



Evaluación preliminar de la remoción de Nitrógeno total y Ortofosfato de aguas residuales por *Chlorella sp.*, en un fotobiorreactor *airlift*

Preliminary evaluation of the removal of total nitrogen and orthophosphate of wastewater by *Chlorella sp.*, in a airlift photobiorreactor

Refugio Rodríguez Vázquez ^{1*}, Yurley Carolina Arias Granados ²

¹ Investigadora Titular, CINVESTAV IPN. Investigadora Nacional Nivel III. rrodrig@cinvestav.mx

² Microbióloga, Universidad de Pamplona. carogranarias92@gmail.com

Resumen

En el presente estudio se evaluó la remoción de nitrógeno total y ortofosfato de aguas residuales provenientes del ramal 1 del Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional en México D. F. por *Chlorella sp.*, en un fotobiorreactor *airlift*, bajo diferentes flujos de aire y concentraciones de inóculo, para lo cual se empleó un diseño factorial 2². En el primer tratamiento se empleó 10% (200 mL) de inóculo de *Chlorella sp.*, y se adicionó un volumen de agua residual (1800 mL) con un flujo de aire de 1.5 L/min, los tres tratamientos restantes se realizaron variando los niveles de flujo de aire (1.5 y 2.5 L/min) y la concentración del inóculo (10%,30%). Los mejores resultados se obtuvieron en el tratamiento cuatro bajo un flujo de aire de 2.5 L/min y una concentración de inóculo de 30%, en el cual se observó una alta reducción de unidades de nitrógeno y ortofosfato de 66 mg/L y 6.4 mg/L respectivamente, así como buen rendimiento de clorofila A con una concentración de 11.71 mg/L.

Palabras clave: aguas residuales, biorremediación, microalgas, fotobiorreactor.

In this study the removal of total nitrogen and orthophosphate from wastewater from branch 1 of the Center for Research and Advanced Studies of the National Polytechnic Institute in Mexico City by *Chlorella sp.*, in an airlift photobioreactor, under different air flows was evaluated and inoculum concentrations, for which a factorial design 2² was used. In the first treatment, 10% (200 mL) of *Chlorella sp.* inoculum was used, and a volume of residual water (1800 mL) was added with a flow of air of 1.5 L / min, the three remaining treatments were performed varying the air flow levels (1.5 and 2.5 L / min) and the inoculum concentration (10%, 30%). The best results were obtained in treatment four under an air flow of 2.5 L / min and an inoculum concentration of 30%, in which a high reduction of nitrogen and orthophosphate units of 66 mg / L and 6.4 mg / L respectively, as well as good yield of chlorophyll A with a concentration of 11.71 mg / L.

Keywords: wastewater, bioremediation, microalgae, photobioreactor.

Abstract

1. Introducción

El agua es un elemento natural indispensable para la vida, representa el 70% de la superficie de la Tierra (Agudelo, 2005). Sin embargo factores como el incremento de la población genera una mayor demanda de este recurso para su uso diario en sus actividades disminuyendo así la cantidad de agua disponible por habitante. Por otro lado, las aguas residuales se han convertido en otro inconveniente en esta problemática debido a que al ser descargadas en los cuerpos de agua naturales contaminan los sistemas de agua superficiales, suelos y acuíferos con fosfatos y nitratos que ocasionan una acelerada eutrofización de los mismos (García, 2012), provocando la disminución de los recursos hídricos. Una buena alternativa para la remoción, biotransformación y reutilización de contaminantes presentes en aguas residuales (Acurio *et al.*, 2015), es el uso de la fitorremediación, biotecnología que emplea cultivos mono específicos o consorcios de microalgas debido a su gran potencial en la asimilación de material orgánico e inorgánico presente en aguas residuales de origen urbano, industrial y agrícola (Hernández, 2010). Su capacidad de remoción de nitrógeno y fósforo presentes en efluentes se lleva a cabo mediante la incorporación de estos nutrientes a las moléculas orgánicas, en el caso del nitrógeno este proceso se lleva a cabo mediante la reducción de los nitritos y nitratos a amonio, lo cual ocurre en dos pasos catalizados por las enzimas nitrito reductasa y nitrato reductasa; mientras que el fósforo es incorporado a los compuestos orgánicos a través de la fosforilación (Cai *et al.*, 2013).

Entre los sistemas de cultivo de microalgas empleados para el tratamiento de aguas residuales se utilizan los fotobiorreactores (Hernández, 2011), los cuales presentan una mayor productividad, fundamentalmente porque mejora la eficiencia de la fotosíntesis

y la capacidad de fijación del CO₂, otra ventaja muy importante es su facilidad para mantener un monocultivo sin contaminación por otras especies, lo que permite obtener un producto de pureza apta para su procesado en la industria (Santos *et al.*, 2014). Un género de microalga utilizada en fotobiorreactores es *Chlorella* sp., la cual presenta eficiencia en el tratamiento de afluentes contaminados (Cerón *et al.*, 2015).

El propósito de este trabajo es realizar una evaluación preliminar de la remoción de nitrógeno y ortofosfato presentes en aguas residuales del ramal 1 del Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional (CINVESTAV-IPN) por *Chlorella* sp., en un fotobiorreactor *airlift* bajo diferentes flujos de aire y concentraciones de inóculo.

2. Metodología

2.1 Microalga

Para este estudio se utilizó una cepa de *Chlorella* sp., cultivada en medio líquido BG-11 en un fotobiorreactor *airlift* tipo plano.

2.2 Medio de cultivo

Como medio de cultivo se empleó aguas residuales provenientes del ramal 1 del CINVESTAV-IPN.

2.3 Diseño experimental

Se empleó un diseño factorial 2², donde se estudian dos variables, cada una con dos niveles (Montgomery, 1991).

En este trabajo se realizaron cuatro tratamientos sin replicas biológicas o técnicas. En la tabla 1 se observan los valores

de los niveles menor (-1) y mayor (1) de cada una de las variables utilizadas.

Tabla 1. Variables del diseño factorial 2².

Variables	Niveles	
	-1	1
Flujo de aire	1.5 L/min	2.5 L/min
Concentración de inóculo %(v/v)	10%	30%

En la tabla 2 se observan los cuatro tratamientos del diseño experimental 2² empleados en este estudio.

Tabla 2. Diseño factorial 2².

Tratamiento	Flujo de aire (L/min)	Concentración de inóculo %(v/v)
1	-1	-1
2	1	-1
3	-1	1
4	1	1

2.4 Montaje y operación del fotobiorreactor

Para el primer tratamiento se empleó 10% (200 mL) de inóculo de *Chlorella* sp., y se adicionó un volumen de agua residual (1800 mL) para completar los 2L del volumen operativo del fotobiorreactor *airlift*, con un flujo de aire de 1.5 L/min. Este tratamiento tuvo un lapso de 7 días, con un fotoperiodo de 12 horas y una intensidad de luz incidente promedio en el fotobiorreactor de 60 $\mu\text{mol m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ medida con el equipo PAR Quantum sensor *Skye*.

Los tres tratamientos restantes se realizaron de acuerdo a los niveles establecidos en el diseño factorial.

2.5 Determinación de la biomasa microalgal

Se realizó en base a la ecuación obtenida en la curva de calibración, a partir de los valores de la densidad óptica y el peso seco.

2.6 Determinación de la biomasa por densidad óptica (O.D)

Se tomó diariamente una muestra de 2 mL de cultivo a la cual se le midió la absorbancia a una longitud de onda de 680 nm en un espectrofotómetro *Shimadzu* UV-1800 (Wang *et al.*, 2013).

2.7 Determinación de la biomasa por peso seco (W/V)

Se filtró un volumen del cultivo a través de un filtro de jeringa de 0,45 μm de poro, previamente secado en horno durante 24 horas, atemperado en un desecador y pesado.

Los filtros con células se secaron en horno a 60°C durante 24 horas, se atemperaron y se pesaron en una balanza analítica. El peso seco de las células se determinó por diferencia y se dividió entre el volumen filtrado (García, 2014).

2.8 Monitoreo del pH, temperatura y saturación de oxígeno del cultivo

Se monitoreo el pH, temperatura (°C), y porcentaje de saturación de oxígeno (% OD) diariamente con un multiparámetro *Hanna HI9328* a cada tratamiento.

2.9 Determinación de Nitrógeno Total (Método 10072)

La determinación de nitrógeno total se realizó en el día 0, 2, 4 y 7 del cultivo por el método (kit) 10072 *HACH*, siguiendo las recomendaciones del fabricante, se procedió a agregar el reactivo de persulfato al tubo de ensayo, que contenía el reactivo de hidróxido, luego se le adicionó 0.5 mL de la muestra previamente filtrada, en el caso del blanco se utilizó 0.5 mL de agua desionizada (incluida en el kit), los tubos se taparon y se agitaron vigorosamente por 30 segundos.

Posteriormente se colocaron en un reactor *HACH DRB 200*, el cual se encontraba a 105°C por 30 minutos; pasado este tiempo los tubos se sacaron y enfriaron a temperatura ambiente, a cada tubo se le adicionó el reactivo A (metabisulfito de sodio) y se agitó por 30 segundos dejando reaccionar por 3 minutos, después se adicionó el reactivo B (indicador) y se agitó por 15 segundos, reaccionando por 2 minutos. De los tubos tratados anteriormente se tomó 2 mL y se depositaron en tubos que contenían el reactivo C (ácido cromotrópico), se invirtieron 10 veces, se dejaron reposar por 5 minutos y se midió la absorbancia en el espectrofotómetro *protective cover DR 2800*.

2.9.2 Determinación de Ortofosfato (Método 8114)

La determinación de ortofosfato se realizó en el día 0, 2, 4 y 7 del cultivo por el método 8114 *HACH*, empleando tubos de ensayo a los que se les adicionó 10 mL de muestra previamente filtrada y 0,5 ml de reactivo vanado-molíbdeno, en el caso del blanco se utilizó 10 mL de agua destilada, se homogenizó y dejó reaccionar por 7 minutos, pasado el tiempo, se midió la absorbancia en el espectrofotómetro *protective cover DR 2800*.

2.9.3 Determinación del contenido de clorofila A

Se tomó 5 mL del cultivo y se centrifugó a 3600 rpm por 15 minutos, se descartó el sobrenadante y se adicionó 5 mL de metanol al 90%, posteriormente se agitaron los tubos para resuspender el pellet y se llevaron a baño maría a 70°C por 10 minutos, las muestras se dejaron enfriar a temperatura ambiente y luego se refrigeraron a 4°C por 24 horas. Pasado este tiempo se centrifugó nuevamente en las mismas condiciones y se recuperó el sobrenadante.

Se realizó la lectura de cada una de las muestras a una densidad óptica de 665 y 750 nm empleando como blanco metanol al 90% (Amavizca, 2014). Este análisis se realizó al final de cada tratamiento.

La concentración de clorofila se calculó con la siguiente ecuación:

$$\text{Clorofila A (mg/L)} = 13.9 * (D.O_{665} - D.O_{750}) * \frac{U}{V}$$

U: volumen final de metanol

V: volumen de la muestra

D.O₆₆₅: densidad óptica a 665nm

D.O₇₅₀: densidad óptica a 750nm

3. Resultados

3.1 Determinación de la biomasa microalgal

En la figura 1 se observa mayor concentración de biomasa en los tratamientos T1 y T3, evidenciando que un flujo de aire menor (1.5 L/min) influye de forma directa y positiva sobre la productividad de *Chlorella* sp., dado que se obtiene mayores concentraciones de biomasa T1:419.55 mg/L y T3: 418.55 mg/L,

debido a que en bajas tasas de aireación se aumenta el tiempo de retención de gas, que conduce a un aumento de interfaz entre el CO₂ y las células microalgales generando el uso de este gas por las microalgas (Fan *et al.* 2007), así como un mayor aprovechamiento de los nutrientes y de la luz. Estos resultados también se pueden atribuir a que en bajas tasas de aireación se generan burbujas de mayor tamaño que minimiza el daño por cizallamiento a las células, optimiza la transferencia de masa y produce un mejor crecimiento de *Chlorella sp.*

En cuanto al tratamiento 2 y 4 realizado bajo un flujo de aire de 2.5 L/min presentaron una baja concentración de biomasa de 322.38 mg/L y 338.38 mg/L respectivamente, resultados que se deben al alto flujo de aire empleado en estos ensayos, el cual genera una mayor turbulencia que ocasiona daño celular por el aumento en la velocidad superficial del gas, provocando una disminución en la concentración de biomasa obtenida.

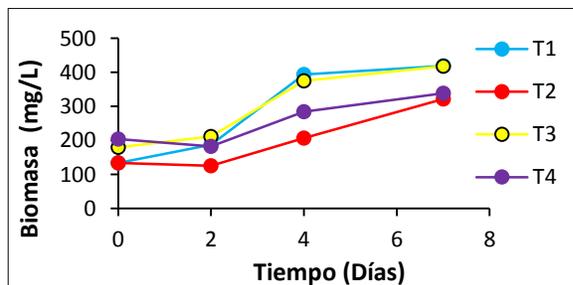


Figura. 1. Biomasa de *Chlorella sp* en mg/L en los diferentes tratamientos.

3.2 Monitoreo del pH, temperatura y porcentaje de saturación de oxígeno en los cultivos.

En la tabla 3 se aprecian los valores de los diferentes parámetros examinados a lo largo de los siete días de cultivo en cada tratamiento, como se puede observar los

datos del tratamiento 4, fluctúan considerablemente entre cada medición para el caso de la temperatura enmarcada en rojo y el porcentaje de saturación de oxígeno (% OD) enmarcado en azul.

Tabla 3. Valores de temperatura, pH y porcentaje de saturación de oxígeno obtenidos en cada tratamiento.

Día	Tratamiento 1			Tratamiento 2			Tratamiento 3			Tratamiento 4		
	T (°C)	pH	(%OD)									
1	25.85	10.00	99.0	22.89	10.09	97.7	25.23	10.09	98.1	21.32	10.36	85.5
2	25.63	10.02	98.9	23.46	10.30	94.6	25.01	10.15	94.1	25.64	9.81	89.7
3	24.36	10.05	97.3	23.04	10.49	92.5	24.97	10.16	93.0	19.12	10.28	82.6
4	23.49	10.07	96.6	23.56	10.55	91.6	24.51	10.18	91.6	22.64	10.19	85.2
7	24.33	10.08	95.2	21.66	10.35	90.5	24.57	10.31	90.7	19.44	10.39	83.7

Por otro lado los tratamientos T1 y T3 presentaron una temperatura promedio de $\approx 24^{\circ}\text{C}$ (± 0.75), mientras que los tratamientos T2 y T4 mostraron valores de 22.92 y 21.63°C respectivamente, siendo estas últimas las temperaturas más bajas de los cuatro tratamientos. Este factor pudo influenciar la concentración de biomasa microalgal en los tratamientos T2 y T4, debido a que el proceso de división celular y el incremento en el volumen celular de las microalgas dependen de la intensidad de luz y la temperatura a la cual se exponga a la microalga (Amavizca, 2014); Cabe resaltar que el proceso de división celular se da en horas de la noche, tiempo en el cual se presenta un descenso de las temperaturas que ralentiza el proceso de división celular y afecta la concentración de biomasa obtenida.

El pH de los tratamientos T1, T2 y T3 se mantuvo constante en 10 a lo largo de los siete días de cultivo, por otro lado los valores de pH obtenidos en el tratamiento T4, fluctuaron entre 9.81 y 10.39, presentándose en el día 2 el valor más bajo; sin embargo los días posteriores el pH se estabilizó sobre 10 hasta culminado el ensayo. Tang *et al.* (2011)

afirman que estos valores de pH se deben a que la actividad fotosintética realizada por las microalgas, genera un efecto sobre el equilibrio de especies carbonatadas en el agua, reduciendo la concentración de protones H^+ , causando el incremento del pH; en cultivos de alto rendimiento su efecto es lo suficientemente potente como para superar la capacidad de neutralización de agentes tampón exógenos, por otra parte Ramírez y Fernández. (2015); afirman que la alcalinidad del medio se da por la absorción iónica del medio y la bioquímica metabólica de la célula. Este factor es muy importante puesto que afecta la regulación de la biomasa, la tasa de fotosíntesis, la disponibilidad de fósforo para las microalgas y la competencia con otras especies (Ramírez y Fernández, 2015).

La disponibilidad de oxígeno en el medio de cultivo mostró valores entre 90.5 – 99.0 % en los tratamientos T1, T2 y T3, mientras que el tratamiento T4 mostró valores más bajos entre 82,6 - 89,7%, estas concentraciones de oxígeno en el medio están dadas por el proceso fotosintético realizado por las microalgas, debido a que a partir del CO_2 y luz del ambiente producen en el medio O_2 , que afecta la productividad microalgal si se encuentra en niveles de saturación $> 200\%$ (Hernández y Labbé, 2014), debido a que a una radiación de luz adecuada se forman radicales libres tóxicos para las células (Malgas, 2013). Según lo anterior y con base en los niveles de oxígeno obtenidos en cada tratamiento, este parámetro no influyó en la concentración de biomasa producida en los tratamientos 1-4, debido a que los porcentajes de oxígeno disuelto en el medio están por debajo del nivel de saturación.

3.3 Concentración de nitrógeno y ortofosfato en el efluente tratado con *Chlorella sp.*

En la figura 2 se observa la disminución progresiva de las concentraciones iniciales de nitrógeno total en las muestras tratadas con *Chlorella sp.*, al contrastarlas con la legislación vigente, las concentraciones finales de nitrógeno total obtenidas en los cuatro tratamientos se encuentran dentro de los límites permitidos por la Norma Oficial Mexicana NOM-001-ECOL-1996 para aguas residuales.

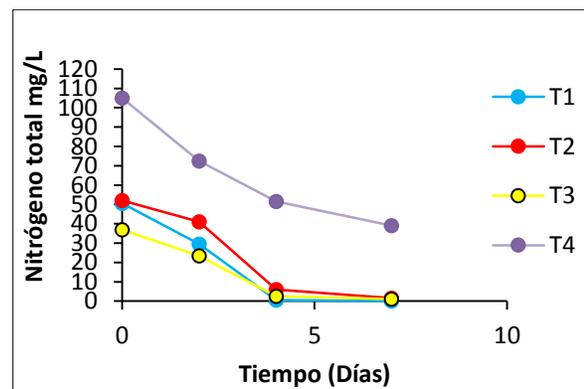


Figura 2. Concentración de nitrógeno total en mg/L en los diferentes tratamientos.

La figura 3 muestra la disminución en la concentración inicial de ortofosfato durante los 7 días de estudio en cada tratamiento. Se destaca que el tratamiento 2 presentó la concentración final más alta en este estudio.

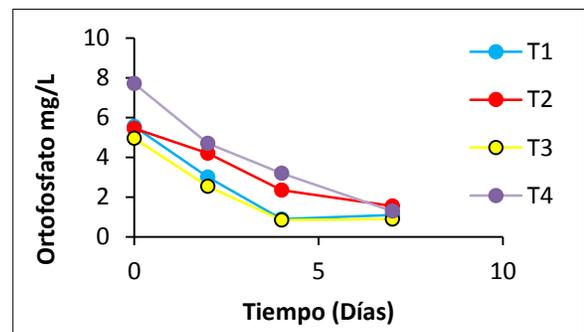


Figura 3. Concentración de ortofosfato en mg/L en los diferentes tratamientos.

3.4 Unidades de reducción de nitrógeno y ortofosfato

Las unidades de reducción de nitrógeno y ortofosfato estimados y presentados en la tabla 4, muestran una mayor remoción de nitrógeno y ortofosfato en el tratamiento 4.

Tabla 4. Unidades de reducción de nitrógeno y ortofosfato obtenidos en los diferentes tratamientos.

Tratamiento	Unidades en (mg/L) reducidas	
	Nitrógeno Total	Ortofosfato
1	50.5	4.45
2	50.5	3.9
3	36	4.05
4	66	6.4

Los resultados obtenidos en el tratamiento 1 muestran una reducción de nitrógeno de 50.5 mg/L y de ortofosfato de 4.45 mg/L, evidenciando que la concentración inicial de nutrientes, la disponibilidad de los mismos y la influencia de factores físicos como la intensidad de luz, la temperatura, y el flujo de aire (Abdel *et al.*, 2012), favorecieron el crecimiento de *Chlorella sp.*, y por ende una buena absorción de nitrógeno y ortofosfato, lo cual concuerda con Abdel *et al.* (2012) quienes afirman que a mayor crecimiento microalgal, se aumenta la eficiencia en la eliminación de nutrientes por parte de las mismas. En cuanto al tratamiento 2 se obtuvo una reducción de nitrógeno de 50.5 mg/L y de ortofosfato de 3.9 mg/L. La baja remoción de ortofosfato en este tratamiento se puede atribuir a la acumulación de fósforo intracelular en *Chlorella sp.*, resultado que concuerda con lo reportado por Hernández. (2004) quien atribuye la baja remoción de este nutriente a la acumulación del mismo a nivel intracelular.

Por otro lado, el tratamiento 3 presentó una reducción de 36 mg/L de nitrógeno y de 4.05 mg/L de ortofosfato. Estos resultados se pueden atribuir al nivel de flujo de aire empleado en este tratamiento que influyó positivamente en el desarrollo de *Chlorella sp.*, debido a que en bajas tasas de aireación se generan burbujas de mayor tamaño que minimiza el daño por cizallamiento a las células, optimiza la transferencia de masa y produce un mejor crecimiento de *Chlorella sp.*

Por último, en el tratamiento 4 se obtuvo una buena reducción de la concentración inicial de nitrógeno de 66 mg/L y ortofosfato de 6.4 mg/L en comparación con los demás tratamientos realizados, debido a la influencia de diferentes factores como el pH, la intensidad de luz y la concentración de nutrientes, los cuales favorecieron el proceso de absorción realizado por *Chlorella sp.*

Cabe resaltar que el flujo de aire en este estudio influyó en las variables de respuesta evaluadas debido a que según Contreras *et al.* (2003), afirman que a niveles mayores de turbulencia, el crecimiento microalgal se ve disminuido drásticamente, debido al aumento en la velocidad superficial del gas que causa un posible daño celular producido por el esfuerzo de corte. Se conoce que el exceso en la agitación mecánica es causa de turbulencia, que puede originar daños permanentes en la estructura celular afectando el crecimiento y la producción de metabolitos. Adicionalmente en los sistemas *airlift*, el mayor aporte de energía y por consiguiente la mayor fuente de cizallamiento, son las velocidades creadas por la entrada neumática del gas en la columna de elevación; altas velocidades en el

191

burbujeo y la disminución del tamaño de las burbujas, han demostrado reducir el crecimiento celular (Falinski, 2009).

3.5 Concentración de clorofila A en *Chlorella* sp.

En la figura 4 se contempla que la concentración más alta de clorofila A de *Chlorella* sp., se obtuvo en el tratamiento 3.

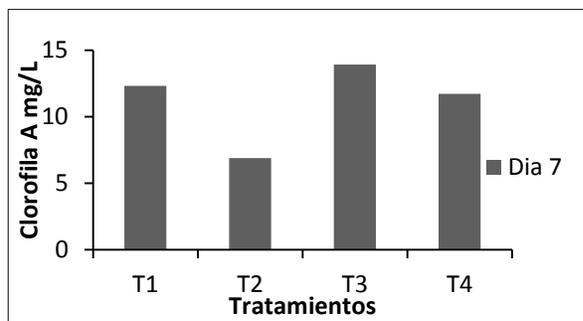


Figura 4. Concentración de clorofila A de *Chlorella* sp., obtenida en cada tratamiento.

De este estudio se sugiere que el flujo del aire, condicionó independientemente del inóculo, el desarrollo y la productividad de *Chlorella* sp.. Además, otro parámetro importante que afecta este proceso es la temperatura "factor no controlado" que promueve u optimiza el crecimiento y productividad, debido a que lo obtenido mostró que entre más cerca de la temperatura óptima (25-30°C) Mora *et al.* (2005) e Infante *et al.* (2012), se ven mejores respuestas que al estar la temperatura por debajo de la óptima; además, indicó que puede ser un condicionante a la hora de producir biomasa, reducir el nitrógeno, ortofosfato; así como en la producción de clorofila A por *Chlorella* sp.; asimismo teniendo en cuenta lo reportado por Hu. (2013) la temperatura puede causar

alteraciones en muchas de las rutas metabólicas, incluyendo la biosíntesis de los carotenoides, así como cambios en la eficiencia de absorción asociada a una variación en el tamaño celular y alteración en pigmentos fotosintéticos relacionados con la temperatura, el cual presenta una tendencia general de aumentar la clorofila A a temperaturas elevadas hasta los niveles óptimos en cada especie de microalgas.

Conclusiones

Una condición que favoreció el crecimiento de *Chlorella* sp., fue el flujo de aire a 1.5 L/min donde se generan burbujas de mayor tamaño que minimizan el daño celular resultando en una mayor concentración de biomasa.

Los mejores resultados se observaron en el tratamiento 4, en el cual se obtuvo altas unidades de reducción de nitrógeno y ortofosfato de 66 mg/L y 6.4 mg/L respectivamente, así como buen rendimiento de clorofila A con una concentración de 11.71 mg/L.

El rendimiento de clorofila A por parte *Chlorella* sp., se ve influenciado por la concentración de nutrientes presentes en el medio de cultivo, así como por la concentración de biomasa obtenida debido a que a mayor concentración de nitrógeno y ortofosfato hay mayor crecimiento de *Chlorella* sp., y por ende se obtiene una mayor concentración de clorofila.

Referencias Bibliográficas

- Cai, T.; Parque, S.Y. y Li, Y., (2013) Nutrient recovery from wastewater streams by microalgae: Status and prospects. En: Renewable and Sustainable Energy Reviews, (19), 360–369.



<https://doi.org/10.1016/j.rser.2012.11.030>

Fan, L. H.; Zhang, Y. T.; Cheng, L. H.; Zhang, L.; Tang, D. S. y Chen, H. L.,(2007) Optimization of carbon dioxide fixation by *Chlorella vulgaris* cultivated in a membrane-photobioreactor. En: Chem Eng Technol, (30), 1094–1099. <https://doi.org/10.1002/ceat.200700141>

Hernandez Pérez, A. y Labbé, J. I.,(2014) Microalgas, cultivo y beneficios. En: Rev. biol. mar. oceanogr. (49), 157-173. <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-19572014000200001>

Tang, D.; Han, W.; Li, P.; Miao, X. y Zhong, J., (2011) CO₂ Biofixation and Fatty Acid Composition of *Scenedesmus obliquus* and *Chlorella pyrenoidosa* in Response to Different CO₂ Levels. En: Bioresource technology, (102). <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2010.10.047>

*Para citar este artículo:Rodríguez Vázquez R.;Arias Granados .Y.C. Preliminary evaluation of the removal of total nitrogen and orthophosphate of wastewater by *chlorella* sp., in a airlift photobiorreactor. Revista Bistua. 2018 (16(2):184-192

+ Autor para el envío de correspondencia y la solicitud de las separatas: Rodríguez Vázquez R *Investigadora Titular, CINVESTAV IPN. Investigadora Nacional Nivel III. rrodrig@cinvestav.mx*

Recibido: Diciembre 05de 2017

Aceptado: Marzo 10 de 2018

R. Rodríguez Vázquez. PhD. en Ciencias, CINVESTAV IPN. Investigadora Titular (CINVESTAV 3 C) Depto. de Biotecnología y Bioingeniería, Centro de Investigación y de Estudios Avanzados (CINVESTAV-IPN). Ing. Químico Industrial. ESIQIE-IPN, Maestra en Ciencias en Química Orgánica. Doctorado: Forest & Wood Sciences, Colorado State University, Fort Collins, Colorado, E.U.A.1993. Miembro Regular de la Academia Mexicana de Ciencias 2000-actual. Nomenclamiento, como Miembro del Sistema Nacional de Investigadores Nivel III, 2006-2009 (CVU5098) <https://orcid.org/0000-0003-1530-2979>

Y.C Arias Granados. Microbióloga. (2016). Universidad de Pamplona. <https://orcid.org/0000-0002-3381-9325>