

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA
FACULTAD DE CIENCIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA EN ACUICULTURA



**Efecto de diferentes concentraciones del procesamiento
de *Saccharum officinarum* en el crecimiento
poblacional y contenido de lípidos totales de
*Scenedesmus acutus***

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL
DE BIÓLOGO ACUICULTOR**

AUTORES:

Bach. Gonzales Gongora, Gustavo Juan
Bach. Reyes Chu, Xiomara Katherine

ASESORA:

Blga. Acui. Sorayda Mendoza Espinoza

Nuevo Chimbote - Perú
2022

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA
FACULTAD DE CIENCIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA EN ACUICULTURA



Efecto de diferentes concentraciones del procesamiento de *Saccharum officinarum* en el crecimiento poblacional y contenido de lípidos totales de *Scenedesmus acutus*

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL
DE BIÓLOGO ACUICULTOR**

AUTORES:

Bach. Gonzales Gongora, Gustavo Juan

Bach. Reyes Chu, Xiomara Katherine

REVISADO Y APROBADO POR LA ASESORA DE TESIS



BLGA. ACUL. SORAYDA MENDOZA ESPINOZA

Nuevo Chimbote - Perú

2022

**UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA
FACULTAD DE CIENCIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA EN ACUICULTURA**



Efecto de diferentes concentraciones del procesamiento de *Saccharum officinarum* en el crecimiento poblacional y contenido de lípidos totales de *Scenedesmus acutus*

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL
DE BIÓLOGO ACUICULTOR**

AUTORES:

Bach. Gonzales Gongora, Gustavo Juan

Bach. Reyes Chu, Xiomara Katherine

APROBADO POR LOS SEÑORES MIEMBROS DEL JURADO



Dr. Fernando Merino Moya
Presidente



Dr. Walter Reyes Avalos
Secretario



Blga. Acui. Sorayda Mendoza Espinoza
Integrante

Nuevo Chimbote - Perú

2022

ÍNDICE DE CONTENIDOS

ÍNDICE DE CONTENIDOS	i
DEDICATORIA	iii
AGRADECIMIENTOS	iv
ÍNDICE DE TABLAS	v
ÍNDICE DE FIGURAS	vi
RESUMEN	vii
ABSTRACT.....	viii
I. INTRODUCCIÓN.....	1
Hipótesis	3
Objetivos general	3
Objetivos específicos	3
II. MATERIALES Y MÉTODOS	4
2.1. Localización del trabajo de investigación.....	4
2.2. Material biológico.....	4
2.3. Tratamiento del agua de cultivo.....	4
2.4. Preparación de los medios de cultivo	4
2.4.1. Solución stock del medio de cultivo experimental	4
2.4.2. Solución stock del medio de cultivo HM.....	5
2.5. Diseño experimental del trabajo de investigación	5
2.6. Acondicionamiento de las unidades experimentales	6
2.7. Análisis químico del medio de cultivo experimental EPS.....	7
2.8. Temperatura y pH del cultivo de <i>S. acutus</i>	9
2.9. Determinación del crecimiento microalgal de <i>S. acutus</i>	9
2.10. Determinación de lípidos totales de <i>S. acutus</i>	10
2.11. Análisis estadístico	11
III. RESULTADOS	12
3.1. Crecimiento de <i>S. acutus</i>	12
3.1.1. Densidad celular	12
3.1.2. Tasa de crecimiento y tiempo de duplicación	13
3.2. Contenido de lípidos totales en <i>S. acutus</i>	14
3.3. Parámetros ambientales del cultivo	15
3.3.1. Temperatura	15

3.3.2. pH.....	16
IV. DISCUSIÓN.....	17
V. CONCLUSIONES.....	23
VI. RECOMENDACIONES.....	24
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	25
VIII. ANEXOS.....	32

DEDICATORIA

A Dios, a mi familia, a nuestra asesora de tesis la Msc. Sorayda Mendoza Espinoza, a las personas que colaboraron de una u otra forma para la realización de este trabajo, y especialmente a mis padres Gustavo y Consuelo por todo su apoyo incondicional y por la oportunidad que me brindaron de poder superarme profesionalmente.

Gustavo Juan Gonzales Gongora

A Dios por darme la vida, enseñándome a valorarla, a mis padres Jesús y Celia, por el apoyo permanente e infinita confianza que han puesto en mí, a mi esposo y mi hija por su comprensión, a nuestra asesora de tesis Msc. Sorayda Mendoza Espinoza por todo su apoyo constante.

Xiomara Katherine Reyes Chu

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo realizado con esfuerzo por varios meses, está dedicado en primer lugar a Dios por darnos la sabiduría, fortaleza y perseverancia necesarias para cada acción de nuestras vidas.

A nuestros padres, abuelos, familiares y amigos.

A los Msc. Sorayda Mendoza Espinoza y Msc. Fernando Merino Moya, por su valiosa ayuda como guías en el desarrollo del presente proyecto de tesis.

A todos nuestros catedráticos, que nos han transmitido sus conocimientos de tal forma que hemos podido desarrollar las destrezas necesarias para el estudio presentado en este trabajo.

Los Autores

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Componentes del medio de cultivo HM para <i>S. acutus</i>	5
Tabla 2. Tratamientos en el trabajo de investigación utilizando el medio experimental a base del efluente del procesamiento de <i>Saccharum officinarum</i>	6
Tabla 3. Proporciones (volumen) del medio experimental a base del efluente del procesamiento de <i>Saccharum officinarum</i> , agua potable e inóculo utilizado en el cultivo de <i>S. acutus</i>	7
Tabla 4. Valores de los principales componentes del medio experimental EPS utilizado en el cultivo de <i>S. acutus</i>	8
Tabla 5. Contenido de nutrientes de los medios de cultivo HM y EPS en los tratamientos utilizados para el cultivo de <i>S. acutus</i>	9
Tabla 6. Tasa de crecimiento (μ) y tiempo de duplicación (TD) promedio y desviación estándar, de <i>S. acutus</i> dosificados con EPS y HM.....	14
Tabla 7. Lípidos totales promedio en porcentaje y biomasa (mg L^{-1}) y desviación estándar, de <i>S. acutus</i> en los tratamientos dosificados con EPS y HM.....	14

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Recolección del efluente del procesamiento de <i>S. officinarum</i> de la fábrica Agroindustrias San Jacinto S.A.A., provincia del Santa, departamento de Áncash, Perú	5
Figura 2. Unidades experimentales al inicio del cultivo de <i>S. acutus</i> . con EPS y HM..	7
Figura 3. Unidades experimentales al cuarto día de cultivo de <i>S. acutus</i> dosificados con EPS y HM.	12
Figura 4. Densidades celulares de <i>S. acutus</i> cultivados con medio EPS y HM.....	12
Figura 5. Temperaturas promedio (°C) en los tratamientos del cultivo de <i>S. acutus</i> dosificados con EPS y HM.....	15
Figura 6. pH promedio (unid.) en los tratamientos del cultivo de <i>S. acutus</i> dosificados con EPS y HM..	16

RESUMEN

El experimento tuvo como objetivo evaluar el efecto de diferentes concentraciones del procesamiento de *Saccharum officinarum* (EPS) en el crecimiento poblacional y contenido de lípidos totales de *Scenedesmus acutus*. Se evidenció al cuarto día que la densidad celular de *S. acutus* fue mayor ($p < 0,05$) en el tratamiento a 50 % de EPS con $22,85 \times 10^6$ cél. mL⁻¹, y fue menor ($p < 0,05$) a 90 % de EPS con $9,17 \times 10^6$ cél. mL⁻¹, con una tasa de crecimiento mayor ($p < 0,05$) a 50 % de EPS con $0,603$ d⁻¹ y menor ($p < 0,05$) a 90 % de EPS con $0,374$ d⁻¹; mientras que, el tiempo de duplicación fue mayor ($p < 0,05$) con 90 % de EPS con 1,853 d, y menor ($p < 0,05$) con 50 % de EPS con 1,150 d. Los lípidos totales de *S. acutus* al cuarto día, en porcentaje fueron similares ($p > 0,05$) a 25 %, 50 %, 75 % y 90 % de EPS con 23,87 %, 23,41 %, 22,12 % y 22,29 %, respectivamente; mientras que, en biomasa, fue mayor ($p < 0,05$) a 50 % de EPS con $199,1$ mg L⁻¹, y fueron menores ($p < 0,05$) con 75 % y 90 % de EPS con $99,6$ mg L⁻¹ y $82,5$ mg L⁻¹, respectivamente. Se concluye que, el mejor tratamiento para el crecimiento y contenido de lípidos en *S. acutus* fue utilizando 50 % de EPS.

Palabras Clave: Microalga, *Scenedesmus acutus*, crecimiento, lípidos, *Saccharum officinarum*, caña de azúcar.

ABSTRACT

The experiment aimed to evaluate the effect of different concentrations from the processing of *Saccharum officinarum* (EPS) on the population growth and total lipid content of *Scenedesmus acutus*. It was evidenced on the fourth day that the cell density of *S. acutus* was higher ($p < 0,05$) in the treatment at 50 % of EPS with $22,85 \times 10^6$ cel. mL⁻¹, and was lower ($p < 0,05$) to 90 % EPS with $9,17 \times 10^6$ cel. mL⁻¹; with a higher growth rate ($p < 0,05$) at 50 % of EPS with $0,603$ d⁻¹ and less ($p < 0,05$) at 90 % of EPS with $0,374$ d⁻¹; while, the doubling time was longer ($p < 0,05$) with 90 % EPS with 1,853 d, and shorter ($p < 0,05$) with 50 % EPS with 1,150 d. The total lipids of *S. acutus* on the fourth day, in percentage were similar ($p > 0,05$) to 25 %, 50 %, 75 % and 90 % of EPS with 23,87 %, 23,41 %, 22,12 % and 22,29%, respectively; while, total lipids in biomass, it was higher ($p < 0,05$) at 50 % of EPS with $199,1$ mg L⁻¹, and they were lower ($p < 0,05$) with 75 % and 90 % of EPS with $99,6$ mg L⁻¹ and $82,5$ mg L⁻¹, respectively. It is concluded that the best treatment for growth and lipid content in *S. acutus* was using 50 % EPS.

Key Words: Microalgae, *Scenedesmus acutus*, effluent, growth, lipids, *Saccharum officinarum*, sugarcane.

I. INTRODUCCIÓN

La agroindustria es un sector que presenta alta demanda de recursos hídricos por la trazabilidad en su producción, cuyo consumo va desde los cultivos en campo, su procesamiento en la industria y su comercialización, siendo el sector caficultor, intensivo en el consumo del agua porque abastece a todos los procesos productivos y también se comporta como cuerpo receptor de las aguas residuales del procesamiento de la caña (Pérez *et al.*, 2011).

La materia prima de una planta industrial azucarera es *Saccharum officinarum*, planta proveniente del sureste asiático llevada al mediterráneo por los árabes y se cultivaba principalmente en las tierras costeras; llevada posteriormente a las Islas Canarias, y luego a América, teniendo aquí un clima más favorable, y con el descubrimiento de América se llevó a Latinoamérica, iniciándose su industrialización con producción de azúcar para el consumo mundial (Morales, 2011).

La producción de caña de azúcar se ha venido incrementando a una tasa promedio anual de 1,8 % en el periodo 2002-2011. Para el año 2012 una producción de 10368,866 Tn, aunque su producción es mucho menor que los principales productores mundiales de caña de azúcar, pero en ese año el Perú alcanza un rendimiento productivo aproximado de 127 Tn / ha (MINAG, 2013). La producción de azúcar en el Perú al año 2012 estuvo del orden de las 1106,28 Tn., y al 2019 se produjeron 1235,75 Tn; dentro de las cuales Agroindustrias San Jacinto S.A.A., durante los años 2018 y 2019, tuvo una molienda de caña de azúcar total de 928 381 Tn y 1 014 139 Tn, respectivamente; siendo su producción de azúcar para los años 2018 y 2019 de 99 123 Tn y 105 750 Tn, respectivamente (Aquiye, 2020).

Es de conocimiento que, la industria azucarera genera grandes cantidades de residuos líquidos procedentes de la limpieza de evaporadores y clarificadores con alta turbidez y bajo contenido de materia sedimentable; así como, agua de lavados y limpiezas de los filtros con impurezas, siendo estos efluentes líquidos ácidos de alto contenido de sólidos y materia orgánica que son vertidos a los cuerpos de agua las impactan negativamente (Dueñas *et al.*, 2007). Es así, que la presencia de materia orgánica y diversas sustancias químicas en estos efluentes pueden ser aprovechados por las microalgas como fuente de nutrientes para su crecimiento y la producción de proteínas, ácidos grasos, vitaminas y

otros suplementos nutritivos y para la producción de alimento vivo requerido por la acuicultura (Mora *et al.*, 2004; Garibay *et al.*, 2009).

Además las microalgas pueden remover microorganismos patógenos, metales pesados y compuestos orgánicos tóxicos vía procesos de remoción (Ruíz, 2011; Tiantian *et al.*, 2011; Shanab *et al.*, 2012); existiendo una gran variedad de especies que prosperan en medios completamente inorgánicos entre ellas *Phormidium ambiguum*, *Pseudochlorococcum typicum*, *Scenedesmus quadricauda*, *Chlorella sp.*, *Ankistrodesmus sp.*, *Actinastrum sp.*, *Scenedesmus sp.*, *Pediastrum sp.*, entre otras; con capacidades para remover nutrientes, produciendo material celular potencialmente útil (Hernández & Labbé, 2014; Gonzáles, 2000).

Se ha demostrado que las microalgas son utilizados para el tratamiento biológico de aguas residuales mediante la conversión de los nutrientes presentes en aguas contaminadas en biomasa microalgal (González *et al.*, 2001; Salazar, 2006; Chindah *et al.*, 2007); asimismo, Olguín *et al.* (1994), sugieren el uso de efluentes como suplemento reutilizable para cultivo de microalgas, y *Scenedesmus sp.* es una alternativa para el tratamiento biológico para efluentes (Kaya *et al.*, 1995; Chacón *et al.*, 2004).

Chacón *et al.* (2004), demostraron en cultivos de *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* remociones del nitrógeno (N-NH₄⁺), fósforo (P-PO₄⁻³) y DQO de aguas residuales con mayor densidad de *Chlorella sp.* en relación al agua residual esterilizada y mayor que *Scenedesmus sp.* en aguas residuales no esterilizada, con valores de 66,20 x10⁶ y 9,35 x10⁶ cél. mL⁻¹, respectivamente; ambos valores fueron superiores al medio sintético control (4,69 x10⁶ cél. mL⁻¹).

Los géneros *Chlorella*, *Scenedesmus* y algunas cianobacterias pueden ser utilizados en el tratamiento de diferentes tipos de aguas residuales, destacando las de origen industrial, urbana y de desechos animales (González *et al.*, 1997; Baumgarten *et al.*, 1999; Hernández & Labbé, 2014). Asimismo, Hernandez *et al.* (2015), utilizaron tres especies de microalgas *Chlamydomonas subcaudata*, *Anabaena sp.* y *Nitzschia sp.*, para el tratamiento eficiente de efluentes agroindustriales permitiendo la remoción de nutrientes y materia orgánica.

El utilizar microalgas para el tratamiento de aguas residuales con altos contenidos de C, N y P contribuyen en la reducción del efecto invernadero (Kim *et al.*, 2010; Pittman *et*

al., 2011), sin generar poluciones o contaminaciones adicionales. Como lo trabajado por Cartagena y Malo (2017) con la microalga *Chlorella vulgaris* en la remoción de materia orgánica de las aguas residuales de la PTAR El Salitre a nivel laboratorio, obteniendo como resultado que la mayor remoción fue en 10% de volumen de microalga, logrando remover materia orgánica en términos de SST y DQO de 89,91% y 81,8%, respectivamente. Además, Baldiris *et al.* (2019), estimaron la biodegradación de la *Chlorella vulgaris* en las industrias acuícolas, los cuales fueron encontrados en los vertimientos, trabajando cuatro combinaciones de rango desde el 10% al 70%, obteniendo que la concentración al 10% fue la más eficaz con 57,7% en la remoción del DBO, demostrando la eficiencia de la microalga en la reducción del DQO en el agua residual con alta carga de nutrientes.

El procesamiento de *Saccharum officinarum*, por contener sustancias ricas en nutrientes, puede ser utilizado para cultivar *S. acutus* con la finalidad de obtener crecimiento y contenido de lípidos en *Sc. acutus*, a la fecha no se han reportados trabajos, por tanto, el problema de investigación de este trabajo es: ¿Cuál es el efecto de diferentes concentraciones del procesamiento de *Saccharum officinarum* en el crecimiento poblacional y contenido de lípidos totales de *Scenedesmus acutus*?

La hipótesis de trabajo es: utilizando concentraciones de 25%, 50%, 75% y 90% de efluentes del procesamiento de *Saccharum officinarum*, el mayor crecimiento poblacional y contenido de lípidos totales de los cultivos de *S. acutus* serán obtenidos con la concentración del 50 %.

Objetivos

El trabajo de investigación tuvo como objetivo general: Evaluar el efecto de diferentes concentraciones del procesamiento de *Saccharum officinarum* en el crecimiento poblacional y contenido de lípidos totales de *Scenedesmus acutus*.

Asimismo, se consideran objetivos específicos: determinar el efecto de diferentes concentraciones del procesamiento de *Saccharum officinarum* en el crecimiento poblacional (densidad, tasa de crecimiento y tiempo de duplicación poblacional) de *S. acutus*; y determinar el efecto de diferentes concentraciones del procesamiento de *Saccharum officinarum* en el contenido de lípidos totales (%; mg L⁻¹) de *S. acutus*.

II. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. Localización del trabajo de investigación

El trabajo de investigación fue realizado el año 2019, en el Laboratorio de Cultivos de Especies Auxiliares de la Escuela Profesional de Biología en Acuicultura, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional del Santa. Nuevo Chimbote, Ancash, Perú.

2.2. Material biológico

Inóculos de *S. acutus*, creciendo en condiciones de iluminación de 2000 lux y temperatura entre 24 y 27 ° C, fueron proporcionados por el Laboratorio de Cultivos de Especies Auxiliares de la E.P. Biología en Acuicultura, y mantenidas con medio HM en condiciones de laboratorio de aireación e iluminación constantes (Quiroz & Vereau, 2015). Los ensayos fueron iniciados con suficiente inóculo procedentes de dos botellas plásticas conteniendo 1 L de volumen efectivo.

2.3. Tratamiento del agua de cultivo

El agua utilizada en los cultivos microalgales, procedió del sistema de abastecimiento local de agua potable, el cual se filtró a 5 µm con malla Nyltal y tratada en 2 botellones de 18 L con hipoclorito de sodio (4 %) dejándolos por 24 h. Luego de ser neutralizados con tiosulfato de sodio (15 %) fueron aireados a 3 L min⁻¹ durante 1 h a fin de volatilizar el cloro residual.

2.4. Preparación de los medios de cultivo

Se prepararon dos medios de cultivo: el medio experimental en base al efluente del procesamiento de *S. officinarum* (EPS) y el medio control HM.

2.4.1. Solución stock del medio de cultivo experimental

Esta solución para el cultivo de *S. acutus* fue preparada utilizando 2 litros de efluente del procesamiento de *S. officinarum* de la fábrica Agroindustrias San Jacinto S.A.A. (Fig. 1), que luego de ser autoclavado por 15 min a 121°C y 15 libras de presión (Chacón *et al.*, 2004), fue refrigerada a 5 °C en una botella plástica hasta su utilización.



Figura 1. Recolección del efluente del procesamiento de *S. officinarum* de la fábrica Agroindustrias San Jacinto S.A.A., provincia del Santa, departamento de Áncash, Perú.

2.4.2. Solución stock del medio de cultivo HM

El medio HM utilizado, se basó en lo trabajado por Quiroz & Vereau (2015) para el cultivo de *Scenedesmus*, estando elaborado con sustancias química usadas en la agricultura convencional (Tabla 1) diluidas con agua potable.

Tabla 1. Componentes del medio de cultivo HM para *S. acutus*.

COMPONENTE	CONCENTRACIÓN (mg L ⁻¹)
Urea	206,0
H ₃ PO ₄	35,0
KCl	19,0
FeCl ₃ .6H ₂ O	2,5

*En base a Quiroz & Vereau (2015).

Cada uno de los componentes fueron preparados como soluciones patrón diluidas en agua potable, siendo conservados en refrigeración a 4 °C.

2.5. Diseño experimental del trabajo de investigación

Se empleó el diseño estímulo creciente con cuatro tratamientos y un grupo control (Goode & Hatt, 2008), con tres réplicas cada uno (Tabla 2).

Tabla 2. Tratamientos en el trabajo de investigación utilizando el medio experimental a base del efluente del procesamiento de *Saccharum officinarum*.

Tratamientos	Especificaciones
T ₁	Cultivo de la clorofita <i>S. acutus</i> con 25 % de efluente del procesamiento de <i>Saccharum officinarum</i> .
T ₂	Cultivo de la clorofita <i>S. acutus</i> con 50 % de efluente del procesamiento de <i>Saccharum officinarum</i> .
T ₃	Cultivo de la clorofita <i>S. acutus</i> con 75 % de efluente del procesamiento de <i>Saccharum officinarum</i> .
T ₄	Cultivo de la clorofita <i>S. acutus</i> con 90 % de efluente del procesamiento de <i>Saccharum officinarum</i> .
T _c	Cultivo de la clorofita <i>S. acutus</i> con medio HM.

Las concentraciones utilizadas fueron elegidas de tal forma que cubra el máximo rango de la concentración del EPS, desde una mínima de 25 % a una máxima 90 %.

2.6. Acondicionamiento de las unidades experimentales

Se utilizaron 15 botellas plásticas de 1,1 L de capacidad, lavadas y desinfectadas con ácido clorhídrico al 25%, enjuagadas y rotulados.

La aireación constante de 500 mL por minuto, fue proporcionada por un Blower de 3/4 HP medido con flujómetro Cole Parmer ($\pm 10 \text{ mL min}^{-1}$).

La iluminación continua fue suministrada por un fluorescente de luz blanca de 40 w colocado a 10 cm de distancia de las botellas con intensidad luminosa aproximada de 2000 lux, medida con un luxómetro marca Hanna ($\pm 0,1 \text{ lux}$).

Los cultivos con las diferentes concentraciones del procesamiento de caña de azúcar, fueron preparados según los valores presentados en la Tabla 3 y Fig. 1.

Tabla 3. Proporciones (volumen) del medio experimental a base del efluente del procesamiento de *Saccharum officinarum*, agua potable e inóculo utilizado en el cultivo de *S. acutus*.

PARÁMETROS	TRATAMIENTOS (EPS)				
	T0 (HM) (0 %)	T1 (25 %)	T2 (50 %)	T3 (75 %)	T4 (90 %)
EPS (mL)	0	250	500	750	900
Agua Potable (mL)	900	650	400	150	0
Inóculo (mL)	100	100	100	100	100
TOTAL (mL)	1000	1000	1000	1000	1000

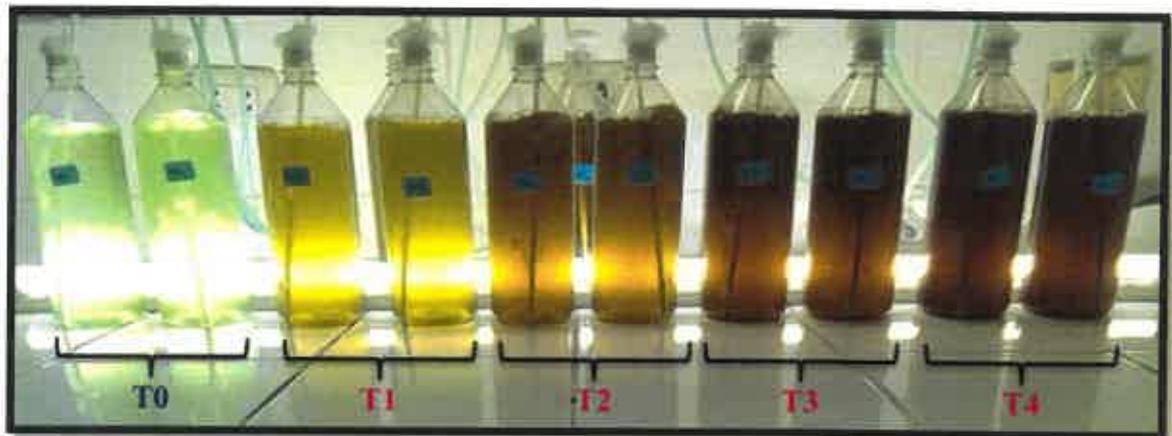


Figura 2. Unidades experimentales al inicio del cultivo de *S. acutus* con EPS y HM.

Los inóculos de *S. acutus* utilizados fueron obtenidos de la fase de crecimiento logarítmico o exponencial ($20,70 \times 10^6$ cél. mL⁻¹) e inoculados en cada unidad experimental hasta alcanzar la densidad de $2,05 \times 10^6$ cél. mL⁻¹.

2.7. Análisis químico del medio de cultivo experimental EPS

Los contenidos de N, P y Fe del medio de cultivo experimental fueron determinados según metodologías colorimétricas (Tabla 4; APHA, 2005), proteínas según Lowry (1951), carbohidratos de acuerdo a Dubois (1956), y los sólidos totales según AOAC (2007) utilizando muestras de 10 mL del EPS para cada parámetro, Todos los análisis fueron realizados en el Laboratorio de Biología y Ecología, de la Facultad de Ciencias, Universidad Nacional del Santa, utilizando reactivos CHEMetrics Inc. (Tabla 4).

Tabla 4. Valores de los principales componentes del medio experimental EPS utilizado en el cultivo de *S. acutus*.

PARÁMETROS	CONCENTRACIÓN	MÉTODOS
Salinidad (ups)	1,58	Potenciométrico, Salinómetro digital
pH (unid.)	6,12	Potenciométrico, pH-metro digital
Sólidos Totales (mg L ⁻¹)	1183,4	Gravimétrico, AOAC (2007)
Nitratos (mg-N L ⁻¹)	6,15	Espectrofotométrico, APHA (2005)
Nitritos (mg-N L ⁻¹)	0,41	Espectrofotométrico, APHA (2005)
Amonio (mg-N L ⁻¹)	57,19	Espectrofotométrico, APHA (2005)
Fosfatos (mg-P L ⁻¹)	4,86	Espectrofotométrico, APHA (2005)
Proteínas (mg-N L ⁻¹)	7,10	Espectrofotométrico, Lowry <i>et al.</i> (1951)
Carbohidratos (mg L ⁻¹)	280,3	Espectrofotométrico, Dubois <i>et al.</i> (1956)
Hierro (mg-Fe L ⁻¹)	0,84	Espectrofotométrico, APHA (2005)
Potasio (mg-K L ⁻¹)	2,72	Espectrofotométrico, HACH 8049 Tetrafenilborato

*Parámetros determinados en el laboratorio de Biología y Ecología de la Universidad Nacional del Santa.

A su vez, utilizando los valores del análisis de componentes del EPS, y de acuerdo a las concentraciones utilizadas en los medios de cultivo HM y EPS, se calcularon los aportes de cada nutriente, mostrados en la siguiente Tabla 5.

Tabla 5. Contenido de nutrientes de los medios de cultivo HM y EPS en los tratamientos utilizados para el cultivo de *S. acutus*.

PARÁMETROS	TRATAMIENTOS (EPS)				
	T0 (HM) (0 %)	T1 (25 %)	T2 (50 %)	T3 (75 %)	T4 (90%)
Nitrógeno (N-mg L ⁻¹)	96,09	15,94	31,88	47,81	57,38
Fósforo (P-mg L ⁻¹)	11,06	1,22	2,43	3,65	4,37
Potasio (K-mg L ⁻¹)	9,96	0,68	1,36	2,04	2,45
Hierro (Fe-mg L ⁻¹)	0,52	0,21	0,42	0,63	0,76
Proteínas (N-mg L ⁻¹)	0,00	1,78	3,55	5,33	6,39
Carbohidratos (mg L ⁻¹)	0,00	70,08	140,15	210,23	252,27

*Valores calculados estequioméricamente basados en la concentración del componente en el medio de cultivo.

2.8. Temperatura y pH del cultivo de *S. acutus*

El registro de la temperatura y pH se realizó al momento del muestreo diariamente, para ello se utilizó un termómetro Boeco (-50°C a -150°C) y pHmetro digital Hanna (±0,1 unid.), registrándose los parámetros a la misma hora del día para todas las mediciones.

2.9. Determinación del crecimiento microalgal de *S. acutus*

El crecimiento de la microalga *S. acutus* se determinó mediante el conteo celular por triplicado de alícuotas tomadas a la misma hora y una vez al día durante los 7 días de cultivo, utilizando para ello una cámara Neubauer que permite obtener la densidad poblacional (cél. mL⁻¹) apoyado de un microscopio binocular.

El crecimiento poblacional (cel mL⁻¹) fueron determinados diariamente mediante conteos microscópicos utilizando cámara Neubauer y microscopio binocular marca, y la tasa de crecimiento (u) y tiempo de duplicación diaria (TD) mediante las fórmulas propuestas por Guillard (1975).

$$U = \frac{\ln(C_f / C_i)}{t_f - t_i}$$

C_f y C_i : Densidad celular inicial y final (cél. mL⁻¹).

t_f y t_i : Tiempo inicial y final (d).

$$TD = \frac{\ln(2)}{U}$$

2.10. Determinación de lípidos totales de *S. acutus*

Los lípidos totales fueron realizados mediante métodos espectrofotométricos de extracción según la metodología modificada de Blight & Dyer (1959) y su contenido según Marsh & Weinstein (1966).

La metodología modificada de Blight & Dyer (1959) para la determinación de lípidos totales consistió en centrifugar 10 mL del cultivo a 6000 rpm por 15 min para luego de separar el sobrenadante, dejar secar la biomasa sedimentada en estufa a 60 °C por 6 h. Luego, de añadir 3 ml de la solución metanol: cloroformo en proporción de 2:1, las muestras son agitadas hasta su suspensión y mantenidas en refrigeración a 5 °C por 24 h protegidos de la luz. Posteriormente, se adiciona 3 mL de agua destilada a cada tubo y nuevamente son centrifugados a 6000 rpm durante 15 min para extraer la parte superior y evaporar el sedimento a 80 °C en baño maría hasta la formación de una capa lipídica.

Para cuantificar los lípidos totales según metodología modificada de Marsh & Weinstein (1966), a cada muestra seca, se agregaron 2 mL de ácido sulfúrico concentrado (98 %) y digeridos a 200 °C por 1 h y finalmente, luego de enfriados a temperatura ambiente, son leídos en el espectrofotómetro Turner Barstearnd Internacional con celdas de cuarzo de 1cm a una longitud de onda de 375 nm. Adicionalmente, se realizaron curvas de calibración con aceite de oliva y colesterol, promediándose ambas pendientes para dar lugar a una ecuación general que cuantifica los lípidos totales en porcentaje (L) (Blight & Dyer, 1959; Marsh & Weinstein, 1966).

$$L (\%) = \frac{\left(\left(\frac{\text{Absorbancia}}{P} \right) \times V \right)}{M} \times 100$$

Donde:

V: Volumen total analizada en espectrofotómetro.

M: Peso seco microalgal (mg) en 10 mL.

P: Pendiente promedio de curvas de calibración con aceite de Oliva y colesterol.

Asimismo, se determinó el contenido de lípidos totales expresados como biomasa (LB) de cada unidad experimental, según la siguiente fórmula utilizada por Vásquez & Zavaleta (2016).

$$LB (mg L^{-1}) = \frac{L \times B}{100}$$

Donde:

L: Porcentaje de lípidos totales (%).

B: Biomasa seca de microalga (mg L⁻¹).

La biomasa microalgal fue determinada por gravimetría, de acuerdo a lo trabajado por Vásquez & Zavaleta (2016), utilizando 10 mL de suspensión microalgal y luego de centrifugados a 6000 rpm por 10 min se elimina el sobrenadante y resuspende el sedimento con agua destilada, operación que se realiza dos veces. Posteriormente son secados en estufa a 60 °C por 6 h y 30 min a 105 °C y enfriados por 1 h antes de ser pesados en balanza analítica Hanna con alta sensibilidad de 0,01 mg. La biomasa seca se determinada mediante la siguiente fórmula:

$$B (mg L^{-1}) = (P2 - P1) \times 1000 / 10$$

Donde:

P1: Peso tubo sin microalga (mg)

P2: Peso de tubo con microalga (mg)

2.11. Análisis estadístico

Los datos del crecimiento poblacional y contenido de lípidos en *S. acutus*, fueron evaluados mediante el análisis de varianza (ANOVA) para establecer diferencias entre promedios de los tratamientos de concentración del EPS; luego las diferencias significativas entre tratamientos fueron determinadas con la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$), utilizando el programa estadístico SPSS 23.0 y Microsoft Excel 2016 para Microsoft Windows 10.

III. RESULTADOS

3.1. Crecimiento de *S. acutus*

3.1.1. Densidad celular

En la figura 3 se muestra el estado de los cultivos microalgales cultivadas con los medios EPS y HM durante los 7 días del experimento, y en la figura 4 se representa las densidades celulares de *S. acutus*, durante la fase exponencial del cultivo.

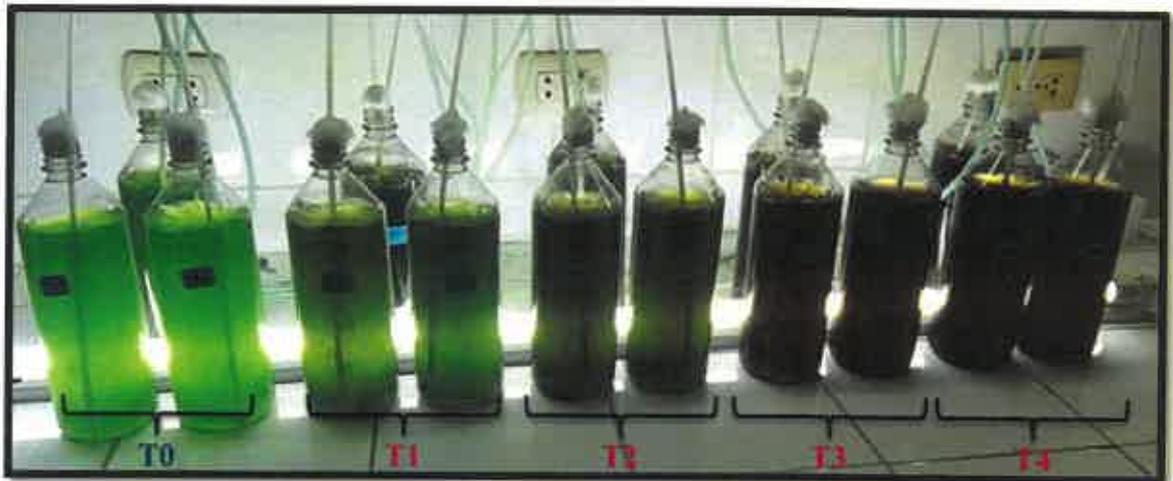


Figura 3. Unidades experimentales al cuarto día de cultivo de *S. acutus* dosificados con EPS y HM.

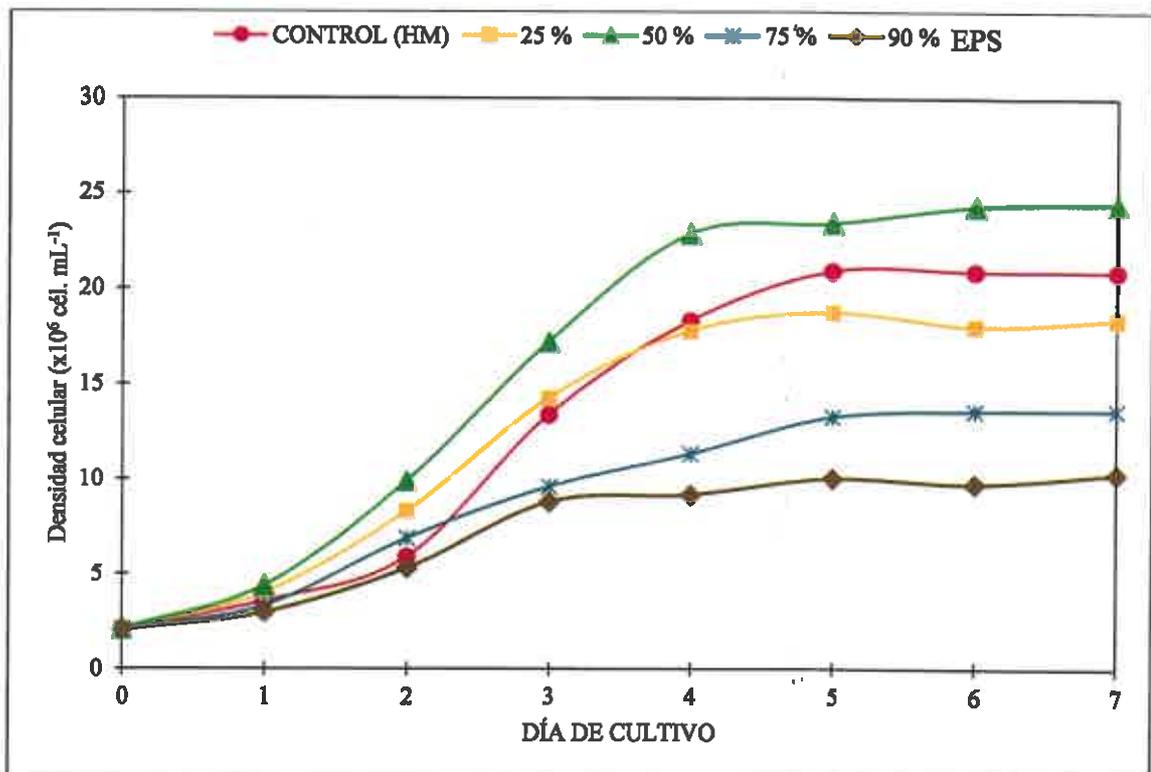


Figura 4. Densidades celulares de *S. acutus* cultivados con medio EPS y HM.

Los cultivos de *S. acutus* iniciaron con densidades de $2,05 \times 10^6$ cél. mL⁻¹ mostrando los tratamientos variadas tendencias en el crecimiento poblacional.

Los cultivos de *S. acutus* dosificados con 75 % y 90 % del medio experimental EPS, mostraron crecimientos poblacionales significativamente menores ($p < 0,05$) durante los 7 días de cultivo, observándose que las densidades celulares fueron máximas al día 7 con promedios de $13,62 \times 10^6$ cél. mL⁻¹ y $10,27 \times 10^6$ cél. mL⁻¹, respectivamente (Fig. 4, Anexo 1 y 2).

Los crecimientos significativamente mayores ($p < 0,05$) se observaron en los tratamientos con 25 % y 50 % de EPS, con una fase exponencial hasta el cuarto día de cultivo, con densidades celulares promedio de $22,85 \times 10^6$ cél. mL⁻¹ y $17,75 \times 10^6$ cél. mL⁻¹, respectivamente (Fig. 4, Anexo 1 y 2).

Entre los días 5 y 7 del cultivo de *S. acutus*, los tratamientos mostraron una tendencia de fase estacionaria, obteniéndose en el último día de cultivo la mayor densidad celular ($p < 0,05$) en el tratamiento con 50 % de EPS con promedio de $24,42 \times 10^6$ cél. mL⁻¹; mientras, que los tratamientos con 75 % y 90 % de EPS, fueron significativamente menores ($p < 0,05$) con $13,62 \times 10^6$ cél. mL⁻¹ y $10,27 \times 10^6$ cél. mL⁻¹, respectivamente (Fig. 4, Anexo 1 y 2).

3.1.2. Tasa de crecimiento y tiempo de duplicación

La tasa de crecimiento (μ) y tiempo de duplicación (TD) de los cultivos fueron evaluadas en el día 4 (Tabla 6 y anexo 3).

Tabla 6. Tasa de crecimiento (μ) y tiempo de duplicación (TD) promedio y desviación estándar, de *S. acutus* dosificados con EPS y HM.

PARÁMETRO	EPS (%)				
	CONTROL (HM)	25	50	75	90
μ (d ⁻¹)	0,547 \pm 0,015b	0,540 \pm 0,010b	0,603 \pm 0,010a	0,427 \pm 0,017c	0,374 \pm 0,009d
TD (d)	1,268 \pm 0,035b	1,285 \pm 0,023b	1,150 \pm 0,019a	1,625 \pm 0,063c	1,853 \pm 0,046d

La letra diferente en la misma fila denota diferencia significativa ($\alpha = 0,05$).

La tasa de crecimiento (μ) de los cultivos dosificados con 50% del medio experimental EPS fue estadísticamente mayor ($p < 0,05$) que los demás

tratamientos con 0,603 d⁻¹; y fue estadísticamente menor (p<0,05) en el tratamiento con 0,374 d⁻¹; asimismo, el menor tiempo de duplicación promedio (TD) (p<0,05) se presentó en el tratamiento dosificado con 50 % de EPS con 1,150 d y el mayor TD se presentó en tratamiento en el 90 % de EPS con 1,853 d (Tabla 6).

3.2. Contenido de lípidos totales en *S. acutus*

Los lípidos totales fueron determinados en el día 4 cuando los cultivos terminan la fase de crecimiento exponencial (Tabla 7, Fig. 4 y Anexo 4).

Tabla 7. Lípidos totales promedio en porcentaje y biomasa (mg L⁻¹) y desviación estándar, de *S. acutus* en los tratamientos dosificados con EPS y HM.

PARÁMETROS	EPS (%)				
	CONTROL (HM)	25	50	75	90
Lípidos (%)	20,46 ±1,01b	23,87 ±0,81a	23,41 ±0,58a	22,12 ±0,65ab	22,29 ±0,47ab
Lípidos (mg L ⁻¹)	129,2 ±13,2b	154,5 ±11,2b	199,1 ±13,4a	99,6 ±9,3c	82,5 ±4,0c

La letra diferente en la misma fila denota diferencia significativa ($\alpha=0,05$).

Los lípidos totales (%) fueron significativamente mayores (p<0,05) en los dosificados con 25 %, 50 %, 75 % y 90 % de EPS con valores de 23,87 %, 23,41 %, 22,12 % y 22,29 %, respectivamente; en cuyo control con HM se obtuvo 20,46 % y fue similar a los dosificados con 75 % y 90 % de EPS. En cuanto al contenido en biomasa de lípidos, el tratamiento dosificado con 50 % de EPS presentó el mayor promedio (p<0,05) con 199,1 mg L⁻¹, seguido de los tratamientos con 25 % de EPS con 154,5 mg L⁻¹ y el control HM con 129,2 mg L⁻¹, mientras que fueron significativamente menores (p<0,05) los dosificados con 75% y 90 % de EPS con 99,6 mg L⁻¹ y 82,5 mg L⁻¹, respectivamente.

3.3. Parámetros ambientales del cultivo

3.3.1. Temperatura

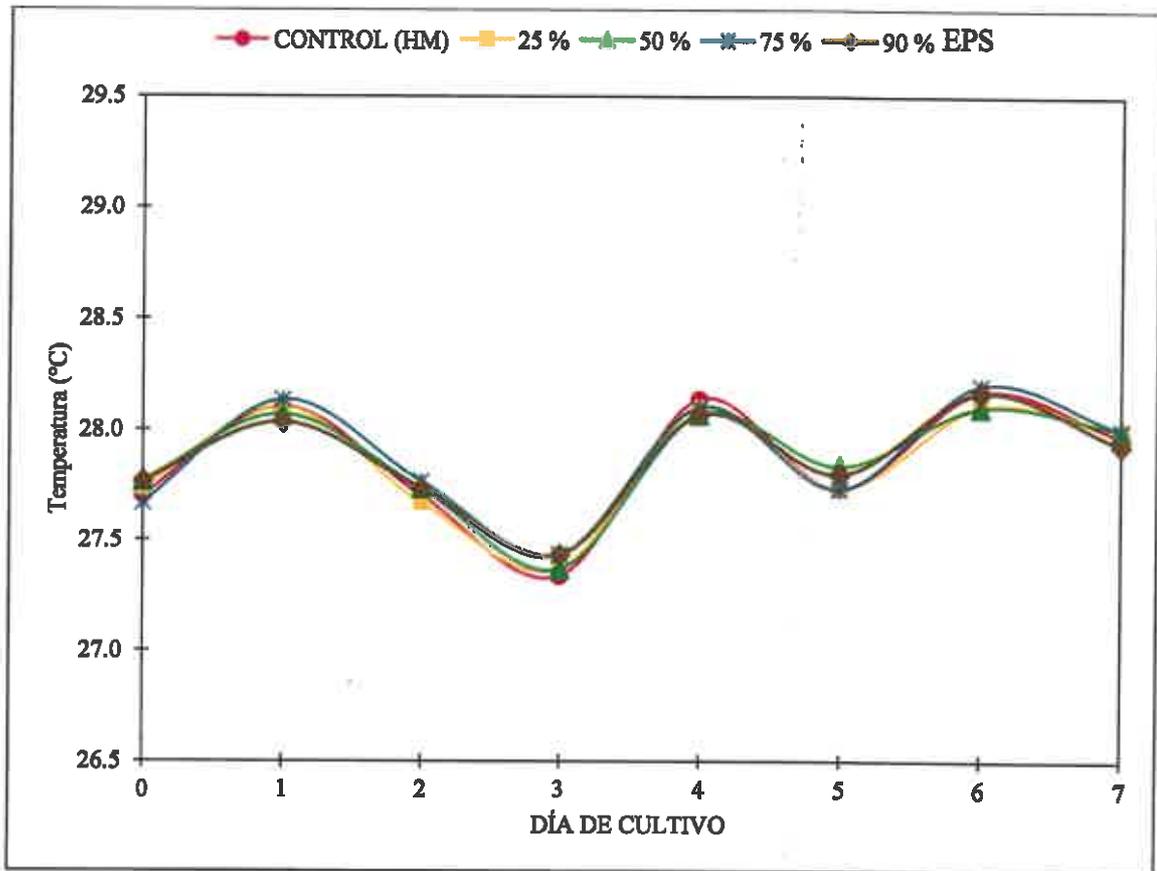


Figura 5. Temperaturas promedio (°C) en los tratamientos del cultivo de *S. acutus* dosificados con EPS y HM.

La temperatura de los cultivos de *S. acutus* variaron de 27,2 °C a 28,3 °C (Fig. 5 y anexo 6) con valores promedios estadísticamente similares ($p > 0,05$) durante los 7 días que duraron los ensayos.

3.3.2. pH

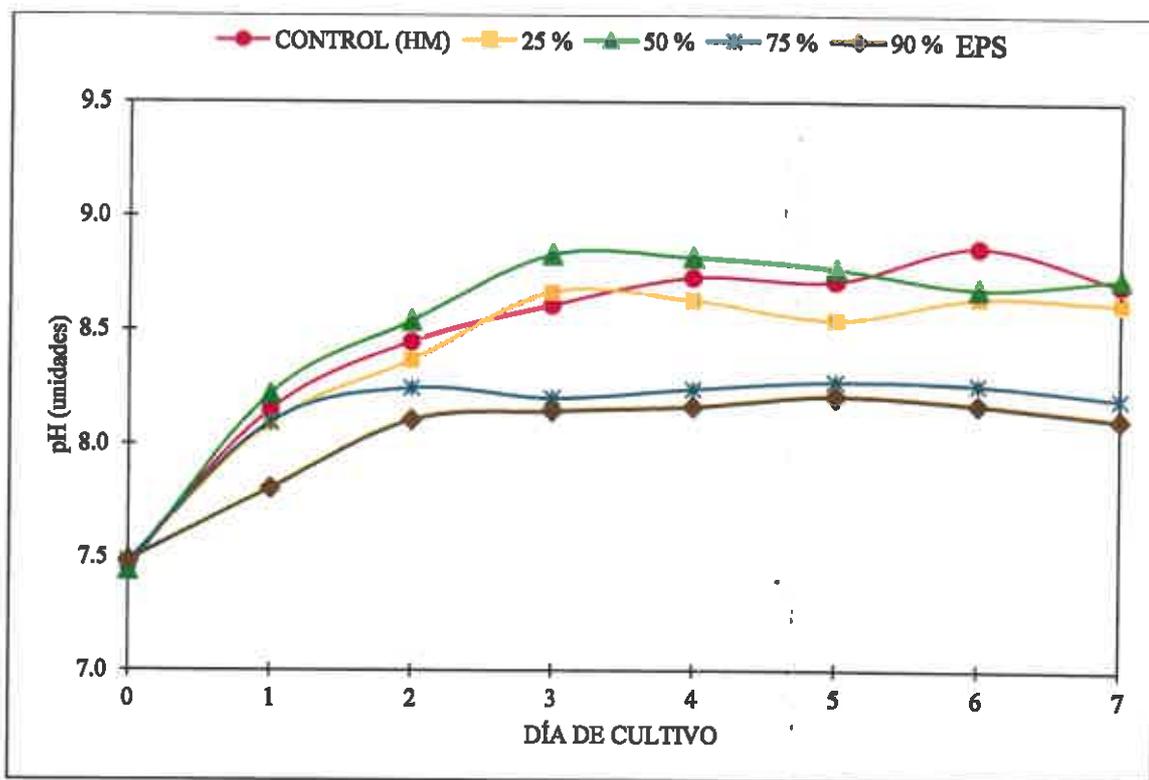


Figura 6. pH promedio (unid.) en los tratamientos del cultivo de *S. acutus* dosificados con EPS y HM.

En los cultivos de *S. acutus* se registraron pH desde un mínimo de 7,38 unid. hasta un máximo de 8,92 unidades (Fig. 6 y anexo 8), con incrementos respecto al valor inicial.

Los tratamientos con 25 % y 50 % del medio experimental EPS, incrementaron el pH sostenidamente hasta el día 3, llegando a promedios de 8,66 y 8,83 unid., respectivamente; seguido del grupo control HM con 8,60 unid., llegando al día 7, los tratamientos experimentales con 25 %, 50 % de EPS y tratamiento control HM a promedios de 8,61; 8,73 y 8,70 unid., respectivamente (Fig. 6, Anexo 6).

IV. DISCUSIÓN

El crecimiento poblacional de las microalgas requiere de diversos nutrientes, generalmente aportadas por los medios de cultivo o efluentes residuales orgánicos (Fernández & Paredes, 2007; Guerrero *et al.*, 2014; Quiroz & Vereau, 2015), también de nutrientes como residuos azucarados, que Toyub *et al.* (2008), demostraron que se obtienen buenos crecimientos de *S. obliquus* al dosificarlos con 1,5; 2,0; 2,5 y 3,0 % de residuos de una fábrica de dulces y medio control Bold, alcanzando la máxima densidad celular al 2,0 % ($13,63 \times 10^6$ cél. mL⁻¹), seguido de los dosificados con 2,5 ($9,71 \times 10^6$ cél. mL⁻¹) y 3,0 % ($8,32 \times 10^6$ cél. mL⁻¹), contrastados con los resultados del presente estudio, se encontró la densidad celular más alta al 50 % de EPS ($22,85 \times 10^6$ cél. mL⁻¹), que puede indicaría que este medio contiene nutrientes suficientes que permiten buenos crecimientos poblacionales.

Jara & Roque (2016), determinaron en el cultivo de *S. acutus* dosificado con 5 mL L⁻¹ del efluente del procesamiento de la flor de *Tagetes erecta* “marigold” obtuvo una densidad celular de $24,17 \times 10^6$ cél. mL⁻¹, promedio ligeramente mayor a lo obtenido con 50 % de EPS de la presente investigación ($22,85 \times 10^6$ cél. mL⁻¹), demostrándose que se pueden obtener crecimientos importantes, así en el 50 % de EPS, cuyo contenido en nutrientes presenta un 31,88 mg L⁻¹ en forma de nitrógeno inorgánico y 3,55 mg L⁻¹ de N en forma de proteínas, lo que junto a concentraciones de fósforo de 2,43 mg L⁻¹ y de carbohidratos de 140,15 mg L⁻¹, permitieron que sea el tratamiento con el máximo crecimiento poblacional, y que según Cam & Mostacero (2019), los buenos crecimientos se deben a que existiría un equilibrio en la distribución de nutrientes presentes en el medio alternativo y a las cualidades innatas de la microalga *Scenedesmus acutus* para aprovechar los mismos.

En relación a la determinación de la tasa de crecimiento microalgal (μ) y el tiempo de duplicación (TD), como evidencia de adecuación al cultivo y eficiencia en la producción de biomasa (Garibay *et al.* 2009; Roleda *et al.*, 2013) por revelar la constante de división celular y duplican poblacional por unidad de tiempo (Madigan *et al.*, 2015), los resultados del presente estudio revelan que el mayor valor de u ($0,603 \text{ d}^{-1}$) está en el dosificado con 50 % de EPS y por ello presenta un menor TD (1,150 d) dado la relación inversa que

existe entre ambos parámetros, es decir, a mayor velocidad de crecimiento conlleva un menor tiempo de duplicación poblacional.

Ortega-Salas & Reyes-Bustamante (2012), determinaron en cultivos de *S. quadricauda* dosificados con medio Fert II valores de μ ($0,64 \text{ d}^{-1}$) ligeramente mayores a los obtenidos en esta investigación con 50 % de EPS ($0,603 \text{ d}^{-1}$), evidenciando crecimientos poblacionales sostenidos hasta el cuarto día, en el que la tasa de crecimiento llega a una fase estacionaria, caracterizada por el agotamiento de nutrientes.

Los crecimientos determinados en los cultivos dosificados con 25 y 50 % del medio experimental EPS demostrarían el aprovechamiento de los nutrientes presentes en el EPS como nitritos, nitratos, amonio, proteínas solubles, fosfatos, carbohidratos solubles, hierro, potasio (Tabla 4), mientras que los menores crecimientos de los dosificados con 75 y 90 % del medio experimental EPS, ello se explicaría según Rodríguez *et al.* (2007), como consecuencia del desbalance nutricional ocasionado por el consumo preferencial o sobresaturación de algún nutriente, como serían los cultivos a mayores concentraciones de 75 % y 90 % del medio experimental EPS; siendo la sobresaturación de nutrientes o presencia de algún elemento químico inhibidor del crecimiento microalgal, como iones cloruro limitantes del crecimiento (Bakuei *et al.*, 2015); también como lo mencionan Singh & Singh (2021), los bajos crecimientos poblacionales microalgales puedan deberse a que en mayores concentraciones del medio residual exista la presencia de contaminantes tóxicos que interfieren en el crecimiento, la actividad fotosintética y metabólica de las microalgas.

Sobre aquello, también se puede observar que en los tratamientos experimentales con mayores concentraciones del EPS (75 % y 90 %), la luz pueda ser un factor limitante, ya que al transcurso de los días de cultivo, estos se ven oscurecidos por la mayor concentración inicial de nutrientes (sobrecarga de sólidos suspendidos en el medio), que a decir de Ananthi *et al.* (2021), menciona que los requerimientos de luz varían significativamente para las diferentes especies de microalgas, aumentando la tasa fotosintética conforme aumenta la intensidad de la luz dentro de un cierto rango, pero si la intensidad de la luz supera el límite, la fotosíntesis se inhibe y su tasa disminuye, caso contrario si esta se presenta en un valor por debajo del mínimo, la tasa fotosintética se vería afectada o disminuida, dado que la mayoría de microalgas crecen bien entre 2000 y

10000 lx, y por nuestra condición de cultivo para los tratamientos con mayores concentraciones del medio experimental EPS como a 75 % y 90 %, los cultivos pueden verse limitados para el aprovechamiento de la luz artificial y por lo mismo afectado el crecimiento poblacional. Adicionalmente a ello, como lo mencionan Upadhyay *et al.* (2016) y Naorbe & Serrano (2018), otro factor que puede afectar los crecimientos, podrían ser contaminantes metálicos presentes en el medio, disminuyendo la tasa de crecimiento, inhibiendo la división celular y promoviendo la muerte celular en condiciones de mayores concentraciones del medio a tratar. Es importante además tomar en cuenta el historial de procedencia del inóculo junto a factores como el tamaño y calidad del mismo que también influyen en los resultados obtenidos (Hernández & Labbé, 2014).

Ensayos realizados por Vásquez & Zavaleta (2016), en cultivos de *S. acutus* dosificados con 50 % de aguas residuales municipales presentó una densidad celular de $20,56 \times 10^6$ cél. mL⁻¹, menor a lo obtenido en el presente trabajo con $22,85 \times 10^6$ cél. mL⁻¹, ratificando la habilidad de *S. acutus* para aprovechar los nutrientes de diversas fuentes, para este caso de los efluentes de la industria azucarera.

En relación al contenido de lípidos, todos los cultivos dosificados con el medio experimental EPS presentaron valores porcentuales mayores que el medio control (Tabla 7) y son similares a los reportados en *S. obliquus* de 12 a 24 % (Demirbas, 2011; Sialve *et al.*, 2009), indicando la poca influencia de la concentración del medio experimental EPS en el porcentaje lipídico de *S. acutus*. Asimismo, Vásquez & Zavaleta (2016), en cultivos de *S. acutus*, dosificados con 50 % de efluentes municipales, reportaron valores de lípidos (24,47 %) cercanos a los obtenidos con 50 % del EPS (23,87 %), a ello podemos añadir como lo mencionan Singh *et al.* (2022), la dilución del medio a tratar, será un factor responsable en la estimulación de la acumulación de lípidos en las microalgas.

Se ha demostrado que los parámetros contenidos en el medio de cultivo tienen efecto en la composición química de las especies de microalgas en cultivo (Huang *et al.*, 2012; Singh *et al.*, 2022), así, aunque el EPS permite obtener porcentajes lipídicos cercanos al control HM, un incremento de la división celular mostrada con el EPS, incrementará la producción de biomasa lipídica, observada claramente en los tratamientos con 25 % y 50 % de EPS.

Leong *et al.* (2020), menciona que la presencia de elementos traza pueden inhibir o potenciar la acumulación de lípidos, y además Lin & Wu (2015), afirman que la presencia de nutrientes en forma de carbono orgánico en el medio a tratar potenciaría la mayor producción de lípidos microalgales; así en la investigación, los lípidos totales en biomasa promedio (mg L^{-1}) al cuarto día, fue mayor a 50 % de EPS con $199,1 \text{ mg L}^{-1}$; seguido del 25 % y medio control HM con $154,5 \text{ mg L}^{-1}$ y $129,2 \text{ mg L}^{-1}$, respectivamente; y se presentaron menores con 75 % y 90 % de EPS con $99,6 \text{ mg L}^{-1}$ y $82,5 \text{ mg L}^{-1}$, respectivamente; notándose que las mayores concentraciones de biomasa de lípidos se relacionan a un incremento en la densidad celular y no necesariamente al aumento del porcentaje de lípidos; es decir, se presenta mayor biomasa lipídica al existir mayor biomasa microalgal, como lo observado al 50 % de EPS, que presentó la mayor densidad celular y similar porcentaje de lípidos totales a los demás tratamientos experimentales con EPS.

Las microalgas presentan buena resistencia a condiciones diversas, reflejada en sus diferentes patrones de su composición lipídica celular (Sharma *et al.*, 2012), pero en los cultivos con las más altas concentraciones del medio experimental EPS, es posible que se presenten factores de inhibición a la división celular, a decir de *S. acutus*, tiene posiblemente algunos máximos de componentes que limitan un óptimo crecimiento y por lo mismo tiene efecto en una mayor acumulación de biomasa lipídica, y a decir de Shen *et al.* (2010), afirma que la producción de lípidos se incrementa con la limitación de nitrato en el cultivo de *Scenedesmus* sp., en la presente investigación, no se apreció el efecto en el porcentaje lipídico, pero sí en la producción en biomasa, sobre todo en 25 % y 50 %, ya que se estaría supliendo los requerimientos de nitrógeno, ya que es notoria la diferencia en la biomasa lipídica, comparado con los tratamientos de 75 % y 90 % de EPS, incluso mayor al control HM.

Está demostrado que las microalgas hacen uso de componentes disueltos en el medio, tanto inorgánicos como orgánicos, nutrientes como el nitrógeno en forma de nitrato y el fósforo en forma de fosfato, son componentes estructurales y funcionales vitales de la célula que permiten el crecimiento prolífico de las microalgas (Singh *et al.*, 2021), componentes presentes en los tratamientos con EPS, que de acuerdo a Rosli *et al.* (2020), son utilizados para el crecimiento, desarrollo y síntesis de biomasa por microalgas; estos componentes del EPS, posiblemente permitieron un importante crecimiento poblacional,

con una buena producción lipídica, observado notoriamente en los tratamientos con 25 % y 50 % de EPS.

Widjaja & Chien (2009), afirman que a condiciones mínimas de N, se da una alta producción de lípidos, pero con bajas tasas de crecimiento y bajas densidades celulares, y que influyen negativamente en la biomasa total y la productividad de los lípidos totales; asimismo, Zhu *et al.* (2017), sugieren que una mayor acumulación de lípidos en las microalgas es la respuesta celular para mantener un amplio suministro de energía para llevar a cabo procesos metabólicos vitales en condiciones de estrés; aunque en el presente experimento, a concentraciones de 25 % (23,87 %) y 50 % (23,41 %) de EPS, el porcentaje lipídico de *S. acutus* se encontraron porcentajes similares al control, pero mayores densidades celulares, lo que permite obtener una alta producción de biomasa lipídica, y a decir de He *et al.* (2015) y Maneechote & Cheirsilp (2021), ante la limitación de nitrógeno, el carbono orgánico presente en los EPS se desviaría para servir como fuente de carbono y energía para la síntesis de lípidos y carbohidratos, esto posiblemente permitió importantes crecimientos poblacionales con porcentajes lipídicos aceptables como los obtenidos con 25 % y 50 % de EPS.

Los resultados de esta investigación son importantes, coincidiendo con Hu *et al.* (2008), que se puede dar una mayor valoración económica al EPS por la posibilidad de utilizarse para la producción de lípidos microalgales, caracterizados por su contenido de ácidos grasos precursores de lípidos polares, triglicéridos, carotenoides, ceras, esteroides, fosfolípidos, glucolípidos, quinonas, terpenos y tocoferoles, con alto valor comercial.

Los parámetros ambientales, especialmente temperatura y pH, de los cultivos algales son esenciales y en lo posible deben ser controlados para estar en rangos óptimos y obtener producciones aceptables (Garibay *et al.*, 2009; Bakuei *et al.*, 2015), que no alteren los resultados, ya que situaciones de estrés por luz, temperatura y pH, pueden modificar el crecimiento y composición de lípidos en especies de microalgas (Zhu *et al.*, 2017; Singh & Singh, 2021). La temperatura tiene mucha influencia en el crecimiento poblacional, se considera en 28°C el valor óptimo para *Scenedesmus* (Garibay *et al.*, 2009; Park *et al.*, 2011), coincidiendo con el rango de 27,2 a 28,3 °C del presente experimento. Por otro lado, el pH influye en la absorción de nutrientes, fotosíntesis u otros procesos fisiológicos como en el funcionamiento de tilacoides y cloroplastos (Nalewajko *et al.*, 1997; Bakuei

et al., 2015), requiriéndose un rango óptimo para una determinada especie, considerando para *Scenedesmus* un rango adecuado de 6,5 a 9,5 unid. (Garibay *et al.* (2009) y un valor óptimo de 8,0 unid. (Bakuei *et al.*, 2015), en cuyo rango se encontró las variaciones de pH en el trabajo de investigación (7,38 a 8,92 unid.). Por lo que, la temperatura y pH de los cultivos, no han afectado la dinámica del crecimiento de *S. acutus* en el presente trabajo de investigación por la dosificación de EPS.

Por ello, el mejor tratamiento para obtener un mejor crecimiento poblacional y contenido de lípidos totales, es el dosificado con 50 % de EPS, presentándose como una fuente de nutrientes alternativo para el cultivo de microalgas, las mismas que pueden ser utilizadas para producir alimento vivo, y que mitigaría el impacto al ambiente de los residuos emitidos por la industria azucarera; además, la posibilidad de brindar beneficios económicos al comercializar los productos derivados de la biomasa microalgal producida con estos efluentes.

V. CONCLUSIONES

- ✓ La densidad celular en los cultivos de *S. acutus* fue significativamente mayor ($p < 0,05$) al cuarto día de cultivo al 50 % de EPS con $22,85 \times 10^6$ cél. mL⁻¹; y significativamente menor ($p < 0,05$) al 90 % de EPS con $9,17 \times 10^6$ cél. mL⁻¹.
- ✓ La tasa de crecimiento de *S. acutus* al cuarto día de cultivo fue significativamente mayor ($p < 0,05$) al 50 % de EPS con $0,603$ d⁻¹; mientras que, fue estadísticamente menor ($p < 0,05$) al 90 % de EPS con $0,374$ d⁻¹.
- ✓ El tiempo de duplicación de *S. acutus* al cuarto día de cultivo fue significativamente mayor ($p < 0,05$) al 90 % de EPS con $1,853$ d; mientras que, fue estadísticamente menor ($p < 0,05$) al 50 % de EPS con $1,150$ d.
- ✓ Los lípidos totales en porcentaje de *S. acutus* al cuarto día de cultivo, fueron significativamente similares ($p > 0,05$) al 25 %, 50 %, 75 % y 90 % de EPS con promedios de 23,87 %, 23,41 %, 22,12 % y 22,29 %, respectivamente.
- ✓ Los lípidos totales en biomasa de *S. acutus* al cuarto día de cultivo, fue significativamente mayor ($p < 0,05$) al 50 % de EPS con $199,1$ mg L⁻¹; y fueron significativamente menores ($p < 0,05$) al 75 % y 90 % de EPS con promedios de $99,6$ mg L⁻¹ y $82,5$ mg L⁻¹, respectivamente.

VI. RECOMENDACIONES

- ✓ Evaluar el crecimiento poblacional y contenido de lípidos en *S. acutus* adicionando diferentes fuentes de nitrógeno como urea y nitrato de sodio a concentraciones de 10 % a 50 % de EPS, durante 7 días en laboratorio.
- ✓ Determinar la biomasa y composición química en *S. acutus*, cultivados con 25 %, 50 %, 75 % y 90 % de EPS durante 7 días al aire libre.
- ✓ Determinar los costos de producir *S. acutus* utilizando como medio de cultivo concentraciones de 25 %, 50 %, 75 % y 90 % de EPS en piletas al aire libre.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AOAC. 2007. Official methods of analysis, 18th edic. edn. 2005. Current through revision 2, 2007. AOAC International. Gaithersburg, MD.
- APHA. 2005. *Métodos estándares para el análisis de agua potable y agua residuales*. Standard Methods for the examination of wastewater. 21 edit. American Public Health Association (APHA) - American Water Works Association (AWWA) - Water Environment Federation (WEF). 1082p.
- Ananthi, V.; K. Brindhadevi; A. Pugazhendhi & A. Arun. 2021. Impact of abiotic factors on biodiesel production by microalgae. *Fuel*. 284:e118962. <https://doi.org/10.1016/j.fuel.2020.118962>
- Aquize, R. 2020. Agroindustrias San Jacinto S.A.A.: Memoria del Directorio Año 2019 y Estados Financieros Auditados Años 2019-2018. Nepeña, Perú. 26p.
- Bakuei, N.; G. Amini; G. Najafpour; M. Jahanshahi & M. Mohammadi. 2015. Optimal cultivation of *Scenedesmus* sp. microalgae in a bubble column photobioreactor. *Indian Journal of Chemical Technology*. 22:20-25.
- Baumgarten, E.; M. Nagel & R. Tischnel. 1999. Reduction of the nitrogen and carbon content in a swine waste with algae and bacteria. *Environmental Geology*. 52(2):281-284. <https://doi.org/10.1007/s002530051522>
- Bligh, E. & W. Dyer. 1959. A rapid method of total lipid extraction and purification. *Can. J. Biochem. Physiol.* 3:911-917.
- Cam, P. & F. Mostacero. 2019. Efecto de tres concentraciones del extracto acuoso de residuos de *Manihot esculenta* "yuca" en el crecimiento poblacional y contenido de lípidos totales de *Scenedesmus acutus*, en condiciones de laboratorio. Tesis para Título. Universidad Nacional del Santa. Nuevo Chimbote, Perú. 45p.
- Chacón, C.; C. Andrade; C. Cárdenas; I. Araujo & E. Morales. 2004. Uso de *Chlorella* sp. y *Scenedesmus* sp. en la remoción de nitrógeno, fósforo y DQO de aguas residuales urbanas de Maracaibo, Venezuela. *Boletín del Centro de Investigaciones Biológicas, Universidad del Zulia, Maracaibo, Venezuela*. 38(2):94-108.
- Chindah, A.; S. Braide; J. Amakiri & E. Izundu. 2007. Succession of phytoplankton in a municipal waste water treatment system under sunlight. *UDO Agrícola*. 7: 258-273.

- Demirbas, F.M. 2011. Biofuels from algae for sustainable development. *Applied Energy*. 88:3473–3480.
- Dubois, M.; K. Gilles; J. Hamilton; P. Rebers & F. Smith. 1956. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Anal. Chem.* 28(3):350-356.
- Dueñas, A.; M. Difilippi; H. Ramírez & V. García. 2007. *Caña y azúcar en el agro costeño: A razón de las externalidades y eco-eficiencia ambiental*. Trabajo presentado en el Seminario SEPIA XII Perú: El problema agrario en debate – Tema III: Agricultura comercial moderna. Tarapoto, Perú. 20p.
- Fernández, M. & C. Paredes. 2007. Efecto del extracto de ensilado de pescado y urea en el crecimiento poblacional y contenido de carbohidratos y lípidos de la microalga *Tetraselmis suecica* cultivada en condiciones de laboratorio. Tesis para Título. Universidad Nacional del Santa. Nuevo Chimbote, Perú. 62p.
- Garibay, A.; R. Vázquez-Duhalt; M. Sánchez; L. Serrano & A. Martínez. 2009. Biodiesel a partir de microalgas. *BioTecnología*. 13(3):38-61.
- González, A. 2000. Alternativas en el cultivo de microalgas. Tesis para la obtención del Título de Acuicultor. Escuela Superior Politécnica del Litoral. Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar. Guayaquil – Ecuador.
- González, J.; E. Bécares & E. Luis. 2001. Limnología de sistemas experimentales de lagunaje para el tratamiento de aguas residuales. *Limnetica*. 20:267-277.
- González, L.; R. Cañizares & S. Baena. 1997. Efficiency of ammonia and phosphorus removal from a Colombian agroindustrial wastewater by the microalgae *Chlorella vulgaris* and *Scenedesmus dimorphus*. *Biores. Technol.* 60:259-262. [https://doi.org/10.1016/S0960-8524\(97\)00029-1](https://doi.org/10.1016/S0960-8524(97)00029-1)
- Goode, W.J. & P.K. Hatt. 2008. *Métodos de investigación social*. 3ra. edic. Edit. Trillas S.A. de C.V. México. 483p.
- Guerrero, L.; J. Rueda; H. García & A. Navarro. 2014. Cultivation of *Monoraphidium* sp., *Chlorella* sp. and *Scenedesmus* sp. algae in Batch culture using Nile tilapia effluent. *Bioresource Technology*. 161:455–460.
- Guillard, R. 1975. *Culture of Phytoplankton for feeding marine invertebrates*. In: W.L. Smith and M. H. Chanley, eds., *Culture of marine invertebrate animals*. Plenum Book Publ. Corp., New York, U.S.A. 29-60pp.
- He, Q.; H. Yang; L. Wu & C. Hu. 2015. Effect of light intensity on physiological changes, carbon allocation and neutral lipid accumulation in oleaginous microalgae. *Bioresour. Technol.* 191:219–228. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.05.021>

- Hernández, A.; J. Labbé. 2014. Microalgas, cultivos y beneficios. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*. Vol. 49, N°2:157-173. <https://doi.org/10.4067/S0718-19572014000200001>
- Hernandez, D.; B. Riaño; M. Coca; M. Solana; A. Bertucco & M. Garcia-Gonzalez. 2015. Microalgae cultivation in high rate algal ponds using slaughterhouse wastewater for biofuel applications. *Chemical Engineering Journal*. 285:449–458. <https://doi.org/10.1016/j.cej.2015.09.072>
- Hu, Q.; M. Sommerfeld; E. Jarvis; M. Ghirardi; M. Posewitz; M. Seibert & A. Darzins. 2008. Microalgal triacylglycerols as feedstocks for biofuel production: Perspectives and advances. *Plant J*. 54:621–639. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3113x.2008.03492.x>
- Huang, X.; H. Zhou; C. Yuan & M. Sun. 2003. The effects of nitrogen source and concentration on the nutritional value of *Nannochloropsis oculata*. *J. Shanghai Fish Univ*. 12:113-116.
- Jara, P. & M. Roque. 2016. Efecto de la concentración del efluente del procesamiento de la flor de *Tagetes erecta* “marigold” en el crecimiento poblacional y contenido de lípidos totales de la microalga *Scenedesmus acutus*, en laboratorio. Tesis para Título. Universidad Nacional del Santa. Nuevo Chimbote, Perú. 56p.
- Kaya, V.; J. De la Noue & G. Picard. 1995. A comparative study of four systems for tertiary wastewater treatment by *Scenedesmus bicellularis*: New technology for immobilization. *Journal of Applied Phycology*. 7:85-95.
- Kim, J.; B. Lingaraju; R. Theaume; J. Lee & K. Siddiqui. 2010. Removal of ammonia from wastewater effluent by *Chlorella vulgaris*. *Tsinghua Sci. Technol*. 15:391-396. <http://dx.doi.org/10.4491/eer.2013.18.4.235>
- Leong, W.H.; K. Kiatkittipong; W. Kiatkittipong; Y. Cheng; M. Lam; R. Shamsuddin; M. Mohamad & J. Lim. 2020. Comparative performances of microalgal–bacterial co-cultivation to bioremediate synthetic and municipal wastewaters whilst producing biodiesel sustainably. *Processes*. 8(11):e1427. <https://doi.org/10.3390/pr8111427>
- Lin, T. & J. Wu. 2015. Effect of carbon sources on growth and lipid accumulation of newly isolated microalgae cultured under mixotrophic condition. *Bioresour. Technol*. 184:100–107. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.11.005>
- Lowry, O.; N. Rosebrough.; A. Farr & R. Randall. 1951. Protein measurement with the Folin phenol reagent. *J. Biol. Chem*. 193:265-275.

- Madigan, M.; J. Martinko; K. Bender; D. Buckley & D. Stahl. 2015. *Brock, Biología de los microorganismos*. 14ava edic. Edit. Pearson Educación, S.A. Madrid, España. 1200p.
- Maneechote, W. & B. Cheirsilp. 2021. Stepwise-incremental physicochemical factors induced acclimation and tolerance in oleaginous microalgae to crucial outdoor stresses and improved properties as biodiesel feedstocks. *Bioresource Technology*. 328:e124850. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2021.124850>
- Marsh, J. & D. Weinstein. 1966. Simple charring method for determination of lipids. *J. Lipid Res.* 7:574-576.
- Merino, F. 2000. Utilización de melaza como fuente orgánica de carbono en la producción masiva de microalgas. Informe de Investigación Docente. Universidad Nacional del Santa. Nuevo Chimbote, Perú.
- MINAG (Ministerio de Agricultura). 2013. Caña de azúcar: Principales aspectos de la cadena Agro productiva. Dirección General de Competitividad Agraria del Ministerio de Agricultura. Lima, Perú. 35p.
- Mora, R.; J. Ortega & R. Moronta. 2004. Crecimiento y producción de pigmentos de la microalga nativa *Chlorella* sp. aislada de la represa de Tulé, Municipio Mara Estado Zulia, Venezuela. *Ciencia*. 12(2):117-124.
- Morales, J. 2011. *Impacto ambiental de la actividad azucarera y estrategias de mitigación*. Monografía para examen profesional, Universidad Veracruzana, México. 82p. Recuperado de http://www.ciama-mex.org/biblioteca/opac_css/doc_num.php?explnum_id=39. Accesado: 19 de noviembre del 2019.
- Nalewajko, C.; B. Colman & M. Olaveson. 1997. Effects of pH on growth, photosynthesis, respiration, and copper tolerance of three *Scenedesmus* strains. *Environmental and Experimental Botany*. 37:153-160.
- Naorbe, M. & A. Serrano Jr. 2018. Effects of heavy metals on cell density, size, specific growth rate and chlorophyll a of *Tetraselmis tetrahele* under controlled laboratory conditions. *Aquacult. Aquarium Conserv. Legislation*. 11(3):589-597.
- Olguín, E.; B. Hernández; A. Araus; R. Camacho; R. González; M. Ramírez; S. Galicia & G. Mercado. 1994. Simultaneous high-biomass protein production and nutrient removal using *Spirulina maxima* in seawater supplemented with anaerobic effluents. *World Jour. Microbiol. & Biotechnol.* 10:576-578.

- Ortega-Salas, A. & H. Reyes-Bustamante. 2012. Cultivo de las microalgas dulceacuícolas *Kirchneriella obesa*, *Scenedesmus quadricauda* y *Chlorococcum infusorium* empleando tres medios de cultivo. *A.I.A.* 16(2):35-44.
- Park, J.; R. Craggs & A. Shilton. 2011. Wastewater treatment high rate algal ponds for biofuel production. *Bioresource Technology.* 102:35-42.
<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2010.06.158>
- Pérez, M.P.; M. Peña & P. Álvarez. 2011. Agroindustria Cafiera y Uso del Agua: Análisis Crítico en el Contexto de la Política de Agrocombustibles en Colombia. *Ambiente & Sociedades.* 14:153-178.
- Pittman, J.; A. Dean & O. Osundeko. 2011. The potential of sustainable algal biofuel production using wastewater resources. *Biores. Technol.* 102:17-25.
<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2010.06.035>
- Quiroz, K. & E. Vereau. 2015. Efecto de diferentes concentraciones de extracto acuoso del sedimento de la bahía “El Ferrol” en el crecimiento poblacional y contenido de lípidos de la microalga *Scenedesmus acutus* en condiciones de laboratorio. Tesis para Título. Universidad Nacional del Santa. Nuevo Chimbote, Perú. 41p.
- Rodríguez, L; J. Juscamaita & J. Vargas. 2007. Efecto del medio EM-Bokashi en el cultivo de la microalga marina *Tetraselmis suecica* K. *Ecología Aplicada.* 6:111-116.
- Roleda, M.; S. Slocombe; R. Leakey; J. Day; E. Bell & M. Stanley. 2013. Effects of temperature and nutrient regimes on biomass and lipid production by six oleaginous microalgae in batch culture employing a two-phase cultivation strategy. *Bioresource Technology.* 129:439-449.
<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.11.043>
- Rosli, S.; W. Kadir; C. Wong; F. Han; J. Lim; K. Lam; S. Yusup; W. Kiatkittipong; K. Kiatkittipong & A. Usman. 2020. Insight review of attached microalgae growth focusing on support material packed in photobioreactor for sustainable biodiesel production and wastewater bioremediation. *Renew. Sustain. Energy Rev.* 134:e110306. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2020.110306>
- Ruíz, A. 2011. Puesta en marcha de un cultivo de microalgas para la eliminación de nutrientes de un agua residual urbana previamente tratada anaeróbicamente. Máster Universitario en Ingeniería Hidráulica y Medio Ambiente. Universidad Politécnica de Valencia. Valencia, España. 102p.

- Salazar, M. 2006. Aplicación e importancia de microalgas en el tratamiento de aguas residuales. 64-70pp.
- Shanab, S.; A. Essa & E. Shalaby. 2012. Bioremoval capacity of three heavy metals by some microalgae species (Egyptian Isolates). *Plant Signal. Behav.* 7(3):392-399. <https://doi.org/10.4161/psb.19173>
- Sharma, K.; H. Schuhmann & P. Schenk. 2012. High lipid induction in microalgae for biodiesel production. *Energies.* 5(5):1532-1553. <https://doi.org/10.3390/en5051532>
- Shen, Y.; W. Yuan; Z. Pei & E. Mao. 2010. Heterotrophic culture of *Chlorella protothecoides* in various nitrogen sources for lipid production. *Appl. Biochem. Biotechnol.* 160(6):1674-1684. <https://doi.org/10.1007/s12010-009-8659-z>
- Sialve, B.; N. Bernet & O. Bernard. 2009. Anaerobic digestion of microalgae as a necessary step to make microalgal biodiesel sustainable. *Biotechnology Advances.* 27:409-416. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2009.03.001>
- Singh, D. & R. Singh. 2021. Algal consortia based metal detoxification of municipal wastewater: Implication on photosynthetic performance, lipid production, and defense responses. *Sci. Total Environ.* 26:e151928. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.151928>
- Singh, D.; A. Upadhyay; R. Singh & D. Singh. 2022. Implication of municipal wastewater on growth kinetics, biochemical profile, and defense system of *Chlorella vulgaris* and *Scenedesmus vacuolatus*. *Environmental Technology & Innovation.* 26:e102334. <https://doi.org/10.1016/j.eti.2022.102334>
- Tiantian, Z.; C. Lihua; X. Xinhua; Z. Lin & C. Huanlin. 2011. Advances on heavy metal removal from aqueous solution by algae. *Prog. Chem.* 23(8):1782-1794.
- Toyub, M.; M. Miah; M. Habib & M. Rahman. 2008. Growth performance and nutritional value of *Scenedesmus obliquus* cultured in different concentrations of sweetmeat factory waste media. *Bang. J. Anim. Sci.* 37(1):86-93. <https://doi.org/10.3329/bjas.v37i1.9874>
- Upadhyay, A.; S. Mandotra; N. Kumar; N. Singh; L. Singh & U. Rai. 2016. Augmentation of arsenic enhances lipid yield and defense responses in alga *Nannochloropsis* sp. *Bioresour. Technol.* 221:430-437. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.09.061>
- Vásquez, D. & T. Zavaleta. 2016. Crecimiento poblacional y contenido de lípidos de la microalga *Scenedesmus acutus* cultivada con diferentes concentraciones de aguas

residuales municipales en condiciones de laboratorio. Tesis de Título, Universidad Nacional del Santa. Nuevo Chimbote, Perú. 58p.

Widjaja, A. & C. Chien. 2009. Study of increasing lipid production from fresh water microalgae *Chlorella vulgaris*. *J. Taiwan Inst. Chem. Eng.* 40(1):13-20.
<https://doi.org/10.1016/j.jtice.2008.07.007>

Zhu, L.; N. Gao & R. Cong. 2017. Application of Biotechnology for the production of biomass-based fuels. *Biomed Res. Int.* 2017:1-2.
<https://doi.org/10.1155/2017/3896505>

VIII. ANEXOS

Anexo 1. Densidades celulares ($\times 10^6$ cél. mL⁻¹) en las unidades experimentales de los cultivos de *S. acutus* con medios EPS y HM.

DÍA DE CULTIVO	EPS (%)														
	CONTROL			25			50			75			90		
	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3
0	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05
1	3,35	3,55	3,70	3,70	3,90	4,25	4,05	4,30	4,70	3,80	3,20	2,90	2,35	2,70	3,80
2	5,60	5,90	6,10	7,40	7,75	9,70	8,90	10,20	10,55	6,70	6,55	7,35	5,60	4,30	5,95
3	13,20	12,80	14,05	12,95	14,30	15,40	16,35	17,45	17,80	9,30	8,80	10,65	8,20	9,00	9,15
4	18,75	17,10	19,00	17,75	17,05	18,45	22,50	22,15	23,90	10,55	11,35	12,05	8,80	9,25	9,45
5	19,85	20,90	21,95	18,00	17,80	20,35	23,35	22,55	24,30	11,95	13,55	14,30	9,45	10,05	10,60
6	20,75	20,10	21,75	17,30	18,05	18,55	23,80	24,40	24,60	12,05	14,00	14,70	8,90	9,80	10,50
7	21,00	20,50	21,05	18,00	18,75	18,20	24,05	24,50	24,70	11,80	14,20	14,85	9,70	10,20	10,90

Anexo 2. Densidad celular promedio ($\times 10^6$ cél. mL⁻¹) y desviación estándar, de *S. acutus* dosificados con medios EPS y HM.

DÍA DE CULTIVO	EPS (%)				
	CONTROL (HM)	25	50	75	90
0	2,05 \pm 0,00a	2,05 \pm 0,00a	2,05 \pm 0,00a	2,05 \pm 0,00a	2,05 \pm 0,00a
1	3,53 \pm 0,18ab	3,95 \pm 0,28ab	4,35 \pm 0,33a	3,30 \pm 0,46ab	2,95 \pm 0,76b
2	5,87 \pm 0,25c	8,28 \pm 1,24ab	9,88 \pm 0,87a	6,87 \pm 0,43bc	5,28 \pm 0,87c
3	13,35 \pm 0,64b	14,22 \pm 1,23b	17,20 \pm 0,76a	9,58 \pm 0,96c	8,78 \pm 0,51c
4	18,28 \pm 1,03b	17,75 \pm 0,70b	22,85 \pm 0,93a	11,32 \pm 0,75c	9,17 \pm 0,33d
5	20,90 \pm 1,05ab	18,72 \pm 1,42b	23,40 \pm 0,88a	13,27 \pm 1,20c	10,03 \pm 0,58d
6	20,87 \pm 0,83b	17,97 \pm 0,63c	24,27 \pm 0,42a	13,58 \pm 1,37d	9,73 \pm 0,80e
7	20,85 \pm 0,30b	18,32 \pm 0,39c	24,42 \pm 0,33a	13,62 \pm 1,61d	10,27 \pm 0,60e

La letra diferente en la misma fila denota diferencia significativa ($\alpha=0,05$).

Anexo 3. Tasa de crecimiento (μ) y tiempo de duplicación (TD) promedio en las unidades experimentales de *S. acutus* que fueron dosificadas con medios EPS y HM.

PARÁMETRO	EPS (%)														
	CONTROL (HM)			25			50			75			90		
	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3
N_0	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05	2,05
N_f	18,75	17,10	19,00	17,75	17,05	18,45	22,50	22,15	23,90	10,55	11,35	12,05	8,80	9,25	9,45
Día	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4
μ (día ⁻¹)	0,553	0,530	0,557	0,540	0,530	0,549	0,599	0,595	0,614	0,410	0,428	0,443	0,364	0,377	0,382
TD (día)	1,253	1,308	1,244	1,284	1,308	1,263	1,157	1,165	1,129	1,691	1,620	1,565	1,904	1,839	1,815

Anexo 4. Biomasa total, absorbancia, y lípidos totales en porcentaje y biomasa de *S. acutus* en las unidades experimentales que fueron dosificadas con medios EPS y HM.

PARÁMETROS	EPS (%)														
	CONTROL (HM)			25			50			75			90		
Biomasa (mg x10mL ⁻¹)	6,5	5,9	6,5	6,5	6,2	6,7	8,4	8,2	8,9	4,2	4,5	4,8	3,6	3,7	3,8
Biomasa (mg L ⁻¹)	650,0	590,0	650,0	650,0	620,0	670,0	840,0	820,0	890,0	420,0	450,0	480,0	360,0	370,0	380,0
Absorbancia (λ)	0,618	0,516	0,622	0,706	0,647	0,748	0,883	0,854	0,971	0,407	0,457	0,491	0,356	0,374	0,392
Lípidos totales (%)	20,98	19,30	21,11	23,96	23,02	24,63	23,19	22,98	24,07	21,38	22,41	22,57	21,82	22,30	22,76
Lípidos totales (mg L ⁻¹)	136,4	113,9	137,2	155,7	142,7	165,0	194,8	188,4	214,2	89,8	100,8	108,3	78,6	82,5	86,5

Anexo 5. Temperatura (°C) en las unidades experimentales de *S. acutus* que fueron dosificados con medios EPS y HM.

DÍA DE CULTIVO	EPS (%)														
	CONTROL (HM)			25			50			75			90		
	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3
0	27,6	27,9	27,6	27,5	27,9	27,8	27,7	27,7	27,9	27,6	27,8	27,6	27,7	27,8	27,8
1	28,1	28,2	28,0	28,1	28,2	28,0	28,0	28,2	28,0	28,3	28,1	28,0	28,1	28,1	27,9
2	27,9	27,6	27,6	27,8	27,6	27,6	27,8	27,7	27,7	27,9	27,8	27,6	27,9	27,6	27,7
3	27,4	27,2	27,4	27,3	27,3	27,5	27,4	27,3	27,4	27,6	27,3	27,4	27,5	27,3	27,5
4	28,2	28,0	28,2	28,2	28,0	28,1	28,2	28,0	28,0	28,1	28,0	28,2	28,1	27,9	28,2
5	27,8	27,8	27,6	27,7	27,8	27,7	27,9	27,8	27,8	27,8	27,8	27,6	27,8	27,7	27,9
6	28,1	28,3	28,1	28,0	28,2	28,1	28,1	28,2	28,0	28,2	28,3	28,1	28,2	28,2	28,1
7	27,9	27,9	28,1	27,9	28,0	28,1	27,9	28,1	28,0	27,9	28,0	28,1	27,9	27,9	28,0

Anexo 6. Temperatura promedio (°C) y desviación estándar, en las unidades experimentales de *S. acutus* que fueron dosificados con medios EPS y HM.

DÍA DE CULTIVO	EPS (%)				
	CONTROL (HM)	25	50	75	90
0	27,7 ±0,2a	27,7 ±0,2a	27,8 ±0,1a	27,7 ±0,1a	27,8 ±0,1a
1	28,1 ±0,1a	28,1 ±0,1a	28,1 ±0,1a	28,1 ±0,2a	28,0 ±0,1a
2	27,7 ±0,2a	27,7 ±0,1a	27,7 ±0,1a	27,8 ±0,2a	27,7 ±0,2a
3	27,3 ±0,1a	27,4 ±0,1a	27,4 ±0,1a	27,4 ±0,2a	27,4 ±0,1a
4	28,1 ±0,1a	28,1 ±0,1a	28,1 ±0,1a	28,1 ±0,1a	28,1 ±0,2a
5	27,7 ±0,1a	27,7 ±0,1a	27,8 ±0,1a	27,7 ±0,1a	27,8 ±0,1a
6	28,2 ±0,1a	28,1 ±0,1a	28,1 ±0,1a	28,2 ±0,1a	28,2 ±0,1a
7	28,0 ±0,1a	28,0 ±0,1a	28,0 ±0,1a	28,0 ±0,1a	27,9 ±0,1a

La letra diferente en la misma fila denota diferencia significativa ($\alpha=0,05$).

Anexo 7. pH (unidades) en las unidades experimentales de *S. acutus* que fueron dosificados con medios EPS y HM.

DÍA DE CULTIVO	EPS (%)														
	CONTROL (HM)			25			50			75			90		
	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3
0	7,46	7,51	7,44	7,49	7,39	7,52	7,45	7,38	7,48	7,55	7,42	7,46	7,53	7,41	7,50
1	8,10	8,14	8,19	8,05	8,11	8,09	8,21	8,17	8,27	8,14	8,12	8,02	7,92	7,65	7,83
2	8,47	8,29	8,57	8,39	8,44	8,26	8,68	8,52	8,41	8,13	8,27	8,33	8,06	8,16	8,09
3	8,56	8,67	8,58	8,54	8,71	8,73	8,92	8,76	8,80	8,16	8,19	8,25	8,12	8,21	8,10
4	8,81	8,58	8,79	8,65	8,74	8,49	8,90	8,82	8,73	8,20	8,23	8,29	8,19	8,23	8,07
5	8,76	8,64	8,73	8,59	8,70	8,33	8,89	8,76	8,65	8,33	8,21	8,28	8,21	8,24	8,18
6	8,89	8,78	8,91	8,62	8,58	8,71	8,74	8,68	8,62	8,29	8,26	8,23	8,16	8,14	8,22
7	8,72	8,70	8,67	8,54	8,75	8,55	8,78	8,69	8,71	8,23	8,16	8,21	8,10	8,09	8,14

Anexo 8. pH promedio (unidades) y desviación estándar, en las unidades experimentales de *S. acutus* que fueron dosificados con medios EPS y HM.

DÍA DE CULTIVO	EPS (%)				
	CONTROL (HM)	25	50	75	90
0	7,47 ±0,04a	7,47 ±0,07a	7,44 ±0,05a	7,48 ±0,07a	7,48 ±0,06a
1	8,14 ±0,05a	8,08 ±0,03a	8,22 ±0,05a	8,09 ±0,06a	7,80 ±0,14b
2	8,44 ±0,14a	8,36 ±0,09ab	8,54 ±0,14a	8,24 ±0,10ab	8,10 ±0,05b
3	8,60 ±0,06b	8,66 ±0,10ab	8,83 ±0,08a	8,20 ±0,05c	8,14 ±0,06c
4	8,73 ±0,13a	8,63 ±0,13a	8,82 ±0,09a	8,24 ±0,05b	8,16 ±0,08b
5	8,71 ±0,06a	8,54 ±0,19ab	8,77 ±0,12a	8,27 ±0,06bc	8,21 ±0,03c
6	8,86 ±0,07a	8,64 ±0,07b	8,68 ±0,06b	8,26 ±0,03c	8,17 ±0,04c
7	8,70 ±0,03a	8,61 ±0,12a	8,73 ±0,05a	8,20 ±0,04b	8,11 ±0,03b

La letra diferente en la misma fila denota diferencia significativa ($\alpha=0,05$).

Efecto de diferentes concentraciones del procesamiento de Saccharum officinarum en el crecimiento poblacional y contenido de lípidos totales de Scenedesmus acutus

INFORME DE ORIGINALIDAD

8%

INDICE DE SIMILITUD

6%

FUENTES DE INTERNET

1%

PUBLICACIONES

3%

TRABAJOS DEL
ESTUDIANTE

ENCONTRAR COINCIDENCIAS CON TODAS LAS FUENTES (SOLO SE IMPRIMIRÁ LA FUENTE SELECCIONADA)

2%

★ www.coursehero.com

Fuente de Internet

Excluir citas

Apagado

Excluir coincidencias < 15 words

Excluir bibliografía

Apagado



Recibo digital

Este recibo confirma que su trabajo ha sido recibido por Turnitin. A continuación podrá ver la información del recibo con respecto a su entrega.

La primera página de tus entregas se muestra abajo.

Autor de la entrega: Xiomara Y Gustavo Gonzales Gongora Y Reyes Chu
Título del ejercicio: Efecto de diferentes concentraciones del procesamiento de ...
Título de la entrega: Efecto de diferentes concentraciones del procesamiento de ...
Nombre del archivo: Informe_Tesis_XioGUs_2022CORREGIDOTurnitin.pdf
Tamaño del archivo: 916.54K
Total páginas: 34
Total de palabras: 7,818
Total de caracteres: 42,929
Fecha de entrega: 25-jul.-2022 11:26a. m. (UTC-0500)
Identificador de la entrega... 1875066465

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA
FACULTAD DE CIENCIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIODINAMÍA EN ACUICULTURA



Efecto de diferentes concentraciones del procesamiento
de *Saccharum officinarum* en el crecimiento
poblacional y contenido de lípidos totales de
Scenedesmus acutus

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE BIÓLOGO ACUICULTOR

AUTORES:

Bach. Gonzalo Gonzales, Gustavo Juan
Bach. Reyes Chu, Xiomara Karherine

ASESORA:

Elga. Anel Sorryda Mendosa Espinoza

Nuevo Chimbote - Perú
2022