

MICROENCAPSULACIÓN DE ACEITES DE PESCADO

Laura M. Rodríguez-Hernández^{1}, Yara C. Reyes², Jorge A. Pino^{1,2} y Yójhansel Aragüez-Fortes¹*

¹Instituto de Investigaciones para la Industria Alimenticia, Carretera al Guatao km 3½, La Habana CP 19200, Cuba.

²Dpto. Alimentos, Instituto de Farmacia y Alimentos, La Habana, Cuba.

E-mail: lauram@iia.edu.cu

Recibido: 11-08-2021 / Revisado: 19-08-2021 / Aceptado: 27-08-2021 / Publicado: 31-08-2021

RESUMEN

Los aceites de pescado presentan componentes esenciales para el desarrollo del organismo y tratamiento de varias enfermedades, gracias a su valioso aporte nutritivo y propiedades antioxidantes. Sin embargo, son susceptibles a las condiciones ambientales de luz, calor y humedad que propician su rápido deterioro. La industria alimentaria ha recurrido a métodos de microencapsulación capaces de envolver el aceite en una matriz o soporte y proteger estos compuestos bioactivos de importancia para la salud. El objetivo del presente trabajo fue recopilar información acerca de la microencapsulación de los aceites de pescado. Diferentes métodos han demostrado ser útiles para la microencapsulación de estos aceites tales como el secado por aspersión, liofilización, coacervación y recubrimiento en lecho fluidizado, pero los dos primeros han sido los más usados con este fin.

Palabras clave: microencapsulación, aceites de pescado, estabilidad oxidativa.

ABSTRACT

Encapsulation of fish oils

Fish oils have essential components for the development of the body and treatment of various diseases, thanks to their valuable nutritional contribution and antioxidant properties. However, they are susceptible to environmental conditions of light, heat and humidity that lead to their rapid deterioration. The food industry has resorted to microencapsulation methods capable of involving the oil in a matrix or support and protecting these bioactive compounds of importance to health. The objective of the present work was to gather information about the encapsulation of fish oils. Different methods have proven useful for the microencapsulation of fish oils such as spray drying, freeze drying, coacervation and fluidized bed coating, but the first two have been the most used for this purpose.

Keywords: microencapsulation, fish oils, oxidative stability.

INTRODUCCIÓN

Los aceites de pescado y sus componentes están ganando un interés creciente en la alimentación y la industria farmacéutica debido a su estado natural y seguro, amplia aceptación por parte de los consumidores y a sus propiedades funcionales (1). Tienen una gran demanda porque contienen grandes cantidades de ácidos grasos poliinsaturados omega-3, que tienen numerosos beneficios para la salud (2-4).

***Laura M. Rodríguez-Hernández:** *Licenciada en Ciencias Alimentarias (IFAL, UH, La Habana, 2020). Reserva científica en los Laboratorios Centrales del IIIA. Principales líneas de investigación: secado por aspersión y análisis químico de aceites y grasas.*

Aunque se han realizado varios intentos para aprovechar todo el potencial de estos aceites, son químicamente inestables y susceptibles al deterioro oxidativo, especialmente cuando se exponen al oxígeno, luz, humedad y calor. Estos cambios tienen un efecto negativo en la estabilidad, propiedades sensoriales y aceptabilidad general de los productos desarrollados (5).

La microencapsulación es el proceso mediante el cual las gotas son rodeadas por una capa y embebidas en una matriz homogénea o heterogénea, para obtener gotas con menor tamaño de partículas con útiles propiedades (6). Mediante esta técnica se brinda protección a un amplio número de compuestos bioactivos presentes en los aceites de pescado (2, 3, 7-11), prolongando así su conservación y enmascarando propiedades indeseables, facilidades de transporte, manipulación e incorporación a alimentos fortificados y una liberación controlada del aceite durante el almacenamiento y empleo.

Estas partículas (núcleo + soporte) pueden ser producidas en nanómetros (nanoencapsulación), micrómetros (microencapsulación) o escala milimétrica, por diferentes métodos. Las partículas pueden tener forma regular (esférica, tubular u oval) o forma irregular (12).

Por todo lo anterior, el objetivo de este trabajo fue realizar una revisión bibliográfica sobre la microencapsulación de aceites de pescado.

Técnicas de microencapsulación de aceites de pescado

Numerosas técnicas se han empleado para microencapsular aceites de pescado. Estas incluyen el secado por aspersión, liofilización, coacervación y recubrimiento en lecho fluidizado (2, 3, 11).

Secado por aspersión

El secado por aspersión se ha hecho muy popular, debido a su bajo costo, rápida eliminación del agua y fácil de escalar y aplicar (2, 13, 14). Además, produce partículas esféricas del orden de los micrómetros, lo que proporciona un área superficial mayor del material microencapsulado. El principio del método está relacionado con la habilidad para encerrar los componentes activos dentro de una capa protectora exterior a la vez que el líquido de alimentación es transformado en una forma sólida y estable. El líquido de alimentación es bombeado y asperjado en una cámara de secado mediante una corriente de aire comprimido. Debido a las propiedades del soporte de formar películas, este se seca más rápido que el medio, generalmente agua, en la que las sustancias bioactivas están suspendidas para lograr el líquido de alimentación. Este hecho permite que el soporte forme una cubierta alrededor de las sustancias bioactivas. La Tabla 1 ilustra ejemplos que confirman que este método ha sido el más utilizado en la microencapsulación de aceites de pescado.

Tabla 1. Estudios recientes sobre la microencapsulación de aceites de pescado mediante secado por aspersión

Fuente	Soportes	Temperaturas (°C)	Resultados	Referencia
Pescado	CPS, APS, CPL, CS, LDP	TAE: 140 a 180	Los valores de eficiencia de energía para el secado por aspersión de aceite de pescado fueron de 7,48 a 8,54 %	16
Pescado	SSPS, MD 20 DE, OSA, HPBCD	TAE: 180 TAS: 85 ± 5	La mejor combinación de soportes fue 10 % de SSPS y 65 % de OSA. Se probó además que el calor es el factor limitante para la estabilidad de la emulsión	17
Pescado	CPS, APS, CPL, CS, LDP	TAE: 140 a 180	A TAE más altas, tamaños de partículas más grandes, altas EE, IP y bajo contenido de humedad y densidad bruta. Las microcápsulas preparadas con LDP mostraron la EE más elevada y el IP más bajo	18
Tilapia	Gelatina, sacarosa, trehalosa, GX	TAE: 110 a 120	La EE alcanzó un máximo de 90 % bajo las condiciones óptimas: 121 °C de TAE, velocidad del flujo de aire de 0,65 m ³ /min y presión de aspersión de 100 kPa	19

Tabla 1. (Cont.)

Fuente	Soportes	Temperaturas (°C)	Resultados	Referencia
Hígado de bacalao	GP, quitosano, MD	TAE: 180 ± 0,5 TAS: 90 ± 0,5	Con la combinación de GP y MD se obtuvo el porcentaje más alto liberación de aceite. Esta mezcla, así como la de GP y quitosano, incrementó la estabilidad oxidativa de las microcápsulas	20
Pescado	SLP, SGP	TAE: 180 TAS: 80	El SLP, tanto solo como en combinación con el SGP, mejoró la estabilidad oxidativa de las emulsiones y los polvos	21
Pescado	MD, GA, metilcelulosa	TAE: 160 TAS: 80 ± 4	La combinación óptima de soportes para obtener las propiedades físicas deseables se predijo para 16 % m/m de MD, 6,5 % m/m de GA y 0,88 % m/m de metilcelulosa	22
Sardina, caballa	SG	TAE: 180 TAS: 70	La EE del aceite encapsulado fue de 98 % y la estabilidad de oxidación pasadas 12 semanas se mantuvo en un intervalo similar al reportado para otros sistemas de matrices	23
Pescado	AM, GA, GAA	TAE: 180	Las emulsiones producidas por GAA mostraron una baja viscosidad comparada con la MD. Además, el tamaño de partícula fue grande (29.9 µm), y la EE fue de 76 %, similar a la del AM, pero superior a la de la GA (60 %)	24
Pescado	CS, MD (11, 19 y 25 DE)	TAE: 140 TAS: 70 a 95	Se produjeron polvos con vacuolas más grandes con MD 11. El IP fue más bajo para MD 19, 25 en comparación con la MD 11	25
Pescado	CS, GA	TAE: 160 TAS: 80	A medida que aumenta la uniformidad del tamaño y morfología de las partículas, incrementa la EE y decrece el contenido de aceite superficial observado por la adición de salvia al complejo	26
Sardina	Ácido vainílico-quitosano	TAE: 140 TAS: 77	El empleo del soporte mejoró el comportamiento reológico y las propiedades antioxidantes que resultó en una alta EE y estabilidad oxidativa durante el almacenamiento	27
Pescado	GA, gelatina	TAE: 190 TAS: 90	El tamaño de partícula medio presentó una estructura única de dos capas, una alta EE y un bajo contenido de aceite superficial	28
Pescado	MD, quitosano, TM, β-LG	TAE: 160	Las micropartículas presentaron un bajo contenido de aceite superficial, IP y alta estabilidad oxidativa	29
Hígado de tiburón	GA, MD	TAE: 150 TAS: 90	La proporción de GA y MD más efectiva fue 47 y 23 %, respectivamente. Esta combinación no tuvo una influencia en el contenido de vitamina A	30
Krill	CS, PSH, GA, AM	TAE: 140 TAS: 70 a 95	Pasado un período de dos semanas de almacenamiento a 50 °C se observó una retención de DHA y EPA del 80 % en los polvos	31
Pescado	Proteína de soya	TAE: 180 TAS: 96	Con proporción de soporte/aceite de 4:1 se produjeron polvos con tamaño de partícula menor de 2,5 µm, 88 % de EE y una buena estabilidad oxidativa	32
Anguila europea	APAE	TAE: 175 TAS: 80	Las microcápsulas presentaron una superficie esférica. El APAE incrementó la actividad antioxidante, estabilidad oxidativa y termoestabilidad del aceite	33

Tabla 1. (Cont.)

Fuente	Soportes	Temperaturas (°C)	Resultados	Referencia
Carpa plateada	GA, MD, AM, Hi-Cap, insulina	TAE: 170 TAS: 80 a 85	Todas las emulsiones fueron estables cinéticamente. El secado por aspersión con todas las combinaciones de soporte usadas incremento la estabilidad oxidativa, pero el AM fue más efectivo que la GA	34
Sardina india	MD, GA, CS	TAE: 160 TAS: 80	La mayor EE fue obtenida para aceites microencapsulados con consistente proteína hidrolizada	35
Pescado	GA-MD, CP-MD	TAE: 170 TAS: 118-120	El uso de CP fue más eficiente que el uso de GA en cuánto la estabilidad oxidativa. El IP más alto fue 17,4 mmol/kg después de 28 días bajo condiciones extremas de almacenamiento (40 °C y 75 % HR)	10
Atún	APS, GA _g , GG	TAE: 160 TAS: 94	Las micropartículas de capa doble con una carga útil de 42,6 % presentaron un contenido de aceite superficial de 1,8 %, EE de 95,8 % y una significativa estabilidad oxidativa	36
Pescado	Proteína de suero	TAE: 100 a 160 TAS: 50 a 65	A TAS de 55 °C se lograron las mejores características de los polvos	37
Hígado de tiburón	GA, MD	TAE: 150 TAS: 90	Se demostró la factibilidad de escalar el método de secado por aspersión, para la microencapsulación de la mezcla de aceite de hígado de tiburón en el escalado industrial. Los parámetros de calidad de las cápsulas cumplieron con los límites establecidos durante 24 meses	38
Pescado	MD 21 DE, APY	TAE: 180 TAS: 87	En comparación al oxígeno externo, el impacto del oxígeno interno en la oxidación del aceite microencapsulado es menor, aunque se confirmó la dependencia del oxígeno disuelto en aceite bruto en la disminución de la oxidación	39
Pescado	MD 21 DE, APY	TAE: 180 TAS: 87	Los productos de oxidación calculados por la masa de aceite se oxidaron más rápido en el polvo con 5 % de aceite	40

CS: caseinato de sodio; CC: caseinato de calcio; LDP: leche desnatada en polvo; TAE: temperatura del aire de entrada; TAS: temperatura del aire de salida; CH: carbohidratos; EE: eficiencia de encapsulación; IP: índice de peróxido; EDTA: ácido etilendiaminotetraacético; CPS: concentrado de proteína de suero; APS: aislado de proteína de suero; CPL: concentrado de proteína de leche; SSPS: polisacárido soluble de frijol de soya; MD: maltodextrina; DE: equivalente de dextrosa; OSA: octenil succínico anhidro; HPBCD: hidroxipropil β-ciclodextrina; GX: goma xantana; APG: aislado de proteína de guisante; SLP: suero de leche en polvo; SGP: sirope de glucosa en polvo; GP: gelatina de pescado; AM: almidón modificado; GAA: goma de árbol de anacardo; SG: sirope de glucosa; GA: goma arábiga; JG: jarabe de glucosa; HPP: hidrolizado de proteína de pescado; AM: almidón modificado; TM: tiol modificado; α-LG: α-lactoglobulina; GA_g: goma agar; GG: goma gellan; PSH: proteína de suero hidrolizada; DHA: ácido docosahexaenoico; EPA: ácido eicosapentaenoico; HPC: hidroxipropilcelulosa; Capsul: almidón de maíz modificado; APAE: aislado de proteína de anguila europea; Hi-Cap: almidón modificado químicamente obtenido de maíz ceroso; CP: caseína-pectina; HR: humedad relativa; APY: aislado de proteína de soya.

Las variables que influyen en la eficiencia del proceso se clasifican en dos tipos: propiedad de la emulsión de alimentación (soporte y núcleo) y los parámetros del secado, que incluyen el contenido de sólidos, viscosidad, tipo de soporte,

humedad y flujo del aire, temperaturas de entrada y salida del aire, temperatura y velocidad de alimentación, tipo de aspersor y geometría de la cámara (15). Estos parámetros han sido profundizados en otras reseñas (41-43).

Liofilización

La liofilización se basa en la deshidratación por sublimación del agua de un producto congelado entre -90 y -40 °C (2). Este proceso se divide en tres etapas: congelación, secado primario (sublimación) y secado secundario (desorción) (44). Es un método ampliamente utilizado en las industrias farmacéutica y alimentaria debido a su simplicidad, flexibilidad y facilidad de escalado. No obstante, en comparación con el secado por aspersión, su costo es 30 a 50 veces mayor, debido principalmente al largo tiempo de operación que puede

oscilar entre 8 y 24 h. La liofilización se usa para la deshidratación de materiales termosensibles (2). Se ha demostrado que las muestras liofilizadas son más resistentes a la oxidación y baja la eficiencia de encapsulación (5). El método es simple y de fácil operación, pero tiene como desventajas un alto consumo energético y tiempo prolongado de operación, que hacen elevar sus costos. Además, puede ocurrir la formación de estructuras porosas que afecta la estabilidad del agente activo. A pesar de las desventajas, este método se ha aplicado con éxito en la microencapsulación de aceites de pescado (Tabla 2).

Tabla 2. Estudios recientes sobre la microencapsulación de aceites de pescado mediante liofilización

Fuente	Soportes	Parámetros	Resultados	Referencia
Sardina	Polvo de clara de huevo	ND	La microencapsulación del aceite con albúmina por liofilización no fue tan eficaz como la del secado por aspersión, en cuanto a la estabilidad oxidativa, probablemente debido a la porosidad de la capa de proteína en el aceite o la fuga de aceite a través de grietas	46
Lanzón	CS, MD, lactosa	-40 °C , 36 a 48 h	La sustitución de lactosa por MD y el uso de una temperatura inicial baja resultaron en una mejor vida útil de las microcápsulas. Una baja velocidad de congelación y pequeño tamaño de partículas ocasionaron el efecto contrario	47
Lanzón	CS, lactosa	-40 °C, 48 h	Los resultados no mostraron relación aparente entre el tamaño de partículas, EE y estabilidad durante el almacenamiento. Los únicos polvos que mostraron larga vida útil fueron obtenidos mediante congelación rápida con nitrógeno líquido	48
Atún	Quitosano, MD, APS	-80 °C, 24-48 h	Los radios óptimos de quitosano: MD y quitosano: APS fueron de 1:10 y 1:1, respectivamente. La combinación de quitosano y MD resultó en el menor tamaño de partículas y mayor estabilidad de la emulsión	49
Arenque americano	BCD, PCL	-30 °C, 24 h	Los resultados mostraron que con la relación 10:20 de BCD y PCL se obtuvieron la mejor composición en cuanto a EE, contenido de aceite encapsulado, fuga de aceite de pescado después de la liofilización y retención de EPA	50
Arenque americano	APS	-40 °C, 48 h	La caracterización de las microcápsulas fue 4,5 % de contenido de humedad, 5,3 % de aceite superficial, EE de 83,3 % y tamaño de partícula promedio de 56,2 µm	51
Pescado	PSS, MD, OSA, HPBCD	-50 °C, 40 h	Al aumentar el contenido de PSS en las emulsiones disminuyó la velocidad de oxidación. Las partículas mostraron una morfología irregular, ligera y muy porosa	17

Tabla 2. (Cont.)

Fuente	Soportes	Parámetros	Resultados	Referencia
Pescado	HAPSY-MD	-50 °C, 24 h	El uso de HAPSY-MD propició un pequeño tamaño de partículas y bajo índice de polidispersión. La EE disminuyó de 97,84 a 91,47 % con el aumento del grado de hidrólisis	52
Jurel, bagre, atún	CS	40 h	El contenido de SFA, MUFA y PUFA en las microcápsulas obtenidas por liofilización fue de 53,74 %, 32,20 % y 1,91 %, respectivamente. La fortificación de un helado con las microcápsulas disminuyó el contenido de SFA y aumentó los MUFA y PUFA	53
Arenque americano	Células de levadura	-15 °C, 20 h	El aceite microencapsulado mostró ser estable durante 30 días de almacenamiento a HR por debajo del 70 %. El uso del hidroxilpropilcelulosa mejoró la estabilidad oxidativa	54
Kilka	MD, CS, CPS, Hi-Cap 100	-70 °C, 72 h	La mezcla de todos los soportes ocasionó el mayor tamaño de partículas y viscosidad más baja en la emulsión. La mejor EE se obtuvo con la combinación de MD, Hi-Cap 100 y CPS, que además resultó en la peor estabilidad de la emulsión y menor valor de humedad	55
Hígado de bacalao	Traganto, carragenina	-50 °C, 72 h	Las muestras encapsuladas con carragenina presentaron mayores valores de aceite superficial, solubilidad e higroscopicidad que las encapsuladas con traganto. La composición de la matriz encapsulante resultó en una alta EE y buena protección oxidativa	56
Pescado	GK, APSY, AP	-85 °C, 24 h	La EE fue de 83,52 %. La microscopía electrónica de barrido de las microcápsulas mostró partículas irregulares con una estructura en forma de poro	57
Atún	AA, MD, APS	-50 °C, 48 h	Las microcápsulas mostraron una alta EE (80,5 a 86,4 %), bajo contenido de humedad (0,24 a 3,47 %) y baja actividad de agua (0,05 a 0,23). Los valores de IP se mantuvieron por debajo de los límites estipulados	58

GA: goma arábica; ND: no definido; CS: caseinato de sodio; MD: maltodextrina; EE: eficiencia de encapsulación; APS: aislado de proteína de suero; BCD: α -ciclodextrina; PCL: policaprolactona; EPA: ácido eicosapentaenoico; PSS: polisacárido soluble de soja; OSA: octenil succínico anhidro; HPBCD: hidroxipropil β -ciclodextrina; HAPSY-MD: hidrolizados de aislado de proteína de soja y maltodextrina; SFA: ácidos grasos saturados; MUFA: ácidos grasos monoinsaturados; PUFA: ácidos grasos poliinsaturados; HR: humedad relativa; CPS: concentrado de proteína de suero; Hi-Cap 100: almidón modificado; GK: glucomanano de Konjac; APSY: aislado de proteína de soja; AP: almidón de papa; AA: almidón de arrurruz; IP: índice de peróxido.

Coacervación

Este método comprende la atracción electrostática entre dos biopolímeros con cargas opuestas y la formación de un coacervato en un rango estrecho de pH. Aquí, la fase líquida se separa de la fase rica en el biopolímero (coacervato) (14). La coacervación puede ser simple o compleja. En la coacervación simple, existe solo un

polímero, mientras que la compleja involucra la interacción de dos coloides con cargas opuestas (45). La coacervación simple tiene como ventajas bajo costo y operación flexible. Para inducir la separación de fase, requiere de sales inorgánicas baratas, mientras que la coacervación compleja es más sensible a los cambios de pH. Por su parte, la coacervación compleja emplea hidrocoloides costosos, pero produce

microcápsulas con bajo aceite superficial, alto contenido y estabilidad en comparación con las emulsiones secadas por aspersión (2). Comparada con otros métodos de microencapsulación, la coacervación compleja es un método escalable y ecológico (45). La coacervación permite una alta eficiencia de encapsulación y controlar el tamaño de partícula. Además, provee protección contra reacciones de degradación, previene la pérdida de compuestos volátiles, un buen control de liberación y mejora la estabilidad del aceite. Sin embargo, el mayor problema que tiene es la aglomeración de microcápsulas. En general, el procedimiento es operacionalmente complejo, requiere de un control de los parámetros experimentales y es costosa (12).

La coacervación simple es la más adecuada para los aceites con el uso de un polímero como gelatina o etil celulosa (59). La Tabla 3 presenta ejemplos de la aplicación de este método en la microencapsulación de aceites de pescado.

Recubrimiento en lecho fluidizado

Es un método que permite encapsular materiales activos sólidos y líquidos adsorbidos dentro de un sólido poroso (2). El mismo está basado en el recubrimiento adicional de las partículas en polvo mediante un proceso por lotes o continuo. Las partículas por recubrir han de ser esféricas con una estrecha distribución de tamaño y

Tabla 3. Estudios recientes sobre la microencapsulación de aceites de pescado mediante coacervación

Fuente	Soportes	Parámetros	Resultados	Referencia
Pescado	MD, HPMC	25 °C, 40 MPa	La EE fue mayor a una concentración de HPMC de 4 % y porcentaje de aceite menor del 30 %. La estabilidad oxidativa del aceite mejoró al reemplazar la MD por 40 % de acacia. La EE fue de 93 a 99 %	62
Pescado	Gelatina, goma acacia	50 °C, pH: 4	Adecuados valores de EE y contenido de aceite en las microcápsulas se lograron con una relación de 3,2:6,7 de gelatina:goma acacia. El tamaño de partícula promedio osciló entre 6,84 y 13,59 µm	63
Atún	GA, APS	pH: 3 a 7	El pH óptimo y relación de APS:GA fue de 3,75 y 3:1 respectivamente. El proceso posterior de secado por aspersión resultó en una mayor estabilidad oxidativa y EE que el proceso de secado por liofilización	64
Atún	Gelatina, HMS	Secado a 105 °C pH: 3,8 a 7	El rendimiento más alto fue obtenido a pH 4,7 y relación 15:1 de gelatina y HMS. Las microcápsulas con múltiples núcleos se formaron a 5 °C, a una velocidad de 12 °C/h. La EE estuvo entre 88,03 y 99,82	65
Pescado	Gelatina, GA	pH: 4 a 50 °C Secado a -30 °C por 48 h	Los valores máximos de EE y porcentaje de aceite en las microcápsulas se obtuvieron con 1,5 % de soportes y 3 % de aceite. Las partículas presentaron una estructura redondeada y multinúcleos	66
Pescado	Gelatina, GA	pH: 3,7	Las microcápsulas obtenidas presentaron valores de 5,5 % de humedad; 4,54 µm de tamaño de partícula promedio; 10,22 % de aceite superficial; 28,55 % de capacidad de carga y 89,78 % de EE	28
Hígado de bacalao	APS, insulina	pH: 4 a 6,5 a 40 °C	Se obtuvo un rendimiento de 61 % y una EE de 94 % usando una pequeña cantidad de soporte (insulina:APS=0,4) y aceite de pescado (20 %). Las microcápsulas optimizadas no resistieron las condiciones de pH y temperatura	67

MD: maltodextrina; HPMC: hidroxipropil metilcelulosa; EE: eficiencia de encapsulación; GA: goma arábiga; APS: aislado de Proteína de suero; HMS: hexametafosfato de sodio.

buena fluidez. Las partículas son suspendidas en una corriente de aire, a una temperatura dada, y son asperjadas con el material recubridor (60). La evaporación del agua es controlada por varios factores, tales como, velocidad de aspersión, flujo de aire, humedad del aire de entrada y temperatura (9). Con este método pueden usarse más tipos de soportes que en el secado por aspersión. Estos deben tener una viscosidad adecuada, estabilidad térmica y habilidad para formar películas. Para este fin, pueden usarse disoluciones acuosas de celulosa, derivados del almidón, dextrinas, proteínas, gomas, lípidos fundidos, aceites vegetales hidrogenados, emulsificadores y ceras (2). Es un procedimiento térmicamente eficiente y de bajo costo operacional (12). Este método se aplicó con éxito en la encapsulación de aceite de pescado (61). Los autores utilizaron hidroxipropil b-ciclodextrina como soporte y temperaturas del aire de entrada entre 60 y 70 °C, y temperaturas del aire de salida entre 30 y 40 °C. Valores altos de índice de peróxido demostraron la baja estabilidad de los polvos procesados por lecho fluidizado, al aumentar la concentración de propanal se detectó mayor contenido de hidroperóxidos.

Uno de los principales problemas en el proceso de lecho fluidizado es la aglomeración incontrolada de las partículas. En realidad, se produce la coalescencia del material recubierto húmedo, junto con la formación de puentes líquidos entre las partículas (68). Después de que se evapora el disolvente, los puentes líquidos se solidifican, formando así aglomerados. Este fenómeno se produce cuando la temperatura de la superficie de

la partícula está por encima de la temperatura de transición vítrea de la sustancia de revestimiento. Varios estudios mostraron que la temperatura de entrada, la presión de atomización y concentración de la solución de recubrimiento son las principales variables que deben controlarse para disminuir las aglomeraciones (69).

El revestimiento por lecho fluidizado está asociado al secado por aspersión para aglomerar las partículas generadas y aumentar su tamaño. Este método crea una capa adicional de recubrimiento por lo que se mejora la estabilidad de materiales sensibles como los aceites. No obstante, los tiempos largos que requiere limitan su generalización.

CONCLUSIONES

En resumen, la microencapsulación emerge como una opción para incrementar la estabilidad, actividad biológica y funcional, así como la liberación de los aceites de pescado. Diferentes métodos han demostrado ser útiles para la microencapsulación de aceites de pescado, donde el más usado ha sido el secado por aspersión y en segundo lugar la liofilización. Las investigaciones futuras deberán ser dirigidas al uso de combinar estos métodos para encapsular mezclas de aceites de pescado para productos alimenticios y farmacéuticos.

REFERENCIAS

1. Strobel C, Jahreis G, Kuhnt K. Survey of n-3 and n-6 polyunsaturated fatty acids in fish and fish products. *Lipids Health Dis* 2012; 11(1):e144. DOI: 10.1186/1476-511X-11-144
2. Bakry AM, Abbas S, Ali B, Majeed H, Abouelwafa MY, Mousa A, Liang L. Microencapsulation of oils: A comprehensive review of benefits, techniques, and applications. *Compr Rev Food Sci Food Saf* 2016; 15:143-82.
3. Ruiz-Ruiz JC, Ortiz-Vazquez E, Segura-Campos MR. Encapsulation of vegetable oils as source of omega-3 fatty acids for enriched functional foods. *Crit Rev Food Sci Nutr* 2017; 57:1423-34.
4. Geranpour M, Assadpour E., Jafari SM. Recent advances in the spray drying encapsulation of essential fatty acids and functional oils. *Trends Food Sci. Technol* 2020; 102:71-90.
5. Velasco J, Dobarganes C, Marquez-Ruiz G. Variables affecting lipid oxidation in dried microencapsulated oils. *Grasas Aceites* 2003; 54:304-14.
6. Tolve R, Cela N, Condelli N, Di Cairano M, Caruso MC, Galgano F. Microencapsulation as a tool for the formulation of functional foods: the phytosterols' case study. *Foods* 2020; 9(4):e470. DOI: 10.3390/foods9040470
7. Gharsallaoui A, Roudaut G, Chambin O, Voilley A, Saurel R. Applications of spray-drying in microencapsulation of food ingredients: An overview. *Food Research Int* 2007; 40(9):1107-21.

8. Calvo P, Castano AL, Hernandez MT, Gonzalez-Gomez D. Effects of microcapsule constitution on the quality of microencapsulated walnut oil. *Eur J Lipid Sci Technol* 2011; 113:1273-80.
9. Đorđević V, Balanè B, Belsèak-Cvitanoviè A, Leviè S, Trifkoviè K, Kaluševiè A, Kostiaè I, Komes D, Bugarski B, Nedovic V. Trends in encapsulation technologies for delivery of food bioactive compounds. *Food Eng Rev* 2014; 7(4):452-90.
10. Vaucher ACS, Dias PCM, Coimbra PT, Costa ISM, Marreto RN, Dellamora Ortiz GM. Microencapsulation of fish oil by casein-pectin complexes and gum arabic microparticles: oxidative stabilization. *J Microencapul* 2019; 36(5):459-73
11. Mohammed NK, Tan CP, Manap YA, Muhialdin BJ, Hussin ASM. Spray drying for the encapsulation of oils—A review. *Molecules* 2020; 25(17):3873 DOI: 10.3390/molecules25173873
12. Carvalho IT, Estevinho BN, Santos L. Application of microencapsulated essential oils in cosmetic and personal healthcare products—a review. *Int J Cosmet Sci* 2016; 38:109-19.
13. Nedovic V, Kalusevic A, Manojlovic V, Levic S, Bugarski B. An overview of encapsulation technologies for food applications. *Procedia Food Sci* 2011; 1:1806-15.
14. El Asbahani A, Miladi K, Badri W, Sala M, Ait Addi EH, Casabianca H, El Mousadik A, Hartmann D, Jilale A, Renaud FNR, Elaissari A. Essential oils: From extraction to encapsulation. *Int J Pharm* 2015; 483(1-2):220-43.
15. Anandharamakrishnan C, Ishwarya SP. Spray drying for encapsulation, En: Anandharamakrishnan C, Ishwarya SP Eds. *Spray Drying Techniques for Food Ingredient Encapsulation*. Hoboken: John Wiley & Sons Ltd; 2015. pp. 65-76.
16. Aghbashlo M, Mobli H, Rafiee S, Madadlou A. Energy and exergy analyses of the spray drying process of fish oil microencapsulation. *Biosyst Eng* 2011; 3:229-41.
17. Anwar SH, Weissbrodt J, Kunz B. The influence of drying methods on the stabilization of fish oil microcapsules: Comparison of spray granulation, spray drying, and freeze drying. *J Food Engin* 2011; 105:367-78.
18. Aghbashlo M, Mobli H, Madadlou A, Rafiee S. Influence of wall material and inlet drying air temperature on the microencapsulation of fish oil by spray drying. *Food Bioprocess Technol* 2012; 6:1561-9.
19. Huang H, Hao S, Li L, Yang X, Cen J, Lin W, Wei Y. Influence of emulsion composition and spray-drying conditions on microencapsulation of tilapia oil. *J. Food Sci Technol* 2012; 51:2148-54.
20. Pourashouri P, Shabanpour B, Razavi SH, Jafari SM, Shabani A, Aubourg SP. Oxidative stability of spray-dried microencapsulated fish oils with different wall materials. *J Aquatic Food Prod Technol* 2014; 23:567-78.
21. Augustin MA, Bhail S, Cheng LJ, Shen Z, Øiset S, Sanguansri L. Use of whole buttermilk for microencapsulation of omega-3 oils. *J Functional Foods* 2015, 19, 859-67.
22. Tirgar M, Jinap S, Zaidul ISM, Mirhosseini H. Suitable coating material for microencapsulation of spray-dried fish oil. *J Food Sci Technol* 2015; 52(7):4441-9.
23. Morales-Medina R, Tamm F, Guadix AM, Guadix EM, Drusch S. Functional and antioxidant properties of hydrolysates of sardine (*S. pilchardus*) and horse mackerel (*T. mediterraneus*) for the microencapsulation of fish oil by spray-drying. *Food Chem* 2016; 194:1208-16.
24. Alvarenga-Botrel D, Vilela-Borges S, de Barros-Fernandes RV, Antoniassi R, Ferreira de Faria-Machado A, de Andrade-Feitosa JP, Monteiro-de Paula RC. Application of cashew tree gum on the production and stability of spray-dried fish oil. *Food Chem* 2017; 221:1522-9.
25. Ghani AA, Adachi S, Shiga H, Neoh TL, Adachi S, Yoshii H. Effect of different dextrose equivalents of maltodextrin on oxidation stability in encapsulated fish oil by spray drying. *Biosci Biotechnol Biochem* 2017; 81(4):705-11.
26. Binsi PK, Nayak N, Sarkar PC, Jeyakumari A, Ashraf PM, Ninan G, Ravishankar CN. Structural and oxidative stabilization of spray dried fish oil microencapsulates with gum Arabic and sage polyphenols: Characterization and release kinetics. *Food Chem* 2017; 219:158-68.
27. Vishnu KV, Chatterjee NS, Ajeeshkumar KK, Lekshmi RGK, Tejpal CS, Mathew S, Ravishankar CN. Microencapsulation of sardine oil: application of vanillic acid grafted chitosan as a bio-functional wall material. *Carbohydr polym* 2017; 174:540-8.
28. Yu F, Li Z, Zhang T, Wei Y, Xue Y, Xue C. Influence of encapsulation techniques on the structure, physical properties, and thermal stability of fish oil microcapsules by spray drying. *J Food Process Engin* 2017; DOI: 10.1111/jfpe.12576
29. Chang HW, Tan TB, Tan PY, Abas F, Lai OM, Wang Y, Wang Y, Nehdi IA, Tan CP. Microencapsulation of fish oil using thiol-modified α -lactoglobulin fibrils/chitosan complex: a study on the storage stability and in vitro release. *Food Hydrocoll* 2018; 80:186-94.
30. García CM, Fernández M, López OD, Castiñeira M, Martínez B, Nogueira A, Turiño L. Microencapsulation of shark liver oil pool by spray drying. *Lat Am Appl Res* 2018; 48:89-93.
31. Takashige S, Hermawan Dwi A, Sultana A, Shiga H, Adachi S, Yoshii H. Encapsulation of krill oil by spray drying. En: *IDS 2018. 21st International Drying Symposium Proceedings*. Editorial Universitat Politècnica de València. 2018; 587-94.

32. Di Giorgio L, Salgado PR, Mauri AN. Encapsulation of fish oil in soybean protein particles by emulsification and spray drying. *Food Hydrocoll* 2019; 87:891-901.
33. Taktak W, Nasri R, Lopez-Rubio A, Hamdi M, Gomez-Mascaraque LG, Amor NB, Kabadou A, Li S, Nasri M, Karra-chaâbouni M. Improved antioxidant activity and oxidative stability of spray dried European eel (*Anguilla anguilla*) oil microcapsules: Effect of emulsification process and eel protein isolate concentration. *Mater Sci Eng: C* 2019; 104. DOI: 10.1016/j.msec.2019.109867
34. Nawas T, Azam MS, Ramadhan AH, Xu Y, Xia W. Impact of wall material on the physiochemical properties and oxidative stability of microencapsulated spray dried silver carp oil. *J Aquatic Food Prod Technol* 2019; 28(1):49-63.
35. Unnikrishnan P, Kizhakkethil BP, Annamalai J, Ninan G, Abubacker ZA, Nagarajarao RC. Tuna red meat hydrolysate as core and wall polymer for fish oil encapsulation: a comparative analysis. *J Food Sci Technol* 2019; 56:2134-46.
36. Wang B, Adhikari B, Barrow CJ. Highly stable spray dried tuna oil powders encapsulated in double shells of whey protein isolate-agar gum and gellan gum complex coacervates. *Powder Technol* 2019; 358(15):79-86.
37. Lavanya MN, Kathiravan T, Moses JA, Anandharamakrishnan C. Influence of spray-drying conditions on microencapsulation of fish oil and chia oil. *Dry Technol* 2020; 38(3):279-92.
38. García-Peña CM, Fernández-Cervera M, Castiñeira-Díaz M, López-Hernández OD, Martínexz-Espinosa V, Nogueira-Mendoza A. Aceite de hígado de tiburón microencapsulado: Desarrollo de una formulación de cápsulas duras. *J Pharm Pharmacognosy Res* 2020; 9(2):195-207.
39. Linke A, Linke T, Kohlus R. Contribution of the internal and external oxygen to the oxidation of microencapsulated fish oil. *Proteom* 2020; 122(8). DOI: 10.1002/ejlt.201900381
40. Linke A, Weiss J, Kohlus R. Impact of the oil load on the oxidation of microencapsulated oil powders. *Food Chem* 2021; 341(1): 128153. DOI: 10.1016/j.foodchem.2020.128153
41. Bringas-Lantigua M, JA. Pino. Microencapsulación de saborizantes mediante secado por atomización. *Cienc Tecnol Alim* 2012; 11(2):34-68.
42. Expósito I, Pino JA. Secado de aromas de alimentos por aspersión. *Cienc Tecnol Alim* 2010; 20(1):67-73.
43. Bringas-Lantigua M, Jorge A. Pino JA, Yojhansel Aragüez-Forte Y. Secado por atomización de jugos de frutas. *Cienc Tecnol Aliment* 2014; 24(3):67-72.
44. Gómez B, Barba FJ, Domínguez R, Putnik P, Bursæ-Kovaèviæ D, Pateiro M, Toldrá F, Lorenzo JM. Microencapsulation of antioxidant compounds through innovative technologies and its specific application in meat processing. *Trends Food Sci Technol* 2018; 82:135-47.
45. Aloys H, Korma SA, Alice TM, Chantal N, Ali AH, Abed SM, Ildephonse H. Microencapsulation by complex coacervation: methods, techniques, benefits, and applications - A review. *Am J Food Sci Nutr Res* 2016; 3(6):188-92.
46. Taguchi K, Iwami K, Ibuki F, Kawabata M. Oxidative stability of sardine oil embedded in spray-dried egg white powder and its use for n-3 unsaturated fatty acid fortification of cookies. *Biosci Biotech Biochem* 1992; 56(4):560-3.
47. Heinzlmann K, Franke K. Using freezing and drying techniques of emulsions for the microencapsulation of fish oil to improve oxidation stability. *Coll Surf B: Riointerf* 1999; 12:223-9.
48. Heinzlmann K, Franke K, Velasco J., Marquez-Ruiz G. Microencapsulation of fish oil by freeze drying techniques and influence of process parameters on oxidative stability during storage. *Eur Food Res Technol* 2000; 211:234-9.
49. Klaypradit W, Huang Y. Fish oil encapsulation with chitosan using ultrasonic atomizer. *LWT*, 2008; 41:1133-9.
50. Choi M, Ruktanonchai U, Min S, Chun J, Sootitawat A. Physical characteristics of fish oil encapsulated by b-cyclodextrin using an aggregation method or polycaprolactone using an emulsion-diffusion method. *Food Chem* 2010; 119:1694-703.
51. Legako J, Dunford NT. Effect of spray nozzle design on fish oil-whey protein microcapsule properties. *J. Food Sci.* 2010; 75(6):394-400.
52. Zhang Y, Tan C, Abbas S, Eric K, Zhang X, Xia S, Jia C. The effect of soy protein structural modification on emulsion properties and oxidative stability of fish oil microcapsules. *Coll Surf B: Biointerf* 2014; 120(1):63-70.
53. Andajani PT, Purnomo H, Radiati LE. Fatty acids profile of trevally (*Selaroides* spp), catfish (*Clarias* sp) and tuna (*Thunnus* sp) fish oil, microencapsulated mixture of fish oil and fortified in ice cream. *Int J Chem Tech Res* 2015; 8(11):548-55.
54. Czerniak A, Kubiak P, Bia³as W, Jankowski T. Improvement of oxidative stability of menhaden fish oil by microencapsulation within biocapsules formed of yeast cells. *J Food Engin* 2015; 167:2-11.
55. Hasani M, Rad AHE, M.Hosseini M, Noghabi MS. Physicochemical characteristic of microencapsulated fish oil by freeze-drying using different combinations of wall materials. *Biosci Biotechnol Res Asia* 2015; 12(2):45-51.
56. Pourashouri P, Shabanpour B, Heydari S, Raeisi S. Encapsulation of fish oil by carrageenan and gum tragacanth as wall materials and its application to the enrichment of chicken nuggets. *LWT - Food Sci Technol* 2020; 137. DOI: 10.1016/j.lwt.2020.110334

57. Cui T, Chen C, Jia A, Li D, Shi Y, Zhang M, Bai X, Liu X, Liu Ch. Characterization and human microfold cell assay of fish oil microcapsules: Effect of spray drying and freeze-drying using konjac glucomannan (KGM)-soybean protein isolate (SPI) as wall materials. *J Functional Foods* 2021; 83. DOI: 10.1016/j.jff.2021.104542
58. Charles AL., Abdillah AA, Saraswati YR, Sridhar K, Balderamosa C, Masithah ED, Alamsjah MA. Characterization of freeze-dried microencapsulation tuna fish oil with arrowroot starch and maltodextrin. *Food Hydrocoll* 2021; 112. DOI: 10.1016/j.foodhyd.2020.106281
59. Pavela R, Benelli G. Essential oils as ecofriendly biopesticides? Challenges and constraints. *Trends Plant Sci* 2016; 21(12):1000-7.
60. Leeke GA, Lu T, Bridson RH, Seville JPK. Application of nano-particle coatings to carrier particles using an integrated fluidized bed supercritical fluid precipitation process. *J Supercrit Fluids* 2014; 91:7-14.
61. Anwar S H, Weissbrodt J, Kunz B. Microencapsulation of fish oil by spray granulation and fluid bed film coating. *Food Sci* 2010; 75(6):359-71.
62. Wu K, Chai X, Chen Y. Microencapsulation of fish oil by simple coacervation of hydroxypropyl methylcellulose. *Chin J Chem* 2005; 23:1569-72.
63. Tamjidi F, Nasirpour A, Shahedi M. Mixture design approach for evaluation of fish oil microencapsulation in gelatin-acacia gum coacervates. *Int J Polymeric Mater* 2013, 62:444-9.
64. Eratte D, Wang B, Dowling K, Barrow CJ, Adhikari BP. Complex coacervation with whey protein isolate and gum arabic for the microencapsulation of omega-3 rich tuna oil. *Food Funct* 2014; 5:2743-50.
65. Wang B, Adhikari B, Barrow CJ Optimisation of the microencapsulation of tuna oil in gelatin–sodium hexametaphosphate using complex coacervation. *Food Chem* 2014; 158:358-65.
66. Habibi A, Keramat J, Hojjatoleslami M, Tamjidi F. Preparation of fish oil microcapsules by complex coacervation of gelatin–gum arabic and their utilization for fortification of pomegranate juice. *J Food Process Engin* 2016; DOI: 10.1111/jfpe.12385
67. Rios-Mera JD, Saldaña E, Ramírez Y, Auquiñivín EA, Alvim ID, Contreras-Castillo CJ. Encapsulation optimization and pH- and temperature-stability of the complex coacervation between soy protein isolate and inulin entrapping fish oil. *LWT - Food Sci Technol* 2019; 116. DOI: 10.1016/j.lwt.2019.108555
68. Saleh K, Steinmetz D, Hemati M. Experimental study and modelling of fluidized bed coating and agglomeration. *Powder Technol* 2003; 130:116-23.
69. Prata AS, Maudhuit A, Boillereaux L, Poncelet D. Development of a control system to anticipate agglomeration in fluidised bed coating. *Powder Technol* 2012; 224:168-74.