

**DISEÑO CONCEPTUAL DE UN FOTOBIORREACTOR PARA LA PRODUCCIÓN DE
HIDRÓGENO**

**YESID FABIAN CASTIBLANCO RODRIGUEZ
NICOLÁS COBOS MUÑOZ**

**Proyecto integral para optar al título de
INGENIERO QUÍMICO**

**ORIENTADOR
ORLANDO CASTIBLANCO URREGO
INGENIERO QUÍMICO**

**FUNDACIÓN UNIVERSIDAD DE AMÉRICA
FACULTAD DE INGENIERÍA
INGENIERÍA QUÍMICA
BOGOTÁ D.C**

2022

NOTAS DE ACEPTACION

Orlando Castiblanco Urrego

Nombre del presidente jurado

Firma del jurado

Firma del jurado

Bogotá D.C 13 de junio 2022

DIRECTIVOS DE LA UNIVERSIDAD

Presidente de la Universidad y Rector del Claustro

Dr. Mario Posada García-Peña

Consejero Institucional

Dr. Luis Jaime Posada García Peña

Vicerrectora Académica y de Investigaciones

Dra. Alexandra Mejía Guzmán

Vicerrector Administrativo y Financiero

Dr. Ricardo Alfonso Peñaranda Castro

Secretario General

Dr. José Luis Macías Rodríguez

Decano de la Facultad de Ingeniería

Naliny Patricia Guerra Prieto

Director del Departamento de Ingeniería Química

Ing. Nubia Liliana Becerra Ospina

DEDICATORIA

Dedico este trabajo principalmente a mi madre, ya que es el motor más grande que tengo en la vida, sin ella no hubiera sido posible llegar hasta acá, con su amor, esfuerzo y tiempo me a dado las enseñanzas necesarias para salir adelante y luchar por mis sueños. También agradezco a mi padre y mi hermano los cuales me brindaron su esperanza y motivación para realizar este trabajo, los amo.

Yesid Fabian Castiblanco Rodríguez

El presente trabajo lo dedico a mis padres por el apoyo brindado para superar los obstáculos y enseñarme a ver un poco más allá de la adversidad, y que este logro es el producto de algo mucho mayor a un esfuerzo individual; a mi familia por su incondicionalidad y en los instantes de dificultad brindarme su cálido apoyo indispensable para continuar con mi crecimiento profesional. Por esto y por las innumerables oportunidades que con su asistencia me permitieron llegar a este punto en mi vida.

Nicolás Cobos Muñoz

AGRADECIMIENTOS

Doy gracias a la vida, por permitirme llegar a este punto de mi carrera profesional, también agradezco a mi padre Gloria Olimpia Rodríguez Vargas y Diomedes Castiblanco Rincón los cuales siempre me brindaron su apoyo para seguir adelante y completar mi proceso de formación profesional.

Agradezco a nuestro director de trabajo de grado, Orlando Castiblanco Urrego por brindarnos su apoyo, también agradezco a la profesora Diana Milena Morales Fonseca por ofrecernos su tiempo y conocimiento.

Finalmente agradezco a mi compañero Nicolas Cobos Muñoz, por su esfuerzo y dedicación empleando el presente trabajo.

Yesid Fabian Castiblanco Rodríguez

Agradezco a mi madre Diana Patricia Muñoz Abril y a mi padre Ever Cobos Abril por permitirme esta gran oportunidad y guiarme con el ejemplo para poder superar y solucionar los problemas cotidianos de ésta incierta vida, inspiran la gracia en mis actos y la fidelidad a mis metas. ¡Gracias!

Agradezco a los docentes que hacen parte de esta formación por transmitir sus conocimientos y dotarme de capacidades para superar cada uno de los escalones profesionales que me topé en mi formación.

Gracias a los compañeros y amigos que de una u otra forma hicieron más amena esta etapa educativa.

Nicolás Cobos Muñoz

Las directivas de la Universidad de América, los jurados calificadores y el cuerpo docente no son responsables por los criterios e ideas expuestas en el presente documento. Estos corresponden únicamente a los autores.

TABLA DE CONTENIDO

	pág.
RESUMEN	14
INTRODUCCION	15
OBJETIVOS	16
1. MARCO TEÓRICO	17
1.1 HIDRÓGENO	17
<i>1.1.1 Usos del hidrógeno</i>	17
<i>1.1.2 Métodos de obtención</i>	23
<i>1.1.3 Impacto ambiental</i>	31
1.2 MICROORGANISMOS PRODUCTORES DE HIDRÓGENO	31
<i>1.2.1 Bacterias</i>	32
<i>1.2.2 Cianobacterias</i>	34
<i>1.2.3 Microalgas</i>	36
1.3 LUZ SOLAR	43
<i>1.3.1 Transmisión de la luz solar</i>	43
<i>1.3.2 Luz polarizada</i>	44
<i>1.3.3 Interacción de la luz solar con las microalgas</i>	46
1.4. FOTOBIORREACTORES	47
<i>1.4.1 Tipo de fotobiorreactores</i>	47
2. CARACTERIZACIÓN DE ORGANISMOS PRODUCTORES DE HIDRÓGENO	53
2.1 BACTERIAS PRODUCTORAS DE HIDROGENO	54
<i>2.1.1 Características de la bacteria Rhodopseudomonas (faecalis RLD-53).</i>	54
<i>2.1.2 Características de la bacteria Rhodopseudomonas (capsulatus).</i>	56
<i>2.1.3 Características de la bacteria Rhodopseudomonas (sphaeroides DSM 158).</i>	57
<i>2.1.4 Características de bacterias fotosintéticas HAU-M1.</i>	58
<i>2.1.5 Características de bacterias del género Thiocapsa.</i>	59
2.2 MICROORGANISMOS PRODUCTORES DE HIDROGENO POR FERMENTACIÓN OSCURA:	61

2.2.1. <i>Características de bacterias mixtas.</i>	62
2.3 MICROORGANISMOS PRODUCTORES DE HIDROGENO POR FERMENTACIÓN FOTO-OSCURA:	63
2.3.1. <i>Características de bacterias Clostridium y Rhodopseudomonas</i>	63
2.4. MICROALGAS PRODUCTORAS DE HIDRÓGENO POR BIOFOTÓLISIS.	66
2.4.1. <i>Características del género Scenedesmaceae.</i>	66
2.4.2. <i>Características del género Chlamydomonas.</i>	70
2.4.3. <i>Características del género Chlorella.</i>	74
2.5 CIANOBACTERIAS PRODUCTORAS DE HIDRÓGENO POR PRODUCCIÓN POR FOTOLISIS	78
2.5.1. <i>Características del género Synechocystis.</i>	78
2.5.2 <i>Características del género Spirulina.</i>	80
2.6 EVALUACIÓN DE MICROORGANISMOS	81
2.6.1 <i>Factor de importancia</i>	82
2.6.2 <i>Matriz de decisión</i>	85
3. DEFINICION DE LA UBICACIÓN GEOGRÁFICA DEL FOTOBIORREACTOR CON RESPECTO A LA INCIDENCIA DE LA RADIACIÓN SOLAR	87
3.1 IMPORTANCIA DE LA LUZ SOLAR EN MICROALGAS	87
3.1.1 <i>Influencia de fotoperiodos para el Chlorella Vulgaris</i>	89
3.2 UBICACIÓN GEOGRÁFICA EN COLOMBIA DEL FOTOBIORREACTOR CON RESPECTO A LA INCIDENCIA DE LA RADIACIÓN SOLAR	93
3.2.1 <i>Incidencia de la luz solar</i>	93
3.2.2 <i>Precipitación</i>	95
3.2.3 <i>Intensidad de la luz</i>	95
3.2.4 <i>Temperatura</i>	97
3.2.5 <i>Evaluación de ubicación del fotobiorreactor</i>	98
4. SELECCIÓN DEL TIPO DE FOTOBIORREACTOR PARA LA PRODUCCIÓN DE HIDRÓGENO	103
4.1 SISTEMA ABIERTOS Y CERRADOS PARA LA PRODUCCIÓN DE HIDRÓGENO POR MEDIO DEL ALGA <i>CHLORELLA VULGARIS.</i>	103
4.1.1 <i>Fotobiorreactores para crecimiento autótrofo</i>	103
4.1.2 <i>Tipos de fotobiorreactores cerrados para la producción de hidrógeno.</i>	106

4.1.3 <i>Elección del tipo de fotobiorreactor</i>	112
4.2 ELECCIÓN DEL MATERIAL.	112
5. CONDICIONES DE DISEÑO Y OPERACIÓN DEL FOTOBIORREACTOR	114
5.1 CONDICIONES DE CULTIVO	114
5.1.1 <i>Sustrato</i>	115
5.1.2 <i>Fotoperiodo</i>	120
5.1.3 <i>Agitación</i>	120
5.1.3 <i>pH</i>	121
5.1.4 <i>Temperatura</i>	121
5.1.5 <i>Iluminación</i>	121
5.1.6 <i>Resumen de condiciones de operación</i>	122
5.2 DIMENSIONAMIENTO DEL EQUIPO	122
5.2.1 <i>Suministro de CO₂</i>	124
5.2.2 <i>Suministro de N₂</i>	125
5.2.3 <i>Tubos difusores</i>	126
5.2.4 <i>Control de pH</i>	129
5.2.5 <i>Sistema de inclinación</i>	129
5.3 ELABORACIÓN DEL MONTAJE PARA EL CULTIVO DE MICROALGAS	130
5.3.1 <i>Listado por partes del sistema</i>	132
5.4 INOCULACIÓN DE LA CEPA.	132
5.5 CINÉTICA	134
CONCLUSIONES	143
RECOMENDACIONES	145
GLOSARIO	166
ANEXOS	167

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Usos industriales del hidrógeno	18
Figura 2. Esquema de proceso comunes en refinería de petróleo	19
Figura 3. Rutas de producción de hidrógeno	24
Figura 4. Biofotólisis directa	29
Figura 5. Clasificación bacteriana	33
Figura 6. Estructura celular de cianobacterias	36
Figura 7. Estructura celular de microalgas	38
Figura 8. Absorción, reflexión y transmisión de la luz	44
Figura 9. Onda transversal electromagnética	45
Figura 10. Polarización de la luz	45
Figura 11. Fotobiorreactores Open Ponds	48
Figura 12. Fotobiorreactores Raceways	49
Figura 13. Fotobiorreactores de columna	50
Figura 14. Fotobiorreactores tubulares	51
Figura 15. Fotobiorreactor de placas planas	52
Figura 16. Producción de hidrógeno de <i>Scenedesmus</i> sp KMITL	69
Figura 17. Producción de hidrógeno de <i>Scenedesmus</i> sp KMITL en tiempos de adaptación	70
Figura 18. Crecimiento de células en cultivo de ciclo 12:12	73
Figura 19. Hidrógeno producido con variación de pH en el cultivo	76
Figura 20. Consumo de glucosa de la <i>Chlorella Vulgaris</i> para la producción de hidrógeno	77
Figura 21. Trayectoria de la luz y de los ciclos luz/oscuridad	88
Figura 22. Producción de biomasa celular, en diferentes fotoperiodos	89
Figura 23. Producción de hidrógeno por <i>Chlorella Vulgaris</i> bajo distintos fotoperiodos	92
Figura 24. Zonas posibles para la ubicación del fotobiorreactor	99
Figura 25. Precipitación mensual en Barranquilla	101
Figura 26. Radiación mensual en barranquilla	102
Figura 27. Sistemas abiertos esquema de fotobiorreactor Raceways	104

Figura 28. Fotobiorreactor tubular	108
Figura 29. Fotobiorreactor de placas planas	109
Figura 30. Fotobiorreactores de columnas	110
Figura 31. Tipos de sustratos	115
Figura 32. Ilustración de las placas del fotobiorreactor	124
Figura 33. Regulador de CO ₂	125
Figura 34. Mecanismo de regulación del CO ₂	126
Figura 35. Dimensiones del tubo difusor sobre la placa de soporte	127
Figura 36. Dimensiones del tubo difusor	128
Figura 37. Plano del fotobiorreactor con integración del tubo difusor	128
Figura 38. Dimensiones de la base	129
Figura 39. Desgasificador de hidrógeno	130
Figura 40. Montaje completo del sistema	131
Figura 41. Primera etapa de la inoculación	133
Figura 42. Segunda etapa de inoculación	133
Figura 43. Tasa de fotosíntesis vs irradiación	135
Figura 44. Simulación de cinética de crecimiento según Blackman	139
Figura 45. Cinética de crecimiento asumiendo diferentes pasos consecutivos limitantes	140
Figura 46. Estudio óptico del sistema de cultivo de microalgas	141

LISTA DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Combustibles solidos	21
Tabla 2. Combustibles líquidos	22
Tabla 3. Combustibles gaseosos	23
Tabla 4. Clasificación de las cianobacterias	35
Tabla 5. Tasas de producción de hidrógeno por métodos biológicos, valores experimentales	53
Tabla 6. Producción de hidrógeno por medio de Rhodopseudomonas	54
Tabla 7. Producción de hidrógeno por medio de Rhodobacter	56
Tabla 8. Producción de hidrógeno por medio de Rhodobacter sphaeroides	57
Tabla 9. Producción de hidrógeno por medio de Bacterias fotosintéticas HAU-M1	58
Tabla 10. Producción de hidrógeno por medio de bacterias del género Thiocapsa	60
Tabla 11. Producción de hidrógeno por medio de Bacterias mixtas	62
Tabla 12. Producción de hidrógeno por medio de bacterias del género Clostridium y Rhodopseudomonas	63
Tabla 13. La optimización del diseño y el rendimiento de los biorreactores de fermentación	65
Tabla 14. Producción de hidrógeno por medio de la microalga Scenedesmaceae	67
Tabla 15. Producción de hidrógeno por medio de la microalga Chlamydomonas	71
Tabla 16. Rendimientos de distintos crecimientos que posee la C. reinhardtii	74
Tabla 17. Producción de hidrógeno por medio del género Chlorella	75
Tabla 18. Producción de hidrógeno por medio de la cianobacteria Synechocystis	78
Tabla 19. Producción de hidrógeno con la cianobacteria Spirulina	80
Tabla 20. Factor de importancia	83
Tabla 21. Peso de parámetros a evaluar	84
Tabla 22. Matriz de decisión	85
Tabla 23. Producción de hidrógeno bajo distintas condiciones de luz	91
Tabla 24. Rango de parámetros cuantitativos a evaluar	99
Tabla 25. Recopilación de parámetros evaluados	100

Tabla 26. Comparación entre sistemas abiertos y cerrados	105
Tabla 27. Comparación entre distintos fotobiorreactores cerrados	111
Tabla 28. Propiedad de materiales de elaboración	113
Tabla 29. Propiedades químicas del fotobiorreactor	114
Tabla 30. Características de las aguas residuales de la producción de cárnicos	118
Tabla 31. Características de las aguas residuales de la cervecería	119
Tabla 32. Características de las aguas residuales producto de molino de aceite	120
Tabla 33. Condiciones de operación del equipo	122
Tabla 34. Dimensiones de las placas	123
Tabla 35. Listado de materiales del sistema	132
Tabla 36. Visión general de la estructura de la cinética de uso común	134
Tabla 37. Condiciones de producción de hidrógeno de la microalga <i>Chlorella Vulgaris</i>	142

RESUMEN

El presente trabajo de investigación genera una propuesta para el dimensionamiento y planeación de un fotobiorreactor para la producción de hidrógeno, debido a que los métodos tradicionales producen grandes cantidades de gases de efecto invernadero, los cuales tienen consecuencias nocivas en el medio ambiente; y la producción de hidrógeno por medio de biorreactores es una alternativa prometedora con un enorme potencial.

Inicialmente se plantea el diseño utilizando microorganismos que tengan la propiedad de producir hidrógeno bajo condiciones específicas, por lo tanto, se hace una investigación y evaluación con respecto a los microorganismos óptimos y se determina que la microalga *Chlorella Vulgaris* tiene un funcionamiento satisfactorio y es elegida como el organismo a trabajar.

Posteriormente se realiza una investigación con respecto a la influencia de la luz solar sobre la *Chlorella Vulgaris* y se evalúan posibles ubicaciones en el territorio colombiano dónde se pueda poner el equipo en funcionamiento. Asimismo, se efectúa un análisis de los distintos tipos de fotobiorreactores y se concluye que el fotobiorreactor de placas planas es el más acorde para los objetivos planteados. Finalmente se proponen el diseño y las condiciones de operación del fotobiorreactor, usando como base un volumen de 3 litros, y alcanzando así un valor tentativo de producción de hidrógeno de alrededor 238 mL/L/h.

Palabras Clave: Fotobiorreactor, Hidrógeno, Microorganismos, *Chlorella Vulgaris*.

INTRODUCCION

La sobrepoblación y el consumo excesivo en la sociedad han hecho que la demanda energética sea cada día más alta. Debido a que los métodos tradicionales de generación de energía dependen en su mayoría de combustibles fósiles, los índices de gases de invernadero y agentes contaminantes también se han incrementado; esto conlleva grandes daños ambientales que pueden incrementarse en los próximos años y llegar a ser irreversibles. Para combatir este problema y en búsqueda de fuentes energéticas más sustentables, se propone el diseño de un fotobiorreactor para la producción de hidrógeno, pues este elemento es considerado uno de los principales combustibles limpios. “El hidrógeno también es objeto de investigación, ya que posee estructuras, tanto físicas como químicas, diferentes a los demás combustibles usados actualmente” [1], y su principal residuo al realizarse la combustión es agua. Es por esto que en los últimos años su estudio y la búsqueda de métodos viables de producción se ha incrementado. Esperamos que los resultados de nuestra investigación permitan un avance en el estudio y la producción de combustibles limpios en Colombia y América latina.

Por otra parte, el hidrógeno no se puede obtener de manera directa, ya que en la naturaleza se encuentra combinado con otros compuestos, lo que significa que se debe realizar un proceso de obtención o de separación para poder extraerlo completamente. Es por ello por lo que nos enfocamos en la producción y obtención de hidrógeno en este proyecto.

El hidrógeno puede ser extraído de diferentes fuentes renovables y biológicas, como la fermentación con microorganismos que a rasgos generales ocurre en reactores batch a temperaturas muy inferiores a las de obtención utilizadas en la industria del hidrógeno. La materia prima para la obtención de hidrógeno tiende a ser material lignocelulósico o desechos orgánicos; las condiciones de operación y conversión del reactor son dependientes del tipo de microorganismo, la composición, el sustrato suministrado y las características de operación de este sistema biológico.

OBJETIVOS

Objetivo general

Proponer un diseño conceptual de un fotobiorreactor para la producción de hidrógeno.

Objetivos específicos

- Caracterizar los tipos de microorganismo que tienen la capacidad para producir hidrógeno.
- Definir la ubicación geográfica en Colombia del fotobiorreactor con respecto a la incidencia de la radiación solar
- Seleccionar el tipo de fotobiorreactor adecuado para el proceso
- Especificar las condiciones de diseño y operación del fotobiorreactor

1. MARCO TEÓRICO

1.1 Hidrógeno

El hidrógeno es el elemento químico más ligero y abundante del universo (constituye aproximadamente el 75 % de la materia del universo) [2], está formado por un protón y un electrón y es estable en forma de molécula diatómica (H_2). En condiciones normales se encuentra en estado gaseoso, y es insípido, incoloro e inodoro. Es de gran abundancia en el planeta, aunque se encuentra combinado con otros elementos como el oxígeno formando moléculas de agua, o el carbono, formando compuestos orgánicos. Por tanto, no es un combustible que pueda tomarse directamente de la naturaleza, sino que es un vector energético (como la electricidad) y por ello se tiene que fabricar [2].

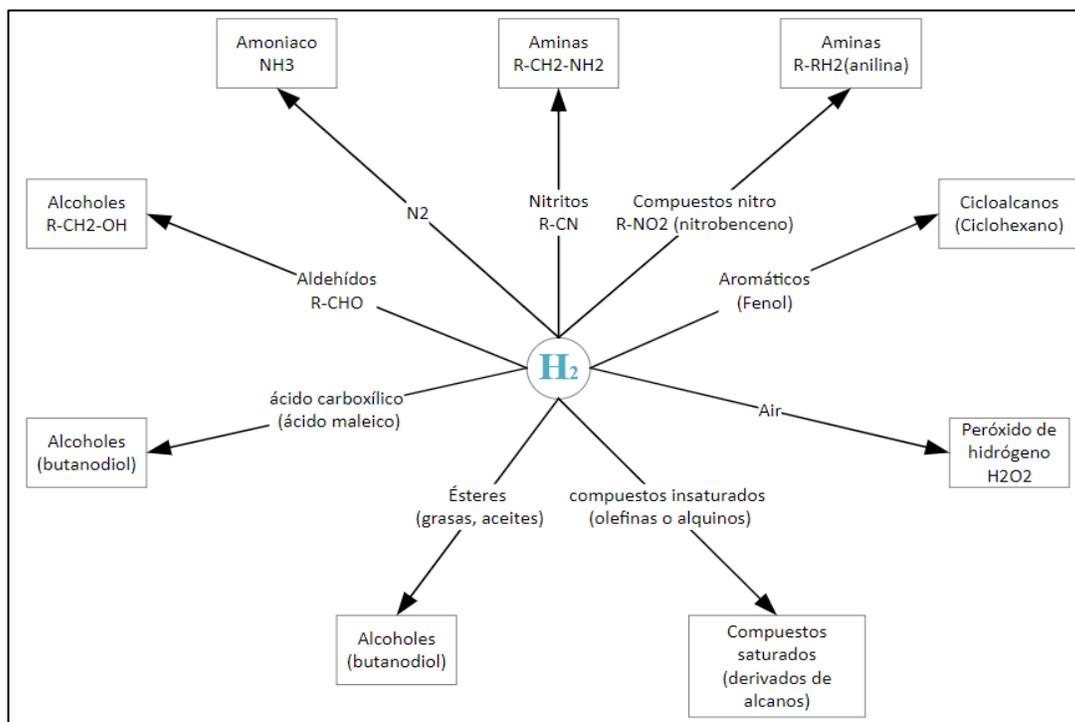
1.1.1 Usos del hidrógeno

La producción del hidrógeno es una producción cautiva, es decir, que toda la producción es consumida en su totalidad. “El sector de mayor consumo es la producción de amoníaco (61%) seguido de los procesos de refinado de petróleo (23%) y la producción de metanol (9%). El 7% restante se consume en diversos procesos industriales” [3].

El hidrógeno posee múltiples usos principalmente en las áreas de: hidrocarburos, combustibles y fertilizantes.

Figura 1.

Usos industriales del hidrógeno



Nota. Principales usos industriales del hidrógeno, tomado de: Banerjee, S.;Musa, M.; Jaafar, A. “Economic assessment and prospect of hydrogen generated by OTEC as future fuel”. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.ijhydene.2016.11.115> [acceso: Feb.20,2022].

1.1.1.a Tratamiento de hidrocarburos. Una de las industrias que más se beneficia de la aplicación del hidrógeno, es la de los hidrocarburos. Se valen de las propiedades químicas de este elemento para la obtención de diferentes compuestos y para el tratamiento de hidrocarburos como hidrodesulfuración, hidroisomerización, desaromatización e hidrocraqueo. Estos procesos sirven para obtener varios derivados de hidrocarburos como la gasolina.

1.1.1.a.i Hidrodesulfuración. Es un proceso de eliminación de elementos indeseables también llamados heteroátomos como los mercaptanos, sulfuros, disulfuros y tiofenos que se retiran mediante un flujo de hidrógeno en presencia de un catalizador Co-Mo y a una temperatura de 400 °C [4].

1.1.1.a.ii Hidroisomerización. Es un proceso por el cual las parafinas lineales y algunas olefinas se transforman en un isómero de mayor octanaje; donde corrientes de alimentación ricas en pentanos y hexanos reaccionan con el hidrógeno para producir estos isómeros. Donde las

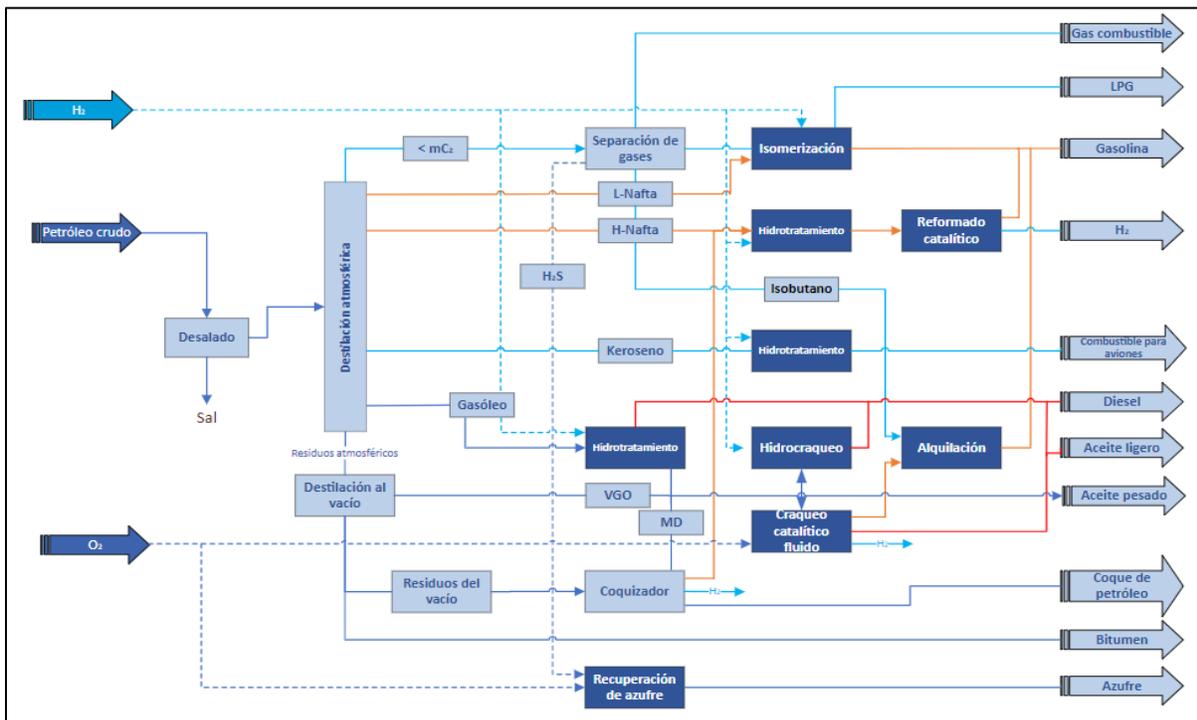
tecnologías principales es el método. BUTAMER UPO que opera en un reactor con recirculación, temperatura de 200 °F y presión de 580 psi. [5].

1.1.1.a.iii Desaromatización. Se hidrogenan los aromáticos para obtener ciclo parafinas (alcanos). Procesos como el BENSAP UPO el cual implementa un lecho catalítico fijó, un catalizador de metal noble para evitar reacciones secundarias, una temperatura de operación entre 212 - 418 °F y una presión entre los 145 - 435 psia [5].

1.1.1.a.iv Hidrocrackeo. La materia prima sufre un proceso de craqueo catalítico mediante la reacción con el hidrógeno para obtener productos de bajo punto de ebullición. “Las condiciones típicas de entrada son de 1300 °F (704 °C) y entre 950-1000 °F (510-538 °C) de salida, y presiones de operación entre 10 a 30 psi (0,68 a 2 atm); y utiliza un catalizador de zeolita” [6].

Figura 2.

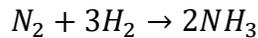
Esquema de proceso comunes en refinería de petróleo



Nota. Esquema de los procesos comunes en una refinería de petróleo, tomado de: Linde gas España “Aplicaciones del hidrógeno en refinerías”. Disponible en: https://www.linde-gas.es/es/processes/petrochemical-processing-and-refining/hydrogen_applications_refineries/index.html [Acceso: Feb.20,2022]

1.1.1.b Elaboración de fertilizantes. Uno de los productos más usados para producir fertilizantes industriales es el amoníaco (80% de uso es para fertilizantes como fuente de nitrógeno) [7], se sintetiza por medio del proceso Haber Bosch en el cual es imprescindible el hidrógeno.

Proceso de síntesis del amoníaco o proceso Haber-Bosch:



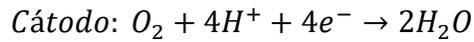
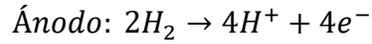
Esta reacción es posible y rentable a altas presiones (200 bares) y bajas temperaturas (475 °C) en presencia de un catalizador de Osmio [7], que debido a su escasez es sustituido por uno menos eficiente pero más común y por ende aplicable al proceso industrial, la síntesis de amoníaco ocurre en presencia de un catalizador de hierro [7]. La producción mundial de amoníaco emplea principalmente gas natural como materia prima (su implementación es mayor a 70%) [7] donde el reformado con vapor domina el proceso de producción de amoníaco a nivel industrial.

1.1.1.c Vector energético. La IEA (2015) publicó: “Technology Roadmap Hydrogen and Fuel Cells”. Se evidencia un fuerte interés por trabajar en este tipo de energía renovable. Este documento exhibe una visión al 2050, por lo cual se establece unas metas y escenarios que alcanzar en el tema de uso del hidrógeno en el transporte y la industria. De igual manera, presenta como actores relevantes en este tema a: Estados Unidos, Japón y la Unión Europea (UE) [8].

La pareja hidrógeno-pila presenta un menor impacto ambiental. La oxidación del hidrógeno en un motor alimentado a través de una pila, no genera emisiones de SO₂, hidrocarburos no quemados y tampoco CO₂, el cual es producto de cualquier combustión completa. Por el tubo de escape de un coche utilizando esta novedosa tecnología sólo sale vapor de agua.

“Las altas temperaturas que se generan en el interior de un motor térmico provocan la formación de NO_x (óxidos de nitrógeno)” [9], que, sin embargo, pueden reducirse con ayuda de catalizadores que disminuyen la temperatura del proceso. BMW, MAN y recientemente Ford han apostado por los motores de combustión de hidrógeno [9], una tecnología limpia y mucho más barata hoy que la pila de combustible.

La reacción que se produce a ambos lados de una celda de combustible tipo PEM (Membrana de intercambio de protones) son las siguientes:



1.1.1.d Comparación de poder calorífico de combustibles.

Tabla 1.

Combustibles sólidos

Combustible	Densidad media kg/m³	PCI kJ/kg	PCS kJ/kg	Combustible	PCI kJ/kg	PCS kJ/kg
Turba	360	21300	22500	Aglomerado de carbón	31300	35600
Lignito	1050	28400	29600	Carbón de madera	31400	33700
Hulla	1350	30600	31400	Coque	29300	33700
Antracita	875	34300	34700	Coque de petróleo	34100	36500

Nota. Poder calorífico del carbón y otros combustibles sólidos, tomado de: María Isabel Torrecilla “Prácticas de termodinámica y termotecnia”. Disponible en: <https://es.scribd.com/document/42702065/Tablas-Tema-3> [Acceso: Feb.25,2022]

Tabla 2.*Combustibles líquidos*

Combustible	PCI kJ/kg	PCS kJ/kg	Combustible	PCI kJ/kg	PCS kJ/kg
Aceite de esquistos	-----	38830	Fuel-oil n°1	40600	42695
Alcohol comercial	23860	26750	Fuel-oil n°2	39765	41860
Alquitrán de hulla	-----	37025	Gasóleo ¹⁾	42275	43115
Alquitrán de madera	36420	-----	Gasolina ²⁾	43950	46885
Etanol puro⁴⁾	26790	29720	Petróleo bruto	40895	47970
Metanol⁴⁾	19250	-----	Queroseno ³⁾	43400	46500

Nota. Poder calorífico de combustibles líquidos, donde: ¹⁾ Densidad a 15°C, 850 kg/m³; ²⁾ Densidad a 20°C, 730 kg/m³; ³⁾ Densidad a 15°C, 780 kg/m³; ⁴⁾ Densidad a 20°C, 790 kg/m³; tomado de: María Isabel Torrecilla “Prácticas de termodinámica y termotecnia”. Disponible en: <https://es.scribd.com/document/42702065/Tablas-Tema-3> [Acceso: Feb.25,2022]

Tabla 3.*Combustibles gaseosos*

Combustible	Densidad media kg/m³	PCI kJ/kg	PCS kJ/kg	Combustible	Densidad media kg/m³	PCI kJ/kg	PCS kJ/kg
Gas natural	(*)	39900	44000	Gas de agua	0,711	14000	16000
Gas de hulla	0,50	-----	46900	Gas ciudad	0,650	26000	28000
Gas de coquería	0,56	31400	35250	Gas de agua carburado	0,776	26400	27200
Gas de aire	-----	10000	12000	Propano	506 (l) 1,85 (g)	46350	50450
Hidrógeno	0,0899	120011	14185 3	Butano	580 (l) 2,4 (g)	45790	49675

Nota. Poder calorífico de combustibles gaseosos, donde: (*) Varía según el país de procedencia. (l), (g) Densidad a 20°C en estado líquido y gaseoso, respectivamente. P.C. Medio del biogás = 5554 kcal/m³ tomado de: María Isabel Torrecilla “Prácticas de termodinámica y termotecnia”. Disponible en: <https://es.scribd.com/document/42702065/Tablas-Tema-3> [Acceso: Feb.25,2022]

El poder calorífico del hidrógeno es 3 veces mayor al del gas natural y al coque, más del doble que el butano o propano y supera por casi 3 veces el poder calorífico de uno de los combustibles más utilizados a nivel mundial como lo es la gasolina; debido a la gran capacidad energética el hidrógeno es un combustible prometedor y propicia el inicio de la investigación para tecnologías futuras acerca de su aprovechamiento.

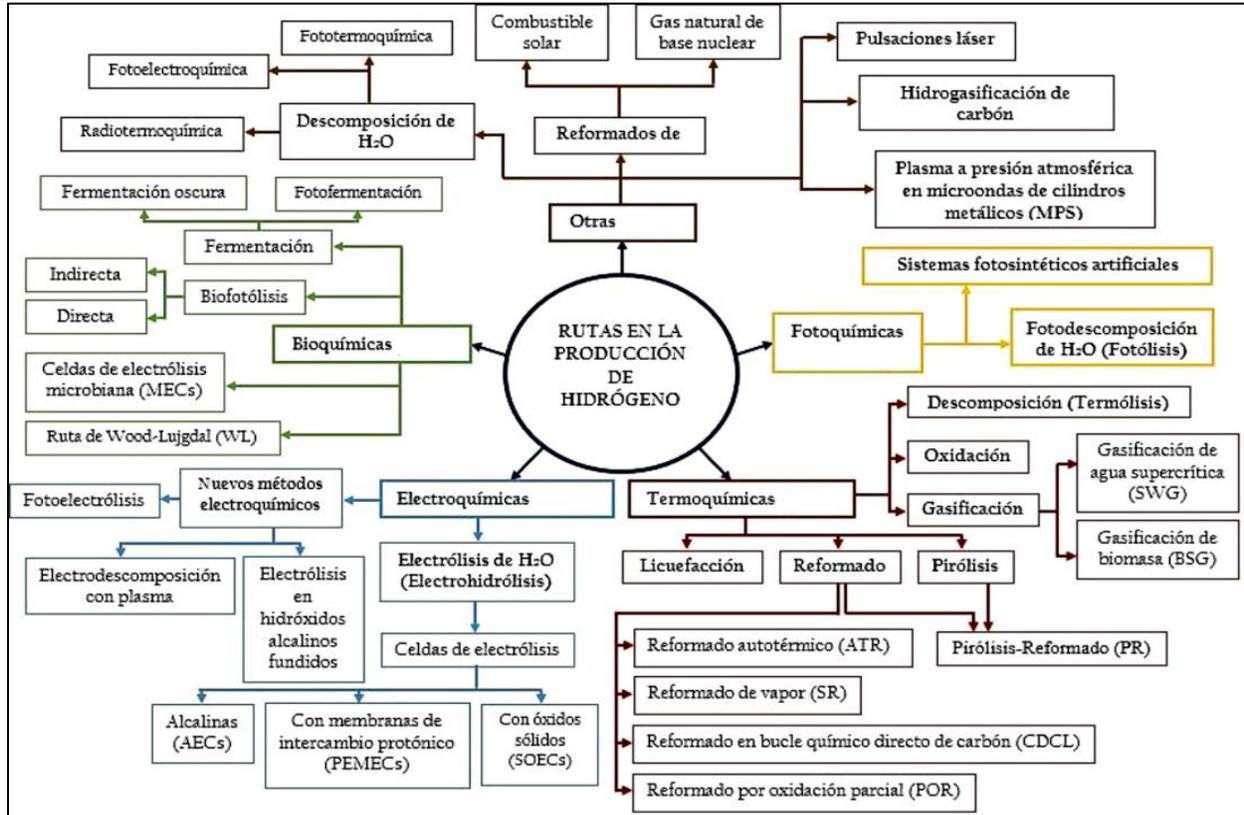
1.1.2 Métodos de obtención

La producción de hidrógeno es renovable, fósil o un híbrido de las dos anteriores dependiendo de las materias utilizadas en el proceso, las fuentes de energía y los distintos procedimientos para la obtención del hidrógeno.

«La demanda mundial de hidrógeno en 2010 fue de 43 Mton y se prevé que ascienda a 50 Mton para 2025. Actualmente, la producción de hidrógeno se lleva a cabo a partir de compuestos con carbono en las siguientes proporciones: el 43% procede de gas natural, el 30% de naftas y el 18% de carbón, sólo el 4% se produce a partir de agua por electrolisis.» [3]

Figura 3.

Rutas para la producción de hidrógeno

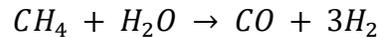


Nota. Este esquema presenta las principales rutas de producción de hidrógeno y ramificaciones posibles para el proceso, tomado de: María H. Brijaldoz, Cristian Castillo y Gerónimo Pérez “Principales rutas en la producción de hidrógeno”. Disponible en: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0123-30332021000200302 [Acceso: Feb.27,2022]

1.1.2.a Procesos industriales. Aunque existe una gran cantidad de rutas para la producción de hidrógeno las utilizadas comercialmente son las termoquímicas donde se destaca el uso del reformado de hidrocarburos o metanol; también, pero con una menor frecuencia (solo el 4% de la producción a nivel industrial) se usan las rutas electroquímicas en especial la electrólisis del agua, donde ésta solo es viable al trabajar con volúmenes relativamente pequeños de producción y en zonas donde la energía eléctrica es barata.

1.1.2.a.i Reformado de hidrocarburos y metanol. El reformado de metano (CH₄) con vapor es un proceso utilizado a lo largo de varias décadas para producir H₂. [10] Por tratarse de la tecnología

más económica, este proceso es el que se utiliza en la actualidad en la producción industrial del hidrógeno. La reacción es:



“El gas natural reacciona con vapor de agua sobre un catalizador de níquel colocado en el reformador primario a temperaturas de 1.200 K y presión total de 20-30 bar” [10]. Luego el efluente rico en hidrógeno, junto a dióxido de carbono y cantidades ínfimas de metano no convertido y monóxido de carbono remanente (< 1% en volumen) pasan a una serie de etapas para concentrar el hidrógeno, que en las plantas modernas por lo general se incorporan unidades de purificación mediante compresión/adsorción/desorción que permiten alcanzar un hidrógeno muy puro (99,999% en volumen) [10].

1.1.2.a.ii Electrólisis del agua. Cuando se requiere una baja cantidad de hidrógeno, la opción más acorde es la electrólisis del agua. La reacción electrolytica se realiza en medio alcalino debido a que en este medio se incrementa la conductividad eléctrica. El hidrógeno producido en el cátodo se debe purificar ya que contiene impurezas de oxígeno y un cierto nivel de humedad. La corriente de hidrógeno se seca mediante un adsorbente y las impurezas de oxígeno se eliminan con un convertidor DeOxo [10]. Además, en el ánodo del electrolizador se produce oxígeno, cuyo volumen es la mitad del volumen de hidrógeno, tal como corresponde a la composición de la molécula de agua.

La mayor parte de los electrolizadores son de tipo tanque con los electrodos dispuestos en paralelo. El calor liberado en el proceso se elimina recirculando agua alrededor de las celdas. El hidrógeno producido por electrólisis es del orden de 4,9-5,6 kWh por cada m³ de hidrógeno producido [10], por ende, es al menos dos veces más caro que el hidrógeno obtenido por reformado del gas natural.

1.1.2.b Precursores renovables. De acuerdo con la alta demanda de hidrógeno y el aumento de la rigurosidad a favor del cuidado del medio ambiente se desarrollan procesos de obtención con recursos renovables y a fines a una menor contaminación del ambiente como:

1.1.2.b.i Biomasa celulósica. El hidrógeno puede obtenerse a partir de una fuente renovable como es la biomasa celulósica. La celulosa contenida en los desechos o material lignocelulósico puede convertirse en hidrógeno mediante pretratamientos para exponer la celulosa y mediante un proceso biológico o termoquímico producir hidrógeno; donde a nivel industrial los métodos de mayor avance son la combustión, licuefacción, pirólisis y gasificación. “El material lignocelulósico se oxida parcialmente a temperaturas superiores a 1000 K, se produce una fracción gaseosa junto a un residuo carbonoso que se reduce posteriormente para formar H_2 , CO , CO_2 y CH_4 ” [10].

Cuando se realiza el proceso de gasificación de biomasa y ocurre en presencia de oxígeno se genera alquitrán. Los residuos pesados se polimerizan y forman estructuras más complejas que no resultan apropiadas para producción de hidrógeno mediante reformado con vapor [10].

1.1.2.b.ii Procesos térmicos. Otros procesos renovables utilizan la energía térmica para producir hidrógeno. Estos procesos no son catalíticos e incluyen la disociación termoquímica del agua usando el calor de una fuente energética a elevada temperatura, como por ejemplo reactores nucleares y hornos solares.

Por medio del aumento de la temperatura (> 950 K) [10], se llevan a cabo diversas reacciones químicas para formar hidrógeno y oxígeno. Uno de los procesos más relevante es la descomposición de un sulfato metálico que se descompone a temperaturas próximas a 1100 K [10], generando óxidos metálicos y gases (SO_2 y O_2). Luego en una etapa posterior el óxido metálico se oxida con vapor de agua y SO_2 generando de nuevo el propio sulfato y liberando hidrógeno. En este proceso no se producen emisiones de CO_2 , “además de tener una eficiencia elevada (>85 %), aunque este proceso sea atractivo aún no se encuentra implementado a escala industrial” [10].

1.1.2.b.iii Procesos fotoquímicos. Otro proceso llamativo de producción de hidrógeno es la disociación del agua sobre semiconductores utilizando luz solar. La eficiencia de este proceso viene determinada principalmente por las propiedades foto-físicas y la morfología del material semiconductor empleado [10].

Conforme al estado del arte de esta tecnología, la aplicación comercial de la producción de hidrógeno mediante energía fotónica del espectro visible requiere desarrollos importantes en la

ciencia e ingeniería hasta conseguir fotocatalizadores activos y estables en la reacción de disociación. “Cuestiones como la transferencia de carga entre el semiconductor y el co-catalizador y su dependencia de factores estructurales y electrónicos de la interfase permanecen abiertas” [10].

Estas áreas representan oportunidades excelentes de mejora de los fotocatalizadores utilizados en disociación fotoquímica del agua. El control de la morfología del catalizador en la escala nanométrica mediante procesos de fabricación innovadores es otra de las direcciones que permitirá modular la morfología y la reactividad de los fotocatalizadores.

1.1.2.b.iv Reformado de etanol y azúcares. Una forma simple de transporte del hidrógeno es mediante precursores renovables, tales como etanol (C_2H_5OH) y azúcares ($C_6H_{12}O_6$) en fase líquida. Estos precursores se transforman en hidrógeno mediante procesos de reformado con vapor de agua o bajo presión en fase líquida en el mismo lugar donde se consume el hidrógeno.

Para liberar el hidrógeno del etanol y de los carbohidratos se utilizan catalizadores en sistemas de reacción diseñados para operar en fase líquida o gaseosa. Este proceso presenta la gran ventaja de contar con materia prima (C_2H_5OH y $C_6H_{12}O_6$) considerada neutra en relación a las emisiones de CO_2 .

La dificultad que presentan este tipo de reacciones es que no son selectivas y se ven favorecidas otras reacciones laterales que dan lugar a subproductos no deseados (monóxido de carbono, metano, acetaldehído) y, por ello, a una disminución de la selectividad a hidrógeno. También, los catalizadores sufren procesos de desactivación por depósitos de carbón, lo que dificulta la puesta en práctica de esta tecnología [10].

1.1.2.b.v Biofotólisis del agua. El hidrógeno puede producirse también mediante sistemas biológicos. Algunos microorganismos fotosintéticos son capaces de realizar la ruptura de la molécula de agua en sus componentes (H_2 y O_2). “Algunas algas, como el alga verde *Scenedesmus*, producen H_2 cuando se iluminan con luz visible o cuando se mantienen en condiciones anaeróbicas y en ausencia de luz” [11].

Un ejemplo de la producción y variedad de rutas biológicas que pueden tomar las algas verdes para la producción de hidrógeno es: la especie *Scenedesmus* que produce hidrógeno no solamente

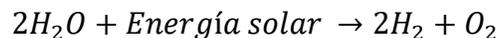
bajo irradiación con luz sino también por vía fermentativa en condiciones anaeróbicas, utilizando almidón como sustrato. “Aunque la velocidad de producción de H₂ por unidad de peso conforme a la vía fermentativa es menor que la obtenida mediante irradiación, la producción se mantiene estable debido a la ausencia de oxígeno” [12].

Las cianobacterias producen también hidrógeno mediante fermentación, en ausencia de luz y en condiciones anaeróbicas. Entre las distintas cianobacterias ensayadas, la especie *Spirulina* es la que presenta una actividad más elevada [13].

1.1.2.c Producción de hidrógeno por métodos biológicos. La ventaja principal de los procesos biológicos es el uso de recursos energéticos renovables y métodos a presión y temperatura ambiente. La glucosa se usó como materia prima, pero ahora se presta atención al almidón, sacarosa, celulosa y materiales de desecho. Principalmente dividido en cuatro métodos de producción:

1.1.2.c.i Biofotólisis. Esta se encuentra comprendida en biofotólisis directa e indirecta:

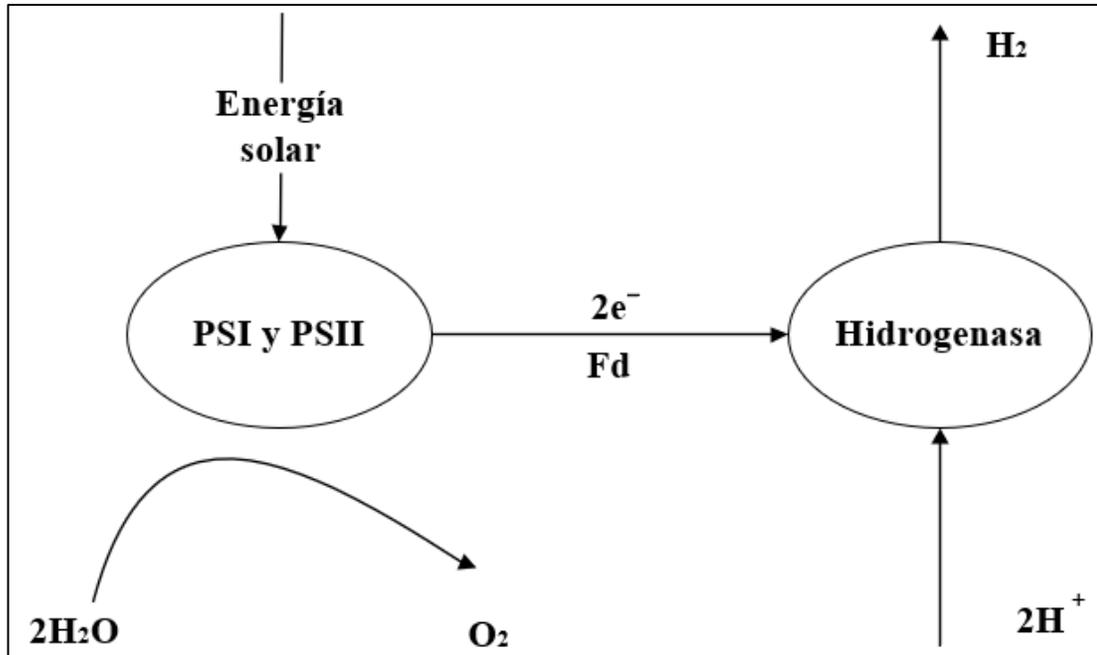
1.1.2.c.i.a Biofotólisis directa. Este proceso involucra reacción de fotosíntesis donde se convierte en energía química para ser utilizada por las microalgas (algas verdes y cianobacterias). La reacción es:



Durante la fotosíntesis, las algas dividen las moléculas de agua en hidrogenación de oxígeno y la enzima hidrogenasa convierte el hidrógeno en gas de hidrógeno. “Durante el proceso, la energía de la luz es absorbida por los pigmentos en el fotosistema I (PSI), el fotosistema II (PSII) o ambos, que elevan el nivel energético de los electrones derivados de la oxidación del agua. La hidrogenasa acepta los electrones de Fd para producir las hidrogenasas (figura 4)” [14].

Figura 4.

Biofotólisis directa

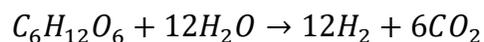


Nota. Descripción gráfica del proceso de biofotólisis directa, tomado de: Chaubey, Rashmi Sahu, Satanand James, Olusola O. Maity, Sudip “A review on development of industrial processes and emerging techniques for production of hydrogen from renewable and sustainable sources”. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.rser.2013.02.019> [Acceso: Feb.29,2022]

1.1.2.c.i.b Biofotólisis indirecta. Consiste en dos pasos donde en el primer paso está compuesto por la fotosíntesis que da lugar a glucosa y en este segundo paso, glucosa y agua dan H₂ y CO₂ por proceso inducido por la luz [14]. descrito como:



1.1.2.c.ii Foto-fermentación. “Bacterias fotosintéticas producen hidrógeno en presencia de la enzima nitrogenasa mediante el uso de inoculantes ligeros de energía y ácidos orgánicos (acetato, lactato y un biorreactor)” [14] . La reacción general es la siguiente:

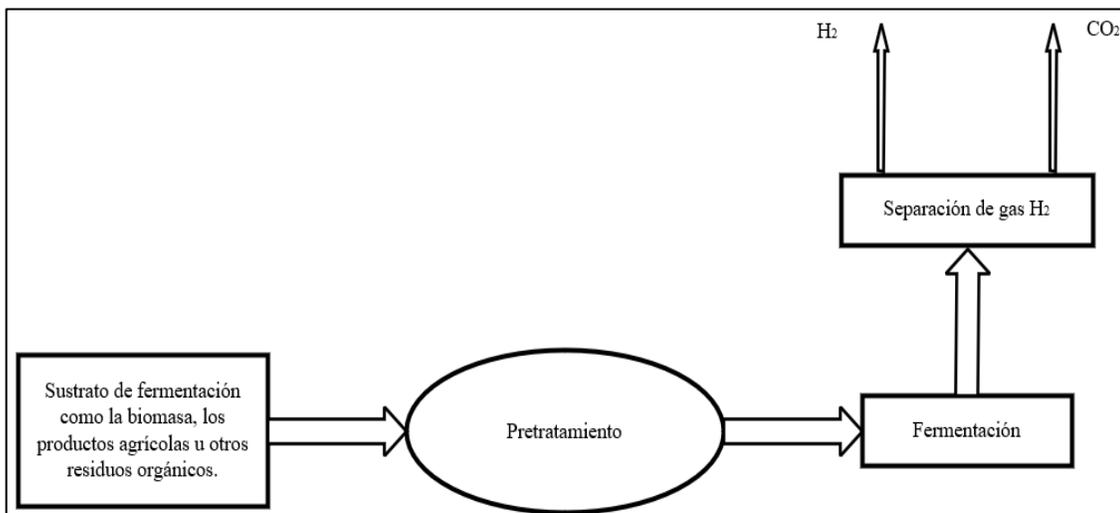


1.1.2.c.iii Fermentación oscura. Ocurre al inocular bacterias en un medio rico en carbohidratos, dependiendo de la especie la reacción que se da puede operar en temperaturas mesófilas, termófilas, termófilas extremas o hipertermófilas. Se genera principalmente H_2 y CO_2 combinados con otros gases como CH_4 o H_2S [14], dependiendo del proceso de reacción y del tipo de sustrato utilizado. Este proceso no requiere mucha energía y no se ve afectada por las condiciones climáticas de esta tecnología comercial.

El rendimiento de la producción de hidrógeno depende del valor de pH, el HRT (Tiempo de Retención Hidráulica) y la presión parcial del gas. El pH debe mantenerse entre los valores de 5-6 para el rendimiento máximo de hidrógeno. [14].

Figura 5.

Fermentación oscura



Nota. Diagrama de bloques fermentación oscura, tomado de: Chaubey, Rashmi Sahu, Satanand James, Olusola O. Maity, Sudip “A review on development of industrial processes and emerging techniques for production of hydrogen from renewable and sustainable sources”. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.rser.2013.02.019> [Acceso: Feb.29,2022]

1.1.2.c.iv Sistemas híbridos. Es cuando la producción de hidrógeno se lleva a cabo a través de dos etapas, la fermentación oscura y fotofermentación. Este proceso se considera debido a que posee un mayor aprovechamiento del sustrato. “El primer paso es la fermentación oscura

utilizando microflora y posteriormente pasa a una etapa de fotofermentación; el rendimiento máximo de hidrógeno es de aproximadamente 3,67 mol H₂ / mol de sacarosa” [14]

1.1.3 Impacto ambiental

Para hablar de su impacto se debe tener en cuenta su clasificación:

Gris: El hidrógeno gris es uno de los que genera mayores emisiones de gases de efecto invernadero, en especial CO₂. Mayoritariamente proviene del gas natural y es el más barato de producir [15].

Marrón: es un tipo de hidrógeno similar al gris, pero generado a partir del carbón [15].

Azul: El hidrógeno azul es el que genera emisiones de CO₂, pero estas son capturadas para ser almacenadas o reutilizadas. [15] Es una forma de producción de bajas emisiones y es el más viable para reducir emisiones en el corto y medio plazo.

Verde: El hidrógeno verde, también conocido como hidrógeno limpio que por su ruta de producción es un hidrógeno renovable, lo que significa, que no genera ninguna emisión contaminante durante su producción. Es un proceso prometedor, pero que se encuentra rezagado por su poca competitividad contra las rutas convencionales, pero los expertos consideran que aún queda un camino para que resulte económicamente eficiente [15].

Se considera una producción limpia a partir de procesos como la electrólisis o de bajas emisiones alimentados con energía de fuentes renovables.

1.2 Microorganismos productores de hidrógeno

Actualmente los seres humanos asocian los microorganismos como organismos que generan enfermedades y deterioran los alimentos. Sin embargo, con el paso del tiempo el hombre ha aprendido a aprovecharlos y generar un beneficio en una gran variedad de procesos, pero teniendo mayor impacto en la industria alimenticia por las propiedades que brindan estos organismos.

Uno de los procesos que pueden desarrollar los microorganismos es la producción de hidrógeno, el cual es una fuente de combustible que está llamando el interés en los últimos años, ya que sus estructuras tanto físicas como químicas, difieren a los demás combustibles usados actualmente [1].

Los microorganismos son seres vivos tan pequeños que es imposible verlos a simple vista, están ubicados en todas partes y fueron las primeras formas de vida en el planeta aproximadamente 4000 millones de años [16]. Sin los microorganismos la vida no podría ser posible ya que gracias a estos organismos vivos se generó gran parte de la atmósfera de la tierra.

Cada microorganismo tiene rasgos que lo caracterizan y lo diferencian de los otros organismos, algunas tienen tiempos de reproducción cortos, otros sobreviven en condiciones hostiles y aisladas de otros organismos vivos, otros pueden reproducirse por división celular y algunos pueden llegar a generar propiedades beneficiosas o perjudiciales para los seres humanos, plantas o animales.

Estos organismos pueden ser unicelulares (organismos con solo una célula) y organismos pluricelulares a (organismos constituidos por dos o más células) [16]. Generalmente los organismos unicelulares son en su mayoría procariotas (bacterias), pero también existen algunos organismos unicelulares eucariotas como lo son protozoarios.

1.2.1 Bacterias:

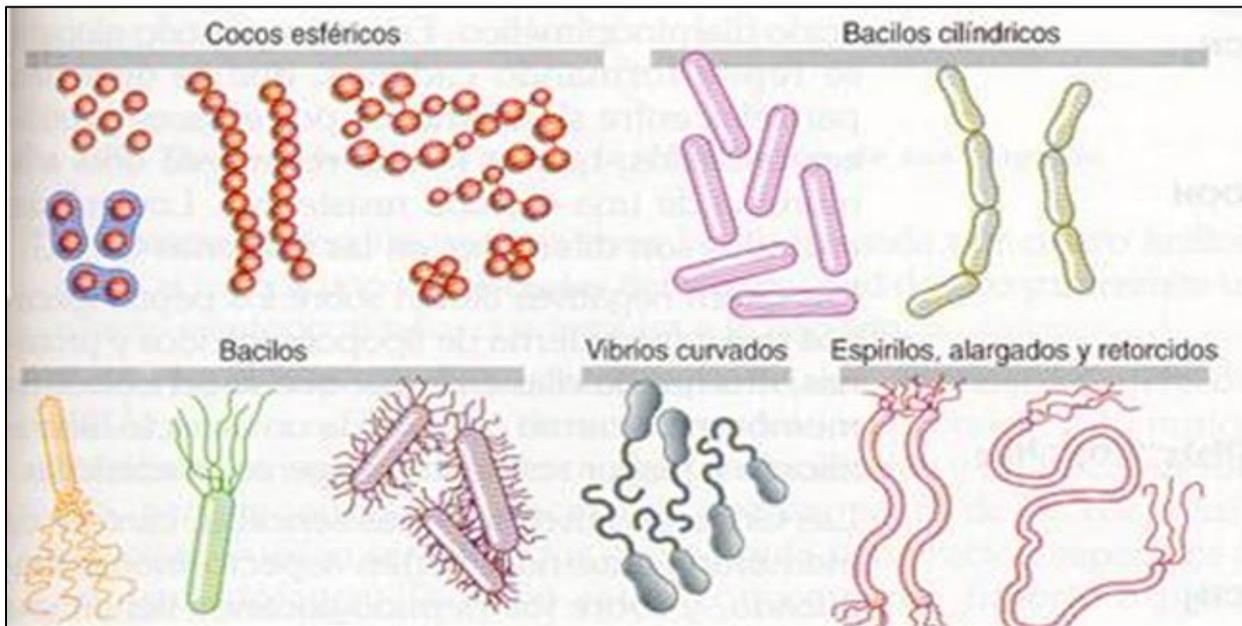
Son organismos unicelulares que pertenecen al grupo de los procariotas lo que significa que carecen de núcleo celular y orgánulos como las mitocondrias, cloroplastos o el aparato de Golgi. [17] También poseen una organización celular que generan una variedad de formas conocidas. Son organismos muy abundantes en el planeta y algunas especies tienen la cualidad de vivir en condiciones ambientales extremas. Suelen tener una pared celular compuesta de peptidoglicano y poseer un flagelo la cual le ayuda a su desplazamiento [18].

Estos miden entre 0,5 y 5 μ de longitud, lo cual hace que sea imposible de ver a simple vista [19], a menos que se agrupen y formen colonias las cuales permitan verse a un tamaño visible. Estas colonias poseen un tamaño que va desde los 0,5 a 4 mm de diámetro llegando a tener una forma generalmente circular, puntiforme, irregular, rizoide o fusiforme [19], dependiendo con la bacteria con la cual se esté trabajando.

1.2.1.a Clasificación según su forma: La forma de las bacterias es muy diversa, las más características son los bacilos que poseen una forma de bastón, los cocos tienen forma esférica, los espirilos que poseen una helicoidal con una pared celular rígida, y los vibrios que generan la forma de una coma [17].

Figura 5.

Clasificación de las bacterias según su forma



Nota. Ejemplos visuales de la clasificación bacteriana según su forma, tomado de: BiologíaSur “Apuntes de Biología”. Disponible en: <https://www.biologiasur.org/index.php/121-apuntes-de-biologia/grupos/255-1-2-2-1-caracteristicas-estructurales> [Acceso: Mar.1,2022]

Una forma de clasificar los microorganismos es dependiendo su pared celular, puesto que se les conoce como Gram positivas a las bacterias que poseen una capa gruesa de peptidoglicano o mureina y Gram negativa a los que poseen una capa más delgada en su pared celular [17].

1.2.1.b Clasificación según su nutrición. La clasificación de las bacterias según su nutrición o metabolismo bacteriano se clasifica mediante la obtención de carbono que es esencial para su desarrollo

- Nutriciones heterótrofas: Son bacterias que pueden generar su propio alimento por medio de la luz solar u obtención de carbono del ambiente.
- Nutrición autótrofa: Son bacterias que tienen la capacidad de sintetizar sustancias inorgánicas para su metabolismo. Son abundantes en el agua y son los encargados de la descomposición de los elementos.

Una característica importante para resaltar es que algunas bacterias son fotótrofas las cuales tienen la capacidad de tomar fotones de la luz de sol como fuente de energía y que vamos a tratar con detenimiento en este documento.

1.2.2 Cianobacterias

Son microorganismos procariotas, aeróbicos y fotoautótrofos (no todas) los cuales se encuentran entre los organismos más primitivos de la tierra, se estima que su origen empezó aproximadamente hace unos 3500 millones de años [20], también se reconoce por usar la fotosíntesis como medio de obtención de energía, a su vez tienen una facilidad de crecimiento muy alta lo cual favorece su aparición en distintos lugares como en suelos o en medios acuosos.

“Estos microorganismos suelen tener una afinidad a ambientes dulceacuícolas (cuerpos de agua que no fluyen) con pH entre 6 y 9 y temperaturas que rondan entre los 15 y 30°C y habitan preferiblemente donde haya una alta concentración de nutrientes preferiblemente nitrógeno y fosforo” [20].

1.2.2.a Clasificación de cianobacterias. La clasificación bacteriológica se basa en la información genética y filogenética de las cianobacterias que han podido ser aisladas de cultivos puros. Las cianobacterias fueron agrupadas en cuatro subsecciones, las cuales fueron divididas en subgrupos y géneros (tabla 4).

Tabla 4.

Clasificación de las cianobacterias

División	Subdivisión	Clase	Orden
<i>Cianobacterias</i>	<i>Gleobacteria</i>	<i>Oxiphotobacteria</i>	<i>Chrococcales</i>
	<i>Phycobacteria</i>	<i>Chroobacteria</i>	<i>Gloeobacterales</i>
		<i>Gleobacteria</i>	<i>Nostocales</i>
		<i>Hormogoneae</i>	<i>Oscillatoriales</i>
			<i>Pleurocapsales</i>
			<i>Prochlorales</i>
			<i>Stigonematales</i>

Nota. Clasificación de las cianobacterias según la genética y la filogenética, tabla tomada de: Cecilia Callejas “Trabajo especial I: Metabolismo del nitrógeno en cianobacterias formadores de heterocistos”. Disponible en: <https://www.colibri.udelar.edu.uy/jspui/bitstream/20.500.12008/19143/1/uy24-12246.pdf> [Acceso: Acceso: Mar.3,2022]

1.2.2.a.i Reproducción. Estos microorganismos al ser bacterias se reproducen de manera asexual, sin embargo, algunas especies tienen reproducciones únicas dentro del grupo de bacterias.

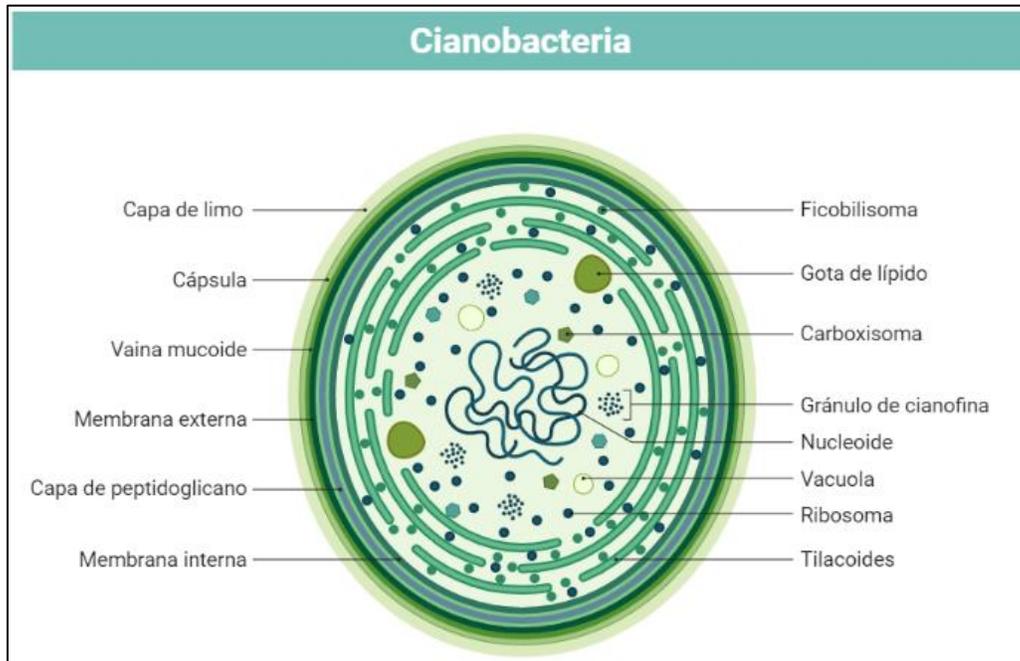
- **Fisión binaria:** Ocurre cuando la célula madre crece al punto de alcanzar un determinado volumen y se divide dando dos células hijas [21].
- **Fisión múltiple:** Es un tipo de reproducción asexual, en donde la célula madre se divide de manera secuencial en varios fragmentos de células hijas llamados beocitos o nanocitos [22].

También se ha encontrado que las cianobacterias son microorganismos eficientes para la conversión de energía solar y que producen una gran cantidad de metabolitos [23].

Las cianobacterias han llamado mucho la atención para la producción de biocombustibles, biofertilizantes, y fuentes de nutrientes para la alimentación humana y animal. Una de las maneras más acordes de trabajar con estos microorganismos es por medios de fotobiorreactores, los cuales dependen de las condiciones de operación dadas por el metabolismo del microorganismo para generar un metabolito específico, producto o concentración de biomasa.

Figura 6.

Estructura celular de cianobacterias



Nota. Estructura celular de las cianobacterias, tomado de: Biorrender.com “Plantillas de cianobacteria”. Disponible en: <https://app.biorender.com/biorendertemplates/figures/5c8c7b9ed4f2ef330063294> [Acceso: Mar.3,2022] Disponible en: <https://app.biorender.com/biorendertemplates/figures/5c8c7b9ed4f2ef330063294> [Acceso: Mar.3,2022]

1.2.3 Microalgas

Son organismos unicelulares eucariotas fotosintéticos, que crecen de manera autótrofa o heterótrofa, son altamente eficientes en la fijación de CO₂ y tienen la facilidad de hacer uso de la energía solar para producir biomasa con una eficiencia cuatro veces más alta que las plantas. A su vez en el mundo se encuentran aproximadamente 30 000 de estas especies las cuales muy pocas han sido estudiadas con detenimiento y aún más pocas son explotadas comercialmente.

Están presentes en varios ambientes como en lagos, mares y ríos, aunque también se pueden encontrar en el suelo y en varios ambientes terrestres, en donde crecen con temperaturas que varían los 10 a 35°C, con una temperatura óptima de 16 a 24°C [24]. La composición de estos organismos (lípidos, carbohidratos y proteínas) es variable dependiendo de la especie que se esté examinando

y el medio de cultivo que tenga, pero se estima que aproximadamente su contenido lipídico varía entre el 20 y 50 % en peso seco [24].

El interés hacia estos organismos radica por las diversas características que poseen, haciendo que sus avances, evaluaciones y estudios sean altos, principalmente se busca avances con diferentes fines para ejecutarlos en distintas ramas como salud humana, cosmética, purificación de aguas residuales, prevención de la contaminación acuática, industria farmacéutica, producción de pigmentos, antibióticos, etc.

Actualmente ha llamado el interés de numerosas líneas de investigación y a empresarios para la posibilidad de negocios en la creación de energías, ya sea biocombustibles o producción de hidrógeno.

1.2.3.a Composición de Microalgas. Las microalgas eucariotas poseen todos los órganos que poseen las células eucariotas. “La célula contiene: un núcleo con material genético en cromosomas, mitocondrias (para realizar ciclo de Krebs), cloroplastos (donde trabajan los pigmentos fotosintéticos) (PS I y II). Ribosomas 80S y 70S, aparato de Golgi” [25].

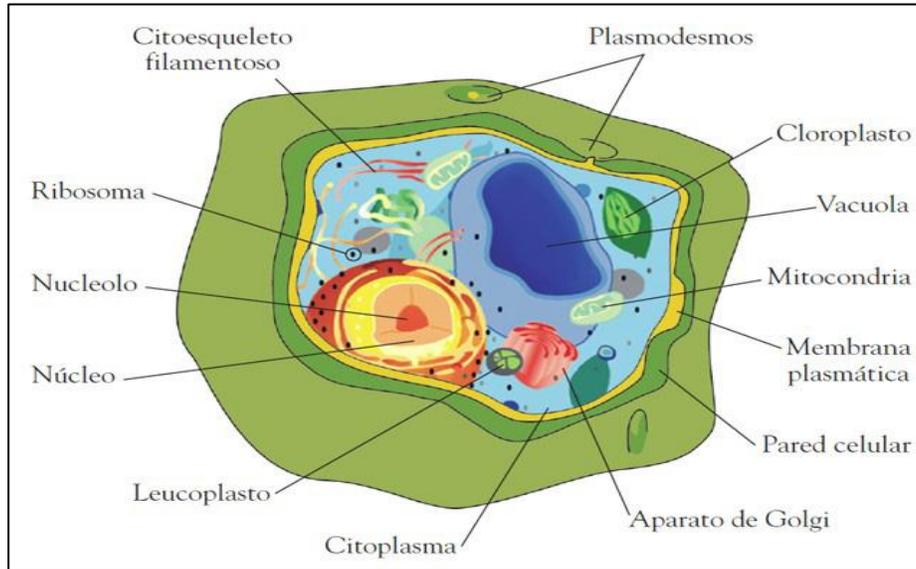
Para el transporte intracelular y la excreción de productos exocelulares; retículo endoplasmático para funciones de síntesis y transporte; lisosomas con enzimas digestivas; vacuolas con función de almacenamiento; microtúbulos y microfibrillas como soporte estructural de la célula para movimiento intracelular.

Otros órganos característicos de estos seres vivos son el pirenoide el cual están asociado al cloroplasto y se cree que intervienen en conversión y translocación de los grupos fotosintéticos en el cloroplasto [25]. Algunas microalgas varían en la forma y composición de la pared celular, los cuales pueden consistir en una o varias piezas, los componentes más comunes son la celulosa, sílice, carbonato cálcico o proteína.

1.2.3.b Estructura celular.

Figura 7.

Estructura celular de las microalgas



Nota. Estructura y componentes de las microalgas, Tomado de: "Agro tendencia Características celulares de las microalgas". Disponible en: <https://agrotendencia.tv/agropedia/el-cultivo-de-microalgas/> [Acceso: Mar.6,2022]

1.2.3.c Tipos de microalgas. Las microalgas se clasifican por reino, división, clase, orden, familia, género y especie. Cuando el nombre está compuesto de dos palabras tal como "*Nannochloropsis gaditana*" se refiere a el género y la especie [25]. Esta es la información necesaria para poder averiguar las necesidades nutricionales de una microalga de manera que es posible fabricarle un medio de cultivo adecuado.

Todas las microalgas de la misma especie son esencialmente la misma en casi todos sus aspectos bioquímicos. Sin embargo, incluso entre la misma especie pueden darse diferencias de la misma forma que observamos diferencias entre familiares cercanos. Cuando es necesario distinguir entre microalgas de la misma especie, se habla de "cepas" (strains), y entre la misma especie puede haber cepas sustancialmente diferentes [26].

1.2.3.c.i Las algas verdes (*Chlorophyta/Charophyta*). *Chlorophyta*, o microalgas verdes, es uno de los grupos de microalgas más estudiados, y se describe como el más abundante. La mayoría de los miembros de su filo se encuentran en agua dulce; sólo el 10% de ellos son habitantes comunes

de los ambientes marinos [27]. “La mayoría de sus miembros son unicelulares, la pared celular está formada por polisacáridos celulósicos y no celulósicos. Presenta clorofila a y b, y tiene almidón como material de reserva” [28].

Las microalgas verdes son el grupo más prometedor debido a sus múltiples aplicaciones biotecnológicas. Por ejemplo, la *Chlorella*, ha llegado a la fama científica como porque se usa para estudios fundamentales sobre la fotosíntesis y también por ser la primera microalga explotada comercialmente [29]. Inicialmente, estos microorganismos fueron propuestos como una fuente rica en proteínas para la nutrición humana y animal.

A mediados del siglo XX, la investigación ha demostrado una gran variedad de aplicaciones de *Chlorella* en diferentes áreas industriales, como la alimentación, los productos farmacéuticos, los cosméticos y los combustibles. “Las células de *Chlorella* son esféricas o elipsoidales, con diámetros que van de 2 a 15 μm . Actualmente se han descrito 44 especies de este género” [30]. Donde la *Chlorella Vulgaris* es una especie muy cultivada y reconocida como una importante fuente de proteínas, ácidos grasos y pigmentos naturales.

“Además de la clorofila a y b como característica de *Chlorophyta*, estas microalgas contienen los carotenoides 13- y I-caroteno, y varias xantofilas como pigmentos accesorios” [31], que pueden ser acumulados y explotados comercialmente, como es el caso ya presentado de las microalgas *Dunaliella Salina* y *Haematococcus Pluvialis*, responsables de la producción comercial de β -caroteno y astaxantina, respectivamente.

1.2.3.c.ii *Euglenophyta*. Son unicelulares y se encuentran en el agua dulce; cerca de dos tercios de estas especies son heterótrofas ya que carecen de cloroplastos. Las células autótrofas tienen una pigmentación similar a la de las microalgas verdes, ya que tienen clorofilas a y b, 13- y I-carotenos, y xantofilas. “El almacenamiento de energía es el paramilón, un polisacárido glucano ligado a 1,3-1,3, que se dispone fuera de los cloroplastos” [32].

“El género más representativo de *Euglenophyta* es *Euglena*, con alrededor de 337 especies catalogadas, aunque sólo 164 han sido aceptadas taxonómicamente” [33]. Es una gran fuente de metabolitos explotables biotecnológicamente como lípidos, carotenoides, tocoferol y paramilo.

1.2.3.c.iii *Haptophyta*. Las haptofitas presentan unas 500 especies, que se dividen en dos clases: las *Coccolitofíceas* y las *Pavlofíceas* [34]. La mayoría son unicelulares móviles. Debido a sus componentes su aspecto es dorado amarillento-marrón para este tipo de algas.

Estas se encuentran en ambientes marinos, y en menor número en hábitats de agua dulce y terrestres. Las microalgas *Haptophytes* son una parte representativa del fitoplancton en los mares de todo el mundo. “Estas especies pueden provocar cambios en el clima regional porque producen sulfuro de dimetilo volátil, aumentando la nubosidad. Además, especies como *Chrysochromulina polylepis* y *Prymnesium parvulum* pueden ser tóxicas para los peces y causar la muerte por asfixia” [35].

1.2.3.c.iv *Dinoflagelados (Dinophyceae)*. Solo hay una única clase, *Dinophyceae*, con 150 géneros y unas 2000 especies [32]; siendo organismos unicelulares, biflagelados, los cuales se pueden encontrar en la mayoría de los ecosistemas, pero en mayor abundancia en el mar. “Sólo alrededor del 50% de los dinoflagelados son fotosintéticos: las demás especies se presentan como simbiontes de los corales constructores de arrecifes” [29] y, por ende, estos son esenciales en la formación de los sistemas de arrecifes de coral. Los *Dinoflagelados* también son de color dorado.

Las floraciones de este tipo de algas son conocidas como mareas rojas, las cuales constituyen un gran problema de salud pública, “porque provocan la muerte de peces y otros animales marinos, así como diversos tipos de enfermedades humanas causadas por sus toxinas (intoxicación diarreaica por mariscos, intoxicación neurotóxica por mariscos intoxicación parálitica por mariscos, y ciguatera)” [36], las biotoxinas producidas por estos organismos tienen potencial de uso en aplicaciones biomédicas, toxicológicas y farmacológicas debido a su bioactividad [33].

1.2.3.c.v Las diatomeas (*Bacillariophyceae*). Los organismos que se ubican en la clase *Bacillariophyceae* son organismos unicelulares o coloniales. Las *bacillariofíceas* pueden encontrarse en ambientes marinos y de agua dulce. Hacen gran parte del fitoplancton marino; aunque, la mayoría de las especies habitan el fondo de los ecosistemas acuáticos. “En cuanto a los

pigmentos fotosintéticos de las diatomeas, estas se caracterizan por presentar clorofila a y c que contienen fucoxantina y otras xantofilas, como neofueoxantina y diadinoxantina” [37].

Entre las diatomeas más estudiadas esta la especie *Phaeodactylum tricornutum*. Esta microalga se reconoce como una importante fuente de lípidos, “con contenido apreciable en ácido eicosapentaenoico, así como de carotenoides, en particular la fucoxantina, la cual es un antioxidante y también pigmentos en la acuicultura para ser utilizada en el cultivo de especies económicamente importantes, como las ostras” [38].

1.2.3.c.vi *Eustigmatophyceae*. “Las *Eustigmatofitas* son un grupo distinto de algas ocrofitas. En su estado vegetativo. Estas células son unicelulares esféricas, ovoides, poliédricas o de forma irregular, se reúnen en colonias y sólo tienen clorofila a” [39] Las *Eustigmatofíceas* las encontramos en hábitats de agua dulce y terrestres, con la excepción del género *Nannochloropsis*, que es solamente marino.

Las *Eustigmatophyceae* son una clase pequeña, que contiene sólo ocho géneros y unas 30 especies [40]. Entre ellas, destacan las especies del género *Nannochloropsis* que se han convertido en un foco de interés comercial y científico para la producción de biocombustibles y otros bioproductos, como lo son los ácidos grasos poliinsaturados de cadena larga y pigmentos.

1.2.3.c.vii Las algas rojas (*Rhodophyta*). Se considera como el primer eslabón entre las algas procariotas y las eucariotas. “Estas algas rojas se caracterizan por presentar clorofila a y ficobiliproteínas como pigmentos accesorios, que pueden esconder u opacar el color verde de la clorofila a. También, contiene almidón Florideans (polisacárido similar al glucógeno)” [29], los cuales son carbohidrato de reserva, similar a como sucede en las cianobacterias.

Las algas rojas son diversas donde la mayoría de ellas se encuentran en ambientes marinos. Se han descrito alrededor de 7000 especies, donde el género *Porphyridium* es el de mayor estudio [41]. estos microorganismos tienen células circulares, “que miden entre 5 y 16µm de diámetro; no tienen flagelos, y pueden formar colonias sueltas en una matriz mucilaginosa” [29]. En este género destacan por su potencial de exploración como fuente de ácidos grasos poliinsaturados, como puede ser el ácido araquidónico y EPA (Ácido Eicosapentaenoico), polisacáridos sulfatados, pigmentos (ficobiliproteína y ficoeritrina) [29], y también como fuente de proteínas.

1.2.3.d Acondicionamiento y medios de crecimiento de microalgas. En una colección de microalgas, las cepas pueden mantenerse en diferentes condiciones de cultivo, dependiendo del uso previsto. En la mayoría de los casos, las cepas no se mantienen en condiciones tales que puedan utilizarse inmediatamente en un experimento, por ejemplo. Las cepas se mantienen casi siempre en condiciones de crecimiento subóptimas, ya que esto evita que las algas crezcan demasiado rápido y requiere un trabajo intensivo de subcultivo y manipulación del cultivo.

La aplicación de condiciones de cultivo subóptimas implica el uso de una temperatura no ideal pero no perjudicial, por ejemplo, “20°C para una cepa hipotética cuyo óptimo sería 23 °C; 15°C, por ejemplo, podría ser una temperatura perjudicial) y/o una irradiación débil (por ejemplo, $20 \mu E m^{-2} s^{-1}$)” [40].

Los medios de cultivo no ideales rara vez se utilizan para mantener las microalgas en condiciones subóptimas, ya que esto puede dar lugar a condiciones de crecimiento muy insatisfactorias, como pueden ser los daños celulares o prolongados lapsos de recuperación cuando las cepas se transfieren a otro medio de cultivo.

Los cultivos son pasados a condiciones de crecimiento óptimas sólo cuando vayan a ser utilizados. Las condiciones inferiores a las óptimas provocan una menor tasa de crecimiento, y no deberían promover el estrés en las algas, pero si esto sucede, se corre el riesgo de perder cepas o incluso de tener dificultades para propagarlas a volúmenes mayores. Las cepas por lo general se mantienen en los tubos de ensayo para no utilizar espacio innecesario; También al aumentar el tamaño del frasco de cultivo se evidencia un aumento en la tasa de crecimiento [40].

Algunas grandes colecciones de algas en cultivo también adoptan el mantenimiento de los cultivos recién preparados en condiciones óptimas durante 4-15 días (dependiendo de la tasa de crecimiento de la cepa) [40] antes de disponer los frascos de la colección en condiciones de crecimiento subóptimas. Exponer a cortos lapsos de condiciones de crecimiento de mayor estimulación aumenta la tasa de producción. También, permite examinar el cultivo en busca de posibles contaminaciones antes de su incorporación.

“Cuando los cultivos se encuentran en un medio líquido se deben agitar, para mantener sus propiedades homogéneas y que no sucedan grandes perturbaciones.” [40]. En el caso de las cepas

de crecimiento paulatino, las algas suelen adaptarse rápidamente a las nuevas condiciones, en un rango que casi siempre corresponde a 7-10 días. Posteriormente[40], puede ser necesario un plazo más largo para que las microalgas se aclimaten completamente a las condiciones deseadas (por ejemplo, 20 días).

Cuando un cultivo se va a utilizar para experimentos o entregarlo a solicitantes externos se debe inocular en un medio de cultivo fresco y el nuevo cultivo se mantiene en condiciones óptimas de crecimiento durante un tiempo variable, dependiendo de la cepa. Al cabo de unos días se realizan subcultivos adicionales en los que se pueden aumentar los volúmenes cultivados [40].

1.3 Luz solar

La radiación solar es la energía que emite el sol mediante ondas electromagnéticas y este tipo de energía dicta los fenómenos atmosféricos como climáticos. Esta energía se le conoce como radiación electromagnética y es proporcionada por las reacciones de fusión nuclear llevadas a cabo en el interior del sol. [42].

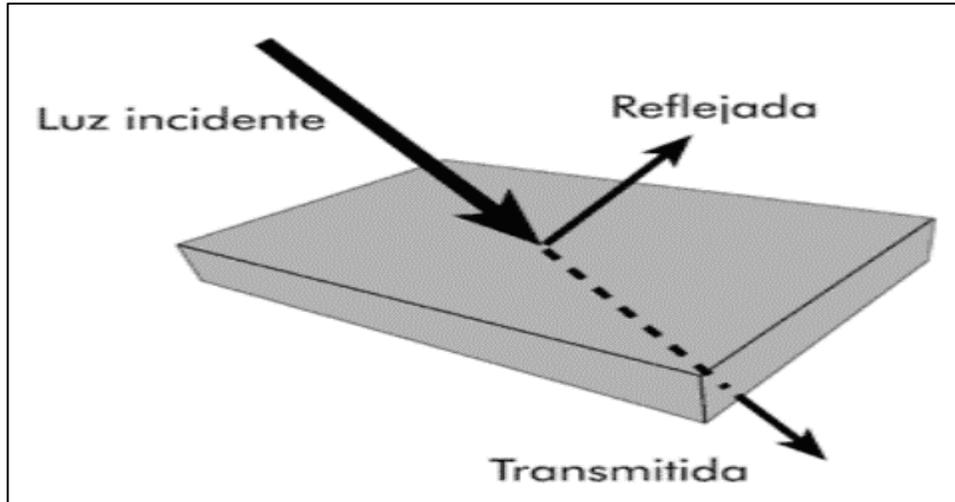
1.3.1 Transmisión de la luz solar

La radiación solar sufre procesos de debilitamiento al pasar por la atmósfera y luego por la difusión, reflexión en las nubes y de absorción por las moléculas de gases (como el ozono y el vapor de agua) y por diferentes partículas en suspensión, la radiación solar alcanza la superficie terrestre oceánica y continental que la refleja o la absorbe. “La cantidad de radiación absorbida por la superficie es devuelta en dirección al espacio exterior en forma de radiación de onda larga, con lo cual se transmite calor a la atmósfera” [42].

1.3.1.a Absorción, reflexión y transmisión. La luz se encuentra sometida a fenómenos de absorción donde transforma la energía radiante de la luz en forma de energía calorífica; también debido a su carácter de onda experimenta el fenómeno de reflexión donde el material u objeto reflejan las ondas incidentes y por último la transmisión que es el paso de la radiación a través del material [43]. Estos fenómenos son dependientes de las características del material y ocurren en distintas proporciones y no necesariamente en el espectro visible (figura 8).

Figura 8.

Absorción, reflexión y transmisión de la luz



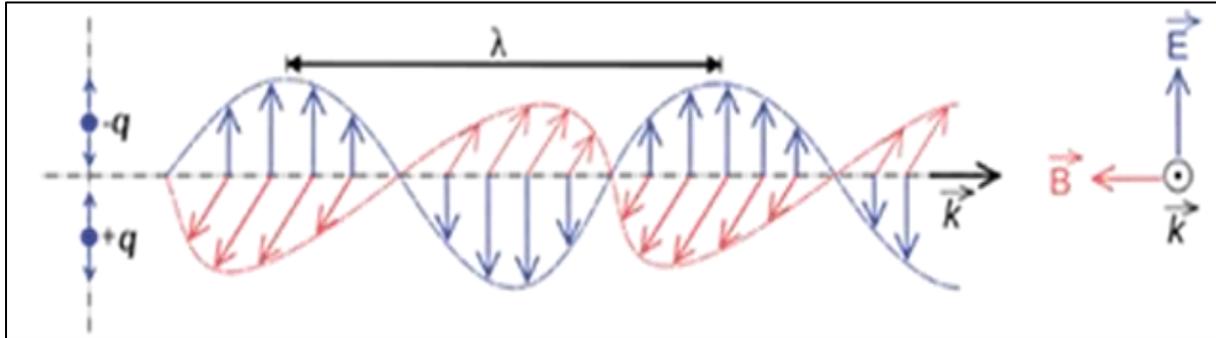
Nota. Reflexión, transmisión y opacidad de la luz sobre las superficies, tomado de: Hugo Rodríguez “Curso de Sensitometría 2004”. Disponible en: https://www.hugorodriguez.com/cursos/curso_sensit_02.htm#trans [Acceso: Mar.15, 2022]

1.3.2 Luz polarizada

La polarización es una propiedad de la luz, que describe la geometría interna de una fuente de radiación. [44] y de acuerdo con el modelo clásico la luz es una onda transversal electromagnética que puede viajar en el vacío, como se muestra en la siguiente figura (figura 9) “dicha onda tiene una componente eléctrica (en azul) y una componente magnética (en rojo) cuyas direcciones forman un ángulo de 90° ” [45].

Figura 9.

Onda transversal electromagnética

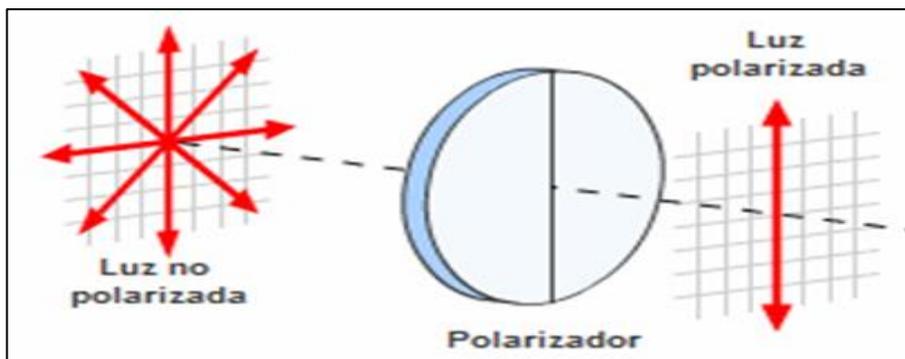


Nota. Representación de una onda transversal electromagnética según la mecánica clásica, tomado de: Alexandra Serrano Cortés “¿Qué es la polarización?”. Disponible en: http://red.unal.edu.co/cursos/ciencias/mtria_ensenanza/polarizacion/html/polari_concepto_1.html [Acceso: Mar.16, 2022]

Las vibraciones eléctricas y magnéticas de una onda luminosa se producen en varios planos, una onda puede vibrar en más de un plano, a esto se le llama onda no polarizada, dentro de las ondas luminosas no polarizadas se encuentra la luz emitida por una vela o un bombillo, la luz no polarizada puede transformarse en luz polarizada confinando sus vibraciones a un solo plano (figura 10) por medio de fenómenos como: transmisión reflexión y refracción [45].

Figura 10.

Polarización de la luz



Nota. Polarización de la luz, tomado de: Real Sociedad Española de Física “Polarización de la luz. trabajos de Malus, Arago y Fresnel” Disponible en: <http://rsefalicante.umh.es/TemasLuz/Luz07.htm> [Acceso: Mar.16,2022]

La polarización es el fenómeno en el que las ondas están restringidas a una dirección de vibración, es una propiedad de las ondas que describe la orientación de sus oscilaciones

1.3.3 Interacción de la luz solar con las microalgas

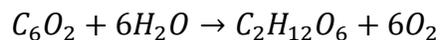
La luz es el nutriente que proporciona la energía a las microalgas para que puedan llevar a cabo la generación de nueva biomasa y es por tanto el motor del crecimiento[46]. La irradiación de la luz es el nutriente limitante en un fotobiorreactor, debido a que los demás nutrientes se pueden suministrar. No obstante, la energía solar es limitada y presenta problemas al penetrar en el fotobiorreactor. También, “su exceso puede ser limitante, ya que las microalgas absorben la luz muy intensamente, y no la pueden asimilar por completo” [46].

La luz utilizada para realizar la fotosíntesis se encuentra en el rango de luz visible, lo que quiere decir, entre 400 a 700 nm de longitud de onda. Mediante la fotosíntesis se capturan y convierten energía lumínica a energía utilizada en el metabolismo del microorganismo y así obtener la energía y poder reductor necesario para incorporar CO₂ y la fabricación de moléculas orgánicas que se requieren para el crecimiento [47] .

Las microalgas son organismos de tipo eucariotas; el rendimiento de la fotosíntesis depende de la presencia de los pigmentos absorbedores de luz, llamadas clorofilas. “Estos pigmentos absorben la luz principalmente en la región azul-violeta y rojo del espectro y absorben débilmente en la región verde, esta es la razón por la cual los fotótrofos poseen una tonalidad verde.” [48] Las microalgas para realizar la fotosíntesis utilizan la energía solar para metabolizar el CO₂ a H₂O, liberando oxígeno molecular de glucosa en las microalgas.



El CO₂ se metaboliza produciendo azúcares.



1.4. Fotobiorreactores

Son dispositivos que utilizan la luz como fuente de energía para cultivar microorganismos fototróficos (organismos que captan fotones para producir compuestos orgánicos). Estos organismos usan la fotosíntesis para producir biomasa por medio de la luz y el CO₂ del ambiente [49].

Entre los microorganismos más comunes para su uso están las: plantas, cianobacterias, bacterias moradas, microalgas y musgos. Este dispositivo se genera para crear un entorno artificial con condiciones específicas que se controlan con detenimiento y dependiendo la especie de organismo que se quiera trabajar. Esto se realiza para mantener un medio de cultivo estable controlando parámetros importantes como temperatura, pH, concentración de oxígeno, entre otras. Esto permite una tasa de crecimiento alta y niveles de pureza mucho más altos que los que puede ofrecer otro entorno de la naturaleza. Dependiendo de las condiciones del cultivo se opta por usar dos sistemas de cultivo (sistemas abiertos o cerrados).

1.4.1 Tipo de fotobiorreactores

1.4.1.a Sistemas abiertos. Estos estanques son la manera más común de producción de algas, ya que es el método más económico para la producción de biomasa a gran escala. Estos sistemas se clasifican en aguas naturales (lagunas, estanques y lagos), o por aguas residuales en estanques que se generan de manera artificial. Suelen ser ubicados cerca de plantas de energía o industrias con grandes producciones de CO₂ donde la biomasa absorbe nitrógeno de la atmósfera en forma de NO_x.

1.4.1.a.i Open Ponds. Son sistemas de cultivo que tienen forma de balsas o canoas y generalmente consiste en canales poco profundos con medidas que rondan los 0,15-0,45 metros de profundidad [50]. La temperatura de los estanques no se controla y se suele usar a pH básicos (9-11) para evitar que otros organismos pueden crecer dentro del fotobiorreactor [50], también se usa condiciones de salinidad específicas para minimizar la contaminación por otras cepas que ingresen. La intensidad lumínica es dependiente de la insolación solar que entra al fotobiorreactor,

por lo tanto, la eficiencia de los estanques abiertos depende sobre las variaciones diurnas locales y la temperatura del lugar.

Figura 11.

Fotobiorreactores Open Ponds



Nota. Imagen aérea de un open pond, tomado de: Bless, Maximiliano Alejandro y Conteri, Germán Daniel “simulación computacional del crecimiento de microalgas en un fotobiorreactor” Disponible en: <https://cutt.ly/GLDvw8q> [Acceso: Jul.13, 2022]

1.4.1.a.ii Raceways. Son medios de cultivo que tienen forma circular los cuales son un poco más sofisticados ya que proveen agitación y mezcla, al igual que los open ponds se les puede suministrar CO_2 para mejorar el rendimiento del proceso, y a su vez permite el control del pH. El dispositivo de impulsión que usa son ruedas de paleta o “paddle wheel” que consigue mantener el cultivo en suspensión y mezclado con un gasto energético bajo por metro cubico [51].

Figura 12.

Fotobiorreactores Raceways



Nota. Biorreactor Raceways, tomado de: Sandra Milena Parra González “Diseño de fotobiorreactor para cultivo microalgal basado en lógicas matemáticas y principios de movimiento y forma”. Disponible en: <https://docplayer.es/183643327-Diseño-de-fotobiorreactor-para-cultivo-microalgal-basado-en-logicas-matematicas-y-principios-de-movimiento-y-forma-sandra-milena-parra-gonzalez.html> [Acceso: Jul.13, 2022]

1.4.1.b Sistemas cerrados. Estos reactores se denominan así por que mantienen al cultivo totalmente aislado exterior, estos suelen estar equipados por medios de agitación, control de pH o intercambiadores de calor o aireadores de CO₂. [48]. Estos son fotobiorreactores muy específicos ya que solo suelen diseñarse específicamente para una especie de alga concreta.

1.4.1.b.i Columnas. Consisten en una columna de material transportador con un diámetro y altura determinada, también se caracterizan por columnas fáciles de construir ya que su forma cilíndrica ayuda a distribuir la luz [52]. También se han utilizado columnas de recirculación interna con el objetivo de mejorar el flujo y prolongar el contacto de los gases, mejorando la transferencia de materia, algunas veces también se pueden construir las columnas de manera vertical. Una desventaja que poseen es que reducen las captaciones de luz que impactan en el fotobiorreactor.

Figura 13.

Fotobiorreactores de columna



Nota. Fotobiorreactores de columna, tomado de: Virginia Aragozo Carballera “Proyecto de modificación de la edar de lerma (burgos) con diseño de un fotobiorreactor para cultivo de microalgas con fines energéticos”. Disponible en: <https://1library.co/document/q7wm33oz-proyecto-modificacion-burgos-diseno-fotobiorreactor-cultivo-microalgas-energeticos.html> [Acceso: Jul.14,2022]

1.4.1.b.ii Tubulares. Se reconocen como los fotobiorreactores más sofisticados y los más especializados, pero son también los más caros de construir, el diseño de estos fotobiorreactores se compone por dos partes [49]:

- **Lazo:** Es la parte que lleva a cabo la captación de energía solar, se le considera como lazo ya que forma una corriente de tubos unida de forma compacta con ayuda de codos y curvas, el lazo está específicamente diseñada solo para la captación de luz, sin tener que preocuparse por los intercambiadores de calor o materia [49].
- **Desgasificador:** Esta parte se enfoca en el intercambio de materia, especialmente la desorción de oxígeno que logra ingresar al fotobiorreactor. La transferencia de materia y el grado de agitación en estos fotobiorreactores son bajos lo que hace que produzcan altas concentraciones de oxígeno [49].

Figura 14.

Fotobiorreactores tubulares



Nota. Fotobiorreactores tubulares, tomado de: Hipólito García Cuenca “Sistemas de cultivo de microalgas para la depuración de aguas residuales y producción de biocombustibles”. Disponible: <http://dspace.umh.es/bitstream/11000/2710/1/Garcia%20Cuenca%2C%20Hip%C3%B3lito.pdf> [Acceso:Jul.14, 2022]

1.4.1.b.iii Placas planas. También son conocidos como Flat Plat Reactors, estos tienen un diseño simple que busca un uso eficiente de la luz [51]. Estos están formados por dos láminas de materiales transparentes, generalmente de plástico, entre las que se agita el medio de cultivo mediante sistemas mecánicos o neumáticos.

Figura 15.

Fotobiorreactor de placas planas



Nota. Fotobiorreactor de placas planas, tomado de: Agrotendencia. Disponible en: <https://agrotendencia.tv/agropedia/el-cultivo-de-microalgas/> [Acceso: Jul.14,2022].

2. CARACTERIZACIÓN DE ORGANISMOS PRODUCTORES DE HIDRÓGENO

En este capítulo, se quiere dar a conocer algunos géneros de microorganismos que tengan la posibilidad de generar hidrógeno por medios de cultivos específicos, esto con la idea de dar algunas condiciones de producción de cada uno y realizar un análisis que nos permita obtener una base de los microorganismos más “ideales” para trabajar.

Tabla 5.

Tasas de producción de hidrógeno obtenidas por métodos biológicos, valores experimentales.

Tasas de producción de hidrógeno obtenido en distintos métodos evaluado en cianobacterias y microalgas	
Proceso	Tasa de producción
Biofotólisis	0,07 mmol/L/h
Biofotólisis indirecta	0,35mmol/L/h
Fotofermentación	145-160 mmol/L/h
Fermentación oscura	77 mmol/L/ h
Procesos de dos etapas	3,72-7,2 mol H ₂ /mol C ₆

Nota. Recopilación de información de la producción de hidrógeno del género *Rhodospseudomonas*, información tomada de: Brandon Sean Ross Robert W.M.Pott “Hydrogen production by immobilized *Rhodospseudomonas palustris* in packed or fluidized bed photobioreactor systems”. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0360319920338568?via%3Dihub> [Acceso: Mar.25, 2022]

El género *Rhodospseudomonas* es ampliamente estudiado por su capacidad de producción de hidrógeno en presencia de luz, y “una de sus especies más estudiadas para este proceso es la especie *palustris*; esta especie presenta mayores rendimientos en reactores PBR (Reactor de Lecho Empacado) de lecho fluidizado que en reactores PBR de lecho compacto y reactores CSTR (Reactor de Tanque Agitado Continuo) (rendimientos inferiores a: 8 mL/g/h)”[53].

Las simulaciones para generar un modelo cinético de alta precisión para la producción de biohidrógeno en reactores PBR analizan los cambios causados por la intensidad de la luz a la que se expone la cepa, la temperatura de crecimiento y la síntesis de biohidrógeno [54].

2.1 Bacterias productoras de hidrogeno

2.1.1 Características de la bacteria *Rhodopseudomonas (faecalis RLD-53)*.

Tabla 6.

Producción de hidrógeno por medio de Rhodopseudomonas.

Género	<i>Rhodopseudomonas (faecalis RLD-53)</i>
Tipo de organismo	Bacteria gramnegativa púrpura no sulfurosa
Tipo de célula	Procariota
Características metabólicas	Fotofermentación anaerobia y fotosíntesis anoxigénica
Medio de crecimiento	La bacteria utilizada se cultivó durante cuatro días en medio de Van Niels modificado [53].
Crecimiento	Su fase exponencial dura aproximadamente 72 horas y genera hidrógeno en menor medida comparado a su fase estacionaria [53].
Forma de producción	El hidrógeno es generado por medio de las enzimas nitrogenasas e hidrogenasas [55].
Condiciones de operación	Iluminación: 150 W/m ² (lampara incandescente de 60 W) pH: 6,8 Temperatura: 35°C [53]
Rendimientos	<ol style="list-style-type: none"> 1. Fase exponencial: 1,82 ± 0,12 mol H₂/mol 2. Fase estacionaria: 3,67 ± 0,26 mol H₂/mol 3. Fase muerte: 1,12 ± 0,07 mol H₂/mol [53].

Tabla 6. Continuación

**Valor agregado
ambientalmente**

Opera a condiciones cercanas a las ambientales

Nota. Recopilación de información de la producción de hidrógeno del género *Rhodopseudomonas* de la especie *faecalis* RLD-53, información tomada de: Bovinille Anye Cho, *et al.* “Dynamic modelling of *Rhodopseudomonas palustris* biohydrogen production: Perturbation analysis and photobioreactor upscaling”. Disponible en: <https://www.journals.elsevier.com/international-journal-of-hydrogen-energy> [Acceso: Mar.25, 2022]

2.1.2 Características de la bacteria *Rhodopseudomonas (capsulatus)*.

Tabla 7.

Producción de hidrógeno por medio de Rhodobacter

Nombre	<i>Rhodobacter (capsulatus)</i>
Tipo de organismo	Bacteria gramnegativa púrpura no sulfurosa
Tipo de célula	Procariota
Características metabólicas	Fotofermentación anaerobia (también puede ser aerobia) y fotosíntesis anoxigénica
Medio de crecimiento	Se cultivo en un medio RCV anaeróbico [56].
Crecimiento	Dura alrededor de 40 horas su etapa de crecimiento
Forma de producción	El hidrógeno es generado por medio de las enzimas nitrogenasas e hidrogenasas [55]
Condiciones de operación	Biorreactor: BATCH de un litro Fuente de luz: Lámpara de vapor de sodio de 60W Temperatura: 30°C pH: 6,8 [56].
Rendimientos	1. Cepa 1 (B10): 17 mL H ₂ /g/h 2. Cepa 2 (IR3): 72 mL H ₂ /g/h
Valor agregado ambientalmente	Las cepas IR3 pueden usar sustratos orgánicos (residuos alimenticios) para producir hidrógeno.

Nota. Recopilación de Información de la producción de hidrógeno del género *Rhodobacter* de la especie *capsulatus*, información tomada de: Jonathan Deseure Jamila Obeid, John C. Willison, Jean-Pierre Magnin “Reliable determination of the growth and hydrogen production parameters of the photosynthetic bacterium *Rhodobacter capsulatus* in fed batch culture using a combination of the Gompertz function and the Luedeking-Piret model”. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2405844021014973>[Acceso: Mar.27, 2022]

Las descripciones matemáticas indican que la fotofermentación es más prometedora que la fermentación oscura para la transformación de sustratos en biohidrógeno para este género en específico. La cepa modificada (IR3) presenta grandes avances en el aumento del rendimiento de

H₂, pero debido a su difícil adquisición ésta no sale de las etapas de laboratorio haciendo difícil su implementación a mayor escala.

2.1.3 Características de la bacteria *Rhodopseudomonas (sphaeroides DSM 158)*.

Tabla 8.

Producción de hidrógeno por medio de Rhodobacter sphaeroides

Nombre	<i>Rhodobacter (sphaeroides DSM 158)</i>
Tipo de organismo	Bacteria gramnegativa púrpura no sulfurosa
Tipo de célula	Procariota
Características metabólicas	Fotofermentación anaerobia y fotosíntesis anoxigénica
Medio de crecimiento	Las células bacterianas fueron cultivadas en un medio de cultivo (PCM) bajo condiciones anaeróbicas [57].
Crecimiento	Produce hidrógeno en su fase estacionaria la cual llega alrededor de las 18 horas [60].
Forma de producción	El hidrógeno es generado por medio de las enzimas nitrogenasas e hidrogenasas [55].
Condiciones de operación	Intensidad lumínica: 2250 W/m ² pH: 7 Temperatura: 30°C [57]
Rendimientos	Proceso Batch: 195 mL/L/h Proceso continuo: 165 mL/L/h [57].
Valor agregado ambiental	Al requerir cantidades altas de luminosidad se puede exponer directamente al sol y evitar usar fuentes de luz eléctricas.

Nota: Recopilación de información de la producción de hidrógeno del género *Rhodobacter* de la especie *sphaeroides DSM 158*, información tomada de: Felix Krujatz, *et al.* "Hydrogen production by *Rhodobacter sphaeroides* DSM 158 under intense irradiation". Disponible en; <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0960852414014837?via%3Dihub> [Acceso: Mar.29, 2022]

Es posible mejorar la incidencia de luz en la superficie del reactor para aumentar tasa de producción de hidrógeno producido con el género *Rhodobacter*. Para este caso la producción de hidrógeno y la formación de biomasa se maximizaron con una irradiación de 2250 W/m² y una potencia volumétrica de 0,55 kW/m³ [57].

2.1.4 Características de bacterias fotosintéticas HAU-M1.

Tabla 9.

Producción de hidrógeno por medio de Bacterias fotosintéticas HAU-M1

Nombre	Bacterias fotosintéticas <i>HAU-M1</i> también llamadas bacterias fotosintéticas de alta eficiencia (<i>PSB</i>) <i>HAU-M1</i>
Tipos de organismos	Bacterias gramnegativas púrpuras no sulfurosas
Tipo de célula	Procariota
Características metabólicas	Fotofermentación anaerobia y fotosíntesis anoxigénica
Medio de crecimiento	Se cultivo en un medio de crecimiento utilizando biomasa de <i>Chlorella Vulgaris</i> como sustrato [58].
Crecimiento	El periodo de retardo de producción de hidrógeno es de 23,00 h [58]
Forma de producción	Hidrólisis enzimática de diferentes enzimas y biomasa de <i>Chlorella Vulgaris</i>
Condiciones de operación	Temperatura: 25 a 30°C pH: 6,5 a 7 Sustrato: Biomasa de <i>Chlorella Vulgaris</i> [58].

Tabla 9. Continuación

Rendimientos	Logra producciones de 291,65 mL con tasas de producción de 3,939 – 6,038 mL/h [58].
Valor agregado ambiental	El sustrato es económico ya que puede usar desechos lignocelulósicos.

Nota. Recopilación de información de la producción de hidrógeno por medio de bacterias fotosintéticas *HAU-M1*, información tomada de: Hong Liu *et al.* “Optimization of hydrogen production performance of *Chlorella vulgaris* under different hydrolase and inoculation amount”. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0959652621015122?via%3Dihub> [Acceso: Mar.30, 2022]

“La cepa adoptada fue la bacteria fotosintética (*PSB*) *HAU-M1*, proporcionada por el Laboratorio Clave de Nuevos Materiales y Equipos de Energía Renovable del Ministerio de Agricultura de la Universidad Agrícola de Henan. Se compone de un 28% de *Rhodopseudomonas palustris*, un 27% de *Rhodospirillum rubrum*, un 25% de *Rhodopseudomonas capsularis*, 11% *Rhodobacter capsulatus* y 9% *Rhodobacter sphaeroides*” [59].

Los procesos biológicos consumen más energía de la que pueden producir; para mejorar esta relación lo que proponen es el aumento de la eficiencia del proceso y, en paralelo, reducir el consumo de electricidad, ambos aspectos relacionados con la cuestión de un diseño óptimo del fotobiorreactor. El rendimiento de la fotofermentación puede mejorarse aún más mediante la implantación de técnicas de inmovilización, la aplicación de nanomateriales fotoluminiscentes, la ingeniería genética y otras estrategias biotecnológicas. [60].

2.1.5 Características de bacterias del género *Thiocapsa*.

“Es un género de bacterias púrpuras del azufre de la familia de las *Chromatiaceae*, descubierta por Winogradsky a finales del siglo XIX con características esféricas en forma de tétradas. Su tamaño ronda de 1-3 μm y contiene guanina y citosina en un 65.7%” [61]. Algunos microorganismos como la *Thiocapsa roseopersicina* puede producir hidrógeno, sulfato, tiosulfato, acetato, propionato, piruvato, malato, succinato, fructosa, fumarato o glicol etc. Como sustratos.

Tabla 10.*Producción de hidrógeno por medio de bacterias del género Thiocapsa*

Género	<i>Thiocapsa</i>
Tipo de organismo	Bacteria púrpura de azufre gram negativa
Tipo de célula	Procariota
Características metabólicas	Realiza fotosíntesis en condiciones anaeróbicas y es quimiótrofo [62].
Medio de crecimiento	Tienen un óptimo crecimiento en medios con cloruro de sodio 0,3 M [63].
Tasa de crecimiento	Llega a su estado estacionario de 3 a 4 días en condiciones fotosintéticas [64].
Forma de producción	La Bacteria posee 4 NiFe enzimas hidrogenasas (HupSL, Hyn, Hox y HupUV), fijando el N ₂ y produciendo H ₂ siendo la Hox la que produce H ₂ en condición de luz [65].
Condiciones de operación	<p>Método 1:</p> <p>Medio de cultivo: Las cepas se cultivaron en medio pfenning.</p> <p>Duración del cultivo: 3 días</p> <p>Temperatura: incubación a 30°C</p> <p>Luminosidad: 60–80 mol Quanta m⁻² s⁻¹</p> <p>pH: 7,00 [66]</p> <p>Método 2</p> <p>Medio de cultivo: Las cepas se cultivaron en medio pfenning.</p> <p>Temperatura: 25 °C</p> <p>Luminosidad: 58 μm s⁻¹m⁻²</p> <p>Duración del cultivo: 5 días [67].</p>

Tabla 10. Continuación

Rendimientos	Método 1: 45 $\mu\text{l}/\text{H}_2\text{S}$ nmol durante 7 h [66] Método 2: 16,31 ml H_2 / mg^{-1} proteína 150 h [67]
Valor agregado ambiental	Operar a temperatura ambiente (25 °C).

Nota. Recopilación de información de la producción de hidrógeno del género *Thiocapsa*, información tomada de: [65] [66] [67] [Acceso: Mar.31, 2022]

2.2 Microorganismos productores de hidrogeno por fermentación oscura:

La producción de biohidrógeno por fermentación oscura son procesos en los que los microorganismos degradan las materias orgánicas en metabolitos de bajo peso molecular en fase líquida en condiciones anaeróbicas y generan biohidrógeno simultáneamente. Durante este proceso no hay aporte de luz; múltiples tipos de microorganismos son capaces de generar biohidrógeno por medio de la fermentación oscura.

“Las bacterias de fermentación oscura estudiadas actualmente incluyen principalmente bacterias anaerobias obligadas (*Caldi- cellulosiruptor saccharolyticus*, bacterias del rumen y *Ruminococcus*) y bacterias anaerobias facultativas (*Escherichia coli* y *Enterobacter*). Las bacterias de fermentación oscura suelen estar dominadas por bacterias mixtas productoras de biohidrógeno” [15], ya que las bacterias mixtas poseen una mayor adaptabilidad a sustratos complejos para fermentación más eficiente para producir biohidrógeno, mientras que las bacterias puras de una sola especie no. Por medio de la fermentación oscura se obtiene mayor velocidad de producción de biohidrógeno y un funcionamiento continuo sin luz, lo que la hace llamativo este proceso para ser implementado a escala industrial.

2.2.1. Características de bacterias mixtas.

Tabla 11.

Producción de hidrógeno por medio de Bacterias mixtas

Nombre	<i>Bacterias mixtas</i>
Tipos de organismos	Bacterias gramnegativas púrpuras no sulfurosas
Tipo de célula	Procariotas
Características metabólicas	Fermentación oscura anaerobia
Medio de crecimiento	Residuos orgánicos (principalmente cáscara de fruta) con inóculo granular
Crecimiento	Produce una mayor cantidad de hidrógeno en su fase de crecimiento la cual se da a las 24 horas [68].
Forma de producción	Produce hidrógeno por medio de hidrogenasas encargadas de producir hidrógeno molecular sin usar $ATP\ 2H^+ + e^- \leftrightarrow H_2$ [55].
Condiciones de operación	<p>Método 1</p> <p>Medio de cultivo: Residuos orgánicos</p> <p>Temperatura: 35°C</p> <p>pH: 5,5</p> <p>Reactor: anaerobio híbrido de flujo ascendente. [68]</p>
Rendimientos	Método 1: 650 ± 50 mL H ₂ /g COD [68]
Valor agregado ambientalmente	La combinación de las bacterias bajo este método de obtención (fermentación oscura) permite utilizar distintos sustratos o sustratos complejos.

Nota. Recopilación de información de la producción de hidrógeno por medio de bacterias mixtas, información tomada de: L.M. Reyna-Gómez, A. Cruz-López, J.M. Alfaro, S.I. Suárez-Vázquez “Evaluation of the production of biohydrogen during the co-digestion of organic wastes in an upflow hybrid anaerobic reactor”. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S138589472100824X> [Acceso: Abr.2, 2022]

“De acuerdo con los análisis moleculares, se presenta la selectividad del biohidrógeno generada por presencia de los géneros *Megasphaera*, *Clostridium*, *Lactobacillus* y *Prevotella*, que

representaban el 26%, 2%, 12% y 29% de la biota microbiana a las 24 h. Además, el rendimiento del reactor anaerobio híbrido de flujo ascendente fue superior al reactor convencional” [68]

2.3 Microorganismos productores de hidrogeno por fermentación foto-oscura:

Con una combinación de fotofermentación y fermentación oscura, el sustrato se somete primero a una fermentación oscura para la producción de biohidrógeno. Después, los metabolitos del licor de la fermentación oscura se utilizan para producir biohidrógeno en la etapa de fotofermentación, mejorando así significativamente el rendimiento de biohidrógeno. Este proceso combinado puede aumentar significativamente el rendimiento teórico de biohidrógeno, mejorando sustancialmente la eficiencia de conversión de energía.

Las investigaciones sobre la producción de biohidrógeno por fotofermentación oscura se ha centrado en estrategias de producción de biohidrógeno de dos y un paso, la última de las cuales implica el cultivo conjunto de bacterias de fermentación oscura y de fotofermentación [15].

2.3.1. Características de bacterias *Clostridium* y *Rhodopseudomonas*

Tabla 12.

Producción de hidrógeno por medio de bacterias del género Clostridium y Rhodopseudomonas

Nombre	<i>Clostridium</i> y <i>Rhodopseudomonas</i>
Tipos de organismos	Bacterias: <i>Clostridium butyricum</i> es un bacilo grampositivo <i>Rhodopseudomonas palustris</i> es una bacteria gramnegativa púrpura no sulfurosa
Tipo de célula	Procariotas

Tabla 12. Continuación

Características metabólicas	<i>Clostridium butyricum</i> : Fermentación oscura anaerobia <i>Rhodopseudomonas palustris</i> : Fotofermentación anaerobia y fotosíntesis anoxigénica
Medios de crecimiento	La <i>C. butyricum</i> y <i>R. palustris</i> se cultivan en medios GP (Medio de Glucosa-Pepton) y YPS respectivamente [69].
Crecimiento	La <i>C. butyricum</i> y <i>R. palustris</i> tiene una etapa de crecimiento de 16 horas y 48 horas respectivamente.
Forma de producción	Produce hidrógeno por medio de hidrogenasas encargadas de producir hidrógeno molecular sin usar ATP $2H^+ + e^- \leftrightarrow H_2$ [55].
Condiciones de operación	<p>Método 1 (<i>C. butyricum</i>) Operación: Fotofermentación oscura Medio de cultivo: GP pH: 6,0 Temperatura: 37°C Agitación: 150 rpm [69].</p> <p>Método 2 (<i>R. palustris</i>) Operación: Fotofermentación Medio de cultivo: YPS pH: 6,5 – 8,5 Agitación: 120 rpm Intensidad de luz: 40W/m² Temperatura: 30°C [69].</p>

Tabla 12. Continuación

Rendimientos	El rendimiento total de ambas especies fue de $8,3 \pm 0,1$ mmol H ₂ / g COD
Valor agregado ambientalmente	Puede usar sustratos de desechos lignocelulósicos.

Nota. Recopilación de información de la producción de hidrógeno por medio de bacterias del género Clostridium y Rhodospseudomonas, información tomada de: Yaping Zheng, *et al.* “A review on biological recycling in agricultural waste-based biohydrogen production: Recent developments”. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0360319917320694> [Acceso: Abr.3, 2022]

Tabla 13.

La optimización del diseño y el rendimiento de los biorreactores de fermentación

Tipo de biorreactor	Diseño óptimo	Tipo de fermentación	Sustrato	Rendimiento máximo del H₂
Lecho fijo híbrido	Lecho fijo de polietileno clorado integrado y zeolita modificada con Fe	Fermentación oscura	Glucosa	32,3 mL H ₂ /g glucosa
Biorreactor de flujo descendente	Lecho de polietileno de baja densidad reciclado	Fermentación oscura	Sacarosa y urea	2,0 mol de H ₂ /moles convertidos de sacarosa
Biorreactor de flujo ascendente	Módulo de membrana tubular de ultrafiltración sumergida	Fermentación oscura	Glucosa	2,0 mol H ₂ /mol de glucosa
Biorreactor de flujo ascendente	Lodos anaeróbicos híbridos	Fermentación oscura	Mezcla de cáscaras de fruta	650 ± 50 mL H ₂ /g COD
Biorreactor de biopelícula	Lámina de gel de sílice como soporte	Fotofermentación	Acetato	$2,52 \pm 0.13$ mol H ₂ /mol de acetato

Tabla 13. Continuación

Biorreactor de biopelícula	Placa guía de luz modificada con SiO ₂ -quitosano-medio como soporte	Fotofermentación	Glucosa	1,11 veces mayor que la del portador tradicional
Biorreactor de biopelícula	Fibra óptica anular como portadora	Fotofermentación	Glucosa basada en la síntesis de aguas	0,34 mmol H ₂ /mmol de glucosa

Nota. Optimización del diseño y rendimiento de los biorreactores de fermentación tomada de: Yaping Zheng, *et al.* “A review on biological recycling in agricultural waste-based biohydrogen production: Recent developments”. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0360319917320694> [Acceso: Abr.3, 2022]

En el caso de la fermentación los reactores que presentan mayor producción de hidrógeno son el biorreactor de flujo ascendente y el de lecho fijo híbrido (tabla 13); donde el primero de ellos destaca por utilizar un desecho lignocelulósico como las cáscaras de fruta.

2.4. Microalgas productoras de hidrógeno por Biofotólisis.

2.4.1. Características del género *Scenedesmaceae*.

Es un género de algas verdes, de la clase de los *Chlorophyceae*, que generalmente son inmóviles. Para la formación de cenobios se encontró que depende de factores como altas intensidades de luz y temperaturas altas las cuales producen altas tasas de crecimiento [70]. A su vez se encontró que algunas de estas algas pueden producir gas de hidrógeno en condiciones anaeróbicas al proporcionar hidrogenasas con iones de hidrógeno derivados de la división de moléculas de agua a través de la fotosíntesis [71].

Tabla 14.*Producción de hidrógeno por medio de la microalga Scenedesmaceae*

Género	<i>Scenedesmaceae</i>
Tipo de organismo	Alga verde
Tipo de célula	Eucariotas
Características metabólicas	Se desarrollan de manera fotoautótrofa
Medio de crecimiento	Crecen en medios RCM (Medio Reforzado para Clostridios), Oxoid, TAP (Tris-acetato-fosfato), SENGER y aguas residuales con altas producciones de biomasa [72].
Tasa de crecimiento	Tiene un crecimiento de densidad optima de 750 nm al llegar a su fase estacionaria, la cual ocurre a las 15 a 24 horas [73].
Forma de producción	Produce hidrógeno por medio de hidrogenasas encargadas de producir hidrógeno molecular sin usar ATP $2H^+ + e^- \leftrightarrow H_2$ [55], también produce H ₂ por fotorreducción de CO ₂ [11].
Condiciones de operación	Método 1: Medio de cultivo: RCM, Oxoid Duración de la fermentación: 48h Temperatura: 30°C Luminosidad: 150μE/m ² s Agitación: 150 rpm durante la fermentación pH: 7 [74]

Tabla 14. Continuación

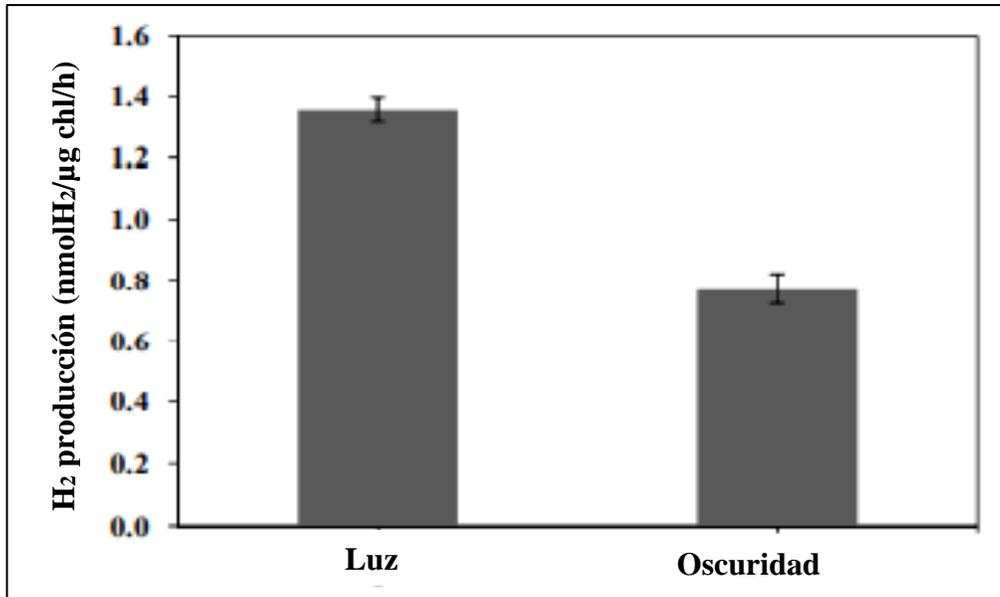
Condiciones de operación	Método 2 Medio de cultivo: TAP Luminosidad: 30 μ E/m ² s por 18 h Duración: 3 días Temperatura: 25°C Agitación: 120 rpm [73].
	Método 3 “Medio de cultivo: SENGGER Temperatura: 30°C Luminosidad: 50-60 μ E/m ² s Duración: 5 días” [75]
Rendimientos	Método 1: 56,8 mL H ₂ /g VS [74] Método 2: 1,4 nmol H ₂ /μg chl/h [73] Método 3: 4,7 ml H ₂ /ml PVC y 12,3 mL H ₂ /mL [75]

Nota. Recopilación de información de la producción de hidrógeno por medio de la microalga del género Scenedesmaceae, información tomada de: [73], [74] y [75] [Acceso: Abr.7,2022]

Se encontró que este género de microalga, (en el caso de la *Scenedesmus sp*) es demasiado susceptible a rendimientos distintos de hidrógeno si se varía condiciones de luminosidad. [73]

Figura 16.

Producción de hidrógeno de Scenedesmus sp KMITL

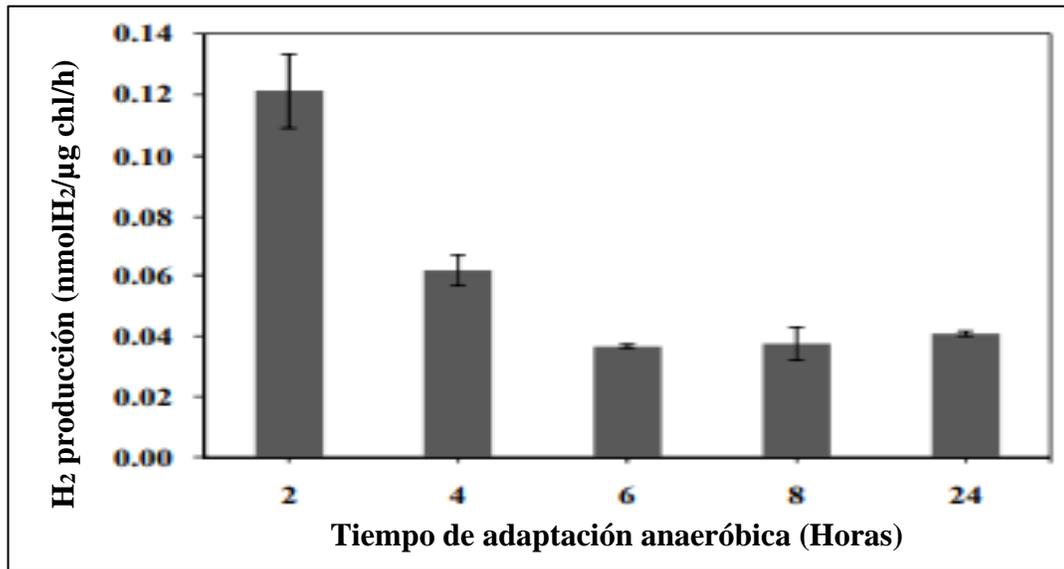


Nota. Producción de hidrógeno de *Scenedesmus sp KMITL* en medio TAP en condiciones de luz y oscuridad, tomado de: Aran Incharoensakdi, Saranya Phunpruch “Hydrogen Production by the Green Alga *Scenedesmus sp. KMITL-O1* under Heterotrophic Conditions”. Disponible en: <https://cutt.ly/4LF2YAH> [Acceso: Abr.7, 2022]

Trabajar en condiciones anaeróbicas en los tiempos iniciales del proceso ayuda a producir cantidades mayores de hidrógeno, como se ve a continuación.

Figura 17.

Producción de hidrógeno de Scenedesmus sp KMITL en distintos tiempos de adaptación



Nota. Producción de hidrógeno de *Scenedesmus sp KMITL* en medio TAP bajo diferentes tiempos de adaptación anaeróbica, tomada de: Aran Incharoensakdi, Saranya Phunpruch “Hydrogen Production by the Green Alga *Scenedesmus sp. KMITL-O1* under Heterotrophic Conditions”. Disponible en: <https://cutt.ly/4LF2YAH> [Acceso: Abr.7, 2022]

La producción de hidrógeno fue la más alta en las células incubadas bajo adaptación anaeróbica durante 2 horas (Figura 17). Después, la producción de hidrógeno de las células disminuyó. Esto se debe a que la producción de oxígeno disminuye y así la enzima hidrogenasa no se ve inhibida para generar hidrógeno en las primeras 2 horas después de la adaptación anaeróbica [73]. La incubación durante más de 2 horas no generó una producción de hidrógeno constante o mayor, debido a que se reducen los donantes de electrones y protones en las células, además de la limitación de la enzima hidrogenasa.

2.4.2. Características del género *Chlamydomonas*.

Son un género de algas verdes de alrededor de 10 μm de largo por 3 de ancho, en su extremo posee dos flagelos que le proporcionan movilidad. Poseen la característica de reproducción asexual

y sexual dependiendo la circunstancia en las que se encuentran. Sus hábitats incluyen suelos, estanques temporales, lagos eutróficos y nieve derretida [12].

Tabla 15.

Producción de hidrógeno por medio de la microalga Chlamydomonas

Género	<i>Chlamydomonas</i>
Tipo de organismo	Alga verde
Tipo de célula	Eucariotas
Características metabólicas	Se desarrolla mixotroficamente y fotoautotrofamente con NO ₃ y NO ₂ bajo bajas tensiones de CO ₂ [76].
Medio de crecimiento	El medio de cultivo más usado es el TAP, algunas veces retirando el azufre [77].
Tasa de crecimiento	A las 48 horas llega a su fase exponencial y a las 96 horas a su fase estacionaria [78].
Forma de producción	Se tiene que privar el azufre y el oxígeno del cultivo para activar la hidrogenas y producir hidrógeno [76], también pasando de fase aeróbica a anaeróbica rápidamente mejora la productividad del cultivo [79].
Condiciones de operación	<p>Método 1</p> <p>Medio de cultivo: TAP</p> <p>pH: 7,2</p> <p>Temperatura: 25 °C</p> <p>Agitación: 150 rpm</p> <p>Luminosidad: 200 μE/m²s con fotoperiodos 12:12</p> <p>Tiempo de producción óptimo: 110h [76].</p>

Tabla 15. Continuación

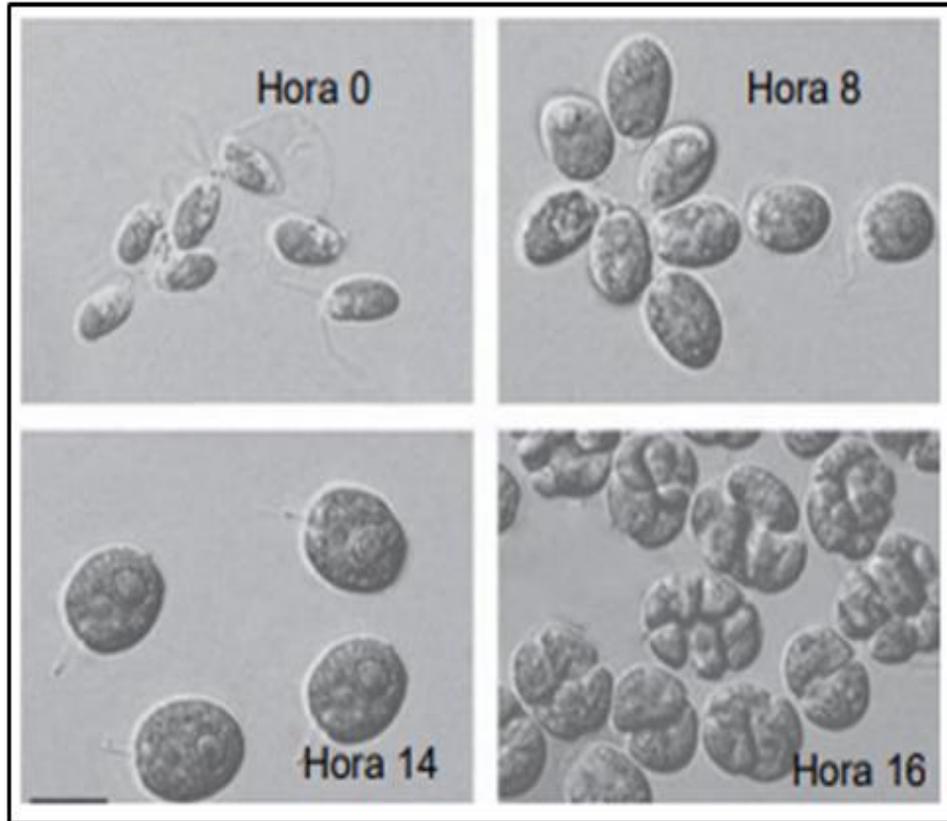
Condiciones de operación	Método 2 Medio de cultivo: Medio mineral NO ₃ Temperatura: 25°C Iluminación: Se varió en distintos tiempos (60-250 μm/m ² s) Tiempo: 60 h [76].
	Método 3 Medio de cultivo: TAP-S (Tris-acetato-fosfato, sin azufre) Tiempo de producción máxima: 120 h Absorción fotosintética: 681 nm Luminosidad: 100 μE/m ² s pH: 8,0 Reactor: Flujo tubular Sartorius [80].
Rendimientos	Método 1: 225 ml H ₂ /L cultivo [81] Método 2: 660 μl H ₂ / Chl [76] Método 3: 5,2 ml H ₂ /L Cultivo[80]
Valor agregado ambientalmente	Su metabolismo natural involucra el secuestro de CO ₂ , y genera una reducción ambiental [82].

Nota. Producción de hidrógeno por medio de la microalga del género *Chlamydomonas*, información tomada de: [76], [80] y [81] [Acceso: Abr.10,2022]

La fase logarítmica de estos organismos cuando son cultivados es mantenida en un fotoperiodo de 12:12 (luz: oscuridad) a 22-25°C. En luz a 25°C normalmente las células se dividen 3 veces produciendo 8 hijas y cuando se manejan temperaturas menores y en condiciones de baja luz normalmente solo dan dos divisiones [83].

Figura 18.

Crecimiento de células en cultivo de ciclo 12:12



Nota. Crecimiento de células en cultivo de ciclo 12:12, tomado de: Robert A. Andersen “Algal Culturing Techniques”. Disponible en: <https://www.elsevier.com/books/algal-culturing-techniques/andersen/978-0-12-088426-1> [Acceso: Abr.12, 2022]

Como podemos observar en la figura 18 el organismo presenta un alto crecimiento celular trabajando con fotoperiodos 12:12, en donde el mayor crecimiento celular se presenta en la hora 16. También, al ser un organismo que puede crecer de distintas formas, su rendimiento va a variar dependiendo de la condición del metabolismo que se le emplee.

Tabla 16.

Rendimientos de distintos crecimientos que posee la C. reinhardtii

Condiciones de crecimiento	Rendimiento (g biomasa/mol carbono)
Autótrofo	28,9
Heterotrófico	15,6
Mixotrófico	Incrementa cuando aumenta la intensidad de luz 13,5 a 22,9

Nota. Rendimientos de distintos crecimientos que tiene la *C. reinhardtii*, tomado de: Nanette R Boyle & John A Morgan “Flux balance analysis of primary metabolism in *Chlamydomonas reinhardtii*”. Disponible en: <https://bmcsystbiol.biomedcentral.com/articles/10.1186/1752-0509-3-4> [Acceso: Abr.12,2022]

Se observa que el incremento en la intensidad de la luz de la especie *C. reinhardtii*, ayuda a producir mejores rendimientos en condiciones mixotróficas, generando velocidades de crecimiento de hasta $600 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ [84].

2.4.3. Características del género *Chlorella*.

Es un género de algas verdes unicelulares del filo *Chlorophyta*, los cuales poseen una forma esférica teniendo tamaños de alrededor de 2 a 10 μm de diámetro y no poseen flagelo. Poseen una reproducción asexual y bastante rápida, ya que en 24 horas en condiciones óptimas se multiplican por autoesporulación que es la reproducción más común en algas [30]. Se ha encontrado que algunas especies como la *Chlorella Vulgaris* tiene la cualidad de producir hidrógeno en medios de cultivos específicos.

Tabla 17.*Producción de hidrógeno por medio del género Chlorella*

Género	<i>Chlorella</i>
Tipo de organismo	Alga verde
Tipo de célula	Eucariota
Características metabólicas	Se desarrolla de manera mixotrófica.
Medio de crecimiento	Medios MA, F/2, sales minerales y sustancias orgánicas como aguas residuales y estiércoles [85], [86] y [87].
Tasa de crecimiento	En medios F/2 llega a una fase estacionaria al día 20 con tasas de crecimiento de 30×10^6 a 125×10^6 cel/ml” [85].
Forma de producción	Biofotólisis indirecta con privación de azufre [86].
Condiciones de operación	<p>Método 1</p> <p>Medio de cultivo: MA</p> <p>Temperatura: 27 °C</p> <p>Iluminación: 120 $\mu\text{m}^2/\text{s}$</p> <p>Tiempo de producción más alta: 100 h</p> <p>Burbujeo: 5% CO₂ con velocidad 0,3 vvm [86]</p> <p>Método 2</p> <p>Medio de cultivo: Se cultivó foto autotróficamente en un medio MA.</p> <p>pH: 8,0</p> <p>Iluminación: 120 $\mu\text{m}^2/\text{s}$</p> <p>Temperatura de inhibición: 40°C</p> <p>Tiempo de producción más alta: 72h</p> <p>Burbujeo: aire de 5% de CO₂ 100 ml/min [87]</p>
Rendimientos	<p>Método 1: 34.8 mL/h/L</p> <p>Producción total: 496 mL H₂/L cultivo [86]</p>

Tabla 17. Continuación

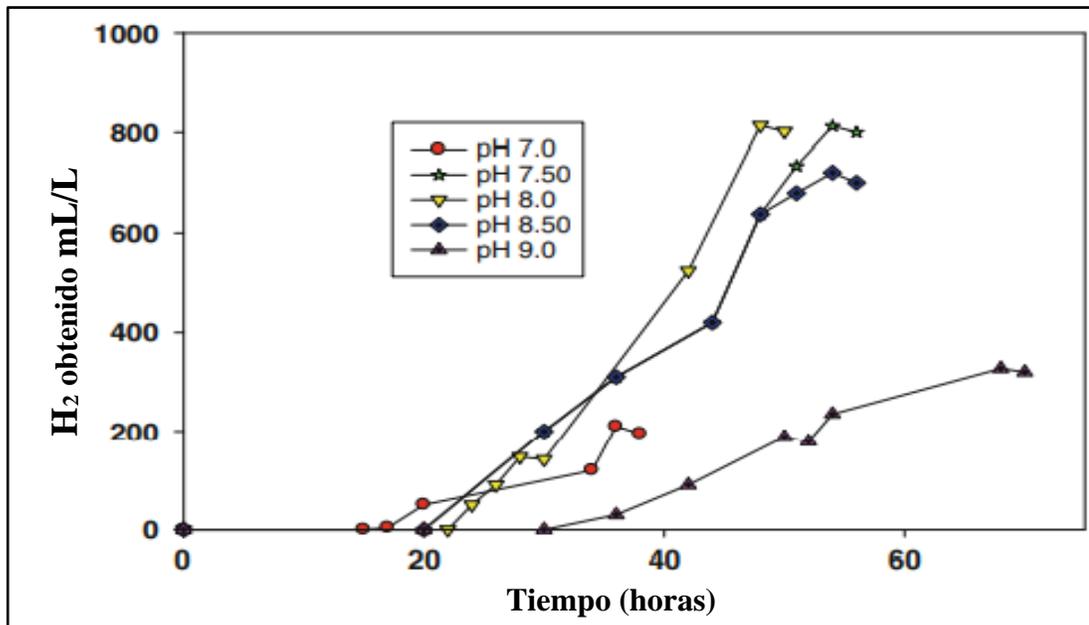
Rendimientos	Método 2: 24 mL H ₂ /L cultivo [87] Producción total: 1 315 mL H ₂ /L
Valor agregado ambiental	Su metabolismo natural involucra el secuestro de CO ₂ , y genera una reducción ambiental, también degradan aguas residuales y estiércol como alimento, para crecer en medios naturales [82].

Nota. Producción de hidrógeno por medio del género *Chlorella*, información tomada de: [85], [86] y [87] [Acceso: Abr.13, 2022]

Se encontró que la especie *Chlorella Vulgaris* es un organismo demasiado susceptible a cambios respecto al pH y dependiendo del sustrato que se suministre, genera variaciones en la producción de hidrógeno como se ve a continuación.

Figura 19.

Hidrógeno producido con variación de pH en el cultivo



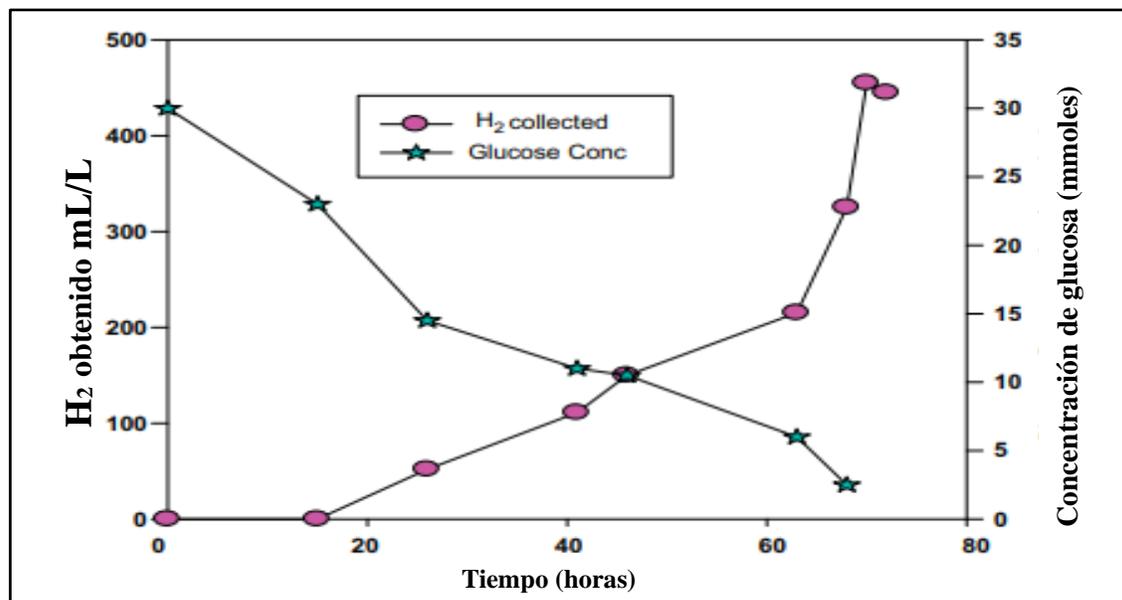
Nota. Hidrógeno producido con variación de pH en el cultivo a lo largo del tiempo, tomado de: Naim Rashid, Kisay Lee, Qaisar Mahmoodb “Bio-hydrogen production by *Chlorella Vulgaris* under diverse photoperiods”. Disponible en: <https://link.springer.com/article/10.1007/s00449-012-0819-9> [Acceso: Abr.14, 2022]

“En la figura número 19 la variación de hidrógeno cambia debido al pH, ya que este cambia las vías metabólicas que producen diversos subproductos desfavorables. Esto se debe a que el pH es uno de los factores que controlan la actividad enzimática productora de hidrógeno con la nitrogenasa y la hidrogenasa” [86] [87]. También se puede observar que se obtienen mejores rendimientos en pH de 8 a menores tiempos, por lo tanto, se propone trabajar bajo esta medida; además de que a este nivel de pH se inhibe el crecimiento de otro tipo de microorganismos.

El consumo de glucosa como sustrato para la *C. Vulgaris* a las 72 horas resultó ser uno del organismo con tasa de producción de hidrógeno más altas.

Figura 20.

Consumo de glucosa de la Chlorella Vulgaris para la producción de hidrógeno



Nota. Consumo de glucosa de la *C. Vulgaris* para la producción de hidrógeno, tomado de: Naim Rashid, Kisay Lee, Qaisar Mahmoodb “Bio-hydrogen production by *Chlorella vulgaris* under diverse photoperiods”. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0960852410013921> [Acceso: Abr.14, 2022].

También se puede observar en la figura 20, que usando glucosa como sustrato (deficiente de azufre) al medio de cultivo, se consume rápidamente alrededor de las 24 horas e incrementando rápidamente la producción de hidrógeno, hasta consumirse completamente, esto ocurre en fase estacionaria con un pH inicial de 8,6.

2.5 Cianobacterias productoras de hidrógeno por Producción por fotólisis

2.5.1. Características del género *Synechocystis*.

Es un género de cianobacterias de agua dulce, se representa principalmente con la cepa de *Synechocystis* sp PCC6803 [88]. Esta especie es muy susceptible a la modificación genética. Su genoma ha sido secuenciado y muchas herramientas de biología de sistemas y biología molecular están disponibles para estudiar esta bacteria. Recientemente, los investigadores han realizado importantes esfuerzos para comprender y diseñar esta bacteria para producir productos químicos y biocombustibles a partir de la luz solar y el CO₂. [89].

Tabla 18.

*Producción de hidrógeno por medio de la cianobacteria *Synechocystis**

Género	<i>Synechocystis</i>
Tipo de organismo	Cianobacteria
Tipo de célula	Procariota
Características metabólicas	Fotosíntesis oxigénica, fosforilación oxidativa y glucólisis en medios oscuros [89].
Medios de crecimiento	Cultivos de agar, solución salina BG-AA, BG-11, BG11-Tris con BG110-Tris.
Tasa de crecimiento	Alcanza a tener tasas de crecimiento de $271,94 + 20,44 \times 10^6$ cel/mL en condiciones específicas [90].
Forma de producción	Produce hidrógeno por medio de hidrogenasas encargadas de producir hidrógeno molecular sin usar ATP $2H^+ + e^- \leftrightarrow H_2$ [55].
Condiciones de operación	Método 1 Medio de cultivo: Medio BG-11 fotoautótrofa. Iluminación: 50 $\mu\text{E}/\text{m}^2\text{s}$ Temperatura: 30°C

Tabla 18. Continuación

Condiciones de operación	Método 1
	Medio de cultivo: Medio BG-11 fotoautótrofa.
	Iluminación: 50 $\mu\text{E}/\text{m}^2\text{s}$
	Temperatura: 30°C
	pH: 9-10
	Tiempo de producción: 80 h [91]
	Método 2
	Medio de cultivo: Mezcla de BG11-Tris con BG110-Tris.
	Iluminación: 70 $\mu\text{m}/\text{m}^2\text{s}$
	pH: 7,4
	Temperatura: 28°C
	Burbujeo: gas N ₂ durante 15 min para eliminar el oxígeno
	Tiempo de producción: 200h [92]
	Método 3
	Medio de cultivo: Medio BG11
	Iluminación: 150 $\mu\text{m}/\text{m}^2\text{s}$
	Temperatura: 28 °C
	Burbujeo: Gas de N ₂ durante 20 min para eliminar el oxígeno
	pH 7,4
	Tiempo de producción: 7 días [93]
Rendimientos	Método 1: 0,29 mM H ₂ /Chl h [91]
	Método 2: 5,8mL H ₂ /mg cell h [92]
	Método 3: 3,07 mL H ₂ /L h [93]

Tabla 18. Continuación

Valor agregado ambiental	“Capaces de producir toxinas y exudarlas al medio circundante, constituyéndose en un problema de significancia para la salud humana y ambiental.” [94]
---------------------------------	---

Nota. Producción de hidrógeno por medio de la cianobacteria *Synechocystis* en 3 medios de cultivo y condiciones de producción diferentes, información tomada de: [90], [91], [92], [93] y [94] [Acceso: Abr:16, 2022]

Cuando se inmoviliza estos organismos en geles de alginato de calcio el cual es un material económico y no tóxico, facilita la recolección y separación de la biomasa de las cianobacterias del medio de crecimiento, facilitando así el proceso de producción de hidrógeno. A su vez, también se encontró que la actividad fotosintética de estos organismos depende de la composición de la matriz del gel de alginato de calcio. También es una buena solución para extender la vida útil de las cianobacterias, ya que estas pudieron sobrevivir durante más tiempo con pérdidas mínimas [92].

2.5.2 Características del género *Spirulina*.

Tabla 19.

Producción de hidrógeno con la cianobacteria Spirulina

Nombre	<i>Spirulina</i>
Tipos de organismos	Cianobacteria
Tipo de célula	Procariota
Características metabólicas	Fermentación oscura anaerobia y Fotofermentación anaerobia
Crecimiento	No se encuentra registrado del tiempo de cultivo.
Medio de crecimiento	Medio de Zarrouk, Efluente MFC con acetato de sodio, agua destilada con soluciones de minerales y vitaminas [95].
Forma de producción	Fermentación oscura y fotofermentación [56].

Tabla 19. Continuación

Condiciones de operación	Medio de cultivo: Zarrouk Tiempo de trabajo: 26 h – fotoperiodos 24:2 Equipo: EBPR (Fotobiorreactor Electroquímico) Iluminación: 2,92 W/m ² [13]
Rendimientos	27,49 y 13,37 mol H ₂ /d1/m ³ [13].
Valor agregado ambientalmente	No presenta un valor ambiental apreciable comparado con la producción de hidrógeno de otros microorganismos procariotas debido a su gasto energético constante.

Nota. Producción de hidrógeno con la cianobacteria *Spirulina*, información tomada de: Selma Hasnaoui, André Pauss, Nadia Abdi, Hocine Grib, Nabil Mameria “Enhancement of bio-hydrogen generation by spirulina via an electrochemical photo-bioreactor (EPBR)”. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0360319919347123> [Acceso: Abr.17,2022]

La producción se cuadruplica a estas condiciones de operación, pero sigue siendo baja comparada con la tasa de producción media de otros microorganismos [13] y al suministrar un voltaje su costo de operación aumenta y hace imposible su implementación a escala industria

2.6 Evaluación de microorganismos

Para generar la elección del microorganismo a trabajar, se decide hacer una matriz de selección la cual presenta valores ponderados para los parámetros: tasa de producción, crecimiento, valor agregado ambientalmente, característica metabólica.

- **Tasa de producción:** En esta característica se va a evaluar la cantidad máxima que presentan los microorganismos en la producción hidrógeno independientemente del medio de cultivo y del tiempo de crecimiento que se use. Estos valores pueden oscilar entre 0-1315 mL H₂, donde el valor del parámetro aumenta en una unidad cada 263 mL H₂; donde el valor máximo del parámetro es de 5 unidades.

- **Crecimiento:** Se tendrá en cuenta la tasa de crecimiento que presente el organismo o en su defecto el tiempo de crecimiento necesario para llegar a la tasa de producción de H₂ promedio del estudio. Para la ponderación 1 de este parámetro se considera que de 0 a 2 días es un crecimiento rápido, entre 2 a 3 días es de crecimiento medio y mayores a 3 días es de crecimiento lento y con un valor de 5, 3 y 1 respectivamente.
- **Valor agregado ambientalmente:** Se analizará de manera cualitativa el impacto ambiental de cada microorganismo en su crecimiento y al final se le asignará un valor para poder ser evaluado en la matriz (1: impacto perjudicial, 2: Impacto bajo, 3: impacto medio, 5: impacto alto)
- **Característica metabólica:** Se evaluará la cantidad de diferentes rutas metabólicas y su factibilidad al ser usadas por el microorganismo, en donde si presenta más de una ruta de metabólica, obtendrá un valor numérico más alto.

2.6.1 Factor de importancia

Para la determinación de la matriz de decisión, se tendrá un factor de importancia que evalúe el impacto que genera cada parámetro en el estudio. Cada parámetro tendrá un peso distinto dependiendo su importancia. A su vez este factor de importancia se multiplicará por el valor de cada parámetro evaluado y el valor mayor de la sumatoria determina el organismo a trabajar.

Tabla 20.

Factor de importancia

Parámetros que evaluar	Factor de importancia
Tasa de producción	5
Crecimiento	4
Característica metabólica	3
Valor agregado ambientalmente	2

Nota. Factor de importancia en orden descendente para cada parámetro a evaluar

En el factor de importancia se toma la tasa de crecimiento como el factor más influyente en la toma de decisión debido a que de ello depende la cantidad y proporción del producto obtenido; luego se tiene en cuenta el crecimiento del microorganismo, ya que, aunque el rendimiento puede no variar significativamente a mayor biomasa del microorganismo, mayor cantidad generada de hidrógeno.

Luego con menor importancia para el proceso, pero relativamente importante, se encuentran las características del metabolismo, las cuales debe satisfacer el diseño del fotobiorreactor. Y por último se encuentra el valor de peso dado al valor agregado que pueda dar al ambiente el desarrollo del método de obtención.

Tabla 21.*Peso de parámetros a evaluar*

Valor cualitativo de parámetro	Valor cuantitativo de parámetro
Cumple completamente con los estándares máximos de parámetro	5
Cumple en su mayoría con los estándares	4
Cumple de forma regular con los estándares	3
Cumple de forma mínima con los estándares	2
No cumple con los estándares	1

Nota. Relación de valores de acuerdo con el cumplimiento del parámetro.

2.6.2 Matriz de decisión

Tabla 22.

Matriz de decisión

Géneros	Tasa de producción	Crecimiento	Característica metabólica	Valor agregado ambientalmente	Total
<i>Rhodopseudomonas</i>					
<i>(Palustris)</i>	2	1	2	2	24
<i>Rhodopseudomonas</i>					
<i>(faecalis RLD-53)</i>	2	3	2	2	32
<i>Rhodobacter</i>					
<i>(capsulatus)</i>	2	5	3	5	49
<i>Rhodobacter</i>					
<i>(sphaeroides DSM 158)</i>	3	3	2	1	35
<i>Bacterias</i>					
<i>fotosintéticas HAU-M1</i>	2	5	2	4	44
<i>Bacterias mixtas</i>	3	5	2	2	45
<i>Clostridium y</i>					
<i>Rhodopseudomonas</i>	2	3	5	4	45
<i>Spirulina</i>	2	2	5	1	45
<i>Thiocapsa</i>	2	2	3	2	31
<i>Scenedesmaceae</i>	2	5	2	3	42
<i>Chlamydomonas</i>	3	5	3	3	50
<i>Chlorella</i>	5	2	4	5	55
<i>Synechocystis</i>	2	3	4	1	36
Factor de impacto	5	4	3	2	-

Nota. Matriz de decisión para microorganismos productores de hidrógeno.

Se establece que debido a sus cualidades y cumpliendo en la mayoría de los parámetros evaluados, el organismo elegido pertenece al género *Chlorella*, el cual presenta el mayor valor numérico en la matriz de decisión. A su vez se hace elección de la especie *Vulgaris*, la cual es el organismo con el que se evaluó esta especie y el más ampliamente estudiado de este género.

La *Chlorella Vulgaris* al ser un organismo fotoautótrofo para la conversión de dióxido de carbono, presenta una gran dependencia a la cantidad de luz suministrada, más que otras variables como el pH y temperatura, por lo tanto, se toma como variable de escalamiento la luz como principal fuente de energía suministrada al fotobiorreactor [96].

3. DEFINICION DE LA UBICACIÓN GEOGRÁFICA DEL FOTOBIORREACTOR CON RESPECTO A LA INCIDENCIA DE LA RADIACIÓN SOLAR

3.1 Importancia de la luz solar en microalgas

La luz es el nutriente que proporciona la energía a las microalgas para que puedan llevar a cabo la generación de biomasa y por lo tanto es la característica principal del crecimiento de estos organismos. “La luz es un nutriente limitante en un fotobiorreactor bien diseñado, ya que los demás nutrientes se pueden añadir en exceso sin perjudicar el proceso.” [46]

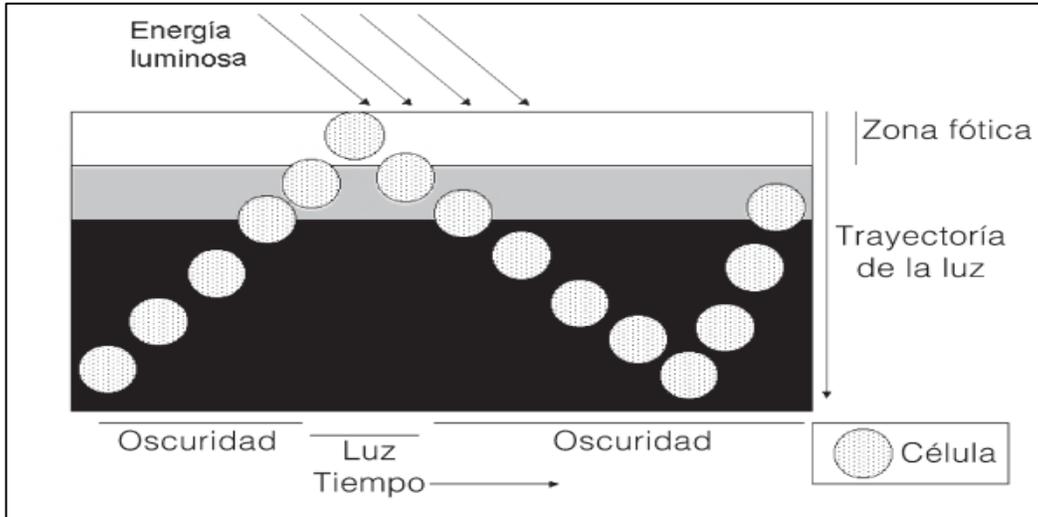
Las microalgas absorben la luz muy intensamente, en mayor cantidad de lo que pueden asimilar, más sin embargo suministrar la luz en el fotobiorreactor puede ser uno de los procesos más complicados, ya que es un factor limitante y por ello hay que entender que una exposición solar excesiva puede dar lugar a demasiada energía, destruyendo los sensibles pigmentos del alga, lo que seguidamente las manchan, palidecen y pudren [97].

“Una de las características que tienen los fotobiorreactores, es que puedan estar fotolimitados, estos casos ocurren cuando dentro del reactor existen zonas oscuras en el seno de los cultivos, y aunque existan zonas muy iluminadas, en promedio, el volumen del fotobiorreactor puede estar muy oscuro” [46]. A esto se le considera como cultivos densos, cultivos en donde existe un gradiente de iluminación en donde coexisten zonas oscuras y zonas iluminadas. Esta situación es inevitable cuando se usa luz solar.

En cultivos fotoautótrofos, la disponibilidad de la luz determina la intensidad a la que se realiza la fotosíntesis y como consecuencia también la velocidad de crecimiento [98]. Como se había hablado anteriormente en todos los sistemas de cultivo (fotobiorreactores) las células más cercanas a la superficie del reactor impiden la penetración de la luz hacia el seno del cultivo, la cual “se estima que en algunos cultivos solo de 1 a 2 mm de la luz penetra dentro del fotobiorreactor, lo cual presenta una pequeña fracción de la zona fótica, de alrededor de 10-30% del volumen total del cultivo [98].

Figura 21.

Trayectoria de la luz y de los ciclos luz/oscuridad



Nota. Trayectoria de la luz y de los ciclos luz/oscuridad en un fotobiorreactor, tomado de: Coral Contreras-Flores, Julián Mario Peña-Castro, Luis Bernardo Flores-Cotera y Rosa Olivia Cañizares-Villanueva “avances en el diseño conceptual de fotobiorreactores para el cultivo de microalgas”. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/339/33908304.pdf> [Acceso: Abr.22, 2022]

Un proceso importante que se debe realizar dentro del fotobiorreactor es el mezclado, ya que este favorece el intercambio gaseoso, evita la sedimentación de células, la formación de gradientes de condiciones ambientales y de concentración de nutrientes, pero su función principal es permitir que todas las células puedan acceder a la zona iluminada del fotobiorreactor [98]. En un mismo fotobiorreactor es posible establecer diferentes maneras de mezclado para manipular el régimen de iluminación y así la tasa de producción obtenida.

También se encontró que en cultivos de alta densidad celular en los que se utilizan niveles de iluminación altos, como los que se presentan al mediodía con frecuencia reportan aumentos de productividad al aumentar la intensidad del mezclado. El mezclado de un cultivo permite una penetración de la luz y un mejor régimen de iluminación [99], sin embargo, este proceso puede causar un daño al organismo por la fragilidad que poseen. Esta fragilidad celular y características fotosintéticas entre otros factores pueden variar dependiendo de la cepa con la que se esté trabajando.

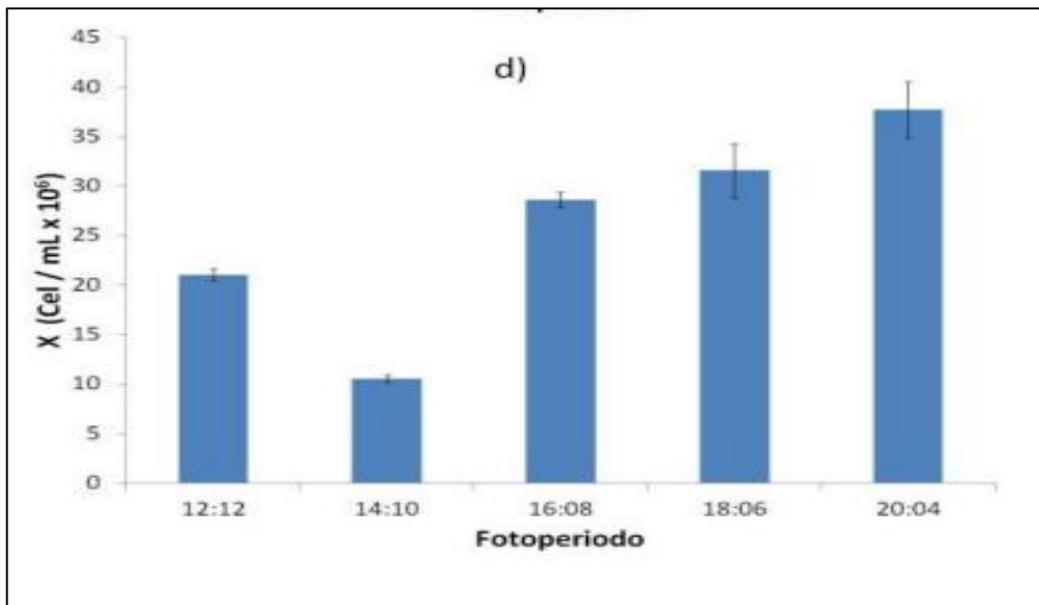
3.1.1 Influencia de fotoperiodos para el *Chlorella Vulgaris*

La intensidad de la luz tiene un gran impacto para el género de alga *Chlorella*, ya que se necesita una cantidad específica de luz para que realice su fotosíntesis. La tasa de fotosíntesis aumenta con la intensidad lumínica, llegando a un nivel de saturación que solo varía dependiendo la especie. [100] “Las intensidades de luz que se utilizan frecuentemente oscilan entre los 100 y 200 $\mu\text{E}/\text{m}^2\text{s}$, el cual es un valor bajo de luz, ya que corresponde al 5-10% de la luz del día (2000 $\mu\text{E}/\text{m}^2\text{s}$)” [101]

Se ha encontrado en diferentes estudios realizados, que la concentración celular, la producción de biomasa y la producción de hidrógeno depende en gran medida de la cantidad de luz y los periodos de luminosidad que se le empleen, como se puede ver a continuación:

Figura 22.

Producción de biomasa celular, en diferentes fotoperiodos



Nota. Cuantificación de biomasa celular a diferentes fotoperiodos y concentraciones de nitrógeno, tomado de: María Yesenia Ruiz Aguilar “Análisis del cultivo de la microalga *chlorella vulgaris* a diferentes fotoperiodos y concentraciones de nitrógeno” pag 48. Disponible en: <http://repositoriodigital.tuxtla.tecnm.mx/xmlui/bitstream/handle/123456789/723/48911.pdf?sequence=1&isAllowed=y> [Acceso:25, 2022]

En la figura 22, se indica que variaciones en los fotoperiodos y la cantidad de nitrógeno suministrado al medio de cultivo, tienen afectaciones de manera positiva en la producción de biomasa, los cuales tienen mayores tasas de biomasa en fotoperiodos de 20/4 y en altas concentraciones de nitrógeno, en donde se alcanzan a obtener valores de biomasa de $38,15 \times 10^6$ células/mL, esto se debe a que al aumentar el ciclo de luz, se suministra más energía para realizar una mayor cantidad de reacciones bioquímicas [102]. También concuerda con un estudio realizado por Ferrero (2011) donde la influencia del fotoperiodo sobre algunas microalgas del género *Chlorella*, demostró una reducción en la velocidad de crecimiento en ciclos de 12/12 en comparación con los expuestos a 24 horas de luz continua, indicándonos que la biomasa se genera en mayor cantidad en las horas de irradiación [103].

Según un estudio realizado en el 2010 en la universidad de Myiongli en república de Corea [86], la incidencia de la luz solar sobre la microalga *Chlorella Vulgaris* tiene afectaciones positivas para la producción de hidrógeno, ya que en este estudio se expone a este organismo a cuatro patrones de luminosidad diferentes, en los cuales las células fueron inmovilizadas y privadas de azufre y variando los fotoperiodos en rangos específicos aplicando una intensidad de $120 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ constante en cada periodo [86].

Tabla 23.*Producción de hidrógeno bajo distintas condiciones de luz*

Condición	Completamente oscuro	Parcialmente oscuro	Completamente iluminado	Parcialmente iluminado
Tasa (mL/h/L)	19,4	28,7	28,5	34,8
Volumen de H ₂ (Max)	348	448	496	530
Hora de inicio de producción H ₂	23-24	24-25	21-22	21.5-22
Tiempo de producción total de H ₂	45	59	47	52

Nota. Producción de hidrógeno por medio de la microalga *Chlorella Vulgaris* en diferentes fotoperiodos, tomado de: Naim Rashid, Kisay Lee, Qaisar Mahmoodb “Bio-hydrogen production by *Chlorella Vulgaris* under diverse photoperiods”. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0960852410013921?via%3Dihub> [Acceso: Abr.28, 2022]

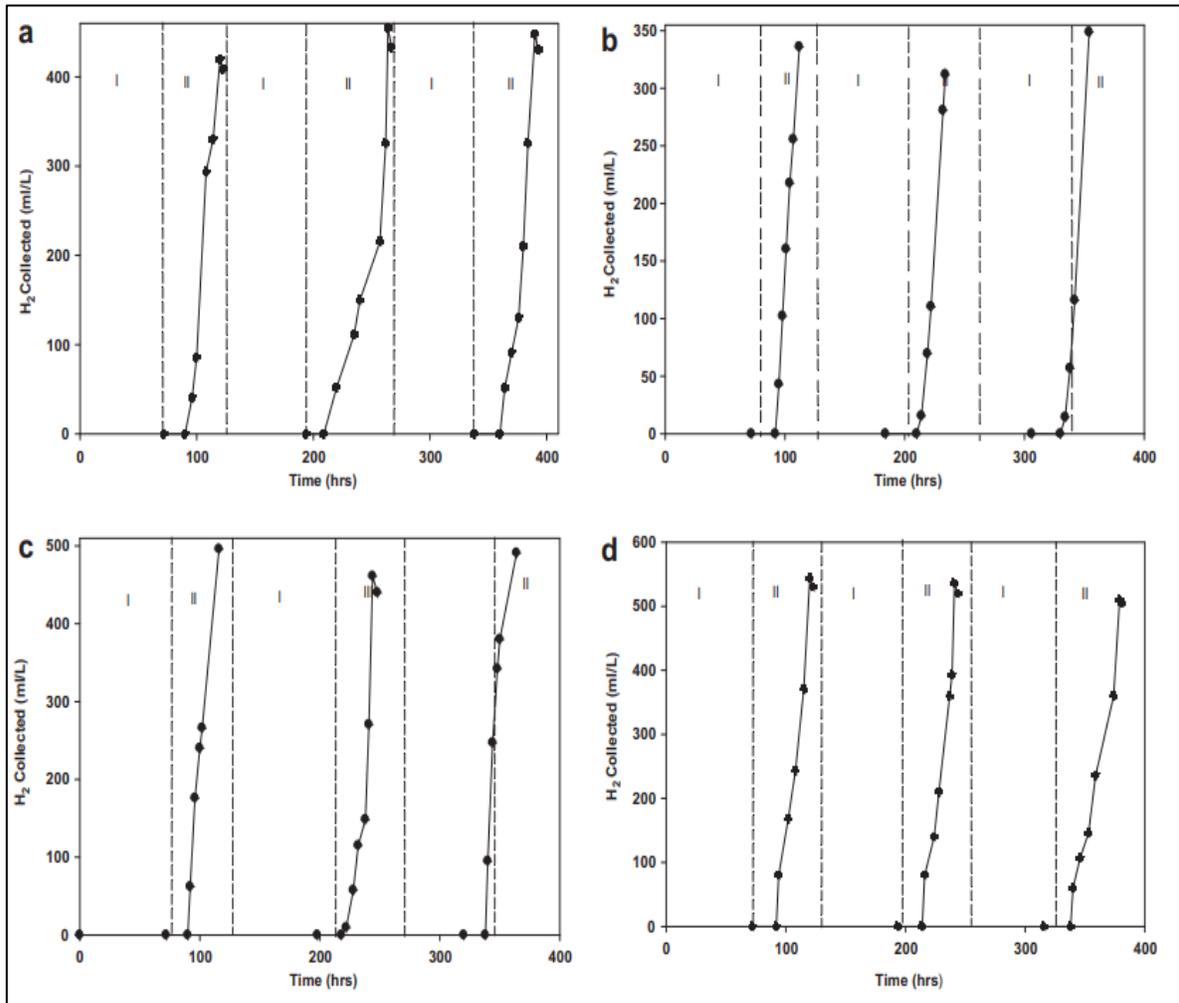
Como se puede apreciar en la tabla 23, es recomendable trabajar en condiciones parcialmente iluminadas, en donde se obtienen mejores tasas de producción y tiempos de producciones más cortas.

La necesidad de la fase oscura es esencial si se propone realizar un fotobiorreactor con producción de hidrógeno, ya que la fotosíntesis se rige por dos fases. La primera es donde se produce el ATP (Adenosín Trifosfato) y NADPH (Nicotinamida Adenina Dinucleótido Fosfato)

en fase lumínica, en donde estos, trabajan en la fase oscura para sintetizar moléculas metabólicas esenciales para el crecimiento [104]

Figura 23.

Producción de hidrógeno por Chlorella Vulgaris bajo distintos fotoperiodos



Nota. Producción de H₂ por *Chlorella Vulgaris* bajo condiciones (a) completamente oscuras (b) completamente claras (c) parcialmente oscuras y (d) parcialmente iluminadas con un período de crecimiento de 3 días, tomado de: Naim Rashid, Kisay Lee, Qaisar Mahmoodb “Bio-hydrogen production by *Chlorella vulgaris* under diverse photoperiods”. Disponible en:

<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0960852410013921?via%3Dihub> [Acceso: Abr.28, 2022]

Por tanto, se propone la idea de realizar un fotobiorreactor para la producción de hidrógeno, con cortos tiempos de incidencia oscura, ya que se presentan resultados óptimos de crecimiento.

3.2 Ubicación geográfica en Colombia del fotobiorreactor con respecto a la incidencia de la radiación solar.

Para definir la ubicación geográfica se tiene en cuenta 4 factores principales: La incidencia de luz solar en la zona, la temperatura promedio, los factores de atenuación de la luz solar y las áreas del país dónde exista desarrollo industrial o se encuentre cerca a puertos u otras infraestructuras relevantes para la cadena de suministro de hidrógeno; también se tiene en cuenta los perfiles de tiempo de duración, intensidad y constancia de los factores a evaluar.

3.2.1 Incidencia de la luz solar:

“La radiación solar emitida por el sol llega a la atmósfera de la Tierra considerablemente debilitada (aproximadamente 1360 vatios por metro cuadrado- W/m^2 .), debido a la distancia entre el Sol y la Tierra. Después dicha radiación sufre una atenuación debido a la capa atmosférica, por lo que la radiación en la superficie terrestre es de aproximadamente 1000 W/m^2 .” [105] Se distinguen tres tipos de radiación solar en función de cómo inciden los rayos del sol sobre la Tierra:

- Directa: es la recibida desde el Sol sin que se desvíe en su paso por la atmósfera.
- Difusa: es la que sufre cambios en su dirección principalmente debidos a la reflexión y difusión en la atmósfera.
- Albedo o reflejada: es la radiación directa y difusa que se recibe por reflexión en el suelo u otras superficies próximas.

De entre los tres tipos, la radiación directa es la de mayor importante en las aplicaciones fototérmicas. Los días nublados se recibe una menor cantidad de irradiación la cual llega a la superficie como radiación solar difusa y radiación de albedo. Debido a esto la radiación solar total, será la suma de todos los tipos de radiaciones:

$$R_T = R_{dir} + R_{dif} + R_a$$

Donde:

R_T = Radiación total

R_{dir} = Radiación directa

R_{dif} = Radiación difusa

R_a = Radiación de albedo

“El valor de la radiación difusa dependerá del ángulo (debido a factores geográficos) de los sistemas de captación (superficie del fotobiorreactor), dependerá de la naturaleza del suelo, por ejemplo, en la nieve la reflexión es mayor que sobre la vegetación.” [105]

3.2.1.a Constante solar. “Se define la constante solar como la cantidad de energía por unidad de tiempo y área, que se alcanza sobre una superficie orientada normalmente hacia la dirección de los rayos solares en la atmósfera” [105]. Por los efectos de debilitación que se producen por la atmósfera, la constante solar para efectos de cálculo se tendrá en cuenta en la superficie terrestre, dependiendo de diversos factores: nubes, vapor, horas de sol, etc.

“Por lo que se considera un valor de 1 kilovatio por metro cuadrado (kW/m^2) para el valor de constante solar. Por ello este valor se tomará para determinar las características de los sistemas captadores de energía” [105]

3.2.1.b Unidades de radiación solar. Los valores de radiación tienen las unidades de kW/m^2 , aunque en algunas documentaciones se utilizan la otra unidad de potencia, los Julios/segundo. [105] Para obtener el valor de radiación solar de una determinada zona se puede tener en cuenta:

- Irradiancia: “Flujo de radiación solar que incide sobre una unidad de superficie en un tiempo dado. Se expresa normalmente en W/m^2 , aunque también se expresa en kW/m^2 .” [105]

- Irradiación: “se define como la energía por unidad de superficie a lo largo de un periodo de tiempo. Se expresa en julios (energía) por metro cuadrado $\left(\frac{J}{m^2}\right)$, o como potencia $\left(\frac{Wh}{m^2}\right)$ mediante la conversión de unidades” [105]

La ecuación que relaciona la potencia con la energía es la siguiente en donde las unidades de la energía son los mega julios (MJ) y la de la potencia los kilovatios hora (kWh):

$$1 \text{ Kwh} = 3,6 \text{ MJ}$$

“Para efectos de cálculo se utiliza la Irradiación y para obtener los valores de irradiación se puede obtener desde la base de datos de irradiancia mundial online PVGIS (Sistema de Información Geográfica Fotovoltaica)” [106]

3.2.2 Precipitación

«Uno de los principales moduladores de la radiación UV, son las nubes, debido a que absorben o dispersan parte de ella, evitando que alcance el nivel del suelo. Se ha llegado a observar la extinción de cerca de la mitad de la radiación global para cielos cubiertos, y la mayor parte de la cual era radiación directa, que se redujo hasta en un 84 %» [107]

El nivel de precipitación que se genera al alcanzar el punto de saturación, el cual es donde las gotas de agua aumentan de tamaño hasta alcanzar la masa necesaria para que con el efecto de la gravedad estas se precipiten, y tomando la gran disminución en la radiación directa cuando se presenta este fenómeno, los lugares viables para la instalación de nuestro fotobiorreactor deben tener valores inferiores a 1500 mm/año lo que garantiza un periodo de exposición a la radiación solar con pocas interferencias.

3.2.3 Intensidad de la luz

Uno de los requisitos cruciales para un fotobiorreactor es proporcionar suficiente luz para permitir el crecimiento del cultivo de microalgas o cianobacterias. “Las bajas intensidades de luz no proporcionan suficiente energía para un crecimiento óptimo y las altas intensidades de luz conducen a la fotoinhibición del sistema de recolección de luz de algas” [108]

La intensidad de la luz incidente es fácil de medir, se puede comparar entre todos los diferentes tipos de reactores y es un parámetro básico de luz mencionado en casi toda la literatura. “Desafortunadamente, el valor informativo de la densidad de flujo de fotones incidente es limitado porque la luz se atenúa a lo largo de la distancia en la suspensión a medida que las células en crecimiento absorben la luz y se sombrean entre sí en el cultivo. Se debe tener en cuenta la atenuación de la luz” [48].

«A pesar de la observación empírica de que la tolerancia de las microalgas al flujo de luz se produce a 200-400 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, dicho umbral no constituye un límite estricto; de hecho, hay informes que atestiguan tolerancias de flujo de hasta 5 000 $\mu\text{mol photon m}^{-2} \text{s}^{-1}$ sin una saturación de flujo significativa, cuando se utilizan fuentes de diodos emisores de luz (LED) y flujos de luz instantáneos (pero discontinuos)» [48].

En condiciones de laboratorio la luz que incide la superficie del fotobiorreactor se encuentra en un rango de 50–200 $\mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$, pero cuando la incidencia de la luz es natural (radiación solar) es común que la luz incidente sea igual o mayor que 2000 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ [109]. “Se evidencia que para la *Chlorella Vulgaris* la exposición a flujo de luz alta (de 2500 a 3500 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) se presentan aumentos en su tasa de crecimiento lo cual la hace idónea para uso industrial” [110].

“Comparando la intensidad del Sol, con otra artificial, por ejemplo, un día de Sol al aire libre genera 2 000 μmol de fotones de luz por metro cuadrado por segundo (2 000 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$; en potencia unos 1 000 W m^{-2})” [109] y conociendo que la intensidad tolerable de la *Chlorella vulgaris* es considerablemente mayor (aproximadamente 3500 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) a la de un día de sol al aire libre; las regiones que ofrecen un mayor lapso de irradiación son las más idóneas.

La irradiación en cada región será evaluada como Hora Solar Pico (HSP). Donde es la cantidad de energía solar que recibe un metro cuadrado de superficie en un día promedio dividida en la constante solar (1000 W/m^2); lo cual nos da el valor de la cantidad de horas que la superficie de la región estaría siendo irradiada por 1000 W/m^2 .

$$HSP = \frac{\text{Irradiación diaria}}{1000 \frac{\text{W}}{\text{m}^2}}$$

3.2.4 Temperatura

La temperatura también es un factor clave y poco estudiado. Comprender el efecto de las fluctuaciones de temperatura en el metabolismo de las microalgas es crucial ya que los sistemas de producción al aire libre, que están directamente sujetos al flujo solar, pueden sufrir variaciones muy fuertes en la temperatura diaria y estacionalmente. Las microalgas suelen ser capaces de desarrollarse en un amplio rango de temperaturas entre 15 y 35 °C [111], con una respuesta muy variable entre las especies. La temperatura afecta la productividad en tres niveles diferentes:

“Desde un punto de vista fisicoquímico, afecta al CO₂ y O₂ en su velocidad de transferencia de masa y solubilidad en el medio, junto con el equilibrio/cinética de las reacciones, actuando fuertemente sobre todos los procesos enzimáticos celulares” [112], afecta el metabolismo de las microalgas, la velocidad de transporte en la célula, la regulación celular y, finalmente, la estructura.

A alta temperatura, también induce la degradación de proteínas, lo que lleva a la mortalidad celular. “Se ha demostrado que el estrés por temperatura afecta fuertemente la dinámica de las ROS (especies reactivas de oxígeno) causando daño oxidativo progresivo y, en última instancia, la muerte celular” [113].

“La mortalidad celular tiene lugar a temperaturas en un rango (dependiendo de la especie) entre 20 °C y 45 °C” [114]. Tales temperaturas se pueden alcanzar fácilmente en un dispositivo de cultivo de microalgas como fotobiorreactores al mediodía en verano. “Las fluctuaciones de temperatura de 10 a 45 °C pueden observarse fácilmente en regiones templadas, donde el límite superior está efectivamente por encima de los umbrales tolerados de la mayoría de las microalgas de interés” [115]. Por lo tanto, es de vital importancia desentrañar el efecto de la temperatura en la tasa de crecimiento celular de su efecto sobre la mortalidad.

“Para la generación de hidrógeno con la microalga *Chlorella* se encuentran rangos de operación entre los 10 a 45 °C” [115] donde para la especie *Chlorella Vulgaris* se encuentra un valor máximo de operación de 40°C [87], en este valor la producción de hidrógeno se empieza a inhibir debido a la alta temperatura.

El rendimiento y crecimiento del alga también presentan valores bajos cuando se encuentran en temperaturas superiores a 30°C (sobrecalentamiento) y a temperaturas inferiores a 15°C (condición subóptima); la temperatura óptima para el crecimiento de las algas en el biorreactor según los modelos de Hinshelwood y Bernard-Rémond es de 23,3 °C [116]; también se sabe que los cambios experimentados en el rango de temperatura entre 18 a 25 °C tanto para el crecimiento como para el rendimiento de hidrógeno son despreciables.

También se sabe que esta microalga extraída de su ambiente, en cultivos abiertos y en fotobiorreactor presenta crecimientos y rendimientos de H₂ considerables de 25 °C a 32 °C; donde la temperatura normal de cultivo y producción es de 25 °C [12].

Teniendo en cuenta lo anterior y que la temperatura, aunque importante no tiene tanta influencia en el rendimiento de la producción de hidrógeno siempre y cuando se mantenga en los rangos de operación y de forma constante se establece como rango considerado para la evaluación de este factor las temperaturas promedio comprendidas entre 18 a 32 °C.

3.2.5 Evaluación de ubicación del fotobiorreactor

La hoja de ruta del hidrógeno en Colombia es un consenso el cual se llevó el pasado 13 de noviembre en Escocia en la COP26 (vigésima sexta sesión de la Conferencia de las Partes), convocada por la ONU (Organización de las Naciones Unidas), y la asistencia de representantes de 190 países [117]. En estas se plantean la meta de disminuir a la mitad las emisiones de CO₂ para el 2030 y ser carbono neutro para el año 2050.

Para el desarrollo del objetivo se descartan las áreas que no se encuentren en las zonas consideradas en la hoja de ruta del hidrógeno en Colombia [117]. Y tomando las zonas destacadas y sus alrededores aplicamos la evaluación de los tres parámetros cuantitativos previamente explicados.

Figura 24.

Zonas posibles para la ubicación del fotobiorreactor



Nota. Regiones destacadas en la ruta del hidrógeno en Colombia

Las regiones o zonas destacadas en la hoja de ruta del hidrógeno en Colombia son: Barranquilla y Cartagena (con el complejo industrial de Mamonal), Bogotá, Medellín, Bucaramanga y zonas de Manizales, Pereira, Armenia y Ibagué [117].

Tabla 24.

Rango de parámetros cuantitativos a evaluar

Parámetro	Rango
Precipitación (mm/año)	< 1500
HSP (Horas Solares Pico) (h/día)	El valor más alto
Temperatura promedio (°C)	18 - 32

Nota. Valor o rango en el cual deben estar los parámetros evaluados en cada ciudad para ser aceptados.

Los datos tomados para hacer la recopilación pertenecen al IDEAM (Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales) y abarcan la información de precipitación, Irradiación y rango de temperatura desde el año 1981 hasta el 2010; y corroborados por las recopilaciones del IDEAM de años posteriores (hasta el 2016)

Tabla 25.

Recopilación de parámetros evaluados

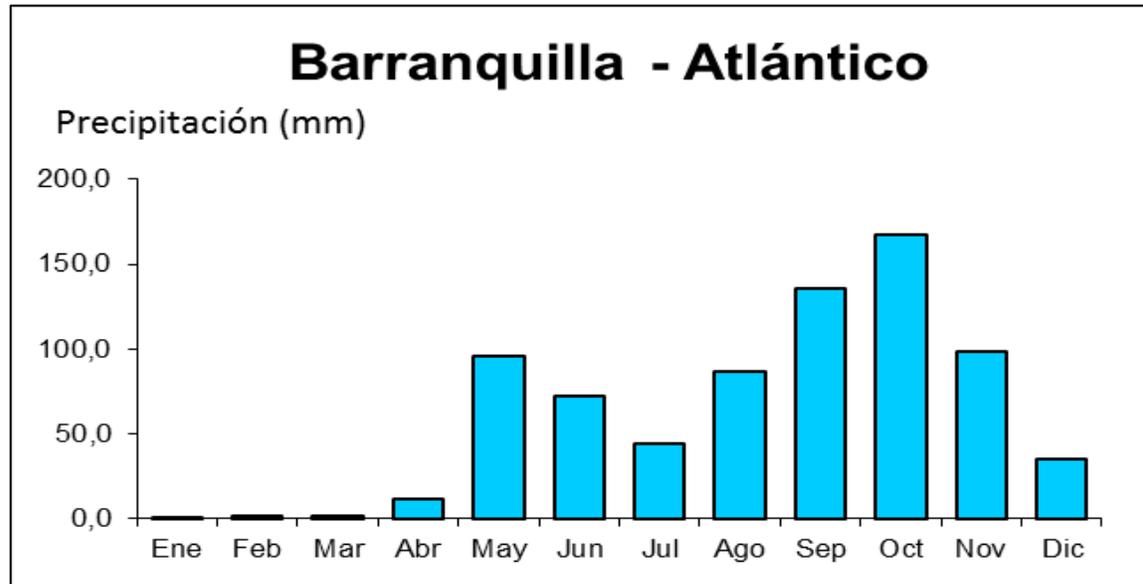
Zona (ciudad)	Rango de precipitación anual (mm/año)	HSP promedio anual (h/día)	Rango de temperatura promedio/año (°C)	Cumple los parámetros
Barranquilla	500 - 1000	5,0 - 5,5	26 - 28	SI
Cartagena	1000 - 1500	5,0 - 5,5	26 - 28	SI
Bogotá	1000 - 1500	4,0 - 4,5	12 - 16	NO
Medellín	2000 - 2500	4,0 - 4,5	20 - 22	NO
Bucaramanga	1000 - 1500	3,5 - 4,0	22 - 24	SI
Manizales	1500 - 2000	4,0 - 4,5	16 - 20	NO
Pereira	2500 - 3000	4,0 - 4,5	20 - 22	NO
Armenia	1500 - 2500	4,0 - 4,5	20 - 22	NO
Ibagué	1500 - 2000	4,5 - 5,0	22 - 24	NO

Nota. Recopilación y evaluación de los parámetros para cada una de las ciudades, información tomada de: [42] y [118]
[Acceso: May.6, 2022]

Las zonas que se ajustan a todos los parámetros son Barranquilla, Cartagena y Bucaramanga. La ciudad seleccionada para la implementación del fotobiorreactor es la ciudad de Barranquilla debido a ser la de menor precipitación anual y ser una de las dos ciudades con el valor HSP más alto junto con Cartagena.

Figura 25.

Precipitación mensual en Barranquilla

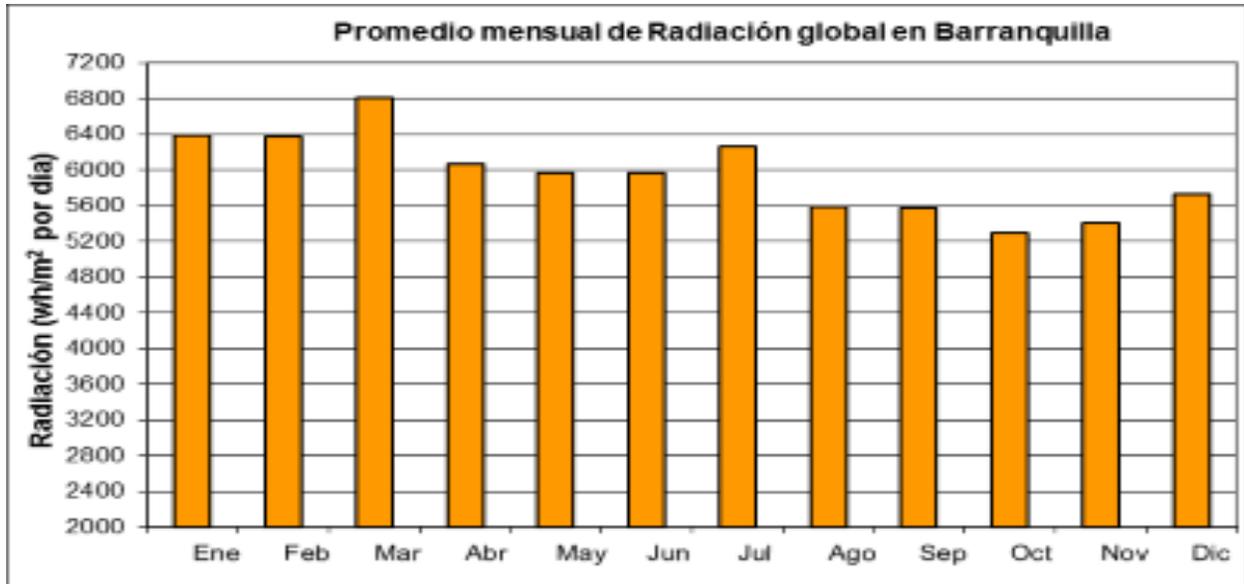


Nota. Precipitación promedio mensual en Barranquilla, tomado de: Instituto de hidrología, meteorología y Estudios Ambientales “Atlas Climatológico de Colombia (1981-2010)” Disponible en: <http://atlas.ideam.gov.co/visorAtlasClimatologico.html> [Acceso: May.9,2022]

Para la zona escogida el primer trimestre del año es el de menor precipitación y pérdida de radiación por la interrupción de las nubes; y los meses donde la radiación directa disminuye son septiembre y octubre donde las precipitaciones pueden superar los 150 mm/mes.

Figura 26.

Radiación mensual en Barranquilla



Nota. Radiación promedio mensual en Barranquilla, tomado de: Instituto de hidrología, meteorología y Estudios Ambientales “Atlas de Radiación Solar, Ultravioleta y Ozono de Colombia”. Disponible en: <http://atlas.ideam.gov.co/visorAtlasRadiacion.html> [Acceso: May.9, 2022]

Para la zona escogida el primer trimestre del año es el de menor precipitación y menor pérdida de radiación por la interrupción de las nubes; y los meses donde la radiación directa disminuye son septiembre y octubre donde las precipitaciones pueden superar los 150 mm/mes. En los otros lapsos del año se presentan bajas precipitaciones (<100 mm/mes) y luego de julio hasta noviembre las HSP disminuyen y se encuentran en un rango de 5,2 a 5,6 h/día; por ende, en estos 4 meses el fotobiorreactor deja de recibir un poco más de 1000 W/m² cada día.

“La temperatura promedio es de 27,3 °C. Al medio día la temperatura máxima media oscila entre 32 y 34°C. En la madrugada la temperatura mínima está entre 22 y 25 °C. Durante la mayor parte del año el sol brilla en promedio más de 6 horas /día, alcanzando valores mayores a 8 horas/día en el período de diciembre a marzo” [118].

4. SELECCIÓN DEL TIPO DE FOTOBIORREACTOR PARA LA PRODUCCIÓN DE HIDRÓGENO

4.1 Sistema abiertos y cerrados para la producción de hidrógeno por medio del alga *Chlorella Vulgaris*.

4.1.1 Fotobiorreactores para crecimiento autótrofo:

Durante varias décadas los fotobiorreactores han sido investigados y desarrollados debido al amplio potencial que se observa en los mismos. Se han evaluado múltiples modelos en una gran variedad de condiciones y se han contrastado estos resultados por medio de mediciones y simulaciones computacionales múltiples veces, por lo cual decidimos determinar el tipo de biorreactor que más se ajusta a nuestros propósitos valiéndonos de esta información.

En primer lugar, se debe hacer distinción entre los sistemas cerrados y abiertos, el uso de estos últimos para la producción de microalgas se ha implementado desde la segunda guerra mundial.

4.1.1.a Sistemas abiertos. Se trata de sistemas expuestos al ambiente bien sean naturales o de fabricación humana. El tipo principal de sistema abierto son los estanques pues poseen una de las características más importantes requeridas: amplia exposición solar [119]. Esta es una de sus mayores virtudes, ya que permite una exposición en todas las células, lo cual es positivo ya que evitan el uso de medios de agitación internos que pueden generar costos mayores y daños en las algas. Sin embargo, deben tener una baja profundidad para poder garantizar el paso de la luz.

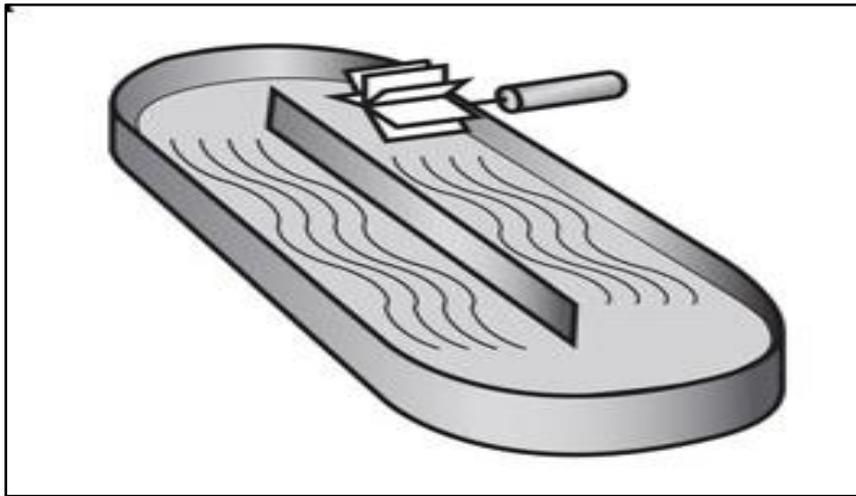
“Estos sistemas poseen densidades celulares de hasta 0,7g de células/L, lo que requiere grandes áreas de terreno de alrededor de 500-5000 m²” [120]. También tienen un sistema de control poco estricto, lo cual se convierte en una desventaja ya que son altamente susceptibles a la invasión de otros microorganismos incluyendo otro tipo de microalgas o contaminación de otro medio.

Entre otras formas de sistemas abiertos, destacan los diseños en ‘U’ y los inclinados, estos requieren ser mezclados bien sea por medio de un sistema mecánico o el aprovechamiento de la gravedad, y si bien han sido utilizados y estudiados ampliamente estos sistemas enfrentan una gran

variedad de problemas entre los cuales se encuentran: Bajas concentraciones celulares, altas tasas de evaporación del agua, y para los sistemas inclinados pérdidas significativas de CO₂ y altas cantidades de energía y una compleja infraestructura que aumenta los costos operativos [121].

Figura 27.

Sistemas abiertos esquema de fotobiorreactor Raceways



Nota. Sistemas abiertos, tomado de: Alexis Hernández-Pérez y José I. Labbé “Microalgas, cultivo y beneficios” Disponible en: https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0718-19572014000200001&lng=en&nrm=iso&tlng=en [Acceso: Jul. 15, 2022]

4.1.1.b Sistemas cerrados. Esta tecnología es más implementada que los sistemas abiertos, ya que brindan un entorno más controlado con respecto al pH, intensidad de luz, temperatura y concentración de dióxido de carbono, además de permitir el uso de una misma cultura por prolongados periodos de tiempo. Mejorando radicalmente las condiciones de trabajo e influenciando directamente la cantidad de biomasa producida.

Estos sistemas impiden la penetración directa de la luz, la cual entra al sistema en su lugar por medio de sus paredes transparentes, y de similar manera al ser cerrados no existe un intercambio directo de gases entre las algas y el medio exterior, es en este último aspecto que se genera uno los mayores desafíos para su uso. Sin embargo, sus múltiples ventajas y los avances en investigación de estos los dotan de un gran atractivo.

Así mismo son equipos que poseen la facilidad de agregar nuevos dispositivos para la implementación del proceso, como agitadores que trabajen por turbinas o agitaciones por medio de CO₂ los cuales realizan la agitación por medio de burbujeo.

En caso de que el fotobiorreactor no este suficientemente expuesto a la luz solar, se pueden implementar luces fluorescentes que brinden la suficiente capacidad lumínica requerida por el alga. El material del equipo también puede variar, los primeros fotobiorreactores fueron propuestos en 1983 y fueron fabricados a base de vidrio y policarbonato, los cuales eran materiales resistentes a los impactos, proporcionando un aislamiento efectivo contra el calor y la radiación, además de ser un excelente transmisor de luz [120].

Los fotobiorreactores tubulares, de columna y de placas planas son los que han generado mayor atención, ya que permiten establecer cultivos de alta densidad celular de 3 o más veces en comparación a sistemas convencionales de carrusel. Esto presente variar ventajas, entre ellas tenemos:

- Facilidad de cosechar biomasa
- Realizar un mantenimiento de cultivo de *Chlorella* sin contaminación
- Mejoras de control en las condiciones de cultivo
- Inversión del equipo más bajo

Tabla 26.

Comparación entre sistemas abiertos y cerrados

Parámetros	Abiertos	Cerrados
Coste de inversión	Bajo	Alto
Coste de consumo energético	Bajo	Alto
Coste de recolección de biomasa	Alto	Bajo
Tecnología asociada	Simple	Compleja

Tabla 26. Continuación

Riesgo de contaminación	Alto	Bajo
Riesgo de estrés hidrodinámico	Bajo	Media
Control del proceso	Bajo	Alto
Eficiencia de fotosíntesis	Medio	Alta
Capacidad de fijación de CO₂	Media	Alta
Productividad	Media	Alta
Optimización del proceso	Difícil	Media
Área necesaria	Alta	Baja
Consumo de agua	Alta	Baja
Productividad volumétrica	Alta	Baja
Dependencia del clima	Alta	Alta (En nuestro caso)
Flexibilidad	Baja	Media

Nota. Comparación de diferentes parámetros entre biorreactores abiertos y cerrados, tomado de: SCHOTT “Fotobiorreactores”. Disponible en: <https://www.schott.com/esmx/aplicaciones/fotobiorreactores?selected=1f957e9ceae747cdaa07a4bb8fa2b8e8> [Acceso: May.12,2022]

Como se puede apreciar, los sistemas abiertos y cerrados poseen diversas ventajas y desventajas que limitan a cada uno (tabla 26). El sistema de fotobiorreactores abierto posee un alto riesgo de contaminación y control del medio de cultivo, el cual es esencial en la producción limpia y óptima de hidrógeno, también requiere altos costos económicos en espacio y tratamientos al operar con estos equipos, por lo tanto, se descarta la idea de trabajar con fotobiorreactores abiertos.

4.1.2 Tipos de fotobiorreactores cerrados para la producción de hidrógeno.

El interés en el uso de sistemas cerrados ha generado el desarrollo e implementación de una gran cantidad de tipos y diseños, sin embargo, apenas algunos de estos tipos han mostrado una

capacidad prometedora de ser implementados a nivel industrial, pues múltiples diseños se tornan imprácticos pues en su complejidad los costos de mantenimiento y limpieza se ven incrementados afectando con esto a la operación [52].

Como ya se mencionó, los reactores tubulares, de columna y de placas planas están entre los más usados y prometedores para la producción de biomasa y por esto daremos una breve exposición de las características de todos ellos.

4.1.2.a Sistemas tubulares. Estos son posiblemente los sistemas más ampliamente utilizados y pueden existir en muchos tipos de configuraciones diferentes que pueden clasificarse por su forma y orientación, por ejemplo rectos, doblados (comúnmente llamados en U) o en espiral, que pueden ubicarse bien sea de forma vertical, horizontal o inclinada con el propósito de maximizar la absorción de luz, y debido a que cuentan con una superficie expuesta a la luz relativamente amplia una orientación apropiada puede generar resultados mucho más productivos.

En general emplean circulación de fluidos por medio de bombas o sistemas de aire independientes y en algunos casos pueden tener colectores dedicados de luz solar. La configuración más común es en “forma de cerca” que se trata de una sucesión de tubos paralelos conectados entre sí dispuestos horizontalmente [122].

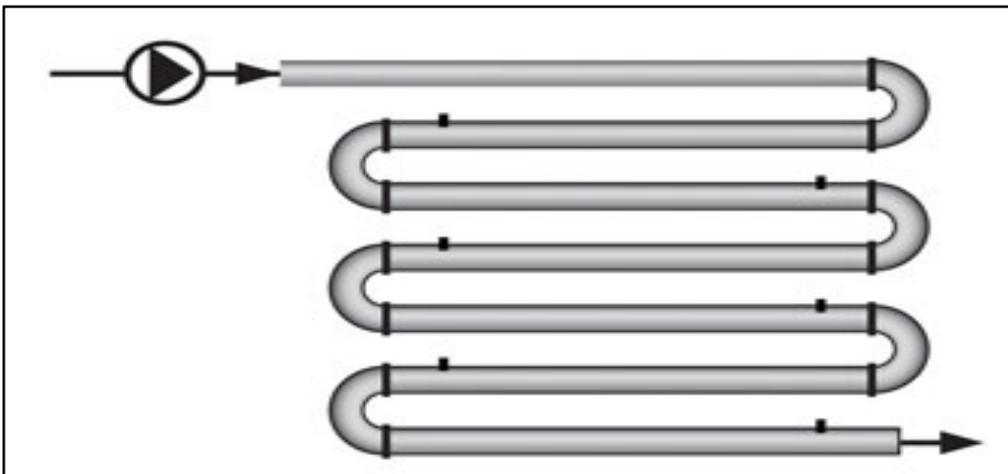
Los diámetros más comunes se encuentran en el rango de 10 a 60mm y pueden tener una longitud de hasta varios metros, jugando estos dos elementos un papel crucial en su desempeño. Y las velocidades líquidas más usadas para la producción en masa suelen ser de entre $0,2 \text{ m}\cdot\text{s}^{-1}$ y $0,5 \text{ m}\cdot\text{s}^{-1}$ [52].

Las desventajas de este tipo de sistemas están dadas principalmente en el control de sus dimensiones, pues en los sistemas de diámetros más grandes las algas en las capas exteriores al crecer pueden inhibir la luz recibida por las algas en el sector interno del tubo en un fenómeno conocido como “auto-oscurecimiento” (self-shading). En tanto que tubos con grandes longitudes permiten la acumulación de O_2 lo cual genera un problema de transferencia de masa y aumenta costos productivos al requerir su remoción.

Sin embargo, existe una amplia cantidad de literatura relacionada con el análisis de las acumulaciones de O₂ en fotobiorreactores tubulares (Vease por ejemplo [98] y [123]). Y pueden seguir siendo considerados como una gran alternativa, como fue expresado por Camacho *et.al* “Los fotobiorreactores tubulares son un diseño prometedor para culturas de microalgas de gran escala altamente controladas. Receptores solares diseñados adecuadamente recolectan mucha de la luz solar que llega a la superficie del reactor, y permiten una cultivación mono algal de mayor calidad [123].

Figura 28.

Fotobiorreactor tubular

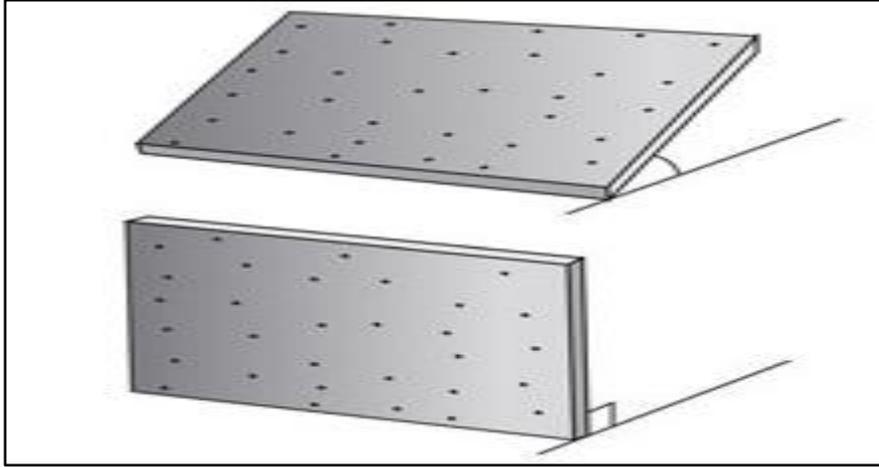


Nota. Sistemas cerrados, tomado de: Alexis Hernández-Pérez y José I. Labbé “Microalgas, cultivo y beneficios” Disponible en: https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0718-19572014000200001&lng=en&nrm=iso&tlng=en [Acceso: Jul. 15, 2022]

4.1.2.b Sistemas de placas planas. Son los sistemas más utilizados en la cultivación de microalgas en laboratorios, pues permiten realizar fácilmente mediciones de irradiancia e incidencia de la luz en la superficie de las algas. Y comúnmente se orientan de forma horizontal o en ocasiones de forma inclinada [121].

Figura 29.

Fotobiorreactor de placas planas



Nota. Sistema cerrado, reactor de placas planas, tomado de: Alexis Hernández-Pérez y José I. Labbé “Microalgas, cultivo y beneficios” Disponible en: https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0718-19572014000200001&lng=en&nrm=iso&tlng=en [Acceso: Jul. 15, 2022]

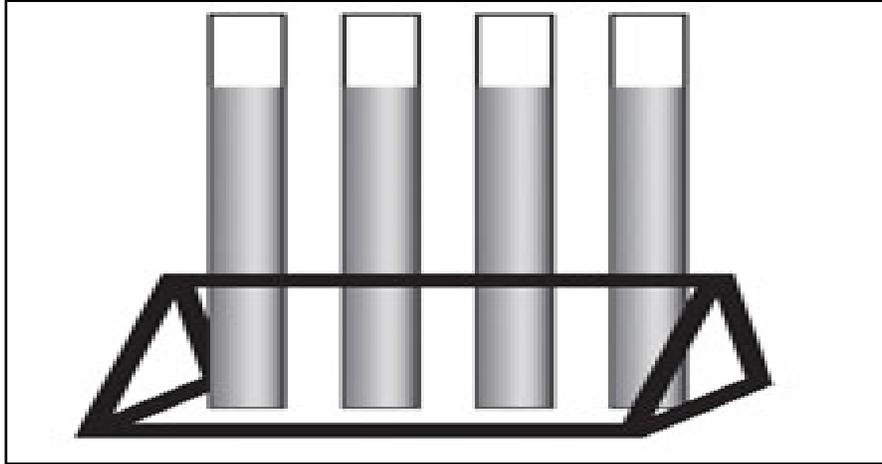
Entre las ventajas de estos sistemas se encuentra un mayor control sobre la temperatura de este, pues las superficies irradiadas pueden ser enfriadas por medio del uso de agua, o dependiendo de la configuración puede sumergirse solo el sistema, en el caso de que su tamaño lo permita. Asimismo, se caracterizan por poder generar cultivos de alta densidad, pero manteniendo caminos de luz mucho más cortos debido a su reducido espesor, por lo cual el auto oscurecimiento presentado en los sistemas tubulares se ve reducido.

Por otro lado, son en general sistemas de más fácil limpieza con respecto a los sistemas tubulares, están poco expuestos a la contaminación y la cosecha de biomasa en los mismos no presenta dificultades, todas estas características que reducen los costos de mantenimiento y operativos [98].

4.1.2.c Sistemas de columna. Por último, los sistemas de columna son columnas verticales en las que la mezcla de fluidos y nutrientes se logra inyectando aire al sistema, estos sistemas han sido utilizados exitosamente para el cultivo de *Chlorella*, y se usan generalmente tubos de aproximadamente 10 cm de diámetro más angostos en su parte inferior para su creación [121].

Figura 30.

Fotobiorreactores de columnas



Nota. Sistema cerrado, reactor de placas planas, tomado de: Alexis Hernández-Pérez y José I. Labbé “Microalgas, cultivo y beneficios” Disponible en: https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0718-1957201400000001&lng=en&nrm=iso&tlng=en [Acceso: Jul. 15, 2022].

Tabla 27.*Comparación entre distintos tipos de fotobiorreactores cerrados*

Tipo de fotoreactor	Eficiencia de mezcla	Uso eficiente de luz	Transferencia de gas	Estrés de cizallamiento	Escalamiento	Perspectivas	Limitaciones	Referencia
Tanque agitado	A	B-M	B-A	A	D	Presentan bajo consumo de energía, fácil de esterilizar, reduce fotoinhibición y fotooxidación.	Requiere materiales sofisticados para su construcción, área pequeña de superficie de iluminación.	(Molina Grima <i>et al.</i> , 1999)
Sistema airlift	A-M	M	A	B	R			(Reynalvarde <i>et al.</i> , 2010)
Columna de burbujeo	M	M	M	B	R			(Tredici y Zittelli, 1998)
Superficie plana	A	A	A	B-M	D	Alta productividad de biomasa, económico, fácil de limpiar, baja acumulación de oxígeno.	Dificultad en el control de temperatura, cierto grado de crecimiento de la pared.	(Tredici y Zittelli, 1998)
Tubular	A	A	B-A	B-A	R	Adecuada para cultivos al aire libre, alta productividad, económico	Formación de gradientes de pH, disolución de oxígeno y CO ₂ a lo largo del tubo.	(Henrard <i>et al.</i> , 2011)
Hibrido	A-M	A	A-M	B	R			(Lee <i>et al.</i> , 1995)

Nota. Comparación entre distintos tipos de fotobiorreactores cerrados y sus parámetros, donde: A: alto; M: medio; B: bajo; D: difícil; R: razonable, tomado de: Ramírez Mérida, Luis Guillermo Jacob-Lopes, Eduardo Queiroz Zepka, Leila “Fotobiorreactor: Herramienta Para Cultivo De Cianobacterias”. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/293173737_FOTOBIORREACTOR_HERRAMIENTA_PARA_CULTIVO_DE_CIANOBIOTERIAS [Acceso: May. 15,2022]

En los reactores de tipo tubular y plano es común encontrar secciones separadas para transferencia de gases y recolección de luz, mientras que en los sistemas de columna el aire es inyectado al sistema por la parte inferior lo cual provee una buena mezcla, provee al sistema con suficiente CO₂ y facilita la remoción del O₂ generado, que como se ha visto puede convertirse en uno de los mayores desafíos a nivel productivo.

El manejo de temperaturas en los reactores tubulares es similar al empleado en los reactores planos, aplicando agua en las superficies irradiadas cuando la temperatura aumenta considerablemente. Y es posible, aunque poco común, encontrar reactores tubulares en configuración horizontal, sin embargo, estos requieren de unidades separadas para la transferencia

de gases y pueden enfrentarse a dificultades similares a las reportadas para los reactores tubulares, pero con mayores diámetros que requieren de mayor gasto de energía para la circulación [119].

La principal desventaja en el uso de estos reactores son sus mayores costos, pues a pesar de ser relativamente simples su uso no es tan extendido como el de los tipos de reactor previamente mencionados.

Y concluyentemente, al momento de diseñar un reactor es necesario tener en consideración la eficiencia que tendrá la iluminación según la forma geométrica y la orientación del sistema respecto a la luz, la apropiada provisión de CO₂ evitando las pérdidas en lo más posible, teniendo a su vez un balance con la remoción del O₂ excedente que puede generar disminuciones de producción y degradación en los organismos utilizados y una coordinación entre el factor escala con el presupuesto y la disponibilidad en recursos de espacio.

4.1.3 Elección del tipo de fotobiorreactor

Se consideran para los propósitos de este trabajo los reactores tubulares y de placas planas como los más apropiados. Especialmente los planos, pues estos al haber sido utilizados con menor extensión en el ámbito industrial presentan una amplia gama de posibilidades en la adaptación de estos para la búsqueda de formas de producción eficientes en términos de recursos y costos, permiten un aprovechamiento eficiente de la luz natural, y no presentan demasiados inconvenientes en la generación de oxígeno residual o contaminación. Por lo tanto, el trabajo sobre los mismos se abre a grandes posibilidades de mejorar la producción industrial masiva de biocombustibles por medio de fotobiorreactores.

4.2 Elección del material.

Un material adecuado, es una de las características más importantes en el diseño de un fotobiorreactor, puesto que, la materia influye en distintas propiedades del equipo, entre ellos tenemos: una alta transparencia, flexibilidad, durabilidad, toxicidad nula, resistencia a productos químicos, resistencia a la intemperie y un valor económico [49]. Para poder realizar una lección correcta del material del fotobiorreactor, se usará una comparación por medio de un estudio previo, hecho por Vicente Sanz en el 2019, en donde este, evalúa los tres materiales más comunes con los

cuales se construyen estos equipos, y a partir de ahí, realizar un análisis y posteriormente una elección [49].

Tabla 28.

Propiedad de materiales de elaboración

Propiedad	HDPE	Vidrio flotado	Polimetilmetacrilato (PMMA)
Capacidad calorífica (J/Kg K)	2940	750	1470
Conductividad térmica (W/m K)	0,29	1	0,18
Transmisión de luz (%)	80	90	92
Densidad (Kg/m³)	953	2500	1180

Nota. Propiedades de los materiales: HDPE (Polietileno de Alta Densidad), vidrio flotado y polimetilmetacrilato para la fabricación de fotobiorreactores, tomado de: Vicente Francisco Sanz Martínez “Diseño de un fotobiorreactor para la obtención de compuestos bioluminiscentes”. Disponible en: <https://upcommons.upc.edu/bitstream/handle/2117/167711/dise-o-de-un-fotobiorreactor-para-la-obtenci-n-de-biomol-culas-fran-sanz.pdf> [Acceso: May.16, 2022]

Los parámetros que se tomaran en cuenta, para la elección del material, es la conductividad térmica, la capacidad calorífica y la transmisión de la luz, ya que nos brinda tres propiedades esenciales para las condiciones de operación del equipo. En preferencia se decide usar un material de baja conductividad ya que nos permite mantener una transferencia de calor con el medio ambiente. A su vez, la capacidad calorífica del material nos ayuda a mantener la temperatura del equipo constante, evitando perturbaciones con respecto a la temperatura de los alrededores, y por último se busca el valor más alto de transmisión de luminosidad, ya que esta característica nos permite la entrada lumínica al reactor, llegando a distintas partes del equipo.

Según lo anterior, se evalúa que el material más recomendable para fabricar el fotobiorreactor para cultivar algas del género *Chlorella*, es el polimetilmetacrilato, el cual posee la transmisión de luz más alta, con respecto a los demás materiales, a su vez posee una capacidad calorífica menor que el HDPE y ser el material con la conductividad térmica más baja, siendo el material más pertinente para trabajar.

5. CONDICIONES DE DISEÑO Y OPERACIÓN DEL FOTOBIORREACTOR

La selección de rangos de operación con los cuales se planea trabajar el equipo se tomó a partir de distintos estudios previamente realizados para la producción de hidrógeno por medio de la *Chlorella Vulgaris*. Esto se realiza con la intención de obtener resultados los cuales nos genere indicios de posibles resultados similares si trabajamos bajo las mismas condiciones. A su vez no se puede dar un criterio exacto de trabajo ya que algunas condiciones de operación ya están estipuladas en capítulos anteriores (luz, temperatura, precipitación).

Tabla 29.

Propiedades químicas del fotobiorreactor

VARIABLES QUIMICAS	VARIABLES FISICAS
Disponibilidad de carbono, y fosforo	Temperatura
Disponibilidad de nitrógeno	Viscosidad
Concentración de oxígeno	Entra de energía lumínica
Formación de productos	Esfuerzo cortante
pH	Morfología microbiana

Nota. Variables químicas y físicas del fotobiorreactor, tomado de: Jhonnathan Camilo Tovar Salamanca y Jenny Paola Ruíz Díaz “Propuesta de escalamiento de un fotobiorreactor para la microalga *chlorella vulgaris* a nivel piloto”. Disponible en: <https://repository.uamerica.edu.co/bitstream/20.500.11839/825/1/6102537-2016-2-IQ.pdf>
[Acceso: May. 20, 2022]

5.1 Condiciones de cultivo

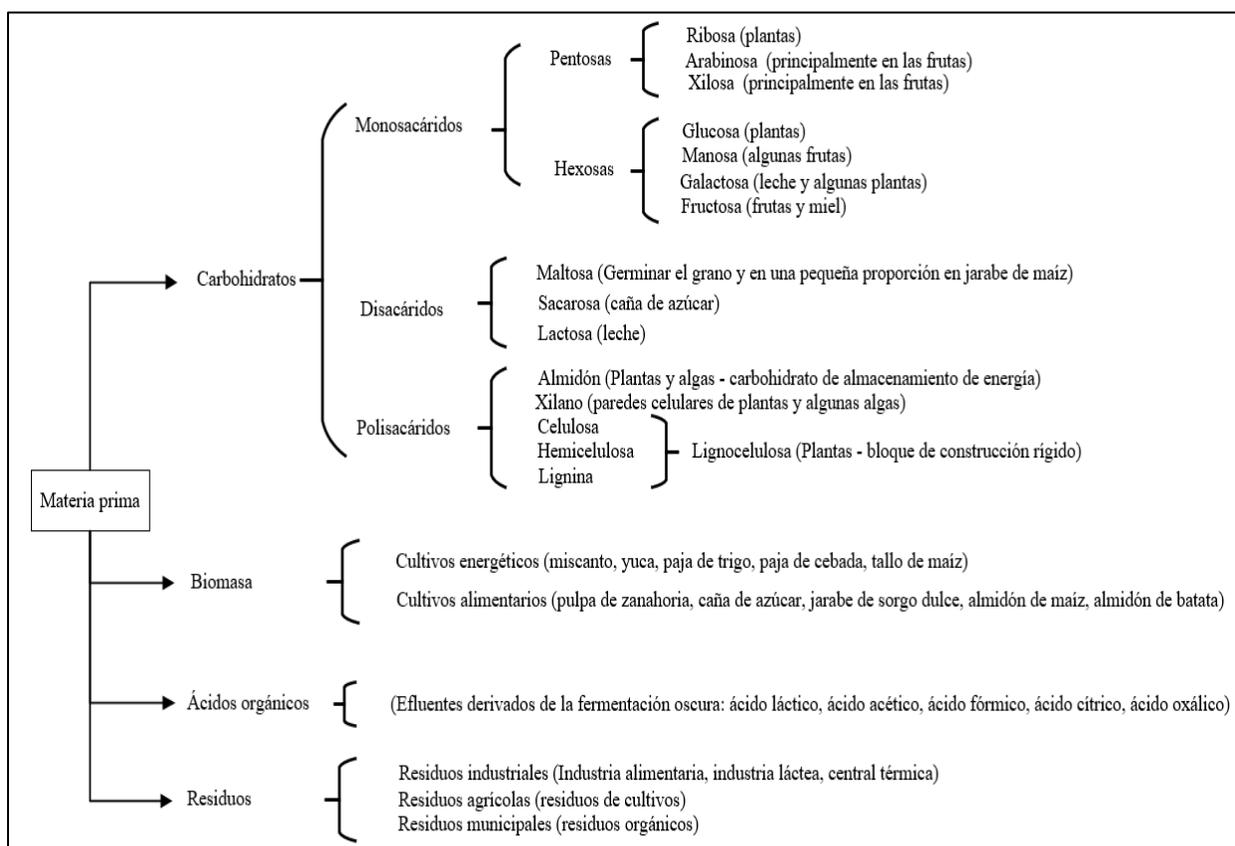
Para el desarrollo y producción de hidrógeno por parte de la *Chlorella Vulgaris* se deben tener condiciones favorables de crecimiento, por lo tanto, se debe de tener presente un correcto control y manipulación del medio de cultivo para obtener un mejor comportamiento de este microorganismo.

5.1.1 Sustrato:

Para la producción de hidrógeno por medio de procesos biológicos hay una gran variedad de materias primas a implementar (figura 31), donde “el medio de cultivo debe tener una fuente de carbono (en caso de trabajar a condiciones heterótrofas o mixotróficas), presencia de nitrógeno fosforo y azufre” [124].

Figura 31.

Tipos de sustratos



Nota. Tipos de sustrato utilizados para la producción biológica de biocombustibles, tomado de: Debabrata Das, Namita Khanna, Chitralekha Nag Dasgupta “Biohydrogen Production. Fundamentals and Technology Advances” página 112. Disponible en: Biohydrogen Production: Fundamentals and Technology Advances - Debabrata Das, Namita Khanna, Chitralekha Nag Dasgupta - Google Libros [Acceso: May.22, 2022]

Los sustratos más comunes son los monosacáridos donde sobresale el uso de la glucosa a nivel laboratorio debido al bajo volumen de cultivo (<200 ml); pero al escalar este proceso a nivel de

planta piloto o industrial el uso de glucosa no es viable económicamente y se debe optar por el aprovechamiento de otras fuentes como la biomasa, los ácidos orgánicos o los residuos industriales.

5.1.1.a Aguas residuales como materia prima. “El cultivo de *Chlorella Vulgaris* puede admitir una gran variedad de sustratos como los lixiviados posteriores a la fermentación de plantas de biogás o el ensilaje de maíz.” [125] “Las microalgas pueden utilizar como medio de cultivo las aguas residuales mediante lodos activados para disminuir la concentración de nitrógeno y fosforo en las corrientes, su rendimiento es mayor cuando las microalgas actúan en consorcio con las bacterias”[121] [126].

5.1.1.b Industria de procesamiento de alimentos. Uno de los sectores industriales más importantes en Barranquilla es el de alimentos y bebidas [127], donde presenta múltiples plantas productoras de alimentos regionales como: PARADISE DRINK SAS, BAVARIA SA, PROSIGNA SAS, etc. [128], y es por esto que las aguas residuales provenientes de este tipo de industrias son las de mayor conveniencia para utilizarlas como materia prima para el cultivo y crecimiento de la *Chlorella Vulgaris*.

“El procesamiento de alimentos es parte crucial de las diferentes cadenas de suministro de alimentos, donde la huella hidráulica de este tipo de industrias es de gran consideración debido al gran volumen de aguas residuales generadas.” [129] Las aguas residuales de procesamiento de alimentos son orgánicas y mejoran el crecimiento de microorganismos, y debido a esto causan eutrofización de los cuerpos de agua dulce si se descargan sin tratamiento. “Estas aguas residuales no contienen metales tóxicos como los metales pesados y no son tóxicas en comparación con otros efluentes industriales.” [130]

5.1.1.b.i Las aguas residuales de procesamiento de alimentos. Las FPWW (Aguas Residuales de Procesamiento de Alimentos) se generan principalmente a partir del procesamiento de productos lácteos, el procesamiento de carne, el procesamiento de aceite comestible, el almidón y las unidades de procesamiento de cervecería.

“Los FPWW se caracterizan por altos contenidos orgánicos en forma de TDS (Sólidos Disueltos Totales), TSS (Sólidos Suspendidos Totales), DBO (Demanda Biológica de Oxígeno) y,

DQO (Demanda Química de Oxígeno), aceites y grasas”[131] [132]. La composición y las cargas de contaminación de los FPWW dependen del tipo de industria, las materias primas y las tecnologías de procesamiento.

5.1.1.b.i.a Procesamiento de almidón. son un flujo de desechos típico del procesamiento de alimentos, que es rico en nutrientes, no es tóxico y es un medio ideal para la producción de biomasa de microalgas.

“La industria de procesamiento de almidón utiliza un gran volumen de agua y, por lo tanto, produce de 6 a 10 millones de aguas residuales por tonelada de procesamiento de almidón” [133]. Los residuos descargados de la industria de procesamiento de almidón se caracterizan por altos nutrientes orgánicos en forma de DQO (6000-30,000 mg / L) [133] con una alta cantidad de materia orgánica disuelta; Estos componentes actúan como nutrientes esenciales que apoyan la producción.

5.1.1.b.i.b Residuales de productos cárnicos. El aumento de la demanda, el gran uso del agua en el proceso de sacrificio, lavado y envasado. “Las aguas residuales producidas como resultado de las unidades de procesamiento de carne se enriquecen con una gran cantidad de nutrientes en forma de materia orgánica, VFA (Ácidos Grasos Volátiles), detergentes, patógenos, antibióticos y metales pesados, coloración intensa y olor.” [134] “Este tipo de corrientes residuales presentan alto contenido de carbono, fósforo y nitrógeno, esenciales para el crecimiento de las microalgas” [135].

Tabla 30.

Características de las aguas residuales de la producción de cárnicos

Parámetro	Valor
DQO (mg / L)	1100-15,000
DBO (mg / L)	600-3900
TN (Nitrógeno Total) (mg / L)	50-800
Amoníaco (mg / L)	20-300
TP (Fosforo Total) (mg / L)	15-200
TSS (mg / L)	220-6400
VFA (mg / L)	175-797
aceite y grasa (mg / L)	40-1385

Nota. Rango en los cuales se presentan las características de aguas residuales en la producción de productos cárnicos, tomado de: Sabeela Beevi Ummalya, *et al.* “Sustainable microalgal biomass production in food industry wastewater for low-cost biorefinery products: a review”. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC9006494/> [Acceso: May.24,2022]

5.1.1.b.i.c Procesamiento de productos lácteos. El procesamiento de productos lácteos grandes residuos a nivel mundial, las fábricas de procesamiento de lácteos en sus diferentes procesos convierten la leche cruda en leche condensada, leche pasteurizada, producen productos como cremas, suero de leche, queso, mantequilla, yogur, etc.

“Las aguas residuales generadas consisten principalmente en residuos de productos lácteos subproducto de operaciones unitarias y aguas residuales generadas por la limpieza de equipos de leche, lavado de contenedores, control de calidad y análisis de laboratorio. Cada litro de leche procesa aproximadamente 0,2 a 10L de aguas residuales descargadas” [136].

Los residuos de los productos lácteos se caracterizan por una alta DQO, DBO y sólidos volátiles. “Los principales componentes presentes en estas aguas residuales son proteínas solubles de la leche, lactosa, lípidos, ácidos grasos, minerales, sales y detergentes, nitrógeno y fósforo” [137]. Estas aguas residuales son ricas en carbono, nitrógeno y fósforo y tienen un gran potencial para ser un medio de nutriente para la producción de biomasa de microalgas.

5.1.1.b.i.d Residuos de la cervecería. La industria de residuos de la cervecería produce un gran volumen de aguas residuales durante el proceso de elaboración de la cerveza. Se ha informado que se producen 4-8m³ de aguas residuales por m³ de la producción de cerveza [138].

Tabla 31.

Características de las aguas residuales de la cervecería

PARÁMETROS	VALOR
pH	3-12
Temperatura (°C)	18-40
DBO (mg L ⁻¹)	1200-3600
DQO (mg L ⁻¹)	2000-6000
Fosforo (mg L ⁻¹)	10-15
TKN (Nitrógeno Total Kjehldahl) (mg L ⁻¹)	25-80
TS (mg L ⁻¹)	500-8750
TSS (mg L ⁻¹)	2901-3000
TDS (mg L ⁻¹)	2020-5940
VFA (mg L ⁻¹)	1000-2500

Nota. Rango en los cuales se presentan las características de aguas residuales en la industria cervecera, tomado de: David Kwame Amenorfenyo, *et al.* “Microalgae Brewery Wastewater Treatment: Potentials, Benefits and the Challenges”. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6603649/> [Acceso: May.24,2022]

5.1.1b.i.e Procesamiento de aceites. Los efluentes de las almazaras se generan por medio del procesamiento de aceite de oliva y aceite de palma. “El molino de aceites de palma se encuentra principalmente en países del sudeste asiático como Tailandia, Malasia, Nigeria y también está presente en Colombia. La floración de la agroindustria oleaginosa genera enormes residuos. La

liberación de efluentes de POME (Molinos de Aceite de Palma) es diez veces mayor que el aceite de palma crudo” [139].

Tabla 32.

Características de las aguas residuales producto de molino de aceite

Parámetro	Valor
DQO (mg / L)	40,000 a 90,000
DBO (mg / L)	15,000 a 30, 000
TSS (mg / L)	20,000–40,000
TDS (mg / L)	15–30,000
VSS (mg / L)	15–35,000

Nota. Rango en el cual se presentan las características de las aguas residuales generadas por el molino de aceite, tomado de: Muhamad Maulana Azimatun Nur & Anita G. J. Buma “Opportunities and Challenges of Microalgal Cultivation on Wastewater, with Special Focus on Palm Oil Mill Effluent and the Production of High Value Compounds”. Disponible en: <https://link.springer.com/article/10.1007/s12649-018-0256-3> [Acceso: May.26, 2022]

5.1.2 Fotoperiodo:

Los fotoperiodos se definieron por medio de información bibliográfica (figura 23), donde se puede ver que alteraciones en esta propiedad si afecta radicalmente la producción de hidrógeno generado. Por lo tanto, se propone trabajar bajo fotoperiodos de 20/4, en donde estos rangos presentaron mayores tasas de crecimientos y biomasa generada. El rango de irradiación solar en la ciudad de Barranquilla comienza alrededor de las 6 am y finaliza algunos minutos posterior a las 6 pm. En este rango (12 horas), el fotobiorreactor es irradiado con luz solar, y posterior a este periodo, es irradiado duran 8 horas con luz artificial.

5.1.3 Agitación:

Para mantener un constante movimiento de todas las cepas de *Chlorella* dentro del fotobiorreactor, se hace uso de un sistema de agitación. Se descarta el uso de agitadores como turbinas las cuales puedan afectar el medio de cultivo por daños en las cepas, por lo tanto, se hará uso de un difusor, el cual estará ensamblado en la parte inferior del fotobiorreactor, en donde

proporcione agitación al medio de cultivo por medio de burbujeo inyectando CO₂ (87,65% pureza), compuesto que es esencial para el crecimiento de la *Chlorella Vulgaris* [140].

5.1.3 pH:

Este debe estar regulado entre 7,5 a 8, debido a que se presentan mayores producciones de hidrógeno entre estos rangos [86], por lo tanto, se hace uso de un regulador de pH dentro del fotobiorreactor, el cual asegure en el medio un pH óptimo de crecimiento, ya que altas concentraciones de CO₂ acidificarán el medio proporcionando un aumento de pH y generando la muerte de la microalga [141].

5.1.4 Temperatura:

La temperatura a la cual se trabaja el equipo será a las temperaturas ambientales que presenta la ciudad de Barranquilla, las cuales se encuentran en un rango de 23-34°C [142], para las temperaturas máximas y mínimas que se pueden llegar a experimentar en la zona. en las cuales se ha encontrado que la *Chlorella Vulgaris* tiene un alto rendimiento en la producción de hidrógeno con respecto a otras temperaturas.

Para el sistema de control de la temperatura dentro del fotobiorreactor, se propone el uso de 2 termostatos en cada cara frontal del fotobiorreactor, en el rango de trabajo, en donde si la temperatura es inferior a 26 °C se activen los termostatos para aumentarla (principalmente en las noches); y si la temperatura es superior a 30 °C se active un sistema de refrigeración con agua en la superficie exterior del fotobiorreactor.

5.1.5 Iluminación:

La iluminación presente en el equipo va a disponer de 2 tipos de iluminación (solar y artificial) el primero trabaja de 6 am a 6 pm, el segundo se realizará por medio de bombillas de luz roja incandescentes (700 nm) [143], los cuales serán ubicados en las partes frontales del equipo para proporcionar una iluminación uniforme, estos trabajarán de 6 pm a 2 am, y el restante de las horas del día, se dejarán en condiciones completamente oscuras.

5.1.6 Resumen de condiciones de operación

Tabla 33.

Condiciones de operación del equipo

Condiciones de operación del fotobiorreactor	
Temperatura (°C)	26-28
Iluminación (W/m ²)	Luz solar diaria (Barranquilla)
pH	7,5 – 8,0
Agitación:	5% con CO ₂
Fotoperiodos (L/O)	20/4

Nota. Condiciones de operación del fotobiorreactor de placas planas.

5.2 Dimensionamiento del equipo

Inicialmente se propone el dimensionamiento de un fotobiorreactor de placas planas, ya que presenta beneficios con respecto a otros tipos, como se vio en el capítulo 3. Este tipo de fotobiorreactor posee la mayor relación área/volumen, la cual es indispensable para una mayor incidencia de luz en la superficie del cultivo de microalgas y así realizar el proceso de biofotólisis con un menor porcentaje de inhibición.

Para el volumen del fotobiorreactor, se realizó una búsqueda bibliográfica, para encontrar alguna relación con respecto al volumen y la tasa de producción de H₂, y así tener un rango de producción promedio si se trabajase con cierto tamaño. La producción obtenida en distintas investigaciones varía bastante, (159-204 mL), en un rango de 500 a 1500 mL para el volumen del reactor, esto se debe a que las condiciones de trabajo fueron distintas, pero inicialmente se opta por usar un fotobiorreactor de capacidad de 3 litros (sin tener en cuenta los espesores de las placas) ya que usualmente es un volumen controlable y común en este tipo de equipos.

El equipo constara de 6 láminas de polimetilmetacrilato, con las siguientes dimensiones:

Tabla 34.

Dimensiones de las placas

Dimensiones	Parte frontal	Placa lateral
Ancho	30 cm	5 cm
Alto	20 cm	20 cm

Nota. Dimensión del fotobiorreactor de placas planas

También, se realizó la relación superficie volumen, para determinar si el equipo resultaba adecuado para el proceso fotosintético.

$$RSV = \frac{APF}{V_t}$$

$$RSV = \frac{600 \text{ cm}^2}{3000 \text{ cm}^3}$$

$$RSV = 0,2 \text{ cm}^{-1}$$

Donde:

RSV: Relación superficie-volumen

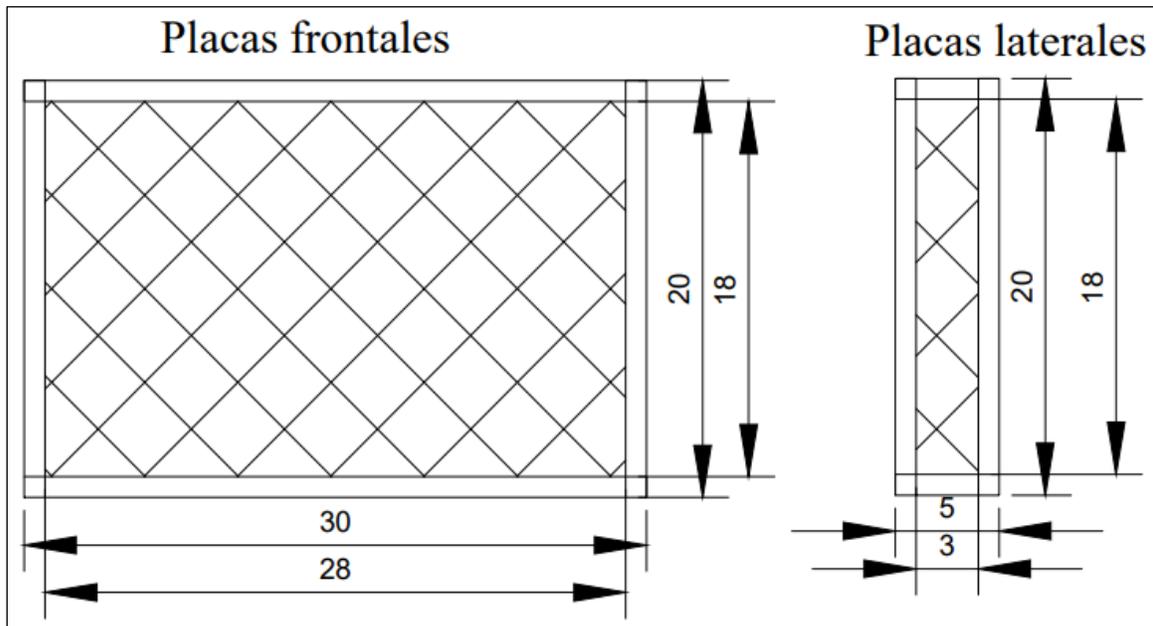
APF: Área de la placa frontal

V_t : Volumen del equipo

El rango adecuado de relación superficie-volumen para construir un fotobiorreactor de placa plana esta entre 0,2 y 2 cm⁻¹ [144], esto indica que el equipo es adecuado para el cultivo de microalgas. Por lo tanto, en nuestro caso, es válido las dimensiones elegidas.

Figura 32.

Ilustración de las placas del fotobiorreactor



Nota. Dimensiones de placas frontales del fotobiorreactor en (cm)

Las placas que componen al fotobiorreactor se unieron por medio de un soporte esquinero de 1 cm cada lado, que toma todas las bases de los extremos de las placas, y los unirá por medio de tornillos de 3 mm de diámetro, los cuales posteriormente se sellaran con silicona para evitar fugas entre la placa y el tornillo y evitar contaminaciones dentro del equipo. Cada unión tendrá de 3 a 4 tornillos para brindar un ajuste correcto y soportar las presiones que requiere el fotobiorreactor.

5.2.1 Suministro de CO₂:

El flujo de dióxido de carbono será suministrado al fotobiorreactor por medio de un tanque con una capacidad de 10 kg [141], el flujo será regulado teniendo en cuenta las concentraciones que soporta la *Chlorella Vulgaris* y donde se presentan buenos rendimientos de producción con respecto al hidrógeno (5%) [87].

5.2.1.a Regulación del CO₂. El control de la presión en la salida del tanque de CO₂, se realizará por medio de un regulador de CO₂.

Figura 33

Regulador de CO₂



Nota. Regulador de salida del tanque de CO₂, tomado de: Made-in-China ”*Regulador de CO₂*”. Disponible en: [https://es.made-in-china.com/co_cbmtech/product_Cola-Mixing-Machine-CO₂Regulator_hoirirsgy.html](https://es.made-in-china.com/co_cbmtech/product_Cola-Mixing-Machine-CO2_Regulator_hoirirsgy.html) [Acceso: May.30, 2022]

Para regular la concentración en la cual ingresa el CO₂, se puede hacer usos de sensores de tipo K33 ICB [141] [145], el cual está destinado a bioaplicaciones con un rango de medición requerido de 0 a 30 %, con respecto al volumen del CO₂.

5.2.2 Suministro de N₂:

El nitrógeno en forma de nitrato, amonio y urea (o combinaciones de estos) son las fuentes más comunes [146], Este compuesto se adiciona al medio de cultivo para evitar acumulaciones del oxígeno dentro del sistema, ya que altos niveles de oxígeno son tóxicos para las algas, junto con la exposición prolongada a la luz pueden conducir a la muerte por fotooxidación del cultivo. También se ingresa este compuesto ya que se encontró que genera mayores producciones de hidrógeno trabajar a distintas cantidades suministradas [147].

Figura 34.

Mecanismo de regulación del CO₂



Nota. Regulador de CO₂, tomado de: Senseair "K33 ICB 30%". Disponible en: <https://senseair.com/products/flexibility-counts/k33-icb-30/> [Acceso: May.31, 2022]

5.2.3 Tubos difusores:

Para el ingreso de CO₂ al sistema, se implementará un diseño con respecto a estos accesorios, los cuales permitirán una correcta agitación distribuida en todo el fotobiorreactor. Para ello se propone hacer de un solo difusor dentro del equipo, ya que el fotobiorreactor es pequeño, con un diámetro de tubo de 1 cm y una longitud (26 cm) lo cual le permitirá trabajar en toda la base del equipo. La distancia entre cada aspersor se calculó de la siguiente manera:

$$DEA = \frac{-(CA \cdot DA)}{CA + 1}$$
$$DEA = \frac{28 \text{ cm} - (15 * 0,2 \text{ cm})}{15 + 1}$$
$$DEA = 1,56 \text{ cm}$$

Donde:

DEA: Distancia entre aspersores

L: Longitud de difusor

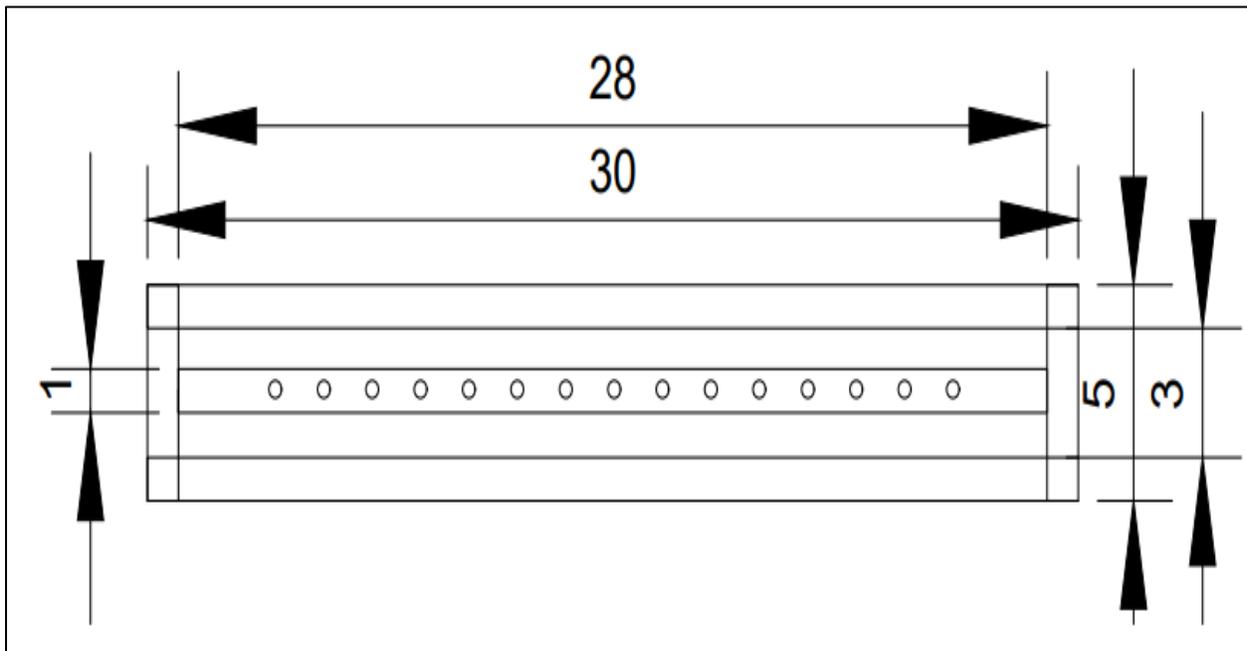
CA: Cantidad de aspersores

DA: Diámetro del espesor

El tubo será elaborado en PVC (policloruro de vinilo) y se adicionará a la base del fotobiorreactor empleando silicona para vidrio. A continuación, se presenta las dimensiones del equipo y las características del tubo.

Figura 35.

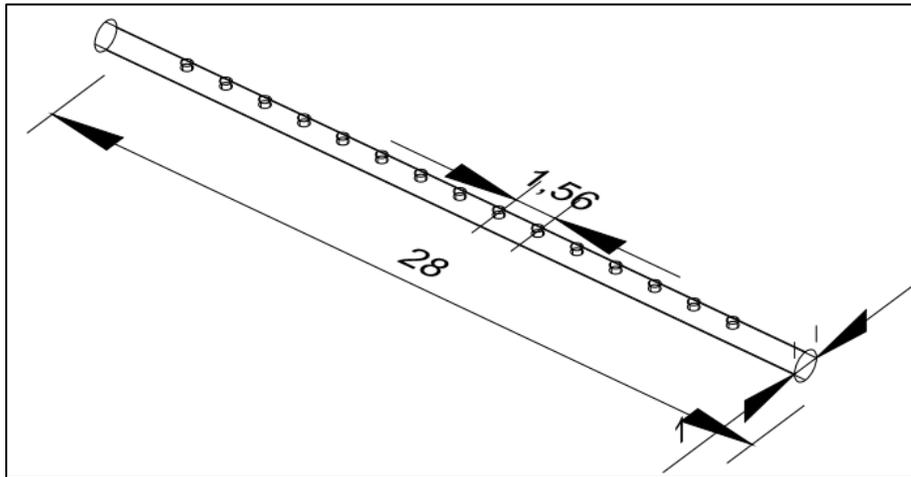
Dimensiones del tubo difusor sobre la placa de soporte



Nota. Dimensiones de la placa de soporte con integración del tubo difusor en (cm)

Figura 36

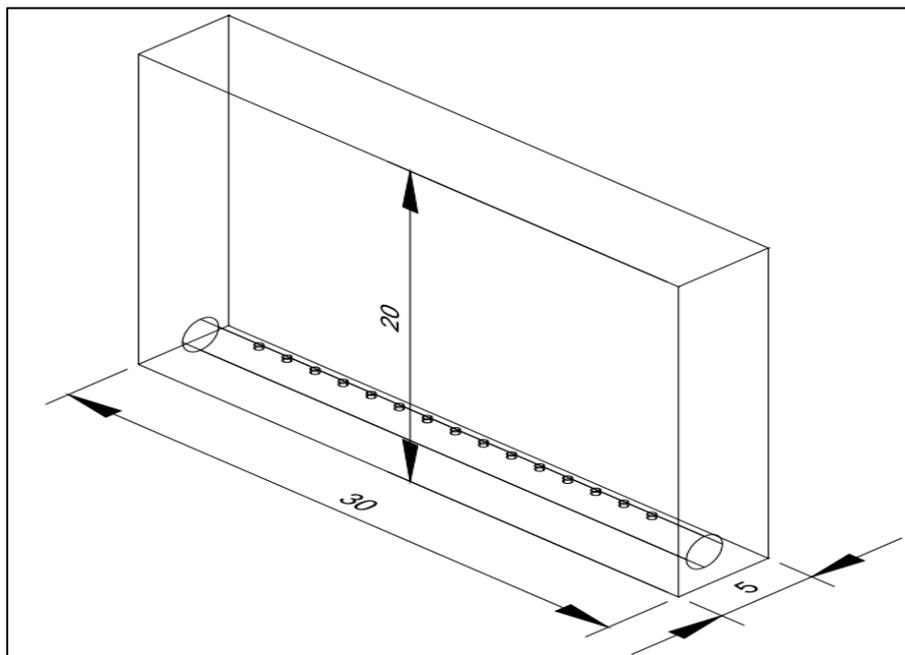
Dimensiones del tubo difusor



Nota. Dimensiones del tubo difusor en (cm)

Figura 37.

Plano del fotobiorreactor con integración del tubo difusor



Nota. Dimensiones del fotobiorreactor con integración del tubo difusor en (cm)

5.2.4 Control de pH:

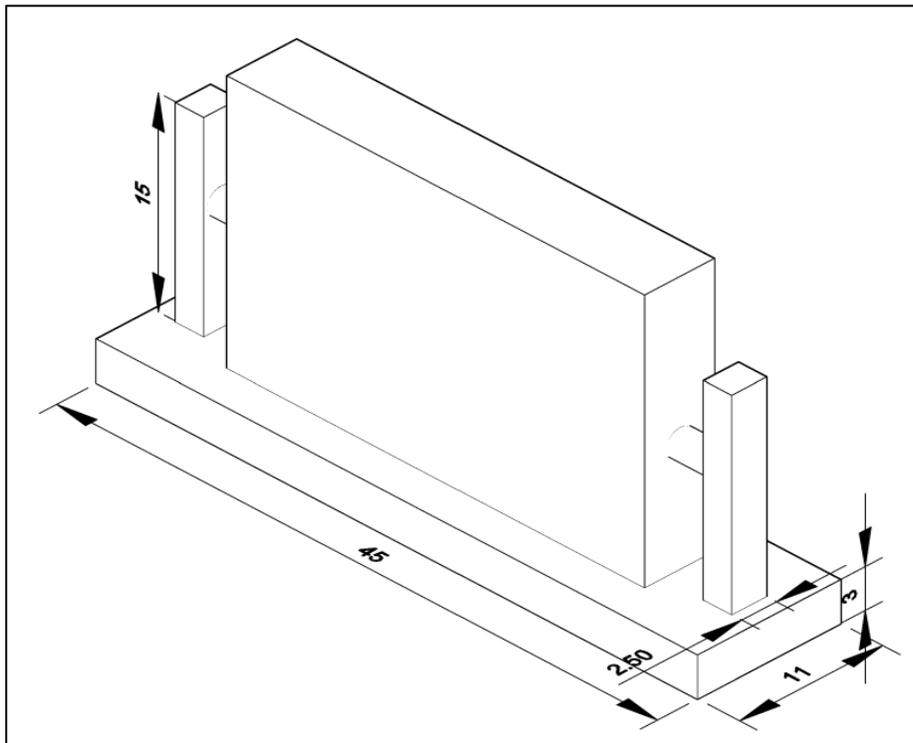
El ingreso de CO₂ puede generar cambio en el pH del medio, por lo tanto, se implementa el uso de cualquier control de pH, el cual pueda realizar un monitoreo constante del sistema y cierre automáticamente la electroválvula del regulador cuando el pH se salga de su rango de trabajo (7,5-8,0) [87].

5.2.5 Sistema de inclinación:

Se incorpora una base en el fotobiorreactor el cual permita la inclinación de este equipo, por medio de dos soportes que ajustan los lados laterales de equipo y permiten un giro de 180°C en la cara frontal del fotobiorreactor. Esto se realiza para aprovechar siempre la posición del sol y generar una distribución lumínica mayor, sin depender de la hora del día.

Figura 38.

Dimensiones de la base



Nota: Dimensiones de la base del fotobiorreactor (cm)

5.2.6 Desgasificación de hidrógeno

Para poder extraer el hidrógeno que se produce dentro del fotobiorreactor se hará uso del método de desgasificación, el cual nos permitirá extraer los gases disueltos del medio de cultivo. Este método está conformado por una bomba de vacío que extraerá las moléculas de los gases y controlara la presión con la serán enviados al tanque de almacenamiento.

Figura 39.

Desgasificador de hidrógeno



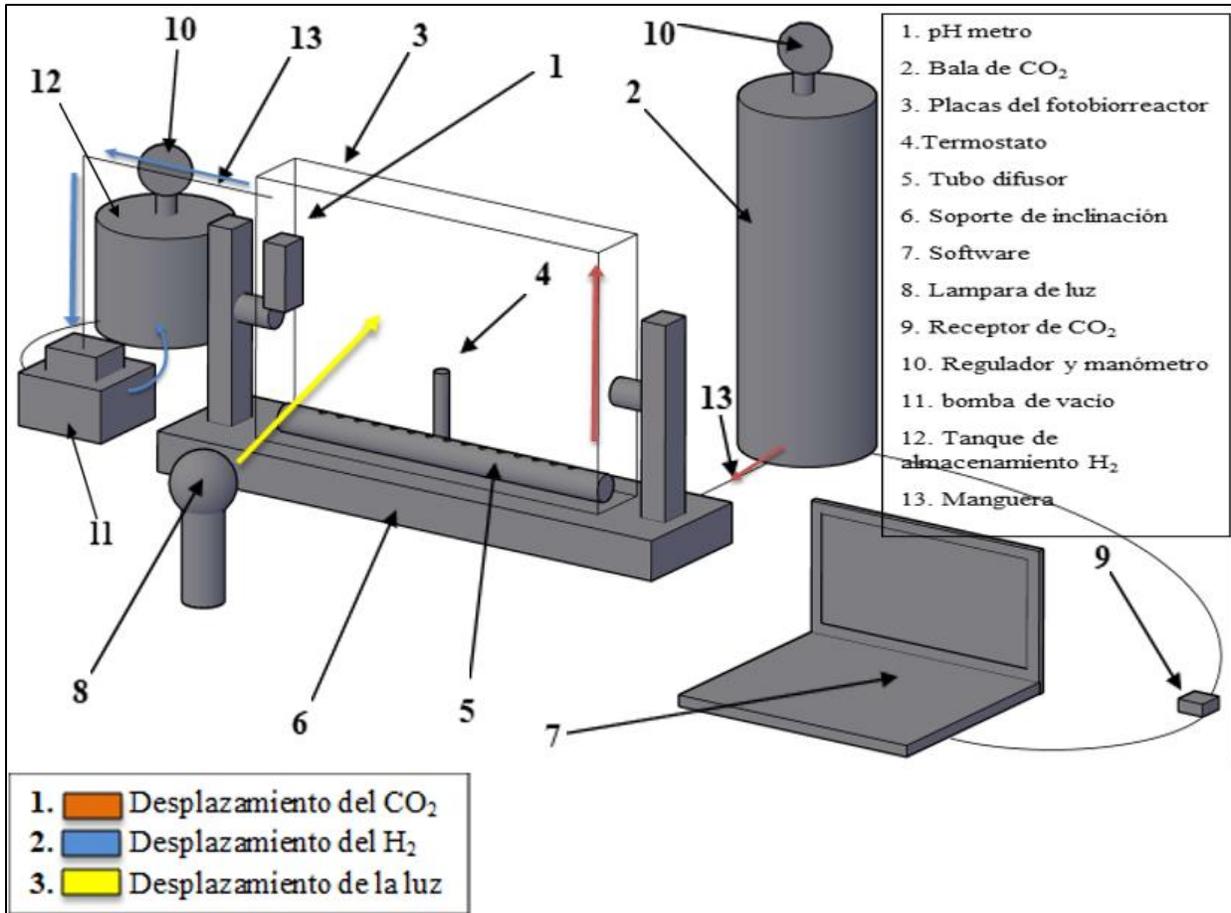
Nota. Desgasificador de gases, tomado de: Shenzhen Haocheng Instrument Co., Ltd
Disponible en:
https://hcinstrument.en.alibaba.com/es_ES/company_profile.html?spm=a2700.details.0.0.2e72f001ywaD1W [Acceso: jul.14,2022]

5.3 Elaboración del montaje para el cultivo de microalgas:

Se realizó la elaboración del montaje completo, para tener un esquema más real y una idea del sistema completo para la producción de hidrógeno, usando los siguientes equipos:

Figura 40.

Montaje completo del sistema



Nota. Esquema del fotobiorreactor, elaborado en AutoCAD

Aunque el trabajo de grado presenta similitud a proyectos previos, lo que se quiere es generar un diseño de fotobiorreactor útil para pruebas fuera del laboratorio, que su operación no sea costosa y permita hacer pruebas a condiciones reales con efluentes de las industrias previamente nombradas presentes en Barranquilla como sustrato para la producción de hidrógeno; también se plantea la manera de recolección de los gases generados por medio de un desgasificador de hidrógeno para su posterior separación en el laboratorio.

5.3.1 Listado por partes del sistema

Tabla 35.

Listado de materiales del sistema

TITULO	MATERIA	CANTIDAD
Placas del equipo	Polimetilmetacrilato	6
Soporte del equipo	Acero inoxidable 304	1
Tubo de conexión de tanque de CO ₂	Acero inoxidable 304	1
Tubo Difusor	PVC	1
Placa de unión entre placas	Polimetilmetacrilato	8
Tornillos de 5 mm	Acero	28
Codo de 90° a la entrada del equipo	Acero inoxidable	1
Válvula superior de control de CO ₂	Predeterminada del equipo	1
Lampara de luz	Predeterminada de la marca	2

Nota: Materiales para los sistemas iluminación, estructura del fotobiorreactor y control de CO₂

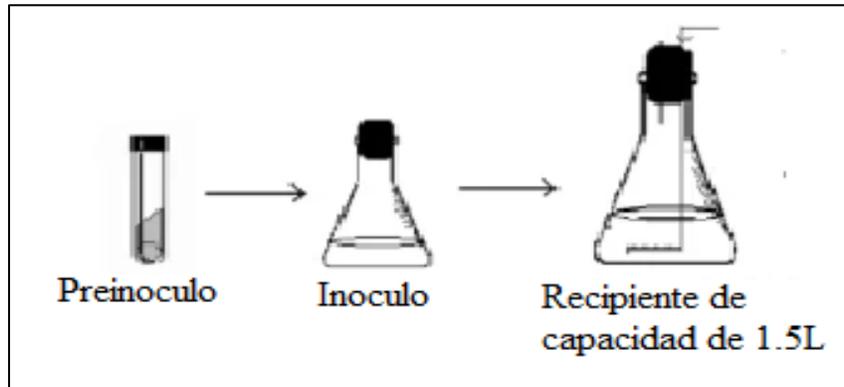
5.4 Inoculación de la cepa.

La inoculación de la *Chlorella Vulgaris* es esencial para un crecimiento óptimo dentro del equipo, por lo tanto, se deberá ir incrementando el volumen del recipiente de cultivo, para conseguir la velocidad de crecimiento adecuado.

En este caso las cepas se pueden cultivar en tubos de ensayo los cuales posteriormente después de un crecimiento dado por la cepa se pueden cultivar a recipientes de 1,5 L, en donde posteriormente se llevan a una incubadora en donde se les suministra las condiciones de operación apropiadas para su óptimo crecimiento (luz y aire), también es necesario llevar el fotoperiodo acordado (20/4) para tener un crecimiento mayor.

Figura 41.

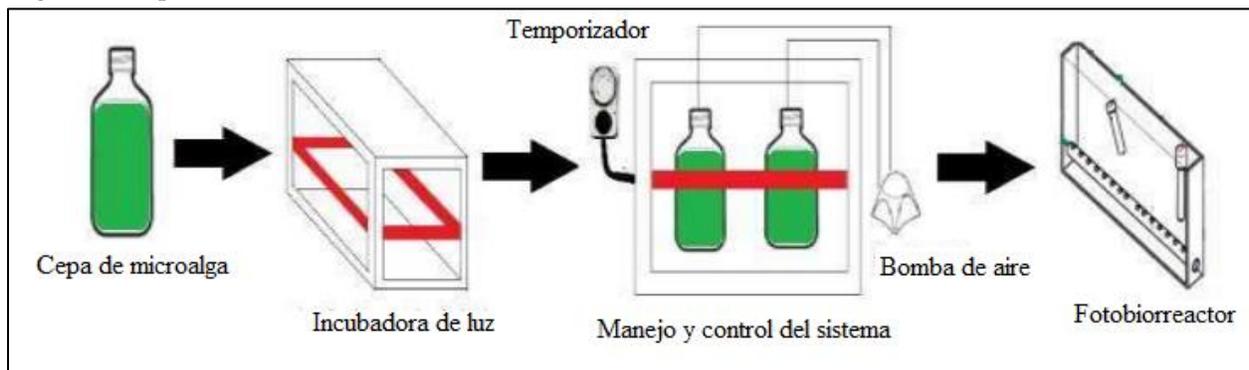
Primera etapa de la inoculación



Nota. Primera etapa de la inoculación, pre-inóculo e inóculo, tomado de: Universidad Nacional de Trujillo, facultad de ciencias biológicas “Seminario 1: Desarrollo y manejo de inóculos”. Disponible en: <https://es.slideshare.net/yeltsinrodrigx/desarrollo-de-inculo> [Acceso: Jun.4, 2022]

Figura 42.

Segunda etapa de la inoculación



Nota. Segunda etapa de inoculación y equipos, tomado de: María Camila Pedraza Cuesta y María Camila Prada Garavito “Tesis: Evaluación de la biofijación de CO₂ y producción de biomasa a partir de las microalgas bajo condiciones de fotobiorreactor a escala laboratorio”. Disponible en: <https://repository.uamerica.edu.co/bitstream/20.500.11839/6729/1/6131002-2018-1-IQ.pdf> [Acceso: Jun.4,2022]

5.5 Cinética

El crecimiento de las microalgas es dependiente de una gran variedad de factores como: el tipo de sustrato, fuentes de carbono, fuentes de nitrógeno, fuentes de fósforo, tipo de metabolismo, temperatura, pH, salinidad, agitación, etc. Es por esto que la cinética puede ser presentada bajo diferentes modelos cinéticos o de crecimiento microbiano dependiendo de la variable que se quiera estudiar o de la variable de la cual más sea dependiente el fenómeno de crecimiento para las condiciones dadas.

Tabla 36.

Visión general de la estructura de la cinética de uso común

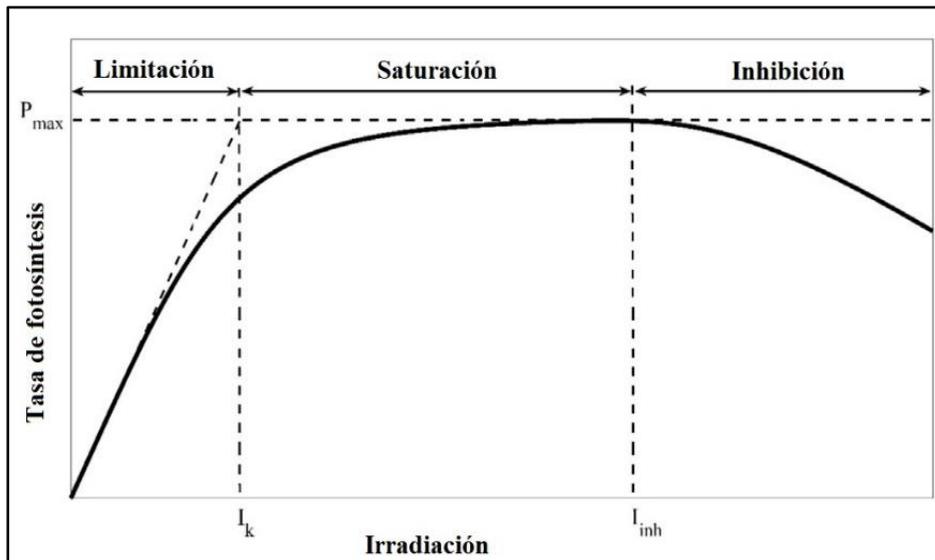
Enfoque matemático	Ejemplos	Ventajas	Desventajas
Funciones racionales (diferentes exponentes en numerador y denominador)	Andrews, Monod, Haldane	Basado en la reacción o cinética enzimática	No hay consideración específica del procesamiento de la luz fototrópica
Función racional con significado mecanicista en la fotosíntesis (formalmente como Monod)	Han	Basado en la cinética de reacción de la clorofila	PSU y constantes de tiempo no medibles directamente
Funciones especiales (exponencial, tangente hiperbólica)	Steele (exp), Jassby & Platt (tanh), van Oorschot (exp)	Fácil de usar con cierta flexibilidad	No hay pretensión de antecedentes mecanicistas, si entonces termodinámica
Funciones definidas por piezas	Curva PI clásica, Blackman	Clara discriminación entre los procesos dominantes sobre el rango de luz	Punto numérico de discontinuidad, simplificación excesiva en zonas de transición
Multiplicación de diferentes factores/ecuaciones cinéticas	Comúnmente aplicado a la combinación de diferentes influencias	Fácil de usar incluso en entornos complejos	Ignora la estequiometría intracelular

Nota. Ventajas y desventajas de los modelos de crecimiento convencionales, tomado de: Kira Schediwy, Andreas Trautmann, Christian Steinweg, y Clemens Posten “Microalgal kinetics — a guideline for photobioreactor design and process development”. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6999068/> [Acceso: Jun.6, 2022]

La luz es utilizada como fuente de energía por las microalgas para realizar la fotosíntesis, siendo el parámetro de mayor relevancia en el modelo cinético de crecimiento. Las microalgas experimentan tres fenómenos provocados por la intensidad de la luz, zona fotolimitada, zona fotosaturada y zona fotoinhibida (figura 43); además de la atenuación de la luz a medida que los fotones penetran el cultivo.

Figura 43.

Tasa de fotosíntesis vs irradiación



Nota. Zonas de foto-limitación, foto-saturación y foto-inhibición en la fotosíntesis de las microalgas, tomado de: Pooya Darvehei, Parisa A. Bahria, Navid R. Moheimani “Model development for the growth of microalgae: A review”. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1364032118306129> [Acceso: Jul.10, 2022]

5.5.1 Modelos de crecimiento

Debido a que el crecimiento de las microalgas, junto a su producción de hidrógeno se encuentran en gran medida asociados a la intensidad de luz a la cual se exponen, su comportamiento se debe analizar por medio de modelos cinéticos los cuales estén en función de la intensidad de luz. A continuación, se presentan algunos modelos relevantes para este proyecto:

5.5.1.a Modelo de Tamiya. Es una correlación entre la fotosíntesis y el metabolismo independiente de la luz en el crecimiento de chlorella propuesta en 1953 por H. Tamiya, T. Iwamura, K. Shibata, E. Hase y T. Nihei; conocido como modelo de Tamiya, el cual establece una relación hiperbólica entre la tasa de crecimiento y la irradiancia. [148] [149]

$$\mu = \frac{\alpha \mu_{max} I_{av}}{\mu_{max} + \alpha I_{av}}$$

Y al dividir el numerador y el denominador por α se obtiene:

$$\mu = \frac{\mu_{max} I_{av}}{I_k + I_{av}} \quad I_k = \frac{\mu_{max}}{\alpha}$$

Donde:

μ = Tasa de crecimiento específico ($día^{-1}$ o h^{-1})

μ_{max} = Tasa de crecimiento específico máxima ($día^{-1}$ o h^{-1})

I_{av} = Irradiancia media en el cultivo ($W m^{-2}$, $\mu mol \text{ fotón } m^{-2} s^{-1}$, o $\mu E m^{-2} s^{-1}$)

I_k = Afinidad de las microalgas por la luz: $\mu = \frac{\mu_{max}}{2}$ ($\mu E m^{-2} s^{-1}$)

α = Pendiente inicial de la curva de respuesta a la luz

- **El modelo de Tamiya:** Fue uno de los precursores de los modelos cinéticos para bioprocesos que consideran la limitación de la luz y se encuentra un gran parecido a el modelo de Michaelis-Menten para la cinética enzimática y con el modelo de Monod para el crecimiento de microorganismos. Otros modelos que consideran la limitación de la luz son: Blackman, Van-Oorschot, Bannister, Chalker, entre otros [150].
- **Modelo de Grima:** Es un modelo matemático de crecimiento de microalgas en cultivo de quimiostato con luz limitada, que considera la limitación de la luz asociada a la atenuación de la luz por las células; conocido como modelo de Grima. [151]

$$\mu = \mu_{max} \cdot \frac{I_{av}^n}{I_k^n + I_{av}^n}$$

$$I_{av}^n = \frac{I}{k_a \cdot p \cdot X} [1 - e(-K_a \cdot p \cdot X)]$$

Donde:

μ = Tasa de crecimiento específico (día^{-1} o h^{-1})

μ_{max} = Tasa de crecimiento específico máxima (día^{-1} o h^{-1})

I_{av} = Irradiancia media en el cultivo (W m^{-2} , $\mu\text{mol fotón m}^{-2} \text{s}^{-1}$, o $\mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$)

I_k = Afinidad de las microalgas por la luz: $\mu = \frac{\mu_{max}}{2}$ ($\mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$)

n = parámetro de forma

I = Intensidad de la luz incidente (W m^{-2} , $\mu\text{mol fotón m}^{-2} \text{s}^{-1}$, o $\mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$)

k_a = Constante de atenuación (kg m^{-3})

p = Longitud del recorrido de la luz dentro del fotobiorreactor (m)

X = Concentración celular (kg m^{-3})

Otro modelo de limitación de la luz asociada a la atenuación de la luz por las células es el modelo de Ogbonna [152], entre otros.

- **Modelo de Camacho-Rubio:** Es un modelo mecanístico de la fotosíntesis en las microalgas, que tiene en cuenta factores como la fotoadaptación, la fotoinhibición y el efecto de la luz intermitente o fotoperiodos. Es un modelo capaz de representar diferentes respuestas de la fotosíntesis respecto a la irradiación y diversas condiciones de esta [153].

$$\mu = \mu_{max} \cdot \frac{I}{\alpha'} (1 - x_e^*)$$

Con limitación de luz:

$$\mu = \mu_{max} \cdot \frac{I}{2\alpha'} \left[\left(1 - k - \frac{\alpha'}{I} \right) - \sqrt{\left(1 - k - \frac{\alpha'}{I} \right)^2 + 4k} \right]$$

Con fotoinhibición:

$$\mu = \mu_{max} \cdot \frac{I}{\alpha'} (1 - x_e^*) \cdot \left(\frac{1}{1 + \delta\sqrt{I}} \right)$$

Donde:

μ = Tasa de crecimiento específico (día^{-1} o h^{-1})

μ_{max} = Tasa de crecimiento específico máxima (día^{-1} o h^{-1})

I = Intensidad de la luz incidente ($W m^{-2}$, $\mu mol \text{ fotón } m^{-2} s^{-1}$, o $\mu E m^{-2} s^{-1}$)

α' = Parámetro ($\mu E m^{-2} s^{-1}$)

x_e^* = Fracción de estado estacionario de PSUs activadas funcionalmente bajo iluminación continua

k = Parámetro del proceso

δ = Parámetro del proceso ($\mu E m^{-2} s^{-1}$)

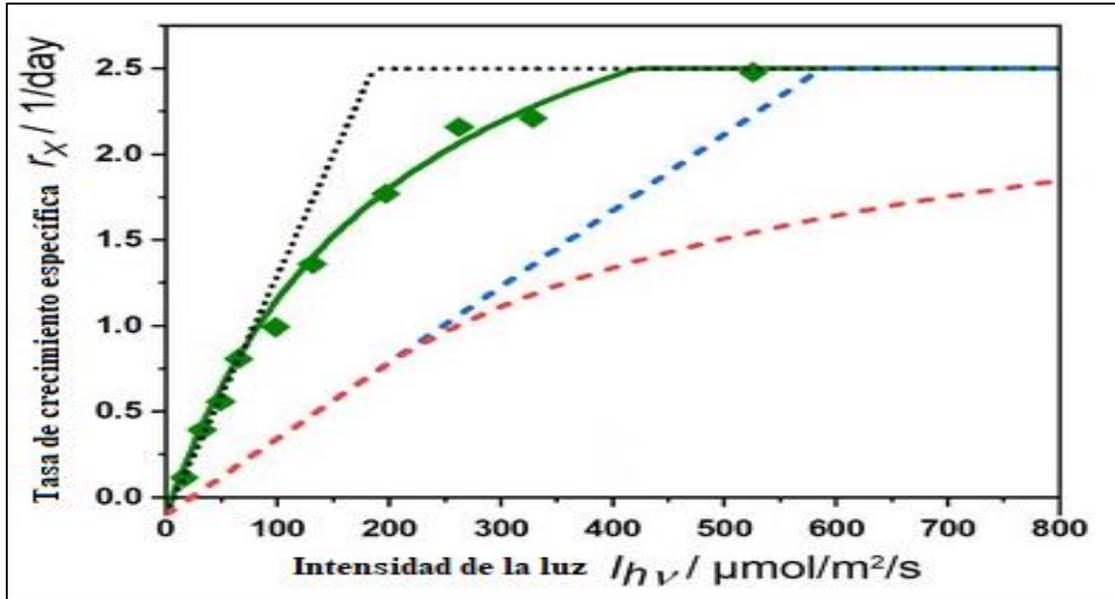
Además del modelo de Camacho-Rubio hay más modelos cinéticos que consideran tanto la limitación de la luz como fotoinhibición, como los modelos: Steele, Aiba, Bernard y Rémond o Muller-Feuga, entre otros [152].

Para modelar la cinética de crecimiento de las microalgas es conveniente utilizar modelos que estén en función de múltiples factores como los modelos de: Klausmeier, Bernard, Pegallapati y Nirmalakhandan, etc. [152] y a condiciones al aire libre además de los modelos cinéticos en función de la intensidad de luz es necesario el estudio en función de la temperatura como los modelos: Ratkowsky, Jayaraman and Rhinehart, Carvalho and Malcata, Ippoliti, entre otros [154]

El crecimiento de microalgas es altamente dependiente de la energía solar y su exposición a condiciones ambientales hace que este parámetro no sea controlado y dependa de las condiciones climáticas de la zona. Según la cinética de Blackman en un reactor idealmente iluminado observamos como aumenta la tasa de crecimiento específica a medida que la intensidad de la luz aumenta (figura 44).

Figura 44.

Simulación de cinética de crecimiento según Blackman



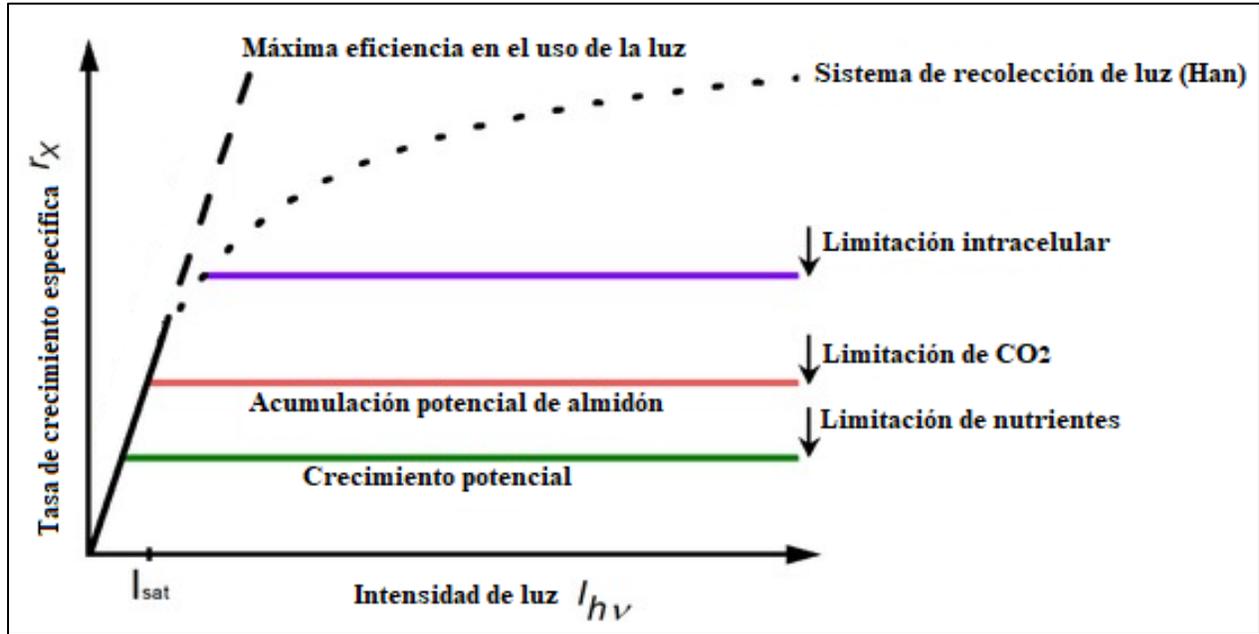
Nota. Simulaciones de cinética de crecimiento. En un reactor idealmente iluminado (curva verde y diamantes). Cinética ideal descrita por Blackman, supone la reacción instantánea (línea negra punteada). la integración de luz (azul) y la integración de crecimiento (rojo). Tomado de: Kira Schediwy, Andreas Trautmann, Christian Steinweg, y Clemens Posten “Microalgal kinetics — a guideline for photobioreactor design and process development” Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6999068/> [Acceso: Jun.7, 2022]

“Establecer la cinética de la luz como una forma cuantitativa de describir la respuesta celular a la irradiancia se ha considerado una preocupación importante durante décadas” [155].

«La medición de la actividad fotosintética en función de la intensidad de la luz en el rango de frecuencia fotosintéticamente activo conduce a la llamada curva PI. Esta curva se puede dar en función de la densidad de flujo de fotones (local) aquí denotada como $I_{h\nu}$ [$\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$] o en función del flujo de fotones absorbido específico $r_{h\nu,\text{abs}}$ [$\mu\text{mol}\cdot\text{g}^{-1}\cdot\text{s}^{-1}$]. Los fotones absorbidos son potencialmente activos en la fotosíntesis y, por lo tanto, la descripción de la cinética basada en fotones absorbidos permite una mejor comprensión de los efectos fisiológicos subyacentes.» [156]

Figura 45.

Cinética de crecimiento asumiendo diferentes pasos consecutivos limitantes

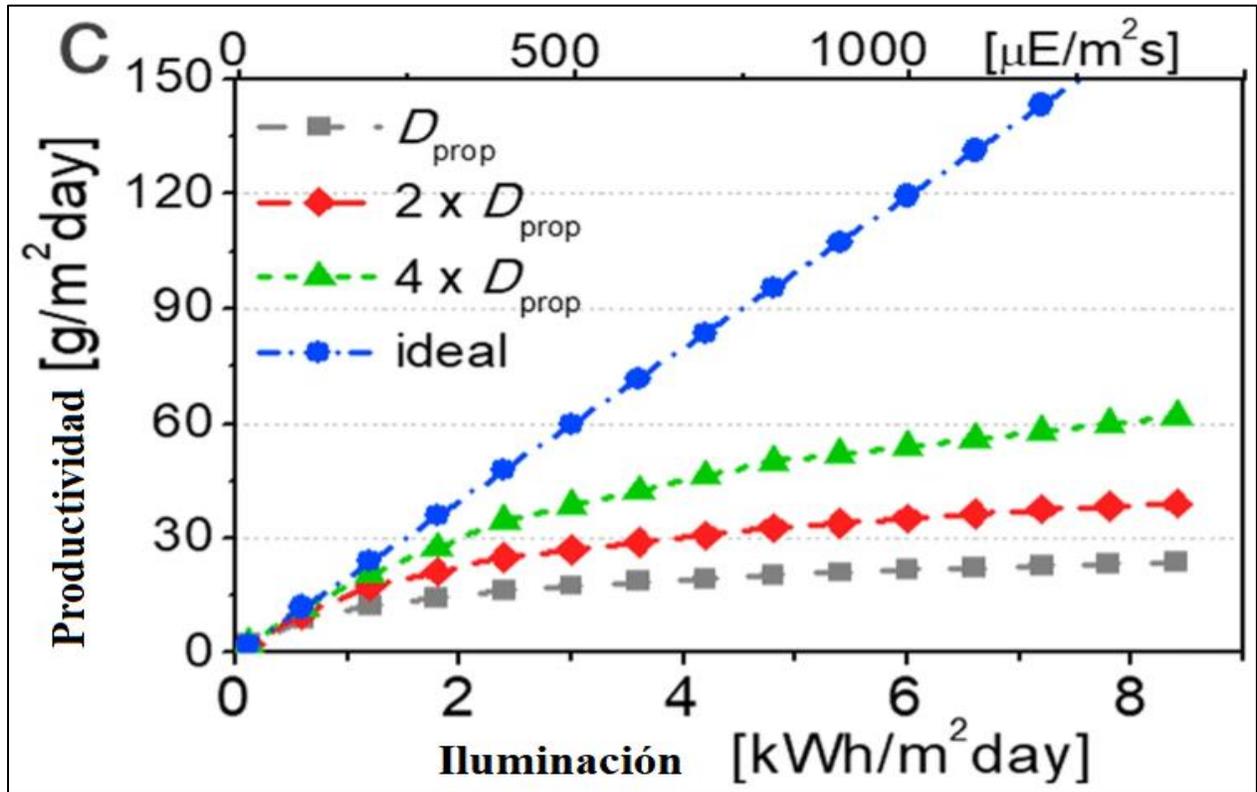


Nota. Simulación de cinética de la luz asumiendo diferentes pasos consecutivos limitantes, tomado de: Kira Schediwy, Andreas Trautmann, Christian Steinweg, y Clemens Posten “Cinética de microalgas: una guía para el diseño de fotobiorreactores y el desarrollo de procesos”. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6999068/> [Acceso: Jun.9, 2022]

Los pasos metabólicos después de la absorción limitan aún más la tasa de crecimiento específica potencial. “La tasa de fijación de carbono se relaciona estequiométricamente con la producción de almidón, mientras que la transformación del almidón en biomasa activa requiere un paso de respiración que exige energía y carbono” [156].

Figura 46.

Estudio óptico del sistema de cultivo de microalgas



Nota. Influencia de la profundidad de propagación de la luz sobre la productividad en las microalgas donde $D_{prop} = 0,47$ cm de profundidad en el sistema de cultivo. Tomado de: Changsoo Cho *et al.* "Study of Optical Configurations for Multiple Enhancement of Microalgal Biomass Production" Disponible en: <https://www.nature.com/articles/s41598-018-38118-w> [Acceso: Jun.9, 2022]

Además de la gran influencia de la intensidad de la luz en el crecimiento de las microalgas, se añade la gran dificultad generada por la profundidad de la propagación de la luz, la cual genera que, a mayor profundidad o espesor de la capa de microalgas, menor sea la interacción de la luz con la biomasa en crecimiento generando bajas productividades.

A condiciones controladas es posible producir hidrógeno en el rango de las siguientes tasas de producción:

Tabla 37.*Condiciones de producción de hidrógeno de la microalga Chlorella Vulgaris*

Microalga	Intensidad de la luz ($\mu\text{mol M}^{-2}\text{s}^{-1}$)	T (°C)	pH	Agitación (rpm)	Máxima tasa de producción de H ₂
<i>Chlorella Vulgaris</i>	160 W	---	8	---	2,85 mol/ mol de glucosa
<i>C. Vulgaris MSU01 Modified</i>	112	30	7,4	60	1,34 mL L ⁻¹ h ⁻¹
<i>C. Vulgaris MSU-AGM 14</i>	15	30	6,7	---	2,0 · 10 ⁻³ g L ⁻¹ h ⁻¹
<i>C. Vulgaris NIER-10003</i>	120	40	8,6	150	238 mL L ⁻¹ h ⁻¹
<i>C. Vulgaris NIER-10003</i>	120	20	8,6	150	24 mL L ⁻¹ h ⁻¹

Nota. Condiciones de producción de hidrógeno de la microalga *Chlorella Vulgaris*, tomado de: Jiménez-Llanos, Jorge Ramírez-Carmona, Margarita Rendón-Castrillón, Leidy Ocampo-López, Carlos “Sustainable biohydrogen production by *Chlorella* sp. microalgae: A review” Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S036031992030149X> [Acceso: Jun.11, 2022].

CONCLUSIONES

Se determinó que el organismo idóneo para la producción de hidrógeno es la *Chlorella Vulgaris*, pues esta cuenta con múltiples formas de crecimiento (tanto heterótrofa como autótrofa) y sus tasas de producción de hidrógeno son elevadas (1315 mL H₂/L cultivo).

De igual manera, se concluyó que el territorio más apropiado para la producción de hidrógeno con fotobiorreactores a nivel industrial en Colombia es la ciudad de Barranquilla y sus zonas aledañas. Pues al considerar los factores más importantes, incidencia de la luz, temperatura media, atenuación de la luz y desarrollo industrial, tres de las ciudades más importantes del país (Barranquilla, Cartagena y Bucaramanga) cumplen los requisitos en todas las categorías. Sin embargo de estas, la ciudad de Barranquilla tiene el menor nivel de precipitación e interrupción de la luz por nubosidades, alcanza a tener luz solar en promedio por más de 6 horas/día, además de poseer una temperatura promedio de 27,3°C que se encuentra en el rango de temperatura ideal para la producción de hidrógeno con *Chlorella Vulgaris*.

Respecto al tipo de fotobiorreactor elegido para la producción, se determinó que el biorreactor cerrado de placas planas es el más conveniente, pues poseen un aprovechamiento alto de la luz natural, en términos de espacio físico pueden adaptarse apropiadamente y sus costos no son tan elevados. Adicionalmente, no poseen los inconvenientes presentados en los reactores tubulares de acumulación de oxígeno que puede inhibir la producción de hidrógeno. Y debido a que aún no han sido tan aplicados en la industria como han sido en la academia, por lo cual tienen una amplia gama de posibilidades en la adaptación y mejoramiento de los mismos.

En conjunción a lo cual también se escogió como material para el reactor el polimetilmetacrilato, tomando como parámetros de selección su conductividad térmica (0,18 W/m K), capacidad calorífica (1470 J/kg K) y transmisión de la luz (92%), pues tiene la mayor transmisión de luz entre los elementos seleccionados, su baja capacidad calorífica y conductividad térmica ayudan a mantener la temperatura del sistema controlada.

El fotobiorreactor de placa plana consta de un volumen total de operación de 3 litros y un espesor de 5 cm para evitar la inhibición de la producción de hidrógeno por baja profundidad de propagación de la luz. El equipo cuenta de un sistema de regulación de CO₂, un termostato que

impide el descenso de la temperatura y una base que permite cambiar el ángulo de inclinación, entre otros dispositivos. La materia prima de mayor interés de la zona son las aguas residuales de la industria alimenticia, la cual es rica en fuentes de carbono, fosforo y en algunas ocasiones de nitrógeno.

RECOMENDACIONES

Se recomienda realizar el experimento a nivel laboratorio a las condiciones de operación del fotobiorreactor para poder obtener las constantes cinéticas y así modelar el comportamiento de crecimiento bajo modelos que se ajusten a la fotoinhibición limitante de este tipo de metabolismos.

Otra opción a considerar es la de tomar un flujo de agua residual de la producción de aceite de palma en Colombia como sustrato para el fotobiorreactor, ya que este gran producto de exportación colombiana y la floración de la agroindustria oleaginosa genera enormes residuos y efluentes.

BIBLIOGRAFÍA

- [1] A. Mendoza-Medellín, *El hidrógeno y la energía*, vol. 13, no. 1. 2006.
- [2] Centro Nacional del Hidrógeno, “El Hidrógeno,” 2021. <https://www.cnh2.es/el-hidrogeno/> (accessed Jun. 04, 2021).
- [3] S. Banerjee, M. N. Musa, and A. B. Jaafar, “Economic assessment and prospect of hydrogen generated by OTEC as future fuel,” *Int. J. Hydrogen Energy*, vol. 42, no. 1, pp. 26–37, Jan. 2017, doi: 10.1016/J.IJHYDENE.2016.11.115.
- [4] F. Riñones Pascual, “UNIDAD DE HIDROTRATAMIENTO DE LA REFINERÍA DE REPSOL DE A CORUÑA,” Jul. 2018. Accessed: Jun. 04, 2022. [Online]. Available: https://ruc.udc.es/dspace/bitstream/handle/2183/21515/RiñonesPascual_Fernando_TFM.pdf.
- [5] R. Meyers, *Manual de procesos de refinación de petróleo*. McGraw-Hill, 2008.
- [6] P. Bai *et al.*, “Fluid catalytic cracking technology: current status and recent discoveries on catalyst contamination,” *Sci. Eng.*, vol. 61, no. 3, pp. 333–405, Jul. 2018, doi: 10.1080/01614940.2018.1549011.
- [7] D. Ramos Robles, “Proceso de Haber-Bosch. Síntesis de amoníaco,” *MoleQla*, pp. 22–24, Mar. 2015, Accessed: Jun. 04, 2022. [Online]. Available: https://www.upo.es/cms1/export/sites/upo/moleqla/documentos/Numero17/Numero_17.pdf.
- [8] K. Sánchez Zambrano, “Energía Renovable: Hidrógeno como Vector Energético,” pp. 1–13, 2019, Accessed: Jun. 04, 2022. [Online]. Available: https://repository.usc.edu.co/bitstream/handle/20.500.12421/681/ENERGIA_RENOVABLE_HIDRÓGENO.pdf?sequence=1&isAllowed=y.
- [9] P. Asensio, “Hidrógeno y pila de combustible,” *Energías Renov.*, p. 20, 2007, Accessed: Jun. 04, 2022. [Online]. Available: www.ariema.com.

- [10] J. L. G. Fierro, “El hidrógeno: metodologías de producción,” *Instituto de Catálisis y Petroleoquímica (CSIC)*, 2012.
https://fgcsic.es/lychnos/es_es/articulos/hidrogeno_metodologias_de_produccion
(accessed Jun. 04, 2022).
- [11] R. Wünschiers, J. Appel, K. Stangier, S. Phunpruch, and R. Schulz, “INVESTIGATIONS TO APPLY BIOLOGICALLY PRODUCED PHOTOHYDROGEN AS A FUTURE ENERGY SOURCE,” *Biomass Energy Environ.*, pp. 1668–1673, Jan. 1996, doi: 10.1016/B978-0-08-042849-9.50038-0.
- [12] J. Bernardino *et al.*, “POTENCIAL DE ALGAS VERDES PARA LA PRODUCCIÓN FOTOBIOLOGICA DE HIDRÓGENO. (Potential of green algae for the photo-biological production of Hydrogen),” *Ciencias y Soc.*, vol. 33, no. 3, pp. 1–20, Sep. 2008, Accessed: Jun. 12, 2022. [Online]. Available: <https://repositoriobiblioteca.intec.edu.do/bitstream/handle/123456789/1271/CISO20083303-307-326.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.
- [13] S. Hasnaoui, A. Pauss, N. Abdi, H. Grib, and N. Mameri, “Enhancement of bio-hydrogen generation by spirulina via an electrochemical photo-bioreactor (EPBR),” *Int. J. Hydrogen Energy*, vol. 45, no. 11, pp. 6231–6242, Feb. 2020, doi: 10.1016/J.IJHYDENE.2019.12.144.
- [14] R. Chaubey, S. Sahu, O. O. James, and S. Maity, “A review on development of industrial processes and emerging techniques for production of hydrogen from renewable and sustainable sources,” *Renew. Sustain. Energy Rev.*, vol. 23, pp. 443–462, 2013, doi: 10.1016/j.rser.2013.02.019.
- [15] Y. Zheng *et al.*, “A review on biological recycling in agricultural waste-based biohydrogen production: Recent developments,” *Bioresour. Technol.*, vol. 347, pp. 126–595, Mar. 2022, doi: 10.1016/J.BIORTECH.2021.126595.
- [16] M. De Los Ángeles *et al.*, “¿Que son los microbios?,” *Ciencia*, vol. 68, pp. 10–17, Jun. 2017, Accessed: Jun. 05, 2022. [Online]. Available:

- http://www.revistaciencia.amc.edu.mx/images/revista/68_2/PDF/QueSonMicrobios.pdf.
- [17] BiologíaSur, “1.2.2.1. Características estructurales.,” 2003.
<https://www.biologiasur.org/index.php/121-apuntes-de-biologia/grupos/255-1-2-2-1-caracteristicas-estructurales> (accessed Jun. 05, 2022).
- [18] Ambientech, “¿Qué es una bacteria? - Glosario de ciencias ,” *Ambientech*, 2021.
<https://ambientech.org/bacteria> (accessed Jun. 05, 2022).
- [19] T. Flores Vargas and A. Vargas Kuno, “MORFOLOGIA BACTERIANA,” *Actual. Clínica*, vol. 49, pp. 2594–2598, 2014, Accessed: Jun. 05, 2022. [Online]. Available: http://metabase.uaem.mx/bitstream/handle/123456789/1466/280_2.pdf?sequence=1.
- [20] Ó. Oficial, D. E. L. A. Asociación, and E. D. E. Toxicología, “Revista de Toxicología 18 (2) 2001,” no. January 2001, 2019.
- [21] S. Benintende and C. Sanchez, “Crecimiento Bacteriano,” 2008. Accessed: Jun. 11, 2022. [Online]. Available: http://www2.fca.uner.edu.ar/files/academica/deptos/catedras/microbiologia/unidad_3_crecimiento_bacteriano.pdf.
- [22] R. O. Poyton, “Effect of Growth Rate on the Macromolecular Composition of *Prototheca zopfii*, a Colorless Alga Which Divides by Multiple Fission,” *J. Bacteriol.*, vol. 113, no. 1, pp. 203–211, Jan. 1973, doi: 10.1128/JB.113.1.203-211.1973.
- [23] L. G. Ramírez Mérida, E. Jacob-Lopes, and L. Queiroz Zepka, “Fotobiorreactor: Herramienta Para Cultivo De Cianobacterias,” *Cienc. y Tecnol.*, vol. 6, no. 2, p. 9, 2014, doi: 10.18779/cyt.v6i2.178.
- [24] A. González Céspedes, “¿Qué Son Las Microalgas?,” *Cajamar ADN Agro*, vol. 011, pp. 1–11, 2015.
- [25] J. ABALDE, A. CID, P. FIDALGO, E. TORRES, and C. HERRERO, *MICROALGAS: Cultivo y Aplicaciones*. Coruña, 1995.

- [26] J. M. Fernandez Sevilla, “Microalgas - definicion y características,” *Microalgal Biotechnology*, 2014. <https://w3.ual.es/~jfernand/ProcMicro70801207/tema-1---generalidades/1-1-microalgas.html> (accessed Jun. 11, 2022).
- [27] R. A. Lewin and N. W. Withers, “Extraordinary pigment composition of a prokaryotic alga,” *Nat. 1975 2565520*, vol. 256, no. 5520, pp. 735–737, 1975, doi: 10.1038/256735a0.
- [28] S. T. Abedon *et al.*, *Encyclopedia of Microbiology*, 4th ed. Academic Press, 2019.
- [29] M. A. Borowitzka, “Biology of Microalgae,” in *Microalgae in Health and Disease Prevention*, Academic Press, 2018, pp. 23–72.
- [30] C. Safi, B. Zebib, O. Merah, P. Y. Pontalier, and C. Vaca-Garcia, “Morphology, composition, production, processing and applications of *Chlorella vulgaris*: A review,” *Renew. Sustain. Energy Rev.*, vol. 35, pp. 265–278, Jul. 2014, doi: 10.1016/J.RSER.2014.04.007.
- [31] E. A. Cezare-Gomes *et al.*, “Potential of Microalgae Carotenoids for Industrial Application,” *Appl. Biochem. Biotechnol. 2019 1883*, vol. 188, no. 3, pp. 602–634, Jan. 2019, doi: 10.1007/S12010-018-02945-4.
- [32] M. Guiry and W. Guiry, “Taxonomy Browser,” *AlgaeBase*, 2022. <https://www.algaebase.org/browse/taxonomy/#4346> (accessed Jun. 11, 2022).
- [33] S. Kottuparambil, R. L. Thankamony, and S. Agusti, “Euglena as a potential natural source of value-added metabolites. A review,” *Algal Res.*, vol. 37, pp. 154–159, Jan. 2019, doi: 10.1016/J.ALGAL.2018.11.024.
- [34] R. A. Andersen, “The Microalgal Cell,” in *Handbook of Microalgal Culture: Applied Phycology and Biotechnology: Second Edition*, A. Richmond and E. Qiang, Eds. John Wiley & Sons, Ltd, 2013, pp. 1–20.
- [35] M. Zapata, S. . Jeffrey, S. W. Wright, F. Rodríguez, J. L. Garrido, and L. Clementson, “Photosynthetic pigments in 37 species (65 strains) of Haptophyta: implications for oceanography and chemotaxonomy,” *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, vol. 270, pp. 83–102, Apr.

- 2004, Accessed: Jun. 11, 2022. [Online]. Available: <https://www.int-res.com/articles/meps2004/270/m270p083.pdf>.
- [36] S. Carty and M. W. Parrow, “Dinoflagellates,” in *Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification*, Academic Press, 2015, pp. 773–807.
- [37] J. J. Huang, S. Lin, W. Xu, and P. C. K. Cheung, “Occurrence and biosynthesis of carotenoids in phytoplankton,” *Biotechnol. Adv.*, vol. 35, no. 5, pp. 597–618, Sep. 2017, doi: 10.1016/J.BIOTECHADV.2017.05.001.
- [38] C. Bowler and A. Falciatore, “Phaeodactylum tricornutum,” *Trends Genet.*, vol. 35, no. 9, pp. 706–707, Sep. 2019, doi: 10.1016/J.TIG.2019.05.007.
- [39] J. Gustav Delly, *Freshwater Algae of North America; Ecology and Classification*. 2003.
- [40] “Handbook of Microalgae-Based Processes and Products: Fundamentals and ... - Google Libros,” 2020.
<https://books.google.com.co/books?hl=es&lr=&id=nNryDwAAQBAJ&oi=fnd&pg=PP1&dq=Libro+Handbook+of+Microalgae-Based+Processes+and+Products&ots=64fMXHZrnH&sig=ii4YqLO3q9Tc9zPY3QZA6EgFQ48#v=twopage&q&f=true> (accessed May 20, 2021).
- [41] M. J. M. Christenhusz and J. W. Byng, “The number of known plants species in the world and its annual increase,” *Phytotaxa*, vol. 261, no. 3, pp. 201–217–201–217, May 2016, doi: 10.11646/PHYTOTAXA.261.3.1.
- [42] IDEAM, “RADIACIÓN SOLAR ,” *IDEAM - Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales*. <http://www.ideam.gov.co/web/tiempo-y-clima/radiacion-solar-ultravioleta> (accessed Jun. 11, 2022).
- [43] Rodríguez Hugo, “Curso de Sensitometria 2004,” 2004.
https://www.hugorodriguez.com/cursos/curso_sensit_02.htm#trans (accessed Jun. 11, 2022).
- [44] R. A. Serway and J. W. Jewett Jr, *FÍSICA-Para ciencias e ingeniería con Física Moderna*

Volumen 2, Séptima., vol. 2. Cengage Learning Editores, S.A. de C.V., 2009.

- [45] A. Serrano Cortés, “Polarización de la luz.”
http://red.unal.edu.co/cursos/ciencias/mtria_ensenanza/polarizacion/html/polari_concepto_1.html (accessed Jun. 11, 2022).
- [46] J. M. Fernandez Sevilla, “Interacción de las microalgas con la luz,” 2014.
<https://w3.ual.es/~jfernand/ProcMicro70801207/tema-1---generalidades/1-6-interaccion-con-la-luz.html> (accessed Jun. 11, 2022).
- [47] F. A. Lopez Ayala and R. C. Rojas Prada, “DISEÑO Y MONTAJE DE UN FOTOBIOREACTOR A ESCALA LABORATORIO PARA LA PRODUCCIÓN DE MICROALGAS.” Universidad Industrial de Santander, Bucaramanga, 2010.
- [48] C. González, M. Sol, and M. Franco, “Estimación de Iluminación en un Fotobiorreactor Productor de Biomasa a Partir de Microalgas,” *Concienc. Tecnológica*, no. 47, pp. 29–35, 2014.
- [49] V. F. Sanz Martínez, “Diseño de un fotobiorreactor para la obtención de compuestos bioluminiscentes,” p. 95, 2019, [Online]. Available:
<https://upcommons.upc.edu/bitstream/handle/2117/167711/dise-o-de-un-fotobiorreactor-para-la-obtenci-n-de-biomol-culas-fran-sanz.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.
- [50] G. S. Murthy, “Overview and Assessment of Algal Biofuels Production Technologies,” in *Biofuels*, Academic Press, 2011, pp. 415–437.
- [51] F. G. Acien *et al.*, “Photobioreactors for the production of microalgae,” *Microalgae-Based Biofuels Bioprod. From Feed. Cultiv. to End-Products*, pp. 1–44, Jan. 2017, doi: 10.1016/B978-0-08-101023-5.00001-7.
- [52] Q. Huang, F. Jiang, L. Wang, and C. Yang, “Design of Photobioreactors for Mass Cultivation of Photosynthetic Organisms,” *Engineering*, vol. 3, no. 3, pp. 318–329, Jun. 2017, doi: 10.1016/J.ENG.2017.03.020.
- [53] B. S. Ross and R. W. M. Pott, “Hydrogen production by immobilized Rhodospseudomonas

- palustris in packed or fluidized bed photobioreactor systems,” *Int. J. Hydrogen Energy*, vol. 46, no. 2, pp. 1715–1727, Jan. 2021, doi: 10.1016/J.IJHYDENE.2020.10.061.
- [54] B. Anye Cho, B. S. Ross, J. P. du Toit, R. W. M. C. Pott, E. A. del Río Chanona, and D. Zhang, “Dynamic modelling of *Rhodospseudomonas palustris* biohydrogen production: Perturbation analysis and photobioreactor upscaling,” *Int. J. Hydrogen Energy*, vol. 46, no. 74, pp. 36696–36708, Oct. 2021, doi: 10.1016/J.IJHYDENE.2021.08.162.
- [55] O. Kruse, J. Rupprecht, J. H. Mussgnug, G. C. Dismukes, and B. Hankamer, “Photosynthesis: a blueprint for solar energy capture and biohydrogen production technologies †,” *R. Soc. Chem. Own. Soc.*, pp. 1–14, Sep. 2005, doi: 10.1039/b506923h.
- [56] J. Deseure, J. Obeid, J. C. Willison, and J. P. Magnin, “Reliable determination of the growth and hydrogen production parameters of the photosynthetic bacterium *Rhodobacter capsulatus* in fed batch culture using a combination of the Gompertz function and the Luedeking-Piret model,” *Heliyon*, vol. 7, no. 7, p. e07394, Jul. 2021, doi: 10.1016/J.HELIYON.2021.E07394.
- [57] F. Krujatz *et al.*, “Hydrogen production by *Rhodobacter sphaeroides* DSM 158 under intense irradiation,” *Bioresour. Technol.*, vol. 175, pp. 82–90, Jan. 2015, doi: 10.1016/J.BIORTECH.2014.10.061.
- [58] H. Liu *et al.*, “Optimization of hydrogen production performance of *Chlorella vulgaris* under different hydrolase and inoculation amount,” *J. Clean. Prod.*, vol. 310, p. 127293, Aug. 2021, doi: 10.1016/J.JCLEPRO.2021.127293.
- [59] H. Liu *et al.*, “Evaluation of hydrogen yield potential from *Chlorella* by photo-fermentation under diverse substrate concentration and enzyme loading,” *Bioresour. Technol.*, vol. 303, p. 122956, May 2020, doi: 10.1016/J.BIORTECH.2020.122956.
- [60] M. F. Tiang *et al.*, “Recent advanced biotechnological strategies to enhance photo-fermentative biohydrogen production by purple non-sulphur bacteria: An overview,” *Int. J. Hydrogen Energy*, vol. 45, no. 24, pp. 13211–13230, May 2020, doi: 10.1016/J.IJHYDENE.2020.03.033.

- [61] A. Guillén, “Thiocapsa roseopersicina,” *Mundo microscópico* , Feb. 07, 2019. <https://www.biodiversidadvirtual.org/micro/Thiocapsa-roseopersicina-img3418.html> (accessed Jun. 11, 2022).
- [62] R. Wit and H. Van Gernerden, “Chemolithotrophic growth of the phototrophic sulfur bacterium *Thiocapsa roseopersicina*,” *Microbiol. Ecol.*, pp. 117–126, Dec. 1987, Accessed: Jun. 11, 2022. [Online]. Available: https://www.academia.edu/25765305/Chemolithotrophic_growth_of_the_phototrophic_sulfur_bacterium_Thioca.
- [63] H. M. Jonkers, M. Jansen, M. J. E. C. Van der Maarel, and H. Van Gernerden, “Aerobic turnover of dimethyl sulfide by the anoxygenic phototrophic bacterium *Thiocapsa roseopersicina*,” *Arch. Microbiol.* 1999 1723, vol. 172, no. 3, pp. 150–156, 1999, doi: 10.1007/S002030050754.
- [64] E. N. Kondratieva, V. G. Zhukov, R. N. Ivanovsky, Y. P. Petushkova, and E. Z. Monosov, “The capacity of phototrophic sulfur bacterium *Thiocapsa roseopersicina* for chemosynthesis,” *Arch. Microbiol.*, vol. 108, no. 3, pp. 287–292, Jul. 1976, doi: 10.1007/BF00454854.
- [65] G. Maróti *et al.*, “Discovery of [NiFe] hydrogenase genes in metagenomic DNA: Cloning and heterologous expression in *Thiocapsa roseopersicina*,” *Appl. Environ. Microbiol.*, vol. 75, no. 18, pp. 5821–5830, Sep. 2009, doi: 10.1128/AEM.00580-09.
- [66] T. V. Laurinavichene, G. Rákhely, K. L. Kovács, and A. A. Tsygankov, “The effect of sulfur compounds on H₂ evolution/consumption reactions, mediated by various hydrogenases, in the purple sulfur bacterium, *Thiocapsa roseopersicina*,” *Arch. Microbiol.* 2007 1884, vol. 188, no. 4, pp. 403–410, Jun. 2007, doi: 10.1007/S00203-007-0260-7.
- [67] A. Fülöp, R. Béres, R. Tengölics, G. Rákhely, and K. L. Kovács, “Relationship between PHA and hydrogen metabolism in the purple sulfur phototrophic bacterium *Thiocapsa roseopersicina* BBS,” *Int. J. Hydrogen Energy*, vol. 37, no. 6, pp. 4915–4924, Mar. 2012, doi: 10.1016/J.IJHYDENE.2011.12.019.

- [68] L. M. Reyna-Gómez, A. Cruz-López, J. M. Alfaro, and S. I. Suárez-Vázquez, “Evaluation of the production of biohydrogen during the co-digestion of organic wastes in an upflow hybrid anaerobic reactor,” *Chem. Eng. J.*, vol. 425, p. 129235, Dec. 2021, doi: 10.1016/J.CEJ.2021.129235.
- [69] Z. Y. Hitit, C. Zampol Lazaro, and P. C. Hallenbeck, “Increased hydrogen yield and COD removal from starch/glucose based medium by sequential dark and photo-fermentation using *Clostridium butyricum* and *Rhodospseudomonas palustris*,” *Int. J. Hydrogen Energy*, vol. 42, no. 30, pp. 18832–18843, Jul. 2017, doi: 10.1016/J.IJHYDENE.2017.05.161.
- [70] M. Lurling, *THE SMELL OF WATER Grazer-induced colony formation in Scenedesmus*. 1999.
- [71] I. K. Kapdan and F. Kargi, “Bio-hydrogen production from waste materials,” *Enzyme Microb. Technol.*, vol. 38, no. 5, pp. 569–582, Mar. 2006, doi: 10.1016/J.ENZMICTEC.2005.09.015.
- [72] V. Martínez, E. Cruz, and Pellón A., “Produccion de Biomasa de *Scenedesmus Obliquus* en diferentes medios de cultivo,” 2005.
- [73] A. Incharoensakdi and S. Phunpruch, “Hydrogen Production by the Green Alga *Scenedesmus* sp. KMITL-O1 under Heterotrophic Conditions,” 2017. https://www.researchgate.net/publication/267264584_Hydrogen_Production_by_the_Green_Alga_Scenedesmus_sp_KMITL-O1_under_Heterotrophic_Conditions (accessed Jun. 11, 2022).
- [74] A. P. Batista *et al.*, “Combining urban wastewater treatment with biohydrogen production – An integrated microalgae-based approach,” *Bioresour. Technol.*, vol. 184, pp. 230–235, May 2015, doi: 10.1016/J.BIORTECH.2014.10.064.
- [75] A. Papazi, A. Korelidou, E. Andronis, A. Parasyri, N. Stamatis, and K. Kotzabasis, “Bioenergetic reprogramming plasticity under nitrogen depletion by the unicellular green alga *Scenedesmus obliquus*,” *Planta* 2017 2473, vol. 247, no. 3, pp. 679–692, Nov. 2017, doi: 10.1007/S00425-017-2816-3.

- [76] P. J. Aparicio, M. P. Azuara, A. Ballesteros, and V. M. Fernandez, “Effects of Light Intensity and Oxidized Nitrogen Sources on Hydrogen Production by *Chlamydomonas reinhardtii*,” *Plant Physiol*, vol. 78, pp. 803–806, 1985.
- [77] D. B. Stern and E. H. Harris, *The chlamydomonas sourcebook. Vol. 2, Organellar and metabolic processes*, vol. 2. Elsevier/Academic, 2009.
- [78] R. Borrero and J. Antonio, “Estudio del metabolismo del glicolato en células de *Chlamydomonas reinhardtii*,” Universidad de Sevilla, Sevilla, 1994.
- [79] S. Kosourov, A. Tsygankov, M. Seibert, and M. L. Ghirardi, “Sustained hydrogen photoproduction by *Chlamydomonas reinhardtii*: Effects of culture parameters,” *Biotechnol. Bioeng.*, vol. 78, no. 7, pp. 731–740, Jun. 2002, doi: 10.1002/BIT.10254.
- [80] B. Tamburic, F. W. Zemichael, G. C. Maitland, and K. Hellgardt, “Parameters affecting the growth and hydrogen production of the green alga *Chlamydomonas reinhardtii*,” *Int. J. Hydrogen Energy*, vol. 36, no. 13, pp. 7872–7876, Jul. 2011, doi: 10.1016/J.IJHYDENE.2010.11.074.
- [81] J. Pyo Kim, C. Duk Kang, T. Hyun Park, M. Sun Kim, and S. Jun Sim, “Enhanced hydrogen production by controlling light intensity in sulfur-deprived *Chlamydomonas reinhardtii* culture,” *Int. J. Hydrogen Energy*, vol. 31, no. 11, pp. 1585–1590, Sep. 2006, doi: 10.1016/J.IJHYDENE.2006.06.026.
- [82] A. R. Grossman *et al.*, “Novel metabolism in *Chlamydomonas* through the lens of genomics,” *Curr. Opin. Plant Biol.*, vol. 10, no. 2, pp. 190–198, Apr. 2007, doi: 10.1016/J.PBI.2007.01.012.
- [83] Sahoo Dinabandhu and Yarish Charles, “Algal culturing techniques - Chapter 15- Mariculture of Seaweeds,” in *Algal Culturing Techniques*, R. A. (Robert A. Andersen, Ed. Elsevier Academic Press, 2005, p. 592.
- [84] J. A. Niño Gómez, “ANÁLISIS DE LOS FLUJOS METABÓLICOS DE LA *Chlamydomonas reinhardtii* PARA SU APLICACIÓN EN LA PRODUCCIÓN DE

- BIOCOMBUSTIBLES,” p. 133, 2013, [Online]. Available: https://tesis.ipn.mx/xmlui/bitstream/handle/123456789/19735/Jhorman_Alexis_Niño_Gómez.pdf?sequence=1&isAllowed=y.
- [85] M. M. Astocondor, E. Mayta Huatuco, H. Montoya Terreros, and R. Tarazona Delgado, “Crecimiento poblacional y productividad de la microalga nativa *Chlorella peruviana* bajo diferentes salinidades,” *Rev. Investig. Pecu.*, vol. 28, Dec. 2017, Accessed: Jun. 12, 2022. [Online]. Available: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172017000400023.
- [86] N. Rashid, K. Lee, and Q. Mahmood, “Bio-hydrogen production by *Chlorella vulgaris* under diverse photoperiods,” *Bioresour. Technol.*, vol. 102, no. 2, pp. 2101–2104, Jan. 2011, doi: 10.1016/J.BIORTECH.2010.08.032.
- [87] N. Rashid, K. Lee, J. I. Han, and M. Gross, “Hydrogen production by immobilized *Chlorella vulgaris*: optimizing pH, carbon source and light,” *Bioprocess Biosyst. Eng.* 2012 367, vol. 36, no. 7, pp. 867–872, Oct. 2012, doi: 10.1007/S00449-012-0819-9.
- [88] T. Heidorn *et al.*, “Synthetic Biology in Cyanobacteria: Engineering and Analyzing Novel Functions,” vol. 497, pp. 539–579, Jan. 2011, doi: 10.1016/B978-0-12-385075-1.00024-X.
- [89] Y. Yu, L. You, D. Liu, W. Hollinshead, Y. J. Tang, and F. Zhang, “Development of *Synechocystis* sp. PCC 6803 as a Phototrophic Cell Factory,” *Mar. Drugs*, vol. 11, no. 8, p. 2894, 2013, doi: 10.3390/MD11082894.
- [90] L. Jonte, N. Rosales, B. Briceño, and E. Morales, “La salinidad y la irradiancia modulan el crecimiento de la cianobacteria *Synechocystis minuscula* en cultivos discontinuos,” *Multiciencias*, vol. 3, no. 1, pp. 1–14, Jun. 2003, Accessed: Jun. 12, 2022. [Online]. Available: <https://www.redalyc.org/pdf/904/90430102.pdf>.
- [91] D. J. Dickson, C. J. Page, and R. L. Ely, “Photobiological hydrogen production from *Synechocystis* sp. PCC 6803 encapsulated in silica sol–gel,” *Int. J. Hydrogen Energy*, vol. 34, no. 1, pp. 204–215, Jan. 2009, doi: 10.1016/J.IJHYDENE.2008.10.021.

- [92] E. Touloupakis, G. Rontogiannis, A. M. Silva Benavides, B. Cicchi, D. F. Ghanotakis, and G. Torzillo, “Hydrogen production by immobilized *Synechocystis* sp. PCC 6803,” *Int. J. Hydrogen Energy*, vol. 41, no. 34, pp. 15181–15186, Sep. 2016, doi: 10.1016/J.IJHYDENE.2016.07.075.
- [93] E. Touloupakis, A. M. S. Benavides, B. Cicchi, and G. Torzillo, “Growth and hydrogen production of outdoor cultures of *Synechocystis* PCC 6803,” *Algal Res.*, vol. 18, pp. 78–85, Sep. 2016, doi: 10.1016/J.ALGAL.2016.06.010.
- [94] L. Tatiana Petcheneshsky Lic Marcelo Hansen Ing Ricardo Benítez Ernesto de Titto Hospital, A. Posadas, E. Palomar, P. de Buenos Aires Dra Marta María Méndez Dra Marcela Aliaga, J. Guillermo Saucedo Dra María Esther Aldaz Dra Alicia Amiano Dra María Rosa Dieguez Dra Analía Cardozo, and D. Benítez, “CIANOBACTERIAS COMO DETERMINANTES AMBIENTALES DE LA SALUD,” 2015. Accessed: Jun. 12, 2022. [Online]. Available: https://www.argentina.gob.ar/sites/default/files/2015-cianobacterias-preguntas-y-respuestas_nuevo.pdf.
- [95] E. Zikmund, K. Y. Kim, and B. E. Logan, “Hydrogen production rates with closely-spaced felt anodes and cathodes compared to brush anodes in two-chamber microbial electrolysis cells,” *Int. J. Hydrogen Energy*, vol. 43, no. 20, pp. 9599–9606, May 2018, doi: 10.1016/J.IJHYDENE.2018.04.059.
- [96] J. Camilo, T. Salamanca, J. Paola, and R. Díaz, “PROPUESTA DE ESCALAMIENTO DE UN FOTOBIOREACTOR PARA LA MICROALGA *CHLORELLA VULGARIS* A NIVEL PILOTO,” Fundación Universidad de América, Bogotá D.C., 2016.
- [97] European Commission, “Sunburnt seaweed? Yes, it’s true,” *CORDIS*, Oct. 2008. <https://cordis.europa.eu/article/id/29927-sunburnt-seaweed-yes-its-true/es> (accessed Jun. 12, 2022).
- [98] C. Contreras Flores, J. M. Peña Castro, L. B. Flores Cotera, and R. O. Cañizares Villanueva, “AVANCES EN EL DISEÑO CONCEPTUAL DE FOTOBIOREACTORES PARA EL CULTIVO DE MICROALGAS,” *Interciencia*, vol.

- 28, no. 8, pp. 450–456, Aug. 2003, Accessed: Jun. 12, 2022. [Online]. Available: <https://www.redalyc.org/pdf/339/33908304.pdf>.
- [99] A. Richmond, “Efficient utilization of high irradiance for production of photoautotrophic cell mass: a survey,” *J. Appl. Phycol.* 1996 84, vol. 8, no. 4, pp. 381–387, 1996, doi: 10.1007/BF02178581.
- [100] A. M. González Reyes, “Alternativas en el cultivo de microalgas,” Escuela Superior Politécnica del Litoral , Guayaquil-Ecuador, 2000.
- [101] L. Barsanti and P. Gualtieri, *Algae : Anatomy, Biochemistry, and Biotechnology, Second Edition*, vol. 2. CRC Press, 2014.
- [102] M. Y. Ruiz Aguilar, “ANÁLISIS DEL CULTIVO DE LA MICROALGA *Chlorella Vulgaris* A DIFERENTES FOTOPERIODOS Y CONCENTRACIONES DE NITRÓGENO,” Instituto Tecnológico de Tuxtla Guriérrez, Chiapas, 2013.
- [103] I. Ferrero, “PRODUCCIÓN DE BIODIESEL A PARTIR DE MICROALGAS COMO ALTERNATIVA A LOS CULTIVOS CLÁSICOS,” pp. 1–21, 2011, Accessed: Jun. 12, 2022. [Online]. Available: <https://biblioteca.olade.org/opac-tmpl/Documentos/cg00152.pdf>.
- [104] M. Sánchez, “Botánica general,” *Planeta planta*, 2022. <http://www.edumovil.com/planetaplanta/> (accessed Jul. 17, 2022).
- [105] M. Pareja Aparicio, *Radiación solar y su aprovechamiento energético* . Marcombo, 2020.
- [106] European Commission, “PVGIS Photovoltaic Geographical Information System,” 2020. https://joint-research-centre.ec.europa.eu/pvgis-photovoltaic-geographical-information-system_en (accessed Jun. 13, 2022).
- [107] D. Ruiz Ramos, “EFECTO DE LAS NUBES SOBRE LA RADIACIÓN SOLAR ULTRAVIOLETA ESPECTRAL,” Universidad de Valladolid, 2021.
- [108] A. P. Carvalho, S. O. Silva, J. M. Baptista, and F. X. Malcata, “Light requirements in

- microalgal photobioreactors: an overview of biophotonic aspects,” *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 2010 895, vol. 89, no. 5, pp. 1275–1288, Dec. 2010, doi: 10.1007/S00253-010-3047-8.
- [109] J. M. Torres, “Relationship between solar radiation and plant production : agro-productive plants,” vol. 9, pp. 0–2, 2022.
- [110] J. R. Malapascua, K. Ranglová, and J. Masojídek, “Photosynthesis and growth kinetics of *Chlorella vulgaris* R-117 cultured in an internally LED-illuminated photobioreactor,” vol. 57, no. 1, pp. 103–112, 2019, doi: 10.32615/ps.2019.031.
- [111] W. K. W. Li, “Temperature Adaptation in Phytoplankton: Cellular and Photosynthetic Characteristics,” in *Primary Productivity in the Sea*, Springer, Boston, MA, 1980, pp. 259–279.
- [112] S. M. Renaud, L. Van Thinh, G. Lambrinidis, and D. L. Parry, “Effect of temperature on growth, chemical composition and fatty acid composition of tropical Australian microalgae grown in batch cultures,” *Aquaculture*, vol. 211, no. 1–4, pp. 195–214, Aug. 2002, doi: 10.1016/S0044-8486(01)00875-4.
- [113] K. Das and A. Roychoudhury, “Reactive oxygen species (ROS) and response of antioxidants as ROS-scavengers during environmental stress in plants,” *Front. Environ. Sci.*, vol. 2, no. DEC, p. 53, Dec. 2014, doi: 10.3389/FENVS.2014.00053/BIBTEX.
- [114] K. Cassidy, “EVALUATING ALGAL GROWTH AT DIFFERENT TEMPERATURES,” *Theses Diss. Agric. Eng.*, Jan. 2011, Accessed: Jun. 12, 2022. [Online]. Available: https://uknowledge.uky.edu/bae_etds/3.
- [115] T. M. Mata, A. A. Martins, and N. S. Caetano, “Microalgae for biodiesel production and other applications: A review,” *Renew. Sustain. Energy Rev.*, vol. 14, no. 1, pp. 217–232, Jan. 2010, doi: 10.1016/J.RSER.2009.07.020.
- [116] R. Serra-Maia, O. Bernard, A. Gonçalves, S. Bensalem, and F. Lopes, “Influence of temperature on *Chlorella vulgaris* growth and mortality rates in a photobioreactor,” *Algal*

- Res.*, vol. 18, pp. 352–359, Sep. 2016, doi: 10.1016/J.ALGAL.2016.06.016.
- [117] Minenergía, “HOJA DE RUTA DEL HIDRÓGENO EN COLOMBIA.” pp. 1–50, 2020, Accessed: Jun. 12, 2022. [Online]. Available: https://www.minenergia.gov.co/documents/10192/24302627/Hoja+de+Ruta+H2+Colombia_Borrador.pdf.
- [118] IDEAM, “Características Climatológicas De Ciudades Principales Y Municipios Turísticos,” *Inst. Hidrol. Meteorol. y Estud. Ambient.*, p. 48, 2018, [Online]. Available: <http://www.ideam.gov.co/documents/21021/418894/Características+de+Ciudades+Principales+y+Municipios+Turísticos.pdf/c3ca90c8-1072-434a-a235-91bae8c73fc%0Ahttp://www.ideam.gov.co/documents/21021/21789/1Sitios+turisticos2.pdf/cd4106e9-d608-4c29-91cc-16bee91>.
- [119] Oklahoma State University, “Photobioreactor Design for Algal Biomass Production,” 2015. <https://extension.okstate.edu/fact-sheets/photobioreactor-design-for-algal-biomass-production.html> (accessed Jun. 12, 2022).
- [120] C. C. P.-C. FLORES, “Avances en el diseño conceptual de fotobiorreactores para el cultivo de microalgas,” *SCIELO*, 2003, Accessed: May 20, 2021. [Online]. Available: http://ve.scielo.org/scielo.php?pid=S0378-18442003000800004&script=sci_abstract.
- [121] C. Zhang, S. Li, and S. H. Ho, “Converting nitrogen and phosphorus wastewater into bioenergy using microalgae-bacteria consortia: A critical review,” *Bioresour. Technol.*, vol. 342, p. 126056, Dec. 2021, doi: 10.1016/J.BIORTECH.2021.126056.
- [122] G. G. Satpati and R. Pal, “Microalgae - Biomass to Biodiesel : A Review,” *J. Algal Biomass Util.*, vol. 9, no. 4, pp. 11–37, 2018.
- [123] F. Camacho Rubio, F. G. Acién Fernández, J. A. Sánchez Pérez, F. García Camacho, and E. Molina Grima, “Prediction of dissolved oxygen and carbon dioxide concentration profiles in tubular photobioreactors for microalgal culture,” *Biotechnol. Bioeng.*, vol. 62, no. 1, pp. 71–86, 1999, doi: 10.1002/(SICI)1097-0290(19990105)62:1<71::AID-BIT9>3.0.CO;2-T.

- [124] J. E. Abalde Alonso, A. Cid Blanco, J. P. Fidalgo Paredes, J. E. Torres Vaamonde, and C. Herrero López, *Microalgas: Cultivo y aplicaciones*. 1995.
- [125] D. Zielinski *et al.*, “Biological Activity of Hydrophilic Extract of *Chlorella vulgaris* Grown on Post-Fermentation Leachate from a Biogas Plant Supplied with Stillage and Maize Silage,” *Molecules*, vol. 25, no. 8, Apr. 2020, doi: 10.3390/MOLECULES25081790.
- [126] Z. Baicha *et al.*, “A critical review on microalgae as an alternative source for bioenergy production: A promising low cost substrate for microbial fuel cells,” *Fuel Process. Technol.*, vol. 154, pp. 104–116, Dec. 2016, doi: 10.1016/J.FUPROC.2016.08.017.
- [127] Banco de la República, *La economía de Barranquilla a comienzos del siglo xxi*, 1st ed. Barranquilla , 2013.
- [128] Instituto Colombiano de Bienestar familiar, “Censo Plantas Alimentos y Beneficio Animal -,” Región Atlántico, Jul. 2019. Accessed: Jun. 12, 2022. [Online]. Available: <https://www.icbf.gov.co/censo-plantas-alimentos-y-beneficio-animal-atlantico-2018>.
- [129] Y. E. Meneses, J. Stratton, and R. A. Flores, “Water reconditioning and reuse in the food processing industry: Current situation and challenges,” *Trends Food Sci. Technol.*, vol. 61, pp. 72–79, Mar. 2017, doi: 10.1016/J.TIFS.2016.12.008.
- [130] M. Ghimpusan, G. Nechifor, A. C. Nechifor, S. O. Dima, and P. Passeri, “Case studies on the physical-chemical parameters’ variation during three different purification approaches destined to treat wastewaters from food industry,” *J. Environ. Manage.*, vol. 203, pp. 811–816, Dec. 2017, doi: 10.1016/J.JENVMAN.2016.07.030.
- [131] A. Amin, G. Al Bazed, and M. A. Abdel-Fatah, “Experimental study and mathematical model of coagulation/sedimentation units for treatment of food processing wastewater,” *Ain Shams Eng. J.*, vol. 12, no. 1, pp. 195–203, Mar. 2021, doi: 10.1016/J.ASEJ.2020.08.001.
- [132] S. B. Ummalyma *et al.*, “Sustainable microalgal biomass production in food industry

- wastewater for low-cost biorefinery products: a review,” *Phytochem. Rev.*, p. 1, 2022, doi: 10.1007/S11101-022-09814-3.
- [133] X. B. Tan, X. C. Zhao, and L. Bin Yang, “Strategies for enhanced biomass and lipid production by *Chlorella pyrenoidosa* culture in starch processing wastewater,” *J. Clean. Prod.*, vol. 236, p. 117671, Nov. 2019, doi: 10.1016/J.JCLEPRO.2019.117671.
- [134] C. M. S. Bethi, B. Narayan, A. Martin, and T. G. Kudre, “Recovery, physicochemical and functional characteristics of proteins from different meat processing wastewater streams,” *Environ. Sci. Pollut. Res. 2020 2720*, vol. 27, no. 20, pp. 25119–25131, Apr. 2020, doi: 10.1007/S11356-020-08930-X.
- [135] A. Aziz, F. Basheer, A. Sengar, Irfanullah, S. U. Khan, and I. H. Farooqi, “Biological wastewater treatment (anaerobic-aerobic) technologies for safe discharge of treated slaughterhouse and meat processing wastewater,” *Sci. Total Environ.*, vol. 686, pp. 681–708, Oct. 2019, doi: 10.1016/J.SCITOTENV.2019.05.295.
- [136] K. Li *et al.*, “Microalgae-based wastewater treatment for nutrients recovery: A review,” *Bioresour. Technol.*, vol. 291, p. 121934, Nov. 2019, doi: 10.1016/J.BIORTECH.2019.121934.
- [137] C. A. Moreno-Camacho, J. R. Montoya-Torres, A. Jaegler, and N. Gondran, “Sustainability Metrics for Real Case Applications of the Supply Chain Network Design Problem: A Systematic Literature Review,” 2019.
- [138] T. B. Kebede, “Waste water treatment in brewery industry, Review,” © 2018 *IJEDR* /, vol. 6, no. 1, 2018, Accessed: Jun. 12, 2022. [Online]. Available: www.ijedr.org.
- [139] Y. W. Cheng *et al.*, “Identification of microbial inhibitions and mitigation strategies towards cleaner bioconversions of palm oil mill effluent (POME): A review,” *J. Clean. Prod.*, vol. 280, p. 124346, Jan. 2021, doi: 10.1016/J.JCLEPRO.2020.124346.
- [140] M. C. Ararat Orozco, O. E. Sanclemente Reyes, and L. Vergara, “Vista de Efecto de la dosificación de CO₂ en la cinética de crecimiento de microalgas *Chlorella vulgaris* y

- Scenedesmus obliquus,” pp. 1–12, Oct. 2020, Accessed: Jun. 12, 2022. [Online]. Available: <https://hemeroteca.unad.edu.co/index.php/riaa/article/view/3482/4339>.
- [141] M. C. Pedraza Cuesta and M. C. Prada Garavito, “EVALUACIÓN DE LA BIOFIJACIÓN DE CO₂ Y PRODUCCIÓN DE BIOMASA A PARTIR DE LAS MICROALGAS BAJO CONDICIONES DE FOTOBIORREACTOR A ESCALA LABORATORIO,” Fundación Universidad de América, Bogotá D.C., 2018.
- [142] CIOH Oceanografía Operacional, “Climatología Del Caribe ,” 2020. <https://www.cioh.org.co/meteorologia/Climatologia/ResumenBarranquilla4.php> (accessed Jun. 12, 2022).
- [143] M. Flores, E. González, and V. Escalona, “Respuestas de las plantas frente al estímulo lumínico,” 2020. Accessed: Jun. 12, 2022. [Online]. Available: <http://www.microhortalizas.uchile.cl/doc/fichas/8.Luz.pdf>.
- [144] D. Rubio Fernández and G. A. Hernández, “Evaluación de las incidencias de salinidad y pH sobre la biomasa, productividad y acumulación de lípidos en cultivos de *Chlorella vulgaris* en un fotobiorreactor de placa plana,” *ITEKNET*, vol. 1, no. 13, Jun. 2016, Accessed: Jun. 12, 2022. [Online]. Available: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1692-17982016000100006.
- [145] Senseair, “K33 ICB 30% | Senseair,” 2020. <https://senseair.com/products/flexibility-counts/k33-icb-30/> (accessed Jun. 12, 2022).
- [146] B. Wang, Y. Li, N. Wu, and C. Q. Lan, “CO₂ bio-mitigation using microalgae,” *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, vol. 79, no. 5, pp. 707–718, Jul. 2008, doi: 10.1007/S00253-008-1518-Y.
- [147] W. M. Alalayah, Y. A. Alhamed, A. Al-Zahrani, and G. Edris, “Influence of Culture Parameters on Biological Hydrogen Production using Green Algae *Chlorella Vulgaris*,” vol. 66, no. 6, pp. 1–4, 2015, Accessed: Jun. 12, 2022. [Online]. Available: <http://www.revistadechimie.ro>.

- [148] H. Tamiya, T. Iwamura, K. Shibata, E. Hase, and T. Nihei, “Correlation between photosynthesis and light-independent metabolism in the growth of *Chlorella*,” *Biochim. Biophys. Acta*, vol. 12, no. 1–2, pp. 23–40, 1953, doi: 10.1016/0006-3002(53)90120-6.
- [149] J. M. Fernandez Sevilla, “Fotobiorreactores para el cultivo masivo de microalgas,” 2014. <https://w3.ual.es/~jfernand/ProcMicro70801207/tema-1---generalidades/1-7-fotobiorreactores.html> (accessed Jun. 12, 2022).
- [150] E. Lee, M. Jalalizadeh, and Q. Zhang, “Growth kinetic models for microalgae cultivation: A review,” *Algal Res.*, vol. 12, pp. 497–512, Nov. 2015, doi: 10.1016/J.ALGAL.2015.10.004.
- [151] E. M. Grima, F. G. Camacho, J. A. S. Pérez, J. M. F. Sevilla, F. G. A. Fernández, and A. C. Gómez, “A mathematical model of microalgal growth in light-limited chemostat culture,” *J. Chem. Technol. Biotechnol.*, vol. 61, no. 2, pp. 167–173, Oct. 1994, doi: 10.1002/JCTB.280610212.
- [152] J. C. Ogonna, H. Yada, and H. Tanaka, “Kinetic study on light-limited batch cultivation of photosynthetic cells,” *J. Ferment. Bioeng.*, vol. 80, no. 3, pp. 259–264, Jan. 1995, doi: 10.1016/0922-338X(95)90826-L.
- [153] F. García-Camacho, A. Sánchez-Mirón, E. Molina-Grima, F. Camacho-Rubio, and J. C. Merchuck, “A mechanistic model of photosynthesis in microalgae including photoacclimation dynamics,” *J. Theor. Biol.*, vol. 304, pp. 1–15, Jul. 2012, doi: 10.1016/J.JTBI.2012.03.021.
- [154] P. Darvehei, P. A. Bahri, and N. R. Moheimani, “Model development for the growth of microalgae: A review,” *Renew. Sustain. Energy Rev.*, vol. 97, pp. 233–258, Dec. 2018, doi: 10.1016/J.RSER.2018.08.027.
- [155] E. Molina Grima, J. M. Fernández Sevilla, J. A. Sánchez Pérez, and F. García Camacho, “A study on simultaneous photolimitation and photoinhibition in dense microalgal cultures taking into account incident and averaged irradiances,” *J. Biotechnol.*, vol. 45, no. 1, pp. 59–69, Feb. 1996, doi: 10.1016/0168-1656(95)00144-1.

- [156] K. Schediwy, A. Trautmann, C. Steinweg, and C. Posten, “Microalgal kinetics — a guideline for photobioreactor design and process development,” *Eng. Life Sci.*, vol. 19, no. 12, p. 830, Dec. 2019, doi: 10.1002/ELSC.201900107.
- [157] S. Kumar Gupta, S. Kumari, K. Reddy, and F. Bux, “Trends in biohydrogen production: major challenges and state-of-the-art developments,” vol. 34, no. 13–14, pp. 1653–1670, Jul. 2013, doi: 10.1080/09593330.2013.822022.
- [158] P. fin de Carrera and P. Fin, “Cinética Microbiana,” pp. 1–7, 2014, [Online]. Available: <http://bibing.us.es/proyectos/abreproy/20046/fichero/Anexo%252FANEXO+6.pdf><http://bibing.us.es/proyectos/abreproy/20046/fichero/Anexo%252FANEXO+6.pdf>.

GLOSARIO

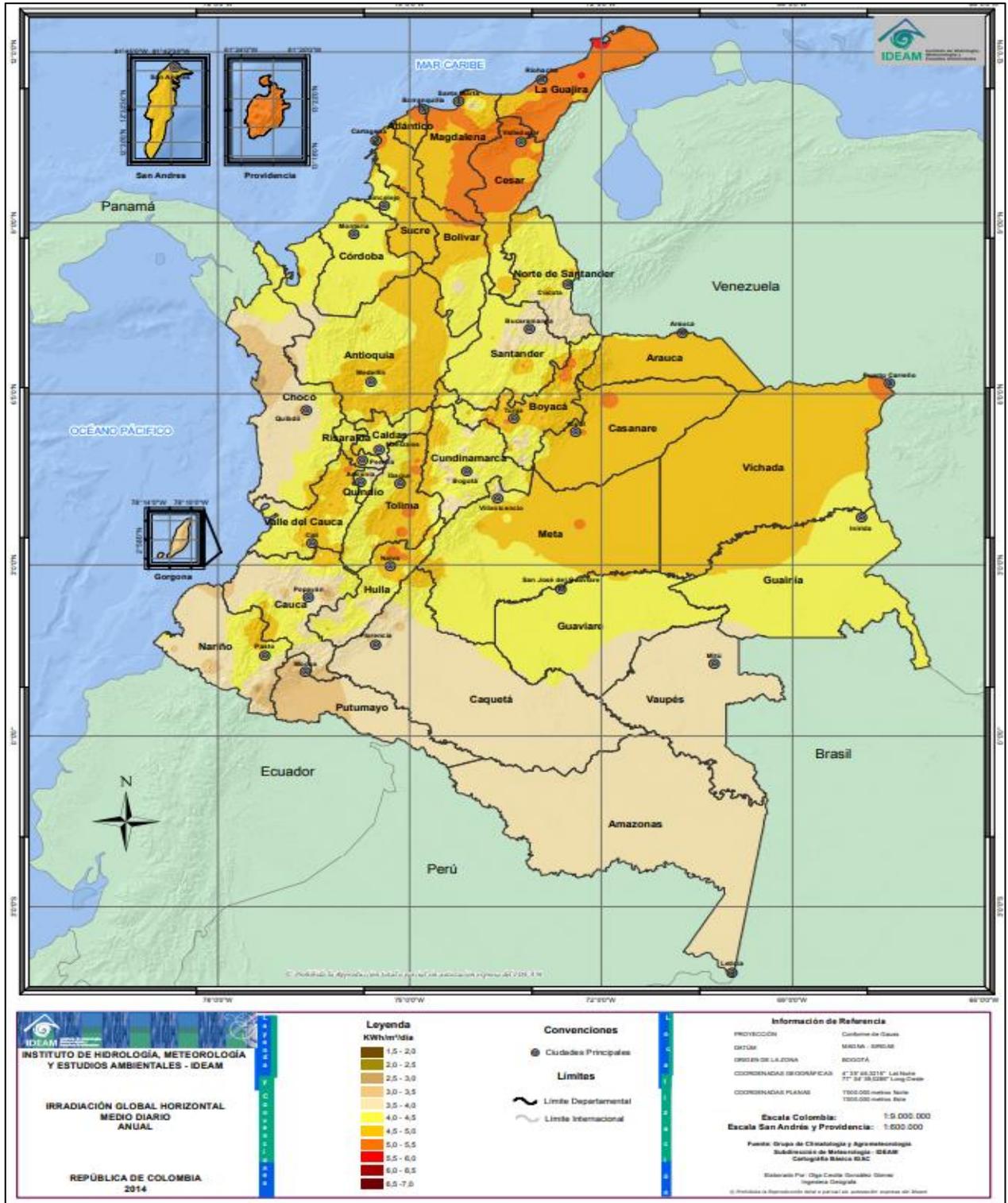
Biofotólisis: Es el uso de los microorganismos como catalizadores para convertir energía solar y agua a hidrógeno y oxígeno. Esta reacción se lleva a cabo gracias a las hidrogenasas de hierro, a través de las cuales los microorganismos usan protones para producir biohidrógeno [157].

Factor limitante: El concepto de factor limitante sólo se aplica a deficiencias en nutrientes químicos. Pero el concepto se ha ido ampliando hasta incluir parámetros físicos, como luz, temperatura, etc. “El concepto se amplió nuevamente cuando se reconoció que los parámetros ambientales podían limitar el crecimiento” [124].

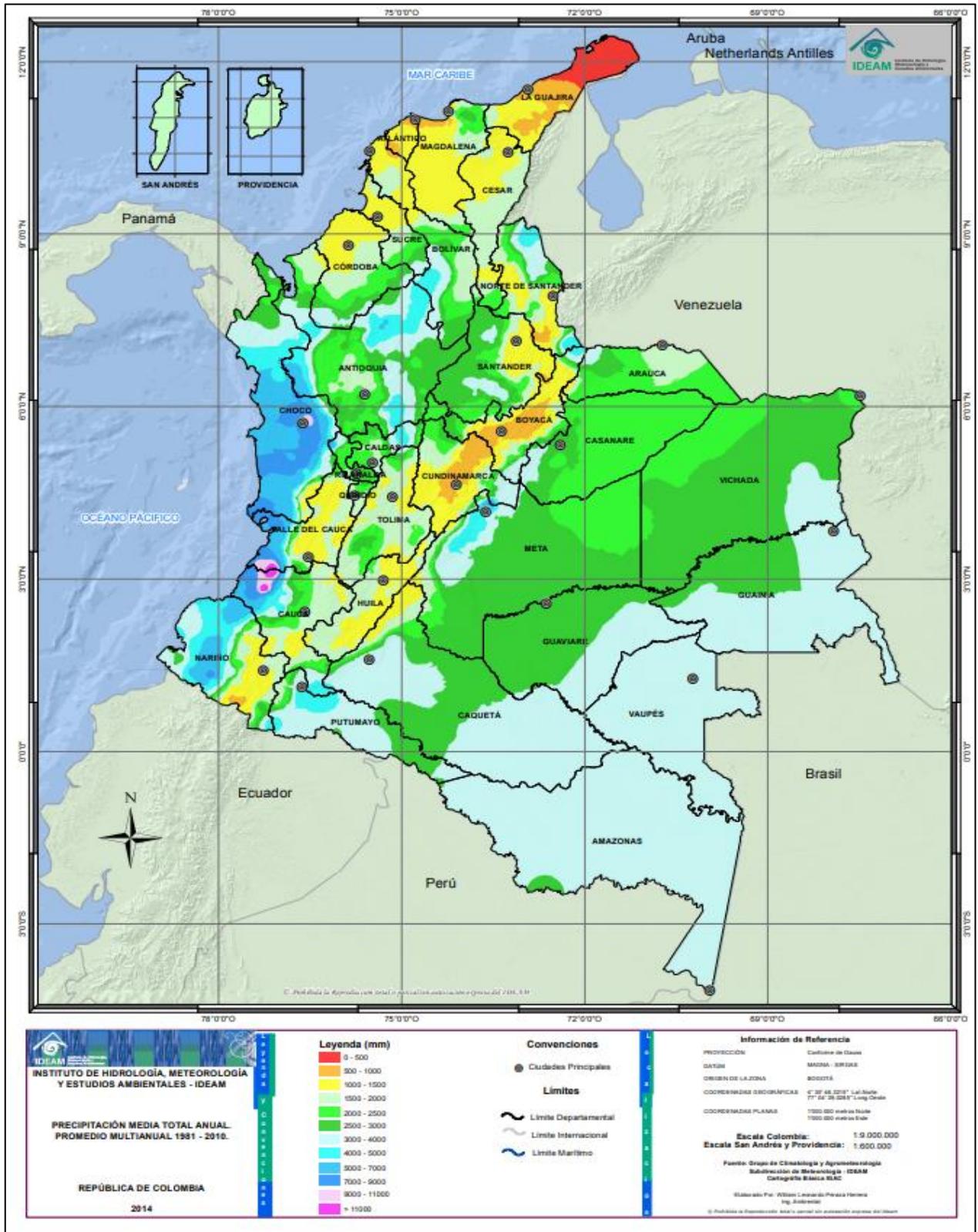
Rendimiento: Se define como la relación entre el producto obtenido y el sustrato consumido, usualmente referidos a la fuente de carbono y energía. El rendimiento celular se define a través del concepto de nutriente limitante [158].

Tasa de producción: Es la cantidad de producto que se genera con respecto a una unidad de tiempo y un volumen o propiedad asociada al producto.

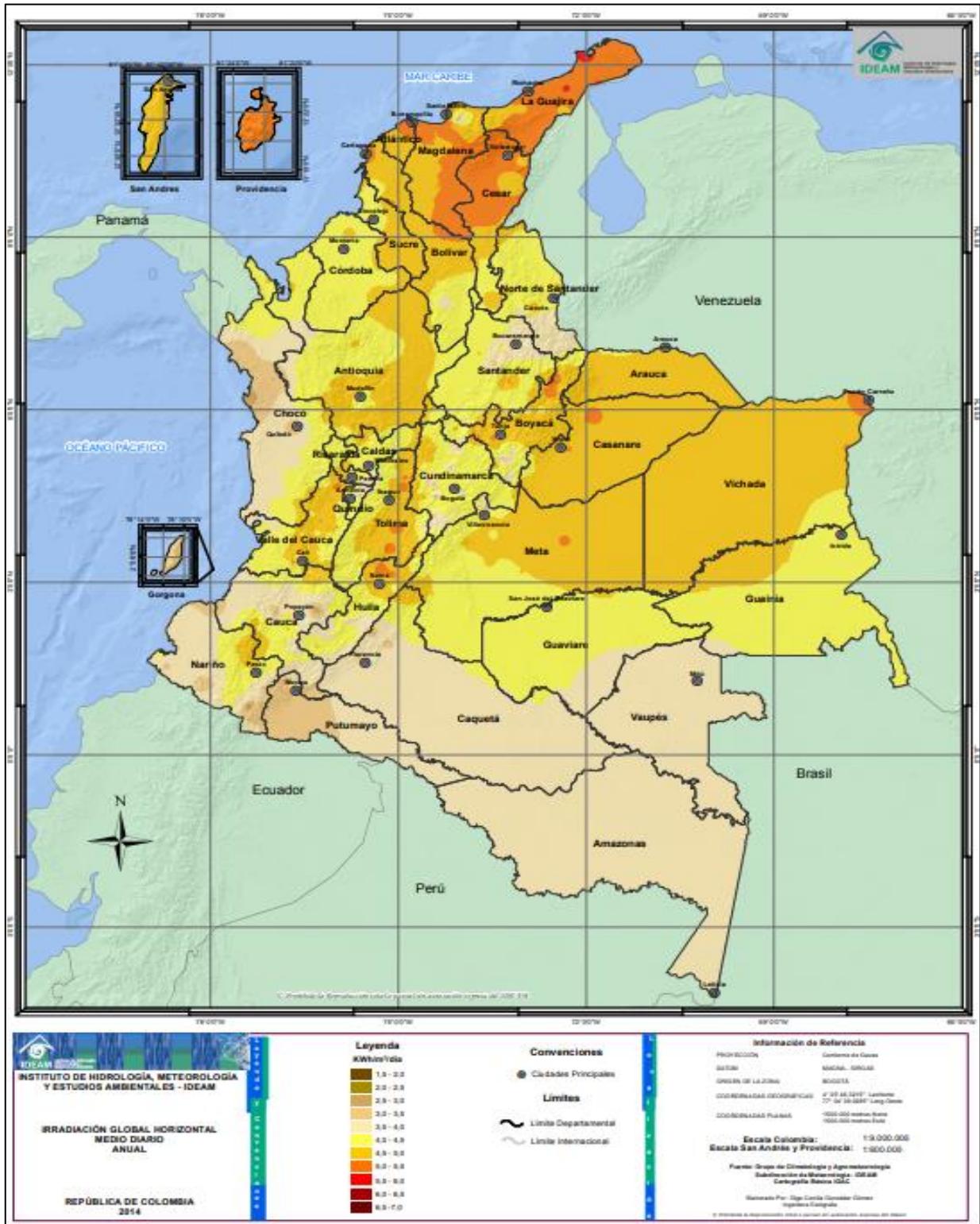
ANEXOS



Nota: irradiación global horizontal medio diario anual



Nota: Precipitación media total anual.



Nota: Irradiación global horizontal medio diario anual.