

Obtención de biomasa microalgal deshidratada con diferentes tecnologías de secado

Zapata, Luz Marina^{1,2}; Cabrera, Cecilia¹; Sacks, Natalia Agustina^{1,2}; Vezzosi-Zoto, Gina Fiorella^{1,2}; Carlier, Evelin¹; Rodríguez, Luciana¹.

Autores: ¹ Facultad de Ciencias de la Alimentación. Universidad Nacional de Entre Ríos (UNER), Monseñor Tavella 1450, E3202 BCJ, Concordia, Entre Ríos, Argentina. ² Instituto de Ciencia y Tecnología de los Alimentos de Entre Ríos (ICTAER - UNER-CONICET).

Contacto: luzmarina.zapata@uner.edu.ar

ARK: <http://id.caicyt.gov.ar/ark://e79rzd2ka>

Resumen

Se investigó el efecto de las tecnologías de secado –por aire caliente, liofilización y secado por atomización– sobre el contenido de proteínas totales (PT), carotenoides totales (CT), fenoles totales (FT) y minerales (M) presentes en biomasa deshidratada de microalga *Tetrademus obliquus*. Los factores experimentales en el secado por aire caliente fueron: espesor de biomasa (5-10-20mm) y temperatura de secado (35-45-50-70-90°C); en la liofilización: espesor de biomasa (5-10-20mm) y en el secado por atomización: material de pared (20 % maltodextrina – 2 % gelatina), temperatura de entrada de aire (130-150°C) y caudal de alimentación (6-9mL/min). La biomasa deshidratada en horno con circulación forzada de aire tuvo un aspecto carbonizado, por lo que esta tecnología fue desestimada. En la liofilización, el espesor de biomasa tuvo un efecto significativo en CT y FT, siendo el mejor tratamiento cuando ésta tuvo 2cm de diámetro y 5mm de espesor. En el secado por atomización influyeron los tres factores experimentales estudiados. El tratamiento en el que se utilizó gelatina, temperatura de aire de 150°C y caudal de alimentación de 9mL/min posibilitó la obtención de biomasa deshidratada con alto contenido de CT, PT y M. En consecuencia, con ambas tecnologías se obtuvo biomasa microalgal deshidratada con elevado contenido de componentes bioactivos y minerales.

Palabras clave: *Tetrademus obliquus*, deshidratación, componentes bioactivos, minerales.

Objetivos propuestos y cumplidos

Objetivo general:

Obtener biomasa deshidratada de microalga *Tetradismus obliquus* rica en componentes bioactivos.

Objetivos específicos:

- Estudiar el efecto de las tecnologías de secado –por aire caliente, liofilización y secado por atomización– sobre el contenido de carotenoides totales, proteínas totales, fenoles totales y minerales presentes en biomasa deshidratada de microalga *Tetradismus obliquus*.

- Seleccionar la tecnología y condiciones de secado que posibiliten la obtención de biomasa microalgal deshidratada rica en componentes nutricionales y bioactivos.

Marco teórico y metodológico (síntesis)

Marco teórico

En China, Japón, Corea del Sur y otros países del sudeste asiático, las algas comestibles son un alimento importante (Wang et al., 2019). En los últimos años, aumentó el interés en el uso de microalgas, debido a su versatilidad y potencial aplicación en sectores diferentes (Barone et al., 2018).

Existe una gran variedad de especies de algas, las que se pueden encontrar en una diversidad de ambientes naturales, y además su composición puede verse influenciada por el cambio de las condiciones de cultivo (Michalak y Chojnacka, 2014). Factores tales como la luz, el pH, la temperatura, la salinidad y la disponibilidad de nutrientes afectan tanto a la fotosíntesis como a la productividad de la biomasa, e influyen en la actividad y mecanismos del metabolismo celular, repercutiendo así en la composición bioquímica de las microalgas (Encarnaçao et al., 2015).

Los entornos en los que viven las microalgas cambian constantemente; para sobrevivir en condiciones extremas y desfavorables, la mayoría desarrolla mecanismos de protección y produce una gran variedad de metabolitos secundarios con potenciales actividades biológicas (Ibañez et al., 2012).

En las últimas décadas, la biotecnología de microalgas ha cobrado relevancia debido a que constituye una fuente importante de proteínas, vitaminas, carotenoides, antioxidantes, polisacáridos, ácidos grasos poliinsaturados, minerales (potasio, calcio, magnesio, fósforo, hierro, zinc, cobre, manganeso, cromo y boro) y una variedad de metabolitos secundarios, los que pueden ser aprovechados para la producción de productos de interés en la industria alimentaria, biocombustibles, suplementos alimenticios, piensos, pigmentos, productos farmacéuticos y cosméticos (De Marchin et al., 2015; Tramontin et al., 2018; Zampiga et al., 2023).

Por su elevado contenido de nutrientes con propiedades beneficiosas para la salud humana, ciertas microalgas se consideran alimentos funcionales (Quevedo et al., 2008), que son de interés en la industria alimentaria. Varios estudios han reportado que, bajo diferentes condiciones de estrés, las microalgas producen compuestos bioactivos como un mecanismo de protección celular (Dammak et al., 2018).

En este sentido, *Spirulina platensis* ha atraído recientemente la atención de las industrias farmacéutica y de alimentos debido a su alto contenido de proteínas y compuestos bioactivos. Sin embargo, su alto contenido de humedad contribuye a su degra-

dación, por lo que esta microalga es muy perecedera (Silva et al., 2019). Por lo tanto, se debe emplear alguna técnica de preservación, como el secado, que facilite el almacenamiento prolongado y el transporte desde los sitios locales de producción de microalgas a las plantas de procesamiento (Costa et al., 2016).

El secado es uno de los métodos de conservación de alimentos que mejoran la vida útil de los productos mediante la reducción de humedad y la prevención del crecimiento microbiano (Kamal et al., 2020). Durante muchos años, se han utilizado como medio de preservación de tomate y otros vegetales (Moreno y Díaz-Moreno, 2016). Su principal objetivo es reducir el contenido de humedad de un producto alimenticio, para minimizar el desarrollo de microorganismos y reacciones de deterioro, prolongando así la vida útil de alimentos (Pianroj et al., 2017; Farías-Neves et al., 2019).

El método más popular es el secado por aire caliente, en el cual el calor generalmente se transfiere por convección a la superficie del alimento y por conducción dentro del alimento, e implica la transferencia de agua de un sólido o solución a una fase gaseosa circundante (Barrera et al., 2016). Este método tiene ventajas en el control de calidad, en el logro de condiciones higiénicas y en la reducción de la pérdida de producto originada por deterioro químico o microbiano. Los factores más influyentes en el secado por aire caliente son la temperatura, la humedad relativa y la velocidad del aire de secado, además del contenido de humedad inicial del producto (Kamal et al., 2020). La desventaja es que este proceso puede dar lugar a cambios físicos, químicos y estructurales tales como la migración de sólidos solubles, contracción, endurecimiento superficial, pérdida de compuestos volátiles y aroma; como así también efectos negativos en la textura, el color, el sabor y el valor nutricional (Di Scala et al., 2013; Moreno y Díaz-Moreno, 2016).

Otro método, el secado por congelación (liofilización) consiste en la eliminación de agua por sublimación, que ocurre cuando la presión de vapor y la temperatura de la superficie del hielo se encuentran por debajo del punto triple del agua (Leiton-Ramirez et al., 2016). La liofilización de materiales biológicos es uno de los mejores métodos de eliminación de agua que da como resultado un producto final de alta calidad, ya que es uno de los mejores métodos de conservación de las propiedades organolépticas, físicas y nutricionales de productos biológicos (Sagar y Suresh-Kumar, 2010). Debido a la baja humedad, toda actividad de deterioro y microbiológica se detiene y proporciona una mejor calidad al producto final. El secado por congelación parece ser uno de los mejores métodos de preservación en comparación con otros métodos de deshidratación, como el secado al aire o en tambor, ya que como se dijo anteriormente, la mayoría de los productos colapsan, produciéndose modificaciones estructurales (Sagar y Suresh-Kumar, 2010).

El secado por atomización (secado spray) consiste en la remoción de casi todo el líquido por vaporización de una solución de sólidos no volátiles. Este proceso se compone de cuatro pasos básicos: i) atomización, ii) contacto entre gotas y aire caliente, iii) evaporación de agua y iv) separación aire-polvo (Sagar y Suresh-Kumar, 2010). El secado por atomización se caracteriza por ser una técnica rápida, altamente reproducible, apropiada para aplicaciones industriales y cuyos costos de procesamiento son relativamente bajos. La principal desventaja es el empleo de elevadas temperaturas necesarias en el proceso de evaporación del solvente, las cuales pueden afectar los analitos de interés (Desai y Park, 2005; de Vos et al., 2010).

Dado que las condiciones de secado tienen un efecto considerable en las propiedades del producto final, la selección de un método de secado adecuado y la determinación de los parámetros óptimos de operación son esenciales para lograr alcanzar una elevada calidad en productos (Barrera et al., 2016).

La investigación tuvo por objetivo la obtención de biomasa deshidratada de microalga *Tetrademus obliquus* rica en componentes bioactivos, a través del análisis de diferentes tecnologías de deshidratación. Los componentes de interés fueron proteínas, carotenoides, compuestos fenólicos y minerales.

Los carotenoides son una amplia familia de isoprenoides que contienen una serie de dobles enlaces conjugados que constituyen el grupo cromóforo de la molécula, responsable del color y de las propiedades de absorción de estos compuestos. Se dividen en primarios y secundarios (Fernández-Cordero, 2013). Los carotenoides primarios actúan como pigmentos accesorios en la captura de la luz durante la fotosíntesis, mientras que los carotenoides secundarios ejercen un efecto de fotoprotección del aparato fotosintético frente al exceso de luz mediante la disminución de las especies reactivas de oxígeno. La mayoría de los carotenoides se conocen como antioxidantes capaces de secuestrar oxígeno singulete, capturar radicales peroxilo y, además, tienen un rol importante en la protección contra el daño oxidativo (Aburai et al., 2015).

Otros de los compuestos bioactivos que producen las microalgas son los compuestos fenólicos. Estos compuestos, diversos en estructura y función, son sintetizados por microalgas al final de la fase de crecimiento exponencial y en la fase estacionaria (Robbins, 2003). Los compuestos fenólicos tienen efectos beneficiosos para la salud, principalmente debido a su actividad antioxidante. Estos compuestos son capaces de eliminar y reducir las especies reactivas de oxígeno intracelulares (Del Mondo et al., 2021).

En general, las algas poseen proteínas de alto valor nutricional, ya que contienen todos los aminoácidos esenciales en cantidades significativas. Recientemente se ha mostrado un gran interés con respecto a las proteínas de microalgas ya que poseen secuencia de aminoácidos que forman péptidos bioactivos con gran potencial terapéutico en la salud humana. Estos pueden proteger al organismo del deterioro por los radicales libres y especies reactivas de oxígeno que pueden reaccionar con moléculas de DNA, proteínas y lípidos, llevando a muchos trastornos en la salud. Además, la mayoría de las microalgas presentan altas concentraciones de calcio, magnesio, fósforo, potasio, hierro y sodio (Plaza del Moral, 2010; Ramírez-Mérida et al., 2015).

La microalga utilizada en la investigación (*Tetrademus obliquus*) presenta una serie de antecedentes realizados en el Laboratorio LAMAS de la Facultad de Ciencias de la Alimentación - UNER. En 2016, en el Laboratorio LAMAS se trabajó en el aislamiento de *Tetrademus obliquus* de muestras de agua del Embalse de Salto Grande (provincia de Entre Ríos). Una vez aislada, se confirmó su identificación molecular en el Laboratorio Macrogen de (Corea) (Jiménez-Veuthy et al., 2018). A partir de 2018 se estudió, en cultivo de *Tetrademus obliquus*, el efecto de la concentración y fuentes de carbono y nitrógeno, como así también de la irradiancia, en la producción de proteínas, carotenoides totales, fenoles totales y minerales (Zapata et al., 2020).

Metodología

Para la obtención de biomasa deshidratada rica en componentes bioactivos y minerales, a través de diferentes tecnologías de secado se estudiaron 30 tratamientos, según se muestra en la Figura 1.

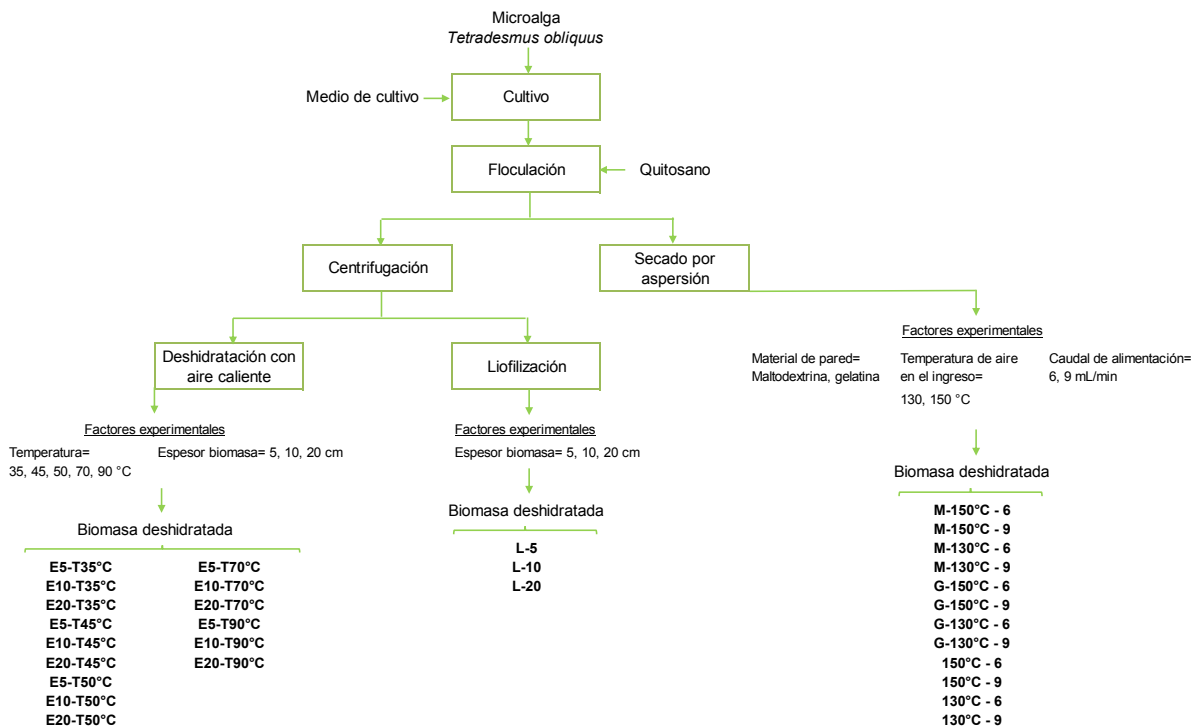


Figura 1. Obtención de biomasa deshidratada a través de diferentes tecnologías de secado.

Microalga y condiciones de cultivo

Se trabajó con la microalga autóctona *Tetradesmus obliquus* (Figura 2), aislada en el Laboratorio de Análisis de Metales en Alimentos y Otros Sustratos (LAMAS) de la Facultad de Ciencias de la Alimentación (FCAL-UNER) (Jiménez-Veuthey et al., 2018).

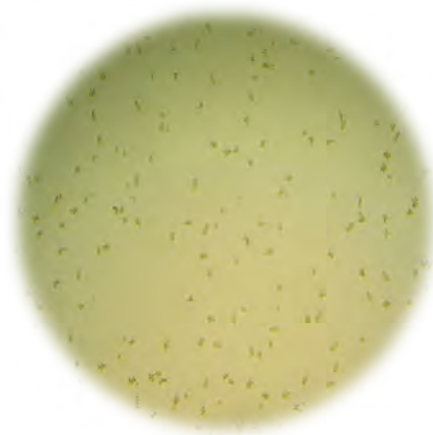


Figura 2. Observación microscópica de microalga *Tetradesmus obliquus*.

La microalga se cultivó en medio de cultivo Allen & Arnon modificado, cuya composición fue la siguiente: K_2HPO_4 2,00 mM; NaCl 4,00 mM; $MgSO_4 \cdot 7H_2O$ 1,00 mM; $CaCl_2$ 0,50 mM; Na_2-EDTA 76,75 mM; $FeSO_4 \cdot 7H_2O$ 69,16 mM; $NaNO_3$ 6,25 mM; KNO_3 6,25 mM; H_3BO_3 66,00 mM; MoO_3 1,25 mM; $MnCl_2 \cdot 4H_2O$ 9,10 mM; $ZnSO_4 \cdot 7H_2O$ 0,77 mM; NH_4VO_3

0,19 mM; $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ 0,32 mM; $\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ 0,17 mM; pH $8,00 \pm 0,10$. El día 18 de cultivo se agregaron $\text{CH}_4\text{N}_2\text{O}$ 4,00 mM y CH_3COONa 61,20 mM para incrementar la producción de biomasa y la concentración de metabolitos de interés.

Para el cultivo se utilizaron fotobiorreactores de 25 L con columna de burbujeo colocados en una cámara de cultivo a 25 ± 1 °C, 55 – 60 %HR y fotoperíodo simulando condiciones día-noche (Figura 3). Periódicamente, se controló la densidad celular hasta alcanzar la fase estacionaria.



Figura 3. Cultivo de microalga *Tetrademus obliquus* en fotobiorreactores ubicados en cámara de cultivo.

Modelos de crecimiento microalgal

La microbiología predictiva ha desarrollado modelos matemáticos para describir y predecir el crecimiento de microorganismos en condiciones específicas (Sharma et al., 2021).

En la presente investigación, se obtuvo inicialmente la evolución de la densidad celular de cultivo de *Tetrademus obliquus* en función del tiempo de cultivo durante 40 días. A continuación, las curvas de crecimiento fueron descritas por los modelos de crecimiento. Gompertz (Castro et al., 2008; Vásquez-Villalobos et al. 2013), Logístico (Cayré et al., 2007; Castro et al., 2008; Vásquez-Villalobos et al., 2013) y von Bertalanffy (Koya y Goshu, 2013); cuyas expresiones matemáticas se muestran en las ecuaciones (1), (2) y (3) respectivamente.

$$N_t = N_0 + D e^{\{-e^{-B(t-M)}\}} \quad (1)$$

$$N_t = N_0 + \frac{D}{1 + e^{-B(t-M)}} \quad (2)$$

$$N_t = N_0 + D \{1 - B e^{-k(t-\mu)}\}^3 \quad (3)$$

Donde:

N_t : Densidad de población celular al tiempo t (células/mL)

N_0 : Densidad de población celular inicial, al momento de la inoculación (células/mL)

t: Tiempo de cultivo (día)

μ : Velocidad de crecimiento específica (1/día)

$e = 2,7182$

D: Logaritmo de la diferencia entre la densidad de población máxima y la densidad de población inicial (células/mL)

B: Velocidad de crecimiento, está representada por la pendiente de la curva [(células/mL)/día]

M: Tiempo en el cual la velocidad de crecimiento es de mayor magnitud

k: Tasa máxima de crecimiento absoluto.

Para la determinación de la capacidad predictiva de los modelos de Gompertz, Logístico y de von Bertalanffy, se procedió a validar los mismos utilizando el software *MATLAB* (Matlab R2014a v. 8.3.0.532). Para contrastar los modelos con los datos experimentales, se recurrió a los siguientes 3 parámetros: coeficiente de determinación (R^2), suma de cuadrado del error (SSE) y error cuadrado medio (RMSE). Se consideró que el modelo que mejor describió los resultados experimentales fue el que se correspondió con el valor más alto de R^2 y más bajo de SSE y RMSE (Dammak et al., 2018; Sharma et al., 2021).

A continuación, se obtuvieron los parámetros cinéticos velocidad máxima específica, μ_{\max} (1/día); tiempo de latencia, λ (día) y el tiempo de duplicación (TD). La velocidad específica de crecimiento celular máxima (μ_{\max}), se obtuvo tomando la pendiente de la recta tangente en el punto de inflexión de la curva de crecimiento cuando la microalga tuvo un crecimiento exponencial. El tiempo de latencia, λ (día), se calculó mediante la intersección de la línea tangente antes mencionada en el eje de abscisas. El tiempo de duplicación (TD) fue calculado como $\ln(2)/\mu_{\max}$ (Zwietering et al., 1990; Quevedo et al., 2008).

Cosecha de microalgas

Las microalgas se cosecharon por floculación, ya que con esta técnica se pueden recolectar grandes volúmenes de microalgas, es de bajo consumo energético y fácilmente escalable (Yin et al., 2021). Se seleccionó quitosano como agente floculante, puesto que es un polisacárido reconocido como seguro, no tóxico, biodegradable y compatible con el medio ambiente (Haghighi et al., 2020).

Este polisacárido de alto peso molecular está formado por cadenas lineales de unidades de glucosamina [β -(1-4)-D-glucosamina] y en menor medida de N-acetil D-glucosamina [β -(1-4)-N-acetil-D-glucosamina], destacándose los grupos funcionales hidroxilo y amino.

Yin et al. (2021) señalan que entre los mecanismos de agregación de suspensión de microalgas con quitosano se pueden mencionar la neutralización de carga y el puente de adsorción.

En medio ácido, el nitrógeno del grupo amino del quitosano se puede protonar gracias a la presencia de un par de electrones libres, formando un polication (Figura 4).

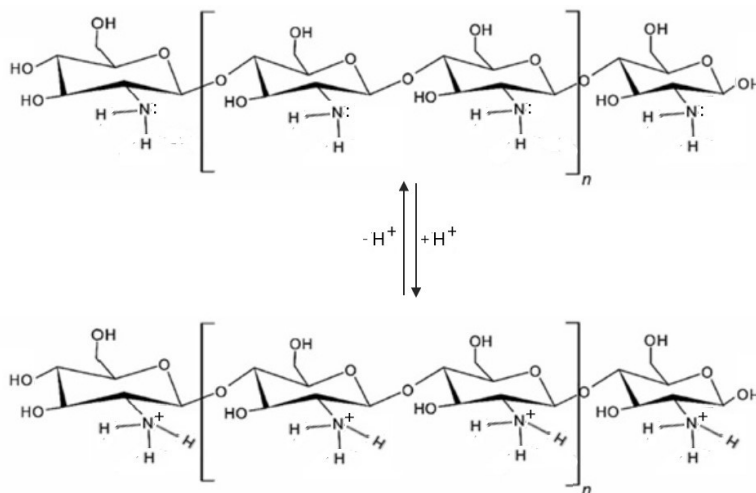


Figura 4. Formación de policación de quitosano.

Esta alta densidad de carga positiva confiere al quitosano la habilidad para unirse a las células de microalgas cargadas negativamente, lo que debilita su repulsión electrostática, posibilitando la agregación de las mismas. Este proceso se denomina neutralización de cargas (Figura 5). Otro mecanismo en el que el quitosano actúa como agente floculante se debe a que éste contiene sitios activos de adsorción, como grupos amino protonados e hidroxilo. A través de estos grupos, el quitosano se une parcialmente con células de microalgas; a su vez, estas células suspendidas atraen a otras, dando como resultado una estructura de cadena llamada puente de adsorción entre el floculante y las microalgas. La interacción carga-carga da como resultado la formación de microflóculos, los que se unen formando flóculos más grandes. Hasta aquí, el proceso se lleva a cabo con agitación. Luego, la agitación se detiene para que los flóculos se asienten (Pugazhendhi et al., 2019).

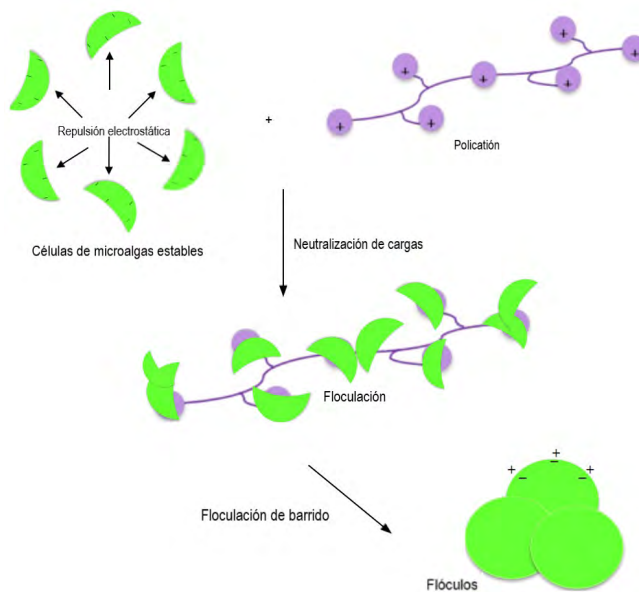


Figura 5. Mecanismos de floculación (Adaptado de Pugazhendhi et al., 2019).

Se preparó una solución de quitosano al 0,5 % acidificada con 1 % de ácido acético. Se incorporó 6 % de esta solución al cultivo de biomasa microalgal, se dejó agitar por burbujeo con aire en los fotobiorreactores durante 15 min y se suspendió la agitación hasta que se produjo la floculación, tal como se puede observar en la Figura 6.



Figura 6. Floculación de microalga.

Deshidratación por aire caliente de la biomasa de microalgal

Luego de la floculación, se obtuvo un cultivo microalgal concentrado (10 % de microalgas), el que se centrifugó a 4.000 rpm durante 20 min en centrifuga (BOECO C-28). El sobrenadante se colocó en los fotobiorreactores para continuar con el cultivo y las microalgas fueron recolectadas para llevar a cabo el secado por aire caliente.

La biomasa microalgal se moldeó en cilindros de 2 cm de diámetro y en espesores de 5, 10 y 20 mm, los que fueron deshidratados por aire caliente en horno con circulación forzada de aire (Raypa) a velocidad de aire 1 m/s, humedad relativa 50 %, hasta que la biomasa alcanzó una humedad entre 5 - 7 %. Las temperaturas ensayadas fueron: 35, 45, 50, 70 y 90 °C.

De la combinación de los factores experimentales espesor y temperatura surgieron los siguientes tratamientos:

- E5-T35°C: espesor de 5 mm y temperatura de secado de 35 °C.
- E10-T35°C: espesor de 10 mm y temperatura de secado de 35 °C.
- E20-T35°C: espesor de 20 mm y temperatura de secado de 35 °C.
- E5-T45°C: espesor de 5 mm y temperatura de secado de 45 °C.
- E10-T45°C: espesor de 10 mm y temperatura de secado de 45 °C.
- E20-T45°C: espesor de 20 mm y temperatura de secado de 45 °C.
- E5-T50°C: espesor de 5 mm y temperatura de secado de 50 °C.
- E10-T50°C: espesor de 10 mm y temperatura de secado de 50 °C.
- E20-T50°C: espesor de 20 mm y temperatura de secado de 50 °C.
- E5-T70°C: espesor de 5 mm y temperatura de secado de 70 °C.
- E10-T70°C: espesor de 10 mm y temperatura de secado de 70 °C.

- E20-T70°C: espesor de 20 mm y temperatura de secado de 70 °C.
- E5-T90°C: espesor de 5 mm y temperatura de secado de 90 °C.
- E10-T90°C: espesor de 10 mm y temperatura de secado de 90 °C.
- E20-T90°C: espesor de 20 mm y temperatura de secado de 90 °C.

Deshidratación por liofilización de la biomasa de microalgal

La biomasa microalgal, concentrada al 10 %, se centrifugó a 4.000 rpm durante 20 min, igual que para la deshidratación por aire caliente. A continuación, la biomasa se moldeó en cilindros de 2 cm de diámetro y en espesores de 5, 10 y 20 mm. Los tratamientos fueron:

- L-5: biomasa microalgal formando cilindro de 5 mm de espesor.
- L-10: biomasa microalgal formando cilindro de 10 mm de espesor.
- L-20: biomasa microalgal formando cilindro de 20 mm de espesor.

Los cilindros fueron congelados en freezer doméstico y liofilizados en liofilizador (HETO DRYWINER) a -90 °C hasta peso constante.

Deshidratación por secado por atomización de la biomasa de microalgal

La deshidratación se llevó a cabo en Mini Spray Dryer (Büchi Labortechnik AG, Modelo: B-290). Se estudiaron 3 factores experimentales: material de pared (20 % de maltodextrina - 2 % de gelatina), temperatura de entrada de aire al secadero (130 °C - 150 °C) y caudal de alimentación (6 mL/min - 9 mL/min). De la combinación de los niveles de los factores experimentales surgieron los tratamientos:

- M-150°C-6. 20 % maltodextrina como material de pared, temperaturas del aire de entrada: 150 °C, caudal de alimentación: 6 mL/min. La temperatura de salida estuvo determinada por la temperatura y caudal antes mencionados. Para este tratamiento, la temperatura de salida fue 85 °C.
- M-150°C-9. 20 % maltodextrina como material de pared, temperatura del aire de entrada: 150 °C, caudal de alimentación: 9 mL/min, temperatura de salida: 75 °C.
- M-130°C-6. 20 % maltodextrina como material de pared, temperatura del aire de entrada: 130 °C, caudal de alimentación: 6 mL/min, temperatura de salida: 73 °C.
- M-130°C-9. 20 % maltodextrina como material de pared, temperatura del aire de entrada: 130 °C, caudal de alimentación: 9 mL/min, temperatura de salida: 58 °C.
- G-150°C-6. 2 % gelatina como material de pared, temperatura del aire de entrada: 150 °C, caudal de alimentación: 6 mL/min, temperatura de salida: 85 °C.
- G-150°C-9. 2 % gelatina como material de pared, temperatura del aire de entrada: 150 °C, caudal de alimentación: 9 mL/min, temperatura de salida: 75 °C.
- G-130°C-6. 2 % gelatina como material de pared, temperatura del aire de entrada: 130 °C, caudal de alimentación: 6 mL/min, temperatura de salida: 73 °C.
- G-130°C-9. 2 % gelatina como material de pared, temperatura del aire de entrada: 130 °C, caudal de alimentación: 9 mL/min, temperatura de salida: 58 °C.
- 150°C-6. sin material de pared, temperatura del aire de entrada: 150 °C, caudal de alimentación: 6 mL/min, temperatura de salida: 85 °C.

- 150°C-9. sin material de pared, temperatura del aire de entrada: 150 °C, caudal de alimentación: 9 mL/min, temperatura de salida: 75 °C.
- 130°C-6. sin material de pared, temperatura del aire de entrada: 130 °C, caudal de alimentación: 6 mL/min, temperatura de salida: 73 °C.
- 130°C-9. sin material de pared, temperatura del aire de entrada: 130 °C, caudal de alimentación: 9 mL/min, temperatura de salida: 58 °C.

La presión de pulverización se mantuvo constante en 45 bar.

En el material microencapsulado en cada tratamiento se cuantificó la humedad, concentraciones de carotenoides totales, proteínas totales, fenoles totales y minerales.

Técnicas analíticas

Densidad celular: Se midió por recuento celular en cámara de Neubauer, utilizando un microscopio óptico Leica DMLS (Leica, Alemania).

Humedad: Se pesó 1 g de muestra en una cápsula, la que se mantuvo a 105 °C hasta obtener peso constante (AOAC. 925.10).

Proteínas totales: Se cuantificaron espectrofotométricamente utilizando espectrofotómetro UV-Vis (Hach, DR600, Alemania) y estándar de albúmina de suero bovino (BSA) (Arredondo-Vega y Voltolina, 2007). Los resultados se expresan en mg BSA/g de materia seca (ms).

Carotenoides totales: Se midieron por método espectrofotométrico usando espectrofotómetro UV-Vis (Hach, DR600, Alemania) y β -caroteno como estándar. Los resultados se expresan en mg β -caroteno/g ms (Arredondo-Vega y Voltolina, 2007).

Fenoles totales: Se determinaron por reducción del reactivo de Folin-Ciocalteu (Copia et al., 2012) utilizando espectrofotómetro (HACH DR600, Alemania). Se usó ácido gálico como estándar y los resultados se expresaron en mg de equivalentes de ácido gálico (EAG)/g ms.

Minerales (Sodio, Potasio, Magnesio, Calcio, Hierro, Zinc y Manganeseo): La biomasa fue digerida con ácido nítrico 70 % en sistema de reacción acelerado por microondas (ANTON PAAR, MULTIWAVE PRO). A continuación, se llevó a volumen con agua bidestilada y se cuantificaron los minerales en Espectrómetro de Emisión Atómica de Plasma (Agilent, 4200 MP-AES) (Normas APHA - Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater, 3111). Para cada mineral se utilizaron estándares AccuTrace. Los resultados se expresaron en mg/ kg_{ms}.

Análisis estadístico

La comparación de medias de los parámetros fisicoquímicos se realizó mediante Análisis de Varianza y Test de Rango Múltiple según Tukey ($p < 0,05$). Se utilizó la herramienta de Análisis de Componentes Principales para comparar similitudes y diferencias en la biomasa deshidratada. Para estos estudios se utilizó STATGRAPHICS Centurión XV Versión 15.2.06.

Para la determinación de la capacidad predictiva de los modelos de Gompertz, Logístico y de von Bertalanffy se utilizó el software *MATLAB* (Matlab R2014a v. 8.3.0.532).

Síntesis de resultados y conclusiones

Cultivo de la microalga *Tetradismus obliquus*

El tiempo total de cultivo fue de 40 d. Periódicamente, se tomaron muestras para evaluar la densidad celular en función del tiempo (Figura 7). La densidad celular inicial fue $9,5 \times 10^4$ células/mL. Se mencionó que, para conseguir un cultivo con mayor densidad celular y lograr una concentración más elevada de componentes bioactivos, en el día 18 se incorporaron 0,24 g/L de úrea y 5,02 g/L de acetato de sodio como fuentes de nitrógeno y carbono, respectivamente. De esta forma, se consiguió aumentar en 2,5 veces la densidad celular. La fase estacionaria comenzó el día 35, siendo la densidad celular de $3,2 \times 10^7$ células/mL.

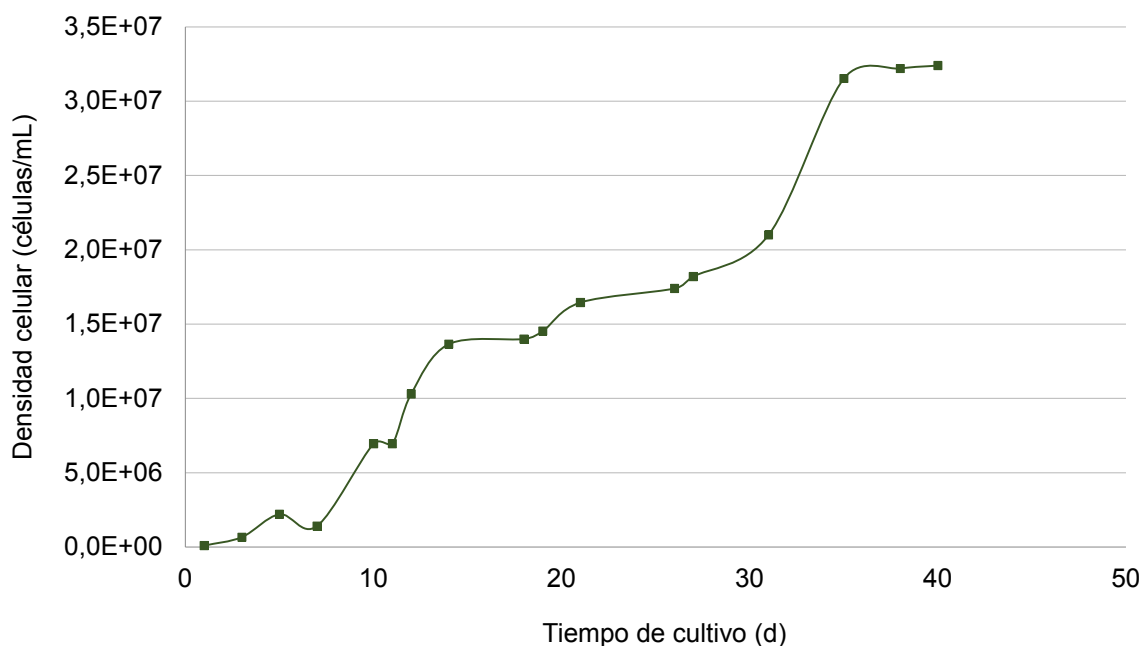


Figura 7. Evolución de la densidad celular de microalga *Tetradismus obliquus* en función del tiempo de cultivo.

Modelos de crecimiento microalgal

Los resultados experimentales de densidad celular en función del tiempo de cultivo se ajustaron a los modelos de Gompertz, Logístico y de von Bertalanffy, según se muestra en la Figura 8.

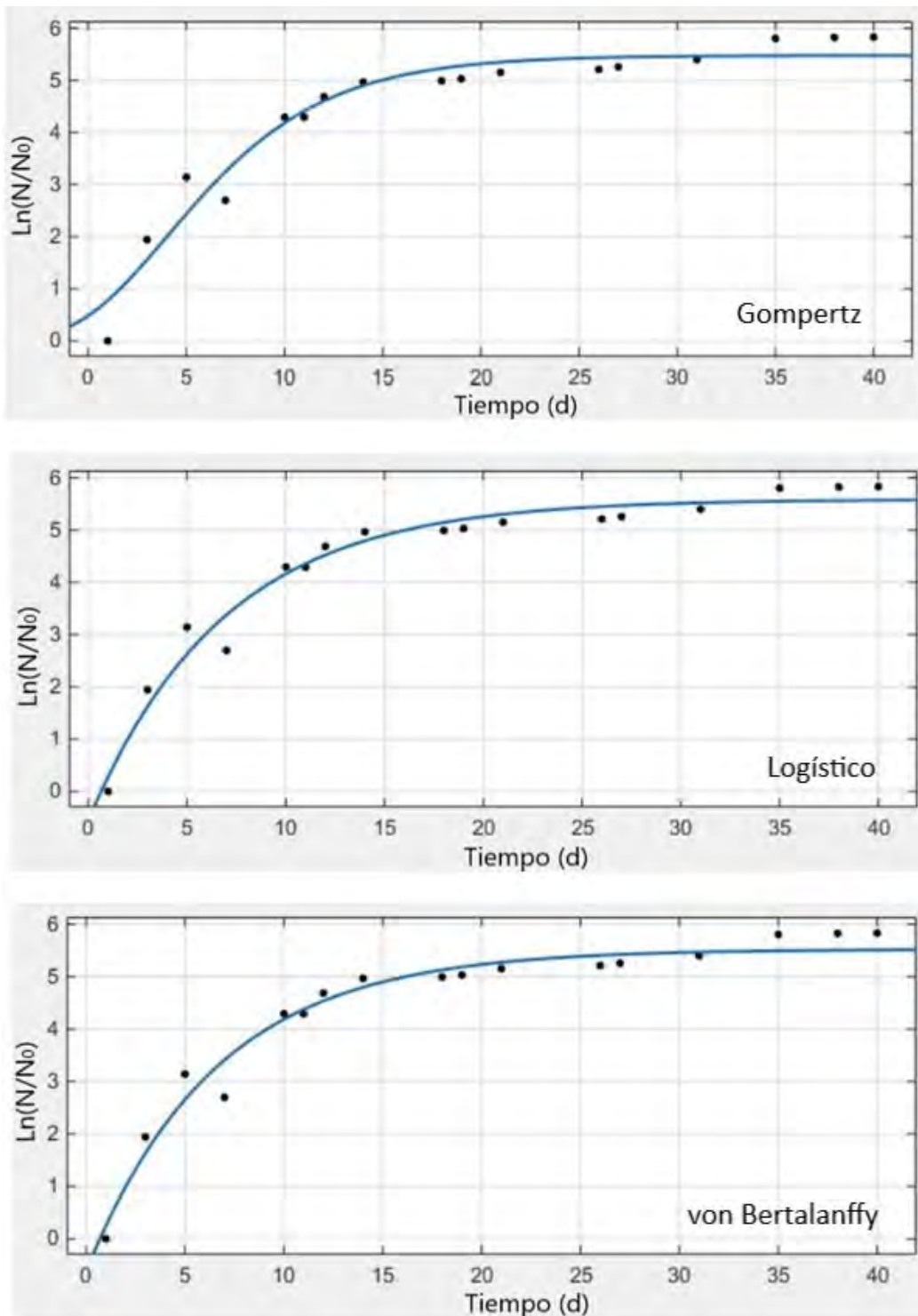


Figura 8. Curvas de crecimiento de *Tetrademus obliquus* ajustada con los modelos de Gompertz, Logístico y von Bertalanffy.

Los parámetros estadísticos de bondad de ajuste señalaron que todos los modelos presentaron un ajuste aceptable a los datos experimentales obtenidos (Tabla 1). Sin embargo, el modelo Logístico fue el que mejor describió los resultados experimentales (mayor R^2 y valores más bajos de SSE y RMSE).

Tabla 1. Parámetros de bondad de ajuste para los modelos estudiados.

Modelos	Gompertz	Logístico	Von Bertalanffy
R ²	0,95	0,97	0,97
SSE	2,1990	1,3790	1,4000
RMSE	0,3963	0,3138	0,3282

Referido a los parámetros cinéticos, la $\mu_{m\acute{a}x}$ fue de 1,57/d, el λ de 6,84 d y el TD de 0,44 d. Estos mismos parámetros fueron calculados por nuestro grupo de investigación para *Tetradismus obliquus* en ensayos a escala laboratorio en fotobiorreactores de 250 mL, siendo los valores obtenidos 0,26/d para $\mu_{m\acute{a}x}$; entre 0,5-2,0 d para el λ y un TD de 2,67 d (Zapata et al., 2020). Estos resultados señalan que la $\mu_{m\acute{a}x}$ a escala piloto fue 6 veces superior que a escala laboratorio; mientras que el tiempo de duplicación fue 6 veces más bajo cuando las microalgas fueron cultivadas en tanques de 25 L. Sin embargo, la fase de latencia a escala piloto fue entre 3,4 - 13,7 veces mayor que a escala laboratorio. Estos resultados fueron atribuidos a que, a escala laboratorio, la proporción de inóculo:medio de cultivo fue 1:4, mientras que a escala piloto fue 1:20, por lo que el mayor tiempo de latencia fue debido a la menor densidad celular al inicio del cultivo. Una vez que el cultivo superó la fase de latencia y alcanzó la fase exponencial, las células de microalga tuvieron una elevada velocidad de crecimiento.

En la literatura, se encontraron para cultivos de *Tetradismus sp.* valores de $\mu_{m\acute{a}x}$ = 0,27/d (Aburai et al., 2015), 5,8 veces inferior a la velocidad máxima de crecimiento obtenida en la presente investigación. Además, se encontraron valores de tiempo de latencia de 1 d (Dammak et al., 2018) y de 4 d (Quevedo et al., 2018). Si bien son inferiores a los calculados para *Tetradismus obliquus*, a escala piloto se considera que un tiempo de latencia de 6,84 d fue aceptable, por lo que se concluye que la microalga tuvo una muy buena adaptación y crecimiento en el medio de cultivo en las condiciones ambientales señaladas en la metodología.

Deshidratación de la biomasa microalgal

Los resultados de los ensayos de deshidratación por aire caliente a todos los niveles de los factores experimentales fueron insatisfactorios. Los discos de biomasa microalgal, cuando alcanzaron la humedad de entre 5 % y 7 % tuvieron el aspecto de carbonizados y los tiempos de deshidratación superaron las 90 h, por lo que esta tecnología fue desestimada.

Con la información de los ensayos de deshidratación por liofilización y secado por atomización, se realizó un análisis de componentes principales que permitió explicar, con la primera y segunda dimensión, el 80,14 % de la varianza. La distancia entre los puntos correspondientes a las muestras es una medida de su similitud. Por lo tanto, se identificaron cuatro grupos de muestras, como se puede apreciar en la Figura 9.

Las muestras obtenidas en las condiciones ubicadas en valores positivos del primer componente (CP1) y negativos del segundo componente (CP2) se destacaron por tener altas concentraciones de carotenoides totales, hierro, calcio y magnesio; baja concentración de sodio y escasa humedad. Esto se correspondió con la tecnología de deshidratación por liofilización. El mejor tratamiento con esta tecnología fue el corres-

pendiente a cilindros de biomasa microalgal de 2 cm de diámetro y espesor de 5 mm, cuyo tiempo de deshidratación fue de 20 h. En estas condiciones, la biomasa deshidratada alcanzó una humedad de $5,98 \pm 0,61$ g/100 g; carotenoides totales $91,75 \pm 8,16$ mg b-caroteno/ g_{ms} ; fenoles totales $30,08 \pm 2,54$ mg EAG/ g_{ms} ; proteínas totales $25,89 \pm 6,07$ mg BSA/ g_{ms} ; sodio $13,25 \pm 0,01$ mg/ g_{ms} ; potasio $9,54 \pm 0,01$ mg/ g_{ms} ; calcio $3,38 \pm 0,02$ mg/ g_{ms} ; magnesio $1,95 \pm 0,01$ mg/ g_{ms} ; hierro $0,80 \pm 0,04$ mg/ g_{ms} ; zinc $0,04 \pm 0,00$ mg/ g_{ms} y manganeso $76,87$ mg/ g_{ms} .

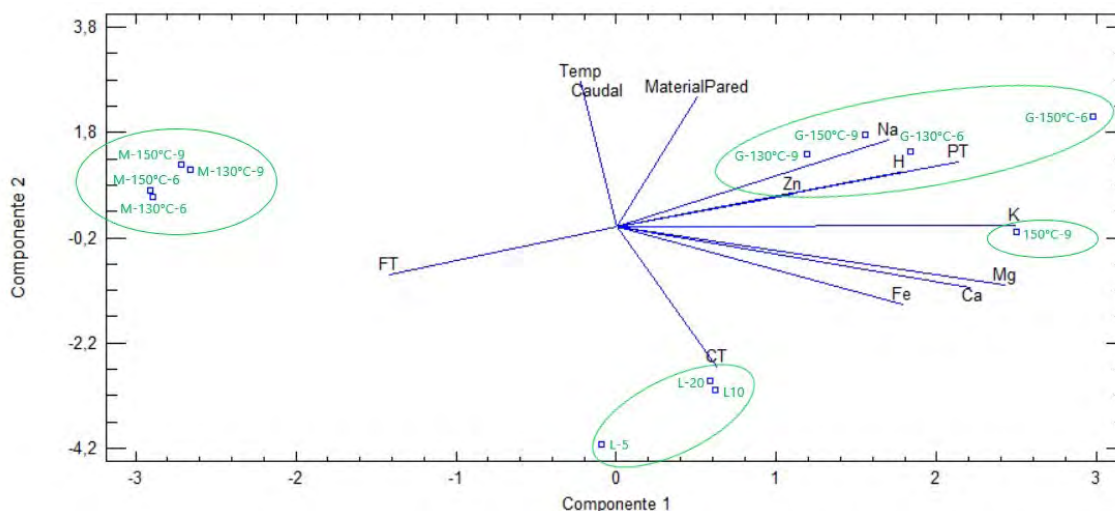


Figura 9. Análisis de componentes principales de biomasa deshidratada por liofilización y secado por atomización.

En cambio, las muestras obtenidas en las condiciones en valores negativos del CP1 y positivo del CP2 se caracterizaron por tener alta concentración de fenoles totales y bajas cantidades de proteínas totales, carotenoides totales y minerales. Estas muestras fueron deshidratadas por secado por atomización utilizando 20 % de maltodextrina como material de pared. Dentro de este grupo, el mejor tratamiento fue el que tuvo una temperatura de ingreso de aire de 150 °C y un caudal de alimentación de 9 mL/min. En estas condiciones, la biomasa deshidratada alcanzó una humedad de $5,88 \pm 0,46$ g/100 g; carotenoides totales $17,13 \pm 0,91$ mg b-caroteno/ g_{ms} ; fenoles totales $7,23 \pm 0,52$ mg EAG/ g_{ms} ; proteínas totales $19,32 \pm 0,99$ mg BSA/ g_{ms} ; sodio $11,63 \pm 0,10$ mg/ g_{ms} ; potasio $5,45 \pm 0,03$ mg/ g_{ms} ; calcio $0,42 \pm 0,04$ mg/ g_{ms} ; magnesio $0,44 \pm 0,04$ mg/ g_{ms} ; hierro $0,14 \pm 0,01$ mg/ g_{ms} ; zinc $3,27 \pm 0,12$ mg/ g_{ms} y manganeso $6,86 \pm 0,35$ mg/ g_{ms} .

Un tercer grupo de muestras se corresponden con aquellas que también fueron deshidratadas por secado por atomización pero utilizando 2 % de gelatina como material de pared. Este grupo se ubicó en el cuadrante correspondiente a valores positivos de los CP1 y CP2, destacándose por tener altas concentraciones de proteínas totales y minerales y los valores más altos de humedad. Al igual que para cuando se utilizó maltodextrina, el tratamiento que dio mejores resultados fue el que empleó una temperatura de ingreso de aire de 150 °C y un caudal de alimentación de 9 mL/min; el tiempo de residencia en la cámara de secado fue de 10 s. En estas condiciones, se obtuvo un producto con una humedad de $8,00 \pm 0,40$ g/100 g; carotenoides totales $19,28 \pm 0,96$ mg b-caroteno/ g_{ms} ; fenoles totales $3,41 \pm 0,17$ mg EAG/ g_{ms} ; proteínas totales $62,26 \pm 3,11$

mg BSA/g_{ms}; sodio $47,81 \pm 0,26$ mg/g_{ms}; potasio $11,92 \pm 0,05$ mg/g_{ms}; calcio $3,11 \pm 0,05$ mg/g_{ms}; magnesio $1,67 \pm 0,12$ mg/g_{ms}; hierro $0,53 \pm 0,01$ mg/g_{ms}; zinc $6,09 \pm 0,06$ mg/g_{ms} y manganeso $26,33 \pm 1,79$ mg/g_{ms}.

Como se mencionó en la metodología, también se llevaron a cabo ensayos en los que, empleando la tecnología de secado por atomización, no se utilizó material de pared, tanto para las temperaturas de ingreso de aire al secadero de 130 °C y 150 °C y caudales de alimentación de 6 mL/min y 9 mL/min. Sin embargo, únicamente se obtuvo producto cuando las condiciones fueron 150 °C y 9 mL/min; en las demás condiciones, el producto quedó adherido a las paredes de la cámara de secado. La muestra resultante de la deshidratación a 150 °C y 9 mL/min se ubicó en el cuadrante positivo de la primera dimensión y negativo de la segunda dimensión. Ésta se caracterizó por tener altas concentraciones en proteínas y minerales, baja concentración de fenoles totales y elevada humedad. Los resultados obtenidos en la caracterización fueron humedad de $31,61 \pm 1,58$ g/100 g; carotenoides totales $49,48 \pm 3,58$ mg b-caroteno/g_{ms}; fenoles totales $3,06 \pm 0,21$ mg EAG/g_{ms}; proteínas totales $57,31 \pm 3,49$ mg BSA/g_{ms}; sodio $12,89 \pm 0,09$ mg/g_{ms}; potasio $9,65 \pm 0,09$ mg/g_{ms}; calcio $2,33 \pm 0,01$ mg/g_{ms}; magnesio $1,99 \pm 0,01$ mg/g_{ms}; hierro $1,51 \pm 0,01$ mg/g_{ms}; zinc $33,52 \pm 0,27$ mg/g_{ms} y manganeso $45,64 \pm 0,64$ mg/g_{ms}.

El tiempo que demandó la tecnología de deshidratación por liofilización fue ligeramente inferior a la publicada por otros investigadores, quienes señalaron que, cuando se utilizan temperaturas entre -50 y -80 °C, el tiempo de deshidratación es entre 24 y 48 h (Khanra et al., 2018). Por su parte, en la deshidratación por atomización, Durmaz et al. (2020) trabajaron con temperatura de ingreso de aire de 170 °C y caudal de alimentación entre 7 y 9 mL/min, alcanzando tiempos de residencia en la cámara de secado de 1,5 s. Este valor fue inferior al tiempo logrado para la deshidratación de *Tetrademus obliquus*.

En una publicación de deshidratación por atomización a 150 °C de biomasa de microalga *Tetraselmis chuii*, en que utilizaron como materiales de pared 20 % de la mezcla maltodextrina:goma arábiga en una proporción de 60:40 y 2 % de gelatina, midieron luego de 3 meses de almacenamiento a temperatura ambiente y en oscuridad concentraciones de carotenoides expresadas como β-caroteno de $13,5 \pm 0,5$ mg/g y $76,5 \pm 0,7$ mg/g, respectivamente. En tanto que, de compuestos fenólicos, expresados como EAG, obtuvieron $4,6 \pm 1,7$ mg/g y $9,9 \pm 0,2$ mg/g, respectivamente (Bonilla-Ahumada et al., 2018). En la presente investigación, se obtuvo una concentración de carotenoides muy superior a la publicada por los investigadores; mientras que, para fenoles totales, se alcanzaron concentraciones comparables.

Silva et al. (2020) estudiaron el desempeño de un secador rotatorio con lecho inerte para la deshidratación de *Spirulina platensis*. Los autores encontraron que, a la temperatura de deshidratación de 99,7 °C, alcanzaron biomasa microalgal deshidratada con 4,0 g/100g de humedad y un contenido de fenoles totales de 3,9 mg EAG/g_{ms}. El valor de humedad publicado es comparable a los obtenidos cuando se utilizó maltodextrina como material de pared, mientras que el de compuestos fenólicos fue similar a los medidos en la biomasa deshidratada de *Tetrademus obliquus* cuando se usó gelatina.

Conclusiones

Las tecnologías de secado estudiadas para la deshidratación de cultivo de microalga *Tetrademus obliquus* influyeron en el contenido de humedad, componentes bioactivos y minerales presentes en la microalga deshidratada.

La deshidratación de la biomasa microalgal en horno de circulación forzada de aire fue desestimada ya que la misma presentó aspecto carbonizado aún a bajas temperaturas de deshidratación.

En cuanto a la tecnología de liofilización, las concentraciones de proteínas totales y minerales fueron independientes del espesor de los discos de biomasa microalgal; sin embargo, este factor tuvo un efecto significativo en las concentraciones de carotenoides totales y fenoles totales. La mayor retención de estos compuestos se logró en espesores de 5 mm.

Referido al secado por atomización, influyeron los 3 factores experimentales estudiados: material de pared, temperatura de ingreso de aire al secadero y caudal de alimentación, sobre todo en las concentraciones de carotenoides totales, proteínas totales, fenoles totales y humedad. En cuanto a los minerales, la temperatura del aire y el caudal de alimentación de la bomba no fueron factores determinantes; sin embargo, influyó el material de pared. Cuando se utilizó gelatina, se consiguió una mayor retención de los minerales. Los tratamientos M-150°C-9 y G-150°C-9 estuvieron entre los que alcanzaron mayores concentraciones de componentes bioactivos y menores contenidos de humedad. Atendiendo a que con gelatina se obtuvieron mayores concentraciones de carotenoides totales, proteínas totales y minerales, se propone utilizar gelatina como material de pared, temperatura de ingreso de aire al secadero de 150 °C y caudal de alimentación de 9 mL/min.

En síntesis, si bien con la tecnología de liofilización se alcanzaron mayores concentraciones de los componentes de interés que con el secado por atomización, ambas metodologías pueden considerarse para la deshidratación de microalgas, sobre todo teniendo en cuenta los bajos tiempos de deshidratación de esta última. Los productos obtenidos por las dos tecnologías estudiadas podrían incorporarse a diferentes matrices de alimentos para potenciar sus propiedades nutricionales y funcionales.

Indicadores de producción

Publicaciones

Luz Marina Zapata, Cecilia Cabrera, Evelin Carlier, Mercedes Rasia, Gianella Itatí Dalzotto, Sofía Carla Aumenta, Tomás Russo, Fiama Ayelén Schiebert, Natalia Sacks. (2022). Efecto de la tecnología y condiciones de secado en el contenido de componentes bioactivos y minerales de microalga *Tetrademus obliquus*. *Revista Ingeniería y Ciencias Aplicadas*, 3(1), 1-10.

Presentaciones a congresos internacionales

Zapata LM, Cabrera C, Carlier E, Schiebert F.A., Aumenta SC, Dalzotto GI, Urbani M, Scarzello MF, Sacks NA, Vezzosi GF. Biomasa microalgal rica en componentes bioactivos. (2022). VIII Congreso Internacional de Ciencia y Tecnología de los Alimentos Córdoba (CICyTAC 2022). Córdoba. 2022.

- Luz Marina Zapata; Cecilia Cabrera; Evelin Carlier; Mercedes Rasia; Gianella Itatí Dalzotto; Sofía Carla Aumenta; Tomás Russo; Fiama Ayelén Schiebert; Natalia Sacks. Efecto de la tecnología y condiciones de secado en el contenido de componentes bioactivos y minerales de microalga *Tetrademus obliquus*. Congreso Latinoamericano de Ingeniería y Ciencias Aplicadas (CLICAP). San Rafael Mendoza (Argentina). 2022.
- Russo, Tomás; Aumenta, Sofía Carla; Dalzotto, Gianella Itatí; Scarzello, María Florencia, Zapata Luz Marina (Profesora guía). Efecto del secado por atomización en el contenido de componentes bioactivos de microalga *Tetrademus obliquus*. XXVIII Jornada de Jóvenes Investigadores. Universidad de Santiago de Chile. 2021.

Bibliografía

- Aburai, N., Sumida, D., Abe, K. (2015). Effect of light level and salinity on the composition and accumulation of free and ester-type carotenoids in the aerial microalga *Tetrademus* sp. (*Chlorophyceae*). *Algal Research*, 8, 30-36.
- AOAC. Association of Official Analytical Chemists (2005). *Official Methods of Analysis of AOAC International* (18va ed.), Washington D.C.
- Arredondo-Vega, B.O, Voltolina, D. (2007). *Métodos y herramientas analíticas en la evaluación de la biomasa microalgal*. S.C. La Paz: Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste.
- Barone, V., Baglieri, A., Stevanato, P., Broccanello, C., Bertoldo, G., Bertaggia, M., Cagnin, M., Pizzeghello, D., Moliterni, V.M.C., Mandolino, G., Fornasier, F., Squartini, A., Nardi, S., Concheri, G. (2018). Root morphological and molecular responses induced by microalgae extracts in sugar beet (*Beta vulgaris* L.). *Journal of Applied Phycology*, 30, 1061-1071.
- Barrera, C., Betoret, N., Betoret, E., Fito, P. (2016). Calcium and temperature effect on structural damage of hot air dried apple slices: Nonlinear irreversible thermodynamic approach and rehydration analysis. *Journal of Food Engineering*, 189, 106-114. <http://dx.doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2016.05.024>
- Bonilla-Ahumada, F.J., Khandual, S., Lug-Cervantes, E.C. (2018). Microencapsulation of algal biomass (*Tetraselmis chuii*) by spray-drying using different encapsulation materials for better preservation of betacarotene and antioxidant compounds. *Algal Research*, 36, 229-238. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2018.10.006>
- Castro, G, Valbuena, E., Sánchez, E., Briñez, W., Vera, H., Leal, M. (2008). Comparación de modelos sigmoidales aplicados al crecimiento de *Lactococcus lactis subsp. Lactis*. *Revista Científica-Facultad De Ciencias Veterinarias*, 18, 582-588.
- Cayré, M.E., Vignolo, G.M., Garro, O.A. (2007). Selección de un modelo primario para describir la curva de crecimiento de bacterias lácticas y brochothrix thermosphacta sobre emulsiones cárnicas cocidas. *Información Tecnológica*, 18, 23-29.
- Copia, J., Gaete, H., Zúñiga, G., Hidalgo, M., Cabrera, E. (2012). Efecto de la radiación ultravioleta B en la producción de polifenoles en la microalga marina *Chlorella* sp. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 40(1), 113-123.
- Costa, B.R., Rodrigues, M.C.K., Rocha, S.F., Pohndorf, R.S., Larrosa, A.P.Q., Pinto, L.A.A. (2016). Optimization of *Spirulina* sp. Drying in Heat Pump: Effects on the Physicochemical Properties and Color Parameter, *Journal of Food Processing and Preservation*, 40, 934-942.

- Dammak, M., Hadrich, B., Barkallah, M., Hentati, F., Ben-Hlima, H., Pichon, C., Denis, M., Fendri, I., Michaud, P., Abdelkafi, S. (2018). Modelling *Tetraselmis* sp. growth-kinetics and optimizing bioactive-compound production through environmental conditions. *Bioresource Technology*, 249, 510-518.
- De Marchin, T., Erpicum, M., Franck, F. (2015). Photosynthesis of *Tetrademus obliquus* in outdoor open thin-layer cascade system in high and low CO₂ in Belgium. *Journal of Biotechnology*, 215, 2-12.
- Del Mondo, A., Smerilli, A., Ambrosino, L., Albini, A., Noonan, D.M., Sansone, C., Brunet, Ch. (2021). Insights into phenolic compounds from microalgae: structural variety and complex beneficial activities from health to nutraceuticals. *Critical Reviews in Biotechnology*, 41(2), 157-171. <https://doi.org/10.1080/07388551.2021.1874284>
- Desai, K.G.H., Park, H.J. (2005). Recent developments in microencapsulation of food ingredients. *Drying Technology*, 23, 1361-1394.
- Di Scala, K., Meschino, G., Vega-Gálvez, A., Lemus-Mondaca, R., Roura, S., Mascheroni, R. (2013). An artificial neural network model for prediction of quality characteristics of apples during convective dehydration. *Food Science and Technology*, 33(3), 411-416.
- Durmaz, Y., Kilicli, M., Toker, O.S., Konar, N., Palabiyik, I., Tamtürk, F. (2020). Using spray-dried microalgae in ice cream formulation as a natural colorant: Effect on physicochemical and functional properties. *Algal Research*, 47, 101811. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2020.101811>
- Encarnação, T., Pais, A.A.C.C., Campos, M.G., Burrows, H.D. (2015). Cyanobacteria and microalgae: a renewable source of bioactive compounds and other chemicals. *Science Progress*, 98(2), 145 - 168.
- Farias-Neves, F., Demarco, M., Tribuzi, G. (2019). Chapter 4. Drying and Quality of Microalgal Powders for Human Alimentation. En M. Vitova (Ed.), *Microalgae: From Physiology to Application*. (1° ed., pp. 71-85). Editorial IntechOpen.
- Fernandez-Cordero, B. (2013). Produccion de carotenoides por microalgas y caracterización de la ruta carotenogenica en *Clorella zofingiensis*. [Tesis doctoral.] Universidad de Sevilla.
- Haghighi, H., Licciardello, F., Fava, P., Siesler, H.W., Pulvirenti, A. (2020). Recent advances on chitosan-based films for sustainable food packaging applications. *Food Packaging and Shelf Life*, 26, 100551. <https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2020.100551>
- Ibañez, E., Herrero, M., Mendiola, J.A., Castro-Puyana, M. (2012). Extraction and characterization of bioactive compounds with health benefits from marine resources: macro and micro algae, cyanobacteria, and invertebrates. En M. Hayes (Ed.), *Marine Bioactive Compounds: Sources, Characterization and Applications* (pp. 55-98). Boston: Springer.
- Jimenez-Veuthey, M., Vidal, N.M., Cabrera, C., Paramo, 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 *Tetrademus obliquus* (chlorophyceae) from freshwater sample (Embalse Salto Grande, Argentina). *Asian Journal of Microbiology, Biotechnology & Environmental Sciences*, 20, 6-12.
- Kamal, M.M., Ali, M.R., Shishir, M.R.S., Mondal, S.Ch. (2020). Thinâ layer drying kinetics of yam slices, physicochemical, and functional attributes of yam flour. *Journal of Food Process Engineering*, 43, e13448. <https://doi.org/10.1111/jfpe.13448>
- Khanra, S., Mondal, M., Halder, G., Tiwari, O.N., Gayen, K., Bhowmick, T.K. (2018). Downstream processing of microalgae for pigments, protein and carbohydrate in industrial

- application: A review, *Food and Bioproducts Processing*, 110, 60-84 <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2018.02.002>
- Koya, P.R., Goshu, A.T. (2013). Generalized Mathematical Model for Biological Growths. Model. *International Journal of Modelling and Simulation*, 1, 42-53.
- Leiton-Ramirez, Y., Mosquera-Vivas, E., Ochoa-Martínez, C., Ayala-Aponte, A. (2016). Evaluación de propiedades físico-químicas en secado de naranja (*Citrus cinensis*) mediante liofilización: influencia del espesor. *Agronomía Colombiana Suplemento*, 1, S340-S342.
- Michalak, I., Chojnacka, K. (2014). Algal extracts: Technology and advances. *Engineering in Life Sciences*, 4(6), 581-591.
- Moreno, D.C., Díaz-Moreno, C. (2016). Cinética del proceso de secado por aire caliente en tomate chonto (*Lycopersicum esculentum*). *Agronomía Colombiana*, 34(1Supl.), S512-S515. <https://doi.org/10.15446/agron.colomb.v38n1.79497>
- Normas APHA. *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*, 3111 Official Methods of Analysis of AOAC International (17ma ed.)
- Pianroj, Y., Werapun, W., Inthapan, J., Jumrat, S., Karrila, S. (2018). Mathematical modeling of drying kinetics and property investigation of natural crepe rubber sheets dried with infrared radiation and hot air. *Drying Technology*, 36(12), 1436-1445. <https://doi.org/10.1080/07373937.2017.1407939>
- Plaza del Moral, M. (2010). Búsqueda de nuevos ingredientes funcionales naturales procedentes de algas. [Tesis doctoral.] Universidad Autónoma de Madrid.
- Pugazhendhi, A., Shobana, S., Bakonyi, P., Nemestóthy, N., Xia, A., Banu, J.R., Kumar, G. (2019). A review on chemical mechanism of microalgae flocculation via polymers. *Biotechnology Reports*, 21, 00302. <https://doi:10.1016/j.btre.2018.e00302>
- Quevedo, C., Morales, S.P., Acosta, A. (2008). Crecimiento de *Tetradismus* sp en diferentes medios de cultivo para la producción de proteína microalgal. *Vitae*, 15(1), 25-31.
- Ramírez-Mérida, L.G., Ragagnin de Menezes, C., Queiroz Zepka, L., Jacob-Lopes, E. (2015). Microalgas: potencial para la producción de compuestos bioactivos nanoencapsulados. *Ciência e Natura*, 37(5), 7-17. <https://www.redalyc.org/pdf/4675/467547645002.pdf>
- Robbins, R.J. (2003). Phenolic acids in food: an overview of analytical methodology. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51, 2866-2887.
- Sagar, V.R., Suresh-Kumar, P. (2010). Recent advances in drying and dehydration of fruits and vegetables: a review. *Food Science and Technology*, 47(1), 15-26.
- Sharma, S., Gupta, R., Bhatia, R., Toor, A.P., Setia, H. (2021). Predicting microbial response to anthropogenic environmental disturbances using artificial neural network and multiple linear regression. *International Journal of Cognitive Computing in Engineering*, 2, 65-70. <https://doi.org/10.1016/j.ijcce.2021.03.001>
- Silva, N.C., Duarte, C.R., Barrozo, M.A.S. (2020). Analysis of the use of a non-conventional rotary drum for dehydration of microalga *Spirulina platensis*. *Bioprocess and Biosystems Engineering*, 43, 1359-1367. <https://doi.org/10.1007/s00449-020-02329-1>
- Silva, N.C., Machado, M.V.C., Brandão, R.J., Duarte, C.R., Barrozo, M.A.S. (2019). Dehydration of microalgae *Spirulina platensis* in a rotary drum with inert bed. *Powder Technology*, 351, 78-185. <https://doi.org/10.1016/j.powtec.2019.04.025>
- Tramontin, D.P., Gressler, P.D., Rörig, L.R., Derner, R.B., Pereira-Filho, J., Radetski, C.M., Quadri, M.B. (2018). Growth modeling of the green microalga *Tetradismus obliquus* in a hybrid photobioreactor as a practical tool to understand both physical and bio-

- chemical phenomena in play during algae cultivation. *Biotechnology and Bioengineering*, 115(4), 965–977.
- Vásquez-Villalobos, V., Arteaga-Gutiérrez, P., Chanamé-Acevedo, K., Esquivel-Torres, A. (2013). Modelamiento matemático y por redes neuronales artificiales del crecimiento de *Spirulina* sp. en fotobiorreactor con fuente de luz fluorescente e iluminación en estado sólido. *Scientia Agropecuaria*, 4, 199-209.
- Wang, J., Zhang, M., Fang, Z. (2019). Recent development in efficient processing technology for edible algae: A review. *Trends in Food Science & Technology*, 88, 251–259. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2019.03.032>
- Yin, Z., Chu, R., Zhu, L., Li, S., Mo, F., Hu, D., Liu, C. (2021). Application of chitosan-based flocculants to harvest microalgal biomass for biofuel production: A review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 145, 111159. <https://doi:10.1016/j.rser.2021.111159>
- Zampiga, M., Brugaletta, G., Ceccaroni, F., Bonaldo, A., Pignata, S., Sirri, F. (2023). Performance response of broiler chickens fed diets containing dehydrated microalgae meal as partial replacement for soybean until 22 days of age. *Animal Feed Science and Technology*, 297, 115573. <https://doi.org/10.1016/j.anifeedsci.2023.115573>
- Zapata, L.M., Jimenez-Veuthey, M., Zampedri, P.A., Flores, A.B., Zampedri, C.A., Chabrilon, G. (2020). Effect of light stress and concentrations of nitrogen and carbon in the production of phytonutrients in the microalga *Tetradismus obliquus* (Chlorophyceae, Chlorococcales). *Journal of Algal Biomass Utilization JABU*, 1, 9-22.
- Zwietering, M.H., Jongenburger, I., Rombouts, F.M., Van's Riet, K. (1990). Modeling of the bacterial growth curve. *Applied and Environmental Microbiology*, 56, 1875–81.

PID 8118 Denominación del Proyecto
OBTENCIÓN DE BIOMASA DESHIDRATADA DE MICROALGA *Scenedesmus obliquus*^(*) RICA EN COMPONENTES BIOACTIVOS

(* el nombre taxonómico de la microalga que se consigna el título del proyecto fue reemplazado en el texto de la reseña por *Tetradasmus obliquus*, de acuerdo a los últimos avances científicos, según indicación de la autora)

Directora
Zapata, Luz Marina

Codirectora
Jiménez-Veuthey Mariana

Unidad de Ejecución
Universidad Nacional de Entre Ríos

Dependencia
Facultad de Ciencias de la Alimentación

Contacto
luzmarina.zapata@uner.edu.ar

Cátedra/s, área o disciplina científica
Tecnología de Alimentos

Integrantes del proyecto
Integrantes docentes: Cecilia Cabrera; Oscar Gerard. Estudiantes: Vezzosi-Zoto Gina Fiorella; Sacks Natalia Agustina. Becario de formación: Tomás Russo

Fechas de iniciación y de finalización efectivas
02/03/2020 y 22/01/2023
Aprobación del Informe Final por Resolución C.S. N° 295/23 (01/09/2023)