



UNIVERSIDAD JUÁREZ AUTÓNOMA DE TABASCO

DIVISIÓN ACADÉMICA DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



**OPTIMIZACIÓN DE LA CALIDAD DEL BIOGÁS POR CAPTURA DEL DIÓXIDO DE
CARBONO MEDIANTE *Nannochloropsis oculata***

TESIS PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRA EN CIENCIAS AMBIENTALES

PRESENTA

IBQ. ROSA VERONICA PÉREZ SÁNCHEZ

BAJO LA DIRECCION DE:

DR. JOSÉ RAMÓN LAINES CANEPA

EN CODIRECCION:

DR. JOSÉ AURELIO SOSA OLIVIER

VILLAHERMOSA, TABASCO, A 04 DE JUNIO 2026.

"Un científico en su laboratorio no es solo un técnico: es también un niño colocado ante fenómenos naturales que le impresionan como un cuento de hadas"

Maria Salomea Skłodowska-Curie

DECLARACION DE AUTORÍA Y ORIGINALIDAD

Declaración de Autoría y Originalidad

En la Ciudad de Villahermosa, Tabasco, el día 02 del mes junio del año 2026, el que suscribe Rosa Veronica Pérez Sánchez alumna del Programa de Maestría en Ciencias Ambientales con número de matrícula 222G25009, adscrito a la División Académica de Ciencias Biológicas, de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, como autora de la Tesis presentada para la obtención del título, Maestra en Ciencias Ambientales y titulada "Optimización de la Calidad del Biogás por Captura del Dióxido de Carbono Mediante *Nannchloropsis oculata*" dirigida por Dr. José Ramón Laines Canepa.

DECLARO QUE:

La Tesis es una obra original que no infringe los derechos de propiedad intelectual ni los derechos de propiedad industrial u otros, de acuerdo con el ordenamiento jurídico vigente, en particular, la LEY FEDERAL DEL DERECHO DE AUTOR (Decreto por el que se reforman y adicionan diversas disposiciones de la Ley Federal del Derecho de Autor del 01 de Julio de 2020 regularizando y aclarando y armonizando las disposiciones legales vigentes sobre la materia), en particular, las disposiciones referidas al derecho de cita.

Del mismo modo, asumo frente a la Universidad cualquier responsabilidad que pudiera derivarse de la autoría o falta de originalidad o contenido de la Tesis presentada de conformidad con el ordenamiento jurídico vigente.

Villahermosa, Tabasco a 02 de junio 2026.

Nombre y Firma del egresado



Rosa Veronica Pérez Sánchez

AUTORIZACIÓN DE IMPRESIÓN



UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO

"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"



2026
año de
Margarita
Maza

DIVISIÓN ACADÉMICA DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
DIRECCIÓN

JUNIO 04 DE 2026

C. ROSA VERÓNICA PÉREZ SÁNCHEZ
PAS. DE LA MAESTRIA EN CIENCIAS AMBIENTALES
PRESENTE

En virtud de haber cumplido con lo establecido en los Arts. 74 al 77 del Cap. IV del Reglamento General de Estudios de Posgrado de esta Universidad, tengo a bien comunicarle que se le autoriza la impresión de su Trabajo Recepcional, en la Modalidad de Tesis de Maestría en Ciencias Ambientales titulado: "**OPTIMIZACIÓN DE LA CALIDAD DEL BIOGÁS POR CAPTURA DEL DIÓXIDO DE CARBONO MEDIANTE *Nannochloropsis oculata***", asesorado por Dr. José Ramón Laines Canepa y Dr. José Aurelio Sosa Olivier, sobre el cual sustentará su Examen de Grado, cuyo jurado integrado por el Dr. Lenin Arias Rodríguez, Dr. Rudy Solís Silván, Dr. José Ramón Laines Canepa, Dr. José Aurelio Sosa Olivier y MCA. Ma. Guadalupe Rivas Acuña.

ATENTAMENTE
ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE


DR. ARTURO GARRIDO MORA
DIRECTOR

UJAT
DIVISIÓN ACADÉMICA
DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



DIRECCIÓN

C.c.p.- Expediente del Alumno.
C.c.p.- Archivo



KM. 0.5 CARR. VILLAHERMOSA-CÁRDENAS ENTRONQUE A BOSQUES DE SALOYA

Tel. (993) 358-1500 Ext. 6400 y 6401. E-mail: dacbiol.direccion@ujat.mx

Usar papel reciclado economiza energía, evita contaminación y desperdicio de agua y ayuda a conservar los bosques.

www.ujat.mx

CARTA DE CESIÓN DE DERECHO

Carta de Cesión de Derechos

Villahermosa, Tabasco a 02 de junio del 2026.

Por medio de la presente manifestamos haber colaborado como AUTORA y/o AUTORES(RAS) en la producción, creación y/o realización de la obra denominada "Optimización de la Calidad del Biogás por Captura del Dióxido de Carbono mediante *Nannchloropsis oculata*".

Con fundamento en el artículo 83 de la Ley Federal del Derecho de Autor y toda vez que, la creación y/o realización de la obra antes mencionada se realizó bajo la comisión de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco; entendemos y aceptamos el alcance del artículo en mención, de que tenemos el derecho al reconocimiento como autores de la obra, y la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco mantendrá en un 100% la titularidad de los derechos patrimoniales por un período de 20 años sobre la obra en la que colaboramos, por lo anterior, cedemos el derecho patrimonial exclusivo en favor de la Universidad.

COLABORADORES


Rosa Verónica Pérez Sánchez

NOMBRE ALUMNA


Dr. José Ramón Laines Canepa

NOMBRE DIRECTOR


Dr. José Aurelio Sosa Olivier

CODIRECTOR


Dr. Lenin Arias Rodríguez

Nombre testigo 1


Mtra. Ma. Guadalupe Rivas Acuña

Nombre testigo 2



UJAT

UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO

"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"



2026
año de
Margarita
Maza

**División Académica de Ciencias Biológicas
DIRECCIÓN**

Villahermosa, Tabasco a 03 de junio de 2026

C. ROSA VERONICA PÉREZ SÁNCHEZ

EGRESADA DE LA MAESTRÍA EN CIENCIAS AMBIENTALES

PRESENTE

En cumplimiento de los lineamientos de la Universidad, y por instrucciones de la Dirección de Posgrado, se implementó la revisión de los trabajos recepcionales (tesis), a través de la plataforma Turnitin iThenticate para evitar el plagio e incrementar la calidad en los procesos académicos y de investigación que se desarrollan en esta División Académica. Esta revisión se realizó en correspondencia con el Código de Ética de la Universidad, el Reglamento General de Estudios de Posgrado, el Código Institucional de Ética para la Investigación y con los requerimientos para los posgrados registrados en el SNP de la SECIHTI.

Por este conducto, hago de su conocimiento que, con el objetivo de fortalecer y enriquecer el programa de posgrado, se realizó la revisión del documento en la plataforma iThenticate, obteniendo el reporte de originalidad, el índice de similitud y se emitieron las siguientes sugerencias y recomendaciones para dar seguimiento en el documento de tesis del proyecto de investigación: ***Optimización de la calidad del biogás por captura del dióxido de carbono mediante Nannochloropsis oculata.***

OBSERVACIONES:

1. **El índice de similitud general obtenido fue de 02%**, el cual se ubica dentro del estándar de tolerancia de acuerdo a las Políticas y Lineamientos para el uso y manejo del Software Antiplagio de la UJAT. Se demuestra el nivel de originalidad del documento y de la investigación.
2. Aun que el índice de similitud obtenido indica coincidencias con 16 fuentes de consulta (las cuales corresponden con fuentes de internet y con publicaciones), éstas se detectaron en el Capítulo de Protocolo de tesis y se refieren a frases en las secciones de Marco Teórico y Metodología, lo que no demerita el documento de tesis, pero se recomienda a la sustentante, y sus directores de tesis, revisar las oraciones identificadas



KM 0.5 CARR. VILLAHERMOSA-CÁRDENAS ENTRONQUE A BOSQUES DE SALOYA
VILLAHERMOSA, CENTRO, TABASCO, MEX.

Tel. (993) 358-1500 Ext. 6400 e-mail: direccion.dacbiol@ujat.mx

Usar papel reciclado economiza energía, evita contaminación y despilfarró de agua y ayuda a conservar los bosques

www.ujat.mx



UJAT

UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO

"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"



2026
año de
Margarita
Maza

División Académica de Ciencias Biológicas

DIRECCIÓN

con similitud y ajustarlas a una redacción propia en la medida de lo posible, e incluir las citas y referencias bibliográficas pertinentes conforme al formato APA vigente.

3. **Se adjunta el informe de originalidad de la tesis** obtenido a través de la herramienta Turnitin iThenticate.
4. Finalmente, se le solicita a la C. ROSA VERONICA PÉREZ SÁNCHEZ, integrar en la versión final de tesis, este oficio y el informe de originalidad con el porcentaje de similitud de Turnitin iThenticate de acuerdo con lo señalado en los Lineamientos institucionales para la elaboración de tesis de posgrado.

Sin otro particular al cual referirme, aprovecho la oportunidad para enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"


DR. ARTURO GARRIDO MORA
DIRECTOR

UJAT
DIVISIÓN ACADÉMICA
DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



DIRECCIÓN

C.C.P. Dr. José Ramón Laines Canepa - Director de tesis.
Dr. José Aurelio Sosa Olivier – Codirector de tesis
Archivo



KM 0.5 CARR. VILLAHERMOSA-CÁRDENAS ENTRONQUE A BOSQUES DE SALOYA
VILLAHERMOSA, CENTRO, TABASCO, MEX.

Tel. (993) 358-1500 Ext. 6400 e-mail: direccion.dacbiol@ujat.mx



Usar papel reciclado economiza energía, evita contaminación y despilfarro de agua y ayuda a conservar los bosques

www.ujat.mx

Rosa Verónica Pérez Sánchez

Optimización de la calidad del biogás por captura del dióxido de carbono mediante *Nannochloropsis oculata*

 Universidad Juárez Autónoma de Tabasco

Detalles del documento

Identificador de la entrega

trn:oid::3117:595261152

Fecha de entrega

28 may 2026, 8:22 a.m. GMT-6

Fecha de descarga

3 jun 2026, 1:56 p.m. GMT-6

Nombre del archivo

Tesis Rosa Veronica Perez Sanchez Rev Similitud.pdf

Tamaño del archivo

3.1 MB

118 páginas

21,453 palabras

116,960 caracteres

2% Similitud general

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para ca...

Filtrado desde el informe

- Bibliografía
- Coincidencias menores (menos de 16 palabras)

Exclusiones

- N.º de coincidencia excluida

Fuentes principales

- 2%  Fuentes de Internet
- 0%  Publicaciones
- 0%  Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Marcas de integridad

N.º de alertas de integridad para revisión

No se han detectado manipulaciones de texto sospechosas.

Los algoritmos de nuestro sistema analizan un documento en profundidad para buscar inconsistencias que permitirían distinguirlo de una entrega normal. Si advertimos algo extraño, lo marcamos como una alerta para que pueda revisarlo.

Una marca de alerta no es necesariamente un indicador de problemas. Sin embargo, recomendamos que preste atención y la revise.

Fuentes principales

2%	 Fuentes de Internet
0%	 Publicaciones
0%	 Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Fuentes principales

Las fuentes con el mayor número de coincidencias dentro de la entrega. Las fuentes superpuestas no se mostrarán.

1	Internet	journal.poligran.edu.co	<1%
2	Internet	doku.pub	<1%
3	Internet	repositorio.ucv.edu.pe	<1%
4	Internet	www.slideshare.net	<1%
5	Internet	revistakuxulkab.ujat.mx	<1%
6	Internet	hdl.handle.net	<1%
7	Internet	ri.ujat.mx	<1%
8	Internet	portal.amelica.org	<1%
9	Internet	pure.udem.edu.mx	<1%
10	Internet	revistas.unl.edu.ec	<1%
11	Internet	www.fao.org	<1%

12	Internet	fdocuments.ec	<1%
13	Internet	www.croa.com.ar	<1%
14	Internet	notablesdelaciencia.conicet.gov.ar	<1%
15	Internet	polipapers.upv.es	<1%
16	Internet	repositorio.unica.edu.pe	<1%

DEDICATORIA

Dedico este trabajo de investigación, en primer lugar, a Dios, por guiar mis pasos a lo largo de este camino, brindarme fortaleza en cada momento y permitirme alcanzar esta meta.

A mis padres, por ser el mayor ejemplo de perseverancia, resiliencia y esfuerzo. Gracias por enseñarme que los sueños se alcanzan con constancia y dedicación, y por inculcarme el valor de la educación y la formación profesional como herramientas fundamentales para enfrentar los desafíos.

De manera muy especial, a mi hija Angie Pandora, por ser mi mayor inspiración y la razón que me impulsa cada día. Su amor y su presencia han sido la fuerza que renovó mi ánimo en cada etapa de este proceso.

A mi familia, por su apoyo incondicional, comprensión y acompañamiento durante este camino. Este logro también les pertenece.

Con todo mi cariño y gratitud, gracias.

AGRADECIMIENTOS

Reconozco y agradezco al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el respaldo económico recibido a través de la beca de posgrado nacional con número: 828392, el cual fue fundamental para dedicarme de tiempo completo a la investigación y concluir satisfactoriamente este proyecto.

Expreso mi más sincero agradecimiento a mi director de tesis, Dr. José Ramón Laines Canepa, por su invaluable apoyo, paciencia y dedicación durante el desarrollo de esta investigación. Su experiencia, confianza y compromiso académico fueron fundamentales para la culminación de este trabajo y para mi crecimiento profesional.

A mi codirector de tesis, Dr. José Aurelio Sosa Olivier, agradezco profundamente su valiosa orientación, sus observaciones críticas y su constante apoyo, los cuales enriquecieron significativamente esta investigación y fortalecieron mi formación académica.

Al Dr. Rudy Solís Silván, mi reconocimiento por su apoyo durante la elaboración de esta tesis y por su asesoría en el análisis estadístico, cuyas aportaciones contribuyeron a la calidad y solidez de los resultados obtenidos.

Al Dr. Lenin Arias Rodríguez, agradezco el tiempo dedicado a sus asesorías y los valiosos consejos que contribuyeron al desarrollo de este trabajo de igual forma a la Mtra. Ma. Guadalupe Rivas Acuña por compartir sus conocimientos y orientación, así como por brindarme la confianza y motivación necesarias durante este proceso.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

	PAGS:
INTRODUCCIÓN.....	22
2. MARCO TEÓRICO	23
2.1. El Biogás	23
2.1.1. El Biogás y su Relevancia	23
2.1.2 Uso del Biogás.....	24
2.1.3 Uso del biogás en México.....	24
2.1.4 Composición del biogás	24
2.1.5 Purificación del Biogás	25
2.2. Las Microalgas	28
2.2.1 Aplicaciones de las Microalgas	29
2.2.2 Ciclo de Vida de las Microalgas.....	30
2.2.3. <i>Nannochloropsis oculata</i>	31
2.3 Nutrientes y Crecimiento Algal	33
2.3.1 Medio F/2 Guillard®.....	33
2.3.2 Nutriente Biol-Catre®	36
2.3.3 Conservación de Microorganismo.....	37
2.4 Fotobiorreactores	37
2.4.1 Consideraciones Para el Diseño	37
2.4.2 Tipos de Sistemas	38
2.4.2.1 Fotobiorreactores Abiertos	38
2.4.2.2 Fotobiorreactores Cerrados	39
2.4.2.3 Fotobiorreactores Tipo Airlift	40
2.5 Parámetros de Control del Cultivo.....	43
2.5.1 Lámparas fluorescentes.....	43
2.5.2 Conteo de células.....	44
2.5.3 Absorbancia, Turbidez, Sólidos Totales Suspendedos, y Colorimetría	48
2.5.4 pH y Temperatura	50
3. JUSTIFICACIÓN	52
4. PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN.....	53

5. HIPÓTESIS.....	53
6. OBJETIVOS.....	54
6.1 Objetivo general.....	54
6.2 Objetivos específicos	54
7 METODOLGÍA.....	54
7.1 Diseño Experimental.....	54
7.2. Materiales y Métodos.....	56
7.2.1 Ubicación Geográfica.....	56
7.2.2 Diagrama General del Proceso	56
7.2.3 Estandarización de las concentraciones del Biol-Catre®.....	58
7.2.4 Selección de Microalgas <i>N. Oculata</i>	59
7.2.5 Preparación del inóculo y aclimatación	60
7.2.6 Condiciones de Crecimiento.....	61
7.2.7 La Viabilidad Celular	62
7.2.8 Recuento de Células Viables (Hemocitómetro)	63
7.3 Medición de Parámetros.....	64
7.3.1 Conteo Celular con Cámara de Neubauer.....	64
7.3.2 Cálculo del conteo en la Cámara de Neubauer	65
7.3.3 Absorbancia.....	66
7.3.4 pH y Temperatura	67
7.3.5 Colorimetría, Sólidos Totales Suspendidos, Turbidez.....	67
7.3.5.1 Técnica de dilución de muestra para colorimetría.....	67
7.4 Escala Fotobiorreactor (segunda etapa)	68
7.4.1 Diseño del fotobiorreactor.....	70
7.4.2 Bomba de Recirculación.....	72
7.4.3 Bomba de Aireación o Burbujeo.....	73
7.4.4 Basic Quantum Light Meter	73
7.4.5 Lámparas Fluorescentes.....	73
7.5 Inyección y Medición del Biogás.....	73
7.5.1 Inyección del Biogás.....	74
7.5.2 Captura del gas tratado.....	77

7.5.3 Medición del Biogás	77
7.6 Obtención de Biomasa (tercera etapa)	78
7.6.1 Centrifugado del Cultivo de Microalgas	78
7.6.2 Secado y macerado	79
7.7 Análisis Estadístico	79
8. RESULTADOS	82
8.1 Comparación de cultivo algal (Cuarta etapa)	82
8.2. Estimación de parámetros fisicoquímicos	82
8.3 Comparación del crecimiento en diversas mezclas	83
a) Determinación de la curva de crecimiento.	83
b) Cinética de crecimiento Celular	86
c) Viabilidad de los cultivos en diferentes medios	97
8.4 Obtención de biomasa de los tratamientos	99
8.5 Evaluación del grado de captura de CO ₂	100
9 DISCUSIÓN	105
10 CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	112
11 REFERENCIAS CITADAS	115
12 ANEXOS	123
12.1 ANEXO A. PROCEDIMIENTO PARA EL USO DEL NUTRIENTE BIOL CATRE ®	123
12.2 ANEXO B. MEDICIÓN DE PARÁMETROS	126
12.3 ANEXO C. CENTRIFUGADO	130
12.4 ANEXO D. COMPARACIÓN CULTIVOS	132
12.5 ANEXO E BIOSEGURIDAD Y MANEJO DE RESIDUOS	136

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. <i>Propiedades del Biogás y el Gas Natural.</i>	25
Tabla 2. <i>Diferentes Métodos de Purificación del Biogás.</i>	26
Tabla 3. <i>Composición del medio de cultivo F/2 de Robert L. Guillard para agua de mar.</i>	34
Tabla 4. <i>Composición química promedio del nutriente Biol-Catre®.</i>	36
Tabla 5. <i>Diseño experimental para el crecimiento de microalgas, N. oculata bajo cuatro tratamientos con diferentes niveles de nutrientes.</i>	54
Tabla 6. <i>Composición química del nutriente Biol-Catre®.</i>	58
Tabla 7. <i>Diluciones para medir color.</i>	68
Tabla 8. <i>Parámetros de Cada Tratamiento Experimental.</i>	82
Tabla 9. <i>Parámetros cinéticos.</i>	96
Tabla 10. <i>Estimación de fijación de CO₂ mediante la obtención de biomasa algal de la N. oculata durante su crecimiento.</i>	103

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Proceso de producción de biomasa mediante microalgas utilizando luz, nutrientes y CO ₂ .	28
Figura 2. Fase de crecimiento de las microalgas.	31
Figura 3. Fotobiorreactor abierto o raceway para la producción de microalgas	39
Figura 4. Fotobiorreactor cerrado tipo tubular para la producción de microalgas	40
Figura 5. Partes de un fotobiorreactor airlift.	41
Figura 6. Partes de un Fotobiorreactor de columna de burbujas.	42
Figura 7. Cámara de Plamer- Maloney.	45
Figura 8. Cámara de Petroff- Hauser.	46
Figura 9. Cámara de Sedgwick-Rafter.	47
Figura 10. Cámara de Neubauer	48
Figura 11. Ubicación Geográfica de la División Académica de Ciencias Biológicas	56
Figura 12. Diagrama de Proceso de Captura de CO ₂ .	57
Figura 13. Microfotografía que representa especímenes de la microalga <i>N. oculata</i>	60
Figura 14. Diagrama de aclimatación y fases de escalamiento.	61
Figura 15. Viabilidad de las microalgas <i>N. oculata</i> .	62
Figura 16. Recuento de células viables.	63
Figura 17. Conteo en cámara de Neubauer.	65
Figura 18. Conteo celular con App Hemocytometer Sidekick.	66
Figura 19. FBR tipo AIRLIFT	71
Figura 20. Diagrama del sistema experimental para la inyección y tratamiento del biogás en columna de FBR-Airlift.	76
Figura 21. Gráfica de Comparación de Curva de Crecimiento	85
Figura 22. Curva de crecimiento de tratamiento 1	87
Figura 23. Cinética de crecimiento alineación de primer orden tomando la curva de crecimiento exponencial con 6 datos de lecturas.	87
Figura 24. Curva de crecimiento de tratamiento 2	89
Figura 25. Cinética de crecimiento alineación de primer orden tomando la curva de crecimiento exponencial con 7 datos de lecturas.	89
Figura 26. Curva de crecimiento de tratamiento 3	91
Figura 27. Cinética de crecimiento alineación de primer orden tomando la curva de crecimiento exponencial con 4 datos de lecturas.	92

Figura 28. Curva de crecimiento de tratamiento 4.....	93
Figura 29. Cinética de crecimiento alineación de primer orden tomando la curva de crecimiento exponencial con 5 datos de lecturas	93
Figura 30. Comparación de la viabilidad de los diferentes cultivos de <i>N. oculata</i>	98
Figura 31. Comparación de la obtención de biomasa algal de <i>N. oculata</i> de cada tratamiento.	100
Figura 32. Grafica representativa de la Captura de CO ₂ en las diferentes concentraciones de nutrientes	101
Figura 33. Evaluación de la remoción de CO ₂ en los cuatro diferentes tratamientos	102

OPTIMIZACIÓN DE LA CALIDAD DEL BIOGAS MEDIANTE MICROALGAS

Nannochloropsis oculata

RESUMEN

La creciente preocupación por las emisiones de gases de efecto invernadero ha impulsado la búsqueda de tecnologías sostenibles para mejorar la calidad del biogás, cuyo elevado contenido de CO₂ disminuye su poder calorífico. En este estudio se evaluó el potencial de la microalga *Nannochloropsis oculata* para la captura biológica de CO₂ y la optimización de la composición del biogás. Se desarrolló un diseño experimental con cuatro fotobiorreactores a escala laboratorio, utilizando diferentes concentraciones de nutrientes (Biol-Catre®, F/2 Guillard® y mezclas) para comparar el crecimiento celular y la eficiencia de fijación de carbono. Se monitorearon parámetros fisicoquímicos, viabilidad celular y cinética de crecimiento mediante conteo en cámara de Neubauer, absorbancia y colorimetría. Los resultados mostraron tasas de fijación de CO₂ superiores al 60%, destacando el tratamiento con 75% de Biol-Catre® por su mayor producción de biomasa y eficiencia de captura. Estos hallazgos confirman que el uso de microalgas cultivadas con nutrientes orgánicos representa una alternativa viable, de bajo costo y ambientalmente sostenible para la purificación del biogás, contribuyendo al desarrollo de tecnologías limpias y a la reducción de emisiones en sistemas bioenergéticos.

Palabras clave: Biogás, *Nannochloropsis oculata*, microalgas, captura de CO₂, energía sostenible.

ABSTRACT

The growing concern over greenhouse gas emissions has driven the search for sustainable technologies to improve biogas quality, as its high CO₂ content reduces calorific value and energy efficiency. In this context, the present study evaluated the potential of the microalga *N. oculata* as a biological CO₂ capture agent to optimize biogas composition. A quantitative experimental study was conducted using four laboratory-scale photobioreactors, with *N. oculata* cultures grown under different nutrient concentrations (Biol-Catre®, Guillard®, and combinations of both). Physicochemical parameters, growth kinetics, and CO₂ removal efficiency were monitored using cell counting, colorimetry, spectrophotometry, and comparative statistical analysis. The results showed a high cell growth rate and an average CO₂ capture efficiency above 60%, with the 75% Biol-Catre® treatment exhibiting the highest biomass yield and carbon fixation. It is concluded that cultivating *N. oculata* with higher proportions of organic nutrients represents a viable, cost-effective, and environmentally sustainable alternative for biogas purification, contributing to the development of clean technologies and the transition toward a circular, low-carbon energy matrix.

Keywords: Biogas, *Nannochloropsis oculata*, microalgae, CO₂ capture, sustainable energy.

1. INTRODUCCIÓN

Las microalgas se han consolidado como una de las alternativas biotecnológicas más prometedoras para la captura de CO₂ debido a su elevada eficiencia fotosintética y su rápida tasa de crecimiento. La producción de energía basada en combustibles fósiles continúa generando impactos negativos asociados al incremento de gases de efecto invernadero, entre ellos el dióxido de carbono, el cual representa la mayor proporción de las emisiones globales (Roper, 2020; Jin *et al.*, 2021). En México, las emisiones alcanzan 736.63 millones de toneladas de CO₂-equivalente, principalmente derivadas del sector energético (INEGYCEI, 2019), lo que justifica la búsqueda de alternativas biotecnológicas orientadas a la mitigación de emisiones y al aprovechamiento energético sustentable.

El biogás constituye una fuente renovable con potencial para sustituir parcialmente los combustibles fósiles; sin embargo, su calidad depende del contenido de CH₄, el cual se ve reducido por la presencia de CO₂ y H₂S (Fernández *et al.*, 2017). Los métodos convencionales de purificación se basan en procesos físicos y químicos que suelen implicar altos costos operativos, mientras que las tecnologías biológicas ofrecen alternativas más sostenibles y de menor impacto ambiental (Brunet *et al.*, 2021; Tebbani *et al.*, 2014), por lo que la integración de microalgas en sistemas de depuración representa una línea de investigación pertinente y técnicamente viable.

En este contexto, el uso de microalgas en sistemas de producción y purificación de biogás representa una estrategia eficiente para la captura de CO₂ y la generación simultánea de biomasa con valor agregado. No obstante, existe un vacío de conocimiento respecto al comportamiento de *N. oculata* cultivada con diferentes proporciones de nutrientes orgánicos y sintéticos, así como sobre su efecto en la eficiencia de captura de CO₂ en condiciones tropicales.

Por ello, el presente estudio evaluó el crecimiento de *N. oculata* bajo diferentes concentraciones de Biol-Catre® y medio F/2 Guillard® en fotobiorreactores a escala laboratorio, con el fin de determinar su eficiencia en la fijación de CO₂ y su potencial para mejorar la calidad del biogás

2. MARCO TEÓRICO

2.1. El Biogás

El biogás se ha consolidado como una alternativa energética con potencial para reducir la dependencia de combustibles fósiles y mitigar emisiones provenientes del manejo de residuos orgánicos. En México, aunque su uso aún es limitado, diversas experiencias han demostrado que la instalación de biodigestores en granjas pecuarias permite disminuir emisiones contaminantes y generar energía renovable de bajo costo (Venegas & Aryal, 2019). Sin embargo, la presencia de CO₂ en el biogás limita su poder calorífico y eficiencia, por lo que se requieren estrategias de purificación accesibles y sostenibles. La captura biológica de CO₂ mediante microalgas ha ganado relevancia debido su alta eficiencia fotosintética y su capacidad para fijar carbono proveniente de gases residuales. Estudios desarrollados en Asia y otras regiones han demostrado tasas de fijación entre 5% y 15% utilizando diversas especies en condiciones de biomasa industrial (Xian *et al.*, 2020). Esta evidencia respalda el potencial de las microalgas como sistemas de mitigación y purificación de gases de combustión, lo que da sustento teórico al enfoque experimental adoptado en esta investigación.

2.1.1. El Biogás y su Relevancia

El biogás es un biocombustible generado mediante la digestión anaerobia de materia orgánica, proceso que ocurre en cuatro etapas bioquímicas: hidrólisis, acidogénesis, acetogénesis y metanogénesis. Su composición incluye principalmente metano (CH₄) y dióxido de carbono (CO₂), además de trazas de otros gases como H₂S, nitrógeno y vapor de agua. El contenido de CH₄ determina su poder calorífico, mientras que el CO₂ reduce su calidad energética (Nagarajan *et al.*, 2019). Por ello, la eliminación o reducción del CO₂ es un paso fundamental en la optimización del biogás para fines energéticos.

2.1.2 Uso del Biogás

El biogás puede emplearse como fuente de energía térmica o eléctrica mediante su combustión en calderas o motogeneradores, además de aplicaciones en procesos industriales y domésticos (García, 2019). México forma parte de la *Global Methane Initiative*, lo que resalta el interés nacional por reducir emisiones de metano y aprovechar energías renovables. En este contexto, mejorar la calidad del biogás mediante la reducción de CO₂ contribuye directamente a estos objetivos. (CEPAL, 2019). Por lo cual se requiere promover el uso de este subproducto que aporta una solución a las problemáticas de los GEI como el CH₄ y el CO₂ que dañan y contaminan el planeta logrando así el uso sustentable de nuestros recursos mediante la economía circular.

2.1.3 Uso del biogás en México.

En el contexto energético mexicano, las energías renovables representan alrededor del 9.7% de la producción nacional, con notables incrementos en energía solar, eólica e hidroeléctrica (SENER, 2019). Sin embargo, la producción de biogás muestra un decrecimiento del 9.63%, en parte debido a limitaciones tecnológicas para garantizar su calidad y eficiencia. México emitió 736.63 Mt de CO₂-e en 2017, principalmente del sector energético (INEGYCEI, 2019). La optimización del biogás, especialmente mediante la reducción de CO₂, representa una oportunidad para fortalecer su adopción como fuente renovable. México tiene el potencial para aprovechar esta tecnología que surge como una alternativa de biocombustible y promueve el aprovechando los residuos orgánicos que contaminan y perjudican al medioambiente, convirtiéndolo así en una solución para las personas más vulnerables.

2.1.4 Composición del biogás

El biogás está compuesto principalmente por metano (40–70%) y dióxido de carbono, además de pequeñas fracciones de H₂S, nitrógeno, oxígeno y vapor de agua (García, 2019). La eficiencia del biogás depende de su proporción de CH₄, por lo que la presencia de CO₂ limita su

poder calorífico. La NOM-001-SECRE-2010 establece que el gas natural debe contener al menos 83% de CH₄, lo que permite comparar la calidad entre ambos. La **Tabla 1** resume las principales propiedades del biogás frente al gas natural.

Tabla 1. *Propiedades del Biogás y el Gas Natural.*

Propiedades	Biogás	Gas natural
Valor calorífico (kWh/m ³)	7.00	10.00
Densidad (t/ m ³)	1.08	0.700
Densidad con respecto al aire	0.81	0.54
Límite de exposición (porcentaje de gas en el aire)	06-12	5-15
Temperatura de encendido	687	650
Máxima velocidad de encendido en el aire (m/s)	0.31	0.39
Requerimiento teórico de aire (m ³ / m ³)	6.60	9.50

Nota: Basado en datos de la Comisión Económica para América Latina y el caribe (CEPAL, 2019).

2.1.5 Purificación del Biogás

La purificación del biogás puede realizarse mediante procesos físicos, químicos o biológicos, cuyo fin es remover CO₂, H₂S y otros compuestos que disminuyen su valor energético (Fu *et al.*, 2021). Los métodos físicos y químicos suelen implicar altos costos y

consumos energéticos, mientras que la purificación biológica, basada en microalgas o microorganismos, ofrece alternativas más económicas, sostenibles y compatibles con procesos descentralizados. La eficiencia de esta tecnología depende del crecimiento celular y la capacidad fotosintética de las microalgas para fijar CO₂, generando biomasa como subproducto de valor industrial.

En la **Tabla 2.** se muestran los métodos de purificación, utilizados comúnmente en la purificación de gas.

Tabla 2. *Diferentes Métodos de Purificación del Biogás.*

Método	Proceso	Descripción
Tecnología física	Lavado de agua	Basado en la diferencia de solubilidad en agua de diferentes gases. En comparación con CH ₄ , el CO ₂ y el H ₂ S tienen una solubilidad mucho mayor en agua
	Adsorción por cambio de presión	Basado en características moleculares de diferentes y la afinidad del material adsorbente. Los gases podrían ser atraídos a superficies sólidas a alta presión y liberados con la disminución de la presión.
	Absorción con soluciones de aminas	El CO ₂ podría unirse al disolvente mediante una reacción química exotérmica. Los enlaces químicos formados podrían interrumpirse a una temperatura alta de 120-160 ° C.
	Absorción mediante disolventes orgánicos	Basado en la diferencia de solubilidad en el disolvente orgánico de diferentes gases
	Separación criogénica	Diferentes gases se condensan en diferentes dominios de temperatura y presión

	Separación de membranas	Basado en las propiedades de permeabilidad selectiva de las membranas que permiten la separación de los componentes del biogás
Tecnología química	Hidrogenación química/ reacción de Sabatier	Reducción de CO ₂ con H ₂ basada en la reacción de Sabatier.
Tecnología Biológica	Reacción fotosintética	Fotosíntesis por biología fotoautótrofa para absorber CO ₂ utilizando irradiación solar, agua y nutrientes para producir biomasa, oxígeno y calor
	Reacción quimio autótrofa	Metanogénesis de CO ₂ basada en la acción de los metanógenos

Nota: Tomada de In-situ Biogas Upgrading by CO₂-to-CH₄ Bioconversion. Trends in Biotechnology, 2021.

Una de las ventajas del uso de tecnología biológica es que es amigable con el ambiente, cuida los recursos de vital importancia. En el caso de purificación a partir de microalgas depende del alto crecimiento de estas y capacidades fotosintéticas de las mismas en fijar el CO₂; como respuesta a una buena fijación se obtiene materia prima llamada biomasa, el cual tiene diversos usos industriales.

2.2. Las Microalgas

Las microalgas son organismos unicelulares fotosintéticos que forman parte del fitoplancton y poseen una elevada productividad primaria. Su diversidad metabólica permite cultivarlas en sistemas controlados, adaptándolas a distintas condiciones ambientales. Asimismo, la conversión fotosintética del carbono en biomasa explica su interés actual en procesos de purificación de biogás.

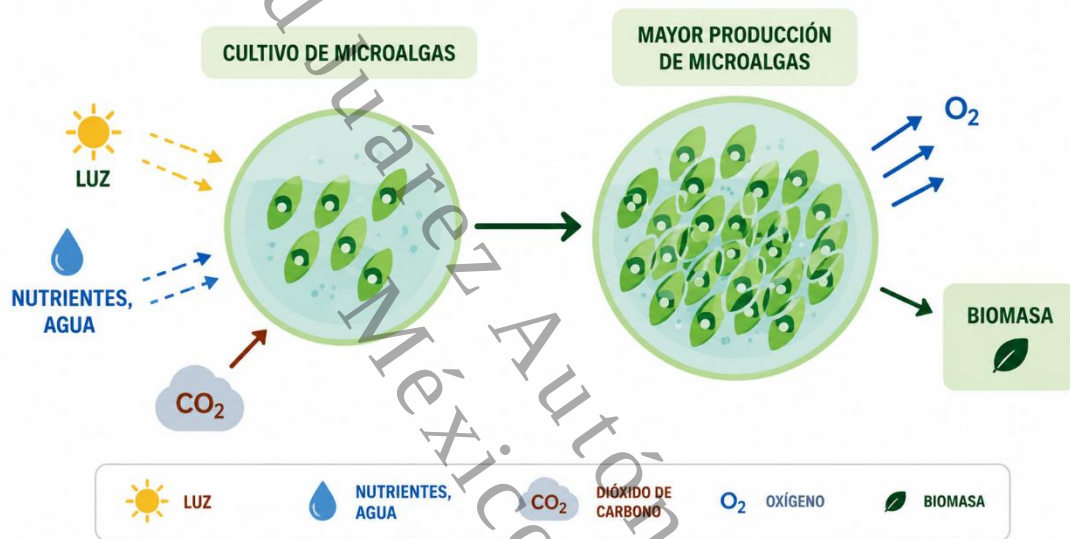


Figura 1. Proceso de producción de biomasa mediante microalgas utilizando luz, nutrientes y CO₂.

Nota: Tomada de Proceso de la producción de biomasa, Guzmán *et al.*, 202.

La asimilación de CO₂ mediante el proceso fotosintético microalgal, donde la energía lumínica impulsa la fijación de carbono y la conversión de compuestos inorgánicos en biomasa, con liberación concomitante de O₂. La reacción fundamental de la fotosíntesis indica que para producir 1kg de biomasa se requiere hasta 1,8kg de CO₂ (Guzmán *et al.*, 2021).

Las microalgas debido a su alta eficiencia de conversión de CO₂ en biomasa, son consideradas una herramienta biotecnológica relevante para la captura de carbono, la producción de biocombustibles y el tratamiento de aguas (FAO, 1989). Su diversidad metabólica permite cultivarlas en sistemas controlados, adaptándolas a distintas condiciones ambientales.

2.2.1 Aplicaciones de las Microalgas

Las microalgas son consideradas como los principales productores primarios dentro de la cadena trófica. Históricamente, su estudio cobró relevancia por su potencial para la producción de biomasa, la acuicultura, la biorremediación y la obtención de compuestos de valor agregado. En la actualidad, su capacidad para capturar CO₂ justifica su aplicación en tecnologías de purificación de biogás. En los años 50's se comienzan a producir cultivos a gran escala, para la obtención de proteína para fines alimenticios. En Venezuela (1953) Jorgensen y Convit concentran *Chorella* en materia seca, y eran suministradas a pacientes como sopa en raciones de 21±3gr. En los años 60's las Espirulinas del lago de Texcoco comenzaron a comercializarse. En los años 70's debido al escasez de petróleo se optaron por energías renovables y las microalgas fueron consideradas como una alternativa para combatir la contaminación, tratamientos de residuos, aguas tratadas para fines de riego y obtención de biomasa. Otra de sus importantes aplicaciones es en el área de alimento para acuicultura, uso como biofertilizantes para plantas y suelo (Abalde Alonso *et al.*, 1995).

Las microalgas se han utilizado tradicionalmente en la producción de biomasa para acuicultura, suplementos alimenticios y pigmentos naturales. En décadas recientes, su aplicación se ha expandido hacia la biorremediación y captura de CO₂, gracias a su alta productividad y su capacidad para metabolizar compuestos presentes en aguas residuales o gases de combustión (Cárdenas-Gutiérrez *et al.*, 2021). Estas propiedades justifican su inclusión en tecnologías de purificación de biogás, particularmente en sistemas orientados a mejorar la calidad energética del gas mediante la reducción de CO₂.

2.2.2 Ciclo de Vida de las Microalgas

La curva de crecimiento microalgal se divide en cuatro fases en acuerdo con el esquema mostrado en la **figura 2**; allí los parámetros obtenidos dependen de las condiciones de cultivo y de la especie empleada en el estudio.

1- Fase lag o latencia: etapa de adaptación a nuevas condiciones ambientales. Durante este periodo pueden inactivarse ciertos metabolitos y disminuir algunos componentes celulares, por lo que la división celular es mínima y la densidad del cultivo permanece baja. Esta fase puede extenderse del día 1 al día 5, dependiendo de las condiciones de cultivo y del estado fisiológico del inóculo (García *et al.*, 2017; Huber, 2018).

2- Fase exponencial o logarítmica: tras la adaptación inicial, la división celular aumenta de manera acelerada debido a la adecuada asimilación de nutrientes y a la activación del metabolismo fotosintético. En esta etapa el crecimiento es exponencial y puede alcanzar su máximo alrededor del día 10, bajo condiciones óptimas (Huber, 2018).

3- Fase estacionaria: el crecimiento comienza a limitarse debido al agotamiento de nutrientes o a la restricción de recursos como luz o carbono. En consecuencia, la tasa de crecimiento se equilibra con la tasa de muerte celular, generando una aparente estabilidad en la biomasa del cultivo. Esta fase suele presentarse aproximadamente hacia el día 15 de cultivo (Huber, 2018).

4- Fase de declinación o muerte: una vez agotados los nutrientes del medio, las células comienzan a perder integridad estructural y liberan compuestos orgánicos como azúcares, proteínas y lípidos, que constituyen la mayor parte de su biomasa. Estos compuestos pueden ser aprovechados por microorganismo oportunistas presentes en el cultivo, como bacterias, lo que favorece el deterioro progresivo de la población microalgal activa. Asimismo, la biomasa tiende a sedimentarse, formando una capa algal en el fondo del sistema. Esta etapa representa la fase final del ciclo de crecimiento (García *et al.*, 2017).

En la **Figura 2** se muestran las fases de crecimiento de las microalgas, las cuales pueden variar según la especie, la disponibilidad de nutrientes y las condiciones de cultivo.

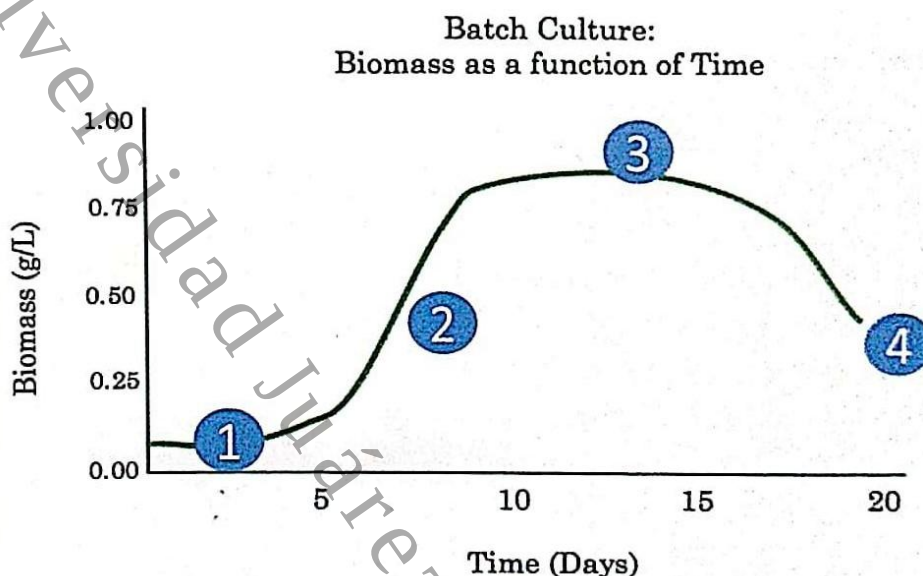


Figura 2. Fase de crecimiento de las microalgas

Nota: Tomado de Huber, 2018. *Algae culturing manual* v2. En la figura muestra las fases de crecimiento. Teniendo como referencia un tiempo de aproximado 20 días de hasta su fase de muerte, cabe mencionar que en otras investigaciones estas pueden alcanzar un mayor tiempo de viabilidad dependiendo de la especie y los nutrientes suministrados.

2.2.3. *Nannochloropsis oculata*

Es una microalga marina caracterizada por su rápida tasa de crecimiento, su capacidad de tolerar variaciones de salinidad (5–35 g/L) y su elevada productividad de lípidos y proteínas. Su eficiencia fotosintética y su capacidad para fijar CO₂ la hacen una candidata idónea para procesos de purificación de biogás y producción de biomasa con valor agregado (Matthew, 2018). Además, puede cultivarse en medios sintéticos o en alternativas orgánicas como Biol-Catre®, lo que reduce costos de producción. Su capacidad para convertir la energía solar en biomasa las hace relevante en ámbito biotecnológico.

La microalga *N. oculata* se clasifica taxonómicamente de la siguiente manera:

Dominio: Eukaryota

Reino: Chromista (en algunas clasificaciones se ubica en Protista)

Filo (División): Ochrophyta

Clase: Eutigmatophyceae

Orden: Eustigmatales

Familia: Monodopsidaceae

Género: *Nannclhoropsis*

Especie: *Nannoclhoropsis oculata*

Debido a su elevado contenido de lípidos y ácidos grasos poliinsaturados, en particular el ácido eicosapentaenoico (EPA), se le considera un organismo con alta capacidad de producción de biomasa y de compuestos de alto valor agregado (Guiry & Guiry, 2023).

Características principales

- Hábitat: pertenecen a agua salada (5-35 g/L), 22-30°C, pH 9
- Condiciones de luz: fotosintético, luz tenue durante las primeras semanas, luego más brillante, sin luz directa.
- Uso industrial: alimentación para acuarios, acuicultura
- Producción de lípido: alto EPA hasta 30% de peso seco, usualmente de 2-6%
- Pigmentos: clorofila 1% de peso seco y b-
- Proteína: hasta 25% de peso seco

- Carbohidratos: hasta 13% peso seco
- Medio de cultivo: ARS (agua de mar plus) o ARS- medio de biocombustible.
- Tasa de crecimiento relativa: muy rápido

La *N. oculata* representa una microalga de alto valor, Andriopoulos *et al.* (2022) señalan que esta microalga presenta una elevada capacidad para producir biomasa rica en antioxidantes y ácidos grasos omega-3, dependiendo de las condiciones de cultivo. Lo que la convierte en un organismo modelo idóneo para investigaciones orientadas a la sostenibilidad, la biotecnología y la mitigación ambiental. El género *Nannochloropsis* ha sido reconocido con mayor potencial biotecnológico debido su elevada tasa de crecimiento, alta capacidad de fijación de carbono, tolerancia diversas condiciones ambientales y significativa producción de biomasa y lípidos, lo que favorece su aplicación en procesos de capturas de CO₂ (Ma *et al.*, 2016; Rodolfi *et al.*, 2009)

2.3 Nutrientes y Crecimiento Algal

Los requerimientos principales de las microalgas comprenden factores físicos, como la luz, la salinidad, el pH y el potencial redox. Asimismo, requieren nutrientes esenciales como calcio, oxígeno, hidrógeno, nitrógeno, potasio, azufre, sodio y magnesio, además de vitaminas como B12, tiamina y biotina.

2.3.1 Medio F/2 Guillard®.

Es un medio enriquecido a base de agua de mar, ampliamente empleado para el cultivo de algas marinas costera, particularmente diatomeas. La formulación original, conocida como “medio f” (Guillard y Ryther, 1962), fue posteriormente modificada reduciendo su concentración al 50% Por su contenido de nutrientes, estos elementos esenciales requieren de una mezcla de varias vitaminas para un máximo crecimiento (Andersen, 2025). En la **Tabla 3.** se muestran los nutrientes que la conforman (FAO, 1989).

Tabla 3. Composición del medio de cultivo F/2 de Robert L. Guillard para agua de mar.

Componente		Sustancia Química	Concentración
1	Nitrato	NaNO_3	$75,0 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$
2	Fosfato	$\text{NaH}_2\text{PO}_4\text{H}_2\text{O}$	$5.0 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$
3	Silicato	$\text{Na}_2\text{SiO}_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$	$30,0 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$
		NH_4Cl	$2,65 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$
4	Metales traza		
	Sulfato de cobre	$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$	$0.98 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$
	Sulfato de zinc	$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	$2.2 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$
	Cloruro de zinc	ZnCl_2	$1.05 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$
	Cloruro de cobalto	$\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	$1.0 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$
	Cloruro de manganeso	$\text{MnCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	$18 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$
	Molibdato de sodio	$\text{Na}_2\text{MnO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	$0.63 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$
Vitaminas			
	Biotina	---	$10 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$
	Vitamina B12	---	$1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$
	Tiamina	---	$20 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$

Nota. Reproducido de Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (1989).

Estos medios sintéticos definidos como el F/2 Guillard, que aportan macro y micronutrientes precisos, tienen costos elevados y dependencia de sales químicas puras. Debido a estos costos y barreras técnicas, múltiples líneas de investigación han explorado la sustitución parcial o total de estos medios sintéticos por fuentes orgánicas alternativas, como fertilizantes agrícolas o subproductos orgánicos, conservando o mejorando el crecimiento algal y reduciendo los costos de producción.

Una investigación reciente evaluó la sustitución de componentes de cultivo estándar por fertilizante agrícola y sal común para el cultivo de *N. oculata*, demostrando que el uso de fertilizantes agrícolas puede mejorar parámetros de crecimiento sin afectar negativamente la productividad algal, lo que abre la posibilidad de emplear insumos más económicos y accesibles que los medios sintéticos tradicionales (Ikeda *et al.*, 2024).

También se ha observado que alimentos ricos en nutrientes orgánicos, como residuos de alimentos o aguas residuales ricas en carbono, nitrógeno y fósforo, pueden servir como medio de cultivo alternativo para microalgas. El reaprovechamiento de residuos orgánicos como fuente de nutrientes representa una estrategia innovadora para disminuir la dependencia de medios sintéticos costosos. En este sentido, Wu *et al.* (2025) demostraron que los residuos alimentarios pueden ser valorizados como sustrato para el cultivo de microalgas destinadas a la producción de lípidos, integrando el proceso dentro de un modelo de bioeconomía circular cerrada.

En conjunto, estas estrategias de cultivo con medios alternativos ricos en nutrientes orgánicos o fertilizantes agrícolas respaldan la investigación actual orientada a reducir la dependencia de nutrientes sintéticos costosos y maximizar la sostenibilidad del cultivo, Alavianghavanini *et al.* (2024) señalan que el cultivo de microalgas en efluentes agrícolas representa una estrategia eficiente para la remoción de nutrientes y la producción simultánea de compuestos de valor agregado.

2.3.2 Nutriente Biol-Catre®

El Biol-Catre® es un lixiviado del proceso de la biocomposta, el cual contiene nutrientes como Biol-Catre® es un fertilizante orgánico líquido, obtenido de un proceso de biodigestión anaerobia de diversos sustratos orgánicos. Biol- Catre® es útil como fuente orgánica de nitrógeno (N), fósforo (P), grandes cationes intercambiables (Potasio (K), Calcio (Ca), Magnesio (Mg), Sodio (Na) y micronutrientes (Cobre (Cu), Hierro (Fe), Manganeseo (Mn), Zinc (Zn), Nutrientes ideales para el crecimiento de las microalgas.

Tabla 4. *Composición química promedio del nutriente Biol-Catre®.*

Parámetro	Valor	Unidad(gr/l)
Humedad	98.80±0.10 %	
pH	8.10±0.10	
Conductividad eléctrica	21.00±4.00 dsm ⁻¹	
Nitrógeno en Dumas	-	0.005515 g/l
Fosforo (P)	-	0.007721 g/l
Potasio (K)	-	0.000552 g/l
Magnesio (Mg)	-	0.000552 g/l
Sodio (Na)	-	0.004412 g/l
Azufre (s)	-	0.000552 g/l
Hierro (Fe)		0.00347 g/l
Cobre (Cu)		0.000938 g/l

Manganeso (Mn)	0.002167 g/l
Zinc (Zn)	0.003525 g/l
Boro (B)	0.000339 g/l

Nota. Adaptado de la Ficha Técnica Biol-Catre® (2018).

Sales: sales artificiales de agua de mar 35 gramos de sal por litro, para imitar las condiciones salinas de su hábitat. Compuesto principalmente por cloruro de sodio (NaCl). Las *N. oculata* tiene condiciones de agua salobre de (5-35ppm) que equivalen a 0.005 - 0.035 g/L. (Matthew, 2018).

2.3.3 Conservación de Microorganismo

El método de preservación de *N. oculata* en frío de 3-5°C con una muestra 250ml, taponado con algodón y nutrientes, este es la forma tradicional de conservación. Se conservan por un periodo de 15 meses (S. Palanichamy & v. Rani, 2004).

2.4 Fotobiorreactores

Los fotobiorreactores (FBR) son sistemas diseñados para optimizar el crecimiento de microalgas a través del control de iluminación, temperatura, aireación y mezcla. Existen sistemas abiertos y cerrados, siendo estos últimos los más eficientes para cultivos axénicos y producción de biomasa de alta calidad (Contreras-Flores *et al.*, 2003). La elección del tipo de FBR depende de la densidad celular requerida, la disponibilidad de luz y el propósito del cultivo, aspectos fundamentales para evaluar la captura de CO₂.

2.4.1 Consideraciones Para el Diseño

Consideraciones que se deben tomar en cuenta para el diseño de un biorreactor y fotobiorreactor

- *La trayectoria de la luz debe ser de 2.5cm
 - *Mantener una densidad celular (>8-15 g/l)
 - * Un mezclado vigoroso, para ciclos de alta frecuencia
 - *Usar tuberías de 20 a 30m para evitar inhibición del crecimiento a causa de acumulación, en dado caso de CO₂.
 - * Evitar aglomeración de agentes inhibitorias
 - *pH y temperatura óptimos
- (Contreras-Flores *et al.*,2003).

2.4.2 Tipos de Sistemas

El diseño y el sistema de operación del fotobiorreactor juega un papel importante en el cultivo de las microalgas, las investigaciones han dado lugar a dos sistemas; fotobiorreactores abiertos y fotobiorreactores cerrados

2.4.2.1 Fotobiorreactores Abiertos

Los fotobiorreactores tipo *raceway* son los más analizados, son estanques grandes y extendidos, con poca profundidad para que la luz pueda penetrar para el proceso de fotosíntesis en las microalgas, y aumentar la producción. Tiene tres características principales en su diseño; un foso de 2-3 m donde se realiza la inyección del gas; tiene un canal en forma de U que permite la circulación de las microalgas y percibir la radiación solar; para el fluido hidromecánico a lo largo del canal cuenta con unas palas que permiten el impulso del cultivo. El 90% de la producción que se realiza utiliza este tipo de tecnología por su bajo coste y fácil adecuación al escalar el cultivo; otra ventaja de este sistema es que requiere bajo consumo energético, y por su sistema abierto la biomasa a obtener no es para fines de consumo, más bien para usos como

biorremediación y biocombustibles (Guzmán J.L. *et al.*, 2021). En la **Figura 3** se ilustra un ejemplo de un fotobiorreactor para cultivo de microalgas de sistema abierto.



Figura 3. *Fotobiorreactor abierto o raceway para la producción de microalgas*

Nota: Imagen tomada de Modelling and control of microalgae production in industrial photobioreactors, (Guzmán, Acien & Berenguel, 2021).

2.4.2.2 Fotobiorreactores Cerrados

Los fotobiorreactores cerrados tienen la función de mantener el cultivo aislado mediante una barrera. Esta barrera contribuye a que el cultivo permanezca libre de otros microorganismos, asegurando un entorno axénico. Los diseños pueden ser tubulares o columnas de burbujeo que son instalados de manera vertical u horizontal, estos son los más usados; y en forma de paneles planos.

Los fotobiorreactores tubulares constan de dos secciones principales: la columna de burbujeo, donde tiene lugar el proceso de aireación y control de temperatura, y el lazo o receptor solar. En este último, las microalgas circulan mediante una bomba de impulsión, exponiéndose así a la radiación solar para llevar a cabo la fotosíntesis. El lazo está configurado como un tubo cerrado de considerable longitud, lo que permite aislar el cultivo de su entorno circundante. Este diseño ayuda a minimizar el riesgo de contaminación y facilita un mejor control de las

condiciones operativas. El coste de estos fotobiorreactores es elevado y el suministro de energía también son altos; por lo que son utilizados para producción de biomasa con fines para consumo humano, medicamentos, cosméticos entre otros (Guzmán J.L. *et al.*, 2021). En la siguiente **Figura 4**, se muestra un ejemplo de fotobiorreactores de sistema cerrado.



Figura 4. *Fotobiorreactor cerrado tipo tubular para la producción de microalgas*

Nota: Imagen tomada de Modelling and control of microalgae production in industrial photobioreactors, (Guzmán, Acien & Berenguel, 2021).

2.4.2.3 Fotobiorreactores Tipo Airlift

Los reactores de tipo Airlift presentan una variante de los reactores tubulares, diferenciándose principalmente de las columnas de burbujeo en el patrón de flujo de la mezcla gas-líquido. Mientras que en la columna de burbujeo o en el reactor tubular de lecho fluidizado no se controla el patrón generado por la interacción entre el gas y el líquido, los reactores de tipo Airlift (ARL), con su diseño de dos tubos concéntricos, gestionan el flujo de aire y, por ende, de la mezcla gas-líquido mediante un cilindro interior riser, generando un flujo ascendente. El cilindro externo, conocido como downcomer, proporciona un espacio para el flujo descendente del líquido

después de la desgasificación. En resumen, los procesos de transferencia de luz y transferencia de masa ocurren de manera separada en el FBR-ARL(Rubio Fernández *et al.*, 2014). En la siguiente **Figura 5.** se muestra la estructura de una airlift.

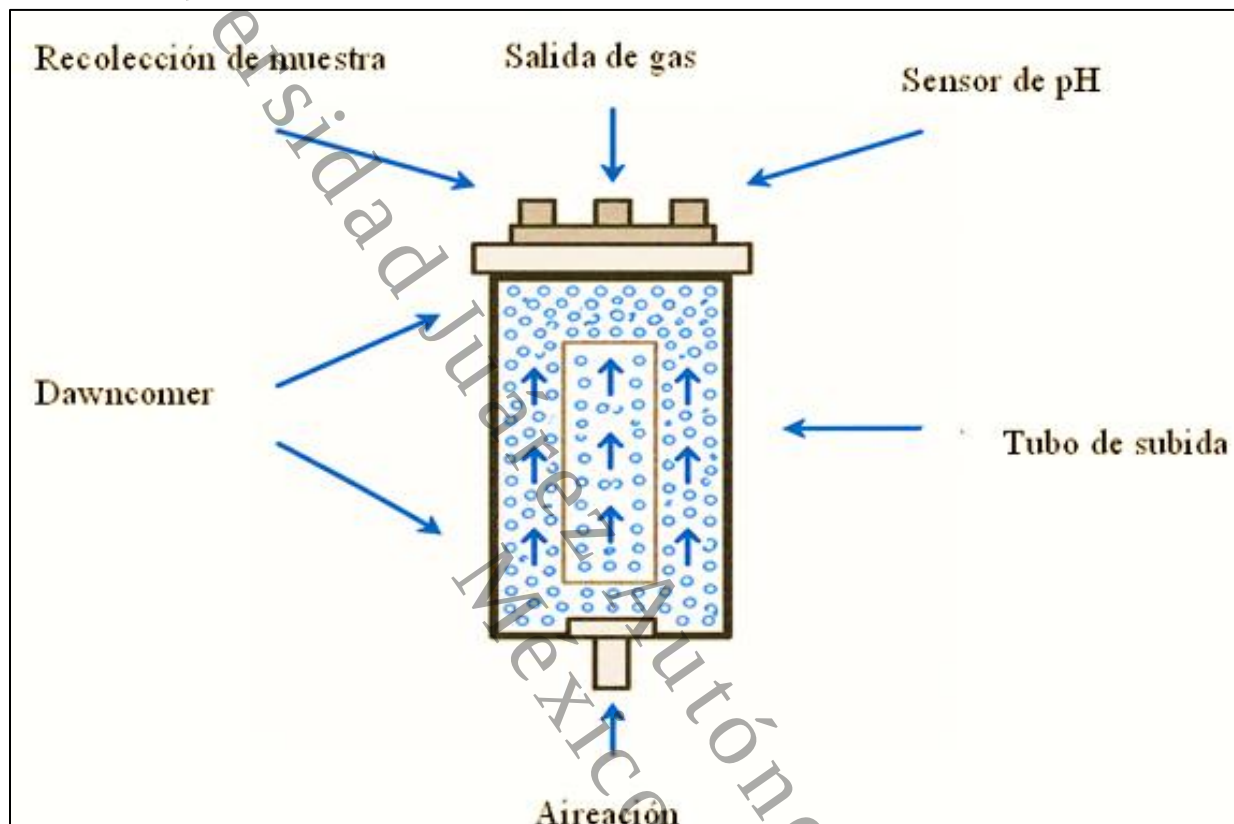


Figura 5. Partes de un fotobiorreactor airlift.

Nota: Tomado de Candia-Sánchez *et al.* (2017).

Columna de aireación o burbujeo: son cilindros verticales que miden el doble del diámetro y tienen un difusor de aire en su interior no presentan estructuras, En los reactores de columnas de gran altura, se colocan placas horizontales con perforaciones con el fin de prevenir la coalescencia de las burbujas y mejorar la distribución del aire de manera más efectiva. Estos fotobiorreactores suelen ser de bajo costo, brinda un cultivo con alto rendimiento de transferencia de materia y calor. El problema es que forma espuma lo cual podría ser un problema y necesite adición de agentes antiespumantes (Candia -Sanchez, *et al.*, 2017). En la

siguiente **Figura 6.** se muestra las partes que componen a un fotobiorreactor de columna de burbuja. El tamaño de las burbujas oscila entre 2-10mm para este tipo de fotobiorreactores ya que en burbujas muy pequeñas las microalgas suelen flotar y no aprovechan el CO₂ y por el contrario si las burbujas son demasiado grandes provoca la muerte de los microorganismos.

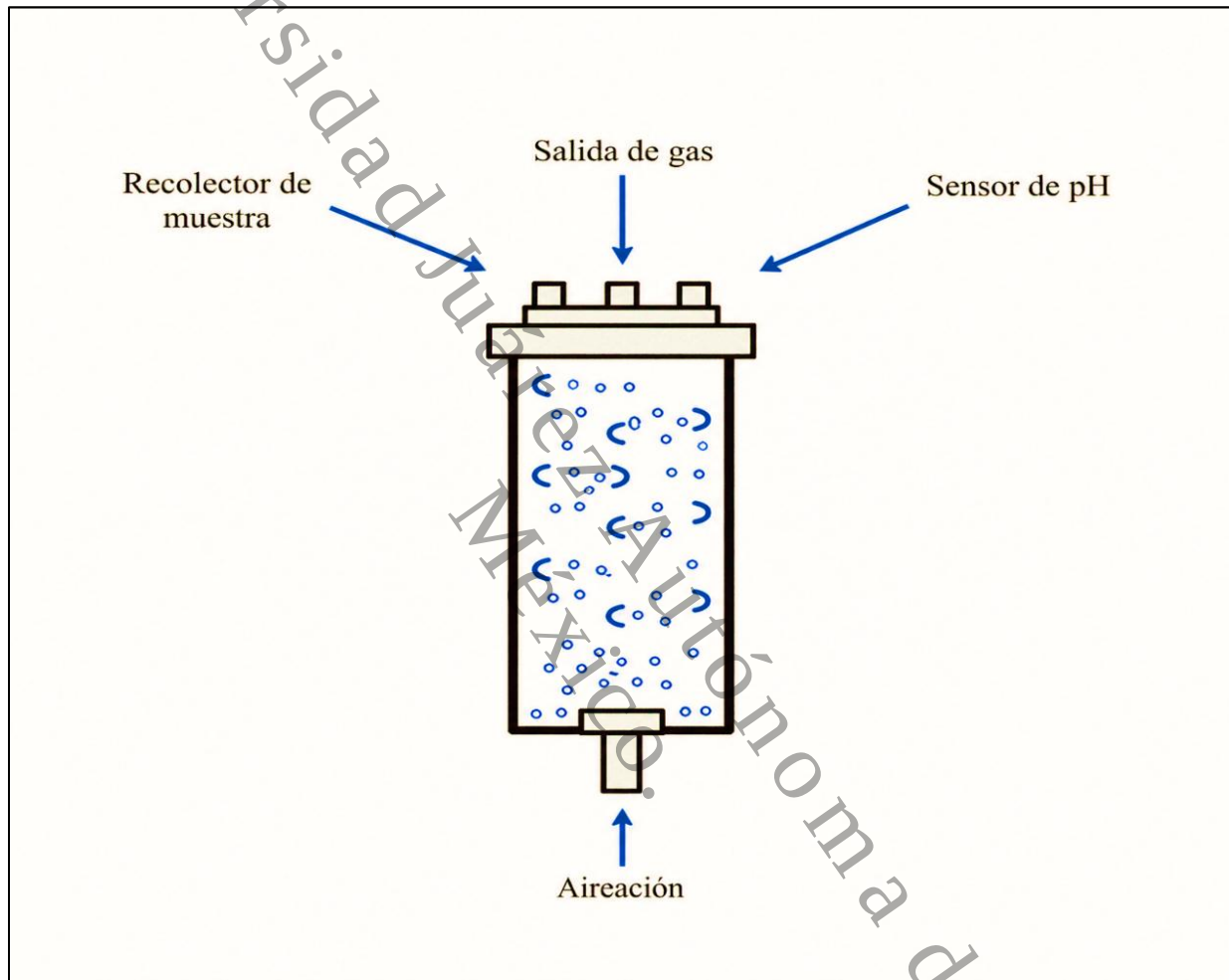


Figura 6. Partes de un Fotobiorreactor de columna de burbujas.

Nota: Tomado de Candia-Sánchez *et al.* (2017).

Columna de recirculación (Downcomer): la función de la columna de descenso tiene como propósito el retorno del del cultivo a la base del sistema este mecanismo permite una adecuada mezcla y transferencia de masa sin requerir agitación mecánica. El medio de cultivo

homogéneo por el difusor desciende para entrar de nuevo al mecanismo del riser, mediante gravedad (Rubio Fernández, Moreno Saboya, 2017).

2.5 Parámetros de Control del Cultivo

2.5.1 Lámparas fluorescentes

El control preciso de la iluminación artificial en la agricultura de entorno controlado (CEA) es fundamental para optimizar la fotosíntesis y mejorar el crecimiento y rendimiento de los cultivos. Investigaciones recientes demuestran que ajustar parámetros como la intensidad, el fotoperiodo y la dosis diaria de luz (DLI) permite maximizar la acumulación de biomasa, la salud de las plantas y la productividad. Además, los avances en sistemas de iluminación dinámica y tecnologías inteligentes (Azizi *et al.*, 2025). Asimismo, estudios previos han demostrado que los parámetros espectrales de las lámparas fluorescentes influyen significativamente en el crecimiento y desarrollo de organismos fotosintéticos. En el caso de plantas, se ha observado que la luz blanca cálida promueve mayor biomasa y área foliar, mientras que la luz blanca fría puede modificar la morfología y mejorar ciertas respuestas fisiológicas. De manera análoga, en el cultivo de microalgas como *N. oculata*, la elección de lámparas fluorescentes y la característica espectral de la luz son determinantes para optimizar la fotosíntesis, la producción de biomasa y la salud del cultivo, lo que subraya la importancia de controlar cuidadosamente los parámetros de iluminación en sistemas de cultivo fotoautótrofo (Zazueta-Torres *et al.*, 2022).

Basic Quantum Light Meter: tiene un interruptor para alternar entre las mediciones de 'Luz Solar' y 'Lámparas Eléctricas', la unidad técnica correcta es $\mu\text{mol. m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, donde un mol de fotones equivale al Número de Avogadro (6.022×10^{23}) de partículas de luz (Riddle Dana, 2025).

Estudios en microalgas como *Nannochloropsis salina* han demostrado que la respuesta fotosintética no depende exclusivamente de la cantidad total de fotones suministrados, sino también de la dinámica temporal de la irradiancia. En experimentos con ciclos luz/oscuridad tipo onda cuadrada, se evaluaron pulsos de 350 y 1200 $\mu\text{mol fotones m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, manteniendo una

intensidad promedio equivalente a $120 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (condición aún limitante para el crecimiento). Los resultados evidenciaron que, a frecuencias altas (10–30 Hz), las células lograron integración fotosintética completa, alcanzando tasas de crecimiento comparables a la iluminación continua.

En contraste, a frecuencias bajas (1–5 Hz), la eficiencia en el uso de la luz y la productividad de biomasa disminuyeron significativamente, aun cuando la dosis total de energía luminosa fue la misma.

Estos hallazgos resaltan la importancia de cuantificar con precisión la Densidad de Flujo de Fotones Fotosintéticamente Activos (PPFD), expresada en $\mu\text{mol fotones m}^{-2} \text{s}^{-1}$, así como la Dosis Diaria de Luz (DLI), parámetros fundamentales para evaluar la eficiencia cuántica y la capacidad de integración lumínica de los organismos fotoautótrofos. En este contexto, el uso de un medidor cuántico de luz, como el Basic Quantum Light Meter, permite medir de manera directa el rango espectral PAR (400–700 nm) y estandarizar las condiciones experimentales en fotobiorreactores. La medición precisa del PPFD es esencial para asegurar la reproducibilidad, optimizar estrategias de iluminación artificial y maximizar la fijación de carbono y la productividad en cultivos de microalgas (Sforza *et al.*, 2012).

2.5.2 Conteo de células

Para realizar la cuantificación celular existen métodos como cámaras de conteo de manera visual a partir de un microscopio, método empleado desde el siglo XIX. Es importante tener en cuenta el tipo de muestra a cuantificar para así identificar el tipo de cámara a utilizar.

Para fitoplancton se utilizan cámaras que tiene un volumen establecido, como la cámara de: Palmer-Maloney, Sedgwick-Rafter, Neubauer, Petroff-Hauser

Palmer-Maloney: La cámara carece de reglas y es circular, tiene un diámetro de 17,9 mm, una profundidad de 400 μm , superficie de 250 mm^2 y 0,1 mL de volumen. Tiene un canal de carga (ranura) en cada lado, como se ilustra en la **Figura 7**. Pueden utilizarse objetivos de alto secado. Las células (de algunas especies) que pueden medir hasta 150 μm entrarán y se

distribuirán en esta cámara. Incluso fitoplancton muy pequeño puede detectarse en ella. Las especies presentes en el concentrado en concentraciones superiores a 10 células/mL deben, como mínimo, ser detectables; una densidad de 10^6 células/mL produce aproximadamente 2 células por campo de Whipple a 125 aumentos. (Guillard. R & Sieracki M., 2005)

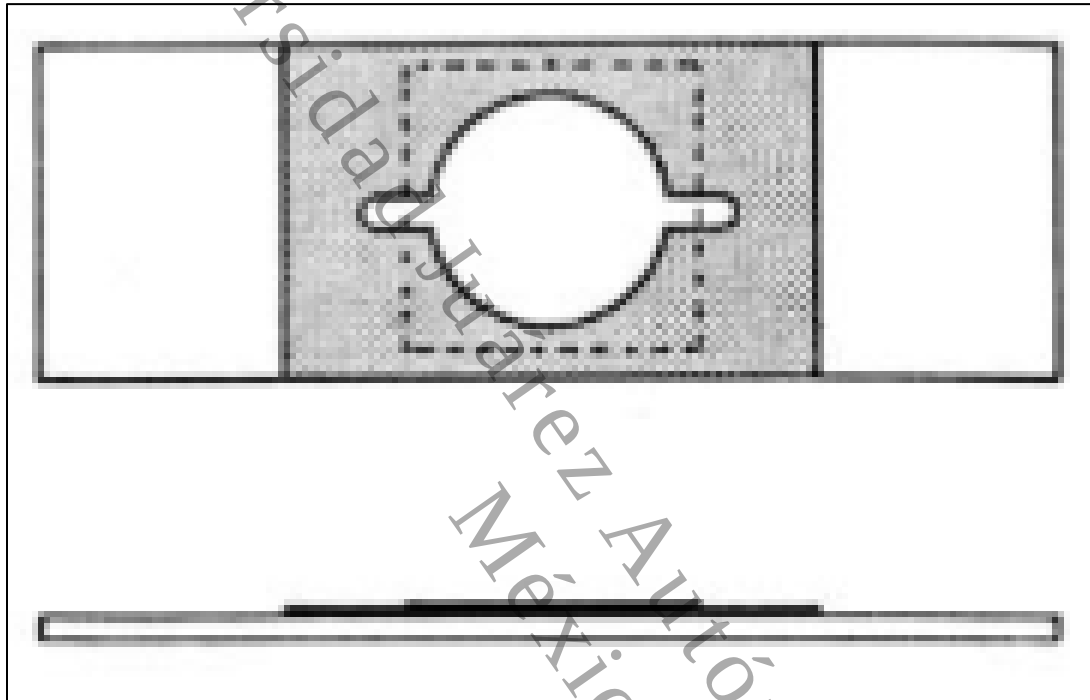


Figura 7. Cámara de Plamer- Maloney.

Nota: Tomado de Algal Culturing Technique (Guillard. R & Sieracki M., 2005).

Petroff-Hauser: Este portaobjetos sólo tiene una cámara, de 0,02 mm de profundidad, con una regla de Neubauer mejorada. Se pueden utilizar objetivos de alto secado y de inmersión en aceite. El volumen total del área reglada es de 0,00018 mL; así, una muestra con 5×10^4 células – mL^{-1} produce aprox. una célula por cuadrado de 1-mm. Una muestra con 10^6 células – mL^{-1} puede ser contada, aunque con algo de tedio, porque las 20 células (promedio) dentro de cada cuadrado de 1 -mm tienen que ser buscadas cuidadosamente. Para cultivos densos, se observan los 400 cuadrados centrales de 50 μm de lado. Un cultivo de 2×10^7 células mL^{-1} produce una célula por cuadrado de 50- μm (promedio) (Guillard. R & Sieracki M., 2005). En la **Figura 8.** se muestra la estructura de la cámara.

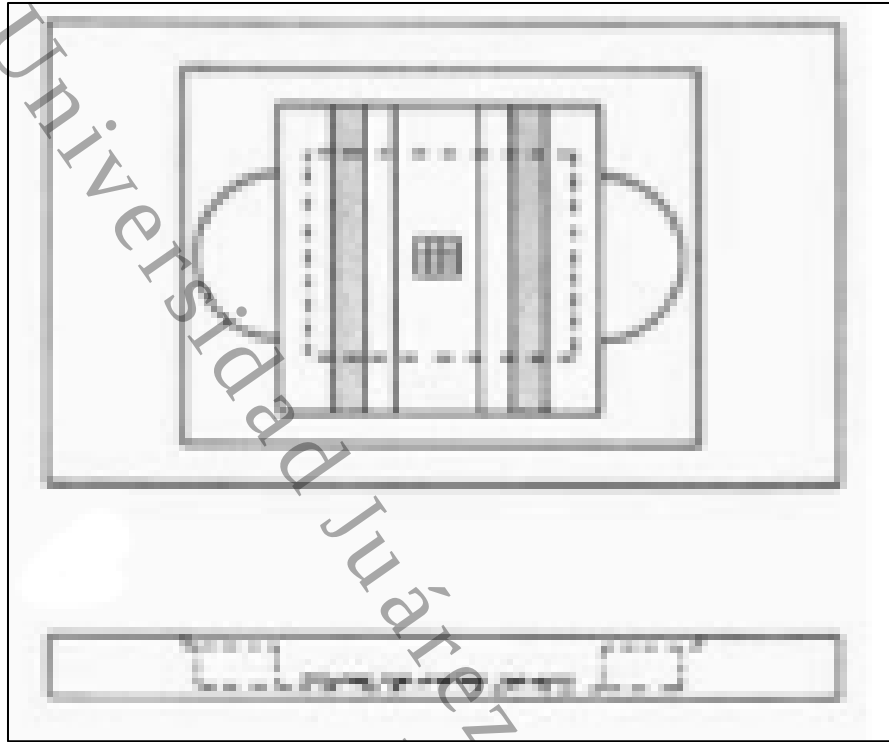


Figura 8. Cámara de Petroff- Hauser.

Nota: Tomado de *Algal Culturing Techniques*, (Guillard, R. R. L., & Sieracki, M. S, 2005).

Cámara de Sedgwick-Rafter

Conteo estándar, para contar plancton en un microscopio compuesto o invertido, tiene forma rectangular y un marco de cerámica con capacidad de 1ml, además tiene 1000 cuadros grabados y una cubre objeto como se muestra en la **Figura 9**.

Donde:

Se toma una muestra con una pipeta y se coloca en la cámara, tras 5 minutos la muestra se observa en el microscopio a 20X y 40X. Antes del conteo se identifican las especies y su distribución. Posterior se selecciona una cuadrícula al azar para realizar el conteo, considerando a las cercanas o sobre puestas a los lados A-B y B-D, excluyendo los que tocan los lados B-C y

C-D. Las cuadrículas adicionales se seleccionan avanzando cinco espacios a la derecha, como se muestra en la **Figura 9**.

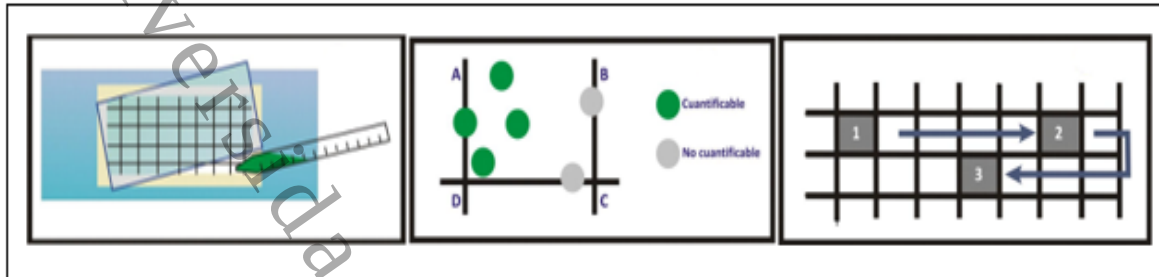


Figura 9. Cámara de Sedgwick-Rafter.

Nota: Tomado de Aspectos ecológicos y metodológicos del muestreo, identificación y cuantificación de cianobacterias y microalgas eucariotas, (J. R. Moreno, C. D. Medina y V. H. Albarracín, 2012)

*El cálculo de la población (T) entre especies cuantificada se utiliza la formula $T = (1000 \cdot C)/(10 \cdot N)$,

Donde:

C=es el número de organismos cuantificados.

N= número de celdas

T= Se expresa número de organismos presente en 1ml de muestra (Moreno et al., 2012).

Cámara de Neubauer o Hematocitómetro

Cámara cuya característica es una placa de cristal de 30 x 70 mm y 4mm de grosor, está dividida en tres partes. En la parte central donde se lleva a cabo el conteo tiene un grabado de una retícula cuadrangular, la mayoría tienen cámaras dobles una superior y una inferior en la misma línea central, como se ilustra en la **Figura 10**.

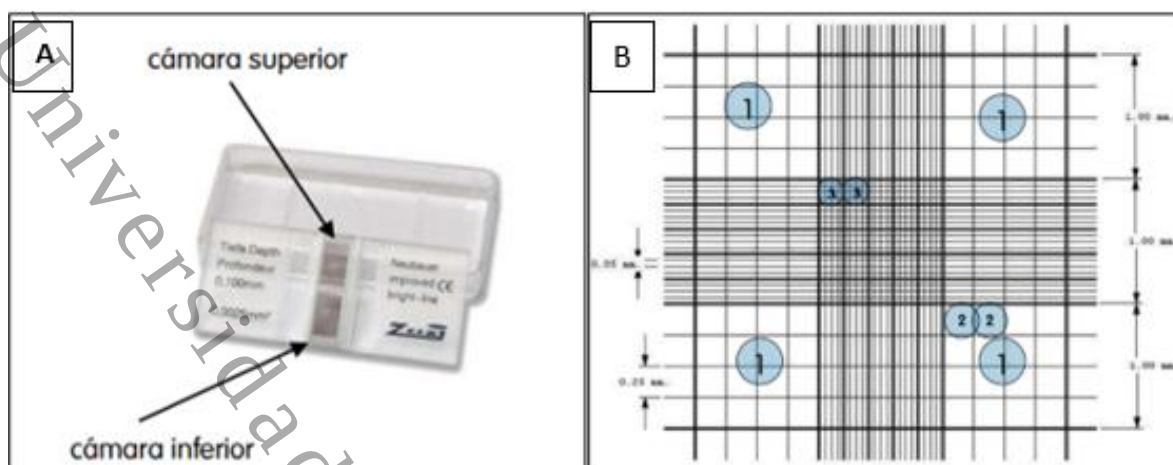


Figura 10. Cámara de Neubauer

Nota: Imagen A, se observa ambas cámaras; Imagen B, se observa los cuadrantes y el microlitro, Tomado de *Conteo celular con Hemocitómetro* por Oscar Bastidas, 2011. Celeromics, 1-6.

Para la realización del conteo también se requieren otros materiales como:

Cubreobjetos. – lamina de cristal con forma cuadrada con medidas de 22 mm x 22 mm aproximadamente; el cual se coloca en la parte central de la cámara creando un espacio de 0,1 mm entre la cámara y el cubre objeto.

Pipeta. – instrumento de vidrio que mide alícuota de líquidos con precisión, las micropipetas están calibradas con capacidad de 20, 200, y 1000 uL y las puntas son estéril y desechables (Bastidas, 2011)

2.5.3 Absorbancia, Turbidez, Sólidos Totales Suspendidos, y Colorimetría

En los cultivos de microalgas como *N. oculata*, la determinación de la concentración celular puede realizarse mediante la evaluación de propiedades ópticas del medio de cultivo. Las células en suspensión presentan la capacidad de absorber y dispersar la radiación incidente, modificando así la cantidad de luz transmitida a través de la muestra. Este principio constituye la

base para la estimación indirecta de biomasa mediante parámetros como la absorbancia (densidad óptica) y la turbidez. En sistemas microalgales, la medición de la densidad óptica mediante espectrofotometría frecuentemente a longitudes de onda entre 680 y 750 nm se utiliza ampliamente como indicador del crecimiento celular.

A su vez, la turbidez, expresada comúnmente en unidades nefelométricas de turbidez (NTU), permite cuantificar la dispersión de la luz causada por las partículas suspendidas, entre ellas las células microalgales. Ambos parámetros pueden correlacionarse con la concentración celular o con la biomasa seca, siempre que se establezcan previamente curvas de calibración lineales bajo condiciones experimentales controladas. el estudio desarrollado por David U. Santos-Ballardo *et al.* (2015), publicado en *Aquaculture*, propuso una metodología espectrofotométrica simple y específica para estimar biomasa en especies de importancia acuícola como *Chaetoceros calcitrans*, *Isochrysis affinis galbana* (T-Iso), *Nannochloropsis gaditana* y *Phaeodactylum tricornutum*. Los autores desarrollaron curvas de calibración que correlacionan la absorbancia óptica con la densidad celular (células mL⁻¹), obteniendo modelos predictivos con coeficientes de determinación ajustados superiores a 0.99.

Un aporte significativo del estudio fue la determinación de la longitud de onda de máxima absorbancia específica para cada especie (entre 677 y 688 nm), asociada al contenido pigmentario, lo que mejora la precisión frente al uso generalizado de una longitud de onda estándar. Esta aproximación permite estimar la biomasa con errores menores al 5 % dentro de rangos operativos relevantes, facilitando la identificación del momento óptimo de cosecha y el control del crecimiento. La implementación de modelos predictivos basados en absorbancia permite integrar sistemas de control automatizado.

La *N. oculata*, especie rica en clorofilas y otros pigmentos fotosintéticos, también es posible emplear técnicas de fluorimetría, aprovechando la autofluorescencia de la clorofila para estimar la densidad celular mediante la intensidad de fluorescencia emitida. Este método resulta especialmente útil en cultivos de baja concentración o cuando se requiere monitoreo rápido y no destructivo.

Asimismo, los parámetros ópticos guardan relación con los sólidos suspendidos totales (SST), ya que el incremento en la biomasa microalgal contribuye al aumento de partículas en suspensión dentro del medio. Por ello, la medición gravimétrica de SST puede utilizarse como método complementario para validar los resultados obtenidos por técnicas ópticas, fortaleciendo la confiabilidad de la estimación de biomasa.

El uso de estos instrumentos —como espectrofotómetros, turbidímetros y fluorómetros— representa una alternativa eficiente y rápida frente a métodos directos como el conteo celular microscópico o la determinación gravimétrica de peso seco. No obstante, la precisión del método depende de la adecuada calibración del equipo y de la validación estadística de la relación entre las propiedades ópticas medidas y la concentración real de biomasa (Yang & Yee, 2023).

2.5.4 pH y Temperatura

Además de la luz, el CO₂ y el O₂, la temperatura y el pH constituyen parámetros críticos en la operación de sistemas fotosintéticos, particularmente en fotobiorreactores. Estos factores deben ser monitoreados y controlados de manera continua, ya que influyen directamente en la cinética de crecimiento celular, la actividad metabólica y la estabilidad del cultivo. Según Sonnleitner (1999, como se citó Andersen, R. A. (2005), ambos parámetros pueden regularse de manera relativamente sencilla mediante controladores comerciales de pH y temperatura.

En los sistemas fotosintéticos, la generación de calor es un fenómeno inherente al proceso de conversión energética, debido a la limitada eficiencia de la fotosíntesis para transformar la energía luminosa en energía química. La conversión teórica de la luz roja en energía química (NADPH) alcanza aproximadamente un 31 %, mientras que cerca del 69 % de la energía incidente se disipa en forma de calor (Pirt, 1983; Morita *et al.*, 2001, como se citó en Andersen, R. A. (2005). Esta ineficiencia energética hace indispensable la implementación de sistemas de control térmico que eviten incrementos de temperatura que puedan comprometer la viabilidad celular y la productividad del sistema.

La demanda de refrigeración depende principalmente de la intensidad de la radiación incidente y de la concentración celular, ya que ambos factores determinan la cantidad de energía absorbida por el cultivo. En consecuencia, resulta necesario incorporar sistemas de enfriamiento basados en intercambio de calor, donde agua fría circula a través de materiales con alta conductividad térmica para extraer el calor generado en el fotobiorreactor.

Diversas configuraciones han sido evaluadas para integrar sistemas de refrigeración en fotobiorreactores. Entre las primeras alternativas se encuentran las camisas de agua externas fabricadas en aluminio o acero inoxidable, generalmente instaladas en la parte inferior del reactor para evitar interferencias con la iluminación. No obstante, estas configuraciones pueden presentar limitaciones asociadas con la eficiencia de transferencia térmica y la formación de burbujas de aire, las cuales reducen la capacidad de intercambio de calor.

Una alternativa ampliamente utilizada consiste en la incorporación de serpentines de acero inoxidable sumergidos directamente en el medio de cultivo. Esta disposición favorece el contacto térmico y mejora la remoción de calor, aunque puede alterar los patrones de circulación interna del cultivo. El sistema de control térmico suele operar mediante una fuente de agua refrigerada, una sonda de temperatura y un controlador automático que regula el flujo del refrigerante a través de una válvula solenoide. Se recomienda el uso de solenoides de tipo “normalmente abierto”, de modo que, ante una falla del controlador, el sistema tienda al sobre enfriamiento en lugar de al sobrecalentamiento, condición que representa un mayor riesgo para la estabilidad del cultivo (Andesen, R., 2005).

3. JUSTIFICACIÓN

La producción de biogás a partir de biodigestores representa una alternativa sostenible para disminuir el uso de combustibles fósiles y mitigar las emisiones derivadas del manejo inadecuado de residuos orgánicos. No obstante, su calidad energética se ve limitada por la elevada presencia de CO_2 , lo que reduce la concentración de metano y afecta su poder calorífico. Los métodos convencionales de purificación basados en procesos físicos o químicos suelen presentar altos costos de operación y requerimientos tecnológicos que dificultan su adopción a pequeña y mediana escala.

La captura biológica de CO_2 mediante microalgas surge como una alternativa viable, económica y ambientalmente amigable. Diversas especies han demostrado alta eficiencia fotosintética y capacidad de fijación de carbono, pero aún persisten vacíos sobre el comportamiento de *N. oculata* cultivada bajo diferentes proporciones de nutrientes orgánicos y sintéticos, particularmente en regiones tropicales como Tabasco.

Este estudio es relevante porque evalúa, por primera vez a escala laboratorio, la eficiencia de *N. oculata* en la captura de CO_2 del biogás utilizando nutrientes de bajo costo como Biol-Catre® en diferentes concentraciones, comparados con el medio convencional F/2 Guillard®. Asimismo, caracteriza la cinética de crecimiento, la curva de crecimiento, la viabilidad celular en fotobiorreactores, buscando optimizar las condiciones de cultivo que favorezcan la fijación de carbono.

Los resultados contribuirán al desarrollo de tecnologías accesibles de purificación biológica del biogás, fortaleciendo la transición hacia sistemas energéticos limpios y promoviendo alternativas sostenibles aplicables en zonas rurales y agropecuarias.

4. PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN

Principal:

¿Cómo contribuye la microalga *N. oculata* a la mejora de la calidad del biogás a través de la captura de CO₂, bajo diferentes proporciones de nutrientes orgánicos y sintéticos?

Secundarias:

¿Cuáles son las condiciones óptimas (parámetros fisicoquímicos) para el cultivo de la cepa *N. oculata* a escala laboratorio en una región tropical?

¿Cuál es la variación del crecimiento de *N. oculata* al ser cultivada en diferentes mezclas de nutrientes orgánicos y sintéticos?

¿Cuál es la relación entre el crecimiento de *N. oculata* y la eficiencia en la captura de CO₂?

¿Qué impacto tiene la captura de CO₂ mediante la *N. oculata* en la composición del biogás?

5. HIPÓTESIS

El incremento en la concentración de nutrientes orgánicos provenientes de Biol-Catre® en los medios de cultivo de *N. oculata* estimulará la actividad fotosintética, la producción de biomasa y la tasa de crecimiento celular, aumentando consecuentemente la capacidad de fijación de CO₂ del biogás tratado.

6. OBJETIVOS

6.1 Objetivo general

Evaluar el potencial de mejora de la calidad del biogás mediante el proceso de captura de CO₂ realizado por las microalgas *N. oculata*.

6.2 Objetivos específicos

1. Determinar los parámetros fisicoquímicos óptimos para el cultivo de *N. oculata*.
2. Comparar la cinética de crecimiento de *N. oculata* en diversos tratamientos con Biol-Catre® y F/2 Guillard®.
3. Evaluar la eficiencia de captura de CO₂ en cada tratamiento y su relación con la producción de biomasa.
4. Analizar el efecto de la captura de CO₂ sobre la calidad final del biogás tratado.

7 METODOLGÍA

7.1 Diseño Experimental

Se llevó a cabo un diseño completamente aleatorizado de un factor con tres réplicas de FBR y un testigo. Se instalaron cuatro fotobiorreactores (unidades experimentales) para el experimento bajo condiciones controladas, en los cuales se cultivó las microalgas *N. oculata* previamente aclimatada bajo diferentes tratamientos. Los niveles de nutrientes se contrastaron como parte del experimento e incluyeron Biol-Catre®, vitaminas y medio F/2 Guillard diseño del montaje experimental se muestra en la **Tabla 5**.

Tabla 5. Diseño experimental para el crecimiento de microalgas, *N. oculata* bajo cuatro tratamientos con diferentes niveles de nutrientes.

Factor (especie)	Factor (cuatro niveles)	Réplicas
------------------	-------------------------	----------

<i>N. Oculata</i>	(100 % F1/2 Gillard® + vitaminas)	NG100R1	NG100R2	NG100R3
	(50% Biol Catre® + vitaminas	NGB50R1	NGB50R2	NGB50R3
	• 50% F1/2 Gillard®)			
	(75% Biol Catre® + vitaminas	NB75R1	NB75NR2	NB75R3
	25% F1/2 Gillard®)			
	(100% Biol Catre® + vitaminas)	NB100R1	NB100R2	NB100R3

Nota: Este diseño permite comparar la respuesta de la microalga frente a concentraciones crecientes de nutrientes orgánicos y determinar su influencia en la captura de CO₂.

7.2. Materiales y Métodos

7.2.1 Ubicación Geográfica

El presente Proyecto de Investigación se realizó en el laboratorio “Planta Piloto 3: Tratamiento Atmosférico y de Residuos Sólidos” de la División Académica de Ciencias Biológicas (DACBiol), Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, ubicada en Carretera Villahermosa – Cárdenas Km 0.5 S/N, entronque a Bosques de Saloya. El laboratorio cuenta con área de cultivo, sistemas de iluminación controlada, equipo para análisis fisicoquímicos y espacio para instalación de fotobiorreactores. Las actividades experimentales se desarrollaron bajo condiciones ambientales controladas con una temperatura promedio de 20–22 °C (Véase Anexo A.1).



Figura 11. *Ubicación Geográfica de la División Académica de Ciencias Biológicas*

7.2.2 Diagrama General del Proceso

La **Figura 12** presenta el flujo general del proceso experimental empleado en este estudio. El procedimiento se desarrolló en cuatro etapas:

1. Acondicionamiento y aclimatación del inóculo, donde se ajustaron las condiciones iniciales de cultivo.

2. Escalamiento en fotobiorreactores, donde se aplicaron los tratamientos nutricionales y se monitorearon parámetros fisicoquímicos y cinéticos.
3. Inyección y tratamiento del biogás, para evaluar la eficiencia de captura de CO₂.
4. Obtención de biomasa, correspondiente al procesamiento del cultivo al final de la fase estacionaria.

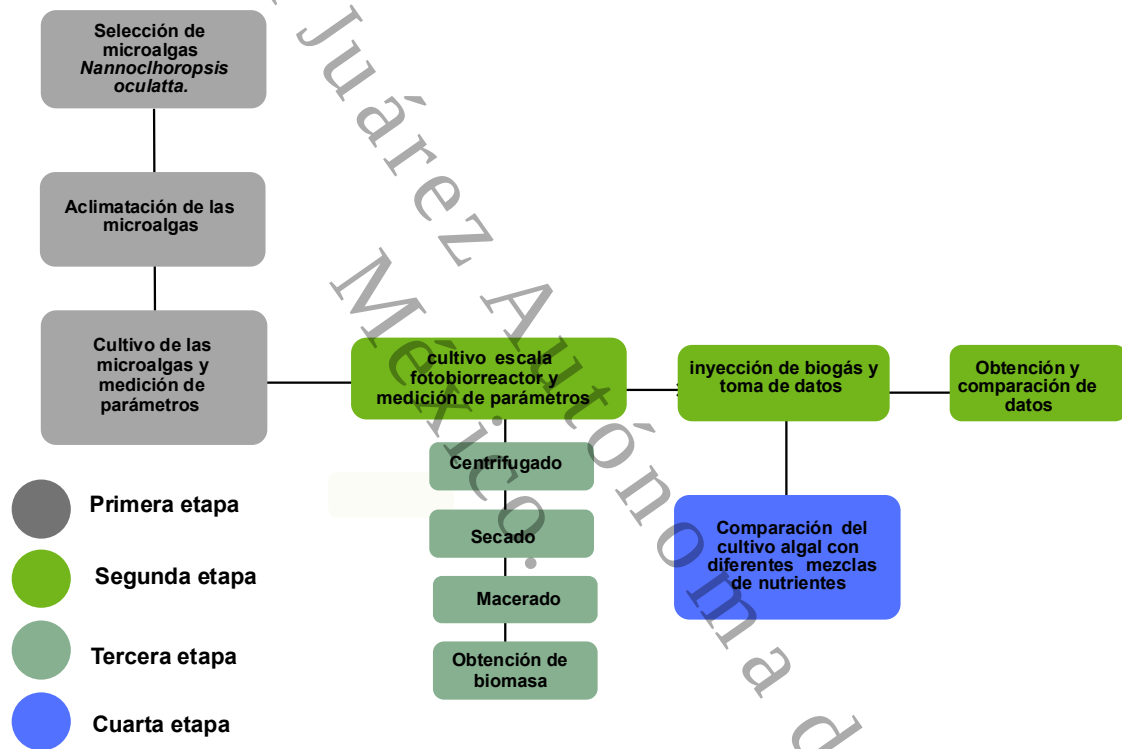


Figura 12. Diagrama de Proceso de Captura de CO₂.

Nota: El esquema fue elaborado de acuerdo a las etapas seriadas en que se desarrolló el experimento, elaboración propia.

7.2.3 Estandarización de las concentraciones del Biol-Catre®

El nutriente orgánico Biol-Catre® fue empleado como fuente alternativa de nutrientes en los tratamientos experimentales. La composición química se obtuvo de la ficha técnica del producto (Biol-Catre®, 2018). Para estandarizar las concentraciones y garantizar comparabilidad entre tratamientos, se realizó la determinación de sólidos totales conforme a la NMX-AA-016-1984. Los resultados fueron convertidos a unidades de concentración volumétrica ($\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$) y expresados como media $\pm$ desviación estándar cuando correspondió.

Tabla 6. Composición química del nutriente Biol-Catre®.

Parámetro	Valor	Unidad
Humedad	98.80 ± 0.10	%
pH	8.10 ± 0.10	—
Conductividad eléctrica	21.00 ± 4.00	$\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$
Nitrógeno (método Dumas)	0.005515	$\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$
Fósforo (P)	0.007721	$\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$
Potasio (K)	0.000552	$\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$
Magnesio (Mg)	0.000552	$\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$
Sodio (Na)	0.004412	$\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$
Azufre (S)	0.000552	$\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$
Hierro (Fe)	0.00347	$\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$

Cobre (Cu)	0.000938	$\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$
Manganeso (Mn)	0.002167	$\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$
Zinc (Zn)	0.003525	$\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$
Boro (B)	0.000339	$\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$

Nota. El contenido de sólidos totales fue determinado conforme a la NMX-AA-016-1984.

Las concentraciones reportadas en la ficha técnica del producto fueron convertidas a gramos por litro ($\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$) para su estandarización experimental. Los resultados se expresan como media $\pm$ desviación estándar. Adaptado de la Ficha Técnica Biol-Catre® (2018).

Procedimiento: Se toma 1 litro de Biol-Catre®, en una probeta de 1000 ml, y se filtra mediante un embudo Buchner con papel filtro, el embudo se ancla en un matraz Quitazato que está conectado a una bomba al vacío, se esteriliza en auto clave a 121°C por 20 min (Moronta, Mora, 2016). Se utilizó 1ml de Biol-Catre®, esterilizado para cada litro de cultivo (Véase Anexo A).

7.2.4 Selección de Microalgas *N. Oculata*.

Se seleccionó la cepa *N. oculata* Researchand Supply® Algae, adquirida de la Colección de Microalgas de la Universidad de Texas en Austin, debido a su alta tasa de crecimiento, tolerancia a variaciones de salinidad y eficiencia fotosintética. La cepa se mantuvo en condiciones de preservación recomendadas por el manual Algae Culturing Manual (2018), (20°C , iluminación de 3200 lux y fotoperiodo 12:12 h luz/oscuridad) hasta su inoculación en cultivo (Véase Anexo A.2).

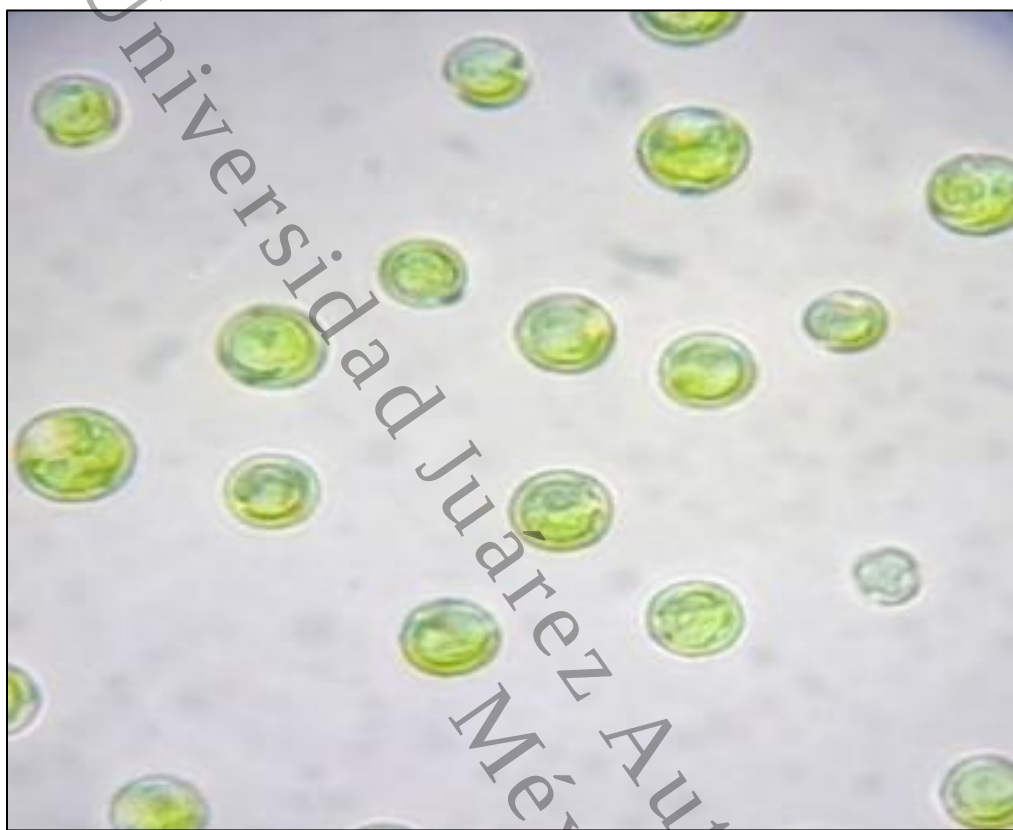


Figura 13. Microfotografía que representa especímenes de la microalga *N. oculata*

Nota: Cepa *N. oculata*, observada en Microscopio trinocular zeiss, objetivo 40x.

7.2.5 Preparación del inóculo y aclimatación

La cepa líquida (50 mL) se inoculó en un matraz Erlenmeyer de 500 mL con 250 mL de agua destilada estéril. Se adicionaron 165 μ L de medio F/2 Guillard®, 125 μ L de vitaminas y 165 μ L de Biol-Catre®. El matraz se colocó sobre un agitador magnético con barra imantada para evitar sedimentación y favorecer la homogenización. La iluminación se proporcionó mediante lámparas UV de 270 nm en posición horizontal, manteniendo una temperatura ambiente de 22–25 °C.

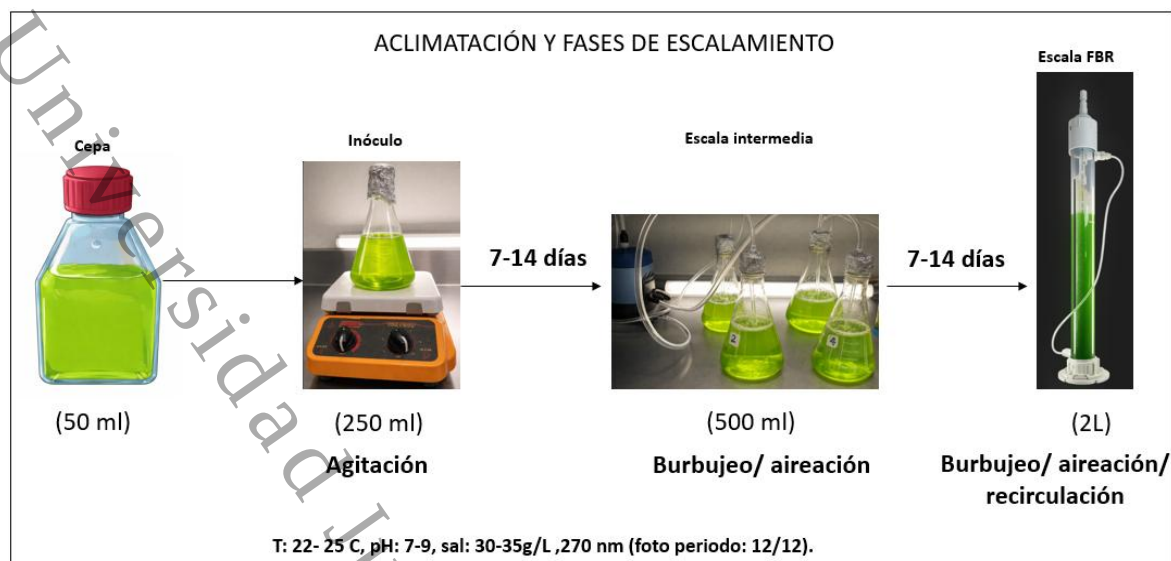


Figura 14. Diagrama de aclimatación y fases de escalamiento.

Nota: Proceso adaptado del Cultivo de bivalvos en criadero por Organización de las Naciones Unidas, 2026.

El cultivo se monitoreó cada 48 horas mediante conteo celular, viabilidad, absorbancia, pH, temperatura y colorimetría determinando los tiempos oportunos para el escalamiento en sus diferentes tiempos de acuerdo a Huber (2005) (Véase Anexo A.3).

7.2.6 Condiciones de Crecimiento

Las microalgas aclimatadas se transfirieron a matraces de 300 mL con 200 mL de agua destilada, 6.3 g de sales artificiales marinas, 250 μ L de F/2 Guillard®, 125 μ L de vitaminas y 250 μ L de Biol-Catre®. El cultivo se mantuvo bajo agitación continua y exposición a luz horizontal, midiendo parámetros cada 48 horas hasta la fase estacionaria, la cual se alcanza regularmente en los días 5 al 10. (véase Figura 14).

Posterior de los días de adaptación de 5-10 días se colocaron 50 ml del inóculo en 450 ml agua destilada compuesta con sal (12.5gr) y nutrientes (0.5 ml F/2 Guillard®, 0.25 mL de vitaminas y 0.5 ml Biol-Catre®) en matraces de 500 ml, con las mismas condiciones anteriores, solo que esta vez se le ajustó un abomba de burbujeo para su aireación y mantener homogenizada

la muestra, por un periodo de 5-7 días, posterior de esos días nuestro, las proporciones se calcularon de acuerdo a las especificaciones de (FAO, 1989).

7.2.7 La Viabilidad Celular

Se determinó mediante el método de exclusión con azul tripano es ampliamente utilizado para evaluar viabilidad celular (Laboratorio de Genómica Viral y Humana, 2013). Se mezclaron 15 μ L de cultivo con 15 μ L de colorante y se dejaron reposar 15 minutos. Luego se transfirió la mezcla a una cámara de Neubauer previamente montada con cubreobjetos (Véase Anexo A.4).

Las células que presentaron tinción azul fueron consideradas no viables, mientras que aquellas que conservaron su color verde característico se clasificaron como viables. Las muestras fueron observadas y el conteo celular se realizó por triplicado en campos microscópicos a 40X de aumento (Véase Anexo A.5).

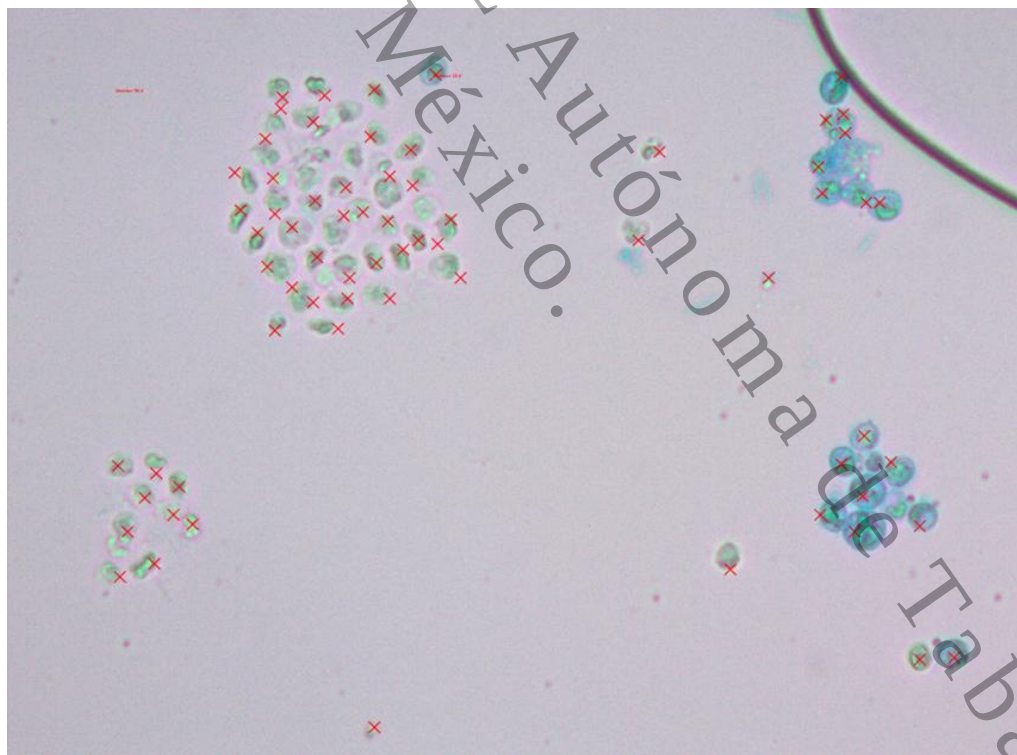


Figura 15. Viabilidad de las microalgas *N. oculata*.

Nota: Tomada con la cámara adaptada en el microscopio ZEZZ y el programa ZEN a 40X del Laboratorio de Genética y Eco fisiología DACbiol.

7.2.8 Recuento de Células Viables (Hemocitómetro)

A partir de la técnica de tinción con azul de tripan y el conteo por medio de la cámara de hemocitómetro de Neubauer se obtienen los resultados de viabilidad realizando los siguientes pasos para obtener porcentaje de viabilidad y número de cel/L, y con la utilización de la App Hemocytometer Sidekick pudimos realizar los conteos de manera segura.

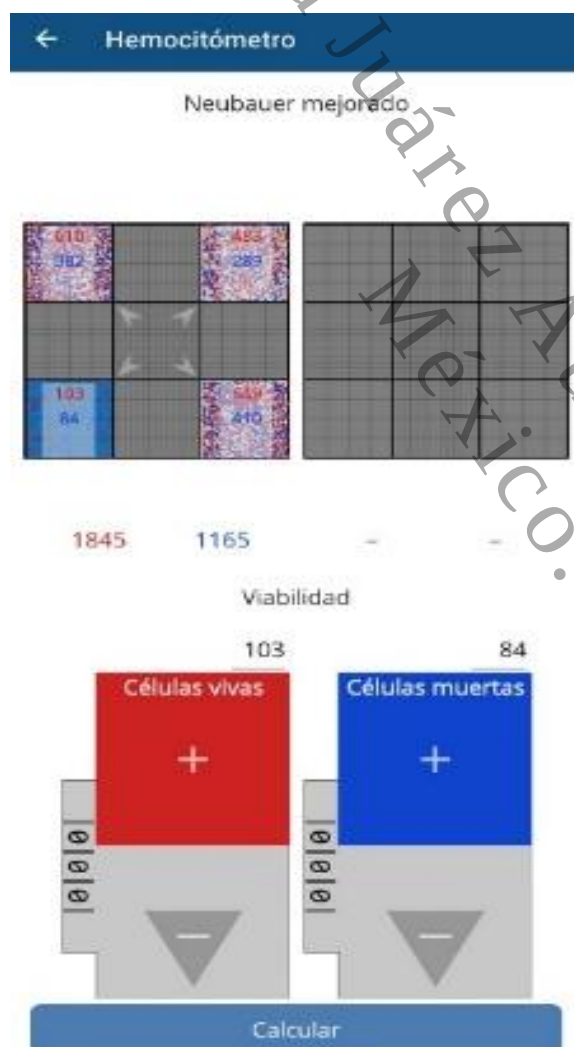


Figura 16. Recuento de células viables.

Nota: El conteo celular se realizó con cámara de Neubauer empleando la App Hemocytometer Sidekick 5.0 para reducir errores humanos.

Se contabilizaron las células en cinco cuadrantes por triplicado.

La concentración de células viables (cel/mL) se obtuvo mediante:

$$\text{Concentración} = (\text{Promedio de células por cuadro}) \times (\text{Factor de dilución}) \times 10^4$$

La viabilidad (%) se calculó como:

$$\text{Viabilidad (\%)} = (\text{Células viables} / \text{Células totales} = \text{células vivas} + \text{células muertas}) \times 100$$

(Laboratorio de genómica viral y humana, 2013).

7.3 Medición de Parámetros

Se tomaron 30 mL por muestra para medir pH, temperatura, color, turbidez, sólidos suspendidos, absorbancia y conteo celular. Estos parámetros permitieron evaluar la cinética de crecimiento y estimar la eficiencia fotosintética asociada a la fijación de CO₂.

7.3.1 Conteo Celular con Cámara de Neubauer

Se coloca la muestra en la cuadrícula cuidadosamente de la cámara de Neubauer al cual se le colocó un cubreobjetos para proteger la muestra. Tras dos minutos de reposo, se observaron los cuadrantes a 40X, contabilizando cinco campos de la cámara por triplicado luego se realiza el cálculo para obtener el número de células por mL. Esta técnica se realiza para cada muestra, como se ilustra en la **figura 16**.

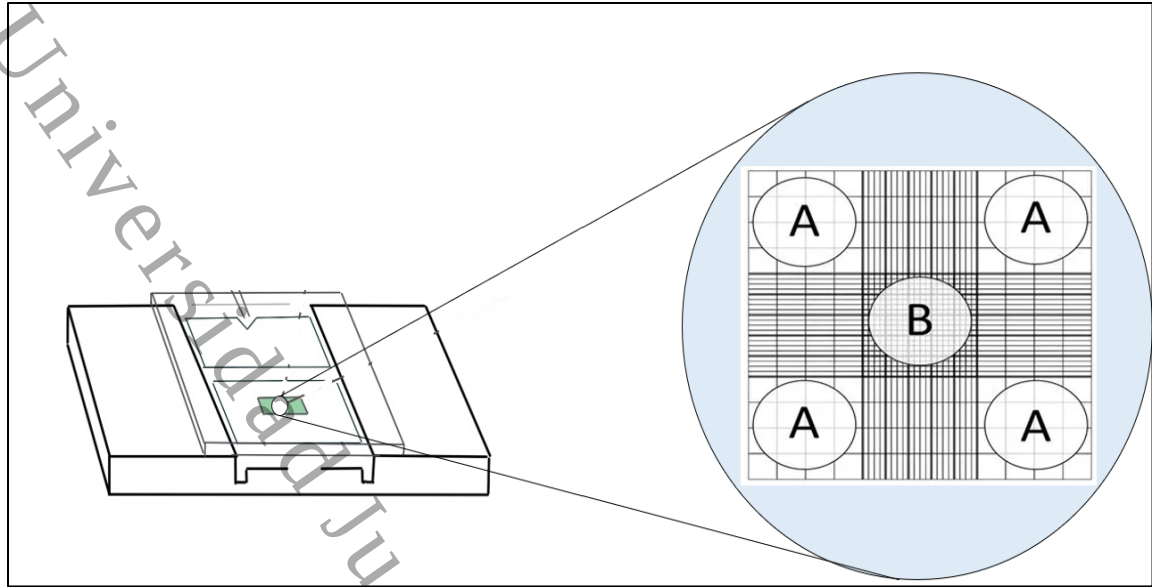


Figura 17. *Conteo en cámara de Neubauer.*

Nota: Elaboración propia del Autor

7.3.2 Cálculo del conteo en la Cámara de Neubauer

Realizamos la fórmula de la concentración:

$$\text{Concentración} = \frac{\text{número de células} \times 10.000}{\text{número de cuadros}}$$

Número de células: es la suma total de las células.

Número de cuadros: cuadros contabilizados.

Consideraciones: es frecuente encontrar errores de hasta un 20 o 30% al utilizar el método de recuento. Los errores pueden darse durante el pipeteo, así como inexactitudes estadísticas debido a que la muestra puede no ser completamente representativa. Por variaciones en el volumen de muestra que realmente se introduce a la cámara. A pesar de esto, el

hematocitómetro sigue siendo uno de los métodos más utilizados en laboratorios alrededor del mundo (Bastidas, 2011).

Para mejorar el conteo celular utilizamos la App Hemocytometer Sidekick de un solo contador. El conteo se realizó por cada campo, como se muestra en la siguiente **Figura 18**.

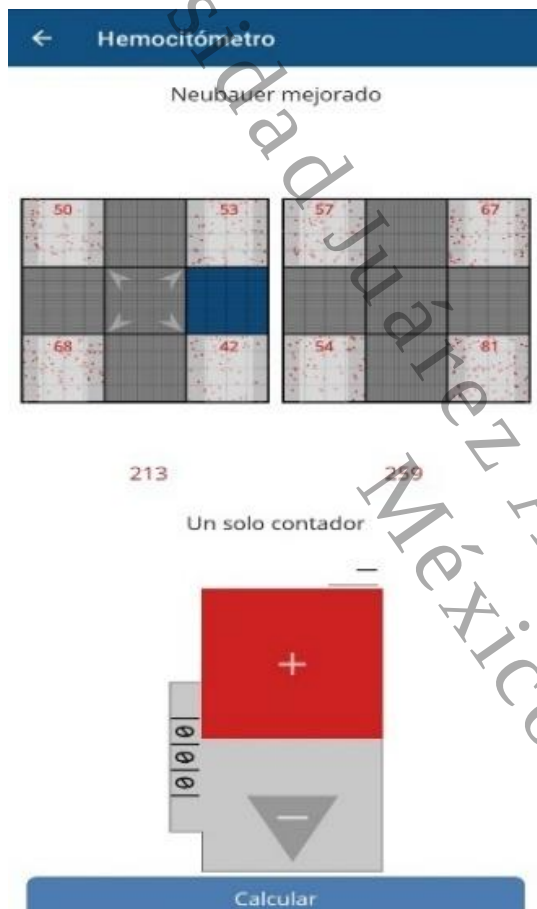


Figura 18. *Conteo celular con App Hemocytometer Sidekick*

Nota: imagen tomada de la App Hemocytometer Sidekick 5.0

7.3.3 Absorbancia

La densidad óptica (DO) del cultivo se determinó a 550 nm utilizando un espectrofotómetro GENESYS 10S UV-VIS. Se colocaron las muestras de cultivos de microalgas

en las celdas 1,2,3 y el blanco en cada registro, posterior se registraron en la base de datos. Una mayor absorbancia se interpretó como mayor concentración de biomasa. Este parámetro permitió corroborar las curvas de crecimiento obtenidas por conteo celular (Véase Anexo B.2).

7.3.4 pH y Temperatura

El pH y la temperatura se registraron cada 24 horas durante la cinética de crecimiento utilizando un medidor BANTE 220. Se monitoreando los rangos de pH de 7–9 y temperatura de 20–22 °C, condiciones óptimas para *N. oculata*. Estas mediciones también se realizaron antes y después de cada inyección de biogás para evaluar posibles variaciones inducidas por el CO₂ (Véase Anexo B.3).

7.3.5 Colorimetría, Sólidos Totales Suspendidos, Turbidez

Se utilizaron los programas 19, 94 y 95 del colorímetro DR/890 HACH para medir color, sólidos suspendidos totales y turbidez, respectivamente. Cuando la muestra excedió el límite del equipo, se aplicó la técnica de dilución siguiendo el manual del fabricante. El valor final se obtuvo multiplicando la lectura por el factor correspondiente (Véase Anexo B.4).

7.3.5.1 Técnica de dilución de muestra para colorimetría

Mayormente las pruebas colorimétricas se utilizan cantidades de muestras de 10 y 25 ml. En ocasiones el color de la muestra puede ser demasiado intenso para su medición. Se aconseja diluir la muestra.

Con la ayuda de una pipeta transfiera la muestra a diluir a una probeta.

Luego coloque el agua desionizada hasta alcanzar el volumen deseado y mezclar bien.

Tomar la muestra diluida y realizar el análisis en el colorímetro.

La concentración de la muestra es igual a la lectura de la muestra diluida multiplicada por el factor de multiplicación. Establecido en la siguiente **Tabla 7**, que se adjunta en el manual del equipo.

Tabla 7. *Diluciones para medir color.*

Muestra de volumen (ml)	ml de agua desionizada que se utiliza para llevar el volumen hasta 25 ml	Factor de multiplicación
25,0	0,0	1
12,5	12,5	2
10,0	15,0	2,5
5,0	20,0	5
2,5	22,5	10
1,0	24,0	25
0,250	24,75	100

Nota: Manual del colorímetro de registro de datos DR/890, 2009

7.4 Escala Fotobiorreactor (segunda etapa)

La segunda etapa consistió en el escalamiento del cultivo de *N. oculata* en fotobiorreactores tubulares de 2 L, con el propósito de evaluar su crecimiento bajo diferentes combinaciones de nutrientes y determinar la eficiencia de captura de CO₂ en condiciones controladas. Se emplearon cuatro fotobiorreactores (FBR) tipo Air-life, cada uno funcionando como unidad experimental independiente con sistema cerrado y constante aireación, recirculación y control de iluminación.

Cada tratamiento se diseñó para comparar el desempeño de la microalga bajo distintas proporciones de medio F/2 Guillard® y Biol-Catre®, manteniendo constantes las variables ambientales: salinidad (30 g de sales artificiales por litro), flujo de aireación, fotoperiodo e intensidad luminica. Estas variables se mantuvieron constantes con el fin de que las diferencias observadas en crecimiento celular, producción de biomasa y captura de CO₂ fueran atribuibles principalmente a la composición del medio de cultivo (Véase Anexo B.5).

Los tratamientos evaluados fueron los siguientes:

- **Tratamiento 1 (Control):** 100 % F/2 Guillard® + vitaminas.
- **Tratamiento 2:** 50 % F/2 Guillard® + 50 % Biol-Catre® + vitaminas.
- **Tratamiento 3:** 25 % F/2 Guillard® + 75 % Biol-Catre® + vitaminas.
- **Tratamiento 4:** 100 % Biol-Catre® + vitaminas.

Esta disposición experimental permitió comparar el efecto gradual de la sustitución del medio sintético por nutrientes orgánicos sobre el crecimiento de *N. oculata* y su capacidad de captura de CO₂. En todos los FBR se inocularon 250 mL del cultivo previamente aclimatado, ajustando el volumen final a 2 L con agua destilada y la mezcla de nutrientes correspondiente. La salinidad se mantuvo entre 30–35 g/L, acorde al rango óptimo para esta especie.

El cultivo se monitoreó diariamente registrando pH, temperatura, color, turbidez, sólidos totales suspendidos y densidad celular, con el fin de identificar las fases de crecimiento y compararla entre tratamientos.

Para el 2do Experimento, el FBR 1 se asignó como el blanco 2L de agua destilada, 30 gr de sal compuesta (sal marina oceánica + sal común), nutrientes 50% de F ½ Gaillard (1ml) + Multivitamínico (1 ml), más 50% de Biol Catre (1ml), en el FBR 2,3 y 4 se agregó 250 ml de inóculo de microalga, 1.750 ml de agua destilada, F ½ Gaillard (1ml) + Multivitamínico + vitaminas (1 ml) y 50% Biol Catre (1ml) a cada FBR.

Para el 3er Experimento, el FBR 1 se asignó como blanco o testigo 2L de agua destilada, 30 gr de sal compuesta (sal marina oceánica + sal común), nutrientes 25% de F ½ Gaillard (0.5ml) + Multivitamínico (1 ml), más 75% de Biol Catre (1.5ml), en el FBR 2,3 y 4 se agregó 250 ml de inóculo de microalga, 1.750 ml de agua destilada, sal compuesta (sal marina oceánica + sal común), F ½ Gaillard (0.5ml) + Multivitamínico vitaminas (1 ml) y 50% Biol Catre (1.5 ml) a cada FBR.

Para el 4to Experimento, el FBR 1 se asignó como el blanco 2L de agua destilada, 30 gr de sal compuesta (sal marina oceánica + sal común), nutrientes 100% de Biol Catre (2 ml) Multivitamínico (1 ml), más, en el FBR 2,3 y 4 se agregó 250 ml de inóculo de microalga, 1.750 ml de agua destilada, 30 gr sal compuesta (sal marina oceánica + sal común), 100% Biol Catre (2 ml), Multivitamínico (1 ml) a cada FBR.

7.4.1 Diseño del fotobiorreactor

Cada FBR constituye la unidad experimental y cuenta con un control riguroso además de los niveles de nutrientes, de burbujeo (aire), temperatura, luz y recirculación del agua. El fotobiorreactor debe tener accesibilidad para realizar tomas de muestras, de análisis y también debe estar optimizados con los requerimientos necesarios para la producción algal axénica. En la siguiente **Figura 19**, se muestra el diseño del fotobiorreactor Airlift.

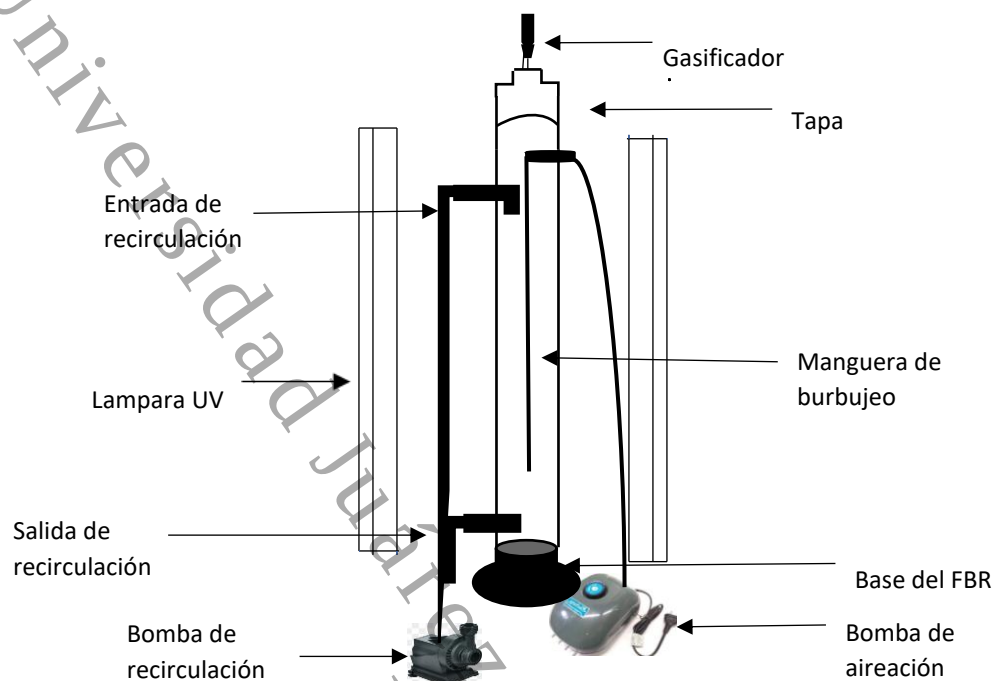


Figura 19. FBR tipo AIRLIFT.

Nota: Imagen a partir del FBR diseñado

Son cilindros transparentes verticales con medidas de 108 cm de alto total y 9 cm de diámetro y 7.5 cm de diámetro interno, la capacidad del reactor es de 3L, el resto de la columna forma parte de la región de desorción y desgasificación. Tiene una base de 17.5 cm que permite su estabilidad, se instaló una bomba de aireación ajustado con mangueras, en la parte superior antes de la tapa donde se encuentra un conector de PVC que conecta la línea en la parte interna a una manguera y que en su extremo tiene una piedra de burbujeo en dirección hacia el fondo, este queda suspendido aproximadamente a 5 cm de la base, lo que permitirá que las burbujas de aireación vayan de abajo hacia arriba y ayude a homogenizar el cultivo.

En ese mismo conector de entrada se conecta de forma manual la manguera para la inyección del Biogás. En la parte inferior de la columna del FBR antes de la base se encuentra un

conector de salida que está conectado a una manguera y a una bomba de recirculación, antes de la tapa del FBR se encuentra otro conector de entrada PVC donde se conecta la manguera de recirculación; esto permite el paso y caída del flujo hidrodinámico de forma ascendente. Tiene dos lámparas fluorescentes en ambos lados, ajustados por un soporte que le permite la estabilidad y la instalación de forma vertical.

Cada unidad experimental consistió en un fotobiorreactor tubular transparente de 2 L, fabricado en policarbonato de grado alimenticio, seleccionado por su estabilidad térmica, resistencia a impactos y adecuada transmisión de luz. El diseño incluyó un sistema de aireación tipo burbujeo y una bomba de recirculación interna, elementos indispensables para garantizar una mezcla homogénea y evitar gradientes de temperatura y nutrientes dentro del reactor (Rubio-Fernández *et al.*, 2014).

El sistema de aireación se instaló en la base del reactor mediante un difusor poroso conectado a una bomba WHISPER® 20, proporcionando un flujo constante de microburbujas que favorecen la transferencia de CO₂ y evitan la sedimentación de células. Además, se incorporó un recirculador SMART-POND® que permitió mantener un flujo continuo ascendente-descendente, reduciendo zonas muertas dentro del reactor.

El diseño fue seleccionado por su similitud con fotobiorreactores airlift descritos en literatura especializada, caracterizados por su elevada eficiencia en transferencia de masa y bajo consumo energético, cualidades adecuadas para cultivos fotosintéticos de alta densidad (Guzmán *et al.*, 2021).

7.4.2 Bomba de Recirculación

Se utilizó una bomba SMART-POND® PFP155 (120 V, 60 Hz) con caudal ajustable, instalada externamente al reactor, la cual permitió mantener una recirculación constante del cultivo. Este flujo contribuyó a la homogenización térmica y nutricional, reduciendo la formación de gradientes y favoreciendo la exposición uniforme a la luz, condición indispensable para maximizar la tasa fotosintética.

7.4.3 Bomba de Aireación o Burbujeo

La aireación se efectuó mediante una bomba WHISPER® 20 adaptada con mangueras flexibles de 0.5 cm y 1 cm de diámetro conectada a la entrada de aireación, el conector por dentro del FBR se ensambló otra manguera rígida que en el fondo se le adaptó difusor de piedra porosa, garantizando la inyección continua de burbujas finas. Este proceso favoreció la absorción de CO₂ disuelto y la eliminación de oxígeno acumulado, evitando la inhibición por fotooxidación en cultivos de alta densidad (Tebbani *et al.*, 2014).

7.4.4 Basic Quantum Light Meter

La intensidad lumínica se verificó con un medidor Basic Quantum Light Meter, estableciendo valores entre 3000 y 3500 lux durante un fotoperiodo de 12:12 h (L/O). Este rango se seleccionó por ser óptimo para *N. oculata*, evitando fotoinhibición y promoviendo una adecuada tasa de crecimiento.

7.4.5 Lámparas Fluorescentes

Se emplearon lámparas fluorescentes tubular blancas frías y cálidas, configuradas para distribuir la luz de manera uniforme alrededor del fotobiorreactor. La combinación de ambas temperaturas permitió simular espectros adecuados para la fotosíntesis y reducir el estrés lumínico durante la fase exponencial. Las dos lámparas tubulares fueron colocadas en posición vertical en cada extremo del FBR, como se muestra en la **figura 19**.

7.5 Inyección y Medición del Biogás

En esta etapa la inyección y medición del biogás tuvo como objetivo evaluar la capacidad de *N. oculata* para capturar CO₂, así como determinar los cambios en la composición del biogás después del tratamiento. Para ello se utilizó un sistema de alimentación continua de gas acoplado a cada fotobiorreactor (FBR), seguido de una etapa de captura y cuantificación del biogás tratado. Este procedimiento permitió monitorear indicadores clave del proceso de purificación,

tales como la reducción del CO_2 y la variación del CH_4 , de acuerdo con los criterios del experimento.

7.5.1 Inyección del Biogás.

El biogás fue suministrado a los FBR mediante un sistema de inyección con control de flujo y presión. Para cada tratamiento se colocó un medidor de flujo calibrado y un rotámetro de salida para garantizar un suministro uniforme del gas en todos los fotobiorreactores. La inyección se realizó mediante burbujeo directo a través del difusor de aireación instalado en la base de cada FBR, asegurando una adecuada dispersión gaseosa en el medio de cultivo.

El procedimiento se efectuó bajo las siguientes condiciones controladas:

- Flujo de biogás: constante por tratamiento, previamente estabilizado.
- Modo de alimentación: intermitente-controlada para evitar sobre presurización.
- Parámetros monitoreados: pH y temperatura antes y después de cada inyección.

Este método permitió evaluar la respuesta inmediata del cultivo microalgal al ingreso del biogás, particularmente la variación del pH debido a la disolución del CO_2 , indicador indirecto de captura activa (Véase Anexo B.6).

Proceso de inyección del biogás:

1- En el diagrama comienza con un suministro de biogás que se encuentra almacenado BG-01- Bolsa de biogás, con medidas de 1 m^3 , se toman los datos iniciales del cultivo como pH y temperatura, también se miden el CO_2 , CH_4 , HS_2 , Oxígeno, otros. cuenta con una V-01- Válvula de aislamiento, este permite abrir o cerrar el paso del gas para mantenimiento y seguridad.

2- Impulsión P-01, la bomba de succión: extrae el biogás de la bolsa y lo impulsa hacia el sistema.

FI-01- Medidor de gas, este mide el caudal de entrada, para cada FBR se le suministro 10 litros.

FCV-01 Válvula de control de flujo, este regula el caudal del valor deseado, para este experimento se mantuvo un flujo.

FI-02 Rotámetro, este verifica visual y local del caudal antes de ingresar al fotobiorreactor, asegurando que el gas entre con un flujo controlado de 200 Kpa

3- El tratamiento R01, columna del cultivo del reactor, que es donde ocurre el proceso de fijación de CO₂ a partir de las microalgas *N. oculata*.

Durante este proceso se monitorea la temperatura TI-01, se controla la acidez pH-01, se mantiene la luz L-01 – Línea UV 270 nm.

4- Salida y almacenamiento V-02- la válvula salida del biogás tratado, se instalan las bolsas en la parte superior del FBR mediante mangueras acopladas herméticamente, se abre la válvula para que pueda pasar el biogás tratado.

BG-02- Bolsa de gas capturado, después de la inyección del biogás por un periodo de 30 -40 min se retira la bolsa que almacena el gas ya procesado, y se rotula para su posterior medición con el medidor de biogás.

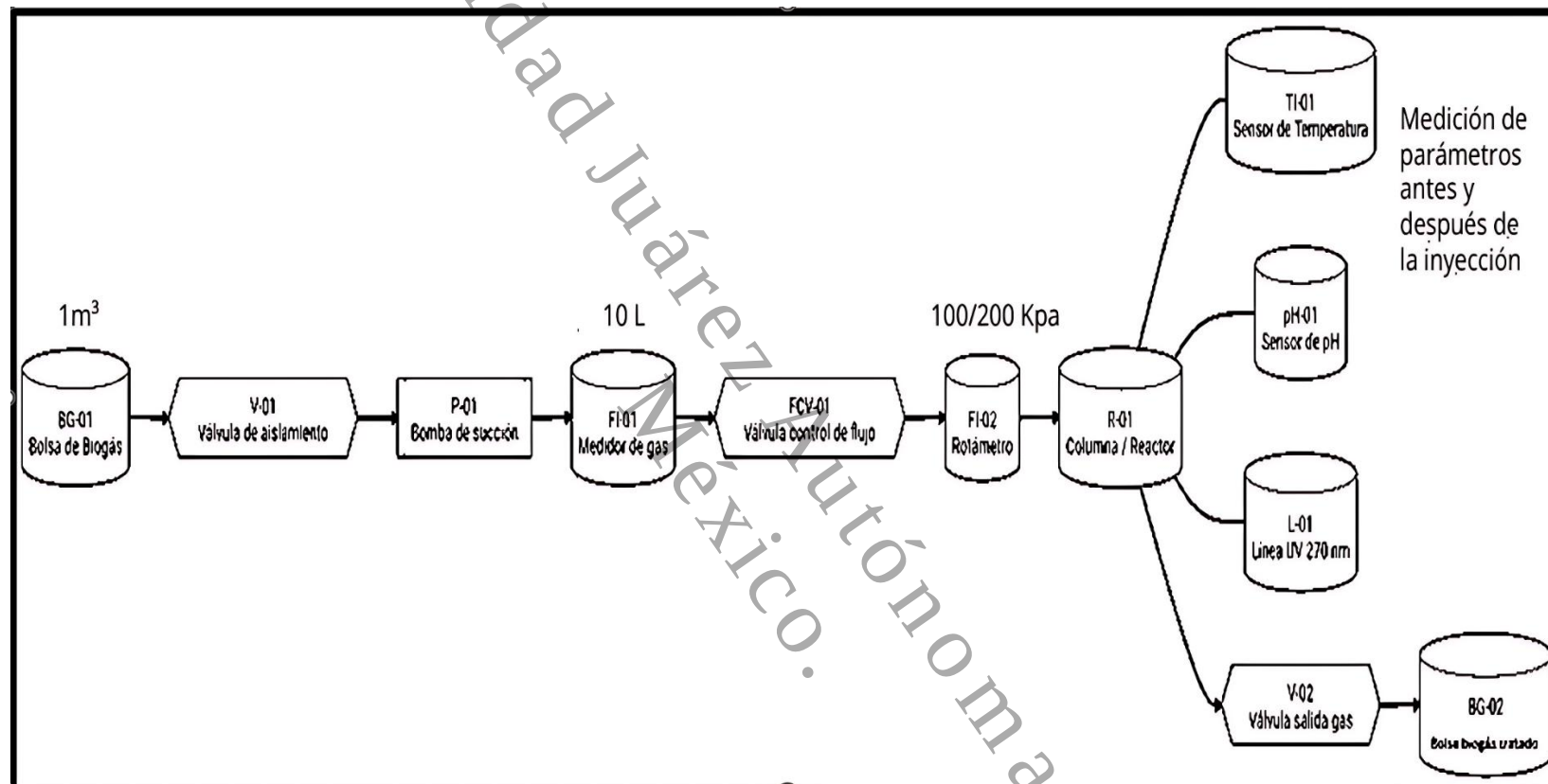


Figura 20. Diagrama del sistema experimental para la inyección y tratamiento del biogás en columna de FBR-Airlift.

Nota: El esquema muestra el sistema experimental compuesto por bolsa de almacenamiento de biogás (BG-01), válvula de aislamiento (V-01), bomba de succión (P-01), medidor de gas (FI-01), válvula de control de flujo (FCV-01), rotámetro (FI-02) y columna reactor (R-01). El sistema opera en un rango de presión de 100–200 kPa. Diseño elaborado con base en la revisión de literatura científica y optimizado con modificaciones propias para el presente estudio

7.5.2 Captura del gas tratado

Finalizado el periodo de contacto entre el biogás y el cultivo, el gas residual fue recolectado en bolsas herméticas provistas con válvulas de entrada y salida para evitar fugas. La captura se realizó inmediatamente después de detener la inyección, permitiendo obtener muestras representativas del gas remanente tras el proceso de fijación del CO₂ por *N. oculata*.

Las bolsas fueron etiquetadas considerando:

- tratamiento,
- réplica,
- fecha,
- hora de captura,
- condiciones iniciales del cultivo.

Estas muestras se utilizaron posteriormente para determinar las variaciones en la composición del biogás y cuantificar el porcentaje de captura de CO₂ por cada tratamiento (Véase Anexo B.7).

7.5.3 Medición del Biogás

La composición final del biogás tratado se analizó con un equipo Optima 7®, registrando los porcentajes de CH₄, CO₂ y otros gases residuales. Las mediciones se realizaron siguiendo las pautas básicas de consistencia analítica:

- tres repeticiones por muestra,
- purga previa del equipo,
- registro digital inmediato,
- control de lectura para evitar fluctuaciones del sensor.

Estos valores permitieron determinar la eficiencia de captura de CO₂ por tratamiento mediante la comparación entre la composición inicial del biogás y la composición final después del contacto con el cultivo algal.

El análisis se complementó con los parámetros fisicoquímicos obtenidos en cada FBR, lo que facilitó correlacionar la eficiencia de captura con las condiciones de crecimiento, densidad celular y mezcla de nutrientes utilizados (Véase Anexo B.8).

7.6 Obtención de Biomasa (tercera etapa)

En esta etapa se procedió a la separación y recuperación de la biomasa algal generada en los fotobiorreactores. El proceso incluye el centrifugado del cultivo, el secado del sólido y la posterior maceración para obtener biomasa homogénea apta para su cuantificación y análisis. Estas actividades permitieron determinar el rendimiento final de biomasa para cada tratamiento experimental y evaluar la relación entre el crecimiento algal y la captura de CO₂.

7.6.1 Centrifugado del Cultivo de Microalgas

Para la separación se colocaron 50 mL de microalgas a tubos Falcon apropiados para centrifugación. El proceso se realizó utilizando una centrífuga de mesa SOL-BAT C-40, ajustada a las siguientes condiciones operativas:

- Velocidad: 4,000 rpm

- Tiempo: 10 minutos
- Temperatura: ambiente (20–22 °C)

Estas condiciones permitieron la sedimentación adecuada de la biomasa sin causar daño celular. Una vez concluido el proceso, se eliminó cuidadosamente el sobrenadante mediante decantación manual, evitando la remoción del pellet. La biomasa húmeda obtenida se transfirió a un recipiente estéril para proceder a la etapa de secado (Véase Anexo C).

7.6.2 Secado y macerado

La biomasa centrifugada se colocó en cápsulas metálicas previamente pesadas y rotuladas. El secado se realizó en una estufa de aire forzado a una temperatura constante de 60 °C durante 24 horas, hasta obtener un peso estable. Esta temperatura permitió eliminar la humedad sin afectar la integridad de los compuestos celulares.

Posteriormente, la biomasa seca se dejó enfriar en un desecador para evitar reabsorción de humedad. Finalmente, se realizó la maceración utilizando un mortero y pistilo hasta obtener un polvo uniforme, adecuado para su cuantificación gravimétrica y cualquier análisis subsecuente.

El rendimiento de biomasa se expresó en gramos por litro (g/L), calculado mediante la diferencia de peso antes y después del secado, y normalizado al volumen cultivado. Esta información permitió comparar la productividad entre los distintos tratamientos y relacionarla con la eficiencia de captura de CO₂ obtenida en el capítulo siguiente (Véase Anexo C.2).

7.7 Análisis Estadístico

Los datos obtenidos en cada experimento fueron capturados y organizados en una base de datos utilizando el programa Microsoft Excel® 2019 MSO y con las herramientas de cálculo, se estimaron los porcentajes, promedios, MEDIANAS y desviaciones estándar. Asimismo, con el programa anterior, se elaboraron gráficas de líneas para representar la cinética de crecimiento, la

curva de crecimiento, la viabilidad celular en los diferentes cultivos y gráficas de barras para ilustrar la biomasa generada.

Para evaluar la cinética de crecimiento se realizó mediante un modelo de primer orden, asumiendo que la velocidad de crecimiento del organismo es proporcional a la concentración celular, usando la ecuación:

$$\frac{dX}{dt} = kX$$

Donde:

X : es la concentración celular en cel/mL^{-1}

K : es la constante específica de crecimiento (d^{-1})

El modelo exponencial:

$$X_t = X_0 e^{kt}$$

Donde X_0 corresponde a la concentración celular inicial y X_t a la concentración en el tiempo t . La forma linealizada del modelo se expresó como:

$$\ln(X_t) = \ln(X_0) + kt$$

Las lecturas experimentales se realizaron cada 48 h, el tiempo se expresó en días para estimar la constante de crecimiento.

Dentro de los cálculos realizados, para cada tratamiento se identificó la fase exponencial de crecimiento, tomando el tramo en el que el aumento celular mostró un comportamiento aproximadamente exponencial. Con esos datos se calculó el algoritmo natural de concentración celular $\ln(X)$ y se realizó un ajuste lineal de $\ln(X)$ contra el tiempo t .

La pendiente de la recta obtenida corresponde a la constante específica de crecimiento k , mientras ordenada al origen representó $\ln(X_0)$.

A partir del valor de k , se estimó además el tiempo de duplicación celular mediante la ecuación:

$$t_d = \frac{\ln 2}{k}$$

También se obtuvo el coeficiente de determinación (R^2) para evaluar qué tan bien el modelo de primer orden describió la fase exponencial de cada tratamiento. Finalmente, se elaboraron las curvas de crecimiento (X vs t) y las gráficas de linealización ($\ln(X)$ vs t) para sustentar visualmente el ajuste cinético.

Criterio biotecnológico para el ajuste de la cinética

El ajuste de primer orden debe hacerse solo en el tramo donde el crecimiento es aproximadamente exponencial.

Tomé como fase de crecimiento más razonable:

- **Trat. 1:** lecturas 1–6
- **Trat. 2:** lecturas 1–7
- **Trat. 3:** lecturas 1–4
- **Trat. 4:** lecturas 1–5

Para evaluar la remoción de CO_2 , se empleó el programa Statgraphics Centurion 19, con el fin de comparar los tratamientos. Para ello, se aplicó una prueba no paramétrica de una vía (Kruskal-Wallis) para determinar la existencia de diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos, considerando el nivel de probabilidad $P \geq 0.05$.

8. RESULTADOS

Este capítulo presenta los resultados obtenidos durante el cultivo de *N. oculata* bajo diferentes concentraciones de nutrientes (Biol-Catre® y F/2 Guillard®), así como los valores de los parámetros fisicoquímicos, la estimación de crecimiento celular, la obtención de biomasa y la eficiencia en la captura de CO₂, con el propósito de responder a los objetivos específicos planteados para cada tratamiento experimental.

8.1 Comparación de cultivo algal (Cuarta etapa)

8.2. Estimación de parámetros fisicoquímicos

Se evaluaron los parámetros de temperatura, pH, salinidad y luz en cuatro tratamientos experimentales, salinidad, estimación de CO₂ en biomasa. Los valores promedio se mantuvieron dentro de LOS rangos adecuados para el crecimiento de la microalga, observándose estabilidad térmica (21–25 °C) y pH promedio cercano a 8.4, con los resultados obtenidos, se estimó que la producción de biomasa fue estadísticamente dependiente de valores de los parámetros fisicoquímicos y también de la concentración de nutrientes (**Tabla 8**).

En la siguiente tabla comparativa, se determinan los parámetros por experimentos.

Tabla 8. *Parámetros de Cada Tratamiento Experimental.*

Parámetros.	Tratamientos			
	Tratamiento 1	Tratamiento 2	Tratamiento 3	Tratamiento 4
	100% F/2 Guillard	50% F/2 Guillard- 50% Biol Catre®	50% F/2 Guillard- 50% Biol Catre®	100% Biol Catre®
Temperatura:	25.2 ±1.3	21. 3± 1.3	22.2 ±1.0	23.3±1.3

pH:	6.94-10.17	6.01-9.57	7.5-10.84	6.21-10.56
	8.28	8.35	8.4	8.42
Luz:	270	270	270	270
Nutrientes:	100% F/Guillard® (2ml de F/Guillard®+0.5 MV)	50% F/Guillard® 25% F/Guillard® 50% Biol-Catre® (1ml de F/Guillard®+1ml Biol Catre®+0.5 MV)	75% Biol-Catre® (0.5ml de F/Guillard®+1.5 ml Biol Catre®+0.5 MV)	100% Biol-Catre® (2ml Biol Catre®+0.5 MV)
Salinidad:	25g /L	25g /L	25g /L	25g /L
Estimación de CO ₂ en biomasa	0.99g de CO ₂	1.14g de CO ₂	2g de CO ₂	1.79g de CO ₂

Nota: Datos obtenidos durante el monitoreo de la cinética de crecimiento de *N. oculata*, en los diferentes tratamientos experimentales.

8.3 Comparación del crecimiento en diversas mezclas

El tratamiento 3 (25% F/2 Guillard® + 75% Biol-Catre®) presentó la mayor densidad celular máxima (30×10^6 cel/mL) y la mayor producción de biomasa promedio (2.16 g), seguido del tratamiento 4 (100% Biol-Catre®) con 1.93 g. Este comportamiento sugiere que una mayor proporción de Biol-Catre® favoreció el desempeño del cultivo, lo que coincide con la hipótesis planteada sobre el efecto positivo de los nutrientes orgánicos en el crecimiento algal y en la fijación de carbono.

a) Determinación de la curva de crecimiento.

La curva de crecimiento se obtuvo a partir de los datos de conteo celular realizados con una cámara de Neubauer y un microscopio trilocular para mejorar la precisión del

conteo. Se recopilaron los datos de los cuatro experimentos durante un periodo de 25 días de cultivo. Los resultados se presentan en la figura 21 donde se muestran las curvas de crecimientos y se comparan entre sí.

El experimento 3 (25% F/2 Guillard® y 75% Biol Catre®) mostró el mejor rendimiento; el cultivo se aclimató rápidamente y entró en la fase exponencial, alcanzando una densidad de 27×10^6 cel/mL (27,591,667 cel/mL). En la fase estacionaria, mantuvo una densidad máxima de 30×10^6 cel/mL (30,220,833 cel/mL) y en la fase de declinación descendió a 20×10^6 cel/mL (20,216,667 cel/mL).

El experimento 4 (100% Biol Catre®) también tuvo un buen desempeño, con la fase exponencial comenzando en la tercera lectura y alcanzando una densidad máxima de 24×10^6 cel/mL (24,804,167 cel/mL). Este cultivo mantuvo un periodo estacionario prolongado similar al del experimento 3, y al finalizar, se retiró con un ligero descenso de densidad, manteniéndose por encima de su densidad inicial.

En el experimento 2 (25% Biol-Catre® y 75% F/2 Guillard®), el periodo de adaptación se extendió hasta la quinta lectura, y en la séptima lectura comenzó la fase exponencial, alcanzando una densidad máxima de 15×10^6 cel/mL (15,383,333.30 cel/mL).

Finalmente, en el experimento 1 (100% F/2 Guillard®), el cultivo mostró aclimatación rápida, comenzando su fase exponencial en la tercera lectura y alcanzando una densidad máxima de 13×10^6 cel/mL (13,958,333.30 cel/mL). Tras el periodo de observación, el cultivo se retiró con una densidad superior a la inicial.

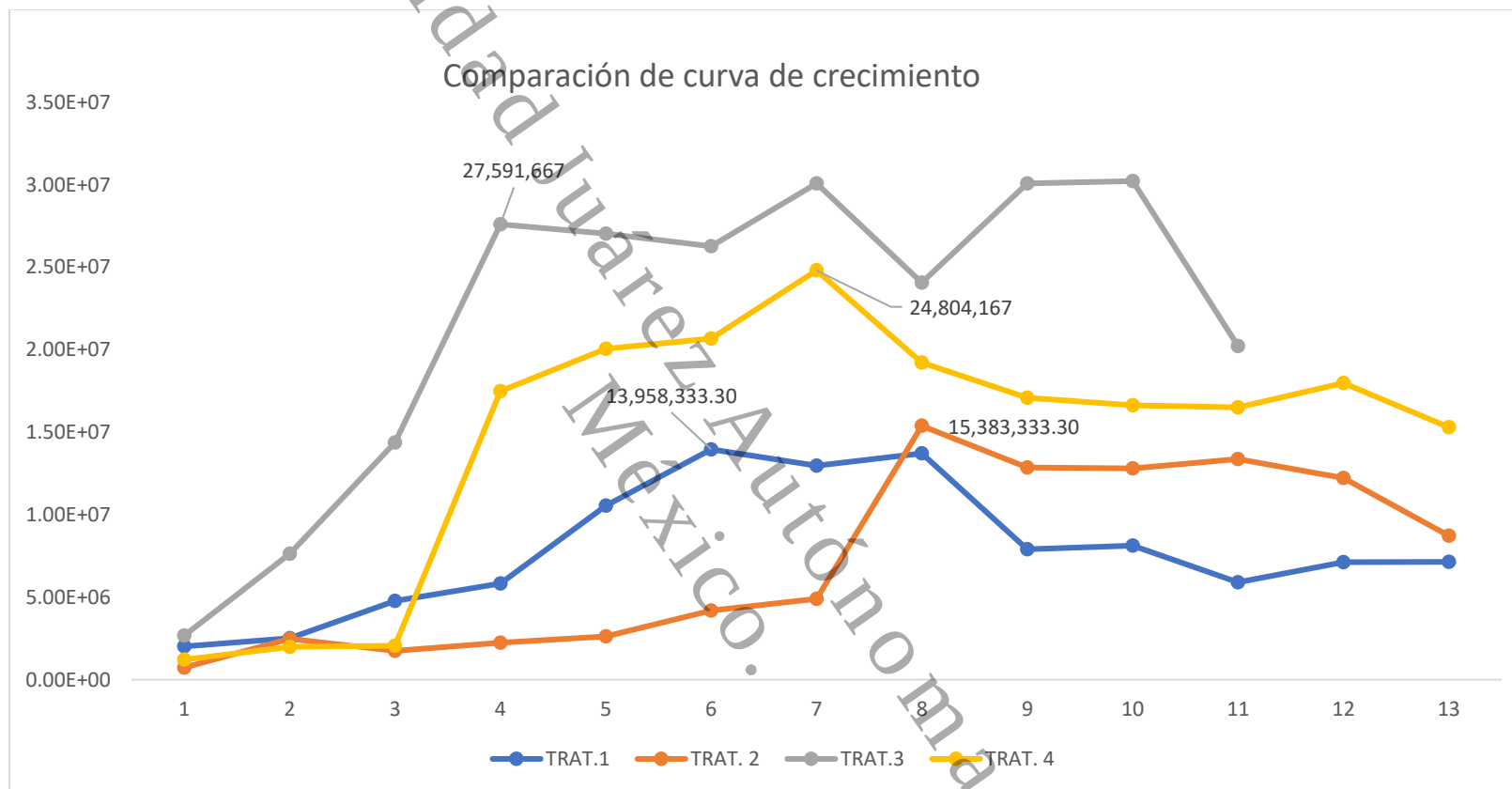


Figura 21. Gráfica de Comparación de Curva de Crecimiento.

Nota: La interpretación de la gráfica muestra que el tratamiento 3 (línea gris) presenta el mayor crecimiento celular, alcanzando picos cercanos a los 30 millones de células por mililitro, lo que lo posiciona como el tratamiento con mejor rendimiento. Por su parte, el tratamiento 4 (línea amarilla) exhibe un crecimiento intermedio-alto, caracterizado por un incremento inicial seguido de una tendencia relativamente estable. En contraste, el tratamiento 1 (línea azul) muestra un crecimiento moderado, con un aumento gradual que posteriormente presenta una ligera disminución. Finalmente, el tratamiento 2 (línea naranja) registra, en general, los valores más bajos de crecimiento, aunque destaca un incremento notable hacia la mitad del periodo evaluado.

b) Cinética de crecimiento Celular

Se analizó la cinética de crecimiento celular mediante el modelo de primer orden, tomando el tramo donde el crecimiento es aproximadamente exponencial.

Para el primer tratamiento se realizó el siguiente cálculo:

Fase ajustada: lecturas 1–6

$$\ln(X) = 14.0535 + 0.4052 t$$

Modelo equivalente:

$$X = 1.2687 \times 10^6 e^{0.4052t}$$

k = 0.4052 por unidad de tiempo

R² = 0.9826

Tiempo de duplicación:

$$t_d = \frac{\ln 2}{k} = 1.71$$

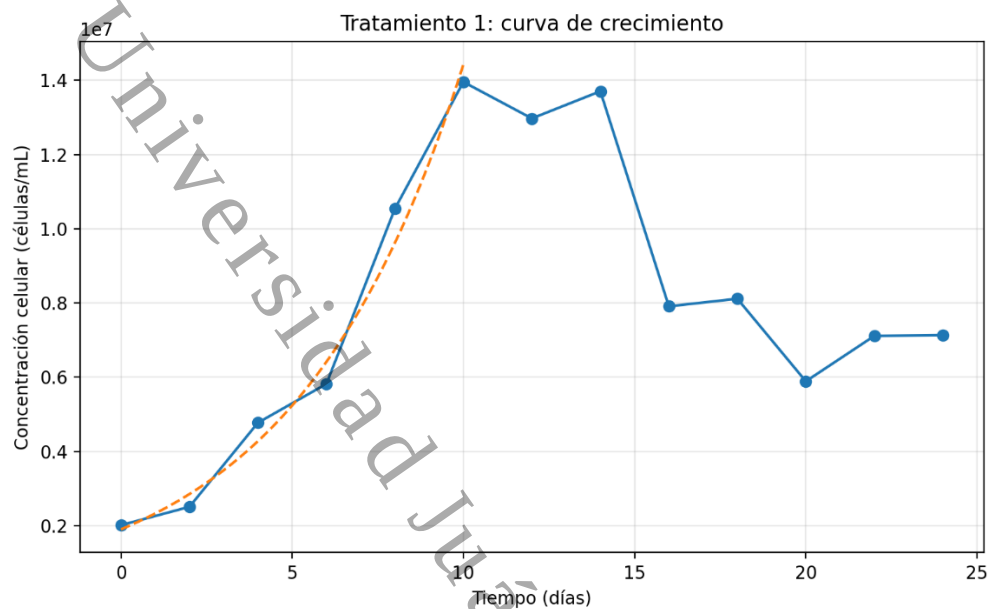


Figura 22. Curva de crecimiento de tratamiento 1.

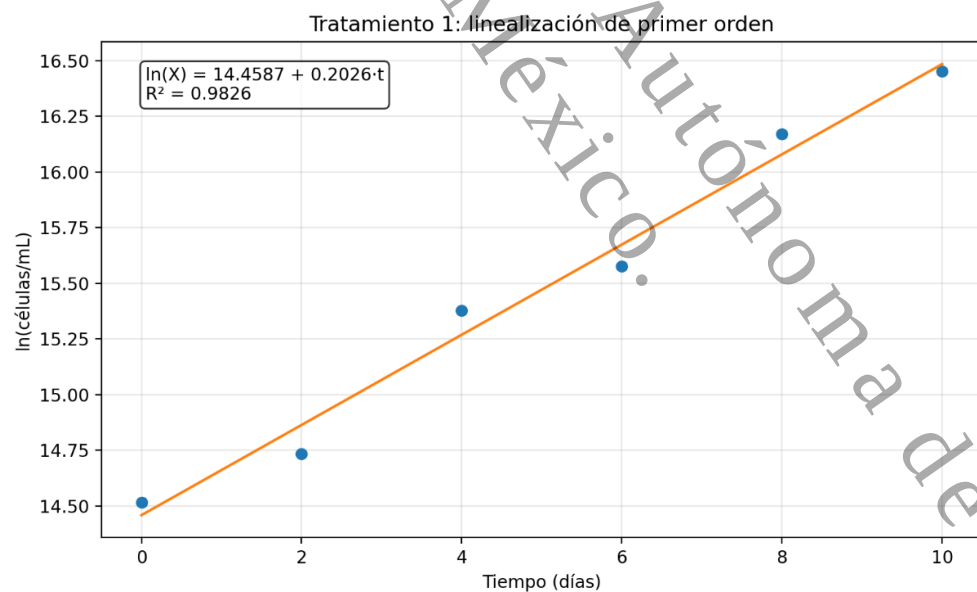


Figura 23. Ajuste cinético de primer orden tomando la curva de crecimiento exponencial con 6 datos de lecturas.

Nota: El Tratamiento 1 presentó una fase exponencial bien definida entre las lecturas 1 y 6, con un excelente ajuste al modelo de primer orden ($R^2 = 0.9826$). La constante específica de crecimiento fue de **0.2026 d⁻¹**, equivalente a **0.00844 h⁻¹**, y el tiempo de duplicación fue de **3.42 días**. Esto indica un crecimiento relativamente estable y consistente.

Para el tratamiento 2:

Fase ajustada: lecturas 1–7

$$\ln(X) = 13.6445 + 0.2553 t$$

Modelo equivalente:

$$X = 8.4285 \times 10^5 e^{0.2553t}$$

k = 0.2553 por unidad de tiempo

R² = 0.7819

Tiempo de duplicación:

$$t_d = 2.72$$

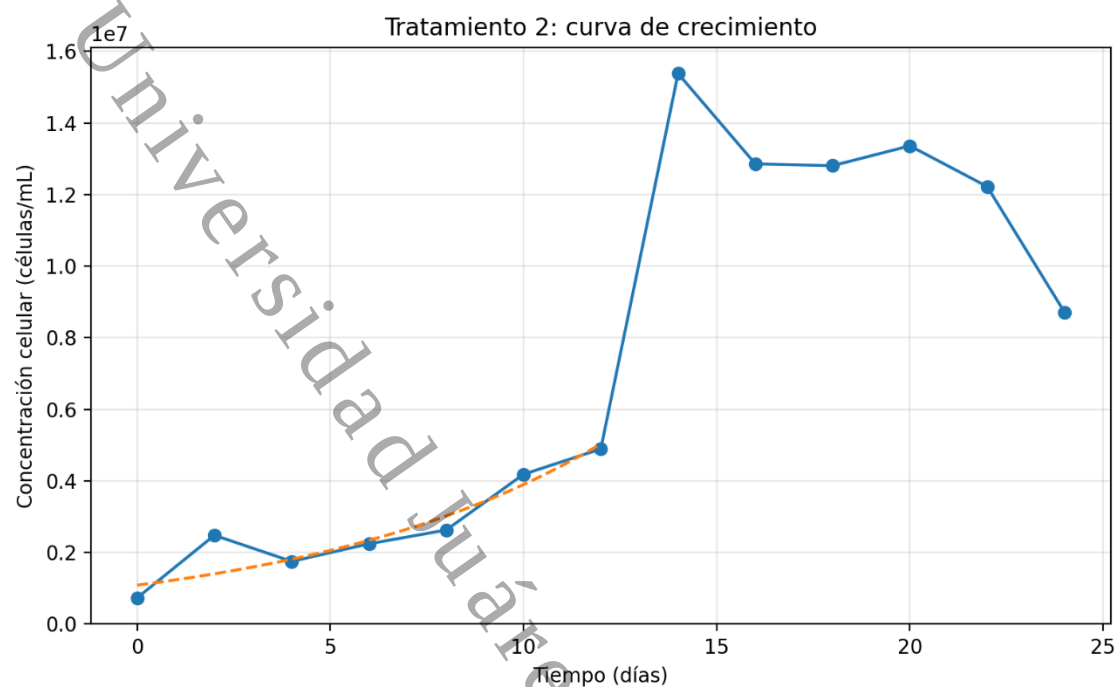


Figura 24. Curva de crecimiento de tratamiento 2.

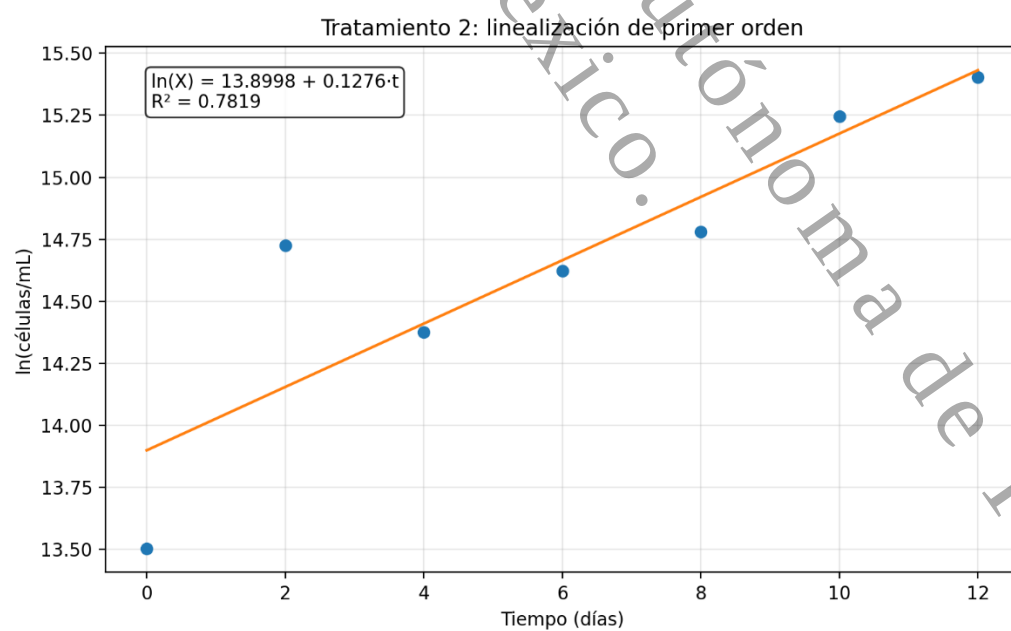


Figura 25. Ajuste cinético de primer orden tomando la curva de crecimiento exponencial con 7 datos de lecturas.

Nota: El Tratamiento 2 mostró la menor velocidad específica de crecimiento, con una constante de **0.1277 d⁻¹** (0.00532h⁻¹), y el mayor tiempo de duplicación, de **5.43 días**. Además, presentó el menor ajuste ($R^2 = 0.7819$), lo que sugiere que su comportamiento no siguió de manera tan clara una sola fase exponencial. Biológicamente, esto puede reflejar adaptación más lenta, limitación nutricional o mayor variabilidad experimental.

Para el tratamiento 3:

Lecturas 1–4

$$\ln(X) = 14.1556 + 0.7638 t$$

Modelo equivalente:

$$X = 1.4050 \times 10^6 e^{0.7638t}$$

k = 0.7638 por unidad de tiempo

R² = 0.9835

Tiempo de duplicación:

$$t_d = 0.91$$

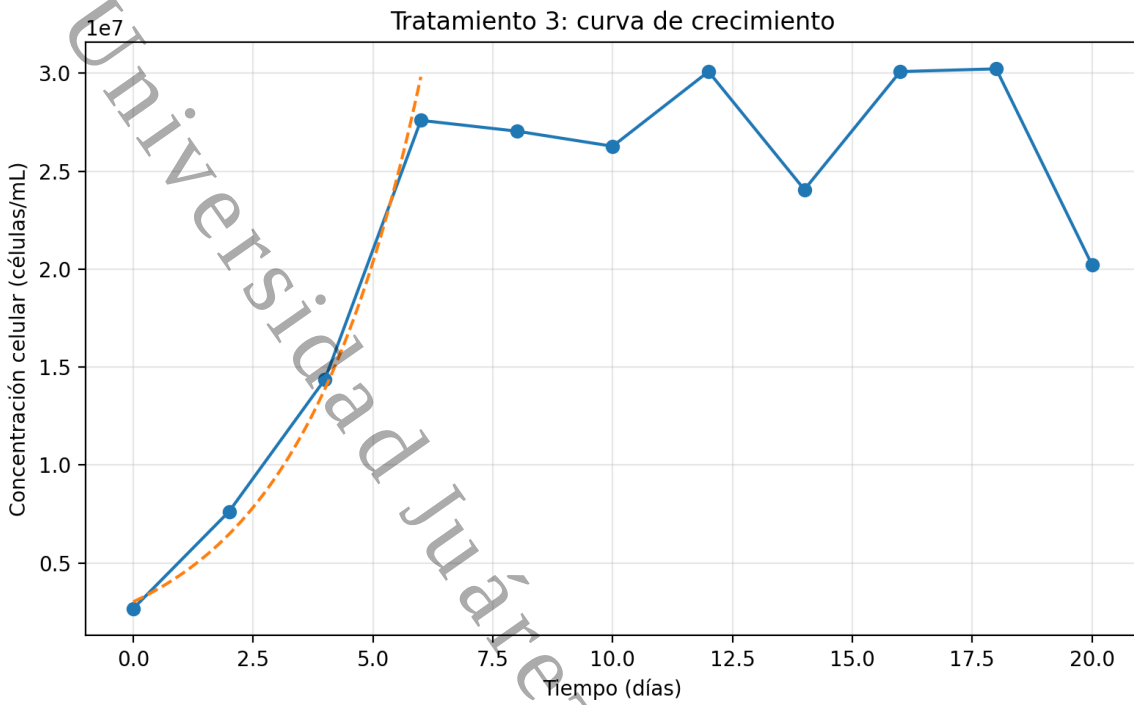


Figura 26. Curva de crecimiento de tratamiento 3.

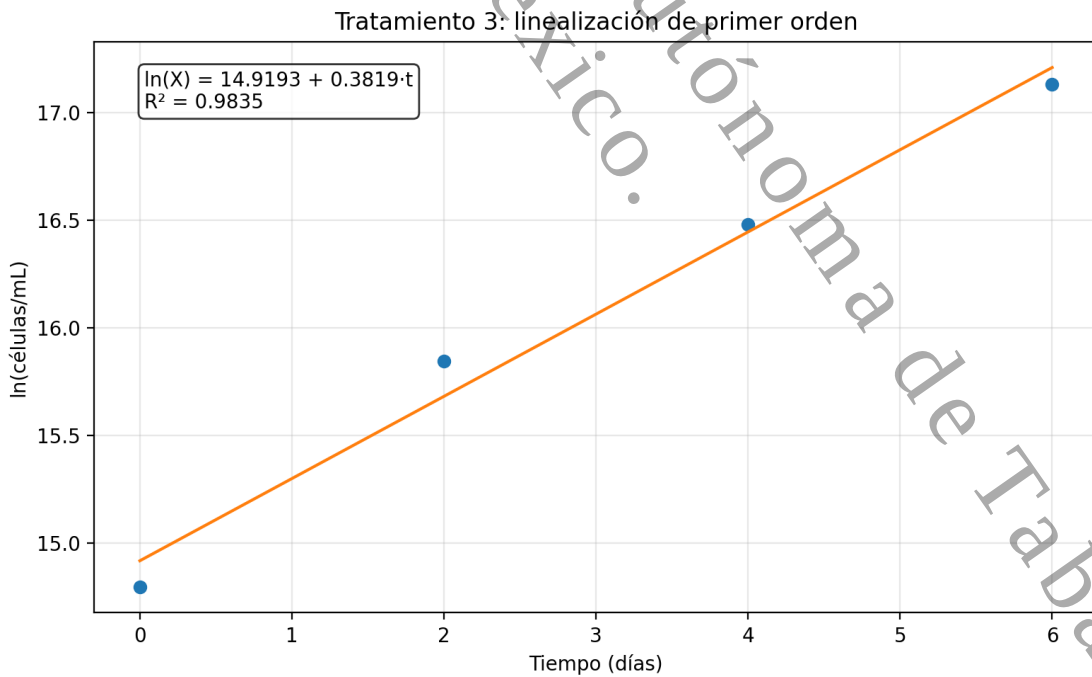


Figura 27. Ajuste cinético de primer orden tomando la curva de crecimiento exponencial con 4 datos de lecturas.

Nota: El Tratamiento 3 presentó uno de los mejores comportamientos cinéticos. Su constante de crecimiento fue de **0.3819 d⁻¹** (0.01591h⁻¹), con un tiempo de duplicación de **1.81 días**. El valor de $R^2 = 0.9835$ indica que la fase exponencial fue claramente definida. En términos comparativos, este tratamiento favoreció un crecimiento rápido y ordenado.

Para el tratamiento 4:

lecturas 1–5

$$\ln(X) = 12.9740 + 0.7782 t$$

Modelo equivalente:

$$X = 4.3106 \times 10^5 e^{0.7782t}$$

k = 0.7782 por unidad de tiempo

R² = 0.8567

Tiempo de duplicación:

$$t_d = 0.89$$

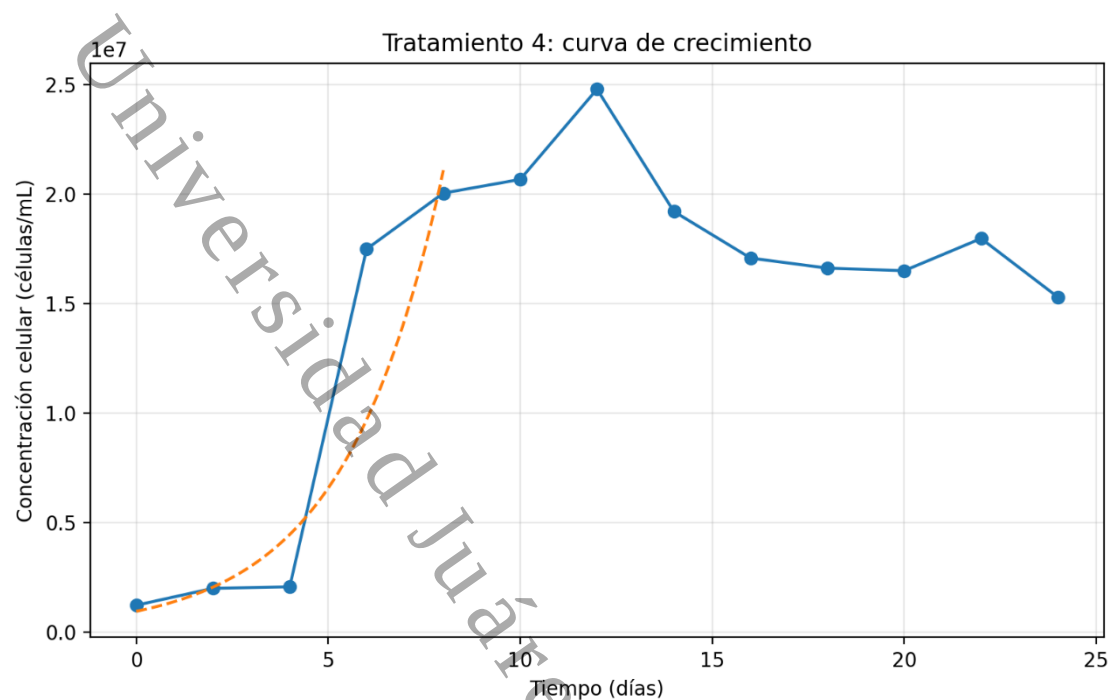


Figura 28. Curva de crecimiento de tratamiento 4.

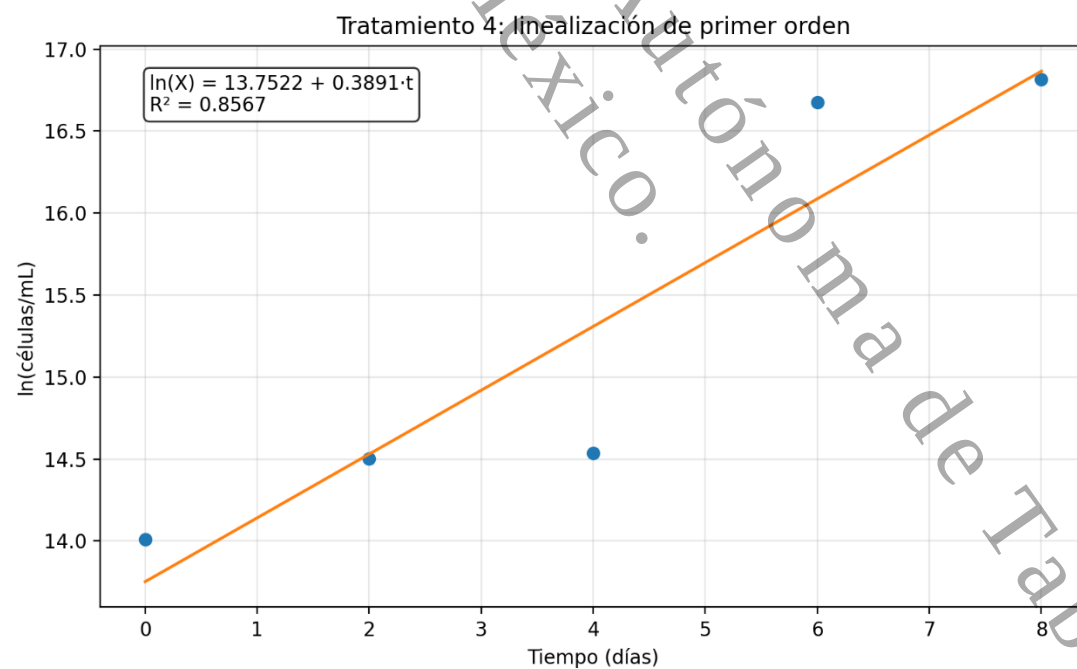


Figura 29. Ajuste cinético de primer orden tomando la curva de crecimiento exponencial con 5 datos de lecturas.

Nota: El Tratamiento 4 registró la mayor constante específica de crecimiento, con **0.3891 d⁻¹** ($0.01621h^{-1}$), y un tiempo de duplicación de **1.78 días**. Sin embargo, su ajuste ($R^2 = 0.8567$) fue menor que el de los tratamientos 1 y 3, lo que sugiere que, aunque el crecimiento fue rápido, hubo una mayor dispersión en los datos.

El crecimiento celular, expresado en células/mL, se analizó mediante un modelo cinético de primer orden, asumiendo que la tasa de crecimiento es proporcional a la concentración celular presente. Debido a que las lecturas se realizaron cada 48 h, la constante específica de crecimiento se expresó en función del tiempo real. El ajuste se realizó únicamente sobre la fase exponencial de cada tratamiento.

Valores estimados:

Tratamiento 4: $k=0.7782$

Tratamiento 3: $k=0.7782$

Tratamiento 1: $k=0.4052$

Tratamiento 2: $k=0.2553$

El tratamiento 3 y 4 presentaron mayor crecimiento específico; el tratamiento 1 mostró crecimiento intermedio y más estable mientras que el tratamiento 2 tuvo el crecimiento más lento y variable.

Ajuste por número de lectura para el tratamiento 1:

$$\ln(X) = 14.0535 + 0.4052 n$$

Donde n es el número de intervalo de 48 h.

Expresado en días:

$$\ln(X) = 14.0535 + 0.2026 t$$

Modelo exponencial:

$$X = 1.2687 \times 10^6 e^{0.2026t}$$

con t en días.

Tratamiento 2 ajustado al número de lectura:

$$\ln(X) = 13.6445 + 0.2553 n$$

Expresado en días:

$$\ln(X) = 13.6445 + 0.1277 t$$

Modelo exponencial:

$$X = 8.4285 \times 10^5 e^{0.1277t}$$

Tratamiento 3 ajustado al número de lecturas:

$$\ln(X) = 14.1556 + 0.7638 n$$

Expresado en días:

$$\ln(X) = 14.1556 + 0.3819 t$$

Modelo exponencial:

$$X = 1.4050 \times 10^6 e^{0.3819t}$$

Tratamiento 4 ajustado al número de lecturas:

$$\ln(X) = 12.9740 + 0.7782 n$$

Expresado en días:

$$\ln(X) = 12.9740 + 0.3891 t$$

Modelo exponencial:

$$X = 4.3106 \times 10^5 e^{0.3891t}$$

Tabla 9. *Parámetros cinéticos*

Tratamiento	Fase ajustada	$k(\text{intervalo})^{-1}$	$k(\text{d}^{-1})$	$k(\text{h}^{-1})$	R^2	$t_d(\text{días})$	$t_d(\text{h})$
Trat. 1	1–6	0.4052	0.2026	0.00844	0.9826	3.42	82.1
Trat. 2	1–7	0.2553	0.1277	0.00532	0.7819	5.43	130.4
Trat. 3	1–4	0.7638	0.3819	0.01591	0.9835	1.81	43.6
Trat. 4	1–5	0.7782	0.3891	0.01621	0.8567	1.78	42.8

Donde el tiempo de duplicación se calculó como:

$$t_d = \frac{\ln 2}{k}$$

El tratamiento 1: presentó crecimiento estable y consistente, con buen ajuste al modelo de primer orden y tiempo de duplicación de 3.42 días, el tratamiento 2: mostró el crecimiento más lento, mayor tiempo de duplicación (5.43 días) y mejor menor ajuste cinético, sugiriendo adaptación limitada o variedad experimental. El tratamiento 3: exhibió uno de los mejores comportamientos cinéticos, con crecimiento rápido, buen ajuste exponencial y duplicación en 1.81 días, mientras que el tratamiento 4 registro la mayor velocidad de crecimiento y el menor tiempo de duplicación (1.78 días), aunque con mayor dispersión de datos.

Las constantes específicas de crecimiento fueron 0.2026, 0.1277, 0.3819 y 0.3891 d⁻¹ para los tratamientos 1, 2, 3 y 4, respectivamente. Los mejores ajustes se obtuvieron en los tratamientos 1 y 3 (R²=0.9826 y 0.9835). Los tiempos de duplicación fueron de 3.42, 5.43, 1.81 y

1.78 días, respectivamente, destacando los tratamientos 3 y 4 por presentar mayor proliferación celular.

c) Viabilidad de los cultivos en diferentes medios

Los análisis de viabilidad celular confirmaron que las microalgas cultivadas en mezclas de nutrientes orgánicos presentaron una mayor proporción de células activas durante las fases exponencial y estacionaria.

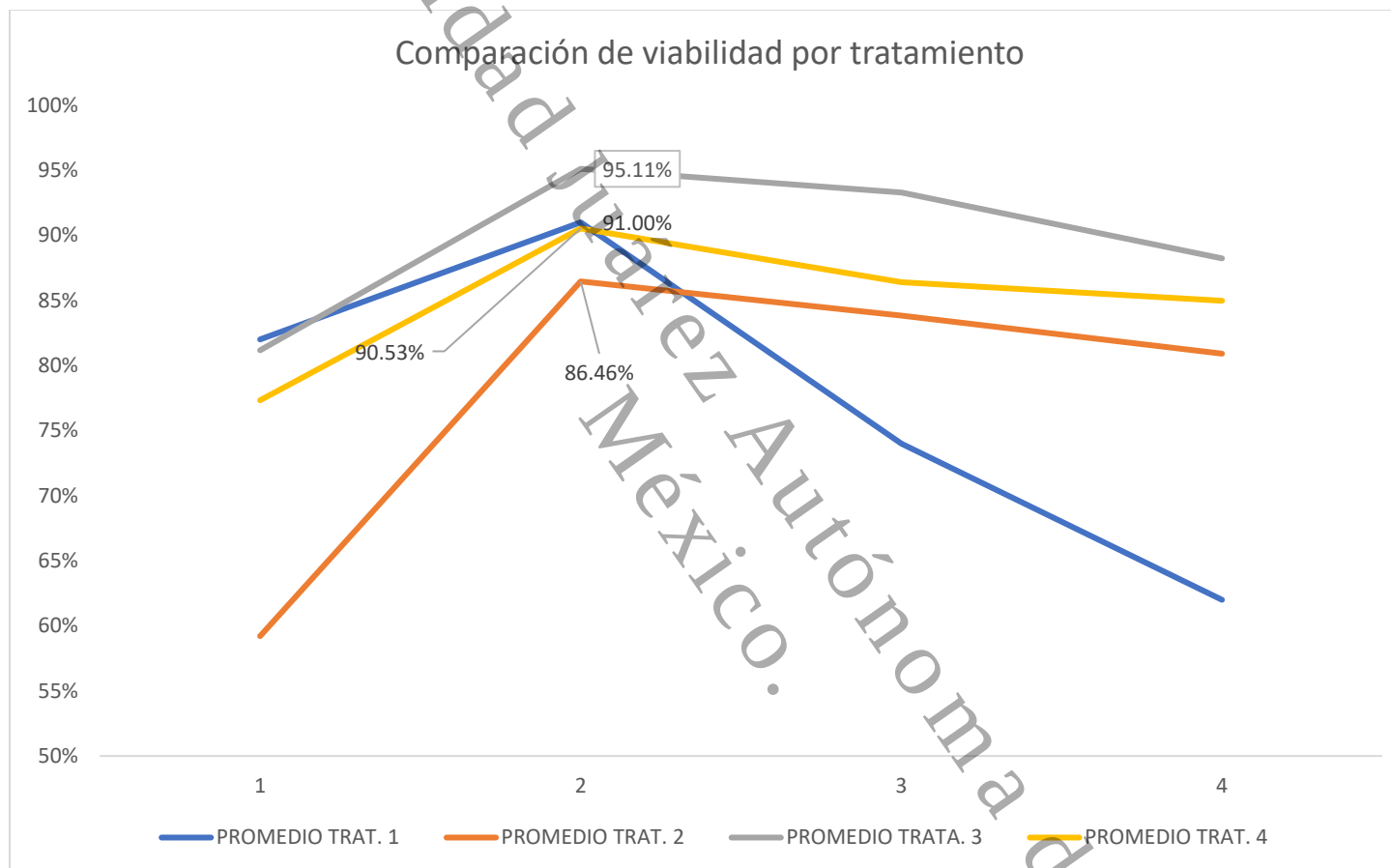


Figura 30. Comparación de la viabilidad de los diferentes cultivos de *N. oculta*

Nota: La gráfica de líneas muestra la viabilidad celular (%) de los cuatro tratamientos evaluados a lo largo del periodo de estudio, permitiendo comparar su comportamiento y desempeño relativo

la gráfica de viabilidad muestra diferencias claras entre los tratamientos evaluados. El tratamiento 3 presenta los valores más altos de viabilidad celular, alcanzando aproximadamente un 95% en su punto máximo y manteniéndose como el de mejor desempeño general. Por su parte, el tratamiento 4 también muestra una viabilidad elevada, con un pico cercano al 91%, seguido de una ligera disminución, pero conservando valores relativamente altos.

El tratamiento 1 inicia con una viabilidad similar a los tratamientos superiores; sin embargo, después de su punto máximo, presenta una disminución considerable hacia el final del periodo, lo que indica una menor estabilidad. En contraste, el tratamiento 2 comienza con los valores más bajos de viabilidad, pero experimenta un incremento notable hasta alcanzar alrededor del 86%, aunque posteriormente muestra una leve tendencia a la baja.

En este experimento se observa que el tratamiento 3 es el más eficiente en términos de viabilidad celular, seguido del tratamiento 4, mientras que los tratamientos 1 y 2 presentan mayor variabilidad y menor desempeño relativo.

8.4 Obtención de biomasa de los tratamientos

Durante el proceso de cultivo de microalgas a lo largo de 25 días, se obtuvo la biomasa de cada experimento utilizando la técnica de separación por centrifugación, se calculó un promedio para cada tratamiento. Los resultados se presentan en la Gráfica de barras, donde se observa que el experimento 3 tuvo la mayor producción de biomasa, alcanzando 2.16 gr y el menor con 1.6 gr de biomasa algal.

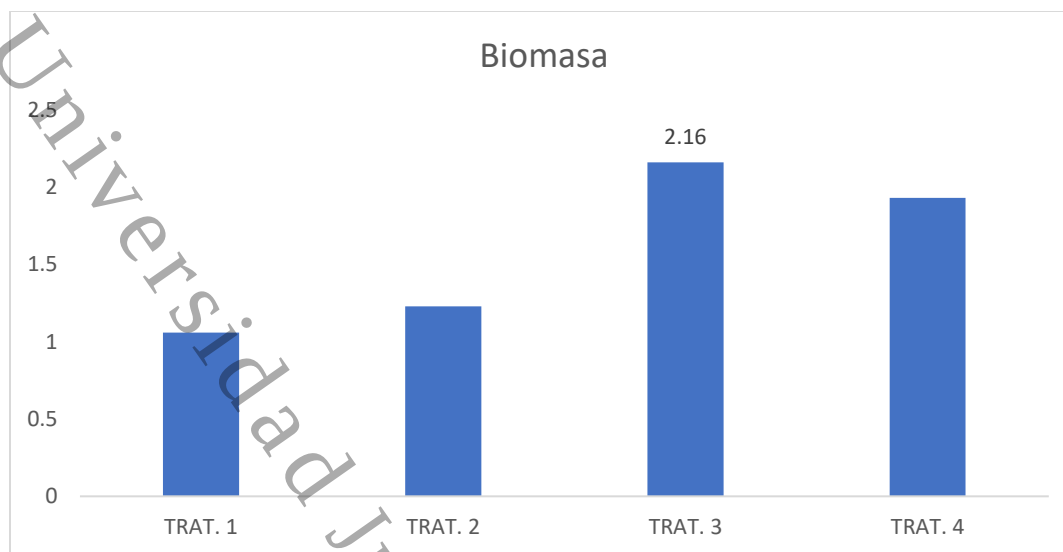


Figura 31. Comparación de la obtención de biomasa algal de *N. oculata* de cada tratamiento.

Nota: En la gráfica de barras se representan los 4 tratamientos, y el promedio de la biomasa algal obtenida después del proceso de centrifugación, secado y macerado, donde se observa que del tratamiento 3 se obtuvo mayor cantidad de biomasa algal 2.16 g.

8.5 Evaluación del grado de captura de CO₂

El análisis de Kruskal-Wallis mostró diferencias altamente significativas entre los tratamientos evaluados $P \geq 0.05$. Por otro lado, El tratamiento 75% Biol-Catre®–25% F/2 Guillard® presentó la mayor mediana de remoción de CO₂ (23.0

a) *Captura de CO₂ para la optimización de biogás mediante el cultivo de N. oculata en diferentes concentraciones de nutrientes.*

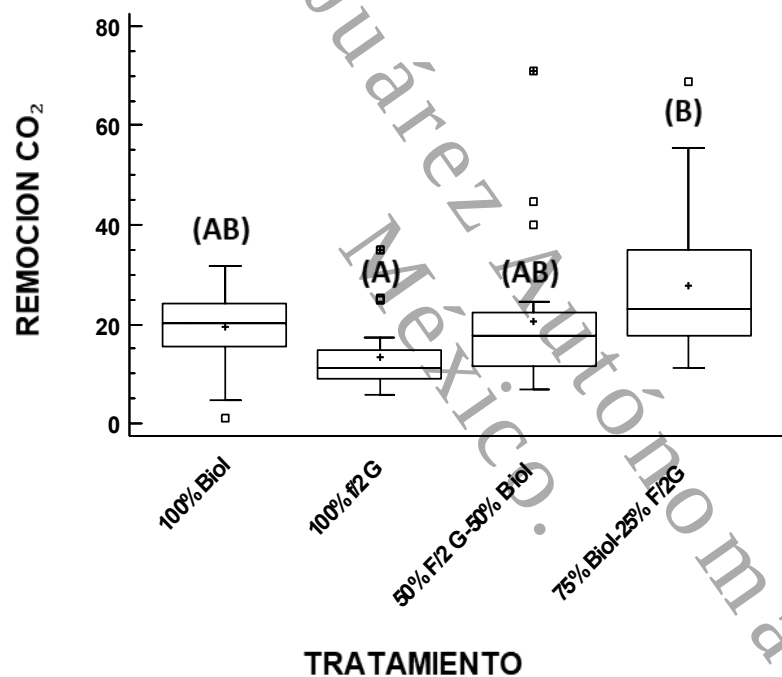


Figura 32. *Grafica representativa de la Captura de CO₂ en las diferentes concentraciones de nutrientes.*

Nota: en la gráfica de bigotes se muestran los cuatros tratamientos donde el tratamiento 75% Biol catre – 25% F/Guillard, representado con (B) presenta una diferencia significativa de los otros tres tratamientos.

b) *Evaluación de la remoción de CO₂ en los cuatro diferentes tratamientos de nutrientes de N. oculata y el testigo.*

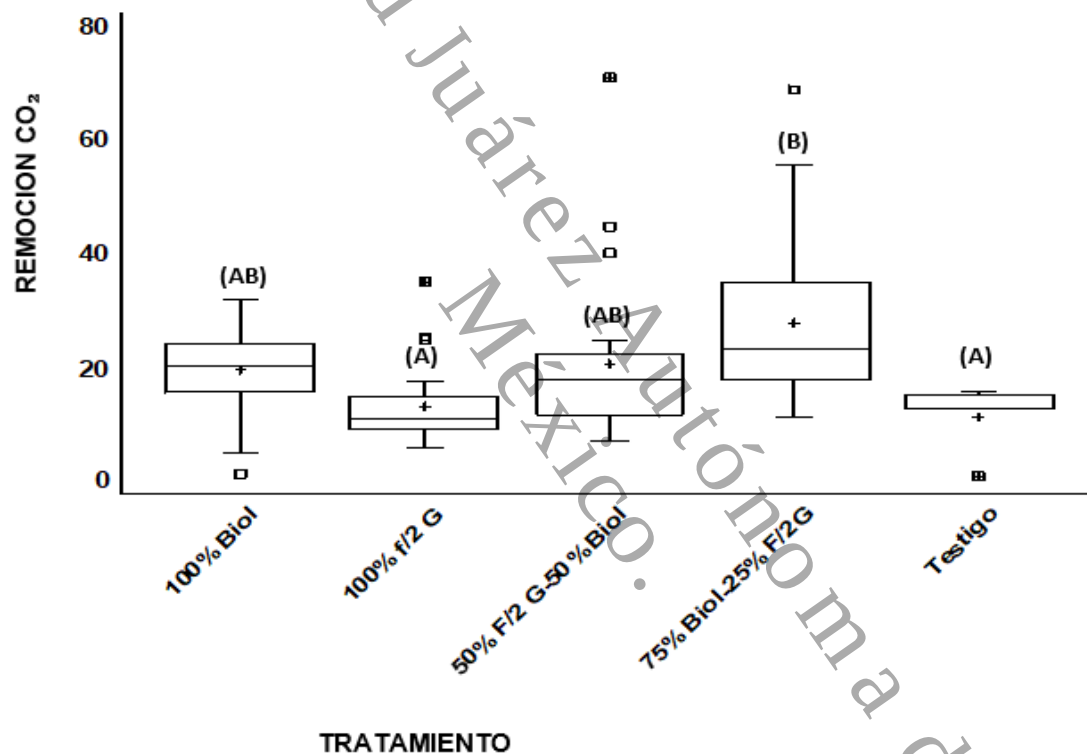


Figura 33. *Evaluación de la remoción de CO₂ en los cuatro diferentes tratamientos*

Nota: En la gráfica de bigotes se muestra la remoción en los cuatros tratamientos y el testigo

c) Estimación de CO₂ fijado por *N. oculata* durante su crecimiento

La determinación de la fijación de dióxido de carbono (CO₂) a partir de la biomasa algal permite cuantificar la eficiencia del proceso fotosintético y estimar el potencial de captura de carbono en sistemas biológicos. En este análisis se evaluó el contenido de biomasa obtenida en distintos tratamientos, considerando la fracción de carbono presente en la materia seca. A partir de dicha fracción y de la relación estequiométrica entre el carbono y el CO₂, se estimó la relación estequiométrica de gas fijado en cada tratamiento. Los resultados obtenidos reflejan la variabilidad en la producción de biomasa y, por consiguiente, en la capacidad de captura de CO₂ de cada tratamiento. Este análisis constituye una base para comparar la eficiencia de fijación entre condiciones experimentales y optimizar estrategias de cultivo algal con fines de mitigación climática.

Tabla 10. Estimación de fijación de CO₂ mediante la obtención de biomasa algal de la *N. oculata* durante su crecimiento.

Trat. 1	Contenido de biomasa (g)	Fracción de C (0.5)	Fracción de C (0.52)	Relación estequiométrica de C a CO ₂	Estimación de CO ₂ (0.5)	Estimación de CO ₂ (0.52)
B1	1.6	0.8	0.8	3.7	2.9	3.1
B2	0.6	0.3	0.3	3.7	1.1	1.1
B3	1	0.5	0.5	3.7	1.8	1.9
PROME DIO	1.07	0.5	0.6	3.7	1.97	2.05
					1.0	1.02
Trat.2	Contenido de biomasa (g)	Fracción de C (0.5)	Fracción de C (0.52)	Relación estequiométrica de C a CO ₂	Estimación de CO ₂ (0.5)	Estimación de CO ₂ (0.52)
B1	1.4	0.7	0.728	3.7	2.6	2.7
B2	0.9	0.45	0.468	3.7	1.7	1.7
B3	1.4	0.7	0.728	3.7	2.6	2.7
PROME DIO	1.23	0.62	0.64	3.7	2.28	2.37
					1.14	1.18

Trat.3	Contenido de biomasa (g)	Fracción de C (0.5)	Fracción de C (0.52)	Relación estequiométrica de C a CO ₂	Estimación de CO ₂ (0.5)	Estimación de CO ₂ (0.52)
B1	1.7	0.85	0.884	3.7	3.145	3.2708
B2	2.5	1.25	1.3	3.7	4.625	4.81
B3	2.3	1.15	1.196	3.7	4.255	4.4252
PROMEDIO	2.17	1.08	1.13	3.7	4.01	4.17
					2	2
Trat.4	Contenido de biomasa (g)	Fracción de C (0.5)	Fracción de C (0.52)	Relación estequiométrica de C a CO ₂	Estimación de CO ₂ (0.5)	Estimación de CO ₂ (0.52)
B1	2	1	1.04	3.7	3.7	3.85
B2	1.9	0.95	0.99	3.7	3.52	3.66
B3	1.9	0.95	0.99	3.7	3.52	3.66
PROMEDIO	1.93	0.97	1.01	3.7	3.58	3.72
					1.79	1.86

Nota: en la tabla se presenta la estimación de la fijación del CO₂, a partir del contenido de biomasa seca, considerando fracciones de carbono de 0.5 y 0.52. Con base en estos valores, el tratamiento 3 mostró la mayor fijación promedio de CO₂, mientras que el tratamiento 1 presentó los valores más bajos.

9 DISCUSIÓN

Los resultados se discuten en relación con investigaciones previas y con los objetivos del estudio, enfatizando los procesos biológicos involucrados en el desempeño del cultivo algal y en la eficiencia de captura de CO₂ observada en los diferentes tratamientos.

La comparación de cultivos de *N. oculata* en diferentes condiciones permitió identificar variaciones significativas en la tasa de crecimiento celular y la densidad alcanzada durante las fases de adaptación, crecimiento exponencial y estacionaria. Estos resultados evidencian que la respuesta fisiológica de la microalga depende en gran medida de los nutrientes disponibles y de las condiciones fisicoquímicas del medio. En este estudio, dicha tendencia se observó con mayor claridad en el tratamiento 3, el cual combinó una mayor proporción de Biol-Catre® con una adecuada disponibilidad de nutrientes (nitrógeno, fósforo y sales marinas), favoreciendo tanto la producción de biomasa como la fijación de CO₂, lo cual es consistente con lo reportado por Li *et al.* (2021) y Abdelkarim *et al.* (2024).

Asimismo, se observó que los cultivos con nutrientes de origen orgánico mostraron una mayor densidad celular en menor tiempo, lo cual coincide con reportes que señalan la ventaja de los biofertilizantes y medios no sintéticos en la optimización del rendimiento algal Aguilar-Reynaga *et al.*, (2022). Esta tendencia se atribuye a la disponibilidad de micronutrientes y a la mejor asimilación de compuestos presentes en fertilizantes líquidos de origen biológico, que estimulan tanto la fotosíntesis como la fijación de carbono.

Por otra parte, el comportamiento de *N. oculata* en medios tradicionales como F/2 Guillard continúa siendo un referente en investigaciones, aunque diversos autores han señalado que su costo limita su aplicación a gran escala (Neves *et al.*, 2024). En este sentido, la presente comparación aporta evidencia de que alternativas como Biol-Catre® pueden generar resultados equiparables o incluso superiores en términos de biomasa, lo que refuerza la viabilidad de emplear medios orgánicos para proyectos de bioenergía sostenible.

La homogeneidad observada en los patrones de crecimiento en los diferentes tratamientos confirma que la cepa utilizada mantiene estabilidad fisiológica bajo distintas condiciones experimentales, característica que ha sido descrita como un factor clave para la aplicación de *Nannochloropsis* en procesos de captura de CO₂ y mejorar la calidad energética del metano (Zhang *et al.*, 2022). En consecuencia, los hallazgos de esta investigación no solo corroboran la robustez de la especie, sino que también sugieren que la selección de nutrientes es un determinante central en la eficiencia de los cultivos destinados a la mejora de la calidad del biogás (Bauer, Ranglová, Masojídek, Drosig, & Meixner, 2021). No obstante, esta viabilidad debe seguirse evaluando a escalas mayores y mediante una caracterización más detallada del biogás tratado, a fin de fortalecer la aplicabilidad tecnológica del sistema.

La estimación de parámetros fisicoquímicos (pH, temperatura, turbidez, sólidos suspendidos totales y absorbancia) constituye un aspecto esencial para evaluar el rendimiento de los cultivos de *N. oculata*. En este estudio se observó que la estabilidad de pH y la regulación de la temperatura fueron determinantes para mantener una tasa de crecimiento constante, lo cual coincide con lo señalado por Morales *et al.* (2020), quienes demostraron que la especie *Nannochloropsis* alcanza su máxima eficiencia fotosintética en intervalos estrechos de pH 8 y temperatura 20-30°C.

Los valores de turbidez y sólidos suspendidos totales evidenciaron una correlación positiva con el incremento de biomasa, lo que refleja que la acumulación celular en el medio está directamente asociada con el avance de la fase exponencial. Este comportamiento ha sido documentado por que reportan la utilidad de la turbidez como indicador indirecto de productividad algal, especialmente en sistemas de cultivo a escala piloto investigaciones como se observó en fotobiorreactores piloto (Thoré *et al.*, 2021).

En cuanto a la absorbancia, los resultados mostraron que los valores registrados en las fases de mayor crecimiento coincidieron con la densidad celular observada por conteo en cámara de Neubauer. De acuerdo con Alejos Cabrera, Ynga Huamán y Gaspar Reyes (2023) utilizaron el método espectrofotométrico para cuantificar células de microalgas marinas empleadas en acuicultura, el rango de trabajo inicial fue de 400–900 nm, pero las longitudes de onda

específicas utilizadas para las mediciones y el modelo predictivo fueron 676 y 680 nm es una herramienta confiable para estimar la biomasa algal, lo que valida la pertinencia de este parámetro como método no destructivo y de bajo costo en la monitorización de microalgas.

La integración de estos parámetros permite no solo monitorear la viabilidad del cultivo, sino también generar modelos predictivos para optimizar el rendimiento de biomasa y la captura de CO₂. En línea con esto, estudios recientes sugieren que la combinación de parámetros fisicoquímicos con análisis de modelado estadístico puede potenciar la escalabilidad de cultivos de *Nannochloropsis* destinados a la bioenergía y a la biorremediación (González *et al.*, 2022).

a) La curva de crecimiento obtenida evidenció diferencias claras entre los tratamientos, con fases de latencia más cortas y una transición rápida a la fase exponencial en los cultivos suplementados con BiolCatre®. Este comportamiento concuerda con Lathifah *et al.* (2021) destacan que la suplementación con nutrientes orgánicos acelera la cinética de crecimiento de *Nannochloropsis*. El medio F/2 Guillard mostró un patrón de crecimiento más estable pero menos pronunciado, lo cual se explica por la naturaleza sintética y balanceada del medio, diseñado para mantener la viabilidad más que para estimular el crecimiento acelerado.

b) Los resultados muestran diferencias claras en la respuesta cinética del organismo entre tratamientos. Los tratamientos 3 y 4 presentaron los mayores valores de la constante específica de crecimiento, lo que indica condiciones más favorables para la multiplicación celular. En particular, ambos tratamientos exhibieron tiempos de duplicación cercanos a 1.8 días, considerablemente menores que los observados en los tratamientos 1 y 2. No obstante, el tratamiento 4 presentó un ajuste menos robusto que el tratamiento 3, lo que sugiere una mayor variabilidad en la dinámica de crecimiento. Por otro lado, el tratamiento 2 mostró la menor velocidad de crecimiento y el menor coeficiente de ajuste, lo que podría asociarse con una fase de adaptación prolongada o con condiciones menos adecuadas para el desarrollo del organismo. En conjunto, el modelo de primer orden fue útil para describir la fase exponencial del crecimiento, aunque no representa de forma completa las etapas posteriores de estabilización y descenso observadas en algunos tratamientos.

c) Los análisis de viabilidad celular confirmaron que las microalgas cultivadas en mezclas de nutrientes orgánicos presentaron una mayor proporción de células activas durante las fases exponencial y estacionaria. Esto coincide con lo señalado por Delgadillo-López, González-Escamilla y Guipzot-Ibarra (2023), quienes observaron un mayor desempeño en la tasa de crecimiento durante la fase exponencial, así como en la capacidad de carga y el rendimiento máximo, en contraste con el medio de cultivo Guillard F/2. Los biofertilizantes líquidos promueven un microambiente más favorable para la estabilidad fisiológica de las células algales. Además, el uso de BiolCatre® redujo la mortalidad celular en comparación con el medio sintético, probablemente debido a la presencia de micronutrientes que mejoran la resistencia a condiciones de estrés.

En cuanto a la biomasa obtenida, los tratamientos con mayor proporción de BiolCatre® alcanzaron valores superiores, lo que refuerza la hipótesis de que la fuente de nutrientes influye de manera directa en el rendimiento final. Estudios recientes confirman que los medios orgánicos como el bagazo, no solo aumentan la biomasa, sino que también pueden mejorar la composición lipídica de *Nannochloropsis*, potenciando su aplicación en biocombustibles Según El-Sayed, Fetyan, Moghanm, Elbagory, Ibrahim, Sadik y Shokr (2022). Asimismo, se ha demostrado que las combinaciones de nutrientes sintéticos y orgánicos permiten un equilibrio entre crecimiento rápido y estabilidad fisiológica, optimizando la productividad en sistemas a escala piloto (Sanuddin *et al.*, 2023).

En conjunto, estos resultados sugieren que la elección del medio de cultivo constituye un factor determinante en la cinética de crecimiento, la viabilidad celular y la cantidad final de biomasa. La evidencia obtenida confirma la factibilidad de utilizar nutrientes de bajo costo como BiolCatre® para fortalecer la sostenibilidad y reducir los costos de producción en cultivos destinados a la captura de CO₂ y a la generación de biocombustibles.

a) El análisis no paramétrico de Kruskal Wallis indicó diferencias altamente significativas entre la mediana de los valores de CO₂ capturado por las diferentes mezclas de tratamientos evaluados (100% Biol, 100% f/2 G, 50% f/2 G-50% Biol, 75% Biol-25% F/2G), con un valor de ***P* < 0.001** y un nivel de confianza del 95%. Posteriormente, el contraste de Mann Whiney mostró que las

mezclas de tratamiento identificados con letras diferentes en la gráfica presentan promedios estadísticamente distintos, lo que confirma la existencia de variabilidad significativa en los valores de la mediana de las diferentes mezclas evaluadas. Los resultados muestran que el tratamiento 75% Biol-25% F/2G presenta el valor más alto de remoción de CO₂ con un valor mediano de 23.015% (cuartil Inferior de 17.635% y cuartil superior 35.12%), seguido del tratamiento 100% Biol con 20.1% (cuartil inferior de 15.415 % y cuartil superior de 24.15%). Los tratamientos que mostraron los valores medianos más bajos de remoción fueron 100% f/2 G y el 50% F/2 G-50% Biol con 10.865% (cuartil inferior de 8.995% y cuartil superior de 14.875%) y 17.65% (cuartil inferior de 11.725 % y cuartil superior de 22.455%) respectivamente

Los resultados obtenidos en la evaluación del grado de captura de CO₂ demostraron que *N. oculata* presenta una alta capacidad de fijación de carbono bajo condiciones controladas. Este hallazgo concuerda con lo reportado por Rashad *et al.* (2025), quienes destacaron que las especies de *Nannochloropsis* poseen tasas fotosintéticas significativamente superiores a las de muchas plantas terrestres, lo que las convierte en un organismo modelo para proyectos de mitigación de emisiones. Según *EFB Bioeconomy Journal* (2024), las microalgas presentan un alto potencial en la captura y almacenamiento de CO₂ gracias a su eficiencia fotosintética.

En esta investigación se observó que los tratamientos con nutrientes de origen orgánico (BiolCatre®) alcanzaron los valores más altos de captura de CO₂, lo cual puede atribuirse a la presencia de micronutrientes que favorecen la actividad enzimática clave en la fijación fotosintética, la disponibilidad de hierro, magnesio y fósforo resulta esencial para mantener una alta tasa de absorción de carbono y para potenciar la síntesis de clorofilas y pigmentos (Hernández Márquez, Pérez Sánchez, Nuñez Rodríguez, Sosa Olivier, Hernández Barajas, & Laines Canepa, 2024).

b) El análisis de Kruskal Wallis mostró diferencias significativas entre tratamientos evaluados (100% Biol, 100% f/2 G, 50% f/2 G-50% Biol, 75% Biol-25% F/2G y testigo), con un valor de ***P* < 0.001** y un nivel de confianza del 95%. Posteriormente, el contraste de Mann Whiney mostró que las mezclas de tratamiento identificados con letras diferentes en la gráfica

presentan promedios estadísticamente distintos, lo que confirma la existencia de variabilidad significativa en los valores de la mediana de las diferentes mezclas evaluadas.

Los resultados muestran que el tratamiento 75% Biol-25% F/2G presenta el valor más alto de remoción de CO₂ con un valor mediano de 23.015% (cuartil Inferior de 17.635% y cuartil superior 35.12%), seguido del tratamiento 100% Biol con 20.1% (cuartil inferior de 15.415 % y cuartil superior de 24.15%). Posteriormente los tratamientos que mostraron los valores medianos más bajos de remoción fueron 100% f/2 G, testigo y el 50% F/2 G-50% Biol con 10.865% (cuartil inferior de 8.995% y cuartil superior de 14.875%), 12.63% (cuartil inferior de 12.51% y cuartil superior de 15.19%) y 17.65% (cuartil inferior de 11.725 % y cuartil superior de 22.455%) respectivamente.

En esta investigación se observó que los tratamientos con nutrientes de origen orgánico (BiolCatre®) alcanzaron los valores porcentuales más altos de captura de CO₂, lo cual puede atribuirse a la presencia de micronutrientes que favorecen la actividad enzimática clave en la fijación fotosintética, la disponibilidad de hierro, magnesio y fósforo resulta esencial para mantener una alta tasa de absorción de carbono y para potenciar la síntesis de clorofilas y pigmentos (Hernández Márquez *et al.*, 2024).

c) Otro aspecto relevante es que la captura de CO₂ se tradujo en un aumento proporcional de la biomasa algal, evidenciando la estrecha relación entre el metabolismo fotosintético y la acumulación de compuestos energéticos.

Estudios recientes han mostrado que la fijación eficiente de CO₂ en *Nannochloropsis* no solo incrementa el rendimiento de biomasa, sino que también mejora la acumulación lipídica, lo que amplía su potencial en la producción de biocombustibles. (Alami *et al.*, 2021).

Finalmente, la eficiencia observada en esta investigación confirma que la integración de microalgas en sistemas de purificación de biogás representa una alternativa viable para reducir la proporción de CO₂ y mejorar la calidad energética del metano. Tal como sostienen Padhi *et al.* (2025) analizan el uso de microalgas para la captura de CO₂ en gases de combustión y su

aprovechamiento en la producción de biocombustibles, la biofijación de CO₂ mediante microalgas puede complementar las tecnologías físicas y químicas de purificación, aportando sostenibilidad y reduciendo costos operativos.

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
México.

10 CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

La presente investigación demostró que las microalgas *N. oculata* posee un alto potencial para la captura biológica de dióxido de carbono (CO₂) y la consecuente optimización de la calidad del biogás. En particular, se determinó que el tratamiento con 75% de Biol-Catre® y 25% de medio F/2 Guillard® presentó el mejor desempeño en crecimiento, producción de biomasa y remoción de CO₂, dando cumplimiento al objetivo general y a los objetivos específicos relacionados con la evaluación del crecimiento, la biomasa y la captura de carbono.

A través de un diseño experimental controlado con cuatro fotobiorreactores, se confirmó que las condiciones de cultivo y la composición nutricional influyen significativamente en el crecimiento celular, la productividad de biomasa y la eficiencia de fijación de CO₂. Los resultados evidenciaron que el tratamiento con 75% de Biol-Catre® y 25% de medio Guillard® alcanzó los mayores niveles de biomasa y eficiencia de remoción de CO₂, con un promedio superior al 60%, mejorando la proporción de metano en el biogás tratado. Por ello, esta condición experimental se identifica como la más favorable dentro de las evaluadas para la optimización biológica del biogás.

Estos hallazgos validan la viabilidad del uso de *N. oculata* como una herramienta biotecnológica sustentable para la purificación del biogás, ofreciendo una alternativa de bajo costo frente a los métodos físico-químicos convencionales, al menos bajo condiciones controladas de laboratorio. Asimismo, se demuestra que el empleo de nutrientes orgánicos derivados de procesos locales, como el Biol-Catre®, promueve una estrategia de economía circular aplicable a contextos rurales y agroindustriales.

En conclusión, la integración de sistemas fotobiorreactores con microalgas representa una solución innovadora y ambientalmente responsable para mejorar la eficiencia energética del biogás y reducir las emisiones de gases de efecto invernadero. Esta investigación contribuye al fortalecimiento del conocimiento científico en biotecnología ambiental y ofrece bases técnicas para el desarrollo de tecnologías limpias orientadas a la transición hacia una matriz energética baja en carbono y sustentable.

Se sugieren algunas recomendaciones a tomar en cuenta:

- Optimización de condiciones de cultivo: Se sugiere continuar evaluando parámetros ambientales como la intensidad lumínica, temperatura y pH, con el fin de determinar las condiciones óptimas que maximicen la tasa de crecimiento y la eficiencia fotosintética de *N. oculata* en diferentes escalas de producción.
- Escalamiento del sistema fotobiorreactor: Se recomienda realizar pruebas piloto en fotobiorreactores de mayor capacidad para validar la estabilidad del sistema y la eficiencia de captura de CO₂ en condiciones semi-industriales, considerando el control automatizado y aumentando la potencia del burbujeo para lograr homogeneidad y evitar zonas muertas, logrando mejorar la transferencia de gas- líquido para una mayor captura de CO₂. También se debe considerar que la mayor densidad celular podría generar el efecto de sombreado a nivel industrial y afectar la eficiencia fotosintética, por lo cual se debe mejorar el diseño del FBR y aumentar la intensidad lumínica uniforme.
- Para el escalamiento industrial sugiero continuar con el diseño tubular de sistema cerrado ya que permite un mejor control de entrada y salida del gas tratado.
- Caracterización del biogás tratado: Es importante realizar un análisis más detallado de la composición del biogás posterior al tratamiento biológico de manera que pueda corroborarse con mayor precisión el impacto de la remoción de CO₂ sobre la calidad energética final del biogás.
- Evaluación de la biomasa residual: Se recomienda analizar la biomasa generada después del proceso de captura de CO₂ para identificar sus posibles aplicaciones en la producción de biofertilizantes, biocombustibles o compuestos de valor agregado, fortaleciendo así el enfoque de economía circular.
- Uso de fuentes nutricionales alternativas: Dado el buen desempeño del Biol-Catre®, se sugiere comparar su eficiencia con otros nutrientes orgánicos de origen

local, evaluando su impacto en la productividad y sostenibilidad del sistema, especialmente en regiones con alta disponibilidad de residuos orgánicos.

- **Análisis económico y ambiental:** Se aconseja incorporar estudios de costo-beneficio y análisis de ciclo de vida para cuantificar los impactos económicos y ambientales de la implementación de esta tecnología, permitiendo estimar su viabilidad a largo plazo en contextos rurales y agroindustriales.

- **Integración en políticas de energía y sostenibilidad:** Finalmente, se propone vincular los resultados de esta investigación con programas institucionales y políticas públicas orientadas a la reducción de emisiones y la promoción de energías limpias, fortaleciendo el papel de la biotecnología ambiental en la transición hacia sistemas energéticos sustentables.

11 REFERENCIAS CITADAS

- Abalde Alonso, J. E., Cid Blanco, A., Fidalgo Paredes, J. P., Torres Vaamonde, J. E., & Herrero López, C. (1995). Microalgas: Cultivo y aplicaciones. In *Microalgas: Cultivo y aplicaciones*. <https://doi.org/10.17979/spudc.9788497497695>
- Abdelkarim, O. H., Wijffels, R. H., & Barbosa, M. J. (2025). Microalgal lipid production: A comparative analysis of *Nannochloropsis* and *Microchloropsis* strains. *Journal of Applied Phycology*, 37(2), 1223–1238. <https://doi.org/10.1007/s10811-024-03318-7>
- Aguilar-Reynaga, G. A., Vega-Villasante, F., Guerrero-Galván, S. R., Vargas-Ceballos, M., & Badillo-Zapata, D. (2022). Uso de fertilizantes agrícolas en la producción de la microalga *Nannochloropsis* salina para su aprovechamiento en acuicultura. *PCTI*, 208, 1–10. Asociación Mexicana de Ciencias y Tecnología de Incubadoras (AMECTI-AC).
- Alami, A. H., Tawalbeh, M., Alasad, S., Ali, M., Alshamsi, M., & Aljaghoub, H. (2021). Cultivation of *Nannochloropsis* algae for simultaneous biomass applications and carbon dioxide capture. *Energy Sources, Part A: Recovery, Utilization, and Environmental Effects*. Advance online publication. <https://doi.org/10.1080/15567036.2021.1933267>
- Alavianghavanini, A., Shayesteh, H., Bahri, P. A., Vadiveloo, A., & Moheimani, N. R. (2024). Microalgae cultivation for treating agricultural effluent and producing value-added products. *Science of The Total Environment*, 912, 169369. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.169369>
- Alejos Cabrera, R. M., Ynga Huamán, G. A., & Gaspar Reyes, W. A. (2023). Uso del método espectrofotométrico para la cuantificación celular de microalgas marinas de uso en la acuicultura. *Revista ION*, 36(3), 75–84. <https://doi.org/10.18273/revion.v36n3-2023007>
- Andersen, R. A. (Ed.). (2005). *Algal culturing techniques*. Academic Press.

- Andriopoulos, V., Lamari, F. N., Hatziantoniou, S., & Kornaros, M. (2022). Production of antioxidants and high value biomass from *Nannochloropsis oculata*: Effects of pH, temperature and light period in batch photobioreactors. *Marine Drugs*, 20(9), 552. <https://doi.org/10.3390/md20090552>
- Anuddin, N. B., Hairol, M. D., Nian, C. T., Robles, R. J. F., Illud, H. A., Muyong, J. S., Ebbah, J. H., & Sarri, J. H. (2023). Impact of different nutrient enrichment concentrations on the growth of microalga *Nannochloropsis sp.* (Monodopsidaceae) culture. *Acta Natura et Scientia*, 4(1), 87–93. <https://doi.org/10.29329/actanatsci.2023.353.09>
- Azizi, S., Aliniaiefard, S., Zarbakhsh, S., Esmaeili, S., Baghalian, K., & Gruda, N. S. (2025). Fotobiología, fotosíntesis y respuestas vegetales bajo iluminación artificial en la agricultura de entornos controlados. *Scientia Horticulturae*, 349, 114248. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2025.114248>
- Bastidas, O. (2011). Conteo Celular con Hematocitometro. Technical Note-Neubauer Chamber Cell Counting, 1–6.
- Bauer, L., Ranglová, K., Masojídek, J., Drosig, B., & Meixner, K. (2021). Digestate as sustainable nutrient source for microalgae—Challenges and prospects. *Applied Sciences*, 11(3), 1056. <https://doi.org/10.3390/app11031056>
- Candia-Sanchez, L. F., Álvarez-Cervantes, J., Díaz, R., & Díaz-Godínez, G. (2017). Potential use of bioreactors for laccases production of basidiomycete fungi. *Mexican Journal of Biotechnology*, 2(1), 15–36. <https://doi.org/10.29267/mxjb.2017.2.1.15>
- Cardenas-gutierrez, I. Y., Machuca-martinez, F., & García-, J. B. (2021). Protocol for the maintenance of strains and escalation in the production of microalgae of industrial interest Protocolo para el mantenimiento de cepas y escalamiento en la producción de microalgas de interés industrial. <https://doi.org/10.25100/iy.23i1.10673>

- Cardenas-gutierrez, I. Y., Machuca-martinez, F., & García-, J. B. (2021). Protocol for the maintenance of strains and escalation in the production of microalgae of industrial interest. <https://doi.org/10.25100/iyec.23i1.10673>
- Delgadillo-López, A. E., González-Escamilla, E., & Guipzot-Ibarra, J. (2023). Estudio comparativo de dos medios de cultivo de la microalga *Nannochloropsis oculata*. *Tendencias en Energías Renovables y Sustentabilidad (TERYS)*, 2(1), 288–295. <https://doi.org/10.5281/zenodo.1234567>
- EFB Bioeconomy Journal. (2024). The potential of microalgae for carbon capture and sequestration. *EFB Bioeconomy Journal*, 4, 100067. <https://doi.org/10.1016/j.bioeco.2024.100067>
- El-Sayed, A. E.-K. B., Fetyan, N. A., Moghanm, F. S., Elbagory, M., Ibrahim, F. M., Sadik, M. W., & Shokr, M. S. (2022). Biomass fatty acid profile and fuel property prediction of bagasse waste grown *Nannochloropsis oculata*. *Agriculture*, 12(8), 1201. <https://doi.org/10.3390/agriculture12081201>
- Escamilla García, Pablo Emilio. (2019). EFICIENCIA Y CONFIABILIDAD DE MODELOS DE ESTIMACION DE BIOGÁS EN RELLENOS SANITARIOS. LA GRANJA. *Revista de ciencias de la vida*, 29(1), 32-44. <https://doi.org/10.17163/lgr.n29.2019.03>
- Fu, S., Angelidaki, I., & Zhang, Y. (2021). In situ Biogas Upgrading by CO₂-to-CH₄ Bioconversion. *Trends in Biotechnology*, 39(4), 336–347. <https://doi.org/10.1016/j.tibtech.2020.08.006>
- García, J., Pavía, M., García, T., Chirivella, J., & Serrano, A. (2017). Principios de biotecnología y bioingeniería en el cultivo de microalgas. *Nereis*, 9, 115130. <file:///C:/Users/Usuario/Downloads/Dialnet->
- García, P. E. E. (2019). Eficiencia y fiabilidad de los modelos teóricos de biogás para vertederos. *La granja*, 29(1), 32–44. ISSN 1390-8596. <https://doi.org/10.17163/lgr.n29.2019.03>

- González, J., Rodríguez, E., Guzmán, J. L., Acién, F. G., & Visioli, A. (2022). Temperature optimization in microalgae raceway reactors by depth regulation. *Revista Iberoamericana de Automática e Informática Industrial*, 173. <https://doi.org/10.4995/riai.2021.16586>
- Guillard, R. R. L., & Sieracki, M. S. (2005). Counting cells in cultures with the light microscope. En R. A. Andersen (Ed.), *Algal culturing techniques* (pp. 239–252). Elsevier Academic Press.
- Guillard, R. R. L., & Ryther, J. H. (1962). *Studies of marine planktonic diatoms: I. Cyclotella nana Hustedt, and Detonula confervacea (Cleve) Gran. Canadian Journal of Microbiology*, 8(2), 229–239. <https://doi.org/10.1139/m62-029>
- Guiry, M. D., & Guiry, G. M. (2023). AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. [AlgaeBase: Listando las algas del mundo](#)
- Guzmán, J. L., Acién, F. G., & Berenguel, M. (2021). Modelling and control of microalgae production in industrial photobioreactors. *RIAI - Revista Iberoamericana de Automatica e Informatica Industrial*, 18(1), 1–18. <https://doi.org/10.4995/RIAI.2020.13604>
- Hernández Márquez, S. K., Pérez Sánchez, R. V., Nuñez Rodríguez, E., Sosa Olivier, J. A., Hernández Barajas, J. R., & Laines Canepa, J. R. (2024). El increíble viaje de una microalga: un baile con nutrientes para un crecimiento excepcional. *Kuxulkab'*, 30(67), e5953. <https://doi.org/10.19136/kuxulkab.a30n67.5953>
- Hidalgo J. y Alfaro E. (2019). Evaluación e implementación de proyectos piloto en biodigestores en el Salvador. *Repositorio*, 1–99.
- Ikeda, I. K., Sales, R. de O. J., Santos, A. C. de S., Duarte, A. F. C., Martins, R. C., Schneider, R. de C. de S., Willemann, D. P., & Neves, F. de F. (2024). Alternative culture medium for large-scale production of *Nannochloropsis oculata* [Medio de cultivo alternativo para la producción a gran escala de *Nannochloropsis oculata*]. *Revista Latinoamericana de Biotecnología Ambiental y Algal*, 15(2), 1–17.

- Jin, X., Gong, S., Chen, Z., Xia, J., & Xiang, W. (2021). Potential microalgal strains for converting flue gas CO₂ into biomass. *Journal of Applied Phycology*, 33(1), 47–55. <https://doi.org/10.1007/s10811-020-02147-8>
- Jose Apolonio Venegas Venegas, Deb Raj Aryal, R. P. R. (2019). Biogás, la energía renovable para el desarrollo de granjas porcícolas en el estado de Chiapas: Vol. XXXIV (pp. 169–187). ISSN: 2448-6655.
- Laboratorio de Genómica Viral y Humana. (2013). *Conteo celular y evaluación de viabilidad* (Versión 2.0). Facultad de Medicina, Universidad Autónoma de San Luis Potosí. (Trabajo original publicado en 2008).
- Lathifah, W., Fikri, R. A., Putri, N., Hidayati, N. A., Anggraini, I. D., Prabowo, B., & Marno, S. (2021). Effect of commercial NPK fertilizer on growth and biomass of *Navicula* sp. and *Nannochloropsis* sp. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 762(1), 012060. doi:10.1088/1755-1315/762/1/012060
- Laura Torrentera Blanco, Albert G. J Tacon, 1989. Organización de las naciones Unidas para la Agricultura y la alimentación (FAO). [LA PRODUCCION DE ALIMENTO VIVO Y SU IMPORTANCIA EN ACUACULTURA](#)
- Ma, X. N., Chen, T. P., Yang, B., Liu, J., & Chen, F. (2016). *Nannochloropsis spp.: promising microalgae for commercial applications*. *Journal of Applied Phycology*, 28(1), 9–28. <https://doi.org/10.1007/s10811-015-0694-5>
- Montenegro-Herrera, C., Maroneze, M. M., & Portillo, F. V. (2001). Poliglucanos de reserva en microalgas: química, biosíntesis y manipulación de condiciones de cultivo. *Bio Tecnología*, Año 2021, Vol. 25(5), 52–65.
- Moraes, L., Rosa, G. M., Cara, I. M., Santos, L. O., Morais, M. G., Molina Grima, E., Costa, J. A. V., & Acién Fernández, F. G. (2020). Bioprocess strategies for enhancing the outdoor production of *Nannochloropsis gaditana*: an evaluation of the effects of pH on culture

- performance in tubular photobioreactors. *Bioprocess and Biosystems Engineering*, 43(10), 1823–1832. <https://doi.org/10.1007/s00449-020-02373-x>
- Moreno, J., Medina, C., & Albarracín, V. (2012). Aspectos ecológicos y metodológicos del muestreo, identificación y cuantificación de cianobacterias y microalgas eucariotas. *REDUCA (Biología)*, 5(5), 110–125. <http://www.revistareduca.es/index.php/biologia/article/view/964>
- Nagarajan, D., Lee, D. J., & Chang, J. S. (2019). Biogas upgrading by microalgae: Strategies and future perspectives. In *Microalgae Biotechnology for Development of Biofuel and Wastewater Treatment* (pp. 347–395). Springer Singapore. https://doi.org/10.1007/978-981-13-2264-8_15
- Nagarajan, D., Lee, D.-J., & Chang, J.-S. (2019). Integration of anaerobic digestion and microalgal cultivation for digestate bioremediation and biogas upgrading. *Bioresource Technology*, 290, 121804. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2019.121804>
- Neves, F. de F., Sales, R. de O. J., Ikeda, I. K., Santos, A. C. de S., Duarte, A. F. C., Martins, R. C., Schneider, R. de C. de S., & Willemann, D. P. (2024). Alternative culture medium for *Nannochloropsis oculata* mass culture. *Research Square*. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-4102702/v1>
- Ortiz-Moreno, M. L., Solano-Rodríguez, A., & Cardona-González, J. (2012). Evaluación del crecimiento de la microalga *Chlorella sorokiniana* en diferentes medios de cultivo en condiciones autotróficas y mixotróficas. *Orinoquia*, 16(1), 11–20. ISSN 0121-3709.
- Padhi, D., Kashyap, S., Mohapatra, R.K. et al. Microalgae-based flue gas CO₂ sequestration for cleaner environment and biofuel feedstock production: a review. *Environ Sci Pollut Res* 32, 13539–13565 (2025). <https://doi.org/10.1007/s11356-025-35958-8>

- Quevedo, C., Morales, S. P., & Acosta, A. (2008). Crecimiento de *Scenedesmus* sp. en diferentes medios de cultivo para la producción de proteína microalgal. *Vitae Revista De La Facultad De Química Farmacéutica*, 15(July 2014), 25–31.
- Rashad, M. A., Jamil, F., Hussain, M., Inayat, A., Akhter, P., Hamayun, M. H., ... Park, Y. K. (2025). Zero-carbon solution: Microalgae as a low-cost feedstock for fuel production and carbon sequestration. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, 55(16), 1249–1272. <https://doi.org/10.1080/10643389.2025.2505069>
- Riddle, D. (2005, 15 de julio). Product Review: A comparison of two quantum meters – Li-Cor v. Apogee. *Reefs.com Magazine*. <https://reefs.com/magazine/product-review-a-comparison-of-two-quantum-meters-li-cor-v-apogee/>
- Rodolfi, L., Zittelli, G. C., Barsanti, L., Rosati, G., & Tredici, M. R. (2009). *Microalgae for oil: strain selection, induction of lipid synthesis and outdoor mass cultivation in a low-cost photobioreactor*. *Biotechnology and Bioengineering*, 102(1), 100–112. <https://doi.org/10.1002/bit.22033>
- Rubio Fernández, D., & Moreno Saboya, H. L. (2017). Agitación y transferencia de masa de CO₂ en fotobiorreactores tipo airlift. *Revista de Investigación*, 10(2), 49–62. <https://doi.org/10.29097/2011-639X.81>
- Rubio Fernández, D., Sierra Herrera, J. A., Ruiz Fonseca, S., & Sandoval Herrera, J. A. (2014). Diseño de un fotobiorreactor Airlift a escala banco. *Elementos*, 4(4). <https://doi.org/10.15765/e.v4i4.520>
- Santos-Ballardo, D. U., Rossi, S., Hernández, V., Vázquez Gómez, R., Rendón-Unceta, M. del C., Caro-Corrales, J., & Valdez-Ortiz, A. (2015). A simple spectrophotometric method for biomass measurement of important microalgae species in aquaculture. *Aquaculture*, 448, 87–92. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.05.044>

- SENER, 2019. Balance Nacional de Energía. Secretaría de Energía Dirección General de Planeación E Información Energéticas Dirección de Estadística y Balances Energéticos. [tps://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/707654/Balance_Nacional_Energia_0403.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/707654/Balance_Nacional_Energia_0403.pdf) - Búsqueda
- Sforza, E., Simionato, D., Giacometti, G. M., Bertucco, A., & Morosinotto, T. (2012). Adjusted light and dark cycles can optimize photosynthetic efficiency in algae growing in photobioreactors. *PLoS ONE*, 7(6), e38975. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0038975>
- Thoré, E. S. J., Schoeters, F., Spít, J., & Van Miert, S. (2021). Real-time monitoring of microalgal biomass in pilot-scale photobioreactors using nephelometry. *Processes*, 9(9), 1530. <https://doi.org/10.3390/pr9091530>
- Wu, G., Chong, J. W. R., Khoo, K. S., Lim, J. W., Chew, K. W., & Show, P. L. (2025). Upcycling food waste for microalgae cultivation toward lipid production in a closed-loop and system-integrated circular bioeconomy. *Biotechnology for Biofuels and Bioproducts*, 18, Article 74. <https://doi.org/10.1186/s13068-025-02679-6>
- Yang, H., & Yee, J. C. (2023). Una evaluación rápida de la concentración de microalgas utilizando la medición de turbidez para la producción de semillas en criaderos de moluscos: *FOR395/FR466*, 3/2023 (EDIS No. 2023(2)). <https://doi.org/10.32473/edis-fr466-2023>
- Zazueta-Torres, N. D., Yáñez-Juárez, M. G., Ayala-Tafoya, F., Velázquez-Alcaraz, T. J., López-Orona, C. A., & Díaz-Valdés, T. (2022). Calidad de luz de lámparas fluorescentes en el crecimiento de pepino y severidad de *Oidium* sp. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 13(6), 977–989. <https://doi.org/10.29312/remexca.v13i6.2800>
- Zhang, J., Tsai, W. Y., Hsu, C. H., & Peng, C. A. (2022). Biodiesel production from *Nannochloropsis oculata* cultured at stressful carbon dioxide concentration and light illumination. *Biofuels*, 13(4), 527–535. <https://doi.org/10.1080/17597269.2020.1787699>

12 ANEXOS

12.1 ANEXO A. PROCEDIMIENTO PARA EL USO DEL NUTRIENTE BIOL CATRE®



Biol catre® en presentación comercial

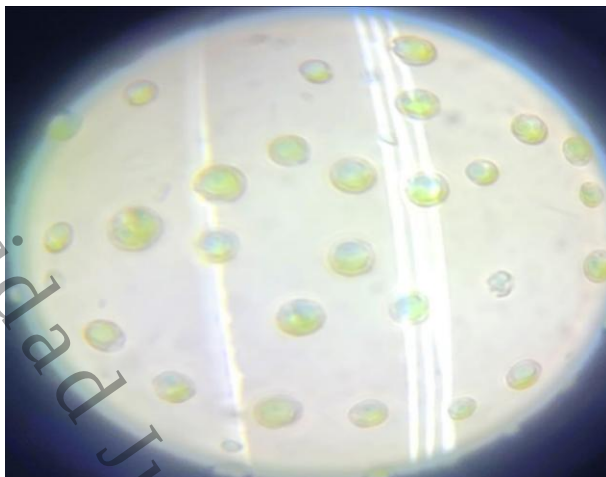


Purificación y esterilización del BiolCatre®; papel filtro sobre el embudo Buchner, anclado al matraz Kitasato conectado a una bomba al vacío. Autoclave

12.1 ANEXO A.1. CENTRO DE CULTIVO DE MICROALGAS DEL LABORATORIO DE LA PLANTA PILOTO 3 TRATAMIENTO ATMOSFERICO Y DE RESIDUOS SÓLIDOS.



ANEXO A.2. CEPA *NANOCHLOROPSIS OCULATA*



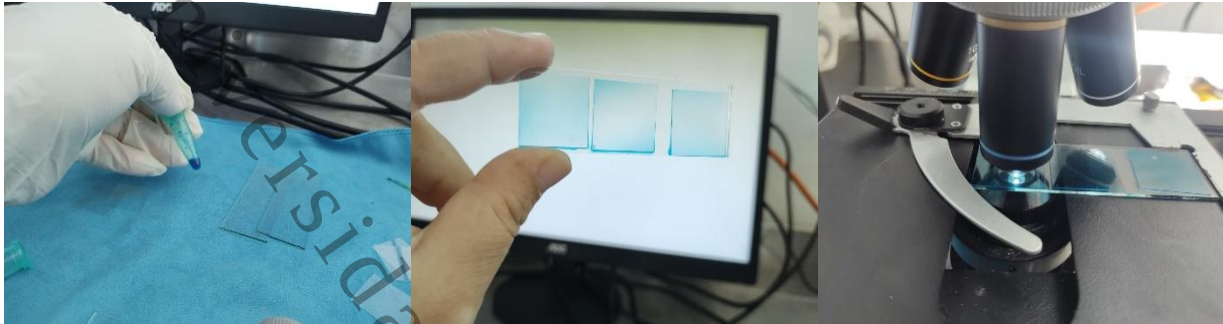
Nannochloropsis oculata, Microscopio trinocular zeiss,
objetivo 40x.

ANEXO A.3. ACLIMATACIÓN DE LA CEPA



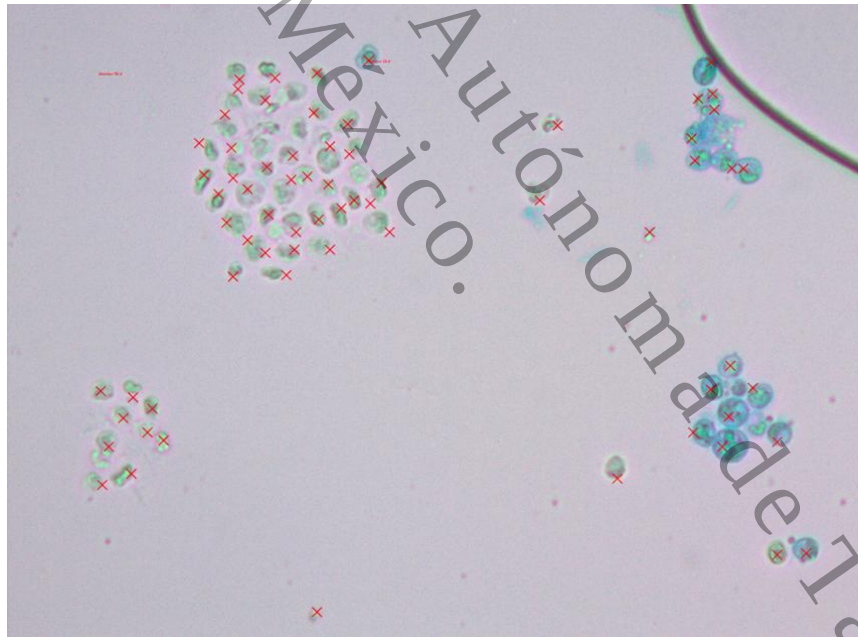
Cepa de microalgas aclimatadas

ANEXO A.4. VIABILIDAD DE LAS MICROALGAS



Viabilidad del cultivo de las *Nannochloropsis oculata*

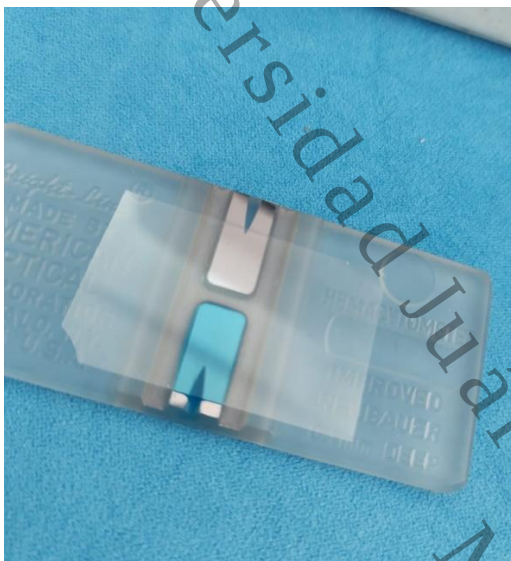
ANEXO A.5 CONTEO DE VIABILIDAD



Tomada con la cámara adaptada en el microscopio ZEZZ y el programa ZEN a 40X del laboratorio de genética y eco fisiología DAC-biol

12.2 ANEXO B. MEDICIÓN DE PARÁMETROS

ANEXO B.1 CAMARA DE NEUBAUER



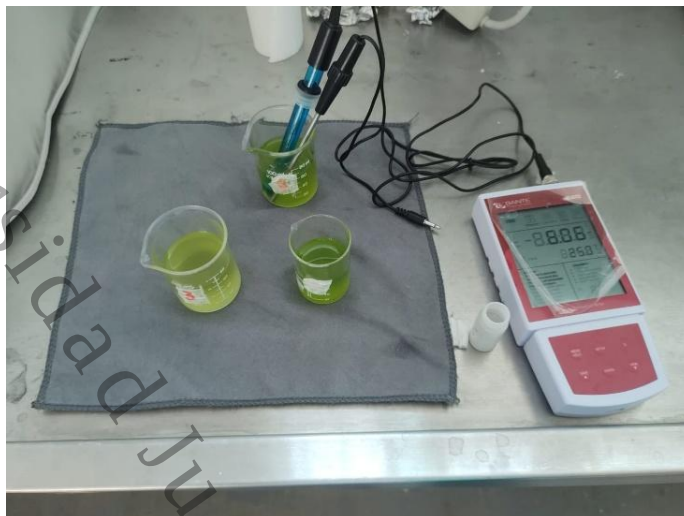
Cámara de Neubauer con muestra

ANEXO B.2 ABSORBANCIA



Espectrofotómetro Genesys 10S UV-VIS

ANEXO B.3 PH Y TEMPERATURA



Medición de pH y temperatura

ANEXO B.4 COLORIMETRÍA, SÓLIDOS TOTALES SUSPENDIDOS, TURBIDEZ



Colorímetro, medidor de color, Sólidos Totales Suspendidos, Turbidez

ANEXO B.5 ESACALMIENTO DE LOS FOTOBIORREACTORES



Instalación de los FBR con el cultivo de las microalgas con 3 réplicas y un blanco, con los parámetros requeridos: luz, burbujeo, recirculación y nutrientes, fase de adaptación.



Instalación de los FBR con el cultivo de las microalgas con 3 réplicas y un blanco, con los parámetros requeridos: luz, burbujeo, recirculación y nutrientes, fase exponencial.

ANEXO B.6 INYECCIÓN DE BIOGÁS



Inyección de biogás en el FBR 2, con dos medidores de flujo 200 kpa y un medidor de flujo por litros.

ANEXO B.7 CAPTURA DE BIOGÁS TRATADO EN BOLSAS



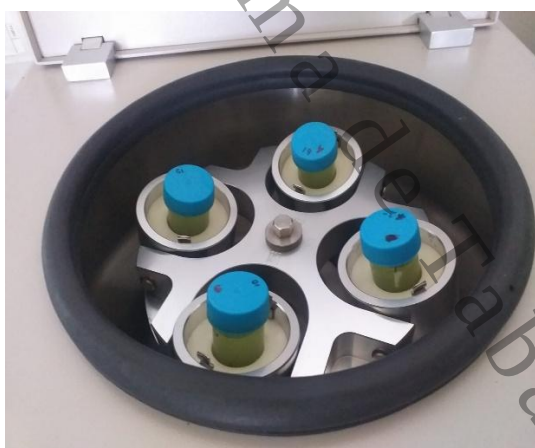
Bolsas herméticas con válvulas de entrada y salida.

ANEXO B.8 MEDICIÓN DEL BIOGÁS



Medición del biogás tratado con el cultivo de microalgas con el equipo Medidor de biogás Optima 7.

12.3 ANEXO C. CENTRIFUGADO



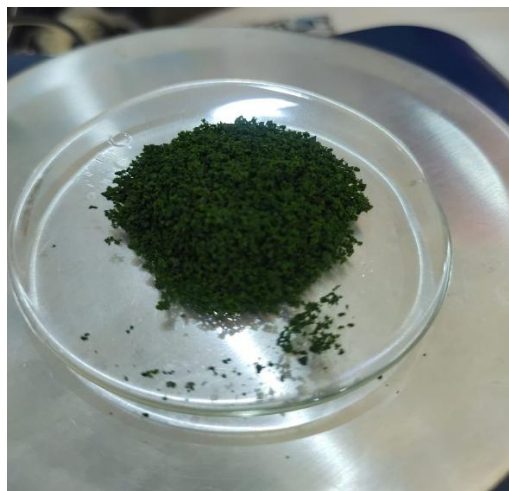
a) Centrifuga. b) Tubos de 50ml en la centrifuga.

ANEXO C.1 SECADO Y MACERADO



a) Muestra centrifugada lista para el secado. b) Muestra seca y macerada.

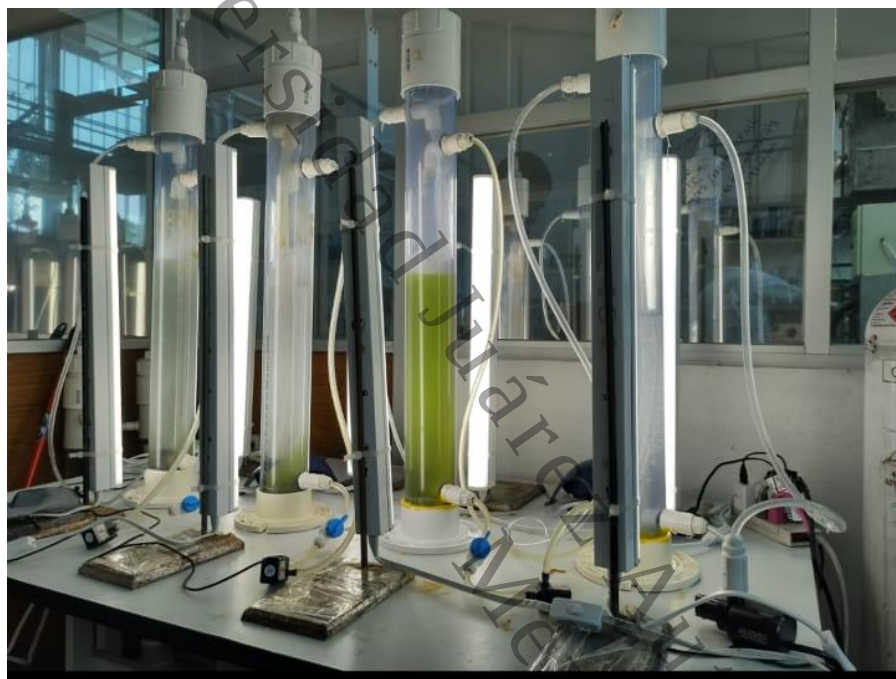
ANEXO C.2 PESO DE LA BIOMASA OBTENIDA



a) Pesado de la biomasa obtenida. B) muestra obtenida.

12.4 ANEXO D. COMPARACIÓN CULTIVOS

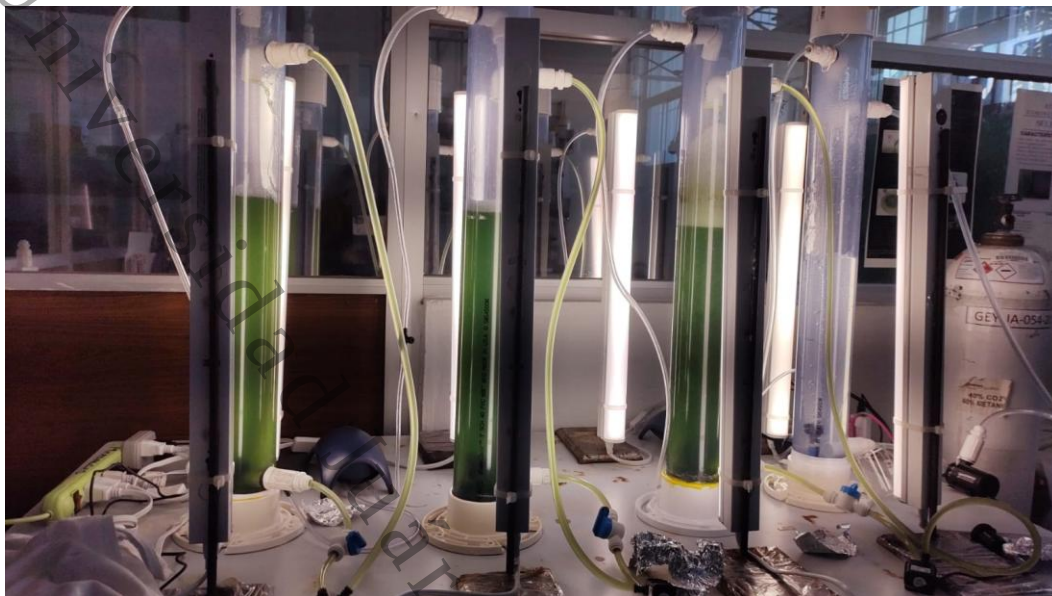
ANEXO D.1 CULTIVO CON CONCENTRACIÓN 100% F/2 GUILLARD



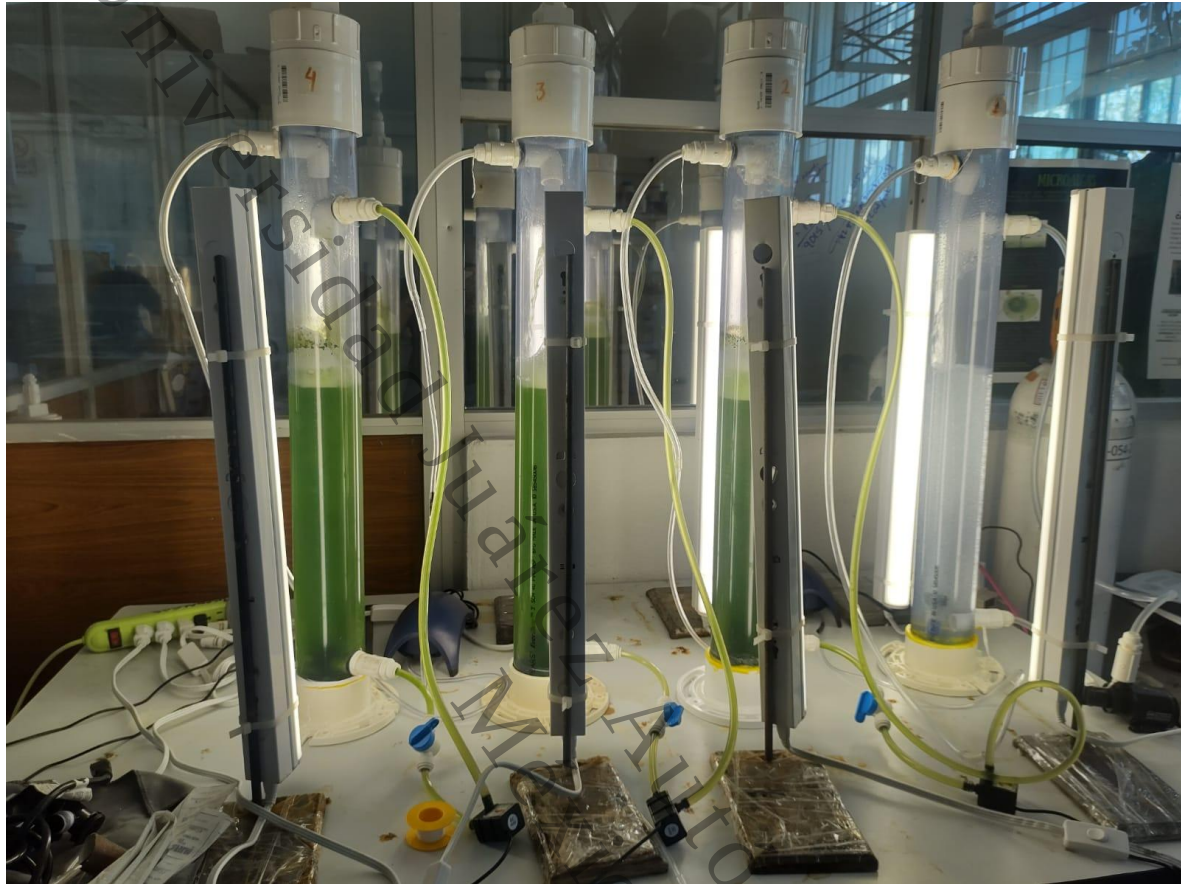
ANEXO D.2 CULTIVO CON CONCENTRACIÓN 50% BIOL CATRE Y 50% F/2 GUILLARD



ANEXO D.3 CULTIVO CON CONCENTRACIÓN 75% BIOL CATRE Y 25% F/2 GUILLARD



ANEXO D.4 CULTIVO CON CONCENTRACIÓN 100% BIOL CATTRE



12.5 ANEXO E BIOSEGURIDAD Y MANEJO DE RESIDUOS

El desarrollo experimental se realizó bajo condiciones controladas de bioseguridad, garantizando la protección del personal, del ambiente y de las instalaciones. Se aplicaron las buenas prácticas de laboratorio (BPL), así como los lineamientos institucionales para el manejo de sustancias químicas y materiales biológicos.

Todos los reactivos potencialmente tóxicos empleados en el estudio, incluyendo el azul de tripano (Trypan Blue), fueron manipulados conforme a su Hoja de Datos de Seguridad (HDS) y a la normativa ambiental y sanitaria vigente en México.

Se utilizó equipo de protección personal (EPP) consistente en bata de laboratorio, guantes de nitrilo, lentes de seguridad.

Manejo y almacenamiento: los residuos líquidos del azul de tripán fueron colocados en contenedores rígidos, resistentes a sustancias químicas que se encuentran en el Laboratorio Planta Piloto 3: Tratamiento Atmosférico y de Residuos Sólidos. Los recipientes permanecieron cerrados, almacenados en un área designada para residuos peligrosos, con señalización adecuada y control de acceso.

1. Procedimiento de inactivación biológica del medio de cultivo: El cultivo residual fue transferido a recipientes resistentes a presión, ocupando máximo el 80% de su capacidad.
2. Se sometió a autoclave bajo las siguientes condiciones:
 - 121 °C
 - 15 psi (103 kPa)
 - 20 minutos (volúmenes $\leq$ 2 L)
 - 30 minutos (volúmenes $>$ 2 L)
3. Se permitió el enfriamiento gradual antes de su manipulación.

Este procedimiento garantiza:

- Lisis celular.
 - Inactivación metabólica total.
 - Eliminación de contaminantes bacterianos asociados.
1. Inactivación química: Se adicionó hipoclorito de sodio comercial hasta alcanzar concentración final de 0.5–1% de cloro activo.
 2. Se mantuvo en reposo durante 30–60 minutos.
 3. Se verificó decoloración parcial y ausencia de viabilidad microscópica.

Posteriormente, se neutralizó el exceso de cloro con tiosulfato de sodio antes de su disposición.



**UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO**

"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"

**CIEI
COMISIÓN INSTITUCIONAL DE
ÉTICA EN INVESTIGACIÓN**



DICTAMEN ÉTICO

Rosa Veronica Pérez Sánchez

División Académica De Ciencias Biológicas

Presente:

En atención a su solicitud de Revisión y Dictamen Ético del

Tesis De Licenciatura O Posgrado

Optimización De La Calidad Del Biogas Mediante La Utilización De Nannochloropsis Oculata Para La Captura De Dioxido De Carbono

Folio UJAT-CIEI-2026-004

Y después de haber integrado al expediente las recomendaciones emitidas y entregadas por la

Subcomisión de Biología, Química, Biotecnología Y Ciencias Agropecuarias

La CIEI resuelve lo siguiente

Aprobado

Comentarios/Recomendaciones *

Revisor 1

La solicitud es en referencia a un Protocolo de Tesis para obtener el grado de Maestro en Ciencias Ambientales; el documento corresponde a la Optimización de la calidad del biogas mediante la utilización de Nannochloropsis oculata para la captura de dióxido de carbono. De acuerdo con la metodología, se evaluarán los parámetros fisicoquímicos para el cultivo óptimo de las microalgas, así como diferentes mezclas de nutrientes; para finalmente evaluar su capacidad para capturar el CO₂ del biogas inyectado al sistema.

En cuanto a las consideraciones éticas, se destaca que en el trabajo experimental se utilizará Nannochloropsis oculata una microalga marina natural, de uso seguro y ampliamente utilizada para la producción de biocombustibles; así como en la acuicultura y fabricación de suplementos alimenticios debido a su alto contenido de ácidos grasos omega-3 (EPA y DHA), como por su rápido crecimiento. Y aunque se han realizado estudios de ingeniería genética para mejorar su productividad, la cepa UTEX 2164 es una cepa silvestre de referencia, no modificada genéticamente, certificada por la Universidad de Texas. Para su cultivo se utilizarán un medio comercial mineral estándar para microalgas marinas (Medio F/2 Guillard®) y Biol-Catre® fertilizante orgánico líquido, obtenido de un proceso de biodigestión anaerobia de diversos sustratos orgánicos. En cuanto a la normatividad se indica la observancia y aplicación de las NOM-087-ECOL-SSA1-2002 Protección ambiental – Salud ambiental – Residuos peligrosos biológico-infecciosos (RPBI); NOM-052-SEMARNAT-2005 Características, procedimiento de identificación, clasificación y listados de los residuos peligrosos; NOM-017-STPS-2008 Equipo de protección personal – Selección, uso y manejo en los centros de trabajo.



UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO

"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"

CIEI
COMISIÓN INSTITUCIONAL DE
ÉTICA EN INVESTIGACIÓN



4. Someter la versión final de la tesis a este Comité para efectos de seguimiento y la verificación del cumplimiento de las recomendaciones emitidas.

* Las recomendaciones se emiten en el entendido que será responsabilidad del investigador atenderlas.

Se extiende la presente a los 26 días del mes de febrero del año 2026. Sin otro particular reciba un cordial saludo.

SUSANA DEL CARMEN
DE LA ROSA GARCÍA
PRESIDENTE

c.c.p Archivo CIEI
Archivo Dirección de Investigación, UJAT
Coordinaciones de Investigación



Av. Universidad s/n, Zona de la Cultura, Col. Magisterial, C.P. 86040
Villahermosa, Tabasco
eticaeninvestigacion@ujat.mx
www.ujat.mx

Alojamiento de la Tesis en el Repositorio Institucional	
Título de Tesis:	“Optimización de la Calidad del Biogás por Captura del Dióxido de Carbono mediante <i>Nannchloropsis oculata</i> ”
Autor(a) o autores(ras) de la Tesis:	Rosa Veronica Pérez Sánchez José Ramón Laines Canepa José Aurelio Sosa Olivier
ORCID:	0009-0001-6269-3223 0000-0002-6770-5596 0000-0001-6786-0521
Resumen de la Tesis:	La creciente preocupación por las emisiones de gases de efecto invernadero ha impulsado la búsqueda de tecnologías sostenibles para mejorar la calidad del biogás, cuyo elevado contenido de CO ₂ disminuye su poder calorífico. En este estudio se evaluó el potencial de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> para la captura biológica de CO ₂ y la

	optimización de la composición del biogás. Se desarrolló un diseño experimental con cuatro fotobiorreactores a escala laboratorio, utilizando diferentes concentraciones de nutrientes (Biol-Catre®, F/2 Guillard® y mezclas) para comparar el crecimiento celular y la eficiencia de fijación de carbono. Se monitorearon parámetros fisicoquímicos, viabilidad celular y cinética de crecimiento mediante conteo en cámara de Neubauer, absorbancia y colorimetría. Los resultados mostraron tasas de fijación de CO₂ superiores al 60%, destacando el tratamiento con 75% de Biol-Catre® por su mayor producción de biomasa y eficiencia de captura. Estos hallazgos confirman que el uso de microalgas cultivadas con nutrientes orgánicos representa una alternativa viable, de bajo costo y ambientalmente sostenible para la purificación del biogás, contribuyendo al desarrollo de tecnologías limpias y a la
--	--

	reducción de emisiones en sistemas bioenergéticos.
Palabras claves de la Tesis:	Biogás, <i>Nannochloropsis oculata</i> , microalgas, captura de CO ₂ , energía sostenible
Referencias citadas:	Abalde Alonso, J. E., Cid Blanco, A., Fidalgo Paredes, J. P., Torres Vaamonde, J. E., & Herrero López, C. (1995). Microalgas: Cultivo y aplicaciones. In Microalgas: Cultivo y aplicaciones. https://doi.org/10.17979/spudc.9788497497695 Abdelkarim, O. H., Wijffels, R. H., & Barbosa, M. J. (2025). Microalgal lipid production: A comparative analysis of <i>Nannochloropsis</i> and <i>Microchloropsis</i> strains. Journal of Applied Phycology, 37(2), 1223–1238. https://doi.org/10.1007/s10811-024-03318-7 Aguilar-Reynaga, G. A., Vega-Villasante, F., Guerrero-Galván, S. R., Vargas-

	Ceballos, M., & Badillo-Zapata, D. (2022). Uso de fertilizantes agrícolas en la producción de la microalga <i>Nannochloropsis</i> salina para su aprovechamiento en acuicultura. PCTI, 208, 1–10. Asociación Mexicana de Ciencias y Tecnología de Incubadoras (AMECTI-AC). Alami, A. H., Tawalbeh, M., Alasad, S., Ali, M., Alshamsi, M., & Aljaghoub, H. (2021). Cultivation of <i>Nannochloropsis</i> algae for simultaneous biomass applications and carbon dioxide capture. Energy Sources, Part A: Recovery, Utilization, and Environmental Effects. Advance online publication. https://doi.org/10.1080/15567036.2021.1933267 Alavianghavanini, A., Shayesteh, H., Bahri, P. A., Vadiveloo, A., & Moheimani, N. R. (2024). Microalgae cultivation for treating agricultural effluent and producing value-added products. Science of The Total Environment, 912, 169369.
--	--

	https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.169369 Alejos Cabrera, R. M., Ynga Huamán, G. A., & Gaspar Reyes, W. A. (2023). Uso del método espectrofotométrico para la cuantificación celular de microalgas marinas de uso en la acuicultura. <i>Revista ION</i>, 36(3), 75–84. https://doi.org/10.18273/revion.v36n3-2023007 sen, R. A. (2005). <i>Técnicas de cultivo de algas</i> (1.^a ed.). Editorial Académica. Andriopoulos, V., Lamari, F. N., Hatziantoniou, S., & Kornaros, M. (2022). Production of antioxidants and high value biomass from <i>Nannochloropsis oculata</i>: Effects of pH, temperature and light period in batch photobioreactors. <i>Marine Drugs</i>, 20(9), 552. https://doi.org/10.3390/md20090552 Anuddin, N. B., Hairol, M. D., Nian, C. T., Robles, R. J. F., Illud, H. A., Muyong, J. S., Ebbah, J. H., & Sarri, J. H. (2023). Impact of different
--	---

	nutrient enrichment concentrations on the growth of microalga <i>Nannochloropsis sp.</i> (Monodopsidaceae) culture. <i>Acta Natura et Scientia</i>, 4(1), 87–93. https://doi.org/10.29329/actanatsci.2023.353.09 Azizi, S., Aliniaiefard, S., Zarbakhsh, S., Esmaeili, S., Baghalian, K., & Gruda, N. S. (2025). Fotobiología, fotosíntesis y respuestas vegetales bajo iluminación artificial en la agricultura de entornos controlados. <i>Scientia Horticulturae</i>, 349, 114248. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2025.114248 Bastidas, O. (2011). Conteo Celular con Hematocitómetro. Technical Note- Neubauer Chamber Cell Counting, 1–6. Bauer, L., Ranglová, K., Masojídek, J., Drog, B., & Meixner, K. (2021). Digestate as sustainable nutrient source for microalgae—Challenges and prospects. <i>Applied Sciences</i>, 11(3), 1056.
--	---

	https://doi.org/10.3390/app11031056 Candia-Sanchez, L. F., Álvarez-Cervantes, J., Díaz, R., & Díaz-Godínez, G. (2017). Potential use of bioreactors for laccases production of basidiomycete fungi. <i>Mexican Journal of Biotechnology</i>, 2(1), 15–36. https://doi.org/10.29267/mxjb.2017.2.1.15 Cardenas-gutierrez, I. Y., Machuca-martinez, F., & García-, J. B. (2021). Protocol for the maintenance of strains and escalation in the production of microalgae of industrial interest Protocolo para el mantenimiento de cepas y escalamiento en la producción de microalgas de interés industrial. https://doi.org/10.25100/iyc.23i1.10673 Cardenas-gutierrez, I. Y., Machuca-martinez, F., & García-, J. B. (2021). Protocol for the maintenance of strains and escalation in the production of microalgae of
--	---

	industrial interest. https://doi.org/10.25100/iyc.23i1.10673 Delgadillo-López, A. E., González-Escamilla, E., & Guipzot-Ibarra, J. (2023). Estudio comparativo de dos medios de cultivo de la microalga <i>Nannochloropsis oculata</i>. <i>Tendencias en Energías Renovables y Sustentabilidad (TERYS)</i>, 2(1), 288–295. https://doi.org/10.5281/zenodo.1234567 EFB Bioeconomy Journal. (2024). The potential of microalgae for carbon capture and sequestration. <i>EFB Bioeconomy Journal</i>, 4, 100067. https://doi.org/10.1016/j.bioeco.2024.100067 El-Sayed, A. E.-K. B., Fetyan, N. A., Moghanm, F. S., Elbagory, M., Ibrahim, F. M., Sadik, M. W., & Shokr, M. S. (2022). Biomass fatty acid profile and fuel property prediction of bagasse waste grown <i>Nannochloropsis oculata</i>. <i>Agriculture</i>, 12(8),
--	---

	1201.https://doi.org/10.3390/agriculture12081201 Escamilla García, Pablo Emilio. (2019). EFICIENCIA Y CONFIABILIDAD DE MODELOS DE ESTIMACION DE BIOGÁS EN RELLENOS SANITARIOS. LA GRANJA. Revista de ciencias de la vida, 29(1), 32-44. https://doi.org/10.17163/lgr.n29.2019.03 Fu, S., Angelidaki, I., & Zhang, Y. (2021). In situ Biogas Upgrading by CO₂-to-CH₄ Bioconversion. Trends in Biotechnology, 39(4), 336–347. https://doi.org/10.1016/j.tibtech.2020.08.006 García, J., Pavía, M., García, T., Chirivella, J., & Serrano, A. (2017). Principios de biotecnología y bioingeniería en el cultivo de microalgas. Nereis,9, 115130.file:///C:/Users/Usuario/Downloads/Dialnet- García, P. E. E. (2019).Eficiencia y fiabilidad de los modelos teóricos de biogás para vertederos. La granja, 29(1), 32–44. ISSN 1390-8596.
--	--

	https://doi.org/10.17163/lgr.n29.2019.03 González, J., Rodríguez, E., Guzmán, J. L., Acién, F. G., & Visioli, A. (2022). Temperature optimization in microalgae raceway reactors by depth regulation. <i>Revista Iberoamericana de Automática e Informática Industrial</i>, 173. https://doi.org/10.4995/riai.2021.16586 Guillard, R. R. L., & Sieracki, M. S. (2005). Counting cells in cultures with the light microscope. En R. A. Andersen (Ed.), <i>Algal culturing techniques</i> (pp. 239–252). Elsevier Academic Press. Guiry, M. D., & Guiry, G. M. (2023). AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <u>AlgaeBase: Listando las algas del mundo</u> Guzmán, J. L., Acién, F. G., & Berenguel, M. (2021). Modelling and control of microalgae production in industrial photobioreactors. <i>RIAI - Revista Iberoamericana de Automática e Informática Industrial</i>, 18(1), 1–18.
--	--

	https://doi.org/10.4995/RIAI.2020.13604 Hernández Márquez, S. K., Pérez Sánchez, R. V., Nuñez Rodríguez, E., Sosa Olivier, J. A., Hernández Barajas, J. R., & Laines Canepa, J. R. (2024). El increíble viaje de una microalga: un baile con nutrientes para un crecimiento excepcional. <i>Kuxulkab'</i>, 30(67), e5953. https://doi.org/10.19136/kuxulkab.a30n67.5953 Hidalgo J. y Alfaro E. (2019). Evaluación e implementación de proyectos piloto en biodigestores en el Salvador. Repositorio, 1–99. Ikeda, I. K., Sales, R. de O. J., Santos, A. C. de S., Duarte, A. F. C., Martins, R. C., Schneider, R. de C. de S., Willemann, D. P., & Neves, F. de F. (2024). Alternative culture medium for large-scale production of <i>Nannochloropsis oculata</i> [Medio de cultivo alternativo para la producción a gran escala de <i>Nannochloropsis oculata</i>]. <i>Revista Latinoamericana de</i>
--	--

	Biotecnología Ambiental y Algal, 15(2), 1–17. Jin, X., Gong, S., Chen, Z., Xia, J., & Xiang, W. (2021). Potential microalgal strains for converting flue gas CO₂ into biomass. <i>Journal of Applied Phycology</i>, 33(1), 47–55. https://doi.org/10.1007/s10811-020-02147-8 Jose Apolonio Venegas Venegas, Deb Raj Aryal, R. P. R. (2019). Biogás, la energía renovable para el desarrollo de granjas porcícolas en el estado de Chiapas: Vol. XXXIV (pp. 169–187). ISSN: 2448-6655. Laboratorio de Genómica Viral y Humana. (2013). <i>Conteo celular y evaluación de viabilidad</i> (Versión 2.0). Facultad de Medicina, Universidad Autónoma de San Luis Potosí. (Trabajo original publicado en 2008). Lathifah, W., Fikri, R. A., Putri, N., Hidayati, N. A., Anggraini, I. D., Prabowo, B., & Marno, S. (2021). Effect of commercial NPK fertilizer on growth and biomass of <i>Navicula</i> sp. and <i>Nannochloropsis</i> sp. <i>IOP</i>
--	--

	Conference Series: Earth and Environmental Science, 762(1), 012060. doi:10.1088/1755-1315/762/1/012060 Laura Torrentera Blanco, Albert G. J Tacon, 1989. Organización de las naciones Unidas para la Agricultura y la alimentación (FAO). <u>LA PRODUCCION DE ALIMENTO VIVO Y SU IMPORTANCIA EN ACUACULTURA</u> Ma, X. N., Chen, T. P., Yang, B., Liu, J., & Chen, F. (2016). <i>Nannochloropsis spp.: promising microalgae for commercial applications</i>. Journal of Applied Phycology, 28(1), 9–28. https://doi.org/10.1007/s10811-015-0694-5 Montenegro-Herrera, C., Maroneze, M. M., & Portillo, F. V. (2001). Poliglucanos de reserva en microalgas: química, biosíntesis y manipulación de condiciones de cultivo. Bio Tecnología, Año 2021, Vol. 25(5), 52–65. Moraes, L., Rosa, G. M., Cara, I. M., Santos, L. O., Morais, M. G., Molina Grima,
--	--

	E., Costa, J. A. V., & Ación Fernández, F. G. (2020). Bioprocess strategies for enhancing the outdoor production of <i>Nannochloropsis gaditana</i>: an evaluation of the effects of pH on culture performance in tubular photobioreactors. <i>Bioprocess and Biosystems Engineering</i>, 43(10), 1823–1832. https://doi.org/10.1007/s00449-020-02373-x Moreno, J., Medina, C., & Albarracín, V. (2012). Aspectos ecológicos y metodológicos del muestreo, identificación y cuantificación de cianobacterias y microalgas eucariotas. <i>REDUCA (Biología)</i>, 5(5), 110–125. http://www.revistareduca.es/index.php/biologia/article/view/964 Nagarajan, D., Lee, D. J., & Chang, J. S. (2019). Biogas upgrading by microalgae: Strategies and future perspectives. In <i>Microalgae Biotechnology for Development of Biofuel and Wastewater Treatment</i> (pp. 347–395). Springer Singapore.
--	---

	https://doi.org/10.1007/978-981-13-2264-8_15 Nagarajan, D., Lee, D.-J., & Chang, J.-S. (2019). Integration of anaerobic digestion and microalgal cultivation for digestate bioremediation and biogas upgrading. <i>Bioresource Technology</i>, 290, 121804. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2019.121804 Neves, F. de F., Sales, R. de O. J., Ikeda, I. K., Santos, A. C. de S., Duarte, A. F. C., Martins, R. C., Schneider, R. de C. de S., & Willemann, D. P. (2024). Alternative culture medium for <i>Nannochloropsis oculata</i> mass culture. <i>Research Square</i>. https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-4102702/v1 Ortiz-Moreno, M. L., Solano-Rodríguez, A., & Cardona-González, J. (2012). Evaluación del crecimiento de la microalga <i>Chlorella sorokiniana</i> en diferentes medios de cultivo en condiciones autotróficas y mixotróficas. <i>Orinoquia</i>, 16(1), 11–20. ISSN 0121-3709.
--	---

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco	Padhi, D., Kashyap, S., Mohapatra, R.K. et al. Microalgae-based flue gas CO₂ sequestration for cleaner environment and biofuel feedstock production: a review. <i>Environ Sci Pollut Res</i> 32, 13539–13565 (2025). https://doi.org/10.1007/s11356-025-35958-8 Quevedo, C., Morales, S. P., & Acosta, A. (2008). Crecimiento de <i>Scenedesmus</i> sp. en diferentes medios de cultivo para la producción de proteína microalgal. <i>Vitae Revista De La Facultad De Química Farmacéutica</i>, 15(July 2014), 25–31. Rashad, M. A., Jamil, F., Hussain, M., Inayat, A., Akhter, P., Hamayun, M. H., ... Park, Y. K. (2025). Zero-carbon solution: Microalgae as a low-cost feedstock for fuel production and carbon sequestration. <i>Critical Reviews in Environmental Science and Technology</i>, 55(16), 1249–1272. https://doi.org/10.1080/10643389.2025.2505069
---	--

	Riddle, D. (2005, 15 de julio). Product Review: A comparison of two quantum meters – Li-Cor v. Apogee. Reefs.com Magazine. https://reefs.com/magazine/product-review-a-comparison-of-two-quantum-meters-li-cor-v-apogee/ Rodolfi, L., Zittelli, G. C., Barsanti, L., Rosati, G., & Tredici, M. R. (2009). <i>Microalgae for oil: strain selection, induction of lipid synthesis and outdoor mass cultivation in a low-cost photobioreactor</i>. Biotechnology and Bioengineering, 102(1), 100–112. https://doi.org/10.1002/bit.22033 Rubio Fernández, D., & Moreno Saboya, H. L. (2017). Agitación y transferencia de masa de CO₂ en fotobiorreactores tipo airlift. Revista de Investigación, 10(2), 49–62. https://doi.org/10.29097/2011-639X.81 Rubio Fernández, D., Sierra Herrera, J. A., Ruiz Fonseca, S., & Sandoval Herrera, J. A. (2014). Diseño de un fotobiorreactor Airlift a escala
--	--

	banco. Elementos, 4(4). https://doi.org/10.15765/e.v4i4.520 Santos-Ballardo, D. U., Rossi, S., Hernández, V., Vázquez Gómez, R., Rendón-Unceta, M. del C., Caro- Corrales, J., & Valdez-Ortiz, A. (2015). A simple spectrophotometric method for biomass measurement of important microalgae species in aquaculture. Aquaculture, 448, 87– 92. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.05.044 SENER,2019. Balance Nacional de Energía. Secretaría de Energía Dirección General de Planeación E Información Energéticas Dirección de Estadística y Balances Energéticos. . tps://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/707654/Balance_Nacional_Energia_0403.pdf- Búsqueda Sforza, E., Simionato, D., Giacometti, G. M., Bertucco, A., & Morosinotto, T. (2012). Adjusted light and dark cycles can optimize photosynthetic efficiency in algae growing in
--	--

	photobioreactors. PLoS ONE, 7(6), e38975. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0038975 Thoré, E. S. J., Schoeters, F., Spit, J., & Van Miert, S. (2021). Real-time monitoring of microalgal biomass in pilot-scale photobioreactors using nephelometry. Processes, 9(9), 1530. https://doi.org/10.3390/pr9091530 Wu, G., Chong, J. W. R., Khoo, K. S., Lim, J. W., Chew, K. W., & Show, P. L. (2025). Upcycling food waste for microalgae cultivation toward lipid production in a closed-loop and system-integrated circular bioeconomy. Biotechnology for Biofuels and Bioproducts, 18, Article 74. https://doi.org/10.1186/s13068-025-02679-6 Yang, H., & Yee, J. C. (2023). Una evaluación rápida de la concentración de microalgas utilizando la medición de turbidez para la producción de semillas en criaderos de moluscos: FOR395/FR466, 3/2023 (EDIS No.
--	--

	2023(2)). https://doi.org/10.32473/edisi-fr466-2023 Zazueta-Torres, N. D., Yáñez-Juárez, M. G., Ayala-Tafoya, F., Velázquez-Alcaraz, T. J., López-Orona, C. A., & Díaz-Valdés, T. (2022). Calidad de luz de lámparas fluorescentes en el crecimiento de pepino y severidad de <i>Oidium</i> sp. <i>Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas</i>, 13(6), 977–989. https://doi.org/10.29312/remexca.v13i6.2800 Zhang, J., Tsai, W. Y., Hsu, C. H., & Peng, C. A. (2022). Biodiesel production from <i>Nannochloropsis oculata</i> cultured at stressful carbon dioxide concentration and light illumination. <i>Biofuels</i>, 13(4), 527–535. https://doi.org/10.1080/17597269.2020.1787699
--	--