por el ancho.
19. Calcular el número de platos necesarios para el proceso, dividiendo el área de superficie requerida, calculado en paso 16, entre el área efectiva del plato del paso anterior. Redondear al entero más grande.
20. Seleccionar el número de pasos en la configuración según la aplicación a dimensionar. Se seleccionó 2 pasos para tener uno para el flujo de solventes y otro para el flujo de agua.
21. Calcular los canales por paso tomando la relación entre número de pasos y el número total de platos en el equipo.
22. Seleccionar un grosor de plato de 0.750 y 3.00 milímetros de espaciado entre pasos relacionado con el tipo de equipo, que de placas en configuración contracorriente.
23. Calcular el área de la sección transversal del canal multiplicando el espaciado entre pasos por el ancho efectivo del plato.
24. Calcular el diámetro hidráulico medio multiplicando el número de pasos y el espaciado entre pasos.

25. Calcular la longitud del canal multiplicando el número de pasos en la configuración, por la longitud efectiva por plato.
26. Para determinar la caída de presión, recuperar los valores de conductividad térmica de los materiales y compuestos en el proceso. Se recuperó $21 \text{ W/m}\cdot\text{°C}$ para titanio, $0.600 \text{ W/m}\cdot\text{°C}$ para agua, $0.129 \text{ W/m}\cdot\text{°C}$ para cloroformo y $0.201 \text{ W/m}\cdot\text{°C}$ para el metanol.
27. Calcular la conductividad térmica de los solventes con los valores encontrados en el paso anterior y las proporciones en la mezcla de solventes, para tener un resultado de $0.153 \text{ W/m}\cdot\text{°C}$.
28. Obtener los números de Prandtl Pr del agua y cloroformo y metanol a 70 °C de la literatura. Se eligió 1.8, 3,7 y 4.4, respectivamente de la información de Yaws (2003).
29. Con los números de Pr de los solventes, calcular el número de Pr de la mezcla de solventes utilizando la composición correspondiente de cada uno. Se consiguió 3.9 como valor final.
30. Cálculo del coeficiente de transferencia de calor de película
 - a. Para el resultado de la mezcla de solventes, calcular la velocidad del canal, con el flujo másico, convertido a flujo volumétrico con su densidad, los canales por paso y su respectiva área de sección transversal.
 - b. Calcular el número de Reynolds Re, utilizando la velocidad de canal, el diámetro hidráulico medio y las propiedades fisicoquímicas de la mezcla de solventes.
 - c. Calcular el número de Nusselt Nu del flujo con Re y Pr.
 - d. Calcular el coeficiente de transferencia de calor de película con Nu, la conductividad térmica y el diámetro hidráulico medio.
 - e. Repetir los pasos a hasta d para el flujo de agua con las propiedades fisicoquímicas del fluido.
31. Obtener los valores de factor y coeficiente de incrustación del agua y la mezcla de solventes. Se hizo la suposición del agua como "Process water" y los solventes como "Light organics" para asignar los valores para intercambiadores de calor de placas propuestos por Harrison et al. (2015), que fue 3.00×10^{-5} y 1.00×10^{-4} como factores y 30000 y 10000 como coeficientes de incrustación, respectivamente.
32. Calcular $1/U$ tomando en cuenta los coeficientes de incrustación y coeficientes de transferencia de calor de película de los solventes y el agua, conductividad térmica del titanio y el grosor del plato.
33. Calcular el coeficiente global de transferencia de calor U despejando de la expresión del paso anterior.

34. Calcular el factor de fricción f de los solventes a partir de la ecuación empírica de resistencia de flujo debido a la fricción en los canales del intercambiador. Repetir el proceso para el del agua
35. Calcular la caída de presión de los solventes y el agua con la ecuación de Darcy-Weisbach. Obtener el valor total de caída de presión con la suma de los dos resultados previos.
36. Convertir el valor de caída de presión total de Pa a bar dividiendo entre 1×10^5 .

J. Dimensionamiento de tanque cilíndrico vertical con fondo cónico para solventes

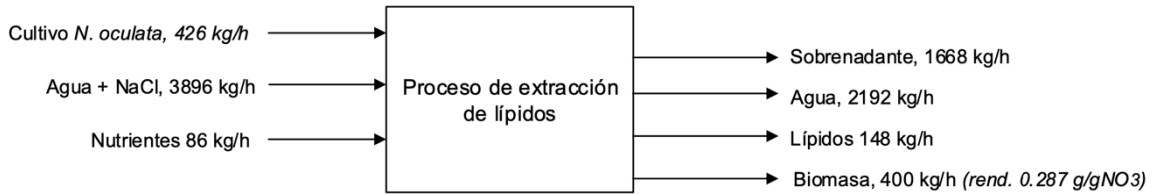
1. Del proceso de intercambiador de placas, recuperar la densidad estimada de la mezcla de solventes a 25 °C.
2. Obtener los valores de flujo de entrada de solventes condensados y la demanda de flujo de solventes a recircular hacia el mezclador del proceso general con los balances de masa.
3. Fijar un tiempo de retención para la mezcla de solventes. Se seleccionó un valor de 24 horas de retención.
4. Con la entrada y salida de flujos y el tiempo de retención, calcular el volumen útil del tanque. Convertirlo a volumen con la densidad obtenida en el paso 1.
5. Calcular el volumen total del equipo, considerando un margen de seguridad de 20 %, para evitar desbordamientos y permitir la expansión térmica de los solventes.
6. Para el diseño del equipo, seleccionar un material y forma acorde con la naturaleza del proceso y los compuestos a almacenar. Se eligió acero inoxidable 316 por su resistencia a la corrosión y una forma cilíndrica vertical con fondo cónico para facilitar su limpieza y drenaje.
7. Calcular la altura del fluido utilizando el volumen total del paso 5 y diámetro del equipo con la ecuación general del área de un cilindro. Se seleccionó un diámetro de 1 metro como supuesto.
8. Seleccionar la presión interna y externa del equipo. Se seleccionó una de 1.00×10^5 de presión interna, por la baja volatilidad a temperatura ambiente, y 1.013×10^5 como presión estándar ambiente.
9. Calcular el espesor t del tanque utilizando la resistencia del material en Pa, que fue 2.07×10^7 , el coeficiente de eficiencia de la junta, 65 % como valor promedio estándar de un tanque cilíndrico y el diámetro supuesto.

K. Dimensionamiento de tanque cilíndrico vertical con fondo cónico para lípido

1. Obtener la densidad del ácido eicosapentaenoico a 25 °C y el coeficiente de expansión volumétrica β típico para aceites y ácidos grasos de la literatura. Se encontró valores de 927 kg/m³ y 6.50×10^{-4} °C⁻¹, respectivamente.
2. Seleccionar un tiempo de retención del almacenamiento del producto terminado. Se eligió 24 horas para el proceso.
3. Calcular la densidad del ácido a 70 °C utilizando el coeficiente de expansión volumétrica.
4. Calcular el volumen útil del tanque utilizando el tiempo de retención y el flujo de ácido eicosapentaenoico del proceso general. Convertir el resultado de kilogramos a metros cúbicos con el valor de densidad calculado.
5. Calcular el volumen total del tanque utilizando el margen de seguridad de 20 % para evitar desbordamiento y permitir expansión térmica.
6. Para el diseño del equipo, seguir el paso 6 al 9 del apartado J de la sección.

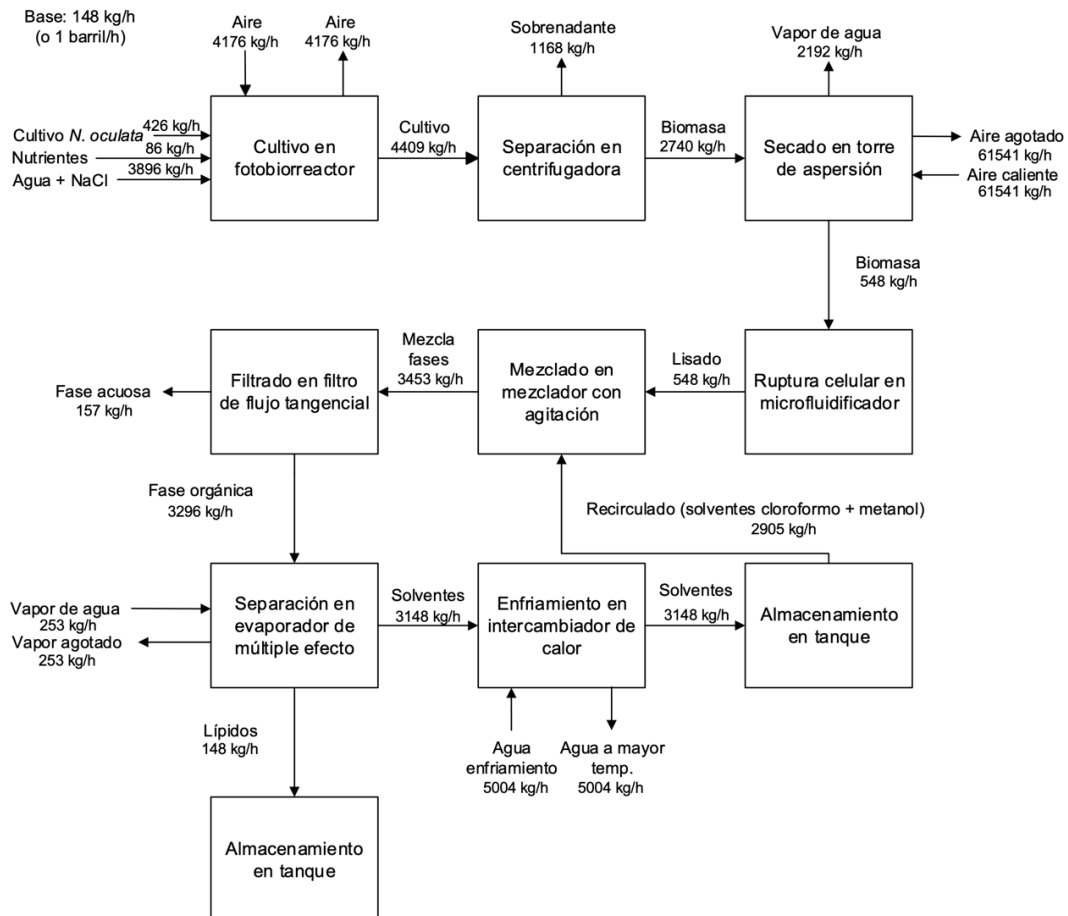
VII. RESULTADOS

Figura 20. Diagrama de entradas y salidas del proceso de extracción de lípidos a partir del cultivo de la microalga *Nannochloropsis oculata*



Se utilizó Microsoft® Visio para Windows® versión 2203 (Build 15028.20160) para realizar el diagrama. Se detalla la consideración principal dentro del proceso del rendimiento de generación de 28.7 gramos de biomasa por gramo de fuente de nitrato consumido bajo las condiciones del sistema fermentativo optado para el desarrollo del proceso. Se consideró como nutrientes el medio de cultivo Guillard f/2.

Figura 21. Diagrama de operaciones del proceso de extracción de lípidos a partir del cultivo de la microalga *Nannochloropsis oculata*



Proceso correspondiente a la propuesta realizada en el presente trabajo, basado en la base de cálculo de 148 kg de lípido por hora (o 1 barril por hora) y la elección de las operaciones más favorables para el proceso, detallado en la sección de Metodología. Se utilizó Microsoft® Visio para Windows® versión 2203 (Build 15028.20160) para realizar el diagrama.

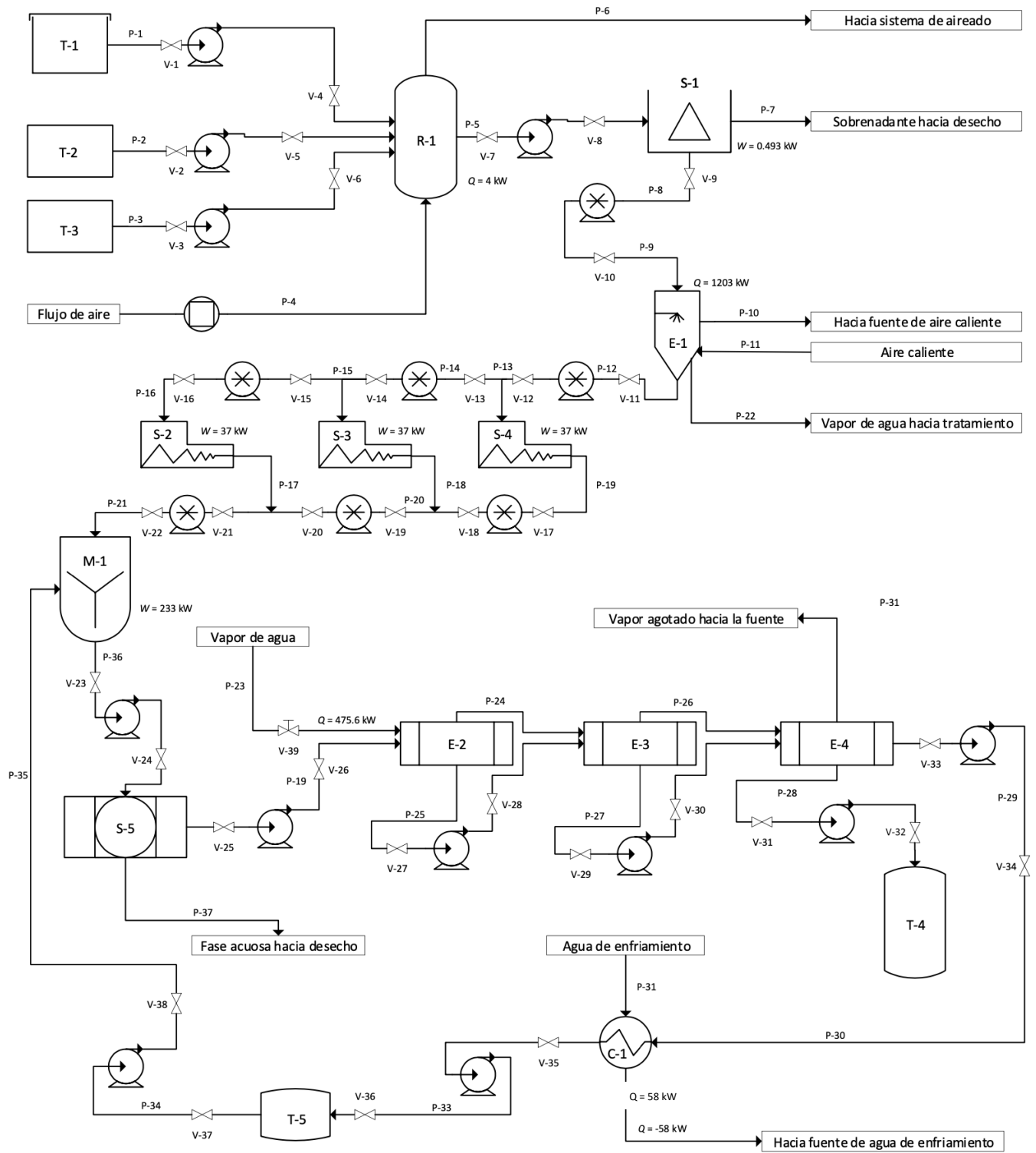
Cuadro 4. Balance de masa de los flujos en las entradas y salidas de las operaciones del proceso de extracción de lípidos a partir del cultivo de la microalga *Nannochloropsis oculata*

Operación	Entrada	Flujo (kg/h)	Salida	Flujo (kg/h)
Cultivo en fotobiorreactor	Biomasa cultivo de <i>N. oculata</i>	426	Cosecha de cultivo	4409
	nutrientes y medio de cultivo	86		
	agua + NaCl	3896		
	Aire	4176		
Separación en centrifuga	Cosecha de cultivo	4409	Sobrenadante	1668
			Biomasa	2740
Secado en torre de aspersión	Biomasa	2740	Vapor de agua	2192
			Biomasa baja humedad	548
	Aire caliente	61541	Aire agotado	61541
Ruptura celular en microfluidificador	Biomasa baja humedad	548	Lisado	548
Mezclado en mezclador con agitación	Lisado	548	Mezcla de fases	3453
	Mezcla solventes	2905		
Filtrado en filtro de flujo tangencial	Mezcla de fases	3453	Fase acuosa	157
			Fase orgánica	3296
Separación en evaporador de múltiple efecto	Fase orgánica	3296	Lípidos	148
			Solventes	3148
	Vapor de agua	253	Vapor agotado	253
Enfriamiento en intercambiador de calor	Solventes	3148	Solventes	3148
	Agua enfriamiento	5004	Agua a mayor temperatura	5004
Almacenamiento en tanque	Solventes	3148	Solventes	2905
	Lípidos	148	-	-

Se detalla el resultado de los flujos de masa en las entradas y salidas de todas las operaciones esquematizadas en la Figura 21, en kilogramos por hora.

Fuente: elaboración propia.

Figura 22. Diagrama de la distribución de operación y balance energético del proceso de extracción de lípidos a partir del cultivo de la microalga *Nannochloropsis oculata*



Se realizó el diagrama en Microsoft® Visio para Windows® versión 2203 (Build 15028.20160) y se detalla la distribución de todos los equipos principales implicados en el desarrollo de las operaciones destacadas para la propuesta del proceso de extracción de lípidos, desde el cultivo de la microalga, hasta el almacenamiento del producto terminado, esquematizado también en la Figura 21.

Cuadro 5. Descripción de la lista de canalizaciones del diagrama del proceso de extracción de lípidos propuesto

Etiqueta	Descripción	Fluido	Flujos (kg/h)
P-1	Tubería 1	Biomasa	426
P-2	Tubería 2	Nitrato de sodio 0.3 g/L y medio de cultivo Guillard f/2	86
P-3	Tubería 3	Agua con NaCl 35g/L	3896
P-4	Tubería 4	Flujo de aire	4176
P-5	Tubería 5	Cultivo de microalga	4409
P-6	Tubería 6	Flujo de aire	4176
P-7	Tubería 7	Sobrenadante	1668
P-8	Tubería 8	Biomasa de alta humedad	2740
P-9	Tubería 9	Biomasa de alta humedad	2740
P-10	Tubería 10	Flujo de aire agotado	61541
P-11	Tubería 11	Flujo de aire caliente	61541
P-12	Tubería 12	Biomasa de baja humedad	548
P-13	Tubería 13	Biomasa de baja humedad	183
P-14	Tubería 14	Biomasa de baja humedad	365
P-15	Tubería 15	Biomasa de baja humedad	183
P-16	Tubería 16	Biomasa de baja humedad	183
P-17	Tubería 17	Lisado celular	183
P-18	Tubería 18	Lisado celular	183
P-19	Tubería 19	Lisado celular	183
P-20	Tubería 20	Lisado celular	365
P-21	Tubería 21	Lisado celular	548
P-22	Tubería 22	Vapor de agua	3453
P-23	Tubería 23	Vapor de agua	247
P-24	Tubería 24	Vapor de agua	247
P-25	Tubería 25	Solución orgánica	3296
P-26	Tubería 26	Vapor de agua	247
P-27	Tubería 27	Solución orgánica	3296
P-28	Tubería 28	Licor de lípido	148
P-29	Tubería 29	Solventes evaporados	3148

Etiqueta	Descripción	Fluido	Flujos (kg/h)
P-30	Tubería 30	Solventes evaporados	3148
P-31	Tubería 31	Agua de enfriamiento	5004
P-32	Tubería 32	Agua de enfriamiento agotada	5004
P-33	Tubería 33	Solventes	3148
P-34	Tubería 34	Solventes	2905
P-35	Tubería 35	Solventes	2905
P-36	Tubería 36	Mezcla fase acuosa y orgánica	3453
P-37	Tubería 37	Fase acuosa	157

Fuente: elaboración propia.

Cuadro 6. Descripción de la lista de equipamiento del diagrama del proceso de extracción de lípidos propuesto

Etiqueta	Descripción	Temperatura (°C)	Presión (atm)
T-1	Tanque de almacenamiento de cultivo de <i>N. oculata</i>	20	1.00
T-2	Tanque de almacenamiento de medio de cultivo y nutrientes	20	1.00
T-3	Tanque de almacenamiento de solución de agua salada	20	1.00
T-4	Tanque cilíndrico vertical de lípidos	70	0.987
T-5	Tanque cilíndrico vertical de solventes cloroformo y metanol	25	0.987
R-1	Fotobiorreactor tubular vertical continuo	20	1.00
S-1	Centrifugadora de discos con descarga por boquilla	20	1.00
S-2	Procesador microfluidificador 1	60	2041
S-3	Procesador microfluidificador 2	60	2041
S-4	Procesador microfluidificador 3	60	2041
S-5	Filtro de flujo tangencial	25	1.48
M-1	Tanque de mezclado con agitación	25	1.00
E-1	Torre de aspersión	150	1.04
E-2	Evaporador de película descendente - Primer efecto	150	4.70
E-3	Evaporador de película descendente - Segundo efecto	135	3.09

E-4	Evaporador de película descendente - Tercer efecto	120	1.96
C-1	Intercambiador de calor de placas	70	0.533

Fuente: elaboración propia.

Cuadro 7. Rendimiento de aceite de distintas generaciones de fuentes de biocombustible por hectárea

Cultivo	Rendimiento de aceite, L/ha	Rendimiento relativo, %
Maíz	172	0.13 %
Soya	446	0.33 %
Maní	1,059	0.77 %
Canola	1,190	0.87 %
Colza	1,190	0.87 %
Jatrofa	1,892	1.4 %
Karanj (<i>Pongamia pinnata</i>)	2,590	1.9 %
Coco	2,689	2.0 %
Palma de aceite	5,950	4.3 %
Microalgas (30 % aceite por peso)	58,700	43 %
Microalgas (70 % aceite por peso)	136,900	100 %

El rendimiento relativo de los cultivos es en función al rendimiento de aceite de Microalgas (70 % aceite por peso).

Fuente: (Singh & Gu, 2010).

Cuadro 8. Especificaciones técnicas del fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación

FOTOBIORREACTOR TUBULAR VERTICAL CONTINUO CON SISTEMA DE CIRCULACIÓN	
	
ESPECIFICACIONES TÉCNICAS	
Función: sistema tubular con accesibilidad lumínica y sistema de aireación para el cultivo de <i>Nannochloropsis oculata</i> y la producción de biomasa lipídica.	
MODELO DE CRECIMIENTO DE MICROORGANISMO	
Velocidad específica máxima de crecimiento celular [μ_{max}] (días ⁻¹)	0.5622
Constante de afinidad al sustrato [K_s] (mg NO ₃ /L)	0.01201
Sustrato inicial [S] (mg/L)	4.9
Sustrato final [S _f] (mg/L)	4.3
Tasa máxima de crecimiento [r_{max}] (días ⁻¹)	0.56
Tiempo de residencia [τ] (días)	1.07
pH	6-8
SISTEMA DE OPERACIÓN	
Flujo de entrada (kg/h)	4409
Flujo de entrada (m ³ /h)	4.41
Flujo de entrada (m ³ /día)	106
V _{efectivo} (m ³)	114
Diámetro (m)	3.31
Altura (m)	13.2
REQUERIMIENTOS DE AIRE	
Requerimiento de oxígeno (g O ₂ /g biomasa)	1.6
Flujo de biomasa (kg/h)	548
Flujo de oxígeno requerido (kg/h)	877
Flujo de aire requerido (kg/h)	4176
Flujo de aire (m ³ /h)	3480
Flujo de aire (m ³ /s)	0.967

FOTOBIORREACTOR TUBULAR VERTICAL CONTINUO CON SISTEMA DE CIRCULACIÓN



ESPECIFICACIONES TÉCNICAS

GEOMETRÍA DEL DISEÑO


Longitud de onda (nm)	660
Frecuencia de iluminación (h/día)	8
Intensidad lumínica ($\mu\text{mol fotones/m}^2/\text{s}$)	150
Área externa (m^2)	137
Requerimiento de luz ($\mu\text{mol fotones/s}$)	20602
Requerimiento energético del equipo (kW)	4
Diámetro por tubo (m)	0.100
Altura por tubo (m)	4
Volumen por tubo (m^3)	0.0314
Número de tubos	3613
Espaciamiento (m)	0.200
Área total por tubo (m^2)	0.040
Área total (m^2)	145

SISTEMA DE CIRCULACIÓN

Flujo de aire por tubo (m^3/s)	2.68E-04
Área de sección transversal de un tubo (m^2)	7.85E-03
Velocidad del aire (m/s)	0.0341
Difusor	Burbuja fina

Modelo matemático que describe la velocidad específica de crecimiento celular de las microalgas *Nannochloropsis oculata* concentración inicial de x0.25 de la fuente de nitrógeno obtenido a través de Mayorga (2022). Características por tubo en Geometría del Diseño obtenidas a través de Sinnott (2003). Figura obtenida de GreenTech Ventures, Inc. (2003).

Cuadro 9. Especificaciones técnicas de centrifugadora de discos con descarga por boquilla

CENTRIFUGADORA DE DISCOS CON DESCARGA POR BOQUILLA	
	
ESPECIFICACIONES TÉCNICAS	
Función: separar la biomasa de microalga del sobrenadante mediante fuerzas centrífugas aumentando la pureza del producto en la biomasa del flujo.	
CONDICIONES DE OPERACIÓN	
Diámetro de partícula [d_s] (m)	3.00E-06
Densidad agua @ 20 °C [ρ] (kg/m ³)	998.2
Densidad sobrenadante @ 20 °C [ρ] (kg/m ³)	998.2
Densidad ácido eicosapentaenoico @ 20 °C [ρ] (kg/m ³)	900.0
Densidad efectiva biomasa @ 20 °C [ρ] (kg/m ³)	929.5
Viscosidad agua @ 20 °C [μ] (mPa·s)	1.00
Viscosidad ácido eicosapentaenoico @ 20 °C [μ] (mPa·s)	35.8
Viscosidad efectiva biomasa @ 20 °C [μ] (mPa·s)	25.4
Viscosidad efectiva biomasa @ 20 °C [μ] (Pa·s)	0.0254
Composición de ácido eicosapentaenoico	0.70
Composición de agua	0.30
SISTEMA DE OPERACIÓN	
Flujo de entrada (kg/h)	4409
Flujo de entrada (kg/s)	1.22
Radio efectivo (m)	0.200
Velocidad del proceso (rpm)	3000
Velocidad angular (ω)	314.2
Aceleración de la gravedad (m/s ²)	9.81
Factor G fuerza centrífuga	2012
Velocidad terminal de sedimentación [u_g] (m/s)	1.33E-08
Torque (N·m)	1.57
Consumo energético (kW)	0.493

CENTRIFUGADORA DE DISCOS CON DESCARGA POR BOQUILLA




ESPECIFICACIONES TÉCNICAS

TEORÍA DE SIGMA Σ

Proporción de biomasa en la entrada	0.124
Proporción de sobrenadante	0.876
Flujo de sobrenadante (kg/h)	3861
Flujo de sobrenadante (m ³ /h)	3.87
Flujo de sobrenadante (m ³ /s)	0.00107
Cambio de densidades (kg/m ³)	68.7
Q/ Σ	2.66E-08
Selección de centrifugadora	Disco
Eficiencia aproximada	0.45
sigma (m ²)	89784

Propiedades fisicoquímicas de agua cloroformo, ácido eicosapentaenoico y metanol y de aceleración de la gravedad de Perry et al. (1992), propiedades fisicoquímicas de biomasa celular de Shamlou (1993). Tiempo de mezclado recuperado de experimentación por Mayorga (2022). Información de deflectores y mezclador en Diseño del Equipo de McCabe et al. (2007). Obtención de la constante para cálculo de consumo de potencia P de Sinnott (2005). Propiedades de selección y eficiencia de centrifugadora extraído de Harrison et al. (2015). Figura obtenida de Alfa Laval (2015).

Cuadro 10. Especificaciones técnicas de la torre de aspersión

TORRE DE ASPERSIÓN	
	
ESPECIFICACIONES TÉCNICAS	
Función: reducir el contenido de humedad del flujo de entrada del proceso a través de la atomización en gotas finas en contacto con aire caliente.	
CONDICIONES DE OPERACIÓN	
Temperatura aire en entrada (°C)	150
Temperatura aire en salida (°C)	80
Temperatura pulpa en entrada (°C)	20
Temperatura pulpa en salida (°C)	60
Composición de ácido eicosapentaenoico	0.70
Composición de agua	0.30
Densidad ácido eicosapentaenoico @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	927
Densidad agua @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	1000
Densidad pulpa @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	948.9
Densidad aire @ 150 °C [ρ] (kg/m ³)	1.16
Calor específico ácido eicosapentaenoico [c] (kJ/kg·°C)	2.04
Calor específico agua [c] (kJ/kg·°C)	4.18
Calor específico aire [c] (kJ/kg·°C)	1.01
Calor específico pulpa [c] (kJ/kg·°C)	2.68
Proporción inicial de humedad	0.80
Proporción final de humedad	0.10
Coeficiente de transferencia de calor [U] (W/m ² ·°C)	500
Calor de vaporización de agua @ 100 °C [ΔH_{vap}] (kJ/kg)	2257
Punto de autoignición de biomasa lignocelulósica lipídica (°C)	300-350
FLUJOS DE CALOR	
Flujo másico pulpa (kg/h)	2740
Flujo másico agua a evaporar (kg/h)	1918
Flujo másico agua a evaporar (kg/s)	0.533
Calor para la evaporación [Q] (kW)	1203

TORRE DE ASPERSIÓN




ESPECIFICACIONES TÉCNICAS

Flujo de aire caliente necesario (kg/s)	17.1
Flujo de aire caliente necesario (kg/h)	61541
DIMENSIONES DE OPERACIÓN	
Tiempo de residencia (s)	5
Velocidad del aire (m/s)	2
Volumen de la torre (m ³)	73.6
Área de sección transversal torre (m ²)	7.36
Radio de la torre (m)	1.53
Altura de la torre (m)	10.0

Propiedades fisicoquímicas de agua, aire, ácido eicosapentaenoico de Perry et al. (1992). Condiciones de humedad supuestas a partir de la literatura por Shamlou (1993). Información en Sistema de Operación recuperado de experimentación por Mayorga (2022). Suposición de U, tiempos de residencia y velocidad del aire a partir de Harrison et al. (2015). Figura obtenida de Aipak Pharma (2024).

Cuadro 11. Especificaciones técnicas del procesador microfluidificador continuo de alto corte

PROCESADOR MICROFLUIDIFICADOR CONTINUO DE ALTO CORTE	
	
ESPECIFICACIONES TÉCNICAS	
Función: inducir la lisis celular de las microalgas al someterlas a alta presión, seguida de un rápido descenso de presión aplicando fuerzas de cizalla y cavitación para la liberación de los lípidos intracelulares.	
CONDICIONES DE OPERACIÓN	
Flujo de salida (kg/h)	548
Eficiencia	85 %
Flujo de salida necesario (kg/h)	645
Densidad flujo (kg/m ³)	979
Temperatura alimentación (°C)	60
Flujo volumétrico (m ³ /h)	0.659
Presión de operación (psi)	30000
Presión de operación (Pa)	2.07E+08
Capacidad (L/min/unidad)	5.10
Capacidad (m ³ /h/unidad)	0.306
REQUERIMIENTO DEL EQUIPO	
Potencia motor incorporado (kW)	37
Tasa de corte (s ⁻¹)	1.00E+07
Sistema eléctrico (V)	Trifásico 208/230/380/460/575
Material	Acero inoxidable 316L
Número de unidades (est.)	3
Número de pasos	3

Características de Condiciones de Operación y Requerimiento del Equipo basadas de la ficha técnica de Microfluidics (2011). Figura obtenida de Microfluidics (2023).

Cuadro 12. Especificaciones técnicas de tanque de mezclado con agitación

TANQUE DE MEZCLADO CON AGITACIÓN	
	
ESPECIFICACIONES TÉCNICAS	
Función: dispersión homogénea del lisado celular con solventes mediante agitación mecánica de alta cizalla para promover la transferencia de masa entre las fases líquidas.	
CONDICIONES DE OPERACIÓN	
Densidad cloroformo @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	1483
Densidad metanol @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	791
Densidad mezcla de solventes @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	1252
Densidad biomasa celular @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	1100
Densidad ácido eicosapentaenoico @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	927
Densidad lisado celular @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	978.9
Viscosidad cloroformo @ 25 °C [ρ] (mN·s/m ²)	0.563
Viscosidad metanol @ 25 °C [μ] (mN·s/m ²)	0.544
Viscosidad cloroformo @ 25 °C [μ] (Pa·s)	5.63E-04
Viscosidad metanol @ 25 °C [μ] (Pa·s)	5.44E-04
Viscosidad ácido eicosapentaenoico @ 25 °C [μ] (mN·s/m ²)	35.8
Viscosidad biomasa celular @ 25 °C [μ] (mN·s/m ²)	15
Viscosidad biomasa celular @ 25 °C [μ] (Pa·s)	0.0150
Viscosidad lisado celular @ 25 °C [μ] (mN·s/m ²)	29.6
Proporción ácido eicosapentaenoico	0.70
Proporción biomasa celular	0.30
Proporción de cloroformo	0.67
Proporción de metanol	0.33
FLUJOS DE OPERACIÓN	
Flujo de cloroformo (kg/h)	1936
Flujo de metanol (kg/h)	968
Flujo de mezcla de solventes (kg/h)	2905
Flujo de mezcla de solventes (m ³ /h)	2.32
Flujo de lisado celular (kg/h)	548
Flujo de lisado celular (m ³ /h)	0.560

TANQUE DE MEZCLADO CON AGITACIÓN



ESPECIFICACIONES TÉCNICAS

Flujo volumétrico total (m ³ /h)	2.88
DISEÑO DEL EQUIPO	
Tiempo completo de mezclado (min)	17
Tiempo completo de mezclado (h)	0.283
Capacidad (m ³)	0.816
Factor de utilización	0.85
Capacidad útil de mezcla (m ³)	0.693
Tipo de impulsor	Hélices marinas de tres palas (flujo axial)
Uso previsto	Mezclado de líquidos miscibles
Número de deflectores	4
Diámetro del tanque (m)	1.013
Anchura deflectores (m)	0.101
Tipo de mezclador	Tanque agitado cerrado de forma cilíndrica
Número de pasos	1
RÉGIMEN DE LOS FLUJOS DE MEZCLADO	
Factor del impulsor	0.25
Diámetro del impulsor (m)	0.253
velocidad de mezclado (rpm)	3000
velocidad de rotación de impulsor (rps)	50.0
Número de Reynolds flujo solventes (Re)	7.21E+06
Número de Reynolds flujo lisado celular (Re)	2.09E+05
Proporción flujo de lisado celular	0.159
Proporción flujo de solventes	0.841
Número de Reynolds promedio (Re)	6.10E+06
CONSUMO ENERGÉTICO	
Densidad promedio de flujos @ 25 °C (kg/m ³)	1209

TANQUE DE MEZCLADO CON AGITACIÓN



ESPECIFICACIONES TÉCNICAS

Constante K_T	0.32
Consumo de potencia [P] (W)	50311
Consumo de potencia [P] (kW)	50

Propiedades fisicoquímicas de agua, aire, ácido eicosapentaenoico, cloroformo y metanol de Perry et al. (1992). Propiedades fisicoquímicas de la biomasa celular de Shamlou (1993). Características del impulsor y mezclador obtenido de McCabe et al. (2007). Información del tiempo, velocidad y tipo de mezclado de la experimentación por Mayorga (2022). Información de constante K_T para el cálculo de consumo de potencia por McCabe et al. (2007). Figura obtenida Guangzhou Aile Automation (2021).

Cuadro 13. Especificaciones técnicas del filtro de flujo tangencial

FILTRO DE FLUJO TANGENCIAL



ESPECIFICACIONES TÉCNICAS

Función: separa la biomasa de la fase apolar mediante una membrana, manteniendo un flujo tangencial que previene el ensuciamiento y favorece la concentración de salida.

CONDICIONES DE OPERACIÓN

Proporción ácido eicosapentaenoico en la salida	0.0426
Proporción solventes en la salida	0.957
Proporción cloroformo	0.667
Proporción metanol	0.333
Proporción fase acuosa	0.0476

FILTRO DE FLUJO TANGENCIAL



ESPECIFICACIONES TÉCNICAS

Proporción fase apolar	0.952
Densidad ácido eicosapentaenoico @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	927
Densidad mezcla de solventes @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	1252
Densidad fase apolar @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	1238
Densidad lisado celular @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	979
Densidad promedio @ 25 °C (kg/m ³)	1239
Viscosidad cloroformo @ 25 °C [μ] (Pa·s)	5.63E-04
Viscosidad metanol @ 25 °C [μ] (Pa·s)	5.44E-04
Viscosidad biomasa @ 25 °C [μ] (Pa·s)	0.0150
Viscosidad ácido eicosapentaenoico @ 25 °C [μ] (Pa·s)	0.0358
Viscosidad mezcla de solventes @ 25 °C [μ] (Pa·s)	5.57E-04
Viscosidad fase apolar @ 25 °C [μ] (Pa·s)	2.06E-03
Flujo entrada de la mezcla (kg/h)	3453
Flujo fase acuosa (kg/h)	157
Flujo fase apolar (kg/h)	3296
Flujo fase apolar (m ³ /s)	7.39E-04

CARACTERÍSTICAS DE LA MEMBRANA

Tipo de filtrado	Flujo cruzado
Tipo de membrana	Asimétrica
Material de membrana	Polietersulfona (PES)
Número de etapas	1
Tamaño del poro (μ m)	0.1-0.5
Configuración de la membrana	Fibras huecas
Diámetro interno del tubo (m)	0.01
Área de sección transversal del módulo (m ²)	7.85E-05
Tubos en paralelo	6
Velocidad tangencial [v] (m/s)	1.57
Relación de concentración (:1)	21

FILTRO DE FLUJO TANGENCIAL




ESPECIFICACIONES TÉCNICAS

ÁREA DE FILTRACIÓN

Flujo de permeado (m ³ /h)	2.661
Flujo de permeado (m ³ /s)	7.39E-04
Presión transmembrana (bar)	1.50
Presión transmembrana (Pa)	1.50E+05
Presión de entrada (bar)	1.50
Presión de entrada (Pa)	1.50E+05
Presión de salida (bar)	1.00
Presión de salida (Pa)	1.00E+05
Resistencia de la membrana [R _m] (m ⁻¹)	2.00E+11
Flujo de permeado a través de la membrana [J] (m ³ /m ² ·s)	3.64E-04
Área de la membrana (m ²)	2.03

Propiedades fisicoquímicas de ácido eicosapentaenoico, cloroformo y metanol de Perry et al. (1992). Información de la membrana obtenida de Harrison et al. (2015). Información del Área de Filtración obtenida de Baker (2012). Figura obtenida de Sefiltra (2019).

Cuadro 14. Especificaciones técnicas del evaporador de película descendente de múltiple efecto

EVAPORADOR DE PELÍCULA DESCENDENTE DE MÚLTIPLE EFECTO	
	
ESPECIFICACIONES TÉCNICAS	
Función: separación de los solventes mediante evaporación a bajas presiones, concentrando el lípido sin comprometer su integridad térmica.	
CONDICIONES DE OPERACIÓN	
Flujo del extracto (kg/h)	3296
Composición ácido eicosapentaenoico	0.0426
Composición ácido eicosapentaenoico solventes	0.957
Flujo de ácido eicosapentaenoico (kg/h)	148
Composición ácido eicosapentaenoico	0.950
Composiciones solventes	0.0500
Flujo de salida de solventes (kg/h)	3148
Composición cloroformo	0.667
Composición metanol	0.333
Viscosidad fase apolar (extracto) @ 25 °C [μ] (Pa·s)	2.06E-03
Viscosidad fase apolar (extracto) @ 25 °C [μ] (mN·s/m ²)	2.06
Temperatura ebullición cloroformo @ 1 atm (°C)	61.2
Temperatura ebullición metanol @ 1 atm (°C)	64.7
Flujo ácido eicosapentaenoico en la entrada (kg/h)	140
Flujos solventes en la entrada (kg/h)	3155
Flujo metanol en entrada (kg/h)	1052
Flujo cloroformo en entrada (kg/h)	2104
Calor de vaporización cloroformo (kJ/mol)	31.4
Calor de vaporización metanol (kJ/mol)	35.3
Calor de vaporización cloroformo (kJ/kg)	263
Calor de vaporización metanol (kJ/kg)	1102
Calor de vaporización agua (kJ/kg)	2260
Calor de vaporización mezcla de solventes (kJ/kg)	543
Masa molar cloroformo (g/mol)	119.4
Masa molar metanol (g/mol)	32

EVAPORADOR DE PELÍCULA DESCENDENTE DE MÚLTIPLE EFECTO



ESPECIFICACIONES TÉCNICAS

Calor para evaporar cloroformo [Q] (kJ/h)	553299
Calor para evaporar metanol [Q] (kJ/h)	1158816
Calor para evaporar total [Q] (kJ/h)	1712115
Calor para evaporar total [Q] (kJ/h)	1.71E+06
ÁREA DE TRANSFERENCIA DE CALOR POR ETAPA	
Economía de vapor	3
Número de efectos	3
Temperatura de entrada de vapor (°C)	150
Temperatura de ebullición del último efecto (°C)	64.7
Coef. global de transferencia de calor [U] (kJ/h·m ² ·°C)	500
Flujo másico de vapor para evaporar solventes (kg/h)	253
PRIMER EFECTO	
Temperatura entrada del vapor (°C)	150
Presión de vapor @ 150 °C (bar abs)	4.8
Presión de vapor @ 150 °C (Pa)	4.80E+05
Temperatura entrada del extracto (°C)	25
Temperatura salida del vapor (°C)	135
Temperatura salida del extracto (°C)	45
ΔT_1 (°C)	105
ΔT_2 (°C)	110
ΔT_{lm} (°C)	107
Área de transferencia de calor (m ²)	31.9
SEGUNDO EFECTO	
Temperatura entrada del vapor (°C)	135
Presión de vapor @ 135 °C (bar abs)	3.13
Presión de vapor @ 135 °C (Pa)	3.13E+05
Temperatura entrada del extracto (°C)	45
Temperatura salida del vapor (°C)	120
Temperatura salida del extracto (°C)	60

EVAPORADOR DE PELÍCULA DESCENDENTE DE MÚLTIPLE EFECTO



ESPECIFICACIONES TÉCNICAS

ΔT_1 (°C)	75
ΔT_2 (°C)	75
ΔT_{im} (°C)	75
Área de transferencia de calor (m ²)	45.7
TERCER EFECTO	
Temperatura entrada del vapor (°C)	120
Presión de vapor @ 120 °C (bar abs)	1.99
Presión de vapor @ 120 °C (Pa)	1.99E+05
Temperatura entrada del extracto (°C)	60
Temperatura salida del vapor (°C)	105
Presión de vapor @ 105 °C (bar abs)	1.2
Presión de vapor @ 105 °C (Pa)	1.20E+05
Temperatura salida del extracto (°C)	70
ΔT_1 (°C)	50
ΔT_2 (°C)	45
ΔT_{im} (°C)	47.5
Área de transferencia de calor (m ²)	72.2
Área total de transferencia de calor (m ²)	149.7

Propiedades fisicoquímicas de ácido eicosapentaenoico, cloroformo y metanol y de vapor de agua de Perry et al. (1992). Información de U y selección de economía de vapor y número de efectos de Sinnott (2005). Figura obtenida de Eco Techno (2024).

Cuadro 15. Especificaciones técnicas de intercambiador de calor de placas

INTERCAMBIADOR DE CALOR DE PLACAS	
	
ESPECIFICACIONES TÉCNICAS	
Función: enfría los lípidos a alta temperatura tras el proceso previo de evaporación, utilizando un alto coeficiente de transferencia de calor para recuperar su temperatura ambiente.	
CONDICIONES DE OPERACIÓN	
Temperatura entrada solventes (°C)	70
Temperatura salida solventes (°C)	25
Calor específico cloroformo (kJ/kg·°C)	0.960
Calor específico metanol (kJ/kg·°C)	2.51
Calor específico solventes (kJ/kg·°C)	1.48
Composición de cloroformo	0.67
Composición de metanol	0.33
Densidad mezcla de solventes @ 25 °C (kg/m ³)	1252
Viscosidad cloroformo @ 25 °C (Pa·s)	5.63E-04
Viscosidad metanol @ 25 °C (Pa·s)	5.44E-04
Viscosidad mezcla de solventes @ 25 °C (Pa·s)	5.57E-04
Presión de diseño (MPa)	1.6
Flujo másico solventes (kg/h)	3148
Flujo másico solventes (kg/s)	0.874
REQUERIMIENTO ENERGÉTICO	
Energía térmica [Q] (kJ/h)	209185
Duty (kW)	58
CALOR DE ENFRIAMIENTO DE REFRIGERANTE	
Densidad agua @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	1000
Viscosidad agua @ 25 °C [μ] (Pa·s)	8.00E-04
Calor específico agua (kJ/kg·°C)	4.18
Temperatura entrada (°C)	15
Temperatura salida (°C)	25
Flujo másico necesario (kg/h)	5004

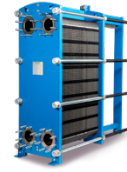
INTERCAMBIADOR DE CALOR DE PLACAS



ESPECIFICACIONES TÉCNICAS

Flujo másico necesario (kg/s)	1.39
ÁREA DE TRANSFERENCIA DE CALOR	
ΔT_{im} (°C)	23
NTU	1.93
Factor de corrección de temperatura [F_i]	0.96
Diferencia de temperatura promedio (°C) [ΔT_m]	22
Coef. total de transferencia de calor [U] (W/m ² ·°C)	2000
Área de superficie requerida (m ²)	1.30
Longitud efectiva plato (m)	1.50
Ancho efectivo plato (m)	0.50
Área efectiva de plato (m ²)	0.75
Número de platos (aprox.)	2
Máximo número de platos	600
CONFIGURACIÓN DE DISEÑO	
Configuración de flujo	Contracorriente
Número de pasos	2
Canales por paso	1
Espaciado entre pasos (m)	3.00E-03
Área de la sección transversal del canal (m ²)	1.50E-03
Diámetro hidráulico medio (m)	6.00E-03
Longitud del canal (m)	3.00
Grosor del plato (mm)	0.750
CAÍDA DE PRESIÓN	
Conductividad térmica titanio [k] (W/m·°C)	21
Conductividad térmica cloroformo [k] (W/m·°C)	0.129
Conductividad térmica metanol [k] (W/m·°C)	0.201
Conductividad térmica solventes [k] (W/m·°C)	0.153
Conductividad térmica agua [k] (W/m·°C)	0.600
Número de Prandtl cloroformo @ 70 °C [Pr]	3.7

INTERCAMBIADOR DE CALOR DE PLACAS




ESPECIFICACIONES TÉCNICAS

Número de Prandtl metanol @ 70 °C [Pr]	4.4
Número de Prandtl solventes @ 70 °C [Pr]	3.9
Número de Prandtl agua @ 70 °C [Pr]	1.8
SOLVENTES	
Velocidad del canal (m/s)	0.466
Número de Reynolds (Re)	6283
Número de Nusselt (Nu)	132
Coef. de transferencia de calor de película (W/m ² ·°C)	3375
AGUA	
Velocidad del canal (m/s)	0.927
Número de Reynolds (Re)	6951
Número de Nusselt (Nu)	103
Coef. de transferencia de calor de película (W/m ² ·°C)	10337
COEFICIENTE GLOBAL	
Factor de incrustación agua (m ² ·°C/W) [f]	3.00E-05
Factor de incrustación solventes (m ² ·°C/W) [f]	1.00E-04
Coeficiente de incrustación agua (W/m ² ·°C)	30000
Coeficientes de incrustación solventes (W/m ² ·°C)	10000
1/U	5.62E-04
Coef. global de transferencia de calor [U] (W/m ² ·°C)	1779
Factor de fricción solventes [f]	0.0435
Caída de presión solventes (Pa)	11810
Factor de fricción agua [f]	0.0422
Caída de presión agua (Pa)	36263
Caída de presión total (Pa)	48073
Caída de presión total (N/m ²)	0.481
Caída de presión total (bar)	0.481

Propiedades fisicoquímicas de agua, titanio, cloroformo y metanol de Perry et al. (1992). Especificaciones de longitud y ancho efectivo de platos en Área de Transferencia de Calor obtenido de Sinnott (2005). Número de pasos y máximo número de platos obtenido de Alfa Laval (2021). Valores de Pr para cloroformo, metanol y agua recuperado de Yaws (2003). Información de factores

y coeficientes de incrustación recuperados de tabla 12.9 de la 4^{ta} edición de Sinnott (2005). Figura obtenida de Industrial Process Solutions (2023).


Cuadro 16. Especificaciones técnicas del tanque cilíndrico vertical con fondo cónico para solventes

TANQUE CILÍNDRICO VERTICAL CON FONDO CÓNICO	
	
ESPECIFICACIONES TÉCNICAS	
Función: almacenamiento del solvente recuperado del proceso para la facilitación de su recirculación hacia el mezclador.	
DIMENSIONES DE OPERACIÓN	
Densidad mezcla de solventes @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	1252
Flujo entrada solventes condensados (kg/h)	3148
Demanda flujo de solventes hacia mezclador (kg/h)	2905
Tiempo de retención (h)	24
Volumen útil (kg)	5838
Volumen útil (m ³)	4.7
Margen de seguridad	20 %
Volumen total (m ³)	6
DISEÑO DEL EQUIPO	
Material	Acero inoxidable 316
Forma	Cilíndrica vertical con fondo cónico
Diámetro (m)	1.00
Altura del fluido (m)	7.123
Presión interna (Pa)	1.000E+05
Presión externa (Pa)	1.013E+05
Resistencia del material [S] (MPa)	207
Coefficiente de eficiencia de la junta [E]	65 %
Espesor [f] (mm)	4

Información de tiempo de retención y presiones obtenida de Harrison et al. (2015). Supuestos de material, forma y diámetro de Mahajani y Joshi (2009). Información de la resistencia de material,

margen de seguridad y eficiencia de la junta de Sinnott (2005). Figura obtenida de Applied Membranes Inc. (2020).

Cuadro 17. Especificaciones técnicas del tanque cilíndrico vertical con fondo cónico para los lípidos extraídos

TANQUE CILÍNDRICO VERTICAL CON FONDO CÓNICO	
	
ESPECIFICACIONES TÉCNICAS	
Función: almacenamiento del producto final recuperado del proceso de evaporación para su posterior manejo.	
DIMENSIONES DE OPERACIÓN	
Densidad ácido eicosapentaenoico @ 25 °C [ρ] (kg/m ³)	927
Coefficiente de expansión volumétrica [β] (°C ⁻¹)	6.50E-04
Estimación densidad ácido eicosapentaenoico @ 70 °C [ρ] (kg/m ³)	900
Flujo ácido eicosapentaenoico (kg/h)	148
Tiempo de retención (h)	24
Volumen útil (kg)	3549
Volumen útil (m ³)	3.9
Margen de seguridad	20 %
Volumen total (m ³)	5
DISEÑO DEL EQUIPO	
Material	Acero inoxidable 316
Forma	Cilíndrica vertical con fondo cónico
Diámetro (m)	1
Altura del fluido (m)	6.03
Presión interna (Pa)	1.000E+05
Presión externa (Pa)	1.013E+05
Resistencia del material [S] (Mpa)	207
Coefficiente de eficiencia de la junta [E]	65 %
Espesor [t] (mm)	4

Información de tiempo de retención y presiones obtenida de Harrison, Todd, Rudge y Petrides (2015). Datos de ácido eicosapentaenoico a las condiciones dadas extraídos de W. M. Haynes (2016). Supuestos de material, forma y diámetro de Mahajani y Joshi (2009). Información de la resistencia de material, margen de seguridad y eficiencia de la junta de Sinnott (2005). Figura obtenida de Applied Membranes Inc. (2020).

Cuadro 18. Resumen de los modelos de dimensionamiento empleados para los equipos del proceso de extracción de lípidos a partir del cultivo de la microalga *Nannochloropsis oculata*

Equipo	Modelo de dimensionamiento
Fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación	Requerimientos de aire, geometría del diseño, sistema de circulación
Centrifugadora de discos con descarga por boquilla	Condiciones de operación, sistema de operación, teoría de sigma Σ
Torre de aspersion	Condiciones de operación, flujos de calor, dimensiones de operación
Procesador microfluidificador continuo de alto corte	Condiciones de operación, requerimiento del equipo
Tanque de mezclado con agitación	Condiciones de operación, flujos de operación, diseño del equipo, régimen de los flujos de mezclado, consumo energético
Filtro de flujo tangencial	Condiciones de operación, características de la membrana, área de filtración
Evaporador de película descendente de múltiple efecto	Condiciones de operación, área de transferencia de calor por etapa
Intercambiador de calor de placas	Condiciones de operación, requerimiento energético, calor de enfriamiento de refrigerante, área de transferencia de calor, configuración de diseño, caída de presión
Tanque cilíndrico vertical con fondo cónico	Dimensiones de operación, diseño del equipo

Fuente: elaboración propia.

VIII. ANÁLISIS DE RESULTADOS

En la distribución de operación de los equipos para la extracción de los lípidos cultivados en el crecimiento de la microalga *Nannochloropsis oculata*, se asignó la escala productiva como base de cálculo para los modelos de dimensionamiento de 148 kg por hora, o 1 barril por hora, de producto terminado, o la mezcla de lípidos como materia prima para la producción de biodiésel, que a su vez implica una conversión total de la cantidad de lípidos a la cantidad de combustible en su transesterificación (U.S. Department of Energy, 2022). La norma ASTM D975 establece que las mezclas ligeras de biodiésel en el combustible fósil permiten composiciones de hasta B5 para ser llamadas combustible diésel, sin necesidad de etiquetado adicional en la bomba. Asimismo, las mezclas de biodiésel de bajo nivel, como B2 y B5, están aprobadas por ASTM para una operación segura en cualquier motor de encendido por compresión diseñado para funcionar con diésel de petróleo. La ratificación de las normativas ASTM en la Ley de Hidrocarburos del Acuerdo Gubernativo 522-09 en el país, favoreció la toma de decisión de que la propuesta fuera centrada en producir lo suficiente para ser parte de una escala considerada mezcla ligera según el consumo de diésel en Guatemala.

Se encontró que el consumo nacional de diésel de bajo azufre es 1,181,767 barriles, aproximadamente (Ministerio de Energía y Minas [MEM], 2020). Entonces, para cubrir el 2 % de la demanda de diésel bajo en azufre con biodiésel B2, se requiere 23,635 barriles mensuales aproximadamente, equivalentes a 35.44 barriles por hora en un ciclo de producción de 667 horas mensuales. Esto es igual a 5 toneladas de producto terminado por hora. Anualmente, esto implica la producción de hasta 40 mil toneladas, colocándose entre las escalas industriales en países líderes en la producción de biodiésel, como España con procesos de producción de 45 mil toneladas anuales, Alemania con casos de 80 mil, y más cercanamente, Austria con numerosos casos de producciones de 50 mil toneladas anuales (Körbitz et al., 2004). Se remarcó así esta escala propuesta como la base hacia una escala productiva que abarca una demanda apreciable en el mercado comercial a nivel mundial, se alinea con la legislación nacional para ser parte de un consumo creciente en el país, sin implicar cambios en el usuario o la dinámica de consumo en los motores de vehículos de transporte, y a su vez permite el establecimiento del cálculo de aquellas operaciones dentro del proceso que incurrir en una mayor capacidad energética, por ejemplo, o de la magnitud de adquisición de equipos para sostener la producción continua, como se desarrollará a continuación. Bajo este contexto, el proceso continuo es formidable dado que facilita la integración de todos los procesos que componen la transformación, favoreciendo considerablemente el aprovechamiento de energía y materias primas, permitiendo el control constante de variables como temperatura, presión y flujo, lo que mejora la calidad y uniformidad de los flujos de entrada y salida. También otorga la oportunidad de escalabilidad y estabilidad operativa, minimizando pérdidas

térmicas y mecánicas, cumpliendo así como un aspecto fundamental, dado que esta propuesta se rige en una base de cálculo.

Con el objetivo de propiciar las condiciones más favorables para la producción lipídica intracelular, se basó el escalamiento del proceso propuesto a escala experimental por Mayorga (2022), donde los resultados más prometedores de conversión de nutrientes y exposición lumínica a lípidos fue limitando las condiciones del fotobiorreactor de crecimiento de la especie, como el uso de una concentración de nitratos de $x0.25$ (0.075 g NaNO_3/L). También se encontró que la concentración de sal dentro del medio fue fundamental para conservar la tasa de crecimiento propuesta en el modelo matemático de la velocidad específica de crecimiento celular. Se tomó 35 g/L para homologar la concentración promedio con la encontrada en agua de mar, un sitio de proliferación de esta especie (National Oceanic and Atmospheric Administration [NOAA], 2021). El resultado de la entrada al proceso fue un flujo con proporción de medio de cultivo de 1.93 %, solución de nitrato de sodio 0.029 %, cloruro de sodio 3.38 %, cultivo de microalga 9.66 % y el resto agua, con el fin de apegarse a los parámetros cinéticos del modelo propuesto en la literatura basada para el dimensionamiento del fotobiorreactor. El balance de masa para obtener un flujo neto de 148 kg, o un barril, de lípidos de microalga por hora dio como resultado un requerimiento de entrada de 4409 kg/h de la solución mencionada hacia el equipo. Además, el dimensionamiento propuesto, tanto del modelo cinético como del resto de equipos del proceso, se trabajó bajo condiciones estándar de temperatura y presión (25 °C y 1.01325×10^5 Pa o 1 atm). Esto no solo favorece la recuperación y aumenta la certeza de las propiedades fisicoquímicas de los compuestos involucrados en la extracción de lípidos, sino que también establece una referencia sólida y fácilmente comparable, alineada con las condiciones de la Ciudad de Guatemala, donde se origina esta propuesta.

Partiendo además de los requerimientos de exposición lumínica del modelo, se dimensionó un fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación. Este tipo de reactor permite la frecuencia de iluminación de 8 horas por día, favorecedor para la demanda de exposición constante a luz para la fotosíntesis. Además, su configuración técnica facilita la circulación mediante burbujeo, una característica indispensable para mezclar con eficacia y eliminar efectivamente los sólidos suspendidos en el medio. Asimismo, siendo un sistema cerrado, se garantiza la reducción del riesgo de pérdidas de agua del sistema y disminuye la posibilidad de contaminación, una característica fundamental para propiciar el desarrollo del microorganismo a la tasa y condiciones requeridas para cosechar la cantidad esperada de lípidos de interés (Martin, 2024). Además de que ha sido comprobado que esto ofrece hasta 7 veces más la productividad respecto a un sistema de laguna abierta, a pesar de implicar una inversión económica superior para su instalación y gastos de operación. Mediante esto, se propicia el equilibrio con una suspensión de cultivo en una película muy delgada, suficiente iluminación, menor uso de energía para las bombas, menor gasto de capital y mayor pureza de la población microbiana.

A diferencia de los reactores horizontales o de placas, el diseño tubular vertical ofrece una mejor relación superficie-volumen, lo que maximiza la exposición a la luz y aumenta la eficiencia de la fotosíntesis. Además, estos ocupan un área de terreno significativamente menor, siendo ideales para instalaciones con espacio limitado y facilitar la capacidad de escalabilidad. Este tipo de configuración reduce el ensuciamiento de las superficies internas y mejora la eficiencia en el transporte de gases, lo que resulta en un menor consumo energético y mayor productividad de biomasa (Chanquia et al., 2022). Su diseño orientado a sostener condiciones estacionarias en su operación facilita que la aireación otorgue una distribución homogénea de gases como el CO₂ necesario para la fotosíntesis, mientras se elimina el exceso de oxígeno, cuya acumulación podría ser tóxica para las microalgas. Asimismo, la alimentación de nutrientes es continua y uniforme, lo que garantiza la disponibilidad constante de recursos para el crecimiento celular y evita fluctuaciones en los equilibrios químicos; El flujo interno del medio se mantiene mediante dichos sistemas de aireación, que generan turbulencia controlada, promoviendo la mezcla homogénea de las células en suspensión y evitando la sedimentación o la formación de zonas de acumulación. Este flujo, junto con la geometría tubular y la orientación vertical, favorece el alcance de fase estacionaria del microorganismo, donde la tasa de crecimiento se equilibra con la tasa de consumo de nutrientes y luz. Este estado no solo asegura la máxima productividad de lípidos, sino que también reduce el estrés celular, prolongando la estabilidad del sistema y maximizando la eficiencia del proceso a largo plazo. Entonces, estas ventajas destacan la configuración de fotobiorreactor mencionada como la opción más eficiente y prometedora para aplicaciones comerciales de microalgas.

Se obtuvo un tiempo de residencia de 1.07 días, lo que significa que el medio de cultivo y las microalgas permanecen en el reactor durante este período antes de ser reemplazados del sistema, lo que es altamente favorable dado que tienen más tiempo para crecer y dividirse, aumentando la producción de biomasa y alcanzar la fase de cosecha. Más aún, esto es un indicador que el reactor opera de forma estable, manteniendo un equilibrio entre el cultivo fresco que ingresa y la biomasa que se produce y extrae. Considerando el flujo de entrada, se propuso un volumen efectivo de 114 m³, con diámetro de 3.31 m y altura de 13.2 m. La relación altura-diámetro es aproximadamente 4:1, lo cual es típico en fotobiorreactores para maximizar la exposición a la luz y fomentar la transferencia de gases (Zhou et al., 2022). El dimensionamiento favorece un uso eficiente de la luz en todo el reactor, garantizando una buena mezcla y aireación sin necesidad de agitación mecánica. Esta información facilitó la configuración del modelo de operación a la geometría propuesta de tubos verticales, donde se calculó, según los requerimientos de intensidad lumínica, energía de luz de μmol fotones/s, o bien, 4 kW de energía total. Una altura de 4 m, volumen de 0.0314 m³ por tubo y espaciamiento de 0.200 m entre sí, para un total de 3613 tubos totales para el equipo, ocupando un área total de 145 m². La altura de cada tubo facilita la creación de un gradiente de oxígeno a medida que las burbujas de aire ascienden, promoviendo una mejor transferencia de oxígeno y eliminación

de CO₂ sin causar excesivo estrés que pueda dañar las células de microalgas. Más aún, el espacio de los centros de los tubos es lo suficientemente efectivo para evitar sombras y asegurar un flujo adecuado de aire y luz. El diámetro por tubo fue de 0.100 m, notablemente menor en dimensión que otras partes, pero capaz de favorecer los esfuerzos por el aumento la exposición a la luz por tubo. Además, el cálculo de estimación de flujo de aire necesario para fomentar la fotosíntesis fue 0.967 m³/s. A partir de esto, se dimensionó el equipo con una velocidad de aire de 0.0341 m/s con un difusor de burbuja fina. La velocidad de aire es baja como para evitar el esfuerzo de corte en exceso que podría dañar las células de microalgas, pero lo suficientemente alta para promover una circulación efectiva del medio de cultivo y minimizar el ensuciamiento de las superficies del reactor.

La configuración de mezclado activo y flujo continuo del proceso en la salida del fotobiorreactor permite la entrada a la operación posterior para la separación del sobrenadante y la biomasa cultivada en proporciones de 87.57 y 12.43 %, respectivamente, en un flujo de 4409 kg/h. El crecimiento de la proporción de biomasa en el flujo se respaldó con los resultados experimentales por Mayorga (2022), donde destacó un rendimiento del 28.7 ± 1.62 gramos de biomasa sobre gramos de nitratos consumidos a la concentración mencionada de x0.25 de fuente de nitrógeno. Se seleccionó una centrifugadora de discos con descarga por boquilla para la operación. Las centrifugadoras de disco tienen un área de sedimentación relativamente alta en relación con su volumen y permiten la descarga continua o intermitente de sólidos; además, han sido utilizadas con éxito para la centrifugación de células y lisados celulares, donde el proceso completo a menudo debe estar contenido para evitar la liberación de gases (Harrison et al., 2015).

En el dimensionamiento, el resultado fue un factor G de fuerza centrífuga de 2012 y una velocidad terminal de sedimentación u_g de 1.33×10^{-8} m/s. El factor G indica que la centrifugadora está generando una aceleración centrífuga que es 2012 veces mayor que la gravedad, lo que mejora significativamente la capacidad de separación de partículas en comparación con la sedimentación por gravedad. Esta alta fuerza centrífuga asegura una separación rápida y efectiva de la biomasa de microalgas del sobrenadante, permitiendo la concentración de la biomasa. En contraste, la velocidad terminal de sedimentación es notablemente baja, lo que significa que, sin la fuerza centrífuga aplicada, las partículas de biomasa sedimentarían muy lentamente. Este resultado destaca la necesidad de aplicar altas fuerzas centrífugas, como el factor G mencionado, para una separación eficiente en tiempos razonables. El bajo valor de la velocidad de sedimentación además indica que las partículas de biomasa de la microalga son pequeñas y ligeras, lo que justifica la selección hecha de la centrífuga de discos, que maximiza la separación bajo alta aceleración. Desde el punto de vista operativo también, el uso de descarga por boquilla facilita la remoción continua de sólidos del sistema, lo que reduce la necesidad de paradas frecuentes para limpieza y mejora la operación continua del proceso. Complementariamente, el resultado de la teoría de sigma dio un valor de sigma de 89784 m², basado en una eficiencia aproximada de 0.45 según Harrison et al. (2015) para una

configuración de disco. El resultado de sigma es favorable en la elección de este equipo para el escalamiento de la aplicación ya que indica una alta capacidad de separación, equivalente a un área de sedimentación de esta magnitud. Esto significa que la centrífuga puede separar las partículas de biomasa y el sobrenadante con una eficiencia muy superior a la de un sedimentador convencional, a pesar de la baja eficiencia reportada en la literatura.

Para cumplir con la operación relacionada en la remoción de agua o humedad en el flujo de pulpa de alga concentrada saliente del proceso de centrifugación, se seleccionó una torre de aspersión como el equipo para cubrir esta etapa. De acuerdo con lo reportado por Mallick et al. (2016), la biomasa húmeda contiene hasta más del 80 % de su peso en humedad, por eso se requiere de energía para evaporar el agua de la biomasa. Esto motivó a suponer la composición de flujo de entrada de 2740 kg/h de 20 % de pulpa de biomasa y 80 % de agua. Sabiendo que en la experimentación se optó por un calentamiento hasta 60 °C máximo para la biomasa para conservar la integridad térmica de los lípidos (Mayorga, 2022), se optó por cumplir con una salida de solamente 10 % de humedad, por ser reportado como la humedad más favorable para el transporte y procesamiento posterior (Shamlou, 1993). Los resultados del dimensionamiento fue un flujo de agua a evaporar de 0.533 kg/s, utilizando 1203 kW de calor para alcanzarlo. Más aún, tomando esto en cuenta, se calculó un flujo de aire caliente necesario de 61541 kg/h. Sabiendo estos requerimientos de flujos de calor, se encontró un volumen total necesario de la torre de 73.6 m³, implicando un área de sección transversal de 7.36 m², radio de 1.53 m y 10 m de altura de la torre, tomando como supuestos un tiempo de residencia de 5 segundos y una velocidad del aire de 2 m/s, cifras reflejadas en aplicaciones homologas, donde el flujo atomizado tendrá suficiente tiempo para interactuar con el aire caliente antes de ser expulsado, que asegura que las gotas pierden la mayor parte de su contenido en agua mientras viajan hacia abajo por la torre (Shamlou, 1993). El diseño de la torre de aspersión muestra una configuración compacta en comparación con aplicaciones similares de torres de aspersión en procesos industriales de separación de solventes. En la literatura, las torres para el secado productos como leche en polvo o jugos pueden alcanzar alturas de 20 a 30 metros con radios de 3 a 6 metros, para manejar volúmenes mucho mayores de producto y tiempos de residencia más largos (Masters, 2002).

Se configuró el proceso para proseguir con el lisado celular, siendo una de las operaciones más elementales del escalamiento de este proceso de menor escala, teniendo un flujo de biomasa de microalga seca en la salida de la torre de aspersión de 548 kg/h, con la suposición que el bajo contenido de 10 % de humedad es despreciable posteriormente a la operación del microfluidificador, que fue el equipo seleccionado para esta etapa del proceso. El microfluidificador fue la mejor opción por su capacidad de generar tamaños de partículas uniformes y reproducibles y generar las tasas de cizallamiento más altas del mercado, lo que permite alcanzar el lisado deseado una sola pasada en muchos casos. Esto es observado en la Figura 15, en donde el procesador microfluidificador

alcanzó más del doble de tasa de corte que en molinos coloides, y hasta un 40 % más que un homogenizador convencional. También su diseño de acero inoxidable permite una limpieza en línea sin necesidad de desmontaje, algo muy favorable para la configuración continua de este proceso en propuesta (Microfluidics, 2023).

Se propuso el proceso de lisado mecánico sobre otro para garantizar la efectividad de la ruptura celular, dado la naturaleza resistente de las paredes celulares de las microalgas y cómo las condiciones críticas de presión a las que opera el tipo de cizallamiento mecánico propician el alcance del máximo corte de la biomasa, y por lo tanto, la mayor recuperación de los lípidos intracelulares. Los microfluidificadores funcionan utilizando fuerzas de cizallamiento y cavitación. En este proceso, la suspensión celular se somete a alta presión y se fuerza a través de un orificio estrecho, lo que genera fuerzas mecánicas intensas capaces de desintegrar las paredes celulares. Este método es altamente eficiente y escalable, además de permitir un control preciso de las condiciones del proceso, como la presión y el número de ciclos. Sin embargo, su principal limitación es el alto costo energético y la generación de calor, lo que puede afectar la integridad de los lípidos si no se controla adecuadamente. A pesar de estos retos, resulta más favorable que un lisado químico, por ejemplo, dado que este último implica la utilización de reactivos químicos, como detergentes o solventes, que pueden generar productos secundarios indeseables, como radicales libres, que comprometen la calidad de los lípidos extraídos. Además, los compuestos químicos residuales deben ser eliminados cuidadosamente del producto final, incrementando los costos y la complejidad del proceso. Otra desventaja significativa del lisado químico es la posible degradación de los lípidos debido a reacciones no deseadas, como la oxidación, que puede reducir la pureza y el rendimiento de los lípidos recuperados. Estas limitaciones no solo afectan la calidad del producto final, sino que también pueden incrementar los requisitos de tratamiento posterior para mitigar los impactos ambientales y económicos, lo que hace que el lisado mecánico sea una alternativa más confiable y sostenible para este tipo de aplicaciones (Lee et al., 2010).

En los cálculos del dimensionamiento del equipo, se encontró un requerimiento de 3 unidades dado la demanda de salida de flujo, con un total de 3 pasos en cada uno. Esto con una eficiencia de lisado de 85 %. Además, se estableció una potencia requerida del motor incorporado de 37 kW, principalmente dado la alta presión de operación de 2.07×10^8 Pa para conseguir el lisado efectivo de las células vegetal. Cada paso dentro de las unidades asegura que el fluido pase varias veces por el sistema de alta presión, aplicando fuerzas de cizalla y cavitación necesarias para romper las células de microalgas. Asimismo, el uso de 3 unidades en paralelo permite escalar el proceso de forma modular, lo que proporciona flexibilidad para aumentar la capacidad si es necesario en el futuro sin comprometer la eficiencia del proceso.

Como receptor del flujo del lisado celular de 548 kg/h para la separación de todo el remanente celular de los lípidos, se seleccionó un tanque de mezclado con agitación para la incorporación de los solventes que mostraron los mejores resultados en la extracción de lípidos de la fase acuosa nuevamente según la experimentación por Mayorga (2022). Se propuso una entrada de mezcla de solventes cloroformo y metanol en proporciones 66.7 y 33.3 % (2:1) a una relación 20:1 del flujo de lisado a manejar. Eso dio como resultado un consumo de 1936 kg/h de cloroformo y 968 kg/h de metanol en el mezclado. Una de las suposiciones fundamentales realizadas fue la salida del microfluidificador compuesta de un 70 % de lípidos y de propiedades fisicoquímicas aproximables a las de ácido eicosapentaenoico, que a su vez es el lípido de mayor concentración en la especie *N. oculata* (Zhou et al., 2022). El resto de composición fue biomasa (Tamburic et al., 2008). El resultado fue un mezclador de capacidad de 0.816 m³ y capacidad útil de mezcla de 0.693 m³, tomando como factor de utilización 0.85 para evitar derrames. El tipo de impulsor dimensionado fue de hélices marinas de tres palas de flujo axial, para propiciar un mayor movimiento del líquido en todas las direcciones de la pared del tanque, a pesar de fluctuaciones en viscosidad (Sinnott, 2005). Más aún, el número de deflectores estimado fue 4, un diámetro de tanque de 1.013 m y anchura de deflectores de 0.101 m para un total de 1 paso de operación, permitiendo mayor capacidad del empuje axial y la prevención de sedimentación de partículas o manejo de líquidos de diferentes densidades, sin el compromiso de un mayor consumo energético (Sinnott, 2005).

La determinación del régimen de los flujos de mezclado dio un número de Reynolds de 7.21×10^6 para el flujo de solventes y 2.09×10^5 para el flujo de lisado celular, en promedio, entonces 6.10×10^6 . Esto está relacionado con el factor de impulsor de 0.25, que va con el tipo seleccionado, la una velocidad de mezclado de 3000 rpm y la rotación del impulsor de 50.0 rps. Mediante esto, el mezclador implicó un consumo de potencia de 50 kW. Tanto el flujo de solventes, como el flujo de lisado celular están dentro del régimen turbulento, lo cual es crucial para garantizar una mezcla eficiente y rápida en todo el tanque. Esto promueve que la mezcla de solventes y el lisado se mezclen completamente, evitando zonas muertas o estratificación de los componentes. Entonces, el alto número de Reynolds y la potencia, con la incorporación de un dispersor auxiliar localizado, aseguran que el proceso de mezcla sea altamente eficiente, minimizando el tiempo de residencia y mejorando la tasa de extracción de lípidos. La alta turbulencia también facilita una mayor transferencia de masa entre las fases de solventes y biomasa.

La salida del mezclador se compuso de una proporción mucho mayor de fase orgánica – solventes con los lípidos, que de fase acuosa – predominantemente la biomasa. Esto fue 95.2 % de la primera y 4.8 % de la segunda, aproximadamente. Para una salida de 3453 kg/h del mezclador hacia el filtro, se seleccionó un filtro de flujo tangencial y cruzado. La elección de membrana fue tipo asimétrico construida de poliétersulfona (PES), con configuración de fibras huecas y tamaño de poro entre 0.1 a 0.5 μm. Este tipo tiene una alta capacidad de soportar un mayor gradiente de presión mientras

mantiene una alta selectividad, dado que la capa superficial tiene poros finos para la filtración precisa, mientras que las capas más gruesas proporcionan soporte mecánico, que también se ve favorecido por la elección del material. Adicionalmente, la configuración en paralelo de múltiples fibras huecas es una práctica estándar para aumentar la capacidad de filtración, mejorar la distribución del flujo, y reducir la velocidad tangencial en cada fibra individual (Baker, 2012). Esta elección ocasionó un diámetro interno del tubo de 0.01 m, una medida común para las fibras huecas utilizadas en microfiltración. Esto equilibra la resistencia hidráulica y la eficiencia de la filtración, permitiendo un flujo notable sin una caída de presión excesiva, demostrado con la caída de presión de 0.5 bar obtenida y señalada en el cuadro de especificaciones técnicas. Más aún, el diámetro interno fue lo suficientemente pequeño para permitir una gran superficie por volumen y lo suficientemente grande para manejar el flujo sin obstrucciones que deban tomarse en cuenta para estos fines. Se obtuvo una velocidad tangencial v de 1.57 m/s, que fue un resultado bastante favorable para mantener la turbulencia y minimizar el ensuciamiento del filtro, con 6 tubos en paralelo, para una relación de concentración de fase orgánica a acuosa de 21:1. Tomando en cuenta estas propiedades de la membrana, así como su resistencia R_m de $2.00 \times 10^{11} \text{ m}^{-1}$, suposición basada en que una membrana asimétrica de polietersulfona suele encontrarse en el rango de 1×10^{12} a 5×10^{13} , y que para membranas de microfiltración de PES, la resistencia tiende a estar en el extremo inferior del rango (Mulder, 1996), se calculó un área total de la membrana de 2.03 m^2

Dicha área de filtración implica que la membrana tiene una capacidad más que adecuada para manejar el proceso, lo que reduce el riesgo de sobrepresión y mejora su vida útil. No obstante, con un flujo de operación de 3453 kg/h, el área podría considerarse sobredimensionada para este flujo. Un área de membrana menor puede ser suficiente para manejar el proceso de manera más eficiente. Sin embargo, se optó por conservar el área actual, basada en los parámetros de operación, dado que permite margen para escalabilidad futura, es decir, manejo de incrementos en el flujo sin necesidad de redimensionar el equipo. El balance de masa en la salida del filtro fue 3296 kg/h siendo 95.7 % solventes y 4.26 % lípidos. Esto basado en el rendimiento de 89.5 % de la extracción en la experimentación citada y una retención de la fase acuosa de 157 kg/h en las membranas asimétricas.

Para enfrentar la etapa de recuperación de los solventes y extracción completa de los lípidos, se seleccionó un evaporador de película descendente de múltiple efecto. La elección fue basada predominantemente en el uso de la guía de selección de evaporadores, propuesta por Sinnott (2005), en donde, para aquellos fluidos con viscosidades menores a $100 \text{ mN}\cdot\text{s}/\text{m}^2$, es recomendable la configuración de película descendente. Al haber obtenido un resultado de μ de $2.06 \text{ mN}\cdot\text{s}/\text{m}^2$ en la fase orgánica de entrada al evaporador, se justifica esta elección. Asimismo, se configuró una economía de vapor de 3 y un número total de efectos también de 3. Se encontró en la literatura que el vapor de calefacción puede ser reutilizado de manera efectiva en cada efecto subsiguiente, aprovechando un gradiente de temperatura que permite la evaporación eficiente sin requerir un gran

exceso de energía. Tres efectos permiten una reducción escalonada de la temperatura en cada efecto, que es crucial para evitar la degradación térmica de los lípidos. Se descartó la opción de más economías bajo esta iniciativa ya que esto puede seguir incrementando los costos de capital y la complejidad del diseño. Es decir, se necesitarían más unidades y más controles (Sinnott, 2005).

El cálculo de áreas de transferencia de calor y manejo de vapores demostró que 3 efectos es una opción bastante efectiva para el alcance del objetivo de esta operación unitaria. Respecto al área de transferencia de calor por etapa, para la primera se obtuvo una diferencia logarítmica de temperatura media de 107 °C y un área de transferencia de calor de 31.9 m², para el segundo efecto de 75 °C y 45.7 m², respectivamente, y para el tercer y último efecto 47.5 °C y 72.2 m², respectivamente. Esto dio un área total de transferencia de calor de 149.7 m². En la etapa inicial, la alta diferencia de temperatura logarítmica indicó una gran capacidad para transferir calor eficientemente desde el vapor al fluido, evaporando una gran parte del solvente en esta primera etapa. Además, la superficie fue suficiente para manejar la transferencia de calor a alta eficiencia donde el mayor volumen de solvente se evapora. En el segundo efecto, la diferencia de temperatura disminuyó a 75 °C, lo que implica que la menor cantidad de energía transferida por unidad de área comparado con el primer efecto. Para compensar esta diferencia de temperatura, el área de transferencia aumentó, lo que asegura que el solvente siga evaporándose a una tasa constante. En el último efecto, la diferencia de temperatura fue significativamente menor, por lo que se requirió una mayor área de superficie para lograr la evaporación del solvente residual, tal como se dimensionó. Su aumento en el área refleja también la necesidad de aumentar la eficiencia de la transferencia de calor con una menor energía disponible en esta etapa final. Adicionalmente, el área total implicó un sistema bien dimensionado para manejar el flujo de entrada, siendo esto respaldado con el escalonado en las áreas de transferencia, respaldando una distribución adecuada de las cargas térmicas en cada etapa y, por lo tanto, mejorando el consumo de vapor. Además, reduce el consumo de energía total del proceso y mejora su rendimiento global, algo más favorable para un punto de vista económico del escalamiento de este proceso (McCabe et al., 2007).

Como se mencionó al inicio, se calculó una salida de 148 kg/h o un barril por hora de lípidos purificados del proceso, lo que establece la validez de los balances máxicos relacionados en todas las etapas mencionadas de momento. Considerando la salida de los solventes evaporados, se optó por seleccionar un intercambiador de calor de placas con juntas, con fines de reducir su temperatura y propiciar el almacenamiento y disposición para ser recirculados al proceso de mezclado. Entonces, la entrada del intercambiador fue un flujo de solventes de 3148 kg/h en proporción 33.3 y 66.7 % para metanol y cloroformo, respectivamente. La selección fue basada en sus altas eficiencias térmicas, diseño compacto y fácilmente escalable con las juntas, y por el extensivo respaldo en la literatura que tiene este tipo en la ciencia y la industria (Sinnott, 2005). Para el enfriamiento de los solventes a 70 °C, por el proceso de evaporado, hasta 25 °C para almacenamiento a temperatura

estándar, se calculó un requerimiento de disipación de energía térmica de 209185 kJ/h o un Duty de 58 kW, es decir, de capacidad requerida para disipar el calor de los solventes y reducir su temperatura. Con un valor de ΔT_m de 23 °C, corregido con el factor de corrección F_t de 0.96, y un resultado de 1.93 NTU se obtuvo un área de superficie requerida de transferencia de calor de 1.30 m², longitud y ancho efectivo por plato de 1.50 m y 0.50 m, respectivamente, para un área efectiva de plato de 2.00 m². Esto basado en la selección de U de 2000 W/m²·°C, la recomendación de Sinnott (2005) para orgánicos ligeros para este tipo de intercambiador, a la temperatura de operación de entrada mencionada previamente. El diseño del equipo bajo estas condiciones permitió un máximo de platos de 600, lo que establece la oportunidad de escalamiento futuro que tiene este equipo sin incurrir en modulación de más equipos o cambios significativos en esta etapa.

Se calculó los coeficientes de transferencia de calor de película, tanto para el flujo de solventes, como el de agua de enfriamiento, para un resultado de 3375 y 10337 W/m²·°C, respectivamente, dando así un coeficiente global de transferencia de calor U de 1779 W/m²·°C. A partir de esto, la caída de presión total del equipo fue 0.481 bar. En cuanto a su validez, el coeficiente para los solventes fue menor que el del agua de enfriamiento, lo que indica que el flujo de solventes tiene una menor capacidad para intercambiar calor en comparación con el agua, como es esperado, ya que el agua tiene mejores propiedades térmicas. El valor de U es favorable para el proceso de enfriamiento, donde no se requiere una transferencia de calor notablemente rápida, pero sí efectiva. Más aún, la caída de presión es baja para un intercambiador de calor de placas, lo que indica que el equipo tiene una resistencia hidráulica moderada. En otras palabras, el sistema es capaz de sostener un flujo de solventes y agua de enfriamiento constante sin requerir un exceso de energía de bombeo para superar la caída de presión. Además, el sistema de refrigeración opera eficientemente con un mínimo consumo energético y se tiene un buen diseño de la geometría de las placas, que facilita el flujo sin generar turbulencias excesivas que aumenten la resistencia al paso de los fluidos, lo que robustece las propiedades de configuración de diseño propuestas en el cuadro de especificaciones técnicas para este equipo. Entonces, el mismo flujo, a la misma proporción, pero a menor temperatura, fue enviado a un tanque de almacenamiento para avanzar con el proceso.

Para el almacenamiento y recirculación de los solventes, se dimensionó un tanque cilíndrico vertical con fondo cónico de volumen total de 6 m³, diámetro de 1.00 m, altura de fluido de 7.123 m, espesor de 4 mm y acero inoxidable 316. El tanque tiene suficiente capacidad para almacenar y recircular el flujo de solventes condensados del proceso, que es su fin primordial por ser parte del sistema de almacenamiento temporal en ciclos continuos. Más aún, La relación altura-diámetro (H/D) de 7 aproximadamente sugiere que el tanque fue dimensionado contando con suficiente capacidad para aumentar los períodos de almacenamiento, en otras palabras, el espacio ocupado y, por lo tanto, una mayor capacidad de almacenamiento con una forma más alta que ancha. Esto es ventajoso en situaciones donde el espacio en piso de planta sea limitado. Asimismo, el diseño cilíndrico vertical

con un fondo cónico facilita la descarga completa debido al efecto de gravedad y la geometría cónica, lo que asegura que no queden residuos de solventes en el tanque durante el vaciado. Tomando esto en cuenta, el acero inoxidable 316 asegura que esta operación sea segura y estable, minimizando el riesgo de corrosión y extendiendo la vida útil del equipo. Además, cumple con los estándares industriales para el manejo de productos químicos y solventes, garantizando que el proceso sea seguro y cumpla con las normativas ASME BPVC. Finalmente, el espesor de la pared es suficiente para garantizar la seguridad estructural del tanque en condiciones de almacenamiento a presión atmosférica. El diseño apegado a las condiciones de operación minimiza el peso del tanque y los costos de material, manteniendo un diseño liviano pero funcional (Mahajani y Umarji, 2009). De la misma manera, se dimensionó un tanque cilíndrico vertical con fondo cónico para los lípidos extraídos de la evaporación, siendo este el licor recuperado en la operación. Al tratarse del mismo tipo de tanque, se conservó las propiedades destacadas previamente para el de solventes. Tomando en cuenta esto, y la entrada de 148 kg/h, se obtuvo un volumen total de 5 m³, dando así una altura del fluido de 6.03 m. Esto quiere decir que este tanque puede recibir y almacenar la totalidad de los lípidos obtenidos en un ciclo continuo de 24 horas máximo sin descarga, proporcionando flexibilidad operativa al no necesitar una descarga inmediata. Además, tuvo una menor altura que el de los solventes, estrictamente acoplado al menor volumen de lípidos para acomodarse sin aumentar significativamente el diámetro y, por lo tanto, su ocupación en piso de planta. Finalmente, la relación altura-diámetro (H/D) fue de aproximadamente 6:1, lo que es típico en tanques verticales. Esta proporción asegura una buena estabilidad estructural y facilita el drenaje total (Sinnott, 2005).

Las bases de dimensionamiento previamente descritas para los equipos ofrecen las prácticas más favorables desde un punto de vista técnico y operativo para la extracción de un licor de lípidos de alta pureza a través del cultivo y cosecha de las microalgas *N. oculata*. En consideración del punto de vista económico, esta generación de fuente de biocombustibles se ha destacado por ser la más productiva en función del rendimiento por hectárea sobre el resto de las generaciones existentes. Concretamente, en el cuadro 7 es evidente como especies de microalgas capaces de condicionarse a composiciones de hasta 70 % de aceite por peso, como es el caso de esta propuesta, superan cualquier otra fuente de biomasa terrestre, donde el maíz, soya y palma de aceite abarcan solamente un 0.13, 0.33 y 4.3 % del rendimiento que se puede alcanzar con las microalgas. Otras condiciones de cultivo, o especies de microalgas, como las de 30 % de aceite por peso, siguen estando significativamente sobre cualquier otra generación, contrastando con un 43 % de rendimiento relativo a las de mayor concentración de aceite. Esto significa que la cantidad de litros de aceite por hectárea invertida es mucho más conveniente cuando se aprovecha para estos microorganismos sobre cualquier otra opción, ocasionando un impacto positivo entre el aprovechamiento de los recursos y el espacio designado directamente para la producción. Más allá de su capacidad por hectárea, las microalgas tienen la gran ventaja de proliferar hasta en tierras marginales, lo que en la práctica las excluye de competir con otros cultivos o alimentos por el mismo espacio. A pesar de que ambas

generaciones de cultivos han proporcionado resultados neto positivos, es decir, que más energía es producida de la consumida para cultivarse, se ha encontrado que las primeras generaciones tienen un aprovechamiento significativamente menor sobre la misma cantidad de energía invertida, además de emitir más gases de efecto invernadero y mayor consumo de agua que las microalgas. Este aprovechamiento sobre las materias prima sugiere también que, desde un punto de vista económico, esta destaca como la opción más favorable, sobre todo considerando también que siempre toma lugar la coproducción de otros subproductos con alta tasa de aprovechamiento en donde, incluso en especies de microalgas con 50 % de contenido en aceite y el resto de biomasa, se contiene proteínas esenciales para aditivos de alimentos de ganado, aves de corral y peces, valorados desde \$ 800 hasta \$ 2,500 por tonelada (Singh y Gu, 2010).

Otras fracciones de las microalgas, recuperadas en operaciones del proceso como el filtrado y centrifugación, contienen productos químicos valiosos y compuestos moleculares que pueden usarse para producir plásticos verdes, detergentes verdes, limpiadores y polímeros biodegradables, no tóxicos y que pueden venderse a un precio altamente competitivo en comparación con los productos tradicionales basados en petróleo. Estas estrategias de comercialización de subproductos de biomasa son críticas para el éxito de estas iniciativas con las microalgas para la producción de biocrudo, diésel renovable, combustible para aviación y combustibles *drop-in*. Por lo tanto, se puede concluir que un concepto de refinería híbrida de biocombustibles puede implementarse de manera rentable para biocombustibles basados en microalgas, abriendo brecha a un sistema económicamente circular y alineado directamente con mejores prácticas de cuidado en el impacto ambiental, al minimizar la cantidad de residuos y subproductos y maximizar el retorno económico tras su aprovechamiento: el CO₂ y los nutrientes pueden reciclarse para el cultivo de microalgas, ayudando así en la captura de carbono, los procesos de conversión térmica y química pueden utilizarse con éxito para la generación de combustibles, el proceso de gasificación puede integrarse con la generación de energía. Además de los combustibles, como biodiésel, bioetanol y biometano, se pueden co-generar otros productos valiosos para hacer que el proceso de comercialización sea una empresa rentable, haciendo que futuro de fuentes de biocombustibles de microalgas sea prometedor. No obstante, aún se necesita mayor ampliación en la cantidad de investigación.

Sabiendo la dinámica de operación y requerimientos de la planta piloto propuesta, así como el potencial de ser parte de una estrategia comercial altamente competitiva, rentable y circular, es importante que para garantizar el éxito del proceso y la preservación de las condiciones destacadas que otorgan los mejores rendimientos y resultados en la producción, se promueva el desarrollo de pruebas piloto experimentales, así también como caracterizaciones reológicas y fisicoquímicas de cada flujo en diferentes etapas del proceso, para validar las suposiciones principales del proceso, como el coeficiente global de transferencia de calor U de 1779 W/m²·°C en el intercambiador de calor de placas. Y, asimismo, validar la eficiencia de lisado del 85 % en el microfluidificador para comprobar

la eficacia del equipo en una operación continua y bajo condiciones de alta presión, y evaluar las condiciones del flujo de aire de $0.967 \text{ m}^3/\text{s}$ en el fotobiorreactor para comprobar que la transferencia de gases sea adecuada en caso de escalas mayores, por ejemplo. Además, un análisis económico utilizando un simulador de procesos es un paso fundamental para evaluar los costos operativos de la configuración propuesta y su viabilidad en términos de mano de obra, consumo de energía y mantenimiento. Esto puede incluir un estudio del costo del vapor para el evaporador de tres efectos y de la incorporación de un dispersor auxiliar localizado bajo un consumo energético de 50 kW del mezclador agitado. Y finalmente, con fines de sostener las ventajas medioambientales que otorga la naturaleza de esta tecnología, es recomendable llevar a cabo un análisis de sostenibilidad, que incluya el uso de recursos hídricos, el manejo de desechos y las emisiones de CO_2 derivadas del proceso, para garantizar que el proceso sea compatible con las normativas ambientales deseables.

IX. CONCLUSIONES

1. Se desarrolló el proceso de extracción de lípidos a partir de microalgas a escala piloto, compuesto de 10 equipo principales, entre ellos un fotobiorreactor tubular vertical, torre de aspersion, procesador microfluidificador y evaporador de película descendente de múltiple efecto, y el dimensionamiento de las 37 canalidades distintas que completan el proceso.
2. El fotobiorreactor (R-1) opera a 20 °C y 1 atm, mientras que las etapas de lisis en los microfluidificadores (S-2, S-3, S-4) se realizaron a 60 °C y 2041 atm, garantizando la ruptura celular con un 85 % de eficiencia. La torre de aspersion (E-1) y el evaporador de película descendente de tres efectos (E-2 a E-4) alcanzaron temperaturas de hasta 150 °C y presiones de 4.7 atm, logrando el secado de la biomasa y la separación de los solventes sin degradar los lípidos. Además, el almacenamiento de lípidos y solventes en tanques (T-4, T-5) a 70 y 25 °C, respectivamente, con presiones cercanas a 0.987 atm, asegura la conservación del producto bajo condiciones seguras y su integridad.
3. Se alcanzó el dimensionamiento para un fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación de volumen efectivo de 114 m³, diámetro de 3.31 m, altura de 13.2 m, con un total de 3,613 tubos de 0.10 m de diámetro, con un tiempo de residencia de 1.07 días y sistema de aireación de 0.967 m³/s. En el segundo modelo de dimensionamiento, se estableció una centrifugadora de discos con descarga por boquilla con factor G de 2012, velocidad terminal de sedimentación de 2.73×10^{-6} m/s, área sigma de 89784 m² y eficiencia del 45 %, operando con una eficiencia que supera ampliamente la sedimentación por gravedad. En el tercer dimensionamiento, una torre de aspersion de volumen de 73.6 m³, área de sección transversal de 7.36 m², altura de 10 m, velocidad del aire de 2 m/s, obteniendo la evaporación del 80 % de agua. En el cuarto, se alcanzó el dimensionamiento del procesador microfluidificador continuo de alto corte de unidades con 3 pasos cada una, presión de operación de 30000 psi, potencia requerida de 37 kW, eficiencia del lisado de 85 %. En el quinto, un tanque de mezclado con agitación de capacidad de 0.816 m³, diámetro de 1.013 m, velocidad de mezclado de 3,000 rpm, potencia alta de mecla de 50 kW el número de Reynolds de 6.10×10^6 en régimen turbulento. En el sexto, un filtro de flujo tangencial de área total de membrana de 2.03 m², 6 tubos en paralelo, velocidad tangencial de 1.57 m/s, caída de presión de 0.5 bar y de membrana asimétrica de poliétersulfona. Asimismo, en el séptimo modelo de dimensionamiento, un evaporador de película descendente de múltiple efecto con área total de 149.7 m²: 31.9 m² en el primer efecto, 45.7 m² en el segundo, y 72.2 m² en el tercero, garantizando una evaporación completa del solvente a través de una distribución adecuada de las cargas térmicas sin degradación térmica de los lípidos. En el

octavo, un intercambiador de calor de placas con un coeficiente global de transferencia de calor U de $1779 \text{ W/m}^2\cdot^{\circ}\text{C}$, caída de presión de 0.481 bar , área de 1.30 m^2 , destacando su baja resistencia hidráulica y mínimo consumo energético. Y, en el noveno y décimo, dos tanques de almacenamiento para los solventes cloroformo y metanol de volumen total de 6 m^3 , diámetro de 1.00 m , altura de fluido de 7.123 m , acero inoxidable 316. Y para los lípidos extraídos un volumen total de 5 m^3 , altura de fluido de 6.03 m , tiempo de retención de 24 horas .

4. Se estableció a las microalgas como la generación de fuente de biocombustibles más eficaz al establecer que especies como *Nannochloropsis oculata*, alcanzan rendimientos de hasta $136,900 \text{ litros de aceite por hectárea}$, superando considerablemente el rendimiento de otras generaciones, como la palma de aceite y la soya, con solamente 4.3 y 0.33% de rendimiento relativo. Además, permiten cultivo en tierras marginales, evitando competencia con alimentos y se obtiene subproductos valorizados entre $\$ 800$ y $\$ 2,500$ por tonelada, que potencian su rentabilidad económica.

X. RECOMENDACIONES

1. Realizar pruebas piloto experimentales para validar las suposiciones principales del proceso, como el coeficiente global de transferencia de calor U de $1779 \text{ W/m}^2 \cdot ^\circ\text{C}$ en el intercambiador de calor de placas. Asimismo, validar la eficiencia de lisado del 85 % en el microfluidificador para comprobar la eficacia del equipo en una operación continua y bajo condiciones de alta presión, y evaluar las condiciones del flujo de aire de $0.967 \text{ m}^3/\text{s}$ en el fotobiorreactor para comprobar que la transferencia de gases sea adecuada en caso de escalas mayores.
2. Con fines de complementar las operaciones del proceso, se recomienda incorporar el dimensionamiento equipos auxiliares de control de temperatura en el evaporador y el intercambiador de calor, junto con monitoreo de presión y detectores de caudal en la centrifugadora y la torre de aspersion. Además, se sugiere implementar sistemas de control de pH en el fotobiorreactor.
3. Se recomienda realizar un análisis económico utilizando un simulador de procesos, como SuperPro Designer, para evaluar los costos operativos de la configuración propuesta y su viabilidad en términos de mano de obra, consumo de energía y mantenimiento. Esto puede incluir un estudio del costo del vapor para el evaporador de tres efectos y de la incorporación de un dispersor auxiliar localizado bajo un consumo energético de 50 kW del mezclador agitado. Paralelamente, llevar a cabo un análisis de sostenibilidad, que incluya el uso de recursos hídricos, el manejo de desechos y las emisiones de CO_2 derivadas del proceso, para garantizar que el proceso sea compatible con las normativas ambientales deseables.
4. Con fines corroborar el grado de mayor escalabilidad del proceso, se sugiere realizar pruebas a una demanda de producción superior en cada equipo. Por ejemplo, realizar pruebas a escala con la membrana de microfiltración de poliétersulfona, que tiene un área de filtración de 2.03 m^2 , para validar la resistencia del medio filtrante y la tasa de formación de la torta. En el caso del evaporador de película descendente, pruebas con un flujo de entrada mayor podrían ayudar a identificar las etapas que requieren más energía o capacidad térmica, especialmente en el tercer efecto, donde se detectó un aumento considerable del área de transferencia de calor a 72.2 m^2 .
5. Comparar este proceso de obtención de lípidos por lisis mecánica con microfluidificadores contra otros métodos, como la lisis química y extracción enzimática, por ejemplo, mediante las salidas en términos de pureza de lípidos (95 % para este proceso), el rendimiento de extracción (89.5 % obtenido en la filtración), y los desechos generados para ampliar sobre

la eficiencia y sostenibilidad de la extracción de lípidos de microalgas bajo otros métodos de ruptura celular, o bien, otras configuraciones de cultivo en fotobiorreactores.

6. Se recomienda evaluar la implementación de sistemas de iluminación LED ajustables al fotobiorreactor que permitan modificar la intensidad lumínica en función de la etapa de crecimiento de las microalgas para detectar cambios en el modelo de crecimiento de la especie y, por tanto, en el tiempo de residencia dentro del proceso.
7. Realizar una caracterización reológica y fisicoquímica de cada flujo en diferentes etapas del proceso, especialmente en el microfluidificador y el mezclador agitado. Esto permitiría ajustar los modelos de transferencia de calor y masa para los fluidos, lo que proporcionaría mejoras la precisión en el dimensionamiento de los equipos.

XI. BIBLIOGRAFÍA

- Agencia Internacional de Energía [IEA]. (2021). *Agencia Internacional de Energía*. Obtenido de World Energy Outlook 2021: <https://www.iea.org/reports/world-energy-outlook-2021>
- Applied Membranes Inc. (2020). *Applied Membranes Inc.* Obtenido de Conical Bottom Storage Tanks: <https://www.appliedmembranes.com/conical-bottom-storage-tanks.html>
- Baker, R. W. (2012). *Membrane Technology and Applications*. Boston: John Wiley y Sons.
- Beer, F. P. y Johnston, E. R. (2007). *Vector Mechanics for Engineers: Dynamics*. McGraw Hill Education.
- Céspedes, A. G. (2015). *¿QUÉ SON LAS MICROALGAS? INTERÉS Y USO*. Sevilla: Fundación Cajamar.
- Chanquia, S. N., Vernet, G. y Kara, S. (diciembre de 2022). *National Library of Medicine [NIH]*. Obtenido de Photobioreactors for cultivation and synthesis: Specifications, challenges, and perspectives: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC9731602/>
- Chen, C. Y., Yeh, K. L., Aisyah, R., Lee, D. J. y Chang, J. S. (2011). *Cultivation, photobioreactor design and harvesting of microalgae for biodiesel production: A critical review*. *Bioresource Technology*, 102(1), 71-81. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2010.06.159>.
- Chisti, Y. (2007). *Biodiesel from microalgae*. *Biotechnology Advances*, 25(3), 294-306. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2007.02.001>.
- Christie, W. W. y Han, X. (2010). *Lipid Analysis: Isolation, Separation, Identification and Lipidomic Analysis (4th ed.)*. Ontario: Oily Press.
- Danquah, M. K., Gladman, B., Moheimani, N. y Forde, G. M. (2009). *Microalgal growth characteristics and subsequent influence on dewatering efficiency*. *Chemical Engineering Journal*, 151(1-3), 73-78. <https://doi.org/10.1016/j.cej.2009.02.029>.
- Eco Techno. (2024). *Eco Techno*. Obtenido de Evaporador de ECO VR WW: <https://www.directindustry.es/prod/eco-techno-srl/product-239354-2564612.html>
- Felder, R. M., Rousseau, R. W. y Bullard, L. G. (2016). *Elementary Principles of Chemical Processes (4th ed.)*. Danvers: John Wiley & Sons, Inc. .
- Goldemberg, J., Coelho, S. T., Nastari, P. M. y Lucon, O. (2004). *Ethanol learning curve—the Brazilian experience*. *Biomass and Bioenergy*, 26(3), 301-304. Obtenido de Ethanol learning curve—the Brazilian experience.
- Green, D. W. y Southard, M. Z. (2019). *Perry's Chemical Engineers' Handbook (9th ed.)*. Kansas: McGraw-Hill Education.
- Guangzhou Aile Automation. (2021). *Guangzhou Aile Automation*. Obtenido de 100L 200L 300L moveable mixing tank with agitator: <https://www.aileauto.com/product/100l-200l-300l-moveable-mixing-tank-with-wheels-heating-function-with-agitator/>

- Halim, R., Gladman, B., Danquah, M. K. y Webley, P. A. (2012). *Oil extraction from microalgae for biodiesel production*. *Bioresource Technology*, 102(1), 178-185.
<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2011.05.055>.
- Harrison, R. G., Todd, P. W., Rudge, S. R. y Petrides, D. P. (2015). *Bioseparations Science and Engineering (2nd ed.)*. New York: Oxford University Press.
- Industrial Process Solutions. (2023). *Industrial Process Solutions*. Obtenido de Intercambiador de Calor a Placas: <https://fgm4.com/intercambiadores-de-calor-heat-exchangers/>
- Körbitz, W., Berger, C., Waginger, E. y Wörgetter, M. (2004). *Best Case Studies on Biodiesel Production Plants in Europe*. Austria: Austrian Biofuels Institute. Obtenido de Austrian Biofuels Institute.
- Kumar, P., Barrett, D. M., Delwiche, M. J. y Stroeve, P. (2010). *Methods for pre-treatment of lignocellulosic biomass for efficient hydrolysis and biofuel production*. *Industrial & Engineering Chemistry Research*, 48(8), 3713-3729. <https://doi.org/10.1021/ie801542g>.
- Lee, J. Y., Yoo, C., Jun, S. Y., Ahn, C. Y. y Oh, H. M. (2010). *Comparison of several methods for effective lipid extraction from microalgae*. *Bioresource Technology*, 101(1), S75-S77.
<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2009.03.058>.
- Levenspiel, O. (2004). *Ingeniería de las Reacciones Químicas (3a ed.)*. Oregon: Limusa Wiley.
- Mahajani, V. V. y Umarji, S. B. (2009). *Joshi's Process Equipment Data (4th ed.)*. Bombay: Macmillan Publishers India.
- Mallick, N., Bagchi, S., Koley, S. y Singh, A. (2016). *Progress and Challenges in Microalgal Biodiesel Production*. San Francisco: *Frontiers in Microbiology*. 7.
10.3389/fmicb.2016.01019.
- Martin, J. (19 de mayo de 2024). *Biology Notes Online*. Obtenido de Photo bioreactor – Definition, Types, Application, Advantages: <https://biologynotesonline.com/photo-bioreactor/>
- Masters, K. (2002). *Spray Drying Handbook (5th ed.)*. New Hampshire: Longman Scientific & Technical. ISBN: 0582403062.
- Mata, T. M., Martins, A. A. y Caetano, N. S. (2010). *Microalgae for biodiesel production and other applications: A review*. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 14(1), 217-232.
<https://doi.org/10.1016/j.rser.2009.07.020>.
- Mayorga, A. C. (2022). *Evaluación de la producción de lípidos utilizando Nannochloropsis oculata en un fotobiorreactor de columna de burbuja ascendente*. Ciudad de Guatemala: Universidad del Valle de Guatemala.
- McCabe, W. L., Smith, J. C. y Harriott, P. (2007). *Operaciones unitarias en ingeniería química (7ma ed.)*. Ciudad de México: McGraw-Hill Companies, Inc.
- Microfluidics. (2023). *Microfluidics*. Obtenido de M-700 Series Microfluidizer® Materials Processor: <https://www.microfluidics-mpt.com/microfluidizers/m700>
- Ministerio de Energía y Minas [MEM]. (12 de noviembre de 2007). *Ministerio de Energía y Minas [MEM]*. Obtenido de Ley de Comercialización de Hidrocarburos y Su Reglamento:

<https://mem.gob.gt/wp-content/uploads/2021/05/Decreto-109-97-Ley-de-Comercializacion-de-Hidrocarburos-y-Acuerdo-Gubernativo-522-99-Reglamento.pdf>

- Ministerio de Energía y Minas [MEM]. (julio de 2020). *Ministerio de Energía y Minas [MEM] Gobierno de Guatemala*. Obtenido de Estadísticas de Hidrocarburos de Guatemala: <https://mem.gob.gt/wp-content/uploads/2020/10/2020-02-Revista-Hidrocarburos.pdf>
- Molina Grima, E., Belarbi, E. H., Ación Fernández, F. G., Robles Medina, A. y Chisti, Y. (2003). *Recovery of microalgal biomass and metabolites: Process options and economics*. *Biotechnology Advances*, 20(7-8), 491-515. [https://doi.org/10.1016/S0734-9750\(02\)00050-2](https://doi.org/10.1016/S0734-9750(02)00050-2).
- Mulder, M. (1996). *Basic Principles of Membrane Technology*. Phoenix: Springer Science & Business Media.
- National Oceanic and Atmospheric Administration [NOAA]. (2021). *Sea Water*. Obtenido de National Oceanic and Atmospheric Administration: <https://www.noaa.gov/jetstream/ocean/sea-water>
- Nezamhalleha, H., Ilb, T. A., Ghanatia, F., Nosratic, M. y Shojaosadatic, S. A. (2018). *Techno-economic and environmental assessment of conceptually designed in situ lipid extraction process from microalgae*. Tehran: Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2018.09.025>.
- Ortega-Clemente, L. A., Mena-Vázquez, I. y Rodríguez-Ramírez, L. (agosto de 2024). *Instituto Tecnológico de Boca del Río [UANL]*. Obtenido de Rompiendo barreras celulares: métodos aplicados para la extracción de lípidos en microalgas: <https://cienciauanl.uanl.mx/?p=13490>
- Osorio, K., Palacios, K., Lumbi, D., Hsieh, P., González, C. A. y Aguilar, A. (4 de noviembre de 2020). *Revista Iberoamericana de Bioeconomía y Cambio Climático*. Obtenido de Capacidad reproductiva de *Nannochloropsis oculata* en diferentes concentraciones de salinidad y fertilizante: Una contribución a la Bioeconomía acuícola: <https://revistas.unanleon.edu.ni/index.php/REBICAMCLI/article/view/343/407>
- Peters, M. S., Timmerhaus, K. D. y West, R. E. (2003). *Plant Design and Economics for Chemical Engineers (5th ed.)*. Colorado: McGraw-Hill.
- Pruvost, J., Van Vooren, G., Le Gouic, B., Couzinet-Mossion, A. y Legrand, J. (2009). *Systematic investigation of biomass and lipid productivity by microalgae in photobioreactors for biodiesel application*. *Bioresource Technology*, 102(1), 150-158. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2010.06.153>.
- Richmond, A. (2004). *Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology*. Blackwell Publishing.
- Rodolfi, L., Zittelli, G. C., Bassi, N., Padovani, G., Biondi, N., Bonini, G. y Tredici, M. R. (2009). *Microalgae for oil: Strain selection, induction of lipid synthesis and outdoor mass cultivation in a low-cost photobioreactor*. *Biotechnology and Bioengineering*, 102(1), 100-112. <https://doi.org/10.1002/bit.22033>.

- Sander, K. y Murthy, G. S. (2010). *Life cycle analysis of algae biodiesel*. The International Journal of Life Cycle Assessment (College of Agricultural Sciences) .
- Scott, S. A., Davey, M. P., Dennis, J. S., Horst, I., Howe, C. J., Lea-Smith, D. J. y Smith, A. G. (2010). *Biodiesel from algae: challenges and prospects*. Elsevier Ltd
<https://doi.org/10.1016/j.copbio.2010.03.005>.
- Sefiltra. (2019). Obtenido de Filtración tangencial: <https://www.sefiltra.com/productos/filtracion-tangencial/>
- Sevilla, J. M. (2014). *Ingeniería de Procesos Aplicada a La Biotecnología de Microalgas*. Obtenido de Universidad de Almería: <https://w3.ual.es/~jfernand/ProcMicro70801207/index.html>
- Shamlou, P. A. (1993). *Processing of Biological Materials in Concentrated Solutions: A Review of Rheological Properties*. Colorado: Journal of Chemical Technology and Biotechnology.
- Singh, J. y Gu, S. (2010). *Commercialization potential of microalgae for biofuels production*. Renewable and Sustainable Energy Reviews, 14(9), 2596-2610.
<https://doi.org/10.1016/j.rser.2010.06.014>.
- Sinnott, R. K. (2005). *Chemical Engineering Design (4th ed.)*. Burlington: Elsevier Butterworth-Heinemann.
- Tamburic, B., Guruprasad, S., Radford, D., Szabo, M. y Lilley, R. M. (2008). *The Effect of Diel Temperature and Light Cycles on the Growth of Nannochloropsis oculata in a Photobioreactor Matrix*. PLoS ONE 9(1).
- U.S. Department of Energy. (2022). *U.S. Department of Energy*. Obtenido de Biodiesel Blends: <https://afdc.energy.gov/fuels/biodiesel-blends>
- Ugwu, C. U., Aoyagi, H. y Uchiyama, H. (2018). *Photobioreactors for mass cultivation of algae*. Bioresource Technology, 99(10), 4021-4028. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2007.01.046>.
- Xu, L., Brilman, D. W., Withag, J. A., Brem, G. y Kersten, S. R. (2011). *Assessment of a dry and a wet route for the production of biofuels from microalgae: Energy balance analysis*. Bioresource Technology, 102(8), 5113-5122. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2011.01.066>.
- Yaws, C. L. (2003). *Transport Properties of Chemicals and Hydrocarbons (2nd ed.)*. Norwich: William Andrew Publishing.
- Yeh, K. L., Chen, C. Y. y Chang, J. S. (2012). *Efficient production of biodiesel from microalgal lipids by direct transesterification*. Bioresource Technology, 113, 192-197.
<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2011.12.045>.
- Zhang, Y., Qin, L. y Zhang, W. (2016). *Homogenization and lysis: Enhancing lipid extraction from microalgae*. Journal of Renewable and Sustainable Energy, 8(3), 033101.
<https://doi.org/10.1063/1.4950800>.
- Zhou, J., Wang, M., Saraiva, J. A., Martins, A. P., Pinto, C. A., Prieto, M. A., . . . Barba, F. J. (2022). *Extraction of lipids from microalgae using classical and innovative approaches*. Aveiro: University of Aveiro. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2022.132236>.

XII. ANEXOS

A. Datos calculados

Cuadro 19. Detalle de las composiciones de los componentes que conforman todos los flujos del proceso de extracción de lípidos a partir del cultivo de microalga *N. oculata*

Flujo	Componente	Composición
Fuente de alimentación	Sobrenadante	0.903
	Cultivo de microalga	0.097
Biomasa cultivada	Biomasa	0.124
	Sobrenadante	0.876
Pulpa de microalga concentrada	Pulpa	0.200
	Agua (humedad)	0.800
Pulpa de microalga seca	Biomasa	1.000
Lisado celular	Lípidos	0.700
	Biomasa	0.300
Mezcla de solventes	Cloroformo	0.667
	Metanol	0.333
Mezcla de fases	Fase orgánica	0.952
	Fase acuosa	0.048
Refinado	Fase acuosa	1.000
Extracto	Lípidos	0.043
	Solventes	0.957
Evaporado	Cloroformo	0.667
	Metanol	0.333
Licor	Lípidos	0.950
	Solventes	0.050
Condensados	Cloroformo	0.667
	Metanol	0.333

Fuente: elaboración propia.

Se obtuvo todos los datos de las composiciones a través del uso de Cálculo 2. Asimismo, estos valores se encuentran descritos correspondiente en los cuadros de especificaciones técnicas de todos los equipos relacionados con estos flujos, en la sección de Resultados.

B. Ecuaciones

Ecuación 4. Ecuación general de balance de masa

$$\frac{dM}{dt} = \sum \dot{m}_{entrada} - \sum \dot{m}_{salida} + \sum \dot{m}_{generación} - \sum \dot{m}_{consumo}$$

En donde: $\frac{dM}{dt}$ es la tasa de acumulación de masa en el sistema, $\sum \dot{m}_{entrada}$ la suma de las tasas de flujo másico de entrada al sistema, $\sum \dot{m}_{salida}$ es la suma de las tasas de flujo másico de salida del sistema, $\sum \dot{m}_{generación}$ es la suma de las tasas de generación de masa dentro del sistema (por reacciones químicas u otros procesos), y $\sum \dot{m}_{consumo}$ es la suma de las tasas de generación de masa dentro del sistema (por reacciones químicas u otros procesos).

Obtenido de: (Felder et al., 2016).

Ecuación 5. Ecuación general de balance de masa por componente y fracciones másicas

$$\frac{dM_i}{dt} = \omega_i \left(\sum \dot{m}_{entrada} \right) - \omega_i \left(\sum \dot{m}_{salida} \right) + \omega_i \sum \dot{m}_{generación,i} - \omega_i \sum \dot{m}_{consumo,i}$$

En donde: $\frac{dM_i}{dt}$ es la tasa de acumulación de masa en el sistema para el compuesto i , ω_i es la fracción másica o composición del componente i , $\sum \dot{m}_{entrada}$ la suma de las tasas de flujo másico de entrada al sistema, $\sum \dot{m}_{salida}$ es la suma de las tasas de flujo másico de salida del sistema, $\sum \dot{m}_{generación}$ es la suma de las tasas de generación de masa dentro del sistema para el compuesto i (por reacciones químicas u otros procesos), y $\sum \dot{m}_{consumo}$ es la suma de las tasas de generación de masa dentro del sistema del compuesto i (por reacciones químicas u otros procesos).

Obtenido de: (Felder et al., 2016).

Ecuación 6. Cinética de Michaelis-Menten modificada para el tiempo de residencia en un reactor

$$\tau = \frac{(C_{A0} + C_A)(K_M - C_A)}{r_{max} \cdot C_A}$$

En donde: C_{A0} es la concentración inicial del sustrato, C_A la concentración de sustrato en el tiempo (o final), K_M es constante de Michaelis-Menten, r_{max} es la velocidad máxima de reacción y τ es el tiempo de residencia.

Obtenido de: (Levenspiel, 2004).

Ecuación 7. Ecuación de Monod para el crecimiento de microorganismos en función de la disponibilidad de sustrato

$$r = \mu_{max} \frac{S}{K_s + S}$$

En donde: r es la tasa de crecimiento máxima, μ_{max} es la tasa de crecimiento máxima, S es la oncentración del sustrato y K_s es la constante de semi-saturación.

Obtenido de: (Levenspiel, 2004).

Ecuación 8. Volumen de un cilindro

$$V = \pi \left(\frac{D}{2}\right)^2 H$$

En donde: V es el volumen del cilindro, D el diámetro del cilindro y H la altura del cilindro.

Obtenido de: (McCabe et al., 2007).

Ecuación 9. Área lateral de un cilindro

$$A = 2\pi rH$$

En donde: A es el área lateral de un cilindro, r es el radio del cilindro y H la altura del cilindro.

Obtenido de: (McCabe et al., 2007).

Ecuación 10. Velocidad angular en función de la velocidad de rotación

$$\omega = \frac{2\pi N}{60}$$

En donde: ω es la velocidad angular (rad/s) y N es la velocidad de rotación (rpm).

Obtenido de: (Sinnott, 2005).

Ecuación 11. Factor G de fuerza centrífuga

$$G = \frac{r \times \omega^2}{g}$$

En donde: G es la aceleración centrífuga en términos de la gravedad, r es el radio de rotación, ω la velocidad angular y g la aceleración debida a la gravedad, aproximadamente 9.81 m/s^2

Obtenido de: (Sinnott, 2005).

Ecuación 12. Velocidad terminal de sedimentación

$$u_t = \frac{\Delta\rho d_p^2 g}{18\mu}$$

En donde: u_t es la velocidad terminal de la partícula sólida en el fluido bajo la gravedad (m/s), $\Delta\rho$ es la diferencia de densidad entre la fase sólida y líquida (kg/m^3), d_p es el diámetro de la partícula sólida, tamaño de corte (m), g es la aceleración gravitacional (9.81 m/s^2), y μ la viscosidad del líquido ($\text{N}\cdot\text{s/m}^2$).

Obtenido de: (Sinnott, 2005).

Ecuación 13. Flujo volumétrico a través de la centrífuga

$$Q = 2 u_t \Sigma$$

En donde: Q es el flujo volumétrico del líquido a través de la centrífuga (m^3/s), u_t es la velocidad terminal de la partícula sólida en el fluido bajo la gravedad (m/s) y Σ es el valor sigma de la centrífuga (m^2).

Obtenido de: (Sinnott, 2005).

Ecuación 14. Calor para evaporación

$$Q_{evap} = \dot{m} \times h_{vap}$$

En donde: Q_{evap} es el calor de vaporización (W), \dot{m} es el flujo másico (kg/s) y h_{vap} es la entalpía de vaporización o calor latente de vaporización (J/kg).

Obtenido de: (Felder et al., 2016).

Ecuación 15. Ecuación general de flujo de calor

$$\dot{Q} = \dot{m} c_p \Delta T$$

En donde: \dot{Q} es el calor transferido (J), \dot{m} es la masa de la sustancia (kg), c_p es la capacidad calorífica específica a presión constante (J/kg.°C) y ΔT es el cambio de temperatura.

Obtenido de: (Felder et al., 2016).

Ecuación 16. Número de Reynolds en sistemas de agitación

$$Re = \frac{\rho N D^2}{\mu}$$

En donde: Re es el Número de Reynolds, ρ es la densidad del fluido (kg/m³), N es la velocidad de rotación del agitador (rps), D es el diámetro del agitador (m) y μ es la viscosidad dinámica del fluido (Pa·s).

Obtenido de: (McCabe et al., 2007)

Ecuación 17. Consumo de potencia de los mezcladores

$$P = N_p n^3 D_a^5 \rho$$

En donde: N_p es el número de potencia, n es la velocidad de rotación del impulsor, D_a es el diámetro del impulsor y ρ es la densidad del fluido.

Obtenido de: (McCabe et al., 2007)

Ecuación 18. Velocidad tangencial

$$v_{tangencial} = \frac{Q}{A_{sección}}$$

En donde: $v_{tangencial}$ es la velocidad tangencial (m/s), Q es el caudal volumétrico (m³/s) y $A_{sección}$ es el área de sección transversal por la que fluye el fluido (m²).

Obtenido de: (Mulder, 1996).

Ecuación 19. Flujo de permeado a través de la membrana

$$J = \frac{\Delta P}{\mu R_m}$$

En donde: J es el flujo a través de la membrana (m³/m²·s), ΔP es la presión transmembrana (Pa), μ es la viscosidad del fluido (Pa·s) y R_m es la resistencia de la membrana (m⁻¹).

Obtenido de: (Mulder, 1996).

Ecuación 20. Temperatura media logarítmica

$$\Delta T_m = \frac{\Delta T_1 - \Delta T_2}{\ln\left(\frac{\Delta T_1}{\Delta T_2}\right)}$$

En donde: ΔT_m es Temperatura media logarítmica ($^{\circ}\text{C}$), ΔT_1 es la diferencia de temperatura entre los fluidos en un extremo del intercambiador ($^{\circ}\text{C}$), y ΔT_2 es la diferencia de temperatura entre los fluidos en el otro extremo del intercambiador ($^{\circ}\text{C}$).

Obtenido de: (Harrison et al., 2015).

Ecuación 21. Transferencia de calor en un intercambiador

$$Q = UA\Delta T_{lm}$$

En donde: Q es el calor necesario para la evaporación en cada efecto (kJ/h), U es el coeficiente global de transferencia de calor (kJ/h·m²· $^{\circ}\text{C}$), A es el área de transferencia de calor requerida (m²) y ΔT_{lm} es la diferencia de temperatura logarítmica media ($^{\circ}\text{C}$).

Obtenido de: (Harrison et al., 2015).

Ecuación 22. Energía transferida por flujo de fluidos

$$Q = \dot{m} \times c_p \times \Delta T$$

En donde: Q es el calor transferido (W), \dot{m} es el flujo másico del fluido (kg/s), c_p es la capacidad calorífica específica a presión constante J/(kg· $^{\circ}\text{C}$) y ΔT es el cambio de temperatura del fluido ($^{\circ}\text{C}$).

Obtenido de: (Sinnott, 2005).

Ecuación 23. Número de unidades de transferencia (NTU)

$$NTU = \frac{\Delta T}{\Delta T_m}$$

En donde: ΔT es la diferencia de temperatura de entrada y salida del flujo ($^{\circ}\text{C}$), y ΔT_m es la diferencia de temperatura media ($^{\circ}\text{C}$).

Obtenido de: (Sinnott, 2005).

Ecuación 24. Velocidad de canal

$$u = \frac{\dot{m}}{\rho \times A_c}$$

En donde: \dot{m} es el flujo másico del fluido (kg/s), ρ es la densidad del fluido (kg/m³) y A_c es es el área de la sección transversal del canal (m²).

Obtenido de: (Sinnott, 2005).

Ecuación 25. Número de Nusselt modificado para flujos turbulentos en superficies rugosas

$$Nu = 0.26 \times Re^{0.65} \times Pr^{0.4}$$

En donde: Nu es el número de Nusselt, Re el número de Reynolds y Pr el número de Prandtl.

Obtenido de: (Sinnott, 2005).

Ecuación 26. Coeficiente global de transferencia de calor

$$\frac{1}{U} = \frac{1}{h_p} + \frac{1}{h_s} + \frac{f}{U}$$

En donde: $\frac{1}{U}$ representa la suma de las resistencias térmicas de los fluidos y la pared, U es el coeficiente global de transferencia de calor ($W/m^2 \cdot K$), h_p es el coeficiente de transferencia de calor del lado del proceso ($W/m^2 \cdot K$), h_s es el coeficiente de transferencia de calor del lado del fluido secundario o de servicio y f es el factor de ensuciamiento (o resistencia térmica por incrustaciones)

Obtenido de: (Sinnott, 2005).

Ecuación 27. Factor de fricción de un fluido

$$J_f = 0.6 \times Re^{-0.3}$$

En donde: J_f es el factor de fricción de un fluido y Re es el número de Reynolds de tal fluido.

Obtenido de: (Sinnott, 2005).

Ecuación 28. Ecuación de Darcy-Weisbach para caída de presión

$$\Delta P = \frac{f \times L \times \rho \times u^2}{2 \times d_h}$$

En donde: ΔP es la caída de presión (Pa), f es el factor de fricción, L es la longitud del canal de flujo (m), ρ es la densidad del fluido (kg/m^3), u es la velocidad del fluido en el canal (m/s) y d_h es el diámetro hidráulico del canal (m)

Obtenido de: (Sinnott, 2005).

Ecuación 29. Coeficiente de transferencia de calor de película

$$h_p = \frac{Nu \times k}{d_e}$$

En donde: h_p es el coeficiente de transferencia de calor de película ($W/m^2 \cdot ^\circ C$), Nu es el número de Nusselt, k es la conductividad térmica del fluido ($W/m \cdot ^\circ C$) y d_e es el diámetro hidráulico (m)

Obtenido de: (Sinnott, 2005).

Ecuación 30. Diseño del espesor de un tanque cilíndrico

$$t = \frac{P \times D}{2 \times S \times E + P}$$

En donde: t es el espesor del tanque (m), P es la presión interna (Pa), D es el diámetro del tanque (m), S es la resistencia del material (Pa), E es el coeficiente de eficiencia de la junta.

Obtenido de: (Sinnott, 2005).

Ecuación 31. Estimación empírica de la densidad de ácidos grasos

$$\rho_{T_2} = \rho_{T_1} \times [1 - \beta \times (T_2 - T_1)]$$

En donde: ρ_{T_2} es la densidad que estimar a la nueva temperatura (kg/m^3), ρ_{T_1} es la densidad conocida del compuesto (kg/m^3), β es el coeficiente de expansión volumétrica ($^{\circ}\text{C}^{-1}$), T_2 es la temperatura de propiedades a estimar ($^{\circ}\text{C}$) y T_1 la temperatura de densidad conocida ($^{\circ}\text{C}$).

Obtenido de: (Green y Southard, 2019).

Ecuación 32. Fórmula general de la potencia mecánica en sistemas rotativos

$$P = T \times \omega$$

En donde: P es la potencia en watts (W), T es el torque en newton-metros ($\text{N}\cdot\text{m}$), y ω es la velocidad angular en radianes por segundo (rad/s)

Obtenido de: (Beer y Johnston, 2007).

Ecuación 33. Relación del torque con el momento de fuerza centrífuga sobre un eje rotativo

$$T = \frac{M \times r \times \omega^2}{\omega}$$

En donde: M es el causal de masa, r es el radio efectivo de la centrifugadora (m), G es el factor centrífugo (g) y ω es la velocidad angular (rad/s).

Obtenido de: (Harrison et al., 2015).

Ecuación 34. Ecuación general del rendimiento relativo

$$R = \frac{X}{X_{ref}}$$

En donde: R es el rendimiento relativo, X es la variable para el objeto, sistema o proceso que se desea comparar y X_{ref} es la variable para el objeto, sistema o proceso de referencia.

Obtenido de: (Felder et al., 2016).

C. CÁLCULOS DE MUESTRA

Cálculo 1. Balance de masa de flujo de entrada en el evaporador de película descendente, utilizando el lípido como el componente en el flujo

$$\begin{aligned}\frac{dM_i}{dt} &= \omega_i \left(\sum \dot{m}_{entrada} \right) - \omega_i \left(\sum \dot{m}_{salida} \right) + \omega_i \sum \dot{m}_{generación,i} - \omega_i \sum \dot{m}_{consumo,i} \\ \omega_{lípido} \left(\sum \dot{m}_{entrada} \right) &= \omega_{lípido} \left(\sum \dot{m}_{salida} \right) \\ \omega_{lípido} \dot{m}_{entrada} &= \omega_{lípido} \dot{m}_{salida} \\ 0.0426 \times \dot{m}_{entrada} &= 0.95 \times 148 \text{ kg/h} \\ \dot{m}_{entrada} &= \frac{0.95 \times 148 \text{ kg/h}}{0.0426} = 3296 \text{ kg/h}\end{aligned}$$

Se utilizó la Ecuación 4 y los datos de operación del evaporador de película descendente y filtro de flujo tangencial. Se realizó el mismo cálculo para establecer los flujos máscicos de entrada y salida de todas las operaciones del proceso propuesto.

Cálculo 2. Determinación de la proporción de solución de nitrato de sodio 0.25 M en el flujo de entrada hacia el fotobiorreactor tubular vertical

$$\begin{aligned}500 \text{ mL} \times \frac{1 \text{ L}}{1000 \text{ mL}} \times \frac{0.3 \text{ g}}{1 \text{ L}} &= 0.15 \text{ g} \\ \frac{\text{g de sol. NaNO}_3}{\text{g nutrientes totales}} &= \frac{0.15 \text{ g}}{517.65 \text{ g}} = 0.000290\end{aligned}$$

Se realizó este cálculo para determinar todas las composiciones de compuestos en las mezclas de los flujos de entrada y salida del resto de equipos. Se obtuvo las cantidades de nutrientes preparadas a escala a través de Mayorga (2022).

Cálculo 3. Cálculo de la tasa máxima de crecimiento del modelo de crecimiento de *N. oculata* para el fotobiorreactor tubular vertical

$$\begin{aligned}r &= \mu_{max} \frac{S}{K_S + S} \\ r &= 0.5622 \text{ días}^{-1} \frac{4.9 \text{ mg/L}}{4.9 \text{ mg/L} + 0.01201 \text{ mg/L}} = 0.56 \text{ días}^{-1}\end{aligned}$$

Se utilizó la Ecuación 6 y los datos de los parámetros experimentales del crecimiento de *Nannochloropsis oculata* propuestos por Mayorga (2022) y descritos en la metodología del presente trabajo y en el cuadro de especificaciones técnicas del fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación.

Cálculo 4. Tiempo de residencia en el fotobiorreactor tubular vertical

$$\tau = \frac{(C_{A0} + C_A)(K_M - C_A)}{r_{max} \cdot C_A}$$

$$\tau = \frac{(4.9 \text{ mg/L} - 4.3 \text{ mg/L})(0.01201 \text{ mg/L} + 4.3 \text{ mg/L})}{0.56 \text{ días}^{-1} \cdot 4.3 \text{ mg/L}} = 1.07 \text{ días}$$

Se utilizó la Ecuación 5 y los datos de experimentación del crecimiento de *Nannochloropsis oculata* propuestos por Mayorga (2022) en el cuadro de especificaciones técnicas del fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación.

Cálculo 5. Volumen efectivo del fotobiorreactor tubular vertical

$$V_{\text{efectivo}} = \dot{m}_{\text{entrada}} \times \tau$$

$$V_{\text{efectivo}} = (106 \text{ m}^3/\text{día}) \times (1.07 \text{ días}) = 114 \text{ m}^3$$

Se utilizó los datos calculados detallados en el cuadro de especificaciones técnicas del fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación de la sección de resultados.

Cálculo 6. Diámetro del fotobiorreactor tubular vertical

$$V = \pi \left(\frac{D}{2}\right)^2 H$$

$$V = \pi \left(\frac{D}{2}\right)^2 H = \pi \frac{D^3}{4}$$

$$D = \sqrt[3]{\frac{4V}{\pi}} = \sqrt[3]{\frac{4 \cdot 114 \text{ m}^3}{\pi}} = 3.31 \text{ m}$$

Se utilizó la Ecuación 7 y se tomó la suposición que la relación para el fotobiorreactor de diámetro-altura es 4:1 para la operación de la ecuación Sinnott (2005). Además, se utilizó los datos calculados detallados en el cuadro de especificaciones técnicas del fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación de la sección de resultados. Se realizó este mismo cálculo para el cálculo de los demás equipos de geometría cilíndrica.

Cálculo 7. Altura del fotobiorreactor tubular vertical

$$H = 4D$$

$$H = 4 \times 3.31 \text{ m} = 13.2 \text{ m}$$

Se utilizó la misma suposición descrita en el Cálculo 6.

Cálculo 8. Flujo de oxígeno requerido en el cultivo de la microalga en el fotobiorreactor

$$\text{Flujo de biomasa} = 4409 \text{ kg/h} \times 0.1243 = 548 \text{ kg/h}$$

$$\text{Flujo de oxígeno} = 548 \text{ kg/h} \times 1.6 \text{ g O}_2/\text{g biomasa} = 877 \text{ kg/h}$$

Se realizó el cálculo a partir de la suposición que el requerimiento de oxígeno por gramo de biomasa es el mismo que un proceso general de fotosíntesis (Tamburic et al., 2008). Se utilizó los datos del cuadro del diagrama de operaciones de la sección de resultados. Más aún, se calculó el flujo de aire requerido suponiendo una composición de 21 % de oxígeno en la atmósfera (McCabe et al., 2007).

Cálculo 9. Área externa total del fotobiorreactor

$$A = 2\pi rH$$
$$A = 2\pi \left(\frac{3.31 \text{ m}}{2}\right) (13.2 \text{ m}) = 137 \text{ m}^2$$

Se realizó el cálculo utilizando la Ecuación 8 y los datos calculados colocados en el cuadro de especificaciones técnicas del fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación de la sección de resultados.

Cálculo 10. Requerimiento de energía lumínica para el proceso de fotosíntesis en el fotobiorreactor

Energía lumínica = intensidad lumínica x área externa

$$\text{Energía lumínica} = 150 \mu\text{mol} \frac{\text{fotones}}{\text{m}^2 \text{ s}} \times 137 \text{ m}^2 = 20602 \mu\text{mol} \frac{\text{fotones}}{\text{s}}$$

Se realizó el cálculo tomando la suposición que el intervalo de crecimiento de biomasa según la densidad de microalgas está en el rango de 50-200 $\mu\text{mol} \frac{\text{fotones}}{\text{m}^2 \text{ s}}$ (Richmond, 2004). El área externa del equipo fue obtenida del cuadro de especificaciones técnicas del fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación de la sección de resultados.

Cálculo 11. Volumen por tubo requerido en el fotobiorreactor

$$V = \pi \left(\frac{D}{2}\right)^2 H$$
$$V = \pi \left(\frac{0.100 \text{ m}}{2}\right)^2 \times 4 = 0.0314 \text{ m}^3$$

Se realizó el cálculo utilizando la Ecuación 7 y utilizando los datos de selección de diseño para un fotobiorreactor estándar descritos en el cuadro de especificaciones técnicas del fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación de la sección de resultados. Además, con este resultado y el volumen efectivo se calculó el número de tubos.

Cálculo 12. Área total de ocupación del equipo fotobiorreactor

Área total por tubo:

$$A = 2\pi rH = 2\pi \left(\frac{D}{2}\right)^2$$
$$A = 2\pi \left(0.100 \text{ m} + \frac{0.200 \text{ m}}{2}\right)^2 = 0.040 \text{ m}^2$$

Área total:

$$0.040 \text{ m}^2 \times 3613 \text{ tubos} = 145 \text{ m}^2$$

Se utilizó la Ecuación 8 y la información del diámetro por tubo y espaciamento propuesto en el diseño estándar del equipo en el cuadro de especificaciones técnicas del fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación de la sección de resultados.

Cálculo 13. Flujo de aire por cada tubo del fotobiorreactor

$$\text{Flujo de aire} = \frac{\text{Flujo de aire}}{\text{Número de tubos}} = \frac{3480 \text{ m}^3/\text{h}}{3613 \text{ tubos}} \times \frac{1 \text{ h}}{3600 \text{ s}} = 2.68 \times 10^{-4} \text{ m}^3/\text{s}$$

Se utilizó los datos calculados del cuadro de especificaciones técnicas del fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación de la sección de resultados.

Cálculo 14. Velocidad del aire dentro de un tubo del fotobiorreactor

$$A = 2\pi rH = 2\pi \left(\frac{D}{2}\right)^2$$

$$\text{Área de sección transversal de un tubo} = 2\pi \left(\frac{D}{2}\right)^2 = 2\pi \left(\frac{0.100 \text{ m}}{2}\right)^2 = 7.85 \times 10^{-3} \text{ m}^2$$

$$u_{\text{aire}} = \frac{\text{flujo de aire por tubo}}{\text{área de sección transversal de un tubo}} = \frac{2.68 \times 10^{-4} \text{ m}^3/\text{s}}{7.85 \times 10^{-3} \text{ m}^2} = 0.0341 \text{ m/s}$$

En donde: u_{aire} es la velocidad del aire dentro de un tubo. Se utilizó la Ecuación 8 y los datos calculados encontrados en el cuadro de especificaciones técnicas del fotobiorreactor tubular vertical continuo con sistema de circulación de la sección de resultados.

Cálculo 15. Densidad efectiva de la biomasa a 20 °C

$$\rho_{\text{efectiva @ } 20^\circ\text{C}} = \omega_{\text{EPA}} \times \rho_{\text{EPA @ } 20^\circ\text{C}} + \omega_{\text{sobrenadante}} \times \rho_{\text{sobrenadante @ } 20^\circ\text{C}}$$

$$\rho_{\text{efectiva @ } 20^\circ\text{C}} = 0.70 \times 900 \text{ kg/m}^3 + 0.30 \times 998.2 \text{ kg/m}^3$$

$$\rho_{\text{efectiva @ } 20^\circ\text{C}} = 929.5 \text{ kg/m}^3$$

Se realizó el mismo cálculo para todos los valores de densidad de los flujos o mezclas que se componían de dos o más componentes y que se tenía su composición según el desarrollo del proceso general. Estos datos calculados se encuentran en los cuadros de especificaciones técnicas del apartado de Resultados. En este caso, se encuentra en el cuadro de especificaciones técnicas de centrifugadora de discos con descarga por boquilla. Se realizó el mismo cálculo también para determinar viscosidades y calores específicos efectivos.

Cálculo 16. Velocidad angular del sistema de operación de la centrifugadora

$$\omega = \frac{2\pi N}{60}$$

$$\omega = \frac{2\pi (3000 \text{ rpm})}{60} = 314.2 \text{ rad/s}$$

Se utilizó la Ecuación 9 y la información de la velocidad de rotación fue obtenida a partir de los parámetros de experimentación propuestos por Mayorga (2022), especificado en el cuadro de especificaciones técnicas de centrifugadora de discos con descarga por boquilla.

Cálculo 17. Fuerza centrífuga en términos de fuerza G

$$G = \frac{r \times \omega^2}{g}$$

$$G = \frac{0.200 \text{ m} \times (314.2 \text{ rad/s})^2}{9.81 \text{ m/s}^2} = 2012$$

Se utilizó la Ecuación 10 y a información de la velocidad angular del cuadro de especificaciones técnicas de centrifugadora de discos con descarga por boquilla. En caso del radio de rotación, se seleccionó basado en las recomendaciones de diseño para centrifugas de gran escala propuesto por Sinnott (2005).

Cálculo 18. Ley de Stokes para la velocidad terminal de sedimentación

$$u_t = \frac{\Delta \rho d_p^2 g}{18\mu}$$

$$u_t = \frac{(998.2 - 929.5) \text{ kg/m}^3 \times (3.00 \times 10^{-6} \text{ m})^2 \times (9.81 \text{ m/s}^2)}{18 \times (0.0254 \text{ Pa} \cdot \text{s})}$$

$$u_t = 1.33 \times 10^{-8} \text{ m/s}$$

Se utilizó la Ecuación 11 y la información del diámetro de partícula, densidades y viscosidad efectiva del cuadro de especificaciones técnicas de centrifugadora de discos con descarga por boquilla.

Cálculo 19. Factor sigma del equipo

$$Q = 2 u_t \Sigma$$

$$Q/\Sigma = 2 u_t = 2 \times 2.73 \times 10^{-6} \text{ m/s} = 2.66 \times 10^{-8} \text{ m/s}$$

Cuadro 20. Selección de centrifugas de sedimentación

Type	Approximate efficiency (%)	Normal operating range Q, m ³ /h at Q/Σ m/s
Tubular bowl	90	0.4 at 5 × 10 ⁻⁸ to 4 at 3.5 × 10 ⁻⁷
Disc	45	0.1 at 7 × 10 ⁻⁸ to 110 at 4.5 × 10 ⁻⁷
Solid bowl (scroll discharge)	60	0.7 at 1.5 × 10 ⁻⁶ to 15 at 1.5 × 10 ⁻⁵
Solid bowl (basket)	75	0.4 at 5 × 10 ⁻⁶ to 4 at 1.5 × 10 ⁻⁴

Fuente: (Sinnott, 2005).

Basado en un resultado de 3.87 m³/h de flujo volumétrico de operación y de Q/Σ de 2.66 × 10⁻⁸ m/s, se selecciona centrifugadora de discos, con eficiencia aproximada de 45 %. Por lo tanto:

$$\frac{Q}{\left(\frac{Q}{\Sigma} \times 45 \%\right)} = \frac{0.00107 \text{ m}^3/\text{s}}{2.66 \times 10^{-8} \text{ m}^3/\text{s} \times 45 \%} = 89784 \text{ m}^2$$

Se utilizó la Ecuación 12 y la información de flujo volumétrico y datos calculados se tomó del cuadro de especificaciones técnicas de centrifugadora de discos con descarga por boquilla en la sección de Resultados.

Cálculo 20. Flujo másico que evaporar en la pulpa de biomasa

Δ % humedad x flujo másico de la pulpa de biomasa

$$(80 - 10) \% \times 2740 \text{ kg/h} \times \frac{1 \text{ h}}{3600 \text{ s}} = 0.533 \text{ kg/s}$$

Se obtuvo el flujo másico de la pulpa de biomasa a partir del cuadro del diagrama de operaciones en la sección de Resultados. Los cambios en la humedad se fijaron basados en contenido en humedad adecuado para el transporte y operación del flujo de biomasa en la salida, según Harrison et al. (2015) y la humedad de entrada se encontró en la literatura como valor promedio, según Mallick et al. (2016)

Cálculo 21. Calor necesario para evaporar el agua de humedad

$$Q_{\text{evap}} = \dot{m} \times h_{\text{vap}}$$

$$Q_{\text{evap}} = 0.533 \text{ kg/s} \times 2257 \text{ kJ/kg}$$

$$Q_{\text{evap}} = 1203 \frac{\text{kJ}}{\text{s}} = 1203 \text{ kW}$$

$$\dot{Q} = \dot{m} c_p \Delta T$$

$$\dot{m} = \frac{\dot{Q}}{c_p \Delta T} = \frac{1203 \text{ kJ/s}}{1.01 \text{ kJ/kg} \cdot ^\circ\text{C} \times (150 - 80) ^\circ\text{C}} = 17.1 \text{ kg/s}$$

$$\dot{m} = 17.1 \frac{\text{kg}}{\text{s}} \times \frac{3600 \text{ s}}{1 \text{ h}} = 61541 \text{ kg/h}$$

Se utilizó la Ecuación 13 y 14. Se obtuvo la información de las propiedades fisicoquímicas del agua de Green y Southard (2019). La información de condiciones de operación del proceso se tomó del cuadro de especificaciones técnicas de la torre de aspersión en la sección de Resultados.

Cálculo 22. Volumen de la torre de aspersión

$$V_{\text{torre}} = \frac{\dot{m}_{\text{aire}} \times t_{\text{residencia}}}{\rho_{\text{aire @ } 150 ^\circ\text{C}}}$$

$$V_{\text{torre}} = \frac{17.1 \text{ kg/s} \times 5 \text{ s}}{1.16 \text{ kg/m}^3} = 73.6 \text{ m}^3$$

Se obtuvo la información de las condiciones del aire cuadro de especificaciones técnicas de la torre de aspersión. Se seleccionó el tiempo de residencia basado en suposiciones por Harrison et al. (2015) respecto al diseño de torres de aspersión.

Cálculo 23. Área de sección transversal de la torre de aspersión

$$A_{\text{torre}} = \frac{\dot{m}_{\text{aire}}}{\rho_{\text{aire @ 150 }^\circ\text{C}} \times u_{\text{aire}}}$$

$$A_{\text{torre}} = \frac{17.1 \text{ kg/s}}{1.16 \text{ kg/m}^3 \times 2 \text{ m/s}} = 7.36 \text{ m}^2$$

Se obtuvo la información de las condiciones del aire cuadro de especificaciones técnicas de la torre de aspersión. Se seleccionó la velocidad del aire basado en suposiciones por Harrison et al. (2015) respecto al diseño de torres de aspersión.

Cálculo 24. Número de unidades procesador microfluidificador requeridos

$$\text{Número de unidades} = \frac{\text{flujo másico de salida (kg/h)}}{\text{capacidad por unidad (L/min/unidad)}}$$

$$\text{Número de unidades} = \frac{645 \text{ kg/h}}{5.10 \text{ L/min/unidad}} \times \frac{1 \text{ m}^3}{979 \text{ kg}} \times \frac{1000 \text{ L}}{1 \text{ m}^3} \times \frac{1 \text{ h}}{60 \text{ min}} = \frac{0.659 \text{ m}^3/\text{h}}{0.306 \text{ m}^3/\text{min/unidad}}$$

$$\text{Número de unidades} = 2.15 \approx 3$$

Se realizó el cálculo con los requerimientos de flujo másico en la salida del equipo, calculados y mostrados en el balance de masa del diagrama de operaciones en la sección de Resultados. Además, se basó el valor de capacidad según la selección de unidad estandarizada comercialmente para el proceso, propuesto por Microfluidics (2023).

Cálculo 25. Capacidad útil de mezcla

$$\text{Tiempo completo de mezclado} = 17 \text{ min} \times \frac{1 \text{ h}}{60 \text{ min}} = 0.283$$

$$\text{Capacidad} = 0.283 \text{ h} \times 2.88 \frac{\text{m}^3}{\text{h}} = 0.816 \text{ m}^3$$

$$\text{Capacidad útil de mezcla} = \text{Capacidad} \times \text{factor de utilización} = 0.816 \text{ m}^3 \times 0.85$$

$$\text{Capacidad útil de mezcla} = 0.693 \text{ m}^3$$

Se utilizó la información de dimensionamiento propuesta en el cuadro de especificaciones técnicas de tanque de mezclado con agitación, en la sección de Resultados, en donde el tiempo de mezclado fue tomado de la experimentación de la efectividad de mezcla por Mayorga (2022) y la configuración del equipo por McCabe et al. (2007) según las condiciones del proceso.

Cálculo 26. Diámetro del impulsor

$$D_{\text{impulsor}} = D_{\text{tanque}} \times \text{factor del impulsor}$$

$$D_{\text{impulsor}} = 1.013 \text{ m} \times 0.25$$

$$D_{\text{impulsor}} = 0.253 \text{ m}$$

Basado en la información de diseño de un tanque mezclador cilíndrico según la caracterización de los fluidos en la mezcla, por McCabe et al. (2007).

Cálculo 27. Número de Reynolds del lisado celular

$$Re = \frac{\rho ND^2}{\mu}$$

$$Re = \frac{978.9 \frac{kg}{m^3} \times (0.253 m)^2 \times 50.0 rps}{0.0150 Pa \cdot s}$$

$$Re = 2.09 \times 10^5$$

Se utilizó la Ecuación 15 y la información del flujo del cuadro de especificaciones técnicas de tanque de mezclado con agitación, en la sección de Resultados. Se realizó el mismo cálculo para el Re de los solventes y, de esa manera, el promedio de la mezcla.

Cálculo 28. Consumo de potencia del mezclador

$$P = N_p n^3 D_a^5 \rho$$

Al tener un Re promedio de 1.02×10^7 , lo que quiere decir en régimen turbulento y mayor que 10^4 , entonces:

$$N_p = K_T$$

Por lo tanto,

Cuadro 21. Valores de las constantes K_L y K_T en las ecuaciones para tanques que tienen cuatro deflectores en la pared del tanque, cuya anchura es igual al 10 % del diámetro del tanque

Tipo de impulsor	K_L	K_T
Impulsor hélice, tres palas		
Paso 1.0 ⁴³	41	0.32
Paso 1.5 ³⁷	48	0.87
Turbina		
Disco de seis palas ³⁷ ($S_3 = 0.25, S_4 = 0.2$)	65	5.75
Seis palas inclinadas ⁴² ($45^\circ, S_4 = 0.2$)	—	1.63
Cuatro palas inclinadas ³⁷ ($45^\circ, S_4 = 0.2$)	44.5	1.27
Paleta plana, dos palas ⁴³ ($S_4 = 0.2$)	36.5	1.70
Impulsor HE-3	43	0.28
Cinta helicoidal	52	—
Ancla ³⁷	300	0.35

Fuente: (McCabe et al., 2007).

Para impulsor de hélice de tres palas, de paso 1.0, $K_T = 0.32$. De esta manera:

$$P = K_T n^3 D_a^5 \rho$$

$$P = 0.32 \times (50.0 rps)^3 \times (0.253 m)^5 \times (1209 kg/m^3)$$

$$P = 50311 W \approx 50 kW$$

Se realizó el cálculo usando la Ecuación 16 y el Cuadro 16 descrito previamente.

Cálculo 29. Área de sección transversal del módulo

$$A = 2\pi rH = \frac{\pi d^2}{4}$$

$$A = \frac{\pi \times (0.01 \text{ m})^2}{4} = 7.85 \times 10^{-5} \text{ m}^2$$

Se calculó utilizando la Ecuación 8 y el valor de diámetro interno por tubo de 0.01 m, según la selección del tipo de filtro, mostrado en el cuadro de especificaciones técnicas de filtro de flujo tangencial en la sección de Resultados.

Cálculo 30. Velocidad tangencial del permeado

$$v_{\text{tangencial}} = \frac{Q}{A_{\text{sección}}}$$

$$v_{\text{tangencial}} = \frac{7.39 \times 10^{-4} \text{ m}^3/\text{s}}{7.85 \times 10^{-5} \text{ m}^2 \times 6} = 1.57 \text{ m/s}$$

Se utilizó la Ecuación 17 y un total de 6 tubos multiplicando el área de la sección transversal del módulo para el alcance de una velocidad mayor a 1.5 m/s, con el fin de mantener la turbulencia y minimizar el ensuciamiento (Baker, 2012).

Cálculo 31. Flujo de permeado a través de la membrana

$$J = \frac{\Delta P}{\mu R_m}$$

$$J = \frac{1.50 \times 10^5 \text{ Pa}}{2.06 \times 10^{-3} \text{ Pa} \cdot \text{s} \times 2.00 \times 10^{11} \text{ m}^{-1}} = 3.64 \times 10^{-4} \text{ m}^3/\text{m}^2 \cdot \text{s}$$

Se utilizó la Ecuación 18 para realizar el cálculo.

Cálculo 32. Área de la membrana

$$J_{\text{permeado}} = \frac{\dot{m}_{\text{fase apolar}}}{\rho_{\text{fase apolar @ 25 }^\circ\text{C}}}$$

$$J_{\text{permeado}} = \frac{3296 \text{ kg/h}}{1238 \text{ kg/m}^3} = 2.661 \text{ m}^3/\text{h}$$

$$J_{\text{permeado}} = 2.661 \frac{\text{m}^3}{\text{h}} \times \frac{1 \text{ h}}{3600 \text{ s}} = 7.39 \times 10^{-4} \text{ m}^3/\text{s}$$

$$A = \frac{J_{\text{permeado}}}{J} = \frac{7.39 \times 10^{-4} \text{ m}^3/\text{s}}{3.64 \times 10^{-4} \text{ m}^3/\text{m}^2 \cdot \text{s}}$$

$$A = 2.03 \text{ m}^2$$

Se utilizó los datos calculados de flujo de permeado del fluido y a través de la membrana, del cuadro de especificaciones técnicas de filtro de flujo tangencial en la sección de Resultados.

Cálculo 33. Flujo másico de vapor para evaporar solventes

$$Q_{evap} = \dot{m} \times h_{vap}$$
$$\dot{m} = \frac{Q_{evap}}{h_{vap} \times \text{economía de vapor}}$$
$$\dot{m} = \frac{1712115 \text{ kJ/h}}{2260 \text{ kJ/kg} \times 3} = 253 \text{ kg/h}$$

Se utilizó la Ecuación 13 modificada para aplicar la economía de vapor seleccionada para el dimensionamiento.

Cálculo 34. Temperatura media logarítmica del primer efecto del evaporador

$$\Delta T_m = \frac{\Delta T_1 - \Delta T_2}{\ln\left(\frac{\Delta T_1}{\Delta T_2}\right)}$$
$$\Delta T_1 = (150 - 45)^\circ\text{C} = 105^\circ\text{C}$$
$$\Delta T_2 = (135 - 25)^\circ\text{C} = 110^\circ\text{C}$$
$$\Delta T_m = \frac{(105 - 110)^\circ\text{C}}{\ln\left(\frac{105^\circ\text{C}}{110^\circ\text{C}}\right)} = 107^\circ\text{C}$$

Se utilizó la Ecuación 19 y se hizo el mismo cálculo para el segundo y tercer efecto del evaporador.

Cálculo 35. Área de transferencia de calor en el evaporador

$$Q = UA\Delta T_{lm}$$
$$\frac{Q}{U \times \Delta T_{lm}} = A$$
$$A = \frac{1712115 \text{ kJ/h}}{500 \text{ kJ/h} \cdot \text{m}^2 \cdot ^\circ\text{C} \times 107^\circ\text{C}} = 31.9 \text{ m}^2$$

Se utilizó la Ecuación 20 y se realizó el mismo cálculo para los otros dos efectos del evaporador. Estos resultados, así como la suma para el área de transferencia de calor total, se encuentran en el cuadro de especificaciones técnicas del evaporador de película descendente de múltiple efecto.

Cálculo 36. Requerimiento energético para la transferencia de calor en el enfriamiento

$$Q = \dot{m} \times c_p \times \Delta T$$
$$Q = 3148 \frac{\text{kg}}{\text{h}} \times 1.48 \frac{\text{kJ}}{\text{kg}} \cdot ^\circ\text{C} \times (70 - 25)^\circ\text{C}$$
$$Q = 209185 \text{ kJ/h}$$

Se utilizó la Ecuación 21 y la información adicional fue obtenida del cuadro de especificaciones técnicas del intercambiador de calor de placas en la sección de Resultados.

Cálculo 37. Número de transferencia de unidades de calor del intercambiador de placas

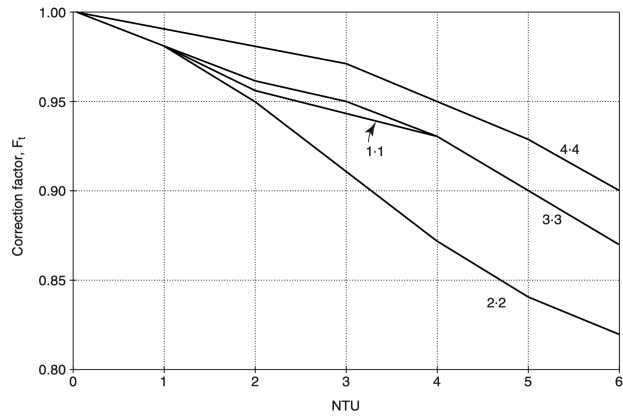
$$NTU = \frac{\Delta T}{\Delta T_m}$$

$$NTU = \frac{(70 - 25) \text{ }^\circ\text{C}}{23 \text{ }^\circ\text{C}} = 1.93$$

Se utilizó la Ecuación 22 para el cálculo.

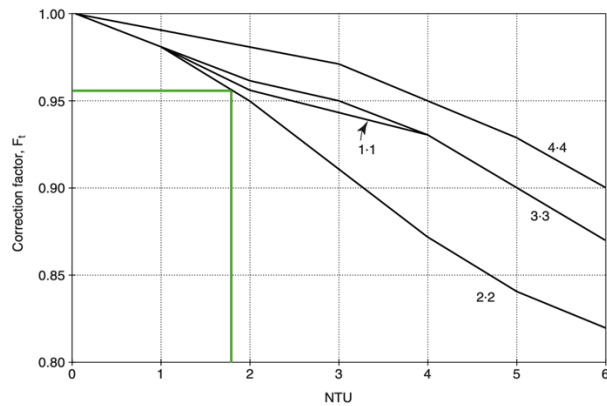
Cálculo 38. Estimación del factor de corrección de la diferencia de temperatura media logarítmica del sistema

Figura 23. Factor de corrección de la temperatura media logarítmica para intercambiadores de calor de placas



Fuente: (Sinnott, 2005).

Para $NTU = 1.93$



$F_t = 0.96$

Se realizó el cálculo basado en el resultado de NTU del Cálculo 37.

Cálculo 39. Corrección del resultado de diferencia de temperatura media

$$\Delta T_{m, F_t} = \Delta T_m \times F_t$$

$$\Delta T_{m, F_t} = 23 \text{ }^\circ\text{C} \times 0.96 \approx 22 \text{ }^\circ\text{C}$$

Se obtuvo el valor de diferencia de temperatura media del cuadro de especificaciones técnicas del intercambiador de calor de placas en la sección de Resultados.

Cálculo 40. Número de platos totales para el intercambiador de calor

$$\text{Número de platos} = \frac{A_{requerida}}{A_{efectiva\ por\ plato}}$$

$$\text{Número de platos} = \frac{1.30\ m^2}{0.75\ m^2} = 1.73 \approx 2\ platos$$

En donde: $A_{requerida}$ es el área de superficie requerida para la transferencia de calor de la operación, y $A_{efectiva\ por\ plato}$ el área efectiva de cada plato, dimensionado según una longitud efectiva de 1.50 m y un ancho efectivo de 0.50 m (Sinnott, 2005). Los datos fueron obtenidos del cuadro de especificaciones técnicas del intercambiador de calor de placas en la sección de Resultados.

Cálculo 41. Área de sección transversal del canal

$$A_{canal} = \text{espaciado entre pasos} \times \text{ancho efectivo por plato}$$

$$A_{canal} = 3.00 \times 10^{-3}\ m \times 0.50\ m = 1.50 \times 10^{-3}\ m^2$$

Los datos fueron obtenidos del cuadro de especificaciones técnicas del intercambiador de calor de placas en la sección de Resultados.

Cálculo 42. Diámetro hidráulico medio del intercambiador

$$D_h = \text{Número de pasos} \times \text{espaciado entre pasos}$$

$$D_h = 2 \times 3.00 \times 10^{-3}\ m = 6.00 \times 10^{-3}\ m$$

Los datos fueron obtenidos del cuadro de especificaciones técnicas del intercambiador de calor de placas en la sección de Resultados.

Cálculo 43. Velocidad de canal del flujo de solventes

$$u = \frac{\dot{m}}{\rho \times A_c}$$

$$u = \frac{3148\ kg/h}{1252\ \frac{kg}{m^3} \times 1.50 \times 10^{-3}\ m^2 \times 1\ canal\ por\ paso} \times \frac{1\ h}{3600\ s}$$

$$u = 0.466\ m/s$$

Se utilizó la Ecuación 23. Se realizó el mismo cálculo para determinar la velocidad de canal del flujo de agua, con sus respectivos datos, encontrados en el cuadro de especificaciones técnicas del intercambiador de calor de placas en la sección de Resultados.

Cálculo 44. Número de Nusselt del flujo turbulento de solventes

$$Nu = 0.26 \times Re^{0.65} \times Pr^{0.4}$$

$$Nu = 0.26 \times (6283)^{0.65} \times (3.9)^{0.4}$$

$$Nu = 132$$

Se utilizó la Ecuación 24. Se realizó el mismo cálculo para determinar el número de Nusselt del flujo de agua, con sus respectivos datos, encontrados en el cuadro de especificaciones técnicas del intercambiador de calor de placas en la sección de Resultados.

Cálculo 45. Coeficiente de transferencia de calor de película del flujo de solventes

$$h_p = \frac{Nu \times k}{d_e}$$

$$h_p = \frac{132 \times 0.153 \text{ W/m} \cdot \text{°C}}{6.00 \times 10^{-3} \text{ m}}$$

$$h_p = 3375 \text{ W/m}^2 \cdot \text{°C}$$

Se utilizó la Ecuación 28. Se realizó el mismo cálculo para determinar el coeficiente de transferencia de calor de película del flujo de agua. La conductividad térmica fue obtenida de Yaws (2003).

Cálculo 46. Coeficiente global de transferencia de calor

$$\frac{1}{U} = \frac{1}{h_p} + \frac{1}{h_s} + \frac{f}{U}$$

$$\frac{1}{U} = \frac{1}{3375 \text{ W/m}^2 \cdot \text{°C}} + \frac{1}{10000 \text{ W/m}^2 \cdot \text{°C}} + \left(\frac{0.750 \text{ mm} \times \frac{1 \text{ m}}{1000 \text{ mm}}}{21 \text{ W/m} \cdot \text{°C}} \right) + \frac{1}{10337 \text{ W/m}^2 \cdot \text{°C}} + \frac{1}{30000 \text{ W/m}^2 \cdot \text{°C}}$$

$$\frac{1}{U} = 5.62 \times 10^{-4} \text{ W}^{-1} / \text{m}^{-2} \cdot \text{°C}^{-1}$$

$$U = 1779 \text{ W/m}^2 \cdot \text{°C}$$

Se utilizó la Ecuación 25. La información de coeficientes de incrustación de los fluidos fue obtenida de Sinnott (2005). Se obtuvo los datos calculados de coeficiente de transferencia de calor de película del cuadro de especificaciones técnicas del intercambiador de calor de placas en la sección de Resultados.

Cálculo 47. Factor de fricción del flujo de solventes

$$J_f = 0.6 \times Re^{-0.3}$$

$$J_f = 0.6 \times (6283)^{-0.3}$$

$$J_f = 0.0435$$

Se utilizó la Ecuación 26 y se hizo el mismo cálculo para determinar el factor de fricción del flujo de agua requerido en la operación.

Cálculo 48. Caída de presión total de solventes en intercambiador de placas

$$\Delta P = \frac{f \times L \times \rho \times u^2}{2 \times d_h}$$

$$\Delta P = \frac{0.0435 \times 1.50 \text{ m} \times 1252 \text{ kg/m}^3 \times (0.466 \text{ m/s})^2}{2 \times 6.00 \times 10^{-3} \text{ m}}$$

$$\Delta P = 11810 \text{ Pa}$$

Se utilizó la Ecuación 27 y se hizo el mismo cálculo para las propiedades del agua. A partir de esos dos resultados, se obtuvo con su suma la caída presión del sistema, que se muestra en el cuadro de especificaciones técnicas del intercambiador de calor de placas en la sección de Resultados.

Cálculo 49. Estimación empírica de la densidad del ácido eicosapentaenoico a 70 °C

$$\rho_{T_2} = \rho_{T_1} \times [1 - \beta \times (T_2 - T_1)]$$

$$\rho_{T_2} = 927 \text{ kg/m}^3 \times [1 - 6.50 \times 10^{-4} \text{ } ^\circ\text{C}^{-1} \times (70 - 25) \text{ } ^\circ\text{C}]$$

$$\rho_{T_2} = 900 \text{ kg/m}^3$$

Se utilizó la Ecuación 30 y el resultado se colocó en el cuadro de especificaciones técnicas del tanque cilíndrico vertical con fondo cónico en la sección de Resultados.

Cálculo 50. Volumen útil del tanque de almacenamiento del lípido extraído

$$V_{\text{útil}} = \dot{m}_{\text{lípido}} \times t_{\text{retención}}$$

$$V_{\text{útil}} = 148 \frac{\text{kg}}{\text{h}} \times 24 \text{ h} = 3549 \text{ kg}$$

$$V_{\text{útil}} = 3549 \text{ kg} \times \frac{1 \text{ m}^3}{900 \text{ kg}} = 3.9 \text{ m}^3$$

Se realizó el mismo cálculo para el almacenamiento de los solventes.

Cálculo 51. Volumen total del tanque de almacenamiento del lípido extraído

$$V_{\text{total}} = V_{\text{útil}} \times \text{margen de seguridad}$$

$$V_{\text{total}} = 3.9 \text{ m}^3 \times 20 \% = 5 \text{ m}^3$$

Se realizó el mismo cálculo para el volumen útil del tanque de almacenamiento de los solventes.

Cálculo 52. Altura del volumen de lípidos dentro del tanque

$$V = \pi \left(\frac{D}{2}\right)^2 H$$

$$\frac{V}{\pi \left(\frac{D}{2}\right)^2} = H$$

$$H = \frac{5 \text{ m}^3}{\pi \left(\frac{1 \text{ m}}{2}\right)^2} = 6.03 \text{ m}$$

Se utilizó la Ecuación 7 y se realizó el mismo cálculo para determinar la altura del volumen que ocupa los solventes dentro de su respectivo tanque de almacenamiento.

Cálculo 53. Espesor del tanque cilíndrico de almacenamiento de lípidos

$$t = \frac{P \times D}{2 \times S \times E + P}$$

$$t = \frac{1 \times 10^5 \text{ Pa} \times 1 \text{ m}}{2 \times 2.07 \times 10^7 \text{ Pa} \times 65 \% + 1 \times 10^5 \text{ Pa}}$$

$$t = 3.70 \times 10^{-3} \text{ m} \times \frac{1000 \text{ mm}}{1 \text{ m}} = 4 \text{ mm}$$

Se utilizó la Ecuación 29 y se hizo el mismo cálculo para determinar el espesor requerido del tanque cilíndrico de almacenamiento de solventes.

Cálculo 54. Consumo energético de la centrifugadora de discos

$$T = \frac{M \times r \times G}{\omega}$$

$$T = \frac{1.22 \text{ kg/s} \times 0.200 \text{ m} \times 2012}{314.2 \text{ rad/s}} = 1.57 \text{ N} \cdot \text{m}$$

$$P = T \times \omega$$

$$P = 1.57 \text{ N} \cdot \text{m} \times 314.2 \frac{\text{rad}}{\text{s}} = 492.8 \text{ W} = 0.493 \text{ kW}$$

Se utilizó la Ecuación 32 y 33 para el cálculo y la información de flujo de masa, factor G y velocidad angular del cuadro de especificaciones técnicas de la centrifugadora de discos propuesta en la sección de Resultados.

Cálculo 55. Determinación del rendimiento relativo de aceite del maíz respecto a microalgas (70 % aceite por peso)

$$R = \frac{X}{X_{ref}}$$

$$R = \frac{172 \text{ L/ha}}{136,900 \text{ L/ha}} = 0.00126$$

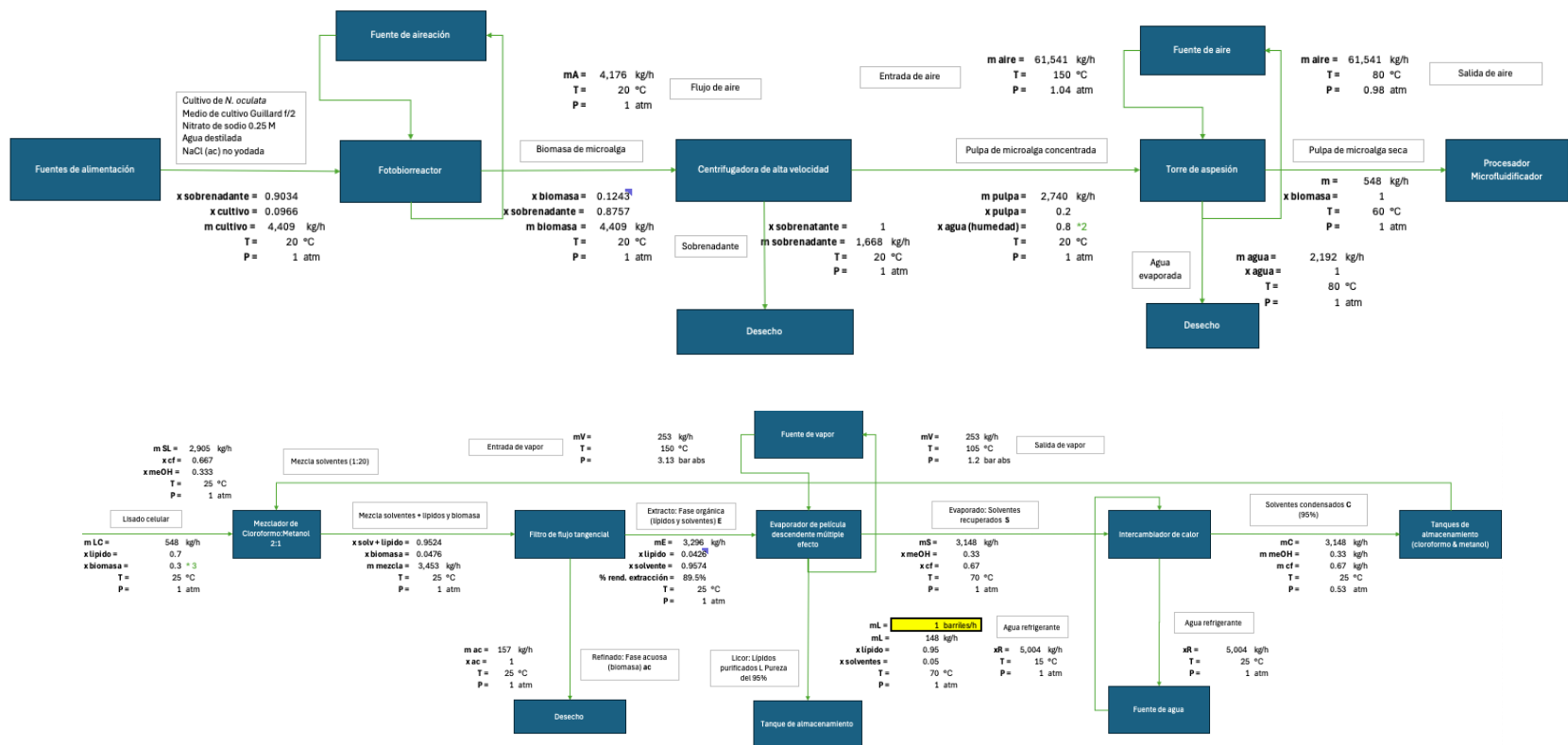
$$R = 0.00126 \times 100 = 0.126 \%$$

$$R \approx 0.13 \%$$

Se utilizó la Ecuación 34 para el cálculo y la información del rendimiento de aceite (en L/ha) para el maíz y microalgas (70 % aceite por peso) del cuadro 7 en la sección de Resultados. Se realizó el mismo cálculo para el resto de las generaciones de fuentes de biocombustible del mismo cuadro.

D. Figuras

Figura 24. Memoria de cálculo del proceso general propuesto de extracción de lípidos a partir del cultivo de microalga *N. oculata*



Fuente: elaboración propia.

Se realizó la memoria de cálculo utilizando Microsoft® Excel para Mac versión 16.88 (24081116). La hoja de cálculo se encuentra dinámicamente compuesta de los cálculos propuestos en este trabajo, por lo que está disponible la prueba de otras escalas para la simulación del cambio en flujos y requerimientos operativos de los equipos mediante su uso.

XIII. GLOSARIO

1. Fotobiorreactor (FBR): un reactor diseñado para cultivar microalgas mediante la exposición controlada a la luz y nutrientes en un entorno acuático cerrado.
2. Microfluidificador: un equipo que utiliza altas presiones para romper las células de microalgas y liberar sus contenidos internos, como los lípidos.
3. Lisis celular: proceso de ruptura de la membrana celular para liberar los compuestos intracelulares, como los lípidos.
4. Evaporador de película descendente (EPD): un evaporador que utiliza una fina película de líquido que fluye hacia abajo para facilitar la evaporación rápida a través de múltiples efectos.
5. Flujo tangencial: flujo de líquido en paralelo a la superficie de una membrana para evitar su ensuciamiento durante la filtración.
6. Difusor de burbuja fina: un dispositivo que dispersa aire en finas burbujas para mejorar la transferencia de gases en cultivos de microalgas.
7. Factor G (fuerza centrífuga): la relación entre la aceleración centrífuga y la gravedad, indicando la eficiencia de la separación en centrifugadoras.
8. Teoría de sigma: un método para evaluar la eficiencia de separación en centrifugadoras comparando áreas de sedimentación.
9. NTU (Number of Transfer Units): una medida de la eficiencia de transferencia de calor en un intercambiador de calor.
10. Coeficiente de transferencia de calor (U): un parámetro que mide la eficacia de la transferencia de calor entre dos fluidos en un intercambiador.
11. Número de Reynolds (Re): una relación adimensional que caracteriza el régimen de flujo de un fluido, indicando si es laminar o turbulento.
12. Evaporación *flash*: un proceso donde un líquido es vaporizado instantáneamente debido a una caída súbita de presión.
13. Caída de presión (ΔP): la diferencia de presión entre dos puntos en un sistema de flujo, afectada por la fricción y las restricciones.
14. Volumen total y volumen útil: volumen total se refiere a la capacidad máxima de un tanque o reactor, mientras que volumen útil es la cantidad de espacio disponible para la operación.
15. Secado por aspersión: un proceso en el que un líquido se atomiza en pequeñas gotas y se seca rápidamente con aire caliente.
16. Resistencia de la membrana (R_m): una medida de la resistencia hidráulica de una membrana durante la filtración.

17. Relación de concentración: la proporción entre el flujo de permeado y el flujo de retentado en un proceso de separación.
18. Diámetro hidráulico (d_h): una medida utilizada para caracterizar el flujo en canales no circulares, como intercambiadores de calor de placas.
19. Coeficiente de fricción (J_f): un parámetro que representa la fricción en un canal o tubería, afectando la caída de presión.
20. Tiempo de residencia (τ): el tiempo promedio que un fluido permanece en un reactor o equipo de proceso.
21. Economía de vapor: la relación entre el vapor utilizado y el vapor generado en un sistema de evaporación.
22. Monod: un modelo cinético que describe el crecimiento microbiano en función de la concentración de sustrato.
23. Difusión molecular: movimiento de moléculas de una región de alta concentración a una de baja concentración.
24. Velocidad terminal de sedimentación (u_g): la velocidad máxima a la que una partícula se asienta en un fluido bajo la acción de la gravedad.
25. Configuración de descarga de boquilla: un tipo de descarga en centrifugadoras donde el material separado es expulsado continuamente a través de boquillas.
26. Número de Nusselt (Nu): un número adimensional que describe la relación entre la transferencia de calor por convección y por conducción.
27. Coeficiente global de transferencia de calor: medida de la capacidad total de transferencia de calor en un sistema de intercambio térmico.
28. Configuración asimétrica de membrana: una membrana con una capa de separación fina en la superficie y una capa de soporte más gruesa.
29. Presión transmembrana (TMP): la diferencia de presión a través de una membrana durante la filtración.
30. Área de sedimentación equivalente: el área que una centrifugadora proporciona para la sedimentación, equivalente a un tanque de sedimentación.
31. Calor latente de vaporización: la cantidad de energía requerida para vaporizar un líquido sin cambiar su temperatura.
32. Coeficiente de arrastre (C_d): un parámetro que describe la resistencia experimentada por un objeto en movimiento a través de un fluido.
33. Relación solvente-lisado: la proporción entre el volumen de solvente utilizado y el volumen de lisado celular en la extracción de lípidos.
34. Régimen turbulento y laminar: dos tipos de flujo de fluidos, donde el flujo turbulento es caótico y el laminar es suave y ordenado.
35. Difusividad térmica: una medida de la rapidez con la que el calor se propaga a través de un material.

36. Sistema de aireación por burbujeo: un método para suministrar oxígeno a cultivos mediante la inyección de aire en forma de burbujas.
37. Velocidad tangencial: la velocidad del flujo de fluido en paralelo a la superficie de una membrana o canal.
38. Cizallamiento hidrodinámico: fuerzas generadas por la variación de la velocidad de flujo que pueden romper células o partículas.
39. Torque de agitación: el momento de fuerza requerido para agitar un fluido en un tanque.
40. Resistencia hidráulica: la oposición al flujo de fluido a través de un sistema o medio poroso.
41. Eficiencia de extracción de lípidos: la fracción de lípidos extraídos en comparación con la cantidad total de lípidos presentes.
42. Economía de calor: la eficiencia con la que se utiliza la energía térmica en un proceso de calentamiento o evaporación.
43. EPA: ácido eicosapentaenoico.
44. Extracto: producto obtenido al separar componentes específicos de una materia prima, como lípidos, utilizando procesos físicos o químicos, como la extracción con solventes.
45. Refinado: proceso de purificación y mejora de un extracto crudo para eliminar impurezas o componentes no deseados, logrando así un producto de mayor pureza y calidad.
46. Licor: líquido resultante del proceso de extracción o separación que contiene componentes disueltos o en suspensión, como lípidos o compuestos orgánicos.
47. Evaporado: fracción gaseosa obtenida tras la evaporación de un líquido, separando componentes volátiles de los no volátiles en un proceso de evaporación.
48. Biomasa: materia orgánica producida por organismos vivos, como microalgas, utilizada como fuente de energía o como materia prima para la extracción de compuestos, como lípidos.
49. Pulpa: mezcla espesa compuesta por material sólido y líquido, como la pulpa de microalgas, que contiene una alta concentración de componentes sólidos, como células o restos celulares.
50. Triacilglicéridos (TAG): o triglicéridos, son un tipo de lípido compuesto por una molécula de glicerol unida a tres moléculas de ácidos grasos mediante enlaces éster. Son la forma más común de almacenamiento de grasas tanto en los animales como en las plantas.
51. Combustible *drop-in*: combustible alternativo que puede sustituir directamente a los combustibles fósiles convencionales en motores y sistemas de distribución existentes sin necesidad de modificaciones técnicas.