

Secado por atomización de bacterias ácido lácticas: una revisión

Madalyd Yurani Vera-Peña¹, Misael Cortés Rodríguez² y Francia Elena Valencia-García³

Recepción: 16-01-2019 | Aceptación: 08-04-2019 | En línea: 31-05-2019

doi:10.17230/ingciencia.15.29.7

Resumen

Las bacterias ácido lácticas (BAL) son microorganismos que se utilizan como cultivos iniciadores o probióticos, los cuales son de interés en la industria alimentaria y farmacéutica. La preservación de las BAL por diferentes métodos de secado es un tema que ha cobrado interés debido al aumento en la demanda de estos microorganismos. El secado por atomización es un método eficaz que permite obtener productos a bajo costo, con relación al secado por liofilización el cual es comúnmente utilizado para estos microorganismos. El objetivo de esta revisión sistemática es presentar de forma organizada los artículos científicos que han sido publicados en procesos de secado por atomización empleando bacterias ácido lácticas (BAL). La metodología utilizada en la búsqueda y selección de los artículos brinda una exploración durante el periodo 2009- 2019. Los resultados de los diferentes artículos consultados se compararon estableciendo las similitudes metodológicas, se discuten los principales microorganismos estudiados, así como los agentes protectores empleados para mejorar la viabilidad durante el secado por atomización, las condiciones y escala de los equipos de secado por atomización y finalmente las características de

¹ Universidad de Antioquia, madalyd.vera@udea.edu.co, <http://orcid.org/0000-0002-0128-1188>, Medellín, Colombia.

² Universidad Nacional de Colombia, mcortesro@unal.edu.co, <http://orcid.org/0000-0003-3407-1635>, Medellín, Colombia.

³ Universidad de Antioquia, francia.valencia@udea.edu.co, <http://orcid.org/0000-0002-4167-2167>, Medellín, Colombia.

los productos secos obtenidos. La información aquí compilada brinda una base para ajustar la metodología de trabajo cuando se propongan procesos de secado por atomización para BAL.

Palabras clave: Secado por atomización; Bacterias ácido lácticas (BAL); cultivos iniciadores; probióticos: viabilidad.

Spray Drying of Lactic Acid Bacteria: a review

Abstract

Lactic Acid Bacteria (LAB) are microorganisms used principally as a starter or probiotic cultures in food and pharmaceutical industry. The preservation of LAB by different drying methods is an interesting topic due to the increase in demand for these microorganisms. Spray drying is an effective method that allows products to be obtained at a low cost compared with lyophilization. The aim of this systematic review is to present in an organized way the scientific articles that have been published in spray drying processes with lactic acid bacteria (LAB). The methodology used in the search and selection of the articles provides an exploration during 2009-2019. The results of the different articles consulted were compared establishing the methodological similarities, the main microorganisms studied are discussed, as well as the protective agents used to improve the viability during the spray drying, conditions, and scale of the spray drying equipment, finally the characteristics of the dry products obtained. The information compiled here provides work route for adjusting methodology when spray-drying processes for LAB are proposed.

Keywords: Spray drying; Lactic Acid Bacteria (LAB); starter cultures; probiotics; viability.

1 Introducción

Las Bacterias Ácido Lácticas (BAL) han sido ampliamente utilizadas en el sector alimenticio, por sus propiedades como cultivos iniciadores o *starter* en la elaboración de alimentos fermentados como yogurt, queso, mantequilla y carnes maduradas entre otros [1],[2],[3],[4]. Además, ciertas especies de estas bacterias se les han denominado probióticas, por ser microorganismos vivos que al administrarse a un huésped en cantidades adecuadas le confieren beneficios a la salud [5]. La dosis recomendada es mínimo 1×10^7 células probióticas vivas por gramo o mililitro en el producto al momento de su consumo [6],[7],[8]. En Colombia, según la resolución 333 de 2011

en su artículo 22, los alimentos deben contener un número mayor o igual de bacterias viables de origen probiótico a 1×10^6 UFC/g en el producto terminado hasta el final de la vida útil [9].

Una de las problemáticas en la elaboración de cultivos iniciadores o probióticos está relacionada con el modo de preservación que ayude a mantener la viabilidad y la actividad de las células bacterianas durante su uso, almacenamiento, transporte y manejo a largo plazo, debido a que las células después de ser bioaumentadas generalmente en un biorreactor, están expuestas a varias condiciones de estrés ambiental, por ejemplo ya no se encuentran los nutrientes en las cantidades necesarias para su crecimiento, además la producción de diferentes ácidos (dependiendo si son homofermentativas o heterofermentativas) según los metabolitos producidos puede llegar a inhibir las células [10],[11],[12],[13],[14]. Las técnicas convencionales de preservación que han sido utilizadas son la congelación y la deshidratación de los cultivos. La principal desventaja en los cultivos congelados son los costos relacionados con el transporte y almacenamiento [15],[16], mientras que las preparaciones deshidratadas tienen la ventaja de su preservación a largo plazo y la facilidad de manejo y almacenamiento.

La técnica comúnmente utilizada para la deshidratación de bacterias ha sido la liofilización, en donde se puede lograr un alto nivel de células viables conservando sus propiedades [10],[15],[17],[18]; sin embargo, este proceso requiere una elevado costo de inversión de las instalaciones y equipos, además, de sus altos costos energéticos y baja productividad [19],[20],[21],[22],[23],[24]. Por lo tanto existe un interés en generar nuevos desarrollos tecnológicos más competitivos, que permitan ofrecer productos con calidad a menores costos, dentro de las cuales se encuentra el secado por atomización o pulverización [23],[25],[26],[27].

El secado por atomización es un proceso continuo que consiste en la pulverización de una alimentación fluida en gotas finas (10-150 μm) dentro de una cámara de secado, las cuales entran en contacto con aire caliente (120-200 $^{\circ}\text{C}$) provocando la evaporación rápida del agua. Los diseños de estos equipos presentan este contacto con sistemas en co-corriente, contracorriente o una mezcla de ambos [28],[29],[30]. Una de las desventajas del secado por atomización a pesar de los bajos tiempos de residencia es la exposición de las células a altas temperaturas en la cámara de secado, lo cual puede afectar la viabilidad de las BAL [31]; por lo que, se debe

implementar un sistema de enfriamiento con aire seco antes de descargar el producto.

Para mejorar la viabilidad celular, las propiedades del producto y el rendimiento del proceso, algunos investigadores han utilizado diversos agentes protectores en la formulación de la alimentación al secador por atomización, los cuales han sido principalmente carbohidratos y proteínas [6],[12].

Esta revisión sistemática tiene como objetivo identificar los avances recientes en el proceso de secado por atomización de las BAL, se incluyen los microorganismos más estudiados y sus condiciones de crecimiento; además, se listan las condiciones de operación que se han utilizado, agentes protectores y finalmente características de los productos secos obtenidos.

2 Metodología

Se realizó una revisión sistemática de literatura entre los años 2009 y 2019, con los siguientes proveedores de contenidos *Science Citation Index* (SCI), *Academic Search Complete* (ASC), *Academic OneFile* (AOF), *Scopus* (Sco), *Complementary Index* (CI) y *Science Direct* (SD). La ecuación de búsqueda fue *Lactic acid bacteria, probiotic (s), starter culture, spray dryer* y *spray drying*. Las repeticiones exactas se eliminaron de los resultados.

La revisión sistemática se realizó mediante la lógica booleana, la cual permite combinar la ecuación de búsqueda mediante tres operadores lógicos *and*, *or* y *not* [32]. Se seleccionó como criterios de inclusión artículos en inglés, publicados en los últimos 10 años (2009-2019) y originales que incluyeran las siguientes temáticas: BAL como cultivos iniciadores o probióticos, medio de cultivo y temperatura de crecimiento, agentes protectores para el secado y sus concentraciones, condiciones de operación en el equipo de secado, supervivencia después del secado y características del producto seco.

Los criterios de exclusión empleados fueron: microorganismos probióticos diferentes a las BAL (levaduras, algunos géneros de *Bacillus* sp.), artículos de revisión, estudios clínicos e inmunológicos de bacterias probióticas, estudios biológicos de bacterias probióticas en animales.

3 Pruebas y resultados

3.1 Aplicación de lógica booleana y criterios de inclusión y exclusión

Después de la búsqueda en los proveedores de contenidos aplicando la lógica booleana, se obtuvieron 180 artículos. Posteriormente, al aplicar los criterios de inclusión y exclusión quedaron 48 artículos (Figura 1).

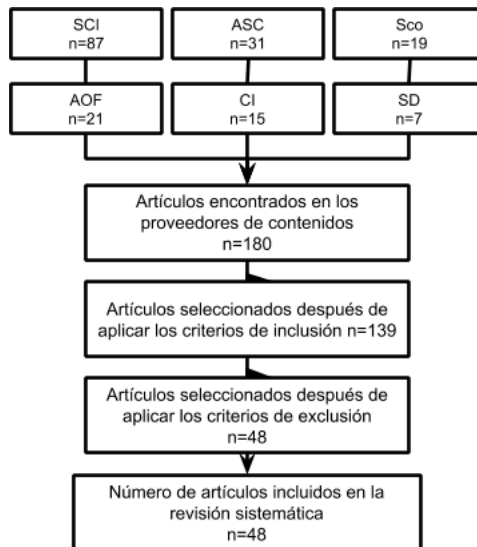


Figura 1: Esquema del protocolo de búsqueda de la revisión sistemática.

De los artículos seleccionados, el número de artículos publicados por año, los países con mayor número de artículos publicados y las revistas con mayor número de artículos se presentan en las Figuras 2, 3 y 4 respectivamente.

En la Figura 2, se puede observar que los años 2013, 2016 y 2017 representan el 50 % del total de las publicaciones realizadas durante la ventana de estudio (10 años). Por otro lado, los 5 primeros países con mayor número de artículos publicados son China (12,7 %), Argentina (10,9 %), Tailandia (10,9 %), Brasil (7,3 %) y USA (7,3 %) (Figura 3). Respecto a las revistas

donde están publicados los artículos, el mayor número de artículos publicados fue en la revista *LWT Food Science and Technology* (16,7%), esta revista publica artículos relacionados con el campo de bioquímica, química de alimentos, microbiología y nutrición. La revista *Drying Technology* (14,6%) ocupa el segundo lugar en publicación de artículos de esta revisión. Las revistas donde se encuentran los artículos seleccionados están categorizadas en los cuartiles Q_1 y Q_2 (Figura 4), [33]

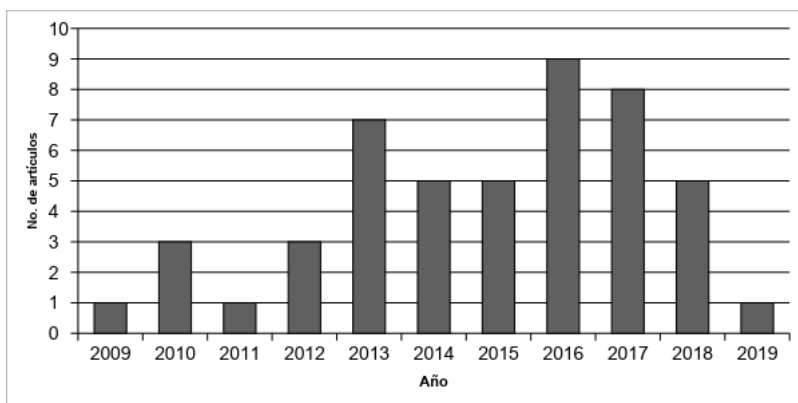


Figura 2: Número de artículos publicados por año.

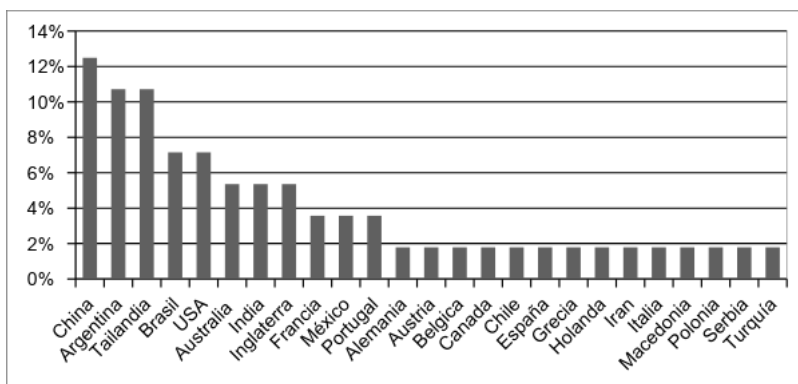


Figura 3: Participación de los países de origen de los artículos.

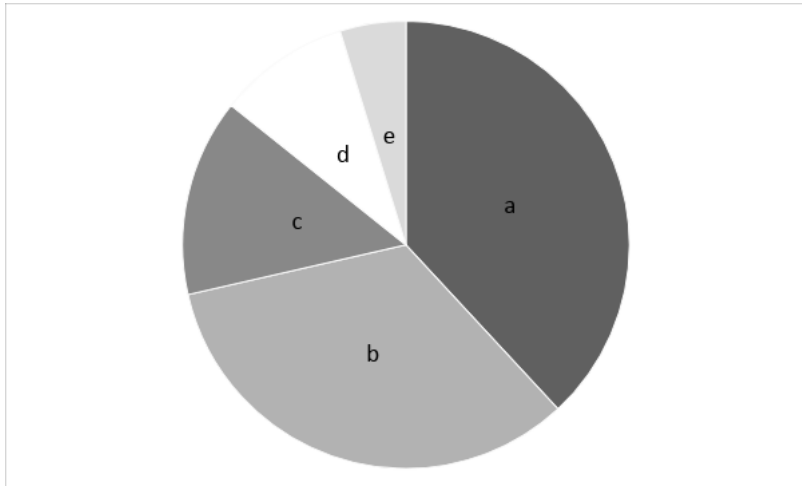


Figura 4: Revistas donde se publicaron los artículos incluidos. a) *LWT - Food Science and Technology*, b) *Drying Technology*, c) *Food Research International*, d) *Journal of Functional Foods*, e) *Food and Bioprocess Technology*, *International Journal of Food Microbiology*, *Journal of Applied Microbiology*, *Journal of Dairy Science* y e) otras.

3.2 Análisis de información

El análisis de los datos obtenidos de los artículos que cumplieron con los diferentes criterios de selección, fueron integrados y analizados en cuatro temáticas específicas: Microorganismos (Bacterias ácido lácticas- BAL), agentes protectores, condiciones del proceso de secado por aspersión y productos secos obtenidos. Los resultados se presentan en la sección de Anexos.

3.3 Microorganismos

Los microorganismos reportados en los artículos seleccionados pertenecen a los géneros *Lactobacillus*, *Lactococcus*, *Pediococcus*, *Streptococcus* y *Bifidobacterium*. De estos géneros, *Lactobacillus* fue el género más investigado, representando el 87% de los artículos encontrados, a su vez, las especies de *Lactobacillus* más estudiadas fueron *L. plantarum*, *L. acidophilus*, *L.*

rhamnosus y *L. casei* con un porcentaje de 31 %, 13 %, 11 % y 10 % respectivamente (Ver tabla en la sección Anexos).

El medio de cultivo que más se ha utilizado para el crecimiento de las BAL fue el Man Rogosa y Sharpe- MRS, dado que es específico para las BAL; sin embargo, el MRS es un medio de cultivo costoso y su uso se limita al trabajo en escala de laboratorio. Como alternativas, algunos autores proponen el uso de lactosuero [34],[35],[36], extractos de jugos de fruta [37],[38],[39],[40],[41], leche descremada [42] y agua de coco [7].

Según [34], utilizaron lactosuero concentrado (20 % p/v) suplementado con extracto de levadura (0,5 %) para el crecimiento de *Lactobacillus reuteri* DSM 20016 en un biorreactor a escala de laboratorio (Biostat A, Sartorius Ltd., Melsungen, Germany) y encontraron que después de 72 horas de cultivo hubo un aumento de 5 unidades logarítmicas con el suplemento empleado [34].

En estudios realizados como los de [35], utilizaron lactosuero dulce a diferentes concentraciones (5 – 40 % p/p) y evaluaron la peptona de caseína (0,5 % p/p) como suplemento del medio de cultivo. Encontraron que la concentración final de *L. casei* BL23 en el medio de cultivo suplementado fue mayor que sin suplemento. Sin embargo, en la concentración de lactosuero al 40 % no se encontraron diferencias estadísticamente significativas respecto a la concentración del 30 % de lactosuero [35].

En [39], utilizaron como medio de cultivo para el crecimiento de *L. plantarum* TISTR 2075 glucosa a diferentes concentraciones (1, 5, 10, 15 y 20 % p/v) y extracto de lágrimas de Job (*Coix lacryma-jobi*). Los autores encontraron diferencias estadísticamente significativas en el recuento celular del extracto de lágrimas de Job con y sin glucosa. Además no encontraron diferencias en los recuentos de *L. plantarum* TISTR 2075 entre las concentración de glucosa de 10, 15 y 20 % [39].

Con relación a la temperatura de crecimiento, las BAL se consideran mesófilas. La Tabla, que se encuentra en la sección Anexos, presenta los rangos de las temperaturas de crecimiento empleadas en los artículos seleccionados, las cuales se encontraron entre 25 y 43 °C [36],[43]. Sin embargo, las temperaturas más frecuentes fueron de 37, y 30 °C con 77 % y 17 % de hallazgos, respectivamente.

Otra condición importante para la producción de biomasa de BAL es

la composición de la atmósfera de cultivo, la cual puede ser aeróbica, anaeróbica o microaerofílica; el 15 % de los artículos seleccionados reportan las condiciones de la atmósfera de cultivo. El crecimiento de las BAL puede darse en condiciones anaeróbicas o microaerofílicas.. Sin embargo, algunos autores han estudiado el crecimiento de las BAL en condiciones aeróbicas [44],[45].

En [44], se desarrolla un jugo de zanahoria funcional al adicionarle *L. casei*-01, El crecimiento de *L. casei*-01 antes del proceso de secado por atomización fue obtenido en caldo MRS a 37 °C en condiciones aeróbicas durante 24 horas, el cultivo alcanzó una concentración de $10,5 \pm 0,2 \log_{10}$ UFC/mL [44], esta concentración celular fue similar a la reportado por Chaikham y colaboradores en condiciones anaeróbicas [46].

El efecto del crecimiento en condiciones aeróbicas o anaeróbicas ha sido reportado en [45], allí se evaluó el crecimiento de *L. rhamnosus* 64, en un medio de cultivo optimizado, compuesto por lactosuero suplementado con extracto de levadura (2,5 g/L), triptona (2,5 g/L), $MgSO_4$ (2% p/v) y $MnSO_4$ (0,4% p/v), en condiciones anaeróbicas- AN (N_2 0.1 volumen de aire por volumen de medio por tiempo- vvm) y aeróbicas- AE (0.1 vvm). Las condiciones aeróbicas dieron como resultado una disminución significativa ($p < 0,001$) del rendimiento de la velocidad máxima de crecimiento- u_{max} (0.355 AN y 0.292 AE), biomasa (3.05 AN y 2.82 AE) y conteo final de células (10.1 AN y 9.7 AE \log_{10} UFC/mL). El tiempo de duplicación en la fase de crecimiento exponencial fue de 1.95 h y 2.37 h en condiciones anaeróbicas y aeróbicas, respectivamente [45]. Estos resultados muestran que existen diferencias en el crecimiento dada la transferencia de gases a las cuales estén sometidos los microorganismos.

En [47], se evaluó el lactosuero concentrado para aumentar la biomasa y la viabilidad celular en el proceso de secado por atomización de *L. plantarum* CIDCA 83114. Los microorganismos se cultivaron en caldo MRS a 37 °C en condiciones aeróbicas, la fase estacionaria alcanzó un recuento de aproximadamente $13 \log_{10}$ UFC/mL. Esta concentración celular fue la más alta encontrada en la revisión sistemática [47].

Finalmente, la etapa de crecimiento en la cual se encuentra el microorganismo es importante antes de llevar a cabo el proceso de secado por atomización. Comúnmente los microorganismos que se encuentran en la

fase estacionaria temprana son utilizados para comenzar los procesos de *down stream* (etapas después de la producción de biomasa en el biorreactor). Cuando las bacterias están en la fase estacionaria desarrollan una resistencia al estrés, que perdura hasta el procesamiento y almacenamiento, probablemente debido al agotamiento de los alimentos disponibles se pueden desencadenar respuestas ante el estrés para permitir la supervivencia de la población celular [12].

En [48] se comparó la supervivencia de *L. acidophilus* NCIMB 70225 en el proceso de secado por atomización utilizando la etapa de crecimiento exponencial (*mid-log phase*) y estacionaria temprana. Ellos encontraron que las células de *L. acidophilus* NCIMB 70225 en fase estacionaria temprana presentaron tasas de supervivencia significativamente mayores que las células en fase exponencial, incluso durante el almacenamiento [48]. El 38 % de los artículos seleccionados utilizaron la etapa estacionaria de crecimiento (*stationary phase*) en los procesos de secado por atomización, el resto de artículos seleccionados no reportan la etapa de crecimiento en la cual se llevó a cabo los experimentos [31],[34],[49],[50],[51].

3.4 Agentes protectores

Las BAL pueden perder viabilidad en los procesos de secado, dadas las condiciones de estrés a las cuales son expuestas. Con el fin de reducir la pérdida de viabilidad, se pueden adicionar agentes protectores antes del proceso de secado [27], donde sus principales características son: i- ser inocuos, ii- ser de bajo costo, iii- estar a una concentración adecuada, iv- mejorar la supervivencia y además conservar las características del microorganismo (probiótico o cultivo iniciador), durante el proceso de secado y posterior almacenamiento [26].

Se han establecido dos hipótesis para explicar el efecto del agente protector para preservar la viabilidad de las células durante el proceso de secado: la vitrificación y reemplazo del agua [52]. En la vitrificación, a medida que se elimina el agua de las células, los agentes protectores que se encuentran en suspensión se concentran favoreciendo el cambio de estado de las células encapsuladas, es decir la evaporación rápida del agua de la microgota confiere o favorece la formación del material en estado vítreo.

El estado vítreo se caracteriza por una alta viscosidad y los procesos de difusión y movilidad se ralentizan; por lo tanto, las células microbianas presentan una mayor estabilidad física y química [53].

La hipótesis de reemplazo de agua establece que en condiciones de hidratación, la integridad de las membranas y proteínas, se estabilizan por la interacción con el agua, principalmente en los puentes de hidrógeno que se establecen entre los compuestos; tras la eliminación del agua, los grupos polares de los agentes protectores pueden sustituir a las moléculas de agua favoreciendo su conservación [54].

La revisión identificó una amplia variedad de agentes protectores para el proceso de secado por atomización (Ver tabla en la sección Anexos), encontrándose con mayor frecuencia la leche en polvo descremada (RSM), el lactosuero en polvo (WPI) y la maltodextrina (MD) con diferentes equivalentes de dextrosa (entre 10 y 20) [26],[27].

Por otro lado, la revisión identificó que los carbohidratos simples que preferiblemente se utilizan como agentes protectores son: lactosa (leche en polvo descremada o lactosuero), sacarosa, fructo-oligosacáridos, galacto-oligosacáridos, glucosa, sorbitol, manitol, xilosa, trehalosa, dextrano y maltodextrina [55].

La leche en polvo descremada está compuesta de lactosa y proteínas de la leche; estos dos compuestos pueden prevenir la lesión celular al estabilizar los constituyentes de la membrana celular [36],[56],[57],[58],[59]. Además, pueden formar un recubrimiento protector en la pared celular bacteriana cuanto interactúan con el calcio. En [60], investigaron el efecto del calcio sobre la lactosa en la viabilidad de tres cepas de *Lactobacillus* y una de *Streptococcus thermophilus*. Los resultados mostraron que entre 5 y 10 mM de calcio aumentaban la resistencia al calor de las cepas de BAL y se producía una mayor supervivencia y reducción en el tiempo de adaptación de las células de BAL, dado que el calcio en la leche puede causar agregación de la proteína de la leche durante el tratamiento térmico [60].

Por otro lado, El lactosuero obtenido como un subproducto de la fabricación del queso, tiene un efecto potencial sobre las características del polvo obtenido (ejemplo. solubilidad, fluidez, dispersabilidad, etcétera.). Probablemente, el lactosuero protege las bacterias mediante el acoplamiento a la proteína de suero de leche, lo cual provoca que las células se incrusten dentro de las paredes de las cápsulas que se forman [61].

Otros agentes protectores utilizados son los solutos u osmolitos compatibles [49],[55],[62],[63]; que son considerados pequeños compuestos orgánicos que no interfieren con las funciones celulares y se usan para el ajuste osmótico. Estos compuestos juegan un papel más allá del ajuste osmótico, ya que actúan en la protección de la membrana celular y proteínas durante los procesos de secado [26]. Los solutos compatibles incluyen aminoácidos (glutamato, prolina), aminos cuaternarias (betaína, carnitina) y algunos azúcares (sacarosa, trehalosa). La presencia de solutos compatibles en BAL puede ayudar a las células a adaptarse al estrés hiperosmótico que se produce durante el proceso de secado. Como el tiempo de permanencia dentro de la cámara de secado es corto, los solutos compatibles deben ser acumulados por las BAL durante su crecimiento celular para que las células capten el soluto deseado.

Además de agentes protectores mencionados previamente, se encontró el uso de gelatina [31], goma arábiga [36],[37],[64], jugo de fruta [65], almidón [45],[66], etcétera. (Ver tabla en la sección Anexos).

Otro aspecto importante en los agentes protectores es el porcentaje de sólidos totales en la formulación. Los artículos seleccionados reportan que entre el 20 % y 30 % (p/v) es un valor adecuado para asegurar la alta viabilidad postsecado de diferentes cepas de BAL (Ver tabla en la sección Anexos).

En [36], evaluaron diferentes concentraciones de sólidos en la formulación de alimentación del secado por atomización de *Lactobacillus plantarum* LPS 47 y concluyeron que el uso de 20 % o 30 % (p/v) en el contenido sólido no produjo diferencias significativas en el rendimiento (36,1 % y 36,8 %, respectivamente) o humedad (3,9 % y 4,0 %, respectivamente). En contraste, con el uso de 40- 50 % (p/p) que resultó en un efecto negativo en ambos casos [36].

3.5 Secado por atomización

Durante el secado por atomización las células están expuestas a diferentes tipos de estrés. El estrés térmico, el estrés de esfuerzo cortante, el estrés osmótico y el estrés oxidativo que causan la inactivación celular durante el secado por atomización [45],[67],[68],[69].

Durante el secado de la formulación, el daño a los microorganismos se da por la afectación de la membrana citoplasmática al cambiar su fluidez, el cambio en el potencial electroquímico o en el estado físico, la peroxidación de los lípidos o, en el caso de las macromoléculas se puede provocar un daño en las unidades monoméricas, destruyendo estructuras celulares esenciales como el ADN, el ARN y los ribosomas [37],[56].

Un estudio presentado en [16] expuso con detalles los daños producidos durante el proceso de secado por atomización, los cuales se dan en varias estructuras de la célula. La remoción de agua debido al rompimiento de los puentes de hidrógeno en la cabeza de la bicapa fosfolipídica de la membrana citoplasmática incrementa el empaquetamiento de los grupos de cabeza y obliga a las cadenas de alquilo a invertirse. Como consecuencia, el componente lipídico puede experimentar una transición de fase laminar a una fase de gel o hexagonal y las cadenas de fosfolípidos pueden volverse rígidas y completamente extendidas [16].

Otras estructuras celulares que se afectan durante el secado por atomización son los ácidos nucleicos y los ribosomas, los cuales probablemente se dañan como resultado de una liberación de magnesio (Mg^{+2}), que afecta la actividad metabólica [12].

Una estrategia utilizada para mejorar la supervivencia durante el secado por atomización es la exposición de las células de BAL a condiciones subletales desde la etapa de crecimiento; así de esta forma, los microorganismos pueden adaptarse a las condiciones de estrés, dando como resultado, una mejora en su viabilidad [31],[65],[68],[70],[71],[72].

En [71], evaluaron el efecto de los agentes protectores utilizados en la formulación, adaptación al calor y la temperatura de salida (entre 70 y 100 °C) para el secado por atomización de *L. salivarius* NRRL B-30514. Ellos concluyeron que 50°C es la temperatura sub-letal de los agentes protectores durante 15 minutos para los tratamientos de adaptación al calor [71].

Las condiciones de operación que se deben tener en cuenta durante el proceso de secado por atomización son: temperatura de entrada y salida de la cámara de secado, temperatura de alimentación a la cámara de secado, flujo de alimentación, flujo de aire, presión del aire atomizador, tipo de atomización, velocidad del disco rotatorio atomizador, presión de la boquilla de atomización, tiempo de retención en la cámara de secado, entre los más mencionados [28].

De las condiciones de operación mencionadas anteriormente, la temperatura de entrada y salida de la cámara de secado son las más estudiadas. El rango de la temperatura de entrada de los artículos revisados estuvo entre 80 y 180 °C [25],[70],[73],[74], mientras que los rangos de la temperatura de salida fueron entre 40 y 100 °C [51],[71]. El aumento de la temperatura de salida disminuye la viabilidad celular, dado que esta temperatura se encuentra por encima de la temperatura que los microorganismos pueden soportar [16],[24].

En [70], encontraron que las condiciones óptimas de proceso, durante el secado por atomización para *Bifidobacterium bifidum* PTCC 1644 fueron temperatura del aire de entrada (111.15 °C), presión de aire (4.5 bar) y concentración de maltodextrina (6 %) (Ver tabla en la sección Anexos). Ellos concluyeron que, la temperatura del aire en la cámara de secado, presenta mayor efecto sobre la humedad residual y la supervivencia de los productos secos de *Bifidobacterium bifidum* PTCC 1644 obtenidos. Además, concluyen que la temperatura de salida de la cámara de secado no debe superar los 75°C ni tampoco debe bajar de 60°C, ya que los el producto seco de BAL podría terminar con un alto contenido de humedad (hasta un 7 %) [70].

De igual modo, Koc y colaboradores (2010), evaluaron el efecto de la temperatura de entrada (150-180 °C), la temperatura de salida (60-90 °C) y la temperatura de alimentación (4-30 °C) durante el secado por atomización de *S. thermophilus* y *L. bulgaricus*. Ellos encontraron que las condiciones óptimas de operación fueron de 171 °C, 60,5 °C y 15 °C para las temperaturas de entrada, salida y alimentación, respectivamente; además concluyen que sólo la temperatura de salida de la cámara de secado tuvo diferencias estadísticamente significativas en su proceso [74].

Con relación a la presión de atomización, en [36], encontraron que la presión ejerce un efecto directo sobre el diámetro y la cohesión de las partículas, lo cual tiene un impacto en el rendimiento del proceso de secado por atomización. Ellos evaluaron para el secado de *Lactobacillus plantarum* LPS 473, tres presiones de atomización (1, 2 y 3 bar) y encontraron que esta no afecta la humedad de los polvos bacterianos ($\approx 4,6\%$), pero sí afecta el rendimiento del producto. Cuando el sistema opera a baja presión (1 bar), las gotas generadas fueron de mayor tamaño y mayor humedad, provocando mayor adhesión en las paredes de la cámara y una disminución significativa en el rendimiento (4,4%). Por otro lado, a presión alta (3 bar), las partículas fueron más pequeñas, mejorando su rendimiento (18,9%). La viabilidad del microorganismo no se vio afectada con una presión entre 2 y 3 bar [36].

Respecto al flujo de alimentación, en [65], evaluaron el efecto de la temperatura de entrada (100, 115 y 130 °C), la relación sólidos maltodextrina: sólidos totales (1:1, 1:1,5 y 1:2) y el flujo de alimentación (10, 15 y 20 mL/min) durante el proceso de secado por atomización de *Lactobacillus acidophilus* NRRL B-4495 y *Lactobacillus rhamnosus* NRRL B-442 (Ver tabla en la sección Anexos). La recuperación del producto varió entre el 25 y 55%, dependiendo de la relación sólidos maltodextrina: sólidos totales y de la velocidad del flujo de alimentación. Las condiciones óptimas obtenidas fueron temperatura de entrada de 100°C, relación de sólidos maltodextrina: sólidos totales 1:1 y una velocidad de alimentación de entrada de 40 mL/min, siendo los criterios de optimización maximizar la recuperación (48,79%) y la supervivencia (81,17%). Los autores concluyen que una velocidad de alimentación más rápida no es suficiente para el secado completo, lo que reduce el % de recuperación [65].

Por otra parte, en estudios como [63], se evaluó el efecto del flujo de aire caliente de entrada a la cámara de secado (275 y 367 m^3/h), lo cual está asociado con el tiempo de residencia de la partícula, concluyendo que la disminución del tiempo de residencia (mayor flujo de aire), no influyó sobre la supervivencia de *L. fermentum* a una temperatura de aire de 170 °C [63].

Con relación a la escala de los equipos utilizados en las investigaciones, se resalta que el 67% de los artículos trabajaron con equipos a escala de laboratorio y el 19% con equipos a escala de planta piloto.

Respecto a la atomización en el equipo de secado por aspersión, esta puede ser por boquilla atomizadora o por disco rotatorio, según el tipo de atomización a utilizar, se cambia la geometría de la cámara de secado [28]. En los artículos seleccionados y revisados no todos reportan el tipo de atomización y solo se evidenció el uso de boquilla atomizadora.

3.6 Características de los productos deshidratados de BAL obtenidos

El objetivo del secado por atomización es la disminución de la actividad de agua (a_w), lo cual implica una disminución del contenido de humedad, haciendo que las células se encuentren en un estado de anhidrobiosis [12]. Una adecuada a_w es necesaria para la estructura celular y estabilización de las reacciones bioquímicas en las células [72],[75]. El contenido de agua requerido por las BAL es de aproximadamente 0.5 g H_2O/g de peso seco, para un normal desarrollo fisiológico, mientras que un valor debajo de 0.1 g H_2O/g de peso seco, es el contenido de agua que se necesita para el almacenamiento a largo plazo [24].

Los autores del estudio expuesto en [71], obtuvieron durante el secado por atomización de *L. salivarius* NRRL B-30514, un producto con una a_w entre 0,109–0,246, y concluyen que por debajo de 0,250 se mantiene la viabilidad de las bacterias secas durante el almacenamiento [71]. Similar a este resultado, Estudios recientes [76], concluyeron que todas las formulaciones de *Lactobacillus rhamnosus* CETC 275 fueron estables a una $a_w < 0,430$; adicionalmente, las formulaciones con a_w de 0,110 presentaron el mejor recuento celular [76]. La a_w se puede controlar con la temperatura de entrada de la cámara de secado, una temperatura de entrada más alta resulta en una menor a_w [61],[77].

Así como la a_w en el producto seco es importante para la estabilidad fisicoquímica, la humedad también juega un papel importante en el estado de la materia. En la revisión sistemática se encontró que la humedad de los productos secos obtenidos de las BAL estuvo por debajo del 10% (Ver tabla en la sección Anexos); mientras que, una humedad inferior al 2%, puede aumentar el riesgo de oxidación de los ácidos grasos insaturados en la membrana celular de las bacterias y puede destruir las unidades

de hidratación alrededor de estos ácidos grasos [67]. En [25], evaluaron el efecto del secado por atomización y liofilización en células de *Lactobacillus plantarum* UFV-Lb26; encontrando que, contenidos de humedad entre 4 y 7% favorece al producto seco [25].

Otro factor a tener en cuenta en los estudios de estabilidad de los microorganismos secos es la temperatura de almacenamiento. Las temperaturas de almacenamiento encontradas oscilan entre 4 y 25 °C [40],[47],[61],[63]. En [40], evaluaron la estabilidad y propiedades probióticas de *L. plantarum* TISTR 2075 después del secado por atomización. Ellos concluyeron que las temperaturas de almacenamiento más altas indujeron una mayor pérdida de la viabilidad del microorganismo en todos los agentes protectores evaluados. Además, el aumento de la humedad relativa (HR) fue proporcional a la pérdida de viabilidad. Los resultados sugieren que el uso de agentes protectores como maltodextrina con la adición de proteína o trehalosa podrían considerarse adecuados para el almacenamiento de los productos secos de BAL por debajo de 23 y 33% de HR a 25°C [40].

En otro estudio de almacenamiento presentado en [49], encontraron la mayor supervivencia para *L. rhamnosus* GG después de 28 semanas a 4°C, condición que se alcanzó en Buffer fosfato alcalino- PBS con 1,25% de lactosa o trehalosa. Ellos sugieren que la temperatura de almacenamiento debe estar entre 10-20 °C menos que la temperatura de transición vítrea (Tg). Si no se cumple esta condición la matriz experimenta un cambio del estado vítreo al fluido, donde la movilidad molecular es menos restringida, lo que es perjudicial para la viabilidad de las células de BAL [49].

Finalmente, la supervivencia medida en términos de recuento celular o porcentaje de supervivencia, depende de diversos factores, los cuales han sido expuestos en esta revisión, destacándose principalmente las condiciones de operación del secado por atomización y los agentes protectores. La supervivencia al proceso de secado ha sido considerada como cepa dependiente; es decir, se debe posiblemente al origen de su aislamiento, presencia de genes específicos, interacciones con el agente protector, o la capacidad de acumular polifosfatos y la producción de exopolisacáridos, etcétera [6].¹

¹[77],[78],[79],[80],[81],[82],[83],[84],[85],[86],[87],[88]

4 Conclusiones

En esta revisión sistemática se trataron cuatro temas relacionados con el proceso de secado por atomización de BAL. El primer tema se relacionó con los microorganismos y sus condiciones de crecimiento en donde se encontró que el género *Lactobacillus* es el más estudiado y el medio MRS el más utilizado a escala de laboratorio; el segundo tema se relacionó con los agentes protectores utilizados en donde se evidenció que se han estudiado solos o en mezcla y que una concentración entre el 20 – 30% de sólidos totales fue la que mayor supervivencia se reportó en los artículos; el tercer tema abarcó el secado por atomización donde se concluye que las temperaturas de entrada y salida han sido las más estudiadas, sin embargo, otras condiciones de operación se pueden establecer para mejorar la viabilidad durante el proceso de secado; finalmente el cuarto tema abarcó las características de los productos en polvo obtenidos, donde se recopiló la información sobre los resultados físico-químicos y microbiológicos, entre los cuales se encuentra la humedad final, la a_w , la temperatura de transición vítrea y el % de supervivencia.

El secado por atomización aunque expone a las células a diferentes tipos de estrés, es una alternativa para el secado de BAL, ya que se encontraron porcentajes de supervivencia de hasta el 99% [51]. Es importante considerar la influencia de las condiciones del proceso o variables independientes; así como también, se deben optimizar las condiciones del crecimiento del microorganismo y si es necesario una adaptación de las BAL al estrés antes del secado, puede mejorar la supervivencia del microorganismo.

Con esta revisión se evidencia que los estudios de secado por atomización se han realizado principalmente a nivel de laboratorio; son escasos los artículos de secado por atomización en planta piloto o industrial los cuales son importantes para la evaluación de la factibilidad del escalado de procesos y no se profundiza en los modelos matemáticos cinéticos de muerte celular que podrían ayudar a proponer estrategias de diseño y control en el proceso de secado.

Agradecimientos

Este trabajo fue realizado gracias al Programa de Formación de Recurso De Alto Nivel Doctorado Nacional Colciencias convocatoria 753 del Departamento de Norte de Santander.

Referencias

- [1] M. K. Tripathi and S. K. Giri, “Probiotic functional foods: Survival of probiotics during processing and storage,” *Journal of Functional Foods*, vol. 9, no. 1, pp. 225–241, 2014. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jff.2014.04.030> 180
- [2] J. Burgain, C. Gaiani, M. Linder, and J. Scher, “Encapsulation of probiotic living cells: From laboratory scale to industrial applications,” *Journal of Food Engineering*, vol. 104, no. 4, pp. 467–483, 2011. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2010.12.031> 180
- [3] C. Iyer and K. Kailasapathy, “Effect of co-encapsulation of probiotics with prebiotics on increasing the viability of encapsulated bacteria under in vitro acidic and bile salt conditions and in yogurt,” *Journal of Food Science*, vol. 70, no. 1, pp. M18–M23, 2005. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2621.2005.tb09041.x> 180
- [4] M. I. Santos, C. Araujo-Andrade, E. Esparza-Ibarra, E. Tymczynszyn, and A. Gómez-Zavaglia, “Galacto-oligosaccharides and lactulose as protectants against desiccation of *Lactobacillus delbrueckii* subsp. *bulgaricus*,” *Biotechnology Progress*, vol. 30, no. 5, pp. 1231–1238, 2014. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1002/btpr.1969> 180
- [5] WHO, “Probiotics in food; Health and nutritional properties and guidelines for evaluation,” Tech. Rep., 2001. 180
- [6] S. Huang, M. L. Vignolles, X. D. Chen, Y. Le Loir, G. Jan, P. Schuck, and R. Jeantet, “Spray drying of probiotics and other food-grade bacteria: A review,” *Trends in Food Science and Technology*, vol. 63, pp. 1–17, 2017. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.tifs.2017.02.007> 180, 182, 195
- [7] S. Tantratian, S. Wattanaprasert, and S. Suknaisilp, “Effect of partial substitution of milk-non-fat with xanthan gum on encapsulation of a probiotic *Lactobacillus*,” *Journal of Food Processing and Preservation*, vol. 42, no. 7, pp. 1–7, 2018. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1111/jfpp.13673> 180, 186

- [8] H. A. Albadran, A. Chatzifragkou, V. V. Khutoryanskiy, and D. Charalampopoulos, “Stability of probiotic *Lactobacillus plantarum* in dry microcapsules under accelerated storage conditions,” *Food Research International*, vol. 74, pp. 208–216, 2015. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2015.05.016> 180
- [9] M. de la protección social, “Resolución Número 333 de 2011,” República de Colombia, Bogotá, Tech. Rep., 2011. 181
- [10] H. Velly, F. Fonseca, S. Passot, A. Delacroix-Buchet, and M. Bouix, “Cell growth and resistance of *Lactococcus lactis* subsp. *lactis* TOMSC161 following freezing, drying and freeze-dried storage are differentially affected by fermentation conditions,” *Journal of Applied Microbiology*, vol. 117, no. 3, pp. 729–740, 2014. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1111/jam.12577> 181
- [11] A. a. Yao, C. Dortu, M. Egounlety, C. Pinto, V. a. Edward, M. Huch, C. M. a. P. Franz, W. Holzapfel, S. Mbugua, M. Mengu, and P. Thonart, “Production of freeze-dried lactic acid bacteria starter culture for cassava fermentation into gari,” *African Journal of Biotechnology*, vol. 8, no. 19, pp. 4996–5004, 2009. 181
- [12] X. C. Meng, C. Stanton, G. F. Fitzgerald, C. Daly, and R. P. Ross, “Anhydrobiotics: The challenges of drying probiotic cultures,” *Food Chemistry*, vol. 106, no. 4 SPEC. ISS., pp. 1406–1416, 2008. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.04.076> 181, 182, 188, 191, 194
- [13] M. R. Armando, M. A. Galvagno, C. A. Dogi, P. Cerrutti, A. M. Dalcerro, and L. R. Cavaglieri, “Statistical optimization of culture conditions for biomass production of probiotic gut-borne *Saccharomyces cerevisiae* strain able to reduce fumonisin B1,” *Journal of Applied Microbiology*, vol. 114, no. 5, pp. 1338–1346, 2013. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1111/jam.12144> 181
- [14] P. M. Doran, *Principios de Ingeniería de los Bioprocesos*. Zaragoza: Acribia, 1998. 181
- [15] A. S. Carvalho, J. Silva, P. Ho, P. Teixeira, F. X. Malcata, and P. Gibbs, “Relevant factors for the preparation of freeze-dried lactic acid bacteria,” *International Dairy Journal*, vol. 14, no. 10, pp. 835–847, 2004. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.idairyj.2004.02.001> 181
- [16] C. Santivarangkna, U. Kulozik, and P. Foerst, “Inactivation mechanisms of lactic acid starter cultures preserved by drying processes,” *Journal of*

- Applied Microbiology*, vol. 105, no. 1, pp. 1–13, 2008. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2672.2008.03744.x> 181, 191, 192
- [17] E. J. Aguirre-Ezkauriatza, “Production of freeze dried protein and *Lactobacillus casei* probiotic,” *Revista Mexicana De Ingenieria Quimica*, vol. 8, no. 1, pp. 67–76, 2009. 181
- [18] L. Wang, X. Yu, H. Xu, Z. P. Aguilar, and H. Wei, “Effect of skim milk coated inulin-alginate encapsulation beads on viability and gene expression of *Lactobacillus plantarum* during freeze-drying,” *LWT - Food Science and Technology*, vol. 68, pp. 8–13, 2016. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2015.12.001> 181
- [19] L. Montes, “Efecto de la microencapsulación con agentes prebióticos sobre la viabilidad de microorganismos probióticos (*Lactobacillus casei* ATCC 393 y *Lactobacillus rhamnosus* ATCC 9469),” Ph.D. dissertation, Universidad Nacional de Colombia, 2013. [Online]. Available: <http://www.bdigital.unal.edu.co/9473/1/01107466.2013.pdf> 181
- [20] R. B. Sneyder, G. I. Giraldo, and L. M. Montes, “Encapsulación De Alimentos Probióticos Mediante Liofilización En Presencia De Prebióticos,” *Informacion Tecnologica*, vol. 27, no. 6, pp. 135–144, 2016. 181
- [21] J. M. Ramírez Monsalve, “Optimización experimental del proceso de liofilización de estragón ruso (*Artemisia drancunculus* L),” p. 57, 2014. [Online]. Available: <http://www.bdigital.unal.edu.co/48966/> 181
- [22] C. Santivarangkna, M. Aschenbrenner, U. Kulozik, and P. Foerst, “Role of Glassy State on Stabilities of Freeze-Dried Probiotics,” *Journal of Food Science*, vol. 76, no. 8, pp. 152–157, 2011. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1111/j.1750-3841.2011.02347.x> 181
- [23] C. A. Morgan, N. Herman, P. A. White, and G. Vesey, “Preservation of micro-organisms by drying; A review,” *Journal of Microbiological Methods*, vol. 66, no. 2, pp. 183–193, 2006. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.mimet.2006.02.017> 181
- [24] P. Gong, L. Zhang, X. Han, N. Shigwedha, W. Song, H. Yi, M. Du, and C. Cao, “Injury Mechanisms of Lactic Acid Bacteria Starter Cultures During Spray Drying: A Review,” *Drying Technology*, vol. 32, no. 7, pp. 793–800, 2014. [Online]. Available: <http://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/07373937.2013.860458> 181, 192, 194
- [25] A. Ferreira, S. Huang, Í. Perrone, P. Schuck, G. Jan, and A. Carvalho, “Tracking Amazonian cheese microbial diversity: Development of an original, sustainable, and robust starter by freeze drying/spray drying,”

- Journal of Dairy Science*, pp. 6997–7006, 2017. [Online]. Available: <http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S0022030217306835> 181, 192, 195
- [26] C. Santivarangkna, B. Higl, and P. Foerst, “Protection mechanisms of sugars during different stages of preparation process of dried lactic acid starter cultures,” *Food Microbiology*, vol. 25, no. 3, pp. 429–441, 2008. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.fm.2007.12.004> 181, 188, 189, 190
- [27] M. Teijeiro, P. F. Pérez, G. L. De Antoni, and M. A. Golowczyc, “Suitability of kefir powder production using spray drying,” *Food Research International*, vol. 112, no. June, pp. 169–174, 2018. [Online]. Available: <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.06.023> 181, 188, 189
- [28] K. Masters, *Spray Drying Handbook*, 5th ed., Longman Scientific & Technical, Ed., 1991. 181, 192, 194
- [29] M. Y. Vera, “Metodología de diseño simultaneo de proceso y control aplicada a un secado por atomización multiproducto para sustancias químicas naturales,” Ph.D. dissertation, 2012. 181
- [30] D. T. Tan, P. E. Poh, and S. K. Chin, “Microorganism preservation by convective air-drying—A review,” *Drying Technology*, vol. 36, no. 7, pp. 764–779, 2018. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1080/07373937.2017.1354876> 181
- [31] S. Salar-Behzadi, S. Wu, S. Toegel, M. Hofrichter, I. Altenburger, F. M. Unger, M. Wirth, and H. Viernstein, “Impact of heat treatment and spray drying on cellular properties and culturability of *Bifidobacterium bifidum* BB-12,” *Food Research International*, vol. 54, no. 1, pp. 93–101, 2013. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2013.05.024> 181, 188, 190, 191
- [32] J. Antonio, C. Arias, L. Felipe, H. Guti, and L. Alberto, *Revisiones sistemáticas de la literatura científica*, 2016. 182
- [33] Scimago Lab, “Scimago Journal & Country Rank,” 2018. [Online]. Available: <https://www.scimagojr.com> 184
- [34] M. Jantzen, A. Göpel, and C. Beermann, “Direct spray drying and microencapsulation of probiotic *Lactobacillus reuteri* from slurry fermentation with whey,” *Journal of Applied Microbiology*, vol. 115, no. 4, pp. 1029–1036, 2013. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1111/jam.12293> 186, 188

- [35] S. Huang, C. Cauty, A. Dolivet, Y. Le Loir, X. D. Chen, P. Schuck, G. Jan, and R. Jeantet, “Double use of highly concentrated sweet whey to improve the biomass production and viability of spray-dried probiotic bacteria,” *Journal of Functional Foods*, vol. 23, pp. 453–463, 2016. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jff.2016.02.050> 186
- [36] P. Bustos and R. Bórquez, “Influence of Osmotic Stress and Encapsulating Materials on the Stability of Autochthonous *Lactobacillus plantarum* after Spray Drying,” *Drying Technology*, vol. 31, no. 1, pp. 57–66, 2013. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1080/07373937.2012.717325> 186, 189, 190, 193
- [37] K. B. Guergoletto, M. Busanello, and S. Garcia, “Influence of carrier agents on the survival of *Lactobacillus reuteri* LR92 and the physicochemical properties of fermented juçara pulp produced by spray drying,” *LWT - Food Science and Technology*, vol. 80, pp. 321–327, 2017. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2017.02.038> 186, 190, 191
- [38] W. Lapsiri, B. Bhandari, and P. Wanchaitanawong, “Stability and Probiotic Properties of *Lactobacillus plantarum* Spray-Dried with Protein and Other Protectants,” *Drying Technology*, vol. 31, no. 13-14, pp. 1723–1733, 2013. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1080/07373937.2013.775658> 186
- [39] W. Savedboworn and P. Wanchaitanawong, “Viability and probiotic properties of *Lactobacillus plantarum* TISTR 2075 in spray-dried fermented cereal extracts,” *Maejo International Journal of Science and Technology*, vol. 9, no. 3, pp. 382–393, 2015. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.14456/mijst.2015.29> 186
- [40] W. Lapsiri, B. Bhandari, and P. Wanchaitanawong, “Viability of *Lactobacillus plantarum* TISTR 2075 in Different Protectants during Spray Drying and Storage,” *Drying Technology*, vol. 30, no. 13, pp. 1407–1412, 2012. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1080/07373937.2012.684226> 186, 195
- [41] P. Mishra, S. Mishra, and C. L. Mahanta, “Effect of maltodextrin concentration and inlet temperature during spray drying on physicochemical and antioxidant properties of amla (*Emblica officinalis*) juice powder,” *Food and Bioproducts Processing*, vol. 92, no. 3, pp. 252–258, 2014. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.fbp.2013.08.003> 186
- [42] D. Seth, H. N. Mishra, and S. C. Deka, “Effect of spray drying process conditions on bacteria survival and acetaldehyde retention in sweetened yoghurt powder: An optimization study,” *Journal of Food Process Engineering*, vol. 40, no. 3, 2017. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1111/jfpe.12487> 186

- [43] P. Burns, F. Molinari, A. Beccaria, R. Páez, C. Meinardi, J. Reinheimer, and G. Vinderola, "Suitability of buttermilk for fermentation with *Lactobacillus helveticus* and production of a functional peptide-enriched powder by spray-drying," *Journal of Applied Microbiology*, vol. 109, no. 4, pp. 1370–1378, 2010. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2672.2010.04761.x> 186
- [44] T. Petreska-Ivanovska, L. Petrushevska-Tozi, A. Grozdanov, R. Petkovska, J. Hadjieva, E. Popovski, T. Stafilov, and K. Mladenovska, "From optimization of synbiotic microparticles prepared by spray-drying to development of new functional carrot juice," *Chemical Industry and Chemical Engineering Quarterly*, vol. 20, no. 4, pp. 549–564, 2014. [Online]. Available: <http://www.doiserbia.nb.rs/Article.aspx?ID=1451-93721300036P187>
- [45] L. Lavari, R. Ianniello, R. Páez, T. Zotta, A. Cuatrin, J. Reinheimer, E. Parente, and G. Vinderola, "Growth of *Lactobacillus rhamnosus* 64 in whey permeate and study of the effect of mild stresses on survival to spray drying," *LWT - Food Science and Technology*, vol. 63, no. 1, pp. 322–330, 2015. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2015.03.066> 187, 190, 191
- [46] P. Chaikham, V. Kemsawasd, and P. Seesuriyachan, "Spray drying probiotics along with maoluang juice plus *Tiliacora triandra* gum for exposure to the in vitro gastrointestinal environments," *LWT - Food Science and Technology*, vol. 78, pp. 31–40, 2017. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2016.12.013> 187
- [47] G. Quintana, E. Gerbino, and A. Gómez-Zavaglia, "Valorization of okara oil for the encapsulation of *Lactobacillus plantarum*," *Food Research International*, vol. 106, no. October 2017, pp. 81–89, 2018. [Online]. Available: <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2017.12.053> 187, 195
- [48] S. Pispan, C. Hewitt, and A. Stapley, "Comparison of cell survival rates of *E. coli* K12 and *L. acidophilus* undergoing spray drying," *Food and Bioprocess Technology*, no. July 2012, pp. 362–369, 2013. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.fbp.2013.01.005> 188
- [49] G. Broeckx, D. Vandenheuvel, T. Henkens, S. Kiekens, M. F. L. van den Broek, S. Lebeer, and F. Kiekens, "Enhancing the viability of *Lactobacillus rhamnosus* GG after spray drying and during storage," *International Journal of Pharmaceutics*, vol. 534, no. 1-2, pp. 35–41, 2017. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijpharm.2017.09.075> 188, 190, 195
- [50] M. A. Golowczyc, J. Silva, P. Teixeira, G. L. D. Antoni, and A. G. Abraham, "Cellular injuries of spray-dried *Lactobacillus* spp . isolated from

- kefir and their impact on probiotic properties,” *International Journal of Food Microbiology*, vol. 144, no. 3, pp. 556–560, 2011. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2010.11.005> 188
- [51] K. B. P. K. Reddy, A. N. Madhu, and S. G. Prapulla, “Comparative survival and evaluation of functional probiotic properties of spray-dried lactic acid bacteria: ORIGINAL RESEARCH,” *International Journal of Dairy Technology*, vol. 62, no. 2, pp. 240–248, 2009. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1111/j.1471-0307.2009.00480.x> 188, 192, 196
- [52] M. I. Santos, C. Araujo-Andrade, E. E. Tymczyszyn, and A. Gómez-Zavaglia, “Determination of amorphous/rubbery states in freeze-dried prebiotic sugars using a combined approach of near-infrared spectroscopy and multivariate analysis,” *Food Research International*, vol. 64, pp. 514–519, 2014. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2014.07.040> 188
- [53] M. I. Santos, “Galacto-oligosacáridos y Lactulosa como Protectores en la Preservación de Bacterias Lácticas. Utilización de Métodos Espectroscópicos y de Análisis Multivariante para la Determinación de su Eficiencia,” 2015. [Online]. Available: <http://digibug.ugr.es/bitstream/10481/931/1/16080889.pdf> 189
- [54] M. I. Santos, E. Gerbino, C. Araujo-Andrade, E. E. Tymczyszyn, and A. Gómez-Zavaglia, “Stability of freeze-dried *Lactobacillus delbrueckii* subsp. *bulgaricus* in the presence of galacto-oligosaccharides and lactulose as determined by near infrared spectroscopy,” *Food Research International*, vol. 59, pp. 53–60, 2014. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2014.01.054> 189
- [55] J. Perdana, M. B. Fox, C. Siwei, R. M. Boom, and M. A. Schutyser, “Interactions between formulation and spray drying conditions related to survival of *Lactobacillus plantarum* WCFS1,” *Food Research International*, vol. 56, pp. 9–17, 2014. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2013.12.007> 189, 190
- [56] Z. Zhu, C. Luan, H. Zhang, L. Zhang, and Y. Hao, “Effects of spray drying on *Lactobacillus plantarum* BM-1 viability, resistance to simulated gastrointestinal digestion, and storage stability,” *Drying Technology*, vol. 34, no. 2, pp. 177–184, 2016. [Online]. Available: <http://www.tandfonline.com/doi/full/10.1080/07373937.2015.1021009> 189, 191
- [57] E. C. Ilha, T. da Silva, J. G. Lorenz, G. de Oliveira Rocha, and E. S. Sant’Anna, “*Lactobacillus paracasei* isolated from grape sourdough: acid, bile, salt, and heat tolerance after spray drying with skim milk and cheese

- whey,” *European Food Research and Technology*, vol. 240, no. 5, pp. 977–984, 2015. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1007/s00217-014-2402-x> 189
- [58] M. Bustamante, M. Villarroel, M. Rubilar, and C. Shene, “Lactobacillus acidophilus La-05 encapsulated by spray drying: Effect of mucilage and protein from flaxseed (*Linum usitatissimum* L.),” *LWT - Food Science and Technology*, vol. 62, pp. 1162–1168, 2014. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2015.02.017> 189
- [59] L. K. Liao, X. Y. Wei, X. Gong, J. H. Li, T. Huang, and T. Xiong, “Microencapsulation of Lactobacillus casei LK-1 by spray drying related to its stability and in vitro digestion,” *LWT - Food Science and Technology*, vol. 82, pp. 82–89, 2017. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2017.03.065> 189
- [60] S. Huang and X. D. Chen, “Significant effect of Ca²⁺ on improving the heat resistance of lactic acid bacteria,” *FEMS Microbiology Letters*, vol. 344, no. 1, pp. 31–38, 2013. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1111/1574-6968.12151> 189
- [61] S. Khem, D. M. Small, and B. K. May, “The behaviour of whey protein isolate in protecting Lactobacillus plantarum,” *Food Chemistry*, vol. 190, pp. 717–723, 2016. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.06.020> 190, 194, 195
- [62] C. Li, Y. Wang, Q. Li, and N. Xu, “Yogurt Starter Obtained from Lactobacillus plantarum by Spray Drying,” *Drying Technology*, vol. 30, no. 15, pp. 1698–1706, 2012. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1080/07373937.2012.714824> 190
- [63] C. J. Cai, B. Thaler, J. W. Liu, J. J. Wang, and S. Y. Qiao, “Optimization of spray-drying workflow as a method for preparing concentrated cultures of Lactobacillus fermentum,” pp. 2769–2774, 2012. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.3923/javaa.2012.2769.2774> 190, 193, 195
- [64] M. L. Pérez-Chabela, R. Lara-Labastida, E. Rodríguez-Huezo, and A. Totosaús, “Effect of Spray Drying Encapsulation of Thermotolerant Lactic Acid Bacteria on Meat Batters Properties,” *Food and Bioprocess Technology*, vol. 6, no. 6, pp. 1505–1515, 2013. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1007/s11947-012-0865-y> 190
- [65] K. Anekella and V. Orsat, “Optimization of microencapsulation of probiotics in raspberry juice by spray drying,” *LWT - Food Science and Technology*, vol. 50, no. 1, pp. 17–24, 2013. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2012.08.003> 190, 191, 193

- [66] D. Y. Ying, M. C. Phoon, L. Sanguansri, R. Weerakkody, I. Burgar, and M. A. Augustin, "Microencapsulated *Lactobacillus rhamnosus* GG Powders: Relationship of Powder Physical Properties to Probiotic Survival during Storage," *Journal of Food Science*, vol. 75, no. 9, 2010. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1111/j.1750-3841.2010.01838.x> 190
- [67] E. O. Sunny-Roberts and D. Knorr, "Evaluation of the response of *Lactobacillus rhamnosus* VTT E-97800 to sucrose-induced osmotic stress," *Food Microbiology*, vol. 25, no. 1, pp. 183–189, 2008. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.fm.2007.05.003> 191, 195
- [68] J. Barbosa, S. Borges, and P. Teixeira, "Influence of sub-lethal stresses on the survival of lactic acid bacteria after spray-drying in orange juice," *Food Microbiology*, vol. 52, pp. 77–83, 2015. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.fm.2015.06.010> 191
- [69] Å. S. Bergholtz, P. Wessman, A. Wuttke, and S. Håkansson, "A case study on stress preconditioning of a *Lactobacillus* strain prior to freeze-drying," *Cryobiology*, vol. 64, no. 3, pp. 152–159, 2012. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.cryobiol.2012.01.002> 191
- [70] Z. Shokri, M. R. Fazeli, M. Ardjmand, S. M. Mousavi, and K. Gilani, "Factors affecting viability of *Bifidobacterium bifidum* during spray drying," *DARU, Journal of Pharmaceutical Sciences*, vol. 23, no. 1, 2015. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1186/s40199-014-0088-z> 191, 192
- [71] Y. Zhang, J. Lin, and Q. Zhong, "Effects of media, heat adaptation, and outlet temperature on the survival of *Lactobacillus salivarius* NRRL B-30514 after spray drying and subsequent storage," *LWT - Food Science and Technology*, vol. 74, pp. 441–447, 2016. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2016.08.008> 191, 192, 194
- [72] A. Mishra and K. A. Athmaselvi, "Stress tolerance and physicochemical properties of encapsulation processes for *Lactobacillus rhamnosus* in pomegranate (*Punica granatum* L.) fruit juice," *Food Science and Biotechnology*, vol. 25, no. 1, pp. 125–129, 2016. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1007/s10068-016-0019-5> 191, 194
- [73] C. S. Ranadheera, C. A. Evans, M. C. Adams, and S. K. Baines, "Microencapsulation of *Lactobacillus acidophilus* LA-5, *Bifidobacterium animalis* subsp. *lactis* BB-12 and *Propionibacterium jensenii* 702 by spray drying in goat's milk," *Small Ruminant Research*, vol. 123, no. 1, pp. 155–159, 2015. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.smallrumres.2014.10.012> 192

- [74] B. Koc, M. S. Yilmazer, P. Balkir, and F. K. Ertekin, "Spray drying of yogurt: Optimization of process conditions for improving viability and other quality attributes," *Drying Technology*, vol. 28, no. 4, pp. 495–507, 2010. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1080/07373931003613809> 192
- [75] E. E. Tymczyszyn, R. Díaz, A. Pataro, N. Sandonato, A. Gómez-Zavaglia, and E. A. Disalvo, "Critical water activity for the preservation of *Lactobacillus bulgaricus* by vacuum drying," *International Journal of Food Microbiology*, vol. 128, no. 2, pp. 342–347, 2008. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2008.09.009> 194
- [76] J. Agudelo, A. Cano, C. González-Martínez, and A. Chiralt, "Disaccharide incorporation to improve survival during storage of spray dried *Lactobacillus rhamnosus* in whey protein-maltodextrin carriers," *Journal of Functional Foods*, vol. 37, pp. 416–426, 2017. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jff.2017.08.014> 194
- [77] D. Dimitrellou, P. Kandyliis, T. Petrović, S. Dimitrijević-Branković, S. Lević, V. Nedović, and Y. Kourkoutas, "Survival of spray dried microencapsulated *Lactobacillus casei* ATCC 393 in simulated gastrointestinal conditions and fermented milk," *LWT - Food Science and Technology*, vol. 71, pp. 169–174, 2016. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2016.03.007> 194, 195
- [78] S. Khem, V. Bansal, D. M. Small, and B. K. May, "Comparative influence of pH and heat on whey protein isolate in protecting *Lactobacillus plantarum* A17 during spray drying," *Food Hydrocolloids*, vol. 54, pp. 162–169, 2016. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodhyd.2015.09.029> 195
- [79] N. Sosa, E. Gerbino, M. A. Golowczyc, C. Schebor, A. Gómez-Zavaglia, and E. E. Tymczyszyn, "Effect of galacto-oligosaccharides: Maltodextrin matrices on the recovery of *Lactobacillus plantarum* after spray-drying," *Frontiers in Microbiology*, vol. 7, no. MAY, pp. 1–8, 2016. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.3389/fmicb.2016.00584> 195
- [80] C. Soukoulis, S. Behboudi-Jobbekdar, L. Yonekura, C. Parmenter, and I. Fisk, "Impact of Milk Protein Type on the Viability and Storage Stability of Microencapsulated *Lactobacillus acidophilus* NCIMB 701748 Using Spray Drying," *Food and Bioprocess Technology*, vol. 7, no. 5, pp. 1255–1268, 2014. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1007/s11947-013-1120-x> 195
- [81] G. Maciel, K. Chaves, C. Grosso, and M. Gigante, "Microencapsulation of *Lactobacillus acidophilus* La-5 by spray-drying using sweet whey and skim milk as encapsulating materials," *Journal of Dairy Science*, vol. 97, no. 4, pp. 1991–1998, 2014. [Online]. Available: <http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S0022030214000964> 195

- [82] L. Yonekura, H. Sun, C. Soukoulis, and I. Fisk, “Microencapsulation of *Lactobacillus acidophilus* NCIMB 701748 in matrices containing soluble fibre by spray drying: Technological characterization, storage stability and survival after in vitro digestion,” *Journal of Functional Foods*, vol. 6, no. 1, pp. 205–214, 2014. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jff.2013.10.008> 195
- [83] Z. Hernández-López, E. Rangel-Vargas, J. Castro-Rosas, C. A. Gómez-Aldapa, A. Cadena-Ramírez, O. A. Acevedo-Sandoval, A. J. Gordillo-Martínez, and R. N. Falfán-Cortés, “Optimization of a spray-drying process for the production of maximally viable microencapsulated *Lactobacillus pentosus* using a mixture of starch-pulque as wall material,” *Lwt*, vol. 95, no. April, pp. 216–222, 2018. [Online]. Available: <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.04.075> 195
- [84] P. Gong, L. Zhang, J. Zhang, X. Han, H. Yi, W. Di, and S. Chen, “Sampling method for studying the activity of lactic acid bacteria during spray drying,” *Drying Technology*, vol. 36, no. 10, pp. 1–7, 2018. [Online]. Available: <https://doi.org/10.1080/07373937.2017.1396226> 195
- [85] J. Barbosa, T. R. S. Brandão, and P. Teixeira, “Spray drying conditions for orange juice incorporated with lactic acid bacteria,” *International Journal of Food Science & Technology*, vol. 52, no. 9, pp. 1951–1958, 2017. [Online]. Available: <http://doi.wiley.com/10.1111/ijfs.13472> 195
- [86] G. H. Peralta, C. V. Bergamini, G. Audero, R. Páez, I. V. Wolf, M. C. Perotti, and E. R. Hynes, “Spray-dried adjunct cultures of autochthonous non-starter lactic acid bacteria,” *International Journal of Food Microbiology*, vol. 255, no. May, pp. 17–24, 2017. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2017.05.014> 195
- [87] V. Reyes, A. Chotiko, A. Chouljenko, and S. Sathivel, “Viability of *Lactobacillus acidophilus* NRRL B-4495 encapsulated with high maize starch, maltodextrin, and gum arabic,” *Lwt*, vol. 96, no. June, pp. 642–647, 2018. [Online]. Available: <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.06.017> 195
- [88] M. Archacka, W. Białas, R. Dembczyński, A. Olejnik, A. Sip, D. Szymanowska, E. Celińska, T. Jankowski, A. Olejnik, and M. Rogodzińska, “Method of preservation and type of protective agent strongly influence probiotic properties of *Lactococcus lactis*: A complete process of probiotic preparation manufacture and use,” *Food Chemistry*, vol. 274, no. September, pp. 733–742, 2019. [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.09.033> 195

Anexos

BAL	Crecimiento		[Células alimentación] log UFC/mL	Formulación		Condiciones de secado			Resultados		Ref.	
	Medio de cultivo-	T (°C)		Agente protector (AP)	Concentración AP	T _{entrada} (°C)	T _{salida} (°C)	Equipo de secado	Humedad (%)	Supervivencia Log ₁₀ UFC/g ó %		
<i>Lactobacillus plantarum</i> CIDCA 83114	MRS-*	30-	9,89±0.32							9,78±0,17		
<i>Lactobacillus kefir</i> CIDCA 8321	MRS-*	30	8,39±0.12	RSM ¹	11% (p/v)	160	70	Pilot-scale Mobile Minor spray-dryer (GEA Niro A/S, Copenhagen, Denmark)		8,10±0,08	[50]	
<i>Lactobacillus kefir</i> CIDCA 8348	MRS-*	30	8,76±0.21							8,16±0,13		
<i>Lactobacillus plantarum</i> A17	MRS	30	9,48- 9,60	WPF	WPI 10% (p/p)	110	68-70	Lab scale LabPlant SD-Basic FT30MKIII (Keison products, Chelmsford, UK)	5,57 ± 0,45	8,16±0,13	[78]	
<i>Lactobacillus plantarum</i> CFR 2191	MRS	37	1, 3 y 5 % (p/v) de la formulación a secar	MD ³ , RSM ¹	MD ³ 10% (p/p)	140 ±2	40±2°C	Bench top scale dryer (JISL, Bombay, India)	Supervivencia			
									%	MD ³	RS M ¹	
									1	98	99	
									3	97	98	
<i>Pediococcus acidilactici</i> CFR 2193	MRS	37							5	95	98	[51]
<i>Lactobacillus salivarius</i> CFR 2158	MRS	37							1	98	98	
									3	92	97	
									5	78	95	
									1	99	99	
									3	98	98	
									5	95	93	
<i>Lactobacillus acidophilus</i> NCIMB 70225	MRS	37		MD ³	MD ³ 20 % (p/v)	100	60, 70, 80	Spray Processes (Bedford, UK)	60 °C ≈ 4,2 70 °C ≈ 3,9 80 °C ≈ 3,1 90 °C 2,8 100 °C 1,8	reducción logarítmica 60 °C ≈ 41,9 70 °C ≈ 2,0 80 °C ≈ 4,9 90 °C: 5,1 100 °C: 6,3		[48]
<i>Lactobacillus reuteri</i> DSM 20016	MED1 ³³	37	9,20			89 ± 1 and 100 ± 1	55±2 y 65±2	Buchi B-190 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)	55 °C: 6,1 65 °C: 6,8	7,40 UFC/g	[34]	
<i>Lactobacillus casei</i> BL23	MED2 ³⁴	37	WPI 5%: 8,78; WPI 10%: 8,85; WPI 20 y 30%: 9,48; WPI 40 %: 8,70	WPI ² , CP ⁴	WPI 30%, CP 5%	140	63	Pilot-scale Mobile Minor spray-dryer (GEA Niro A/S, Copenhagen, Denmark)	10 ± 1	5%: 1% 10%: 5% 20%: 18% 30%: 40% 40% : 40%	[35]	
<i>Lactobacillus plantarum</i> CIDCA 83114	MRS	37	11,08	MD ³ , GOS ⁵	MD ³ 20% p/p y GOS ⁵ 20% p/p	180	75–80	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)		11,05	[79]	

<i>Streptococcus thermophilus</i> <i>Lactobacillus delbrueckii</i> subsp. <i>bulgaricus</i> NCDC-263	Leche en polvo descremada 10 %				MD ² 20 ED	MD ² 50%	148		Spray dryer Make LSD 01 (Advance Drying Systems, Mumbai)	3,69	3,37	[42]
<i>Lactobacillus salivarius</i> NRRL B-30514	MRS	37	8,00		RSM ¹ control, RSM ¹ + SAC ⁺ , TRE ³ (RSMST), RSM ¹ + LAC ¹²⁺ , TRE ³ (RSMLT)	(RSMST) 180 (g/l) RSM+ 40 (g/l) SUC+ 40 (g/l) TRE ³ (RSMLT) 180 (g/l) RSM+ 40 (g/l) LAC+ 40 (g/l) TRE ³	170	98-100, 94-96, 90-92, 84-86, 80-82, 74-76, 70-72	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)		RSMLT 98-100.: 51,25%; 94-96: 62,25%; 90-92: 62,88%; 84-86: 69,25%; 80-82: 74,5; 74-76: 79,38%; 70-72: 82,75%	[71]
<i>Lactobacillus plantarum</i> BM-1	MRS	37			RSM ¹ , SAC ² , GMS ¹¹ , MD ³ , M1, M2, M3, M4, M5, M6, M7, M8	[g/l]: M1 (200 RSM), M2 (100 RSM+ 100 SAC), M3 (100 RSM+ 100 TRE), M4 (100 RSM+ 50 SAC+ 50 GMS), M5 (100 RSM+ 50 TRE+ 50 GMS ¹¹), M6 (100 RSM+ 100 MD ³), M7 (100 RSM+ 100 GMS), M8 (100 RSM+ 50 MD ³ + 50 GMS)	120-130	70	Labplant (UK)	M: 5,5 M2: 3,8 M3: 3,9 M4: 7,4 M5: 9,4 M6: 7,8 M7: 9,0 M8: 8,6	Supervivencia % M1: 56% M2: 75% M3: 68% M4: 68% M5: 66 M6: 65% M7: 58% M8: 47%	[56]
<i>Bifidobacterium bifidum</i> PTCC 1644	MRS	37			MD ³ , WPI ² , SAC ³ , EXL ¹²	WPI 10%, SAC 2,5%, EXL 2,5%, MD3 2-6%	80-130		Buchi B-191 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)	4,56	41,18%	[70]
<i>Lactobacillus casei</i> -01	MRS	37	12,00		FOS ¹³ , AS ¹⁴ , QUI ¹⁵ , CCA ¹⁶	[mg/g] FOS ¹³ (15), AS ¹⁴ (10-40), QUI ¹⁵ (1-5), CCA ¹⁶ (5-50)	120	60	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)			[44]
<i>Lactobacillus rhamnosus</i> 64	MRS	37			LAS ¹⁷ , ALM ¹⁸ , GA ⁷ , MD ³ , WPI ² 80	(p/v) LAS ¹⁷ (10%)+ ALM ¹⁸ (10%)+ GA (10%) o, MD3 (10%) o, WPC 80 (10%)	140	83	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)			[45]
<i>Bifidobacterium bifidum</i> BB-12	MRS	37	12,00		GA ⁷ , GEL ²¹ , MD ³ , PEC ²² , RSM ¹	10, 50 y 100 %	115	70-80	Buchi B-191 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)			[31]

<i>Lactobacillus acidophilus</i> NCIMB 701748	MRS	37		MD ³ 15 ED, WPI ^f , TRE ³ , GLU ²³	(p/p):MD ³ 100%, MD ³ 70% y WPI ^f 30%, MD ³ 60%+ WPI ^f 20%+ TRE 20% o GLU 20%	134	76	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)	MD ³ / WPI ^f /G 69,9%	[80]	
<i>Lactobacillus reuteri</i> LR92 (DSM 26866)	MED4 ⁶⁶	32	GA ⁷ : 8,86 MD ³ : 8,9 GEL ²¹ : 8,91	GA ⁷ , MD ³ , GEL ²¹	10%	150		LabPlant SD-05 (Huddersfield, England)	GA: 2,7 MD3: 3,6 GEL ²¹ : 4,0	[37]	
<i>Lactobacillus plantarum</i> LPS 47	LAS ¹⁷ suplementado con EXL ¹² , peptona y minerales	25	8,00	LAS ¹⁷ , MD ³ , RSM ¹ , GA ⁷ , PEC ²²	(p/p) LAS ¹⁷ (20-30-40-50), MD ³ 7 + 13 LAS ¹⁷ , RSM 13 + 7 MD ³ , GA 3 + 11 LAS ¹⁷ + 6 MD ³ , PEC ²² 0,5 + 12,8 LAS ¹⁷ + 6,7 MD ³	180	70, 80 y 90	pilot-scale spray drier (Chile)	87% supervivencia con LAS ¹⁷	[36]	
<i>Lactobacillus plantarum</i> 299v <i>Pediococcus acidilactici</i> HA-6111-2	MRS	37		MD ³ 10 ED	2% (p/v)	120	65	Pilot-scale Mobile Minor spray-dryer (GEA Niro A/S, Copenhagen, Denmark)		[68]	
<i>Lactobacillus plantarum</i> WCFS1	MRS	30	7,70	SOR ²⁴ , MAN ²⁵ , XIL ²⁶ , GLU ²³ , SAC ⁴ , MAL ²⁷ , TRE ³ , LAC ¹⁰ , LGLU ²⁸ , GLY ²⁹ , AGLU ³⁰ , LIS ³¹ , LALB ³² , MD ³ 6-	20 % (p/p)	130	85	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)	2	[55]	
<i>Lactobacillus paracasei</i> FNU	MRS	30		16 ED, INU ³³ , FOS ¹³ , GOS ⁵ , ALM ¹⁸ papa	RSM 40%/LAS 60%	160	55- 60	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)	4,3 - 4,7	84%	[57]
<i>Lactobacillus rhamnosus</i> GG (LGG)				WPI ^f , Hylon VII ¹⁹ , AGS ³⁴	LGG (20%)+ WPI (20%)+ Hylon VII (20%)+ AGS ³⁴ (40%)	160	65	Drytec spray dryer (Drytec, Kent, U.K.)		[66]	
<i>Lactobacillus acidophilus</i> La-5	MRS	37		RSM ¹ , WPI ^f	RSM 30%, WPI 30% M.O 1%	180	85- 95	Lab-Plant SD-05 (Huddersfield, UK)	RSM, 4,28 WPI, 4,79	[81]	

<i>Lactobacillus acidophilus</i> NCIMB 701748	MRS	37	8,95	MD ³ 15 ED GLU ²³ WPI ² , AS ¹⁴ , QUI ¹⁵ HPMC ²⁵	AS ¹⁴ , 24% QUI ¹⁵ , 19,5 HPMC, 24	134	76	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)	HPMC: 2,40	HPMC: 8,86	[82]
<i>Lactobacillus casei</i> LK-1	MRS	37	9,00	RSM ¹ , TRE ³ , MD ³ 10-15 ED	Todas 10% (p/p) (RSM), (TRE) (MD3)		70	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)	RSM: 4,23 Tre: 4,11 MD3: 4,09	RSM: 92,9%, Tre: 56,3% MD3 34,6%,	[59]
<i>Lactobacillus pentosus</i>	MRS	37		N-lok ²⁶ y pulque (100mL)	24- 25- 27,5- 28- 30- 31	92,100,1 20, 140, 148	56 -92	Buchi B-191 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)	3,3	98%	[83]
<i>Lactobacillus rhamnosus</i> NRRL B-4495	MRS	37	9,5	MD ³ , JF ³⁶	MD3:JF (1:1- 1,5:1; 2:1)	100, 115 y 130 °C	67- 97	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)			[65]
<i>Lactobacillus acidophilus</i> NRRL B-442											
<i>Lactobacillus rhamnosus</i> CETC 275	MRS	37	8,49	MD ³ 10 ED, WPI ² TRE ³ , SAC ⁸	WPI 6,7% (p/p) WPI: MD ³ (1:2) WPI: MD ³ :S (1:1:1) WPI: MD ³ :T (1:1:1)	160	62-65	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)	WPI: MD ³ 3,9; WPI: MD ³ :S 3,0; WPI: MD ³ :T 3,3	WPI: MD ³ 8,8 WPI: MD ³ :S 8,5 WPI: MD ³ :T 8,6	[76]
<i>Lactobacillus fermentum</i>	MRS	37	9,41	RSM ¹ , RSM ¹ + GA ⁷ , RSM ¹ + SAC ⁸ , RSM ¹ + TRE ³ , RSM ¹ + LAC ¹⁰	20 RSM+5% (GA), 20% RSM+ 5% (SAC), 20% RSM+ 5% (TRE), 20% RSM+ 5% (LAC)	170 y 130	76-70 y 67- 57	LPG-8 Spray Dryer (China)	MRS+ LAC 5,54	MRS+ Lac 60,44%	[63]
<i>Lactobacillus bulgaricus</i> sp1.1	MRS	37	9,18	RSM ¹	10, 20, 30 y 40 % (p/p) RSM	120	70	Co-current spray dryer (Eyela, Japan).	5,09		[84]
<i>Lactobacillus plantarum</i> 299v			10,00	MD ³ 10 ED, GA ⁷	Jugo de naranja 0,5% (p/v)+ MD3 o GA 2% (p/v)	120 - 130	65	Buchi B-191 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)		GA+MD3 98%	[85]
<i>Streptococcus thermophilus</i>	M-17	37	St: 8,16-10,07 Lb: 7,03- 9,07	WB ³⁷	1,50%	150-180	60-90	Pilot-scale Mobile Minor spray-dryer (GEA Niro A/S, Copenhagen, Denmark)	6,83	N/No =2,03 x 10- 2	[74]
<i>Lactobacillus bulgaricus</i>											
<i>Lactobacillus casei</i> 01	MRS	37	10,00	TTG ³⁸ , MD ³ 10,5 ED, INU ³³	20% (p/p) MD3, 10% (MD ³)+ 10% (TTG), 10% (MD ³)+ 10% (INU ³³)	160	80	A spray dryer (JCM Engineering concept, Bangkok, Thailand)			[46]
<i>Lactobacillus acidophilus</i> LA5											
<i>Lactobacillus paracasei</i> 90	MRS	37	Lp90: 9,46 Lb91: 9,48	RSM ¹	20 % (p/v)	140	82	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)	Lb 90 3,23	Lb 90 9,37	[86]
<i>Lactobacillus plantarum</i> 91									Lb 91 3,70	Lb 91 9,44	

<i>Lactobacillus plantarum</i> TISTR 2075	MRS Extracto de lágrimas de Job (<i>Coix lacrym-jobi</i>) 10% (p/v)	37	MD ³ : 8,15 MD ³ +TRE: 7,86 MD ³ + PROT: 7,84 MD3+ FIB ⁴¹ : 7,91 MD ³ +GA: 7,86	MD ³ 10 ED, TRE ³ , SPI ³⁹ , MPC ⁴⁵ , FIB ⁴¹ , GA ⁷	MD ³ 10%; MD ³ 10% + TRE 2,5%; MD ³ 10% + 2,5% PRO (SPI-73,5%; MPC-24%); MD ³ 10% + 2,5% FIB ⁴¹ ; MD3 10% + GA 2,5%	120	60	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)	4 °C y 11% HR: MD ³ : 6,39; MD ³ +TRE: 6,42; MD ³ + PROT: 6,33; MD ³ + FIBRA: 6,39; MD ³ +AG: 6,20	MD ³ : 5,80 MD ³ +TRE: 6,45 MD ³ + PROT: 6,69 MD ³ + FIBRA: 5,89 MD ³ +AG: 5,51	[38]
<i>Lactobacillus rhamnosus</i> MTCC-1408	MRS	37		JDG ⁴² , MD ³ , GA ⁷	JG (1% v/v) MD3 y GA 10 y 50 %	110-150	80	laboratory tall type spray dryer (SMST; S.M. Scientech, Kolkatta, India)			[72]
<i>Lactobacillus rhamnosus</i> 64	MED5 ⁵⁷	43		MD ³	20-42%	119	64	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)	6,01	8,7 log UFC/ml	[43]
<i>Lactobacillus casei</i> ATCC 393	MRS	37		RSM ¹	20 % (p/v)	170	80-85	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)		8,73 log UFC/ml	[77]
<i>Lactobacillus plantarum</i> A17	MRS	30	9,48- 9,60	WPI ¹ , LAC ¹⁰	10%, 20% and 30% (p/p) (LAC:WPI) 9,4-0,6	90-130	50-82	LabPlant SD-Basic FT30MKIII spray drier (Keison products, Chelmsford, UK)	a17- (Tin110-Tout 69): 4,9	a17- (Tin110-Tout 69): 91,7%	[61]
<i>Lactobacillus plantarum</i> UFV-Lb26	MRS	30	9,00	RSM ¹ , WPI ² , WPPI ³	RSM 20% (p/v) WPI 20 % (p/v) WPPI ² 20%	180	75	Pilot-scale spray-dryer (GEA Niro A/S, Denmark)		RSM: 9,51 WPI: 9,18 WPPI: 9,47	[25]
(p/v)											
<i>Lactobacillus plantarum</i> CIDCA 83114	MRS	37	13,00	AO ⁴⁴ , CS ⁴⁵	AO 1,5; 2 y 3% (p/v) + CS 6%	145	60	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)	1:2 1,90; 1:3 2,59; 1:4 2,14	O/W 1:2 13,48 O/W 1:3 13,73 O/W 1:4 13,57	[47]
<i>Lactobacillus plantarum</i> TISTR 2075	MED6 ⁵⁸	37	EJT 9,04 ELS 8,51	MD ³ 10 ED	20 % (p/v)	130	70	Pilot-scale Mobile Minor spray-dryer (GEA Niro A/S, Denmark)		EJT 7,19 79,54% ELS 7,28 85,54%	[39]
<i>Lactobacillus acidophilus</i> NRRL B-4495	MRS	37	HM 9,06 MD3 9,05 GA 9,24	ALM ¹⁸ maiz, MD ³ 9-13 ED, GA ⁷	20 % (p/v)	140		Pilot-scale spray dryer (FT80/81 Tall Ringwood, UK)	ALM ¹⁸ 8,98 MD3 5,63 GA 8,94	ALM ¹⁸ 7,90 MD3 7,82 GA 8,10	[87]
<i>Lactobacillus plantarum</i> TISTR 2075	MED7 ⁵⁹	37	MD3 9,31 TRE 8,96 PRO 9,00 FIB ⁴¹ 9,03 ASC 8,90 ISO 9,11 PAL 8,90 GA 8,85	MD ³ 10 ED, TRE ³ , SPI ³⁷ , MPC ⁴⁶ , FIB ⁴¹ , PAL ⁴⁹ , ISO ⁵⁰ , GA ⁷ , ASC ⁵¹	MD ³ 10%; MD ³ 10% + TRE 5%; MD ³ 10% + 5% PRO (SPI-73,5%; MPC-24%); MD ³ 10% + 5% FIB ⁴¹ ; MD ³ 10% + 5% PAL; MD ³ 10% + 5% ISO; MD ³ 10% + 5% GAD; MD ³ 10% + 0,1% ASC	130	70	Pilot-scale Mobile Minor spray-dryer (GEA Niro A/S, Copenhagen, Denmark)	MD ³ 5,10 TRE 4,75 PRO 4,99 FIB ⁴¹ 4,40 ASC 5,14 ISO 4,38 PAL 4,27 GA 4,69	MD ³ 7,27 TRE 8,42 PRO 8,79 FIB ⁴¹ 7,55 ASC 7,00 ISO 6,82 PAL 6,97 GA 7,32	[40]

<i>Lactobacillus plantarum</i> MA2	MRS	37		TRE ⁹ , GMS ¹¹ , LAC ¹⁰	(p/v):TRE 3, 4 y 5% GMS 1, 2 y 3 % LAC 3.4 y 5 %	120, 140 y 160	50- 60 y 65	YC-015 spray dryer (Pilotech, Shanghai, China)	(140 °C, 60 °C y 1:3) 9,29 log UFC/g	[62]
<i>Lactobacillus rhamnosus</i> GG	MRS	37		LAC ¹⁰ , TRE ⁹ , MAN ²⁵ , DEX ⁶² , MD ³ 6 DE	1,25- 2,50- 6,25%: LAC ¹⁰ , TRE ⁹ , MAN ²⁵ , DEX ⁶² , MD ³	135	55- 60	Buchi B-290 laboratory spray dryer (Buchi, Switzerland)		[49]
<i>Lactococcus lactis</i>	MED8 ⁶⁰	37	9,90-10,32	RSM ¹ , TRE ⁹ , MD ³	10% (p/p) de las mezclas	180	70	Mobile Minor 2000 spray-dryer (GEA Niro A/S, Denmark)	0,5 RSM-0,5 TRE 62%±15,1	[88]