

*Artículo original*

**Tratamiento de un efluente agroindustrial empleando la microalga de agua dulce *Scenedesmus obliquus* autóctona del Embalse Salto Grande (Entre Ríos, Argentina)**

**Mariana Jiménez-Veuthey<sup>a,b\*</sup>, Luz Marina Zapata<sup>a</sup>, María Luján Flores<sup>c</sup>**

<sup>a</sup>Laboratorio de Análisis de Metales en Alimentos y Otros Sustratos (LAMAS), Facultad de Ciencias de la Alimentación, Universidad Nacional de Entre Ríos (UNER), Avenida Monseñor Tavella N° 1450, Concordia, 3200, Entre Ríos, Argentina.

<sup>b</sup>CONICET, Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas, Buenos Aires, Argentina.

<sup>c</sup>Farmacognosia, QGBMRNP y AAI – Centro Regional de Investigación y Desarrollo Científico Tecnológico (CRIDECIT), Facultad de Ciencias Naturales y Ciencias de la Salud (FCNyCS), Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco (UNPSJB), Km 4, s/N°, Comodoro Rivadavia, 9000, Chubut, Argentina.

(\*Autor de correspondencia: jimenezveuthey@uner.edu.ar)

## Resumen

Los efluentes agroindustriales presentan elevados niveles de contaminantes, los cuales deben removerse antes de su vertido a las cuencas receptoras para prevenir el fenómeno de eutrofización. Es por ello que los países establecen regulaciones ambientales cada vez más exigentes. Actualmente, los procesos tecnológicos para remover contaminantes de los efluentes son muy costosos y requieren un elevado consumo energético, por lo que resulta indispensable el desarrollo de tecnologías más eficientes y sustentables. En este contexto, la fitorremediación se considera una tecnología prometedora. El objetivo del trabajo fue evaluar la eficiencia de remoción de nitrógeno total (NT), demanda química de oxígeno (DQO), fósforo total (PT) y *Escherichia coli*, en un efluente avícola, empleando la microalga *Scenedesmus obliquus* aislada del Embalse Salto Grande. Los ensayos se realizaron en biorreactores tipo columna de burbujeo, a una tasa de dilución del 20%, empleando efluente avícola y la microalga de *Scenedesmus obliquus*. Los parámetros evaluados a la entrada y salida del proceso fueron NT, DQO, PT y *Escherichia coli*. Los porcentajes de reducción alcanzados fueron 90,15%; 93,63%; 96,73% y 99,94%, respectivamente. Los resultados obtenidos demuestran la efectividad de la fitorremediación en el tratamiento del efluente empleado antes de su descarga a los recursos acuíferos.

**Palabras clave:** *contaminantes, efluente avícola, eutrofización, fitorremediación, microalgas.*

*Article Info:* Received - 8 July 2020 // Received in revised form - 29 July 2020 // Accepted - 30 July 2020 // Published: 31 July 2020 // Handling Editor: G. Sánchez-Galván

©The Author(s) 2020. This article is published with open access by *Sociedad Latinoamericana de Biotecnología Ambiental y Algal*

## Treatment of an agro-industrial effluent using the native freshwater microalgae *Scenedesmus obliquus* from the Salto Grande Reservoir (Entre Ríos, Argentina)

### Abstract

Agroindustrial effluents have high levels of contaminants, which must be removed before being discharged into the receiving basins to avoid the phenomenon of eutrophication. That is why countries establish increasingly stringent environmental regulations. Currently, technological processes to remove contaminants from effluents are very expensive and require high energy consumption; therefore, the development of more efficient and sustainable technologies is essential. In this context, phycoremediation is considered a promising technology. The aim of the work was to evaluate the removal efficiency, in poultry effluents, of total nitrogen (TN), chemical oxygen demand (COD), total phosphorus (TP) and *Escherichia coli* using *Scenedesmus obliquus* microalgae isolated from the Reservoir Salto Grande. The assays were carried out in bubble column type bioreactors, at dilution rate of 20%, using poultry effluent and *Scenedesmus obliquus* microalga. The parameters evaluated at the inlet and at the outlet streams of the process were TN, COD, TP and *Escherichia coli*. The reduction percentages achieved were 90.15%; 93.63%; 96.73% and 99.94%, respectively. The results obtained demonstrate the effectiveness of the phytoremediation in the treatment of the effluent used before its discharge in acoustic resources.

**Keywords:** *contaminants, poultry effluent, eutrophication, phycoremediation, microalgae.*

### 1. Introducción

Los efluentes domiciliarios y agroindustriales pueden contener elevadas concentraciones de contaminantes, tales como nitrógeno, fósforo, materia orgánica, metales pesados y bacterias indicadoras de contaminación fecal, entre otros. La descarga de estos efluentes insuficientemente tratados a los recursos acuáticos naturales plantea una grave amenaza ambiental, provocando la degradación de los recursos hídricos (Renuka *et al.*, 2015). Es por ello que los países establecen regulaciones ambientales dinámicas y cada vez más exigentes. En la

Unión Europea (UE), por ejemplo, los límites de descarga para efluentes domiciliarios y agroindustriales se han reducido recientemente a 1 mg/L para fósforo total y a 10 mg/L para nitrógeno total (Directiva 91/271/CEE). En Argentina, cada provincia tiene la potestad sobre sus recursos naturales y por lo tanto, establecen sus propias normas en cuanto a calidad de agua y vertidos líquidos. Este régimen federal dificulta a nivel nacional la regulación de los recursos hídricos (Iglesias y Martínez, 2011). De esta manera, por ejemplo, la provincia de Buenos Aires en la Res. 336/03 (Argentina, 2003) establece los límites permisibles de vuelco de fósforo

total y nitrógeno total, los cuales debe ser menor o igual a 1 mg/L y 35 mg/L, respectivamente. En la provincia de Entre Ríos desde el año 2002, rige el Decreto 2235 que actualizó los valores máximos permitidos para los vertidos por la Ley 6260 del año 1991 (Decreto Reglamentario 5837/91). El Decreto se fundamentó en las pautas establecidas por la Organización Mundial de la Salud (OMS) y por el Consejo Federal de Entidades de Servicios Sanitarios (COFES). Sin embargo continúa sin establecer los límites de fósforo y de nitrógeno total para vertidos en aguas superficiales. Una normativa provincial más reciente estableció como límites permisibles para el vertido en aguas para riego, valores de fósforo total y de nitrógeno total iguales o menores de 30 y 105 mg/L, respectivamente (Res. 554/15). En la actualidad, las plantas convencionales de tratamiento de aguas residuales (WWTPs) cuentan con distintos métodos para reducir la materia orgánica presente en el agua de desecho; sin embargo, no están diseñadas ni optimizadas para un tratamiento eficaz de bacterias de contaminación fecal, nitrógeno y fósforo, los cuales se encuentran en concentraciones que superan hasta 3 veces o más lo estipulado en las normativas legales y regulatorias (Rawat *et al.*, 2011). La eliminación de estos componentes requiere de procesos adicionales que implican elevados costos de inversión y energéticos, pero por otra parte, su disposición sin tratamiento a cuerpos receptores genera impactos negativos en el ecosistema y en la sociedad (Tundisi y Matsumura-Tundisi, 2008). Por lo que son necesarias nuevas tecnologías de depuración que no solo sean

eficientes sino también sustentables. Las tecnologías basadas en el empleo de microalgas han despertado gran interés por su factibilidad técnica y económica (Park y Craggs, 2011; Ación *et al.*, 2012; Viriato *et al.*, 2019); a la vez, pueden generar la producción de biomasa destinada a importantes aplicaciones industriales. El uso de microalgas como depuradoras de aguas residuales surge a comienzos de la década del 50 con la utilización de cultivos masivos de estos organismos para el tratamiento de aguas residuales (Lau *et al.*, 1995).

La depuración de efluentes domiciliarios y agroindustriales mediante el empleo de microalgas permite la remoción, en una sola etapa, de materia orgánica, nitrógeno y fósforo, así como metales pesados, bacterias y ciertos compuestos emergentes hasta niveles aptos para su vertido (Muñoz y Guieysse, 2006; Olguín, 2012; Matamoros *et al.*, 2015). Así mismo, garantiza la producción de efluentes con altas concentraciones de oxígeno disuelto y la reducción tanto del consumo energético como de las emisiones de gases de efecto invernadero (Ación *et al.*, 2012; Benemann, 2013; Lau *et al.*, 2015).

Las variables más importantes en la operación del proceso de ficorremediación son la composición fisicoquímica del efluente a tratar, la selección de la especie de microalga y las condiciones de operación del biorreactor, que deberán adecuarse a la especie seleccionada y al tipo de efluente.

Para evaluar la calidad de los efluentes es necesario considerar su composición, especialmente el contenido en DQO, nitrógeno y fósforo. La relación N/P

óptima para la producción de microalgas está comprendida entre 6,8 y 10 (Olguín, 2012). El nitrógeno es el segundo nutriente más importante para las microalgas después del carbono, ya que constituye el 10% de la biomasa de microalga (Larsdotter, 2006). El fósforo es otro macronutriente esencial para el crecimiento de las microalgas, el cual es asimilado como  $\text{PO}_4^{3-}$  (Olguín, 2012).

Las especies de microalgas que se utilizan en fitorremediación deben cumplir con ciertas condiciones; entre ellas, presentar elevada tasa de crecimiento, alta tolerancia a las variaciones estacionales y diurnas, y buena capacidad de formar agregados para su posterior separación (Park *et al.*, 2011). Asimismo, para evitar riesgos asociados con la introducción de especies foráneas al ecosistema y para que el proceso de fitorremediación sea eficiente, es fundamental seleccionar cepas de microalgas adaptadas al entorno de trabajo. Microalgas de los géneros *Chlorella*, *Scenedesmus*, *Oscillatoria* y *Nitzschia*, así como también algunas cianobacterias se han empleado con éxito en el tratamiento de diferentes tipos de efluentes debido a su elevada tolerancia a las condiciones del medio (Baumgarten *et al.*, 1999). Entre las especies autóctonas presentes en el Río Uruguay, se seleccionó *Scenedesmus* por su capacidad de crecer en altas concentraciones de nitrógeno y fósforo y por su facilidad de manejo (Jiménez-Veuthey *et al.*, 2018).

Por otra parte, para demostrar si es posible el cultivo de microalgas en efluentes agroindustriales, se debe realizar un estudio exhaustivo, a escala laboratorio, de las

características del efluente a tratar y de la tolerancia de las microalgas en el mismo.

En Argentina existe una población promedio de 139 millones de aves industriales, con 60 plantas de faena habilitadas por el Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria (SENASA). Entre Ríos es la principal provincia productora de carne aviar; concentra el 51% de la producción y el 53% de las granjas de engorde y cuenta con 16 frigoríficos habilitados (SENASA, 2019). Sin embargo, la industria de faena en esta provincia está particularmente concentrada en los departamentos de Colón, Concepción del Uruguay y Gualeguay. En este tipo de industrias, el agua es empleada en diferentes etapas del proceso de faena. El consumo promedio de este recurso varía entre 8 y 15 L/ave sacrificada (Matsumura y Mierzwa, 2008). De acuerdo con los datos señalados, el consumo promedio de agua empleada en la faena es entre 1.112.000 y 2.085.000  $\text{m}^3$  por año, por lo que este valioso recurso pasa a ser agua residual que conforma el efluente avícola (SENASA, 2019).

Los efluentes avícolas se caracterizan por presentar altas concentraciones de demanda química de oxígeno (DQO), materia orgánica, nitrógeno, fósforo, grasas, sólidos suspendidos y bacterias de contaminación fecal (Kobyta *et al.*, 2006). En un estudio realizado por el Laboratorio LAMAS de la Facultad de Ciencias de la Alimentación (lugar de trabajo de autores del presente estudio), se observó que efluentes avícolas provenientes de lodos activos tenían 120,00 mg de nitrógeno/L de efluente; 82,00 mg de fósforo/L de efluente; una demanda química de oxígeno de 559,00 mg/L;

$2,20 \times 10^4$  UFC de bacterias coliformes totales/mL de efluente y  $3,40 \times 10^4$  UFC de *Escherichia coli*/mL de efluente (Jiménez-Veuthey *et al.*, 2019). Estos valores superan ampliamente a los límites de vertido a los cursos de agua establecidos en la Ley N° 6260 de la provincia de Entre Ríos y en la Res. 336/03 de la provincia de Buenos Aires.

En cuanto a sanidad, uno de los mayores problemas que se observó en las aguas de la costa del Río Uruguay es la presencia de altas concentraciones de bacterias de contaminación fecal. Estas bacterias al entrar en contacto con el ser humano pueden causar múltiples afecciones, desde fiebre, diarrea, náuseas y vómitos hasta Síndrome Urémico Hemolítico (SUH), siendo la tasa de mortalidad para quienes padecen el SUH, del 3 al 5 %. En Argentina, se ha informado que ocurren entre 300 y 350 casos de SUH por año en niños menores de 5 años (Ministerio de Salud, 2014).

Por lo expuesto, se considera importante que las industrias avícolas tomen medidas de mitigación ambiental, incorporando mejoras en la gestión y manejo de sus efluentes de manera de disminuir los impactos ambientales y sociales por la generación de residuos contaminantes (MHFP, 2016; Rodríguez-Bormioli *et al.*, 2018). En este sentido, el objetivo del presente trabajo fue evaluar la eficiencia de remoción de nitrógeno total, demanda química de oxígeno, fósforo total y *Escherichia coli* en un efluente avícola, empleando la microalga *Scenedesmus obliquus* aislada de Embalse Salto Grande (Argentina).

Los experimentos se realizaron a escala de laboratorio, como un paso previo al desarrollo del proceso a gran escala.

## 2. Materiales y Métodos

### 2.1. Inóculo: microalga

La cepa de microalga utilizada fue *Scenedesmus obliquus* (IOAC081F), aislada de Embalse Salto Grande en la provincia de Entre Ríos, República Argentina. El mencionado embalse ha sido contaminado con escorrentías agroindustriales de empresas argentinas y uruguayas durante varias décadas (Jiménez-Veuthey *et al.*, 2018). El género *Scenedesmus* se caracteriza por su alta tasa de crecimiento y resistencia a elevadas concentraciones de contaminantes. Para obtener el inóculo, el cultivo de la microalga se mantuvo en modo discontinuo durante 7 días, empleando el medio estándar Allen & Arnon enriquecido con 0,850 g/L de  $\text{NaNO}_3$  (Allen y Arnon, 1955). El crecimiento se realizó en una cámara de cultivo con control de temperatura, humedad y fotoperiodo. La temperatura se mantuvo en  $25 \pm 1$  °C, la humedad relativa en 65% y la intensidad de luz, en  $150 \mu\text{mol}/(\text{m}^2\text{s})$  bajo un ciclo luz-oscuridad de 12:12 h. El crecimiento de la microalga en el medio de cultivo Allen & Arnon, se siguió mediante recuento celular como se describe más adelante en el apartado Técnicas analíticas.

### 2.2. Medio de cultivo: efluente avícola

Como medio de cultivo se empleó un efluente proveniente de la industria avícola ubicada en la ciudad de San José, Entre Ríos, Argentina ( $32^\circ 11' 45,2''$  Sur,

58°11'02,5" Oeste). Las muestras de efluente se colectaron a la salida del tratamiento de lodos activos (tratamiento secundario) y se transportaron en lotes de 25 L hasta los laboratorios de la Facultad de Ciencias de la Alimentación (Universidad Nacional de Entre Ríos), donde fueron conservadas en condiciones de refrigeración, a 4 °C, hasta su análisis físicoquímico.

### 2.3. Biorreactores y condiciones experimentales

Los ensayos de tolerancia de la microalga *Scenedesmus obliquus* en el efluente avícola, se realizaron en biorreactores tipo columnas de burbujeo, primero en modo discontinuo y luego en modo semicontinuo. Se utilizaron 12 biorreactores diseñados en nuestros laboratorios (Fig. 1) en los que se colocaron 200 mL de medio de cultivo y 50 mL de inóculo. Las condiciones experimentales fueron las mismas en todos ellos.



**Figura 1.** (arriba) Cultivo de *Scenedesmus obliquus* en biorreactores tipo columna de burbujeo con sistema de agitación por aireación.

**Figura 2.** (derecha) Cámara de cultivo con control automático de temperatura, humedad y fotoperiodo empleada para *Scenedesmus obliquus*.

La agitación del sistema se realizó mediante aireación a razón de 0,2 v/v/min, inyectando aire en la parte inferior del cultivo a través de varillas huecas de vidrio. El pH se mantuvo en  $8,0 \pm 0,1$  por inyección a demanda de CO<sub>2</sub>, empleando un sensor de pH situado en uno de los biorreactores control. La inyección de CO<sub>2</sub> en los cultivos se realizó a través del mismo sistema de aireación, mezclando CO<sub>2</sub> en línea con el aire. El conjunto se colocó en el interior de la cámara de cultivo 400 H (MGC®, China) con control automático de temperatura, humedad y fotoperiodo (Fig. 2). La temperatura se estableció en 25 °C y la humedad relativa, en 65%.

En cuanto a la iluminación, se utilizaron 8 lámparas fluorescentes de 36 W cada una, colocadas a 4 cm de los biorreactores, con encendido y apagado progresivo simulando un fotoperiodo de 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad (Tabla 1).



**Tabla 1.** Horarios de encendido y apagado progresivo de las lámparas fluorescentes con su irradiancia correspondiente.

Lámparas	Hora de encendido	Hora de apagado	Irradiancia [ $\mu\text{mol}/(\text{m}^2\text{s})$ ]
1 y 2	8:00	20:00	293
3 y 4	9:30	18:30	800
5 y 6	11:00	17:00	1420
7 y 8	12:30	15:30	1500

### 2.3.1. Condiciones de operación

La operación del proceso biotecnológico se llevó a cabo en dos etapas:

**ETAPA 1.** Los biorreactores se operaron en modo discontinuo hasta alcanzar la fase estacionaria y obtener la máxima densidad celular en el cultivo. El seguimiento se realizó en los 12 biorreactores, cada 48 h, a través de recuento celular y medición de absorbancia del cultivo a 680 nm. Las pérdidas por evaporación se compensaron mediante la adición de agua destilada.

**ETAPA 2.** Alcanzada la fase estacionaria, los biorreactores se operaron en modo semicontinuo mediante la renovación diaria del cultivo con medio fresco (efluente avícola), extrayendo 50 mL del cultivo y adicionando 50 mL de efluente avícola, manteniendo así el volumen total. En este ensayo se trabajó a una tasa de dilución del cultivo del 20%, en base a la información obtenida en estudios realizados en nuestro laboratorio sobre el crecimiento de *Scenedesmus obliquus* en efluentes avícola. Esta etapa se realizó hasta que se alcanzó un estado estacionario estable.

## 2.4. Técnicas analíticas

### 2.4.1. Densidad celular

La densidad celular se midió cada 48 h por recuento celular, utilizando la cámara Neubauer y un microscopio óptico Leica

©The Author(s) 2020. This article is published with open access by Sociedad Latinoamericana de Biotecnología Ambiental y Algal

DMLS (Leica®, Alemania). La velocidad específica de crecimiento ( $\mu$ ) se calculó utilizando la ecuación (1):

$$\mu = (\ln N - \ln N_0) / (t - t_0) \quad (1)$$

donde N y  $N_0$ , corresponden a la concentración del número de células (número celular/L) al inicio ( $t_0$ , d) y al final de la fase de crecimiento exponencial (t, d), respectivamente (Shuler y Kargi, 2006).

### 2.4.2. Tiempo de duplicación y velocidad de crecimiento

El tiempo de duplicación o tiempo de generación (g), que se define como el tiempo necesario para duplicar el número de células viables, se determinó mediante la ecuación (2):

$$g = \ln(2) / \mu \quad (2)$$

donde  $\mu$ , corresponde a la velocidad específica de crecimiento (1/día) y  $\ln(2)$  es una constante.

La velocidad de crecimiento (K) que se define como el número de generaciones por unidad de tiempo, se calculó empleando la ecuación (3):

$$K = 1/g \quad (3)$$

donde  $g$ , corresponde al tiempo de duplicación o de generación (día).

#### 2.4.3. Concentración de biomasa

Se determinó midiendo la absorbancia del cultivo a 680 nm, empleando un espectrofotómetro UV-VIS DR 6000 (Hach®, Alemania).

#### 2.4.4. Eficiencia de remoción

La eficiencia de remoción de contaminantes ( $R_e$ ) de cada biorreactor, se calculó en condición de estado estacionario empleando la ecuación (4):

$$(Re), \% = \frac{(Q_E \cdot C_E - Q_S \cdot C_S)}{Q_E \cdot C_E} \cdot 100 \quad (4)$$

donde  $Q_E$  representa el caudal de entrada de efluente (L/d) y  $Q_S$  el caudal de salida (L/d) en cada biorreactor; mientras que  $C_E$  and  $C_S$  representan las concentraciones de entrada y salida de cada contaminante, respectivamente, expresadas en mg/L.

#### 2.4.5. Métodos fisicoquímicos de análisis

La composición fisicoquímica de las muestras de efluente avícola a la entrada y a la salida de los biorreactores, se analizó de acuerdo a métodos estandarizados (*Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*, 2012).

Las muestras de efluente avícola de la corriente de entrada como la de salida a los biorreactores, fueron analizadas fisicoquímica y microbiológicamente sin ningún tipo de tratamiento previo. Los análisis fisicoquímicos y microbiológicos del efluente avícola a la entrada de los biorreactores fueron realizados al inicio del ensayo, mientras que los correspondientes a la salida de los biorreactores fueron

realizados una vez alcanzado un estado estacionario estable. En ambos casos, los ensayos se realizaron por triplicado.

El pH y la conductividad eléctrica ( $C_E$ ) se midieron con un medidor de pH AD1030 (Adwa®, China) y un medidor de conductividad GLP31 (Crison®, España), respectivamente.

El fósforo total (PT) y el fósforo reactivo disuelto (PRD) se midieron por espectrofotometría UV-Vis por el método del ácido ascórbico con digestión nítrico-sulfúrico (Severiche *et al.*, 2013), empleando un espectrofotómetro UV-VIS DR6000 (Hach®, Alemania).

La demanda química de oxígeno (DQO) y el nitrógeno total (NT) se determinaron por espectrofotometría utilizando kits analíticos Hach® y un espectrofotómetro UV-VIS DR 6000 (Hach®, Alemania).

El nitrógeno total Kjeldahl (NTK), que representa la suma del nitrógeno orgánico y el nitrógeno amoniacal, se determinó por oxidación húmeda mediante digestión con ácido sulfúrico. El amoníaco liberado se midió por titulación según el método estándar (4500-NH<sub>3</sub> C) (APHA, 2012). El nitrógeno amoniacal se determinó de la misma forma que el NTK, pero sin realizar la digestión con ácido sulfúrico (4500-NH<sub>3</sub> F) (APHA, 2012).

El nitrato se cuantificó colorimétricamente según el método estándar (4500-NO<sub>3</sub> B) (APHA, 2012) empleando un espectrofotómetro UV-VIS DR 6000 (Hach®, Alemania). El nitrito y la forma orgánica del nitrógeno se calcularon como la diferencia entre el nitrógeno total y la suma del resto de especies analizadas.



Los minerales sodio (Na), calcio (Ca), potasio (K), magnesio (Mg), hierro (Fe), zinc (Zn) y manganeso (Mn), se cuantificaron mediante espectroscopía de absorción atómica utilizando un espectrómetro de absorción atómica Shimadzu® ASC-6100. Para la calibración del equipo se utilizaron soluciones estándares AccuStandard® de cada elemento. Además, en las corrientes de entrada y salida del biorreactor, se cuantificó la concentración de *Escherichia coli* utilizando el método Compact Dry EC.

### 2.5. Análisis estadístico

Los datos se informan como un promedio  $\pm$  desviación estándar del análisis de las corrientes de efluente a la entrada ( $n=3$ ) y salida de cada biorreactor ( $n=12$ ). Se utilizó el paquete estadístico STATGRAPHICS® Centurión XVI.

## 3. Resultados y Discusión

### 3.1. Concentración de inóculo de microalga

La concentración inicial del inóculo de microalga en el medio de cultivo Allen & Arnon enriquecido con  $\text{NaNO}_3$ , fue de  $9,20 \times 10^5$  células/mL, mientras que al cabo de 7 días se alcanzó una concentración final de  $9,25 \times 10^6$  células/mL. Esta concentración de inóculo fue la que se empleó para los ensayos de ficorremediación.

### 3.2. Caracterización de la corriente de entrada del efluente agroindustrial

Previo al tratamiento de ficorremediación, se caracterizó el efluente avícola proveniente de la corriente de entrada a los biorreactores (Tabla 2) para evaluar la tolerancia de

*Scenedesmus obliquus* y la eficiencia de remoción de contaminantes.

En la corriente de entrada, el efluente avícola alcanzó una concentración de nitrógeno total de  $132,00 \pm 10,00$  mg/L, encontrándose principalmente en forma de amonio ( $48,00 \pm 2,48$  mg/L), lo que constituye una ventaja ya que es la forma del nitrógeno más fácilmente asimilado por las microalgas (Collos y Harrison, 2014). Estudios realizados por Xin (2010) con *Scenedesmus* sp. LX1, indicaron que la velocidad de crecimiento fue mayor en medios de cultivo con amonio, seguido de otras fuentes de nitrógeno como urea y nitrato.

El fósforo es otro macronutriente esencial para el crecimiento de las microalgas; éste es asimilado como  $\text{PO}_4^{3-}$ . Las microalgas son capaces de asimilar el fósforo en exceso, el cual se almacena dentro de las células en forma de gránulos de polifosfatos (Larsdotter, 2006). La concentración de fósforo total en el efluente avícola fue de  $11,30 \pm 0,21$  mg/L. Este valor es similar a los resultados obtenidos por Gómez-Serrano *et al.* (2015) para aguas residuales provenientes de tratamiento secundario (10 mg/L).

En el efluente avícola la relación N/P fue de 12. Según Marinho y Huszar (2002) la relación N/P es un valor que permite conocer el estado nutricional del fitoplancton. Valores de esta relación mayores a 20 indican una deficiencia en fósforo, mientras que valores menores a 10 señalan deficiencia en nitrógeno. De acuerdo con lo señalado por los autores mencionados precedentemente, la relación N/P en el efluente avícola resultó adecuada para el crecimiento de *Scenedesmus obliquus*.

**Tabla 2.** Caracterización fisicoquímica y microbiológica de la corriente de entrada del efluente avícola sin dilución (n= 3).

<b>EFLUENTE AVÍCOLA</b>	
pH	7,36 ± 0,39
Conductividad (µS/cm)	1122,00 ± 35,36
Analito	Concentración (mg/L)
Nitrógeno total	132,00 ± 10,00
Nitrógeno total Kjeldahl	53,45 ± 1,82
Nitrógeno amoniacal	48,00 ± 2,48
Nitrógeno orgánico	5,53 ± 0,66
Nitrato	3,00 ± 0,10
Fósforo total	11,30 ± 0,21
Fósforo reactivo disuelto	6,00 ± 0,70
Sodio	37,36 ± 0,97
Potasio	46,00 ± 0,15
Calcio	9,49 ± 0,99
Magnesio	5,00 ± 0,64
Zinc	0,61 ± 0,00
Hierro	1,07 ± 0,02
Cobre	No detectado
Plomo	No detectado
Cromo	No detectado
Demanda química de oxígeno	597,00 ± 20,00
<i>Escherichia coli</i> (UFC/mL)	3,40e <sup>+04</sup> ± 1,64e <sup>+04</sup>

Los minerales son necesarios para el crecimiento de las microalgas (Gómez-Serrano *et al.*, 2015). Se observó mayor concentración de Na y K, seguido de Ca, Mg, Fe y Zn; mientras que no se detectó la presencia de metales pesados como Cr, Pb y Cu.

La concentración de *Escherichia coli* en la corriente de entrada del efluente avícola fue de 3,40e<sup>+04</sup> ± 1,64e<sup>+04</sup> UFC/mL. Este valor está comprendido en los rangos de concentración publicados por Barros y colaboradores (2007), quienes indicaron

una concentración de bacterias coliformes y enterococos de 10<sup>3</sup> a 10<sup>7</sup> UFC/mL en efluentes provenientes de establecimientos faenadores de aves y cerdos.

### 3.3. Tolerancia de la microalga *Scenedesmus obliquus* en el efluente avícola

De acuerdo con los análisis fisicoquímicos, se observó que el efluente avícola es adecuado como medio de cultivo para el crecimiento de *S. obliquus* (N/P= 12), y que además se podía emplear sin dilución

previa. Así mismo, como el efluente no presentó contaminantes tóxicos, se procedió a inocularlo con la microalga. De esta forma, se evaluó el comportamiento de *Scenedesmus obliquus* y se determinó su cinética de crecimiento en el efluente.

La concentración inicial de la microalga en el efluente avícola fue de  $9,25 \times 10^6$  células/mL, mientras que en la fase estacionaria su concentración ascendió a  $5,03 \times 10^7$  células/mL. Cada 48 h se colectaron muestras de los biorreactores para medir la densidad celular del cultivo. En la Fig. 3 se representa la evolución del cultivo (Log N, siendo N en número de células/mL) en función del tiempo de incubación.

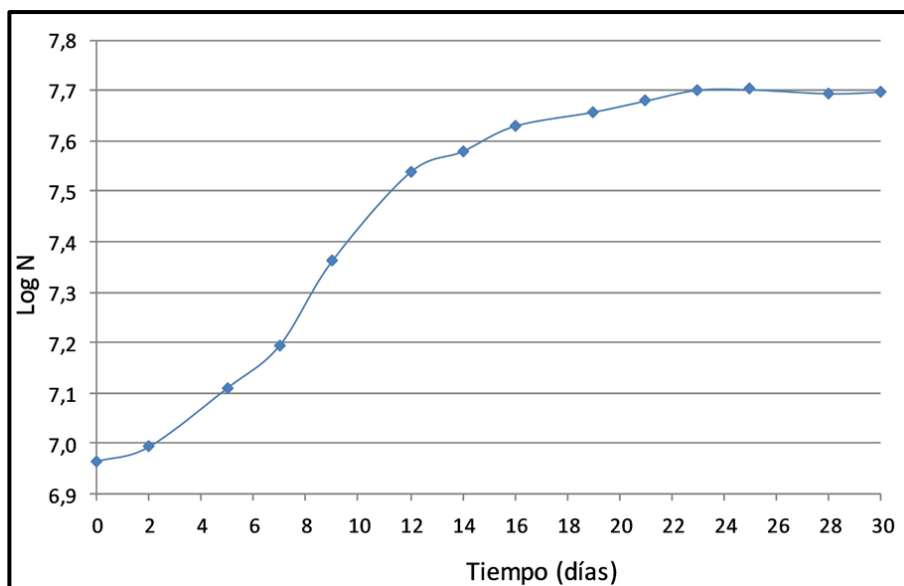
En la Fig. 3 se distinguen claramente cuatro fases: *fase de adaptación*, con una duración de 2 días; *fase exponencial*, de 10 días; *fase de desaceleración*, de 11 días y una *fase estacionaria* que inició a los 24

días de cultivo. La fase de aceleración resulta indicativa del período de adaptación de la microalga en el efluente avícola.

Por otra parte, del análisis de la curva de crecimiento se obtuvieron otros parámetros de *S. obliquus*: la velocidad específica de crecimiento ( $\mu$ ) de 0,09 1/día, el tiempo de duplicación ( $g$ ) de 7,71 días, y la velocidad de crecimiento ( $K$ ) de 0,13 1/día.

Devgoswami *et al.* (2011) publicaron para la cepa *Scenedesmus* sp. cultivada en medio BG11 con 15 mg/L de  $\text{NaHCO}_3$ , una velocidad específica de crecimiento ( $\mu$ ) de 0,09 1/día y una velocidad de crecimiento ( $K$ ) de 0,133 1/día, valores que resultan coincidentes con los obtenidos en nuestro trabajo.

Los resultados alcanzados sugieren que las concentraciones de los componentes, principalmente nitrógeno y fósforo, en el efluente avícola fueron suficientes para el crecimiento de *Scenedesmus obliquus*.



**Figura 3.** Curva de crecimiento de *Scenedesmus obliquus* en efluente avícola sin dilución.

### 3.4. Eficiencia de remoción de contaminantes

Con el objetivo de evaluar la calidad del efluente avícola a la salida del proceso de fitorremediación, se determinó la eficiencia de remoción. En la Tabla 3 se indica la composición fisicoquímica y microbiológica del efluente avícola a la salida del biorreactor, así como el porcentaje de remoción de cada uno de los componentes. Los resultados son el promedio de los ensayos de muestras extraídas de los 12 biorreactores (n= 12).

Luego del tratamiento de fitorremediación del efluente, se observó una disminución superior al 90% de las concentraciones de nitrógeno, fósforo, *Escherichia coli*, calcio, hierro y demanda química de oxígeno; mientras que las concentraciones de sodio y zinc se redujeron en el orden del 50%. La eliminación de nutrientes por parte de las microalgas involucra varias rutas metabólicas presentes en la célula. El carbono, nitrógeno, fósforo y azufre son los principales componentes responsables del crecimiento de microalgas.

**Tabla 3.** Caracterización fisicoquímica, microbiológica y porcentajes de remoción del efluente avícola post fitorremediación (n= 12).

Analito	SALIDA	REMOCIÓN
	Concentración (mg/L)	%
Nitrógeno total	13,00 ± 1,00	90,15
Nitrógeno total Kjeldahl	3,22 ± 0,10	93,98
Nitrógeno amoniacal	0,64 ± 0,01	98,67
Nitrógeno orgánico	2,58 ± 0,01	53,35
Nitrato	0,65 ± 0,00	78,33
Demanda química de oxígeno	38 ± 1,00	93,63
Fósforo total	0,37 ± 0,01	96,73
Fósforo reactivo disuelto	<i>No detectado</i>	100,00
Sodio	19,23 ± 0,02	48,53
Potasio	45,69 ± 1,65	0,67
Calcio	14,53 ± 0,10	90,15
Magnesio	4,57 ± 0,45	8,60
Zinc	0,32 ± 0,00	47,54
Hierro	0,54 ± 0,03	98,15
Cobre	<i>No detectado</i>	-
Plomo	<i>No detectado</i>	-
Cromo	<i>No detectado</i>	-
<i>Escherichia coli</i> (UFC/mL)	14,00 ± 2,00	99,94

Metales como el potasio, sodio, calcio, hierro y magnesio los bio-absorbe como micronutrientes para su crecimiento (Cai *et al.*, 2013; Chalivendra, 2014). Asimismo, durante el proceso de fotosíntesis la actividad de las microalgas genera altos niveles de oxígeno y alcalinidad favoreciendo los procesos oxidativos y de precipitación de los compuestos contaminantes, aumentando notablemente la reducción de estos en el efluente.

El nitrógeno orgánico constituye un componente clave en la síntesis de sustancias biológicas como enzimas, péptidos, proteínas, clorofilas y moléculas de transferencia de energía como ADP (difosfato de adenosina) y ATP (adenosina-5'-trifosfato) (Barsanti y Gualtieri, 2006). El nitrógeno orgánico se deriva de fuentes inorgánicas como nitrito ( $\text{NO}_2^-$ ), nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ), ácido nítrico ( $\text{HNO}_3$ ), amoníaco ( $\text{NH}_3$ ), amonio ( $\text{NH}_4^+$ ) y gas nitrógeno ( $\text{N}_2$ ). Las microalgas tienen la capacidad de convertir las formas de nitrógeno inorgánico en nitrógeno orgánico a través del proceso de asimilación que tiene lugar en la membrana plasmática. Sólo las algas eucariotas pueden realizar la asimilación de nitrógeno inorgánico (Cai *et al.*, 2013).

El fósforo es otro elemento fundamental para la síntesis de lípidos, proteínas y ácidos nucleicos. Desempeña un papel crucial en el crecimiento celular y el metabolismo de las microalgas. Durante el metabolismo de las microalgas, el fósforo principalmente en forma de  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$  y  $\text{HPO}_4^{2-}$  se incorpora a los compuestos orgánicos a través del proceso de fosforilación. La fosforilación es un proceso activo y requiere energía. Esta energía proviene de la oxidación de sustratos, del sistema de

transporte de electrones de las mitocondrias o de la luz. Las microalgas pueden asimilar y almacenar el fósforo en exceso dentro de su célula en forma de gránulos de volutina. Estas reservas estarán disponibles durante el ciclo crecimiento cuando haya ausencia de fósforo en los medios (Larsdotter, 2006).

La acumulación de metales en las microalgas implica dos procesos: una absorción inicial rápida (pasiva) seguida de una absorción mucho más lenta (activa) (Bates *et al.*, 1982). Durante la absorción pasiva, los iones metálicos se adsorben sobre la superficie celular muy rápidamente en unos pocos segundos y este proceso es independiente del metabolismo. La pared celular de microalgas tiene una superficie aniónica, contiene muchos grupos funcionales, como hidroxilo (-OH), carboxilo ( $-\text{COOH}$ ), amino ( $-\text{NH}_2$ ), sulfhidrilo (-SH), etc. Dado que los iones metálicos en el agua están generalmente en forma catiónica, se adsorben en la superficie celular (Cris *et al.*, 1981).

Luego, se produce la absorción activa la cual depende del metabolismo. En este proceso, los iones se transportan lentamente a través de la membrana celular hacia el citoplasma.

Una vez que el metal se acumula dentro de la célula, los iones metálicos pueden ubicarse dentro de orgánulos específicos y unirse a proteínas como fitoquelatinas y metalotioneínas (Suresh y Ravishankar, 2004).

Para corroborar que el efecto de remoción fue debido a la presencia de la microalga y no a otros factores, en ensayos previos analizamos la composición fisicoquímica del efluente avícola sin filtrar y sin inocular

con la microalga, luego de 30 días de incubación (datos no mostrados). Los resultados obtenidos fueron PT 13,7 mg/L; NT 118 mg/L y DQO 500 mg/L; esto se corresponde con una reducción del 9, 19 y 21%, respectivamente. Estos valores permitieron aseverar que la reducción de analitos en los biorreactores se debió a la acción de *Scenedesmus obliquus*.

Lau *et al.* (2014) indicaron que utilizando *Chlorella vulgaris*, se eliminaron de aguas residuales de la industria alimentaria, hasta el 90% del N y el 80% del P. De la misma forma, Wang *et al.* (2010) publicaron la eliminación completa de amonio en efluentes de estiércol, tras el tratamiento con *Chlorella vulgaris*. Por su parte, Yang *et al.* (2011) emplearon la microalga *Neochloris oleoabundans*, logrando una eliminación de amonio del 90-95%.

En cuanto a la remoción de fósforo, Ruiz-Marín *et al.* (2010) publicaron el tratamiento de aguas residuales domiciliarias empleando las microalgas *C. vulgaris* y *S. obliquus*, obteniendo porcentajes de remoción superior al 80% para ambas cepas.

Oliveira *et al.* (2018) lograron eliminaciones superiores al 97% de amonio y fosfato en efluentes avícolas, empleando la microalga *S. obliquus*.

Por otro lado, Pereira *et al.* (2019), estudiaron el tratamiento de aguas residuales domiciliarias provenientes de tratamiento secundario, empleando la microalga *Chlorella sp.* a una tasa de dilución de 0,40 1/día. Bajo estas condiciones lograron remociones de NT, PT y DQO del 94, 96,6 y 90%, respectivamente; mientras que la eliminación de bacterias coliformes fue del

100% y en particular de *Escherichia coli*, del 99%.

Por tanto, la capacidad de ciertas especies de microalgas de reducir/eliminar contaminantes presentes en las aguas contaminadas se debe a procesos fisicoquímicos combinados que incluyen la biodegradación, absorción, fotodegradación, volatilización, adsorción y precipitación.

La Ley provincial de Entre Ríos N° 6260 y el Decreto Reglamentario N° 5837 (Argentina, 1991), establecen que la concentración máxima permitida de DBO<sub>5</sub>, previo al vertido de efluentes a aguas del Río Uruguay, debe ser menor o igual a 150 mg/L y no establece los límites máximos permisibles para DQO, nitrógeno total y fósforo total. En otras provincias, por ejemplo en Buenos Aires los límites permisibles de vuelco de DQO, nitrógeno total y fósforo total deben ser menores o iguales a 250 mg/L, 35 mg/L y 1 mg/L, respectivamente (Res. 336/03) (Argentina, 2003). En este contexto, el efluente avícola tratado a escala laboratorio en este trabajo, por fitorremediación empleando *Scenedesmus obliquus*, cumple con los requisitos exigidos por las normativas provinciales y nacionales señaladas.

#### 4. Conclusiones

Es factible tratar efluentes avícolas provenientes de lodos activos empleando la microalga *Scenedesmus obliquus* a una tasa de dilución del 20%, sin necesidad de diluir el medio de cultivo.

Con el proceso de fitorremediación se lograron en 5 días, reducciones significativas de las concentraciones de nitrógeno

total, fósforo total, demanda química de oxígeno y de *Escherichia coli* presentes en el efluente avícola.

Este trabajo contribuye a demostrar la eficiencia del proceso de ficorremediación para la depuración de efluentes agroindustriales, pudiendo acoplarse este proceso con los sistemas actuales como tratamiento terciario. Adicionalmente, los sistemas basados en microalgas constituyen una alternativa viable a los sistemas convencionales en términos de sostenibilidad y costos.

Los resultados alcanzados a escala de laboratorio motivan el escalado del proceso, buscando contribuir a reducir el impacto ambiental de los vertidos industriales en los recursos acuíferos y mejorar la calidad de vida de la población.

## 5. Reconocimientos

Esta investigación fue financiada por la Universidad Nacional de Entre Ríos (Proyecto número 8091) y la Secretaría de Políticas Universitarias (Argentina) a través del proyecto SPU N° 9312. Los autores reconocen la colaboración de la industria avícola "Las Camelias S.A." por proporcionar muestras de efluentes. M.J.V. es becaria doctoral del CONICET, Argentina.

*Open Access: This article is distributed under the terms of the Creative Commons Attribution License (CC-BY 4.0) which permits any use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original author(s) and the source are credited.*

## 6. Referencias

- Acién, F.G., Fernández, J.M., Magán, J.J., Molina, E. 2012. Production cost of a real microalgae production plant and strategies to reduce it. *Biotechnol. Adv.* 30(6): 1344-1353.
- Allen, M.B., Arnon, D.L. 1955. Studies on Nitrogen-Fixing Blue-Green Algae. I. Growth and Nitrogen Fixation by *Anabaena Cylindrica* Lemm. *Plant Physiol.* 30(4): 366-372.
- American Public Health Association, American Water Works Association, Water Environment Federation. 2012. *Standard methods for the examination of water and wastewater.* Standard Method 4500-NO<sub>3</sub> B. APHA, Washington.
- American Public Health Association, American Water Works Association, Water Environment Federation. 2012. *Standard methods for the examination of water and wastewater.* Standard Method 4500-NH<sub>3</sub> C. APHA, Washington.
- American Public Health Association, American Water Works Association, Water Environment Federation. 2012. *Standard methods for the examination of water and wastewater.* Standard Method 4500-NH<sub>3</sub> F. APHA, Washington.
- Argentina, Autoridad del Agua de la Provincia de Buenos Aires. Resolución 336/2003 de Normas para el vertido de Efluentes líquidos, del 15 de octubre de 2003 [*En línea*]. [Consulta: 22 de febrero de 2020]. Disponible en: <http://www.ada.gba.gov.ar/sites/default/files/201904/Resoluci%C3%B3n%20>

- 33603%20ADA%20parametros%20de%20descarga%20adminisble.pdf.
- Argentina, Gobierno de Entre Ríos, 1991. Ley N° 6260 de Prevención y Control de la Contaminación por parte de las Industrias y Decreto Reglamentario N° 5837, del 22 de noviembre de 1991 [En línea]. Boletín Oficial, 26 de diciembre de 1991. [Consulta: 22 de febrero de 2020]. Disponible en: [https://www.entrerios.gov.ar/ambiente/userfiles/files/archivos/Normativas/Provinciales/Ley\\_6260](https://www.entrerios.gov.ar/ambiente/userfiles/files/archivos/Normativas/Provinciales/Ley_6260)
- Argentina, Gobierno de Entre Ríos, 2002. Decreto N° 2235, del 12 de junio de 2002. [En línea]. [Consulta: 22 de mayo de 2020]. Disponible en: [http://www.entrerios.gov.ar/oser/leyes/Decreto\\_provincial\\_NRO\\_%202235\\_02.pdf](http://www.entrerios.gov.ar/oser/leyes/Decreto_provincial_NRO_%202235_02.pdf).
- Argentina, Gobierno de Entre Ríos, 2015. Resolución N° 554, del 13 de noviembre de 2015. [En línea]. [Consulta: 22 de mayo de 2020]. Disponible en: [https://www.entrerios.gov.ar/ambiente/userfiles/files/archivos/Normativas/Res\\_%20554-15.pdf](https://www.entrerios.gov.ar/ambiente/userfiles/files/archivos/Normativas/Res_%20554-15.pdf).
- Barsanti, L., Gualtieri, P. 2006. Algae: Anatomy, Biochemistry, and Biotechnology. CRC Press, Taylor & Francis Group, Florida, USA. 301 pp.
- Barros, L.S., Amaral, L.A., Lorenzon, C.S., Junior, J.L., Neto, J.G. 2007. Potential microbiological contamination of effluents in poultry and swine abattoirs. *Epidemiol. Infe.* 135: 505-518.
- Bates, S.S., Tessier, A., Campbell, P.G.C., Buffle, J. 1982. Zinc adsorption and transport by *Chlamydomonas variabilis* and *Scenedesmus subspicatus* (Chlorophyceae) grown in semi continuous culture. *J. Phycol.* 18: 521-529.
- Baumgarten, E., Nagel, M., Tischner, R. 1999. Reduction of the Nitrogen and Carbon Content in Swine Waste with Algae and Bacteria. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 52 (2): 281-284.
- Benemann, J. 2013. Microalgae for biofuels and animal feeds. *Energies* 6(11): 5869-5886.
- Cai, S., Park, Y.S. Li, Y. 2013. Nutrient recovery from wastewater streams by microalgae: Status and prospects. *Renew. Sust. Energy Rev.* 19: 360-369.
- Chalivendra, S. 2014. Bioremediation of wastewater using microalgae. University of Dayton, Dayton. 13p.
- Collos, Y., Harrison, P. 2014. Acclimation and toxicity of high ammonium concentrations to unicellular algae. *Marine Pollut. Bull.* 80(1-2): 8-23.
- Crist, R. H., Oberholser, K., Shank, N., Nguyen, M. 1981. Nature of binding between metallic ions and algal cell walls. *Environ. Sci. Technol.* 15: 1212-1217.
- Devgoswami, C.R., Kalita, M.C., Talukdar, J., Bora, R., Sharma, P. 2011. Studies on the growth behavior of *Chlorella*, *Haematococcus* and *Scenedesmus sp.* in culture media with different concentrations of sodium bicarbonate and carbon dioxide gas. *Afr. J. Biotechnol.* 10(61): 13128-13138.
- Directiva 91/271/CEE. *Tratamiento de las aguas residuales urbanas*. Manual de



- interpretación y elaboración de informes. 9p.
- Gómez-Serrano, C., Morales-Amaral, M.M., Ación, F.G., Escudero, R., Fernández-Sevilla, J.M., Molina-Grima, E. 2015. Utilization of secondary-treated wastewater for the production of freshwater microalgae. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 99: 6931-6944.
- Iglesias, A.N., Martínez, A.N. 2011. Significado del recurso hídrico para el ordenamiento territorial en un país federal. *Rev. Geogr. Amer. Central* 2(47E) 1-17.
- Jiménez-Veuthey, M., Vidal, M.N., Cabrera, C., Páramo, J., Bertoni, M., Bordet, H.F., Andrade-Belgeri, M.S., Flores, M.L., Zapata, L.M. 2018. A simple, efficient and economical method for isolation of *Scenedesmus obliquus* (Chlorophyceae) from freshwater sample (Embalse Salto Grande, Argentina). *Asian J. Microbiol. Biotechnol. Environ.l Sci.* 20: 6-12.
- Jiménez-Veuthey, M., Zapata, L.M., Flores, M.L. 2019. Phycoremediation and microalgae production using poultry effluent from anaerobic digestion as a culture medium. *J. Environ Biotechnol. Res.* 8(4): 52-64.
- Kobyas, M., Senturk, E., Bayramoglu, M. 2006. Treatment of poultry slaughterhouse wastewater of electrocoagulation. *J. Hazard. Mater.* 133: 172-176.
- Larsdotter, K. 2006. Wastewater treatment with microalgae - A literature review. *Vatten* 62: 31-38.
- Lau, P., Tam, N, Wong, Y. 1995. Effect of algal density on nutrient removal from primary settled wastewater. *Environ. Pollut.* 89: 59-66.
- Lau, K. Y., Pleissner, D., Sze, C., & Lin, K. 2014. Recycling of food waste as nutrients in *Chlorella vulgaris* cultivation. *Biores. Technol.* 170: 144-151.
- Lau, N. S., Matsui, M., & Abdullah, A. A. A. 2015. Cyanobacteria: Photoautotrophic Microbial Factories for the Sustainable Synthesis of Industrial Products. *BioMed Res. Inter.* 2015: 754934.
- MHFP- Ministerio de Hacienda y Finanzas Públicas. 2016. Informe de cadenas de valor cárnica-aviar. [En línea]. [Consulta: 19 de julio de 2020]. Disponible en: [http://www.economia.gob.ar/peconomi ca/docs/SSPE\\_Cadena\\_Valor\\_Aviar](http://www.economia.gob.ar/peconomi ca/docs/SSPE_Cadena_Valor_Aviar).
- Marinho, M. M., Huszar, V. L. M. 2002. Nitrogen Availability and Physical Conditions as Controlling Factors of Phytoplankton Composition and Biomass in a Tropical Reservoir (Southern Brasil). *Archiv Hydrobiol.* 153: 443-468.
- Matamoros, V., Gutiérrez, R., Ferrer, I., García, J., Bayona, J.M. 2015. Capability of microalgae-based wastewater treatment systems to remove emerging organic contaminants: A pilot-scale study. *J. of Hazard. Mater.* 288: 34-42.
- Matsumura, E., Mierzwa, J. 2008. Water conservation and reuse in poultry processing plant- A case study. *Resour. Conser. Rec.* 52: 835-842.
- Ministerio de Salud. 2014. Síndrome Urémico Hemolítico (SUH) en Argentina, 2010-2013. Extracto del
- ©The Author(s) 2020. This article is published with open access by Sociedad Latinoamericana de Biotecnología Ambiental y Algal

- Boletín Integrado de Vigilancia. [En línea]. [Consulta: 19 de julio de 2020]. Disponible en: [http://www.msal.gob.ar/images/stories/bes/graficos/0000000799cnt-2014\\_08\\_Informe-SUH.pdf](http://www.msal.gob.ar/images/stories/bes/graficos/0000000799cnt-2014_08_Informe-SUH.pdf). Acceso 20-09-2019.
- Muñoz, R., Guieysse, B. 2006. Algal-bacterial processes for the treatment of hazardous contaminants: A review. *Water Res.* 40(15): 2799–2815.
- Olguín, E.J. 2012. Dual purpose microalgae-bacteria-based systems that treat wastewater and produce biodiesel and chemical products within a Biorefinery. *Biotechnol. Adv.* 30(5): 1031-1046.
- Oliveira, A.C., Barata, A., Batista, A.P., Gouveia, L. 2018. *Scenedesmus obliquus* in poultry wastewater bioremediation. *Environ. Technol.* 40(28): 3735-3744.
- Park, J.B.K., Craggs, R.J., Shilton, A.N. 2011. Recycling algae to improve species control and harvest efficiency from a high rate algal pond. *Water Res.* 45 (20): 6637–6649.
- Pereira, M.V., Dassoler, A.F., Antunes, P.W., Gonçalves, R.F., Cassini, S.T. 2019. Indigenous microalgae biomass cultivation in continuous reactor with anaerobic effluent: effect of dilution rate on productivity, nutrient removal and bioindicators. *Environ. Technol.* 14: 1-13.
- Rawat, I., Ranjith Kumar, R., Mutanda, T., & Bux, F. D. 2011. Role of microalgae: Phycoremediation of domestic wastewater and biomass production for sustainable biofuels production. *Appl. Energ.* 88 (10): 3411-3424.
- Renuka, N., Sood, A., Prasanna, R., Ahluwalia, A.S. 2015. Phycoremediation of wastewaters: A synergistic approach using microalgae for bioremediation and biomass generation. *Int. J. Environ. Sci. Technol.* 12(4): 1443-1460.
- Rodríguez-Bormioli, N., Reale, M., Hanela, S., Davico, M.A., El Kassis, Y., Tagliavini, D., Duek, A., Comellas, E.A., Gómez, C.E. 2018. Estudio comparativo de límites de vertido para efluentes industriales en cinco regiones de la República Argentina. *IFRH: 4to Encuentro de Investigadores en Formación en Recursos Hídricos* 1-20.
- Ruiz-Marin, A., Mendoza-Espinosa, L.G., Stephenson, T. 2010. Growth and nutrient removal in free and immobilized green algae in batch and semi-continuous cultures treating real wastewater. *Bioresour. Technol.* 101: 58-64.
- SENASA- Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria. 2019. [En línea]. [Consulta: 19 de julio de 2020]. Disponible en: <http://www.senasa.gob.ar/cadena-animal/aves/industria>. Acceso 21-08-2019.
- Severiche, C.A., Luna, J., González, H. 2013. Evaluación analítica para la determinación de fósforo total en aguas por el método del ácido ascórbico. *Ingenium* 7(17): 37-41.
- Shuler, M., Kargi, F. 2006. *Bioprocess Engineering-Basic Concepts*. Prentice Hall of India, New York. 180p.

- Suresh, B., Ravishankar, G.A. 2004. Phytoremediation a novel and promising approach for environmental cleanup. *Crit. Rev. Biotechnol.* 24: 97-124.
- Tchobanoglous, G., Burton, F.L., Stensel, H. D. 2003. *Wastewater Engineering: Treatment and Reuse*. McGraw-Hill, New York. 1138p.
- Tundisi, J.G., Matsumura-Tundisi. T. 2008. *Limnologia*. São Paulo: Oficina de Textos, 631-632p.
- Viriato, C., da Silveira, C.B., de Souza, M. P., de Souza Schneider, R.C., Skoronski, E., Neves, F.F. 2019. Cultivation of the microalgae *Parachlorella kessleri* using wastewater from a fishmeal & oil industry and its application for nitrogen removal. *Rev. Latinoam. Biotecnol. Amb. Algal* 10(1): 1-12.
- Wang, L., Li, Y., Chen, P., Min, M., Chen, Y., Zhu, J., Ruan, R.R. 2010. Anaerobic digested dairy manure as a nutrient supplement for cultivation of oil-rich green microalgae *Chlorella sp.* *Bioresour. Technol.* 101: 2623-2628.
- Xin, L., Hu, H.Y., Ke, G., Jia, Y. 2010. Growth and nutrient removal properties of a freshwater microalga *Scenedesmus sp.* LX1 under different kinds of nitrogen sources. *Ecol. Eng.* 36(4): 379-381.
- Yang, J., Li, X., Hu, H., Zhang, X., Yu, Y., Chen, Y. 2011. Growth and lipid accumulation properties of a freshwater microalga, *Chlorella ellipsoidea* YJ1, in domestic secondary effluents. *Appl. Ener.* 88: 3295-3299.