



**S.E.P. TECNOLÓGICO NACIONAL DE
MÉXICO**

INSTITUTO TECNOLÓGICO DE TUXTEPEC



MAESTRÍA EN CIENCIAS EN ALIMENTOS

**EVALUACIÓN DE LA MICROENCAPSULACIÓN POR
SECADO POR ASPERSIÓN DE UN COMPUESTO
ACTIVO USANDO CONCENTRADO PROTEICO DE
FRIJOL: MALTODEXTRINA COMO MATERIAL PARED**

TESIS

PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

MAESTRA EN CIENCIAS EN ALIMENTOS

PRESENTA:

IBQ. MARÍA GUADALUPE LOZANO AGUIRRE

DIRECTOR (A):

DRA. BETSABÉ HERNÁNDEZ SANTOS

CO-DIRECTOR INTERNO:

DR. JESÚS RODRÍGUEZ MIRANDA

CO-DIRECTOR EXTERNO:

DRA. REYNA NALLELY FALFAN CORTES

San Juan Bautista Tuxtepec, Oax. 25 noviembre 2022



Autorización de Presentación Electrónica de Tesis

San Juan Bautista Tuxtepec, Oax., 03/Noviembre/2022

Oficio No. DEP/CT-6161

**C. MARÍA GUADALUPE LOZANO AGUIRRE
EGRESADA DE LA MAESTRÍA EN CIENCIAS EN ALIMENTOS
CON NÚMERO DE CONTROL M14350326
P R E S E N T E**

POR MEDIO DE LA PRESENTE ME PERMITO COMUNICARLE QUE EL COMITÉ TUTORIAL INTEGRADO POR LOS CC. BETSABÉ HÉRNANDEZ SANTOS, JESÚS RODRÍGUEZ MIRANDA, REYNA NALLELY FALFAN CORTÉS, MARÍA DE LOS ÁNGELES VIVAR VERA Y ERNESTINA PAZ GAMBOA, REVISÓ Y APROBÓ EN SU TOTALIDAD EL TRABAJO PROFESIONAL DENOMINADO "EVALUACIÓN DE LA MICROENCAPSULACIÓN POR SECADO POR ASPERSIÓN DE UN COMPUESTO ACTIVO USANDO CONCENTRADO PROTEICO DE FRÍJOL: MALTODEXTRINA COMO MATERIAL PARED." PRESENTADO POR USTED COMO PRODUCTO DE TESIS DE ACUERDO AL LINEAMIENTO DE TITULACIÓN CORRESPONDIENTE, PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRO EN CIENCIAS EN ALIMENTOS.

POR LO ANTERIOR Y DE ACUERDO A LOS LINEAMIENTOS INSTITUCIONALES SE LE DA TRÁMITE LEGAL PARA QUE PROCEDA A LA PRESENTACIÓN DEL TRABAJO PROFESIONAL.

ATENTAMENTE
Excelencia en Educación Tecnológica.

JULIÁN KURI MAR
SUBDIRECTOR ACADÉMICO

ccp. Depto. Servicios Escolares
Archivo



INSTITUTO TECNOLÓGICO DE TUXTEPEC

**SUBDIRECCIÓN
ACADÉMICA**



**Evaluación de la microencapsulación por secado por aspersión
de un compuesto activo usando concentrado proteico de frijol:
maltodextrina como material pared**

Por:

MARIA GUADALUPE LOZANO AGURRE

Tesis propuesta al Instituto Tecnológico de Tuxtepec

Como requerimiento para obtener el grado de: Maestra en Ciencias en
Alimentos

Noviembre 2022

DECLARACIÓN DE AUTENTICIDAD Y DE NO PLAGIO



Identificación de reporte de similitud. oid:20755:171911434

NOMBRE DEL TRABAJO

Tesis Ma Guadalupe Lozano Aguirre 10 octubre 2022.docx

RECuento DE PALABRAS

21686 Words

RECuento DE CARACTERES

118535 Characters

RECuento DE PÁGINAS

119 Pages

TAMAÑO DEL ARCHIVO

2.8MB

FECHA DE ENTREGA

Oct 11, 2022 12:37 PM CDT

FECHA DEL INFORME

Oct 11, 2022 12:46 PM CDT

● 17% de similitud general

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para cada base de datos

- 16% Base de datos de Internet
- Base de datos de Crossref
- 8% Base de datos de trabajos entregados
- 5% Base de datos de publicaciones
- Base de datos de contenido publicado de Crossref

● Excluir del Reporte de Similitud

- Material bibliográfico
- Material citado
- Material citado
- Coincidencia baja (menos de 8 palabras)

CARTA DE CESIÓN DE DERECHOS



TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO
Instituto Tecnológico de Tuxtepec

Tuxtepec, Oaxaca **26/OCTUBRE/2022**

Título de la Tesis	Evaluación de la microencapsulación por secado por aspersión de un compuesto activo usando concentrado proteico de frijol/ maltodextrina como material pared
Autor principal	MARIA GUADALUPE LOZANO AGUIRRE
Email de contacto	mary-lozano89@hotmail.com
No. de Control	M14350326
Director de Tesis	DRA. BETSABÉ HERNÁNDEZ SANTOS
Registro ISBN / ISSN (Cuando aplique)	

Por este conducto manifiesto que es mi libre voluntad el ceder los derechos patrimoniales relativos a la obra literaria de la cual soy el autor, a favor del Tecnológico Nacional de México / Campus Tuxtepec; para que sea publicada, sin más límites que los establecidos en la Ley Federal del Derecho de Autor.

Extiendo la presente para los fines legales a que haya lugar.

Atentamente

Autor: [MARIA GUADALUPE LOZANO AGUIRRE]

Firma

DEDICATORIAS

A mis Padres

Herman y Graciela, que siempre me han apoyado en todo, nunca me ha faltado su amor incondicional. Ustedes más que nadie se merecen este logro. Estoy enormemente agradecida con ustedes, porque por la ayuda de Dios y ustedes es que yo llegué aquí hoy. No tengo como pagarles todo su esfuerzo para sacarnos siempre adelante a mis hermanos y a mí. Los amo y los amaré toda la vida.

A mi Familia

Que siempre me han apoyado e inspirado a ser alguien mejor, por los consejos, su apoyo y cuidados, en especial a mi mamá Chayito por enseñarme buenos valores y gracias a sus oraciones nos bendice.

A mis amigos

Que pasamos muchas experiencias juntos, tantas cosas divertidas, tantas cosas por recordar toda la vida, y que agradezco a Dios por haberlos puesto en mi camino, espero que la amistad que formamos se haga más sólida con los años, los quiero.

AGRADECIMIENTOS

Le doy las gracias con todo mi corazón a **DIOS**, porque sin su ayuda no hubiera sido posible llegar a mi meta, por cuidarme y suplir siempre lo necesario durante todos los años de mi vida. Gracias DIOS mío por todo.

Agradezco sinceramente a mi asesora **la Dra. Betsabé Hernández Santos**, por todo su apoyo, y la confianza que me brindó para ser su primera asesorada en maestría, es un privilegio para mí, gracias por la paciencia para hacer posible este proyecto, gracias también por las enseñanzas y la motivación que siempre me proporcionaba.

Muchas gracias a la **Dra. Reyna Nallely Falfan Cortés** por aceptar el reto de colaborar en este proyecto, por su dedicación y su gran compromiso para hacer posible este trabajo, gracias por su calidez y sus atenciones.

A mi comité revisor integrado por **el Dr. Jesús Rodríguez Miranda; la Dra. María de los Ángeles Vivar Vera** y la **M.C. Ernestina Paz Gamboa** por los consejos y las observaciones realizadas para mejorar este trabajo, así mismo por brindarme su amistad.

Mis agradecimientos a la **Máster Edna Zaranne Martínez Ramírez** por aceptarme desde el primer momento, por brindarme apoyo a lo largo de este proyecto, enseñarme con paciencia lo necesario, también por ser mi compañía en mi estancia, sin duda alguna gané una gran amiga.

RESUMEN

Lozano-Aguirre, M. G., Tecnológico Nacional de México campus Tuxtepec. Octubre, 2022 “Evaluación de la microencapsulación por secado por aspersion de un compuesto activo usando concentrado proteico de frijol: maltodextrina como material pared”. Director: Dra. Betsabé Hernández Santos, Co-director: Dr. Jesús Rodríguez Miranda, Co-director externo: Dra. Reyna Nallely Falfan Cortés.

El objetivo del presente trabajo fue valorar la microencapsulación por secado por aspersion de un compuesto activo usando una mezcla de concentrado proteico de frijol/maltodextrina como material pared. El concentrado proteico de frijol (CPF) presentó un contenido de proteínas de 59.50 g/100 g y la harina de frijol (HF) un 16.86 g/100 g. El CPF presentó la mayor capacidad de absorción de agua (4.46 g/g) mientras que la concentración CPF0:100MA no presentó capacidad de absorción de agua y menor capacidad de absorción de aceite (2.08 g/g). La concentración CPF9:MA91 obtuvo la mayor (2.68 g/g). La HF presentó la mayor capacidad emulsificante (39.60%) y la menor fue para la mezcla 9:91 (7.44%). El CPF presentó la mayor DA (0.66 g/cm³), MA y la mezcla CPF60:MA40 fueron las que presentaron menores valores de DA (0.52 g/cm³). La HF presentó un pH de 6.68 mientras que CPF y las mezclas presentaron valores similares (4.43) el cual fue utilizado en este estudio para ser microencapsulado como sistema modelo con concentrado proteico de frijol Michigan (CPF) en mezcla con maltodextrina (MA). Se aplicó la metodología de superficie de respuesta (MSR) para optimizar el rendimiento, eficiencia, retención de microencapsulación, contenido de fenoles totales y actividad antioxidante. Las características físicas del producto optimizado se determinaron por análisis adicionales como microscopía electrónica de barrido (SEM), propiedades tecno-funcionales capacidad de absorción de agua (CAA), capacidad de absorción de aceite (CAC), capacidad de solubilidad de agua (CSA), y capacidad emulsificante (CE), parámetros de color luminosidad (L^*) y diferencia total de color (ΔE) y el potencial zeta. El incremento de la temperatura aumentó el rendimiento de microencapsulación (37.25 - 55.56%) y la ΔE (5.23 – 13.20) y disminuyó el % de inhibición del radical DPPH* (54.04 - 90.92%), ABTS*+ (79.98 - 99.43%), contenido de humedad (3.51 - 4.98%) y A_w (0.301 - 0.358). El aumento de CPF incrementó la

eficiencia (86.45 - 99.26%), retención de microencapsulación (38.06 - 100%), contenido de humedad (3.51 - 4.98%), A_w (0.301 - 0.358), la CAA (0 - 1.87 g/g), CAC (3.67 - 3.31 g/g) y CE (0 - 2.2%). La interacción entre la temperatura y el CPF aumentó el rendimiento, la capacidad antioxidante y el contenido de humedad. Los valores óptimos de los parámetros del proceso de microencapsulación y las respuestas para la obtención de cápsulas se ajustaron al modelo experimental propuesto con una deseabilidad. Los valores experimentales de temperatura y concentración fueron de 116 °C y CPF51-MA49, el rendimiento, la eficiencia de microencapsulación, la retención, el contenido total de fenoles y el % de inhibición del radical 2,2-difenil-1-picrilhidracilo (DPPH*) fueron mayores con respecto al valor predicho por el diseño. La morfología demostró que las microcápsulas tenían formas irregulares, con abolladuras y un tamaño irregular de partícula (5.43 - 9.52 μm), las cápsulas eran estables ante la aglomeración, debido al potencial zeta que presentaron.

ABSTRACT

Lozano-Aguirre, M. G., National Technological Institute of Mexico, Tuxtepec campus. October, 2022 “Evaluation of microencapsulation by spray drying of an active compound using bean protein concentrate: maltodextrin as wall material”. Director: Dr. Betsabé Hernández Santos, Co-director: Dr. Jesús Rodríguez Miranda, External Co-director: Dr. Reyna Nallely Falfan Cortés.

The objective of the present work was to evaluate the spray-drying microencapsulation of an active compound using a mixture of bean protein concentrate/maltodextrin as wall material. The CPF presented a protein content of 59.50 g/100 g and the bean flour (HF) 16.86 g/100 g. The CPF presented the highest a water absorption capacity (4.46 g/g) while the CPF0:100MA concentration did not present water absorption capacity and lower oil absorption capacity (2.08 g/g). The concentration CPF9:MA91 obtained the highest (2.68 g/g). HF presented the highest emulsifying capacity (39.60%) and the lowest was for the 9:91 mixture (7.44%). The CPF presented the highest DA (0.66 g/cm³), and MA and the mixture CPF60:MA40 were the ones that presented the lowest DA values (0.52 g/cm³). The HF presented a pH of 6.68 while CPF and the mixtures presented similar values (4.43). Gallic acid is a phenolic compound that has an antioxidant capacity and is the largest representative in nature, which was used in this study to be microencapsulated as a model system with Michigan bean protein concentrate (CPF) mixed with maltodextrin (MA). Response surface methodology (RSM) was applied to optimize yield, efficiency, microencapsulation retention, total phenol content, and antioxidant activity. The physical characteristics of the optimized product were determined by additional analyzes such as scanning electron microscopy (SEM), techno-functional properties (CAA, CAC, CSA, and CE), color parameters (L^* and ΔE), and ζ potential. The increase in temperature increased the microencapsulation yield (37.25 - 55.56%) and the ΔE (5.23 - 13.20) and decreased the % inhibition of the DPPH* radical (54.04 - 90.92%), ABTS*+ (79.98 - 99.43%), moisture content (3.51 - 4.98%) and A_w (0.301 - 0.358). Increasing CPF increased efficiency (86.45 - 99.26%), microencapsulation retention (38.06 - 100%), moisture content (3.51 - 4.98%), A_w

(0.301 - 0.358), CAA (0 – 1.87 g/g), CAC (3.67 – 3.31 g/g) and CE (0 – 2.2%). The interaction between temperature and CPF increased yield, antioxidant capacity, and moisture content. The optimal values of the parameters of the microencapsulation process and the responses for obtaining capsules were adjusted to the proposed experimental model with desirability. The experimental values of temperature and concentration were 116 °C and CPF51-MA49, yield, microencapsulation efficiency, retention, total phenol content and % inhibition of the DPPH* radical was higher than the value predicted by design. The morphology showed that the microcapsules had irregular shapes, with dents and irregular particle size (5.43 - 9.52 µm), the capsules were stable against agglomeration, due to the zeta potential they presented.

ÍNDICE

DECLARACIÓN DE AUTENTICIDAD Y DE NO PLAGIO	3
CARTA DE CESIÓN DE DERECHOS	4
DEDICATORIAS	5
AGRADECIMIENTOS	6
RESUMEN.....	7
ABSTRACT.....	9
ÍNDICE	11
I. Introducción.....	17
II. Marco teórico.....	18
2.1. Particularidades e importancia del frijol	18
2.1.1. Frijol común (<i>Phaseolus vulgaris L.</i>)	18
2.1.2. Producción de frijol en México	18
2.1.3. Componentes nutricionales	19
2.2. Las proteínas y su función en el organismo	20
2.2.1. Concepto general de proteínas	20
2.2.1. Importancia de las proteínas	20
2.2.2. Proteínas de origen animal	21
2.2.3. Proteínas de origen vegetal	21
2.3. Proteínas del frijol.....	22
2.3.1. Concentrados proteicos	22
2.3.2. Concentrado proteico de frijol	22
2.4. Microencapsulación	24
2.5. Secado por aspersion	25
2.5.1. Consideraciones técnicas.....	27
2.5.2. Ventajas	29

2.5.3. Desventajas	30
2.6. Materiales de pared	30
2.6.1. Concentrados proteicos como material de pared.....	32
III. Antecedentes	34
IV. Justificación.....	36
V. OBJETIVOS	37
5.1. Objetivo General.....	37
5.2. Objetivos Específicos	37
VI. Materiales y métodos	38
6.1. Materiales	38
6.2. Obtención de la harina.....	38
6.3. Obtención del concentrado proteico de frijol Michigan (CPF).....	38
6.4. Análisis químico proximal de la HF y CPF	38
6.5. Preparación de las mezclas	39
6.6. Determinación de propiedades físicas, químicas y funcionales del material pared (Concentrado proteico y Maltodextrina).....	39
6.6.1. Caracterización de las mezclas	39
6.6.2. Color	39
6.6.3. pH	39
6.6.4. Densidad aparente (DA)	39
6.6.5. Propiedades tecno-funcionales evaluadas.....	40
6.7. Preparación de las microcápsulas.....	41
6.8. Rendimiento de encapsulación	41
6.10. Propiedades físicas de los microencapsulados	42
6.10.1. Morfología	42
6.10.2. Tamaño y distribución de partícula	42
6.10.3. Potencial zeta	42
6.11. Contenido fenólico total (CFT)	43
6.12. Determinación de la capacidad antioxidante por DPPH ⁺	43
6.13. Diseño experimental y Análisis estadístico	44

6.14. Optimización	44
VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	45
7.1. Resultados de la fase experimental	45
7.1.1. Composición química de la HF y CPF	45
7.1.2. pH	48
7.1.3. Determinación de color	48
7.1.4. Densidad aparente (DA)	51
7.2. Determinación de propiedades tecno-funcionales de las mezclas.....	52
7.3. Resultados de la fase experimental II	63
7.3.1. Rendimiento de microencapsulación (Re).....	63
7.3.2. Eficiencia de microencapsulación (ME)	69
7.3.3. Retención de microencapsulación (Rt).....	72
7.3.4. Contenido de humedad.....	74
7.3.5. Actividad de agua (A_w)	76
7.4. Propiedades tecno-funcionales	78
7.5. Color	86
7.6. Contenido de fenoles totales.....	90
7.7. Inhibición del radical DPPH* y ABTS**	92
7.8. Optimización del proceso.....	96
7.8.1. Caracterización morfología y tamaño de partícula del producto optimizado	97
7.8.2. Tamaño de partícula	99
7.8.3. Potencial zeta.....	102
VIII. Conclusiones	104
IX. Bibliografía.....	105

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Composición química de HF y CPF	¡Error! Marcador no definido.
Tabla 2. Parámetros de color de HF, CPF y mezclas.	50
Tabla 3. Propiedades fisicoquímicas de la HF, CPF y las mezclas.	57
Tabla 4. Diseño experimental y resultados experimentales de las variables examinadas.	65
Tabla 5. Coeficientes de regresión para las diferentes variables de respuesta.....	66
Tabla 6. Análisis de varianza y coeficientes de determinación (R^2) del modelo ajustado para las respuestas de microencapsulación.	67
Tabla 7. Valores óptimos de los parámetros del proceso de microencapsulación y las respuestas para la obtención de microcápsulas	101
Tabla 8. Potencial ζ las microcápsulas optimizadas, concentrado proteico de frijol y maltodextrina.....	103

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Clasificación de las variedades de frijol por tamaño y color	19
Figura 2. Representación esquemática del proceso de secado por atomización convencional.....	26
Figura 3. Capacidad de adsorción de agua y capacidad de absorción de aceite...54	
Figura 4. Capacidad de formación de espuma de CPF, HF y las mezclas.....	60
Figura 5. Poder de hinchamiento de CPF, HF y las mezclas.....	62
Figura 6. Efecto de la temperatura de secado y concentrado proteico de frijol sobre el rendimiento de microencapsulación.....	68
Figura 7. Efecto de la temperatura de secado y concentrado proteico de frijol sobre la eficiencia de microencapsulación.....	71
Figura 8. Efecto de la temperatura de secado y concentrado proteico de frijol sobre la retención de microencapsulación.....	73
Figura 9. Efecto de la temperatura de secado y concentrado proteico de frijol sobre el contenido de humedad en microencapsulación.....	75
Figura 10. Efecto de la temperatura de secado y concentrado proteico de frijol sobre la Aw en la microencapsulación.....	77
Figura 11. Efecto de la temperatura de secado y concentrado proteico de frijol sobre la CAA.....	79
Figura 12. Efecto de la temperatura de secado y concentrado proteico de frijol sobre la CSA de las microcápsulas.....	81
Figura 13. Efecto de la temperatura de secado y concentrado proteico de frijol sobre la CAC de las microcápsulas.....	83
Figura 14. Efecto de la temperatura de secado y concentrado proteico de frijol sobre la CE de las microcápsulas.....	85

Figura 15. Efecto de la temperatura de secado y concentrado proteico de frijol sobre la L^* de las microcápsulas.	87
Figura 16. Efecto de la temperatura de secado y concentrado proteico de frijol sobre la ΔE de las microcápsulas.....	89
Figura 17. Efecto de la temperatura de secado y concentrado proteico de frijol sobre el contenido de fenoles totales en microencapsulación	91
Figura 18. Efecto de la temperatura de secado y concentrado proteico de frijol sobre el % de inhibición del radical DPPH* de las microcápsulas.....	94
Figura 19. Efecto de la temperatura de secado (100-140°C) y concentrado proteico de frijol sobre el % de inhibición del radical ABTS** de las microcápsulas.....	95
Figura 20. Micrografía electrónica de barrido de las microcápsulas optimizadas... ..	98
Figura 21. Microscopía electrónica de barrido con tamaños de partículas de las microcápsulas optimizadas.....	100

I. Introducción

La microapsulación es un método que protege a las sustancias bioactivas de la temperatura extrema, pH y humedad, mantiene su estabilidad, viabilidad y controla su liberación hasta llegar a su objetivo. Los materiales idóneos para encapsular deben tener las siguientes propiedades: ser un buen emulsionante, formar una emulsión estable, exhibir características de disolución adecuadas, poseer capacidades de formación de red y formar soluciones de baja viscosidad a altas concentraciones (Evic et al., 2014). Un ejemplo de estos materiales son carbohidratos y proteínas estas últimas se pueden obtener de fuentes vegetales ya que son más baratas que la proteína animal, las leguminosas cumplen un papel importante debido a la calidad proteínica que estas poseen, la cual las hace un producto viable para obtener concentrados proteicos y que pueden servir como materiales encapsulantes en la conservación de compuestos bioactivos. Existen métodos para llevar a cabo la encapsulación entre los que destacan los métodos físicos y los fisicoquímicos. Se busca que el método sea eficiente y económico, dentro de los métodos físicos se encuentra el secado por aspersión, que es uno de los métodos más utilizados por la industria debido a su eficiencia y bajo costo. La selección del proceso de encapsulación adecuado dependerá de múltiples factores, tales como: el tamaño partícula requerido, las propiedades fisicoquímicas del material encapsulante y el compuesto activo, la finalidad del producto encapsulado, el mecanismo de liberación deseado y el costo (López, 2012). En la encapsulación mediante secado por aspersión en la micro o nanocápsula obtenida, al contenido interior se denomina núcleo, fase interna, relleno o agente activo y a la capa exterior, material portador, coraza, capa, red, matriz o material de pared, la cual puede variar en su espesor o en el número de capas y generalmente no reacciona con el material a encapsular el secado por aspersión el método que domina en gran parte el mercado de protección de compuestos bioactivos (Espinosa & García, 2017).

II. Marco teórico

2.1. Particularidades e importancia del frijol

2.1.1. Frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.)

El frijol es una de las leguminosas más importantes, México es reconocido como posible centro de su origen. Es conocido con diferentes nombres como: frijol, poroto, alubia, judía, nuña, habichuela, vainita, caraota y feijao. Su nombre científico es *Phaseolus vulgaris* L. (Ulloa et al., 2011).

Estas leguminosas tienen un gran valor nutricional, ya que son fuentes importantes de proteínas, carbohidratos, fibra, hierro, vitaminas del complejo B, cobre, zinc magnesio, calcio y ácidos grasos poliinsaturados, así también, es fuente importante de aminoácidos esenciales como isoleucina, leucina, fenilalanina, treonina y valina, sin embargo, el aminoácido esencial más predominante es la lisina. Las proteínas de reserva de los frijoles, es muy importante para complementar la dieta del ser humano. Los frijoles contienen cantidad considerable de proteínas (29 - 33%) por lo tanto, son considerados como una alternativa sostenible y de bajo costo en comparación con la carne (Hernández et al., 2017; Blandón & Larios, 2019; García et al., 2019).

2.1.2. Producción de frijol en México

El frijol es la leguminosa más consumida a nivel mundial, México produce el 4% de la leguminosa que se produce a nivel mundial. El frijol ocupa el tercer cultivo por superficie sembrada en México, con un consumo *per cápita* de 9 Kg. En México existen 70 de las 150 variedades que se conocen, varían en tamaños y colores (Palacios-Márquez et al., 2021).

La secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural informó que en México en el año 2021 mantuvo una tendencia al alza, de manera preliminar un millón 177 mil toneladas de frijol, lo que indicó un aumento del 11.4% con respecto a la producción obtenida en el año 2020.



Figura 1. Clasificación de las variedades de frijol por tamaño y color

Fuente: Cortés-Camargo, 2018

2.1.3. Componentes nutricionales

Dependiendo del tipo de frijol, el contenido de proteínas varía del 14 al 33%, siendo rico en aminoácidos como lisina y fenilalanina más tirosina, pero con deficiencias en aminoácidos azufrados (metionina y cisteína). Sin embargo, evaluaciones de tipo biológico informan que la calidad de la proteína del frijol cocido puede llegar a ser de hasta 70% comparada con una proteína testigo de origen animal a la que se le asigna el 100% (Granito et al., 2008).

Con relación al aporte de carbohidratos, se estima un contenido de 52 a 76 g por cada 100 g de frijol crudo. Donde el almidón constituye la fracción más importante y representa la principal fracción de energía, a pesar de que, durante la cocción, una parte de la misma queda indisponible al transformarse en el denominado “almidón resistente a la digestión” (Ulloa et al., 2011).

2.2. Las proteínas y su función en el organismo

2.2.1. Concepto general de proteínas

Las proteínas son las biomoléculas más abundantes, que se encuentran presentes en todos los sistemas biológicos, representan el 50% del peso seco de las células. El término proteína proviene del griego protos, que significa “primer rango de importancia”. Cumplen con un papel funcional y estructural, son polímeros biológicos compuestos por cadenas de aminoácidos, que se unen a través de enlaces covalentes, llamados enlaces peptídicos. Las propiedades, la estructura tridimensional y su actividad biológicas que presentan las proteínas, estará directamente relacionada con el número, naturaleza, propiedades fisicoquímicas y orden de acomodamiento de los aminoácidos (Cozzone, 2002).

2.2.1. Importancia de las proteínas

Las proteínas tienen un papel importante en los sistemas biológicos. Los microorganismos tienen cerca de 3,000 tipos de proteínas que tienen distintas funciones como estructural, transporte, motilidad, de defensa, almacenamiento y la función que realizan las enzimas (Camacho et al., 2010).

Las proteínas en los sistemas alimenticios son muy importantes, debido a que posee propiedades nutricionales que ayudan al crecimiento y conserva la estructura de los consumidores. Por otro lado, pueden ser ingredientes de algunos productos alimentarios debido a las propiedades funcionales que las proteínas les confiere a los alientos, para mantener la estructura y favorece las propiedades finales de los alimentos (Maderos, 2006).

Desde los últimos años hace 20 años la desnutrición proteínico-calórica (PEM, por sus siglas en inglés) ha sido un problema en países en desarrollo, sin embargo, este problema ha disminuido, debido a la búsqueda constante de nuevas alternativas con fuentes de proteínas económicas y de fácil acceso (Badui, 2006).

La calidad de las proteínas para la nutrición humana se determinan en gran manera por el contenido de aminoácidos esenciales y la capacidad para cumplir con los requerimientos necesarios para el organismo. Esto se define con la puntuación de aminoácidos (AAS) de las proteínas, que representa la relación entre el contenido de aminoácidos esenciales y la cantidad requerida (Elmadfa & Meyer, 2016).

2.2.2. Proteínas de origen animal

Las proteínas de origen animal son las que más cumplen con los requerimientos en la dieta humana, puede proveer los nueve aminoácidos esenciales en porciones adecuadas. Las proteínas de origen animal son más digeribles y más disponibles para la dieta humana (Elmadfa & Meyer, 2016).

2.2.3. Proteínas de origen vegetal

Las proteínas vegetales son macromoléculas de importante interés a nivel industrial, debido a su versatilidad, a la capacidad que tienen las moléculas a autoasociarse, presentan propiedades anfílicas y fisicoquímicas que ayudan a proporcionar mejores propiedades tecno-funcionales (Quintero et al., 2018). Se consideran como biodegradables, renovables y de bajo costo de producción, por lo cual, son llamadas “ambientalmente económicas” Dentro de las proteínas vegetales más estudiadas se encuentran las de soya, arroz, frijol, chícharo, maíz, garbanzos, semillas de girasol, haba (Li & Tang, 2013). Una de las ventajas del consumo de las proteínas vegetales, es que se ha reportado que incluir leguminosas en la dieta ayuda a prevenir enfermedades del metabolismo como diabetes mellitus, enfermedades del corazón y cáncer de colon, esto se debe a su gran contenido de fibra, compuestos fenólicos entre otros (Siddiq et al., 2010).

2.3. Proteínas del frijol

El contenido de proteína del frijol varía del 16 a 33%. Las principales fracciones proteicas del frijol son faseolina, lectinas y argelinas. La faseolina es la fracción más predominante y representa 40 - 60% de la proteína total (González et al., 2005; Sun y Hall, 1975).

Las proteínas de frijol son deficientes en aminoácidos como azufre, metionina y cisteína, pero los aminoácidos esenciales predominantes son leucina, lisina (6.4 a 7.6 g/100 g de proteína) y fenilalanina/tirosina (5.3 a 8.2 g/100 g de proteína), seguidos de la valina, isoleucina y la histidina (Yi-Shen et al., 2018; Ulloa et al., 2011).

Las proteínas de frijol son en su mayoría proteínas de almacenamiento y son la principal fracción proteica, como las globulinas, que se consideran como moléculas de “multi-subunidades” y presentan un alto peso molecular, son hidrofóbicas, mientras que las proteínas de peso molecular medio-bajo, son la fracción de albúminas, presenta una superficie hidrofílica, lo que le confiere un poder hidrosoluble (Lin & Fernández-Fraguas, 2020).

2.3.1. Concentrados proteicos

Las proteínas cumplen un papel fundamental en la dieta humana. Sin embargo, las proteínas de fuentes animales suelen tener un alto costo. Por ello existe una búsqueda constante por encontrar alternativas que sean económicas y sostenible para la obtención de fuentes de proteínas que cumplan los requerimientos de la dieta humana (Rodríguez-Ambriz et al., 2005).

2.3.2. Concentrado proteico de frijol

Las leguminosas como el frijol, son conocidas por el importante contenido de proteína, una porción de 90 g de frijol aporta de 7 a 8 g de proteína, lo que representa un 15% de lo recomendado en la dieta diaria (Palacios-Márquez et al.,

2021). Teniendo en cuenta lo anterior, el frijol puede considerarse como una opción para la elaboración de productos con alto contenido de proteína a partir de los concentrados proteínicos (Marrugo et al. 2016). Por ello, en las últimas décadas ha surgido un gran interés en el uso de concentrados proteicos, esto se debe al aumento exponencial de la población que genera un déficit creciente a escala mundial de productos ricos en proteínas. Con el fin de satisfacer esta demanda se han realizado numerosas investigaciones tendientes a encontrar nuevas fuentes proteicas y tecnologías que permitan obtener una mayor disponibilidad y calidad de proteínas, a partir de las diferentes fuentes proteicas existentes en la actualidad (James et al. 2014). Para que sea considerado concentrado proteico el contenido de proteína debe de ser de 47 - 55%. Los concentrados proteicos presentan mejores características en comparación con las harinas, tiene un mayor contenido de proteínas, pero también cuenta con fibra, azúcares reductores, lípidos y fenoles (Vázquez, 2018).

El principal procedimiento utilizado para la preparación de concentrados proteicos es con el fundamento de precipitación isoeléctrica, implementando primero la solubilización alcalina principalmente con NaOH a pH 9 - 11 y posteriormente eliminar la parte insoluble, con el sobrenadante se precipitan las proteínas añadiendo ácido a un pH 4 - 6 hasta alcanzar el punto isoeléctrico (Rodríguez-Ambriz et al., 2005).

2.4. Microencapsulación

La microencapsulación es un proceso mecánico o fisicoquímico que pretende atrapar sustancias sensibles pero que presentan múltiples beneficios a la salud del consumidor (principio activo) en el interior de otro material (material de pared) (Piñón-Valderrama et al., 2020).

La microencapsulación aplicada en la tecnología de alimentos es una propuesta atractiva para transformar aditivos alimenticios líquidos (aceites esenciales, oleorresinas, etc.) en polvos estables que puedan fluir libremente, que sean fáciles de manejar e incorporar a una mezcla de alimento seco, para así poder preservar sus características naturales y optimizar su uso (McNamee, et al., 1998). Existen diversos factores por lo cual es conveniente el uso de la microencapsulación, de las cuales las razones más destacadas son: el control de la velocidad de emisión del material encapsulado bajo condiciones deseadas, otorgar una protección al producto de factores ambientales (temperatura, radiación ultravioleta, humedad y de productos tóxicos), recubrir las propiedades no deseadas del componente activo (olor, sabor o propiedades químicas). Los métodos de encapsulación se pueden clasificar en tres grupos (Gharsallaoui et al., 2007).

- a. Procesos físicos: Secado por aspersion, extrusión, cristalización.
- b. Procesos químicos: Polimerización interfacial, inclusión molecular.
- c. Procesos fisicoquímicos: Coacervación simple o compleja, evaporación de solvente en la emulsión, solidificación de la emulsión.

Si bien existen diferentes métodos para encapsulamiento en función del tamaño de partícula requerida, las propiedades fisicoquímicas del agente encapsulante y la sustancia a encapsular, el mecanismo de liberación y los costos se selecciona el método que se adecue mejor a dichas necesidades (Ré, 2008).

En la microcápsula, al contenido interior se le denomina núcleo, fase interna o agente activo, a la capa exterior se le llama material portador, matriz, coraza o

agente encapsulante (Dziezak, 1988). Las dos etapas principales en la microencapsulación son el emulsionamiento del material a encapsular utilizando como agentes encapsulantes diferentes biopolímeros (Shaikh, et al., 2004) y la segunda etapa es el secado, formándose una capa protectora lo suficientemente densa y a la vez fina para evitar mecanismos difusivos al y del interior de la microcápsula, siendo el secado por aspersion el método dominante en el mercado de microencapsulación de saborizantes (Ré, 1998).

2.5. Secado por aspersion

La técnica de secado por aspersion o por atomización consiste en cambiar un fluido en estado líquido a un estado sólido a través de una boquilla, donde será atomizado en formas de gotas muy pequeñas en una cámara de secado donde estará en contacto con aire caliente y por último es recolectado por ciclón, el aspecto del producto final es como un polvo listo para ser usado (Costa et al., 2015).

La microencapsulación por secado por aspersion es ampliamente usada en la industria alimentaria en la preparación de aditivos en polvo tales como aceites esenciales o saborizantes con la finalidad de protegerlos de factores ambientales que pueden causar su deterioro (Goyal et al., 2015; Escalona-García et al., 2016; Cortés-Camargo et al., 2017)

Esta técnica presenta ciertas ventajas como un alto rendimiento, el producto se expone por muy poco tiempo a las altas temperaturas, por lo cual, se reduce el daño que la temperatura pudiera causar al producto, por ello, el secado por aspersion es la técnica que más se utiliza para secar los productos sensibles al calor (Costa et al., 2015).

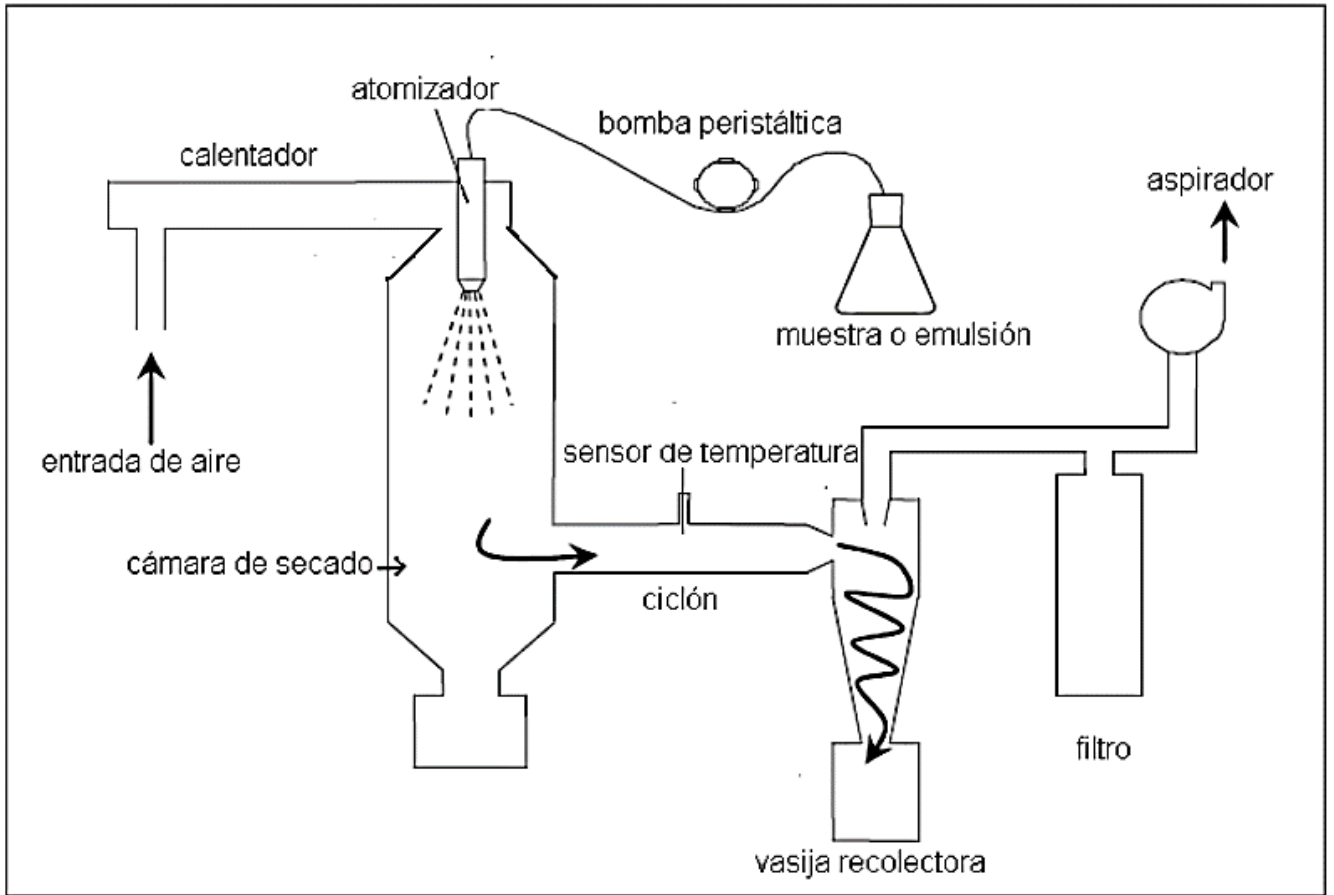


Figura 2. Representación esquemática del proceso de secado por atomización convencional. Buchi Labortechnik AG, (Piñón-Valderrama et al., 2020).

2.5.1. Consideraciones técnicas

El secado por aspersion se divide en 4 etapas principalmente:

- Atomización

Mediante el uso de atomizadores neumáticos, boquillas de presión, discos giratorios, boquillas e fluido y boquillas sónicas se atomiza el líquido en pequeñas gotas con el fin de maximizar el intercambio de calor entre la superficie líquida y el aire seco con el fin de optimizar el calor y la transferencia de masa. Para elegir la configuración del atomizador más adecuada se debe de tomar en cuenta la naturaleza, la viscosidad y las características que se desean obtener del producto seco. Se sabe que a mayor sea la energía proporcionada más finas serán las gotas formadas, aunque el tamaño de las partículas es proporcional a la viscosidad y tensión superficial del líquido (Goyal et al., 2015).

- Líquido en contacto con corriente caliente

Durante la atomización es cuando se da el contacto del líquido con la corriente caliente iniciando la etapa de secado, existen dos tipos de contacto: contracorriente y flujo en paralelo. En el proceso a contracorriente se alimentan en direcciones opuestas el líquido atomizado y la corriente caliente haciendo que el producto seco este expuesto a altas temperaturas limitando su aplicación en productos termosensibles. Una de las principales ventajas de este proceso es la reducción de consumo de energía ya que garantiza que el material se seque eficientemente. Para el proceso en flujo paralelo el líquido es atomizado en la misma dirección que el flujo de aire a través del equipo, normalmente la temperatura de entrada del aire caliente es de 150 - 220°C haciendo que la evaporación sea instantánea, mientras que la temperatura a la salida del producto está entre 50 - 80°C dando como ventaja una limitación en la degradación térmica (Gharsallaoui et al., 2007).

- Evaporación de agua

Como resultado de un gradiente de temperatura la transferencia de calor se lleva a cabo del aire al líquido atomizado, mientras que la transferencia de agua es llevada a cabo en dirección contraria debido a la diferencia de la presión de vapor (Gutiérrez et al., 1998). Principalmente se pueden identificar tres etapas las cuales tienen duraciones diferentes en función de dos variables: la naturaleza del producto y la temperatura de entrada del aire.

Estas 3 etapas son: (Escalona-García et al., 2016; Cortés-Camargo et al., 2017)

a) Contacto del gas con el líquido, donde la transferencia de calor eleva la temperatura de las gotas hasta llegar a un valor estable o constante.

b) La velocidad de difusión de agua de la gota, que por lo general es igual a la tasa de evaporación superficial.

c) Cuando el contenido de agua alcanza un valor crítico, se forma en la superficie de la gota una costra seca ocasionando que la velocidad de secado disminuya rápidamente con la progresión del secado y este empieza a ser dependiente de la tasa de difusión de agua a través de dicha costra seca.

- Separación producto seco-aire húmedo

Para llevar a cabo dicha separación se sitúa al final de la cámara por aspersion un ciclón, las partículas más densas se recuperan al final de la cámara de secado, mientras que las más finas son mandadas al ciclón para ser separadas por el aire húmedo.

Como en todo proceso existen variables críticas que deben de ser controladas u optimizadas para asegurar el máximo uso de los recursos, en este caso las principales que deben ser optimizadas en el secado por aspersion son la temperatura de alimentación, la temperatura de entrada y la temperatura de salida.

La viscosidad y el tamaño de la gota son inversamente proporcionales a la temperatura de alimentación, pero las altas temperaturas pueden ocasionar una

degradación térmica de algunos componentes sensibles al calor (Reineccius et al., 2004).

La temperatura en el proceso de secado está relacionada con las características morfológicas, funcionalidad del producto y las propiedades higroscópicas (Fang et al., 2012). La temperatura del aire de entrada va en función de dos factores, que la temperatura a utilizar no provoque adversidades en el producto tales como una degradación térmica del agente encapsulante y el encapsulado afectando a su funcionalidad y el costo comparativo de fuentes de calor para el equipo.

Dentro de las ventajas que ofrece el secado por aspersion está un tamaño y densidad de la partícula del producto que son controlables dentro ciertos límites a una velocidad rápida de secado para productos sensibles de calor y a costos bajos de operación a comparación de otros métodos (Treybal, 1981). Se considera que las microcápsulas producidas por secado por aspersion son del tipo matriz. Se divide en dos partes a la microcápsula, el contenido interior la cual es denominada como núcleo o agente activo, y la capa exterior denominada como portador o agente encapsulante, la cual dependiendo del material utilizado varía su espesor y generalmente es inerte frente al material a encapsular (Ré, 2008).

2.5.2. Ventajas

El encapsulado por secado por aspersion es económico, rápido, flexible y permite un funcionamiento continuo, por lo que se utiliza con mayor frecuencia en la industria alimentaria (Fang y Bhandari, 2010). Produce partículas de buena calidad y de tamaño inferior a 40 μm (Zuidam y Heinrich, 2009). Esta característica es deseada desde el punto de vista de las características sensoriales y de textura de los productos finales. Mediante la encapsulación por secado por aspersion, los colorantes naturales se conservaron atrapando el ingrediente en un material de recubrimiento (Cai y Corke, 2000).

2.5.3. Desventajas

Aunque existen varias ventajas, también se produjeron algunos problemas con las micropartículas producidas por la tecnología de secado. Esto es especialmente problemático cuando se considera la técnica de encapsulación de probióticos, donde las bacterias pueden filtrarse en el producto cuando ocurre algo de hidratación. La tecnología de secado por pulverización tiene un número limitado de materiales de carcasa. Dado que casi todos los procesos de secado por aspersion en la industria alimentaria se llevan a cabo a partir de formulaciones de piensos acuosos, el material de la cáscara debe ser soluble en agua a un nivel aceptable (Desai y Park, 2005). Otra limitación es la alta temperatura que se requiere durante el proceso de inmovilización que no es compatible con la supervivencia de todos los tipos de probióticos (O'Riordan, et al., 2001).

2.6. Materiales de pared

Las microcápsulas están compuestas por dos elementos, la porción activa denominada como núcleo y el material encapsulante que envuelve al núcleo denominado como agente encapsulante, la cual puede variar en su espesor o número de capas, el material utilizado para la constitución el agente encapsulante puede ser de origen natural o sintético (Madene, Jacquot, & Desobry, 2006).

Dependiendo de la aplicación que se les dará a las microcápsulas se pueden adaptar o modificar algunas de sus propiedades tales como el mecanismo de liberación, el tamaño de partícula, la composición, la forma física final y el costo (Li et al., 2012).

La eficacia de la encapsulación es dependiente de la naturaleza del agente encapsulante, estos materiales de pared se seleccionan dependiendo de la naturaleza química de los componentes del núcleo, del proceso de encapsulación y del uso del producto final. Las cápsulas a base de mucilago de tamarindo tienen el

fin de ser usadas para consumo por lo que deben de ser comestibles, no tóxicas y libres de olores fuertes (Jafari et al., 2008; Campo et al., 2017).

Un buen material de pared es aquel capaz de retener al material del núcleo dentro de su estructura durante el proceso y almacenamiento (Beltrán et al., 2008). La estructura de la película adsorbida alrededor del material encapsulado determina en 25 gran medida la protección que tendrá durante el proceso de secado y posteriormente durante el almacenamiento (Carneiro et al., 2013).

Existe una amplia variedad de agentes encapsulantes que pueden ser usados para proteger ingredientes alimenticios con la formación de microcápsulas por secado por aspersión (Gharsallaoui et al., 2007).

- Carbohidratos: Almidón y derivados, maltodextrinas, jarabes de maíz, ciclodextrinas, carboximetilcelulosa y derivados.
- Gomas: arábica, mezquite, alginato de sodio.
- Lípidos: ceras, parafinas, grasas, monoglicéridos, diglicéridos, aceites, cera de abejas.
- Proteínas: gelatina, proteína de soya, caseinatos, suero de leche, aislados y concentrados proteicos.
- Celulosas: carboximetil celulosa, metilcelulosa, etilcelulosa, nitrocelulosa, acetilcelulosa.

Un material de pared ideal debe tener buenas propiedades reológicas a altas concentraciones y fácil manipulación durante el proceso de encapsulación, capacidad de estabilizar, dispersar o emulsificar el material activo, no debe reaccionar con el material a ser encapsulado; sin embargo, debe retener el material activo dentro de su estructura durante el proceso y almacenamiento (Dima et al., 2016).

La funcionalidad de un material de pared radica en proveer máxima protección al material activo contra las condiciones ambientales (calor, luz, humedad), debe permitir la liberación completa del solvente, material activo o de otros materiales que son usados durante el proceso de encapsulación o durante el secado y finalmente ser agentes económicos de grado alimenticio (Shahidi & Han, 1993).

El criterio fundamental para la selección de un buen material de pared es su capacidad para retener al material del núcleo dentro de su estructura durante el proceso y almacenamiento. La estructura de la película adsorbida alrededor del material encapsulado determinará en gran medida la protección que se brindará durante el proceso de secado y durante su posterior almacenamiento (Beristain et al., 2001).

2.6.1. Concentrados proteicos como material de pared

El uso de los concentrados proteicos no solo radica en su gran valor nutricional, sino también en el uso que estos representan en algunas técnicas de conservación, debido a su versatilidad química y estructural presentan un potencial para formar paredes en procesos de microencapsulación, lo cual, los convierte en candidatos ideales para la entrega de compuestos bioactivos (Quintero et al., 2018).

Un estudio previo de nuestros laboratorios describió la producción de micropartículas de ácido ascórbico recubiertas de proteína de chícharo, carboximetil celulosa y mezclas con maltodextrina, mediante la técnica de secado por aspersion. En consecuencia, las micropartículas de proteína de chícharo eran intensamente rugosas e invaginadas, mientras que las de carboximetil celulosa y carboximetil celulosa-maltodextrina eran muy suaves, la mezcla de maltodextrina con proteína de chícharo en relación con el PP aislado, aumentó significativamente el tamaño de partícula, pero no afectó la morfología de la superficie.

Pierucci et al. (2007) elaboraron microcápsulas de tocoferol con proteína de chícharo, reportaron que en este trabajo muestran que el uso de proteína de

guisante para la microencapsulación de tocoferol es un sistema prometedor para su posterior aplicación en alimentos.

III. Antecedentes

Díaz et al. (2017), elaboraron encapsulados de polifenoles de pitaya amarilla (*Hylocereus megalanthus*) mediante secado por atomización para evaluar el efecto que tiene dicha técnica sobre su conservación. Los resultados mostraron que el tratamiento con mayor efecto fue el realizado a una temperatura de 150 °C con 40% de maltodextrina, logrando prolongar la estabilidad hasta 72 h para polifenoles totales y 240 h para la capacidad antioxidante. Con esto se garantiza que la liberación de estos se realice en el intestino delgado, lugar donde quedan disponibles para que el organismo los absorba.

Rajabi et al. (2015), estudiaron varios biopolímeros como una forma efectiva de preservar los compuestos activos del azafrán. Prepararon emulsiones con una proporción constante de extracto de azafrán / material de pared de 1:20 y dos niveles de sólidos totales (ST de 30 y 40%), se prepararon usando un homogeneizador, y luego se secaron por aspersion. Los polvos fueron caracterizados en términos de rendimiento de polvo, eficiencia de encapsulación y retención de azafrán activo componentes, microestructura y contenido de humedad. La retención de picrocrocina, safranal y crocina después del secado por aspersion se analizó midiendo la absorbancia a 257, 330 y 440 nm, respectivamente. Se observó que una mezcla con 40% de ST que consiste en maltodextrina, goma arábica y gelatina en la relación en peso de 0.94: 0.05: 0.01 retuvo la mayor cantidad de picrocrocina, safranal y crocina, por valores de retención de 90.06, 80.37 y 91.03%, respectivamente. Tanto la eficiencia de encapsulación como el rendimiento de polvo estuvieron influenciados positivamente por el contenido total de sólidos, que podría estar relacionado con la viscosidad de emulsión y tamaño de gota. Para concluir, una mezcla de maltodextrina, goma arábica y la gelatina fue eficiente para la encapsulación del extracto de azafrán mediante secado por aspersion.

Gallardo et al. (2013), elaboraron diferentes formulaciones para la microencapsulación de aceite de linaza mediante secado por aspersión con alta eficiencia de encapsulación y evaluaron su resistencia a la oxidación a través de la prueba acelerada de Rancimat. Evaluaron cuatro formulaciones; utilizando diferentes combinaciones de goma arábica (GA), maltodextrina (MD), metilcelulosa (MC) y aislado de proteína de suero (APS). Las microcápsulas hechas de 100% de GA y mezclas ternarias de GA, MD y APS presentaron la mayor protección contra la oxidación y las eficiencias de microencapsulación superiores al 90%. También presentaron estructuras esféricas con superficies lisas que se mantuvieron íntegras después de 10 meses de almacenamiento. La formulación que contiene GA se incluyó en la fabricación de pan. El pan fortificado resultó similar en apariencia para controlar el pan sin microcápsulas, pero el contenido de ácido α -linolénico se redujo significativamente después de la preparación.

Rodea et al. (2012), prepararon ocho variaciones de emulsiones frescas (E) de aceite esencial de agua de chía utilizando mezclas de biopolímeros concentrado de proteína de suero (CPS) con goma de mezquite (MG) o goma arábica (GA), material de núcleo a pared relaciones ($C_o: W_a$) de 1: 2 y 1: 3, y contenido total de sólidos (CST) de 30 y 40% en peso. Todas las variaciones mostraron tamaños de gotas de tamaño medio ponderado por volumen ($d_{4,3}$) que cayeron dentro de tasas de coalescencia de gotas (k_c) de 10^{-8} s^{-1} . Las variaciones E se secaron por pulverización y las microcápsulas resultantes (M) tuvieron $d_{4,3}$ que cae dentro el rango de 13.17–28.20 μm . La eficiencia de encapsulación (EE) fue mayor que 70% para todos los M, pero aquellos obtenidos de E con menor TSC y mayor $C_o: W_a$ mostraron mayor EE y menor aceite superficial, independientemente del tamaño de partícula M. Las emulsiones reconstituidas (RE) exhibieron valores $d_{4,3}$ y k_c significativamente más altos de la misma magnitud que las variaciones de E.

IV. Justificación

Los compuestos bioactivos han demostrado ofrecer múltiples beneficios para la salud, sin embargo, al ser sustancias extraídas de fuentes naturales, quedan expuestos a factores ambientales, como, oxígeno, pH, oxidación etc. Existen métodos que brindan protección a estos compuestos, como la microencapsulación. Una de las ventajas de la microencapsulación por aspersion, además de su simplicidad, es que es apropiado para materiales muy volátiles y sensibles al calor, ya que el tiempo de exposición a temperaturas elevadas es muy corto (5 a 30 s). El secado por aspersion es un método versátil, en el cual se pueden utilizar diversos materiales de pared, de los cuales se encuentran las proteínas, que pueden ser obtenidas a partir de productos que se encuentran en la región, Oaxaca se caracteriza por tener una amplia variedad de frijoles nativos con una composición única para darles un valor agregado. En este proyecto se propuso el uso del Michigan (*P. vulgaris* L.) de Valle Nacional, que es un frijol de color negro y de grano pequeño del cual no se tiene referencia en su composición por su origen se puede obtener un concentrado proteico que, en mezcla con la maltodextrina, se pueda probar su potencial como material microencapsulante de compuestos bioactivos.

V. OBJETIVOS

5.1. Objetivo General

Evaluar la microencapsulación por secado por aspersión de un compuesto activo usando concentrado proteico de frijol *Phaseolus vulgaris*: maltodextrina en mezcla con concentrado de proteína de frijol como materiales de pared.

5.2. Objetivos Específicos

- Determinar la composición química de la harina y el concentrado proteico de frijol (CPF).
- Evaluar las propiedades físicas, químicas (pH, densidad) y tecno-funcionales (capacidad de absorción de agua y aceite, solubilidad y capacidad emulsionante) del material pared (CPF: MA).
- Evaluar las condiciones del proceso de microencapsulación usando el secado por aspersión de acuerdo a un diseño de experimentos central compuesto, utilizando ácido gálico como sistema modelo,
- Optimizar el proceso de microencapsulación en base a las variables de respuesta (rendimiento, eficiencia, retención y capacidad antioxidante).
- Caracterizar los microencapsulados óptimos en base a sus propiedades físicas, tecno-funcionales (morfología, tamaño, potencial zeta y color) y químicas (contenido de fenoles totales, capacidad antioxidante por los métodos DPPH*, ABTS*+).

VI. Materiales y métodos

6.1. Materiales

Los frijoles se obtuvieron en el municipio de Valle Nacional, Oaxaca, México. La maltodextrina DE 10 manufactured by Grain Processing Corporation (Muscatine Iowa 52761, USA). Todos reactivos que se utilizaron en este estudio fueron de grado analítico.

6.2. Obtención de la harina

La harina de frijol (HF) se elaboró de acuerdo con el método descrito por Torruco-Uco et al. (2009), con algunas modificaciones. Se retiraron las impurezas, posteriormente se secó a 55 °C/1 h en una estufa (Binder GmbH mod. FD-23 Tuttlingen, Alemania), después se trituraron los granos con un molino de mano (marca Estrella, México) y se procedió al descascarillado. Estos se molieron en un molino (Krupps, Modelo GX, 4100, México) y se tamizó en una malla 80 (0.177 mm).

6.3. Obtención del concentrado proteico de frijol Michigan (CPF)

Se realizó de acuerdo con el método descrito por Torruco-Uco et al. (2009), con algunas modificaciones. Una suspensión de HF en agua destilada en una relación 1:10 p/v (harina/agua), se ajustó a pH 10 con una solución de NaOH 1 N y se dejó en agitación constante por a 400 rpm/1 h con un agitador mecánico (Caframo RZ - 1, Heidolph, Schwabach, Alemania). Se dejó reposar por 1 h a temperatura ambiente (30 °C), posteriormente, se recuperó el sobrenadante y se ajustó a pH 4.6 con HCl 1 N, por último, se centrifugó (Rotina 380 R, Hettich, Tuttlingen, Alemania) a 3500 rpm/20 min para recuperar el precipitado, al cual se realizaron 3 lavados y se secó a 50 °C/16 h en una estufa (Binder GmbH mod. FD-23 Tuttlingen, Alemania)

6.4. Análisis químico proximal de la HF y CPF

La composición química proximal de las materias primas se realizó de acuerdo con los métodos de la ACAC (2012): proteínas (920.87), grasas (920.39) y cenizas (923.03), fibra cruda (962.09) y carbohidratos se estimó por diferencia.

6.5. Preparación de las mezclas

Se prepararon mezclas de 100 g con un máximo del 60% de CPF en p/p en base a pruebas preliminares. La codificación para las mezclas fue CPF0:MA100 = 0% de CPF y 100% MA, CPF9:MA91 = 9% de CPF y 91% de MA, CPF30:MA70 = 30% de CPF y 70% de MA, CPF51:MA49 = 51% y 49% MA, CPF60:MA40 = 60% de CPF y 40% de MA. Se pesó el CPF y MA y se guardaron en bolsas al vacío hasta su posterior uso.

6.6. Determinación de propiedades físicas, químicas y funcionales del material pared (Concentrado proteico y Maltodextrina)

6.6.1. Caracterización de las mezclas

Para la determinación de las características fisicoquímicas de los concentrados proteicos, se empleó la metodología usada por la ACAC (2012) para determinar humedad, fibra, cenizas, grasa y proteína. Una vez obtenidos estos valores se sumarán y se restarán de 100, y la diferencia se tomará como el contenido de carbohidratos (Marrugo et al., 2016).

6.6.2. Color

El color y el pH de las muestras se determinó de acuerdo con la metodología de Hernández-Santos et al. (2022), con un colorímetro triestímulo Hunter lab (MiniScan Hunter Lab, modelo 45/0L, Hunter Associates Lab., Ind., Reston, Virginia USA). Los parámetros que se obtuvieron fueron L^* , a^* y b^* y diferencia de color (ΔE).

6.6.3. pH

El pH se midió con un potenciómetro (Conductronic, modelo pH1, México), se dispersó 1 g de harina en 10 mL de agua destilada a 25 °C.

6.6.4. Densidad aparente (DA)

Se determinó con 50 g de muestra en una probeta de 100 mL, se golpeó la probeta contra la palma de la mano. Se expresaron los volúmenes finales como gramo por centímetro cúbico de acuerdo con Hernández-Santos et al. (2022).

6.6.5. Propiedades tecno-funcionales evaluadas

Se determinaron en las HF, CPF y en las mezclas según la metodología descrita por Hernández-Santos et al. (2022).

Capacidad de absorción de agua (CAA) y Capacidad de solubilidad en agua (CSA): Se pesó 1 g de muestra en tubos para centrifuga y se añadieron 10 mL de agua destilada, se agitaron por 30 s en un vortex (Vortex-2 Genie, Model G-560, Scientific Industries, INC, Bohemia, N.Y. USA) y se centrifugaron por 3500 rpm/15 min (Rotina 380 R, Hettich, Tuttlingen, Alemania). Los resultados fueron expresados como gramos de agua retenida por gramo de muestra y para CSA en porciento (%).

Capacidad de absorción de aceite (CAC): Se pesó 1 g de muestra y se añadió 10 mL de aceite de maíz y se agitaron por 30 s en un vortex (Vortex-2 Genie, Model G-560, Scientific Industries, INC, Bohemia, N.Y. USA) y se centrifugaron a 3500 rpm por 15 min (Rotina 380 R, Hettich, Tuttlingen, Alemania). Los resultados se expresaron como gramos de aceite retenido por gramo de muestra (g/g de muestra).

Capacidad emulsificante (CE): Se pesó 1 g de muestra con 20 mL de agua destilada, se agitó por 15 min y se llevó a 25 mL con agua destilada. Esta solución se mezcla con 25 mL de aceite de maíz en una Licuadora por 3 min (Oster, mod. 465, Mexico), posteriormente esta mezcla se centrifuga a 3,500 rpm/15 min (Rotina 380 R, Hettich, Tuttlingen, Alemania). Los resultados se expresaron como porcentaje (%).

La capacidad de formación de espuma (CFE) y la estabilidad de la espuma (EE): Se determinaron según el método descrito por Rodríguez-Miranda et al. (2016). Los resultados se expresaron como porcentaje de aumento de volumen. Los volúmenes de espuma se registraron en intervalos de 10, 15, 30, 45 y 60 min para analizar la EE de las muestras.

La concentración mínima de gelificación (CMG): Se determinó mediante el método descrito por Hernández-Santos et al. (2022). La concentración más baja a la que todos los triplicados formaron un gel que no colapsó ni se deslizó del tubo de ensayo invertido se consideró CMG.

El poder de hinchamiento (Ph): Se determinó según lo descrito por Hernández-Santos et al. (2022). Los resultados se expresan como el porcentaje de agua retenida por gramo de muestra.

6.7. Preparación de las microcápsulas

La encapsulación en maltodextrina y concentrado proteico se preparará según la metodología descrita por Santiago-Adame et al. (2015), con algunas modificaciones, se utilizó un diseño experimental central compuesto con 2 variables: la temperatura de entrada (100 - 140 °C) y proporción de CPF (0 – 60%), dónde fueron solubilizados en agua desionizada a temperatura ambiente (20 ± 1°C). Después de eso, el MA y el concentrado proteico de frijol se mezclaron completamente con el compuesto activo antes del secado por aspersion. El secado por aspersion se realizó en un secador por aspersion escala laboratorio Buchi B-290 en las siguientes condiciones operativas: la velocidad de alimentación a dos niveles 3 mL/min, y la temperatura de entrada 100 y 140 °C.

6.8. Rendimiento de encapsulación

Los rendimientos porcentuales se calcularon según Santiago-Adame (2015) utilizando la relación del peso final del polvo obtenido después del secado por aspersion hasta el peso total de sólidos en la solución alimentada al secador por atomización (Ecuación 1):

$$\text{rendimiento } \% = \frac{(\text{Peso de las microcápsulas obtenidas después del secado por aspersion})}{(\text{Peso total del material de pared inicial y ácido gálico})} \times 100$$

6.9. Eficiencia de microencapsulación (EM)

Se determinó utilizando el método descrito por Robert et al. (2010). El ácido gálico total se determinó agregando 2 mL de metanol al 80% a 200 µg del polvo microencapsulado para ayudar a la dispersión y se homogenizó en un agitador Vortex Genie 2, VWR por 10 min. Luego, se centrifugó a 3500 rpm durante 10 min y el sobrenadante se filtró a través de un filtro de membrana de nailon de 0.45 µm.

Para determinar el ácido gálico superficial, se extrajo directamente el sobrenadante de 200 µg del polvo microencapsulado con 2 mL de etanol-metanol (50:50, v: v),

seguido de una centrifugación a 3500 rpm durante 10 min y se filtró través de un filtro de membrana de nailon de 0.45 μm y se aforó a 50 mL.

Los resultados de la eficiencia de microencapsulación se dan como un porcentaje de ácido gálico encapsulado usando la Ec. (2).

$$\% \text{ EM} = \frac{\text{Á. G total} - \text{Á. G. de superficie}}{\text{Ácido gálico total}} \times 100 \quad \text{ec 2}$$

6.10. Propiedades físicas de los microencapsulados

6.10.1. Morfología

La microestructura de las micropartículas se examinó siguiendo el método propuesto por Gallegos-Infante et al. (2013) para observar las características de las partículas, incluida la forma y tamaño. Las muestras experimentales se montaron en talones de cobre, convertidos en conductivos recubriéndolos con oro empleando un pulverizador-revestidor (modelo Desk II, Denton Vacuum, NJ, EE. UU.), y posteriormente examinarlo en un microscopio electrónico de barrido (modelo JEOL JSM6300 Jeol, Tokio, Japón) a un voltaje de aceleración de 30 kV. Las muestras se examinaron a 4500 y 1500 aumentos y se obtuvieron fotomicrografías representativas.

6.10.2. Tamaño y distribución de partícula

Se cuantificó en una difracción láser Master-Sizer 2000 analizador de partículas (Malvern Instrument Ltd, Reino Unido). Se dispersaron los polvos microencapsulados de ácido gálico usando agua desionizada como agente dispersante.

6.10.3. Potencial zeta

La carga eléctrica en la superficie de las gotas de emulsión se determinó usando un Analizador de potencial ZetaPlus zeta (Malvern Instruments, Reino Unido) a una temperatura de 25 °C.

El rango del potencial Zeta que se usará para definir el comportamiento de estabilidad será de

- 0 a ± 5 para coagulación rápida floculación
- de ± 10 a ± 30 para inestabilidad incipiente
- de ± 30 a ± 40 en estabilidad moderada
- de ± 40 a ± 60 buena estabilidad
- ± 61 será considerada una excelente estabilidad.

6.11. Contenido fenólico total (CFT)

Los compuestos fenólicos totales se determinaron a través del método de Folin-Ciocalteu siguiendo la metodología descrita por Pękal y Pyrzynska (2014), con modificaciones de Vargas-León et al. (2018). En microtubos se colocaron 50 μ L de los diferentes extractos de las microcápsulas, 625 μ L del reactivo de Folin-Ciocalteu y 500 μ L de Na₂CO₃ al 7.5%, se agitó y se dejaron en reposo por 2 h, posteriormente se midió la absorbancia a 760 nm. Para determinar la concentración de cada extracto se utilizó una curva estándar de 0 a 100 ppm de ácido gálico (AG) y el resultado se expresó como mg equivalentes de ác. gálico por 100 g de microcápsulas.

6.12. Determinación de la capacidad antioxidante por DPPH**

La capacidad antioxidante como actividad captadora de radicales (RSA) de las muestras se midió utilizando el método DPPH* (2,2, -difeníl-1-picrilhidrazilo) (Brand-Williams, Cuvelier, & Berset 1995). En este estudio DPPH* (2.5 mg/100 mL), estándar, y las muestras (obtenidas como se describe en el método CFT) se disuelven en metanol / agua (1:1, v / v), que también se utiliza una muestra en blanco. Las muestras se prepararon por duplicado en cada uno de las cinco concentraciones probadas entre 0 y 1000 mg/mL. Se añade solución estándar o de muestra (0.5 mL) a 3.5 ml de Solución DPPH*. Luego se leyó la absorbancia de la mezcla a 515 nm a 0, 5 y cada 10 min hasta que la reacción alcance una meseta a temperatura ambiente. La actividad captadora de radicales DPPH** como porcentaje fue calculado según la siguiente ecuación:

% actividad de atrapamiento de DPPH = $\{1 - (\text{Abs515 muestra} / \text{Abs515 DPPH}^+ \text{ Solución})\}$

6.13. Diseño experimental y Análisis estadístico

Este estudio se llevó a cabo de acuerdo un diseño central compuesto con dos variables independientes (Temperatura: 100, 106, 120, 134 y 140 °C y concentración de CPF: 0, 9, 30, 51, 60%). Los resultados se analizaron por la metodología de superficie de respuesta utilizando el software estadístico comercial Design-Expert 7.1.5. (Stat-Ease, Inc, MN, USA). Los resultados se analizaron mediante regresión lineal múltiple. La significancia estadística de los términos de la regresión se examinó mediante un análisis de varianza de una vía, con un nivel de confianza de 95% para cada respuesta. Con los datos obtenidos se realizó un análisis de varianza (ANDEVA) de una vía, con un nivel de confianza de 95%, cuando se encuentren diferencias estadísticas significativas fueron analizados por la prueba de Tuckey, utilizando un software STATISTICA versión 10 (StatSoft, Inc. 1984-2008, USA).

6.14. Optimización

Las condiciones del proceso de microencapsulación fueron optimizadas para determinar la máxima actividad del principio activo. Las condiciones óptimas del proceso de secado se determinaron empleando el método de máxima pendiente y utilizando la función de deseabilidad del programa Desing Expert versión 7.1.5. (Stat-Ease, Inc, MN, USA). Las respuestas seleccionadas para realizar la optimización fueron: rendimiento, eficiencia, retención, humedad, actividad de agua, capacidad de absorción de agua, capacidad de solubilidad en agua, capacidad de absorción de aceite, capacidad emulsificante, L^* , ΔE , contenido de fenoles totales, inhibición del radical DPPH* e inhibición del radical ABTS**.

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1. Resultados de la fase experimental: Caracterización químico proximal de harina y concentrado proteico de frijol Michigan (*Phaseolus vulgaris*) y propiedades funcionales de las mezclas de material pared concentrado proteico de frijol (CPF) y maltodextrina (MA)

7.1.1. Composición química de la HF y CPF

El contenido de humedad y cenizas fue mayor en HF que en el CPF (Tabla 1). Pedrosa et al. (2020) reportaron un mayor contenido de humedad para la harina de frijol (10.63 g/100 g) y para el aislado de frijol una humedad de (1.08 g/100 g). Mientras que los valores de cenizas son similares a los reportados por Wani et al. (2014) en harina de frijol (*P. vulgaris L.*) con 4.25 g/100 g. El bajo contenido de cenizas en el CPF, refleja que la extracción de las proteínas fue exitosa y, por lo tanto, se elimina la mayor parte de compuestos no deseados (Kızılalp & Dirim, 2019).

El contenido de grasas presentó diferencias significativas ($p < 0.05$), El HF tuvo un contenido de grasas menor que el CPF, este comportamiento también fue observado por Pedrosa et al. (2020) quienes encontraron un mayor contenido de grasas en el aislado proteico de frijol (3.86 g/100 g), mientras que para la harina de frijol fue 2.51 g/100 g, ellos atribuyen este efecto a la unión de lípidos y proteínas durante la extracción de las proteínas, lo que ocasionó una mayor concentración de lípidos en el aislado de frijol.

El contenido de fibra presentó diferencia significativa ($p < 0.05$), el contenido fue mayor en la HF que en el CPF (Tabla 1), esto puede deberse a que, durante la extracción para la obtención del CPF, se elimina principalmente carbohidratos, lípidos y fibra. Estos resultados son superiores a los reportados por Rodríguez-Ambríz et al. (2005), para valores de fibra de la harina y aislado proteico de *Lupinus campestris*, 5.8 y 0.5 g/100 g, respectivamente y por lo reportado por García et al.

(2019) en harinas de frijol blanco con tres tratamientos remojo, escaldado y cocción, (4.0, 4.3 y 4.2 g/100 g respectivamente).

El contenido de proteínas fue mayor ($p < 0.05$) en BCP (Tabla 1), fue 3.52 veces mayor que en la HF, esto se debe a que en el CPF se eliminan principalmente carbohidratos y otros compuestos, obteniendo una mayor concentración de proteína. El contenido de proteína fue mayor a lo reportado por Ugwuona y Suwaba, (2013), en concentrado proteico de frijol espada (49.5 g/100 g). El contenido de proteínas de CPF es similar al de la soya, por lo cual puede ser utilizado en la preparación de alimentos o como sustituto de la carne (Jaimes et al., 2022). Pedrosa et al. (2020), mencionan que el contenido de proteínas está relacionado con la variedad de frijol, las condiciones que se llevaron a cabo durante el cultivo, el grado de madurez, así, como del método de extracción de proteínas utilizado.

El contenido de carbohidratos fue mayor ($p < 0.05$) para la HF (Tabla 1), estos valores son inferiores a lo reportado por Salmorán et al. (2019), reportaron valores de carbohidratos de 66.78 y 29.48 g/100 g en la harina y el concentrado proteico de frijol costeño, respectivamente.

Tabla 1. Composición química de la harina y concentrado proteico de frijol Michigan

Componente (%)	Harina de frijol	concentrado proteico de frijol
Humedad	7.68 ± 0.12 ^a	7.32 ± 0.11 ^b
Cenizas	4.08 ± 0.06 ^a	3.27 ± 0.48 ^b
Grasas	1.63 ± 0.07 ^a	2.09 ± 0.01 ^b
Fibra	6.14 ± 1.30 ^a	4.04 ± 0.25 ^b
Proteínas	15.57 ± 0.09 ^a	55.15 ± 0.51 ^b
Carbohidratos	64.90 ± 0.01 ^a	28.13 ± 0.03 ^b

Los valores representan el promedio de 3 determinaciones ± desviación estándar. Letras diferentes en la misma fila indican diferencia estadística ($p < 0.05$). Carbohidratos calculados por diferencia de los demás componentes.

7.1.2. pH



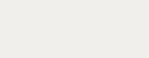
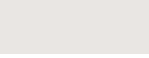
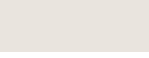


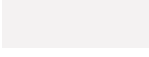
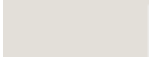
Las meclas no presentaron diferencias significativas ($p > 0.05$) excepto la HF y la maltodextrina. La HF fue menos ácido, mientras que, el CPF fue más ácido que el resto de las mezclas (Tabla 3). Se observó que a medida que el la concentración de CPF aumentaba el pH de las mezclas se acidificaba. Esto pude deberse al tipo de extracción de la proteína, ya que en este estudio la obtención de la proteína fue por precipitación isoeléctrica, por lo que el pH final del CPF fue de 4.43. El pH es un parámetro fundamental e importante para elaboración de bebidas y los alimentos en general, un pH entre 2.5 y 5.5 ayudar a extender la vida de anaquel de los alimentos (Sen & Kahveci, 2020). Además, el pH del medio en donde se encuentran las proteínas ejerce un efecto muy importante en la solubilidad de las proteínas. Las proteínas de las legumbres como el frijol muestran mayor solubilidad a valores de pH básicos y ácidos, mientras que se vuelven menos solubles cuando el pH se encuentra cerca del punto isoeléctrico, que de manera general es alrededor de pH 4 y 5 (Shevkani et al., 2019).

7.1.3. Parámetros de color

Los valores de color presentaron diferencia significativa ($p < 0.05$) (Tabla 2) en los cuatro parámetros de color (L^* , a^* , b^* y ΔE). Los valores más altos de L^* se observaron para la maltodextrina, esto se debe a que el color que la caracteriza es el blanco; mientras que el CPF obtuvo el menor valor L^* , el CPF tiene tendencia hacia un gris oscuro, se observa que a medida que aumenta la concentración de CPF los valores de L^* de las mezclas disminuye, esto se puede atribuir, al uso de NaOH en el proceso de la obtención de CPF, por otro lado, esta disminución del parámetro L^* también pudo ser provocado por la eliminación del almidón durante el proceso de obtención del concentrado proteico (Salmorán et al., 2019). Wani et al. (2019) reportaron valores de L^* similares a este estudio en dos variedades de frijol Shalimar Rajmah-1 y Shalimar Rajmah 132, (82.65 y 81.61, respectivamente). Salmorán et al. (2019) reportan valores inferiores a los encontrados en este estudio en harina de frijol costeño y su concentrado proteico ($L^* = 87.85$ y 55.33 , respectivamente). La HF y CPF presentaron una tendencia hacia tonalidades rojas

(a^*) (Tabla 2). Mientras que en el parámetro b^* ambas presentaron tonalidades amarillentas, observándose mayor intensidad en el CPF, al presentar un mayor valor. La ΔE para HF fue menor que en CPF. Con respecto a las mezclas, la L^* disminuye al incrementar la concentración de CPF, así mismo, se observó que los valores de a^* , b^* y la ΔE aumentaron al incrementar la concentración de CPF en todas las mezclas. Salmorán et al. (2019) encontraron valores superiores a los reportados en este estudio en harina de frijol costeño y concentrado proteico ($a^*= 0.71$ y 8.59 , $b^*= 8.30$ y 25.01 y $\Delta E= 12.89$ y 0.31 , respectivamente). Estos datos fueron utilizados en un programa de conversión de color easy RGB-CPF, con el fin de obtener una carta de color para la HF, CPF y las mezclas (Tabla 2).

Tabla 2. Parámetros de color de HF, CPF y mezclas

Tratamientos (PC:MD) %	<i>L</i> *	<i>a</i> *	<i>b</i> *	<i>C</i> *	<i>h</i> °	ΔE	Código	Color
51:49/106 °C	86.75 ± 1.14 ^c	1.01±0.02 ^{de}	5.74 ± 0.16 ^c	5.83 ± 0.15 ^c	0.17±0.00 ^{ef}	10.03 ± 0.44 ^h	#E0D8CE	
51:49/134 °C	87.32 ± 0.07 ^{fg}	0.91 ± 0.01 ^d	4.38 ± 0.14 ^e	4.48 ± 0.14 ^e	0.20±0.01 ^{cd}	11.73 ± 0.58 ^d	#E0DAD3	
9:91/106 °C	94.46 ± 0.08 ^h	0.23 ± 0.03 ^a	1.74 ± 0.12 ^a	1.75 ± 0.11 ^a	0.13±0.02 ^{bc}	5.23 ± 0.07 ^b	#F1EFEC	
9:91/134 °C	91.48±0.51 ^{cd}	0.44±0.02 ^{de}	1.91 ± 0.09 ^c	9.92±0.09 ^{de}	0.04±0.01 ^e	10.29±0.23 ^{gh}	#E9E6E3	
30:70/100°C	90.91±0.06 ^{efg}	0.55 ± 0.01 ^d	3.86 ± 0.06 ^g	3.90 ± 0.07 ^g	0.14±0.01 ^b	8.19 ± 0.21 ^{fgh}	#E9E4DE	
30:70/140 °C	88.99±0.24 ^{def}	0.66 ± 0.02 ^c	4.01 ± 0.04 ^d	4.07 ± 0.05 ^d	0.16±0.01 ^{bc}	9.37 ± 0.21 ^{ef}	#E4DFD8	
60:40/140 °C	83.16±0.21 ^b	1.26 ± 0.02 ^f	5.37 ± 0.13 ^{cd}	5.51 ± 0.13 ^d	0.23±0.01 ^h	13.20 ± 0.17 ^k	#D6CEC5	
0:100/120 °C	95.60 ± 0.21 ^g	0.57±0.04 ^{bc}	0.34 ± 0.07 ⁱ	5.37 ± 0.09 ⁱ	0.10±0.01 ^a	10.29 ± 0.23 ^a	#F4F2F2	
30:70/120 °C	88.90±0.02 ^{cde}	0.59 ± 0.02 ^b	3.17 ± 0.03 ^b	3.22 ± 0.03 ^b	0.18±0.01 ^{bc}	10.66 ± 0.51 ^c	#E3DFD9	

Los valores representan el promedio de 3 determinaciones ± desviación estándar. Las letras diferentes en la misma columna son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

7.1.4. Densidad aparente (DA)

La DA no presentó diferencia significativa ($p > 0.05$) (Tabla 3). El CPF presentó mayor DA, la maltodextrina y la mezcla CPF60:MA40 presentaron la menor DA. La DA es un parámetro de suma importancia, relaciona la masa con el volumen ocupado, incluye el volumen de las partículas y espacios disponibles entre las mismas, un producto con mayor DA puede ser almacenado a mayores cantidades en envases más pequeños (Torruco-Uco et al., 2019). Pedrosa et al. (2020) encontraron valores similares de DA a los reportados en este estudio en harina de frijol y el aislado proteico de 0.63 y 0.57 g/cm³, respectivamente, las pequeñas diferencias encontradas pueden estar relacionadas con las diferentes composiciones del almidón y también puede deberse al tipo de extracción o en la etapa de secado.

7.2. Determinación de propiedades tecno-funcionales de las mezclas

La CAA mostró diferencia significativa ($p < 0.05$) entre las mezclas, excepto, la HF y la mezcla CPF60:40MA (Figura 3). El CPF presentó la mayor CAA mientras que, la matodextrina no presentó CAA. Se observó que el aumento de CPF incrementó la CAA en las mezclas. Estos resultados fueron superiores a los reportados por Gundogan & Can, (2020), quienes encontraron valores de CAA de 1.8 a 2.1 g/g. La CAA de la proteína está relacionada con la disponibilidad de los aminoácidos polares en los distintos lugares para favorecer la interacción de la molécula de agua y la proteína. Los valores altos de absorción de agua ayudan a disminuir la pérdida de humedad en panes y además los mantiene frescos. Durante la desnaturización de las proteínas por distintos factores, provoca un desdoblamiento de la proteína y aumenta la relación superficie-masa, esto ocasiona que los enlaces peptídicos y las cadenas laterales polares se expongan, lo que provoca una mayor capacidad para atrapar las moléculas de agua (Lin et al., 2020). Ugwuona & Suwaba, (2013) evaluaron los efectos de la sustitución de la harina desengrasada y el concentrado porteico de frijol Jack en la calidad de panes, sus resultados demostraron que, tanto la harina como el concentrado de frijol Jack mejoró la composición nutrimental sin afectar las propiedades físicas y sensoriales del pan. Una alta capacidad de absorción de agua, puede ser benéfico y pueden ser implementado en productos cárnicos, salchichas, esta propiedad funcional es muy importante para garantizar la textura adecuada en estos tipos de productos. Sin embargo, se necesita una alta CAA para la elaboración de alimentos viscosos como salsa, sopas y panes, en este sentido las mezclas con mayor concentración de CPF como CPF60:MA40 y CPF51:MA, se podrían implementar para estos fines, por otro lado la CAA es una propiedad tecno-funcional no deseable para la elaboración de bebidas, debido a que el comportamiento del flujo del producto se ve afectado negativamente, las mezclas con menor concentración de CPF como CPF9:MA91 y CPF30:MA70 serían ideales para ser utilizadas en estos productos (Ugwuona & Suwaba, 2013; Sen & Kahveci, 2020).

La CAC de las mezclas no presentaron diferencia significativa ($p > 0.05$) (Figura 3) con HF y CPF excepto CPF9:MA91. La maltodextrina presentó la menor CAC y la

mayor CAC fue para la mezcla CPF9:MA91. Se observó que el aumento de CPF disminuye ligeramente la CAC. Estos resultados fueron similares a los reportados por Mune et al. (2015), encontraron valores de CAC de 2.06-1.93 g/g en concentrados de frijol secados con distintos métodos. Las diferencias CAC de las mezclas se puede atribuir a las distintas proporciones entre CPF y MA, así como la conformación de la proteína la cual, pudo haber ocasionado que en el aceite quedara físicamente retenido, así también algunos tipos de enlaces como electrostáticos, hidrofóbicos y de hidrógeno que propician interacciones lípido-proteína (Ajibola et al., 2016). Las cadenas no polares laterales pueden ser unidas a cadenas hidrocarbonadas de las grasas, esto mejora las condiciones de la CAC (Vegas-Niño et al., 2019). En la industria alimentaria una alta capacidad de absorción de agua es fundamental para la elaboración de embutidos, masas para pasteles, emulsiones como la mayonesa y aderezos. Contar con buena CAA y CAC es importante en la elaboración de masas, esto aseguran, la humedad, textura y apariencia del alimento además, contribuye a mejorar la palatabilidad, retención de sabores y extender la vida de almacén (Sen & Kahveci, 2020). La capacidad de las harinas y los concentrados proteicos de ligarse a los lípidos podría ser utilizada en la elaboración de productos para freír y para la retención de sabores (Marrugo et al., 2016).

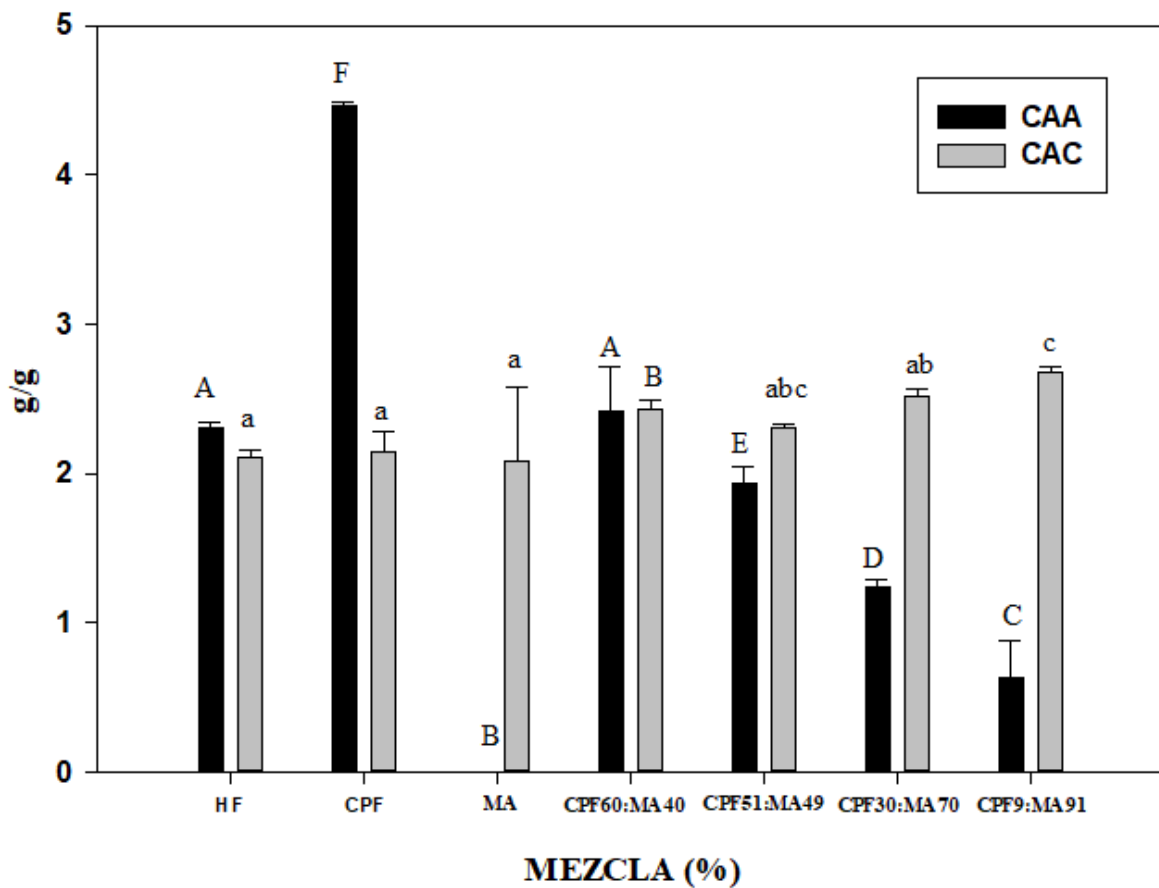


Figura 3. Capacidad de adsorción de agua (CAA g H₂O/g muestra) y capacidad de absorción de aceite (CAC g aceite/g muestra) de las mezclas de concentrado proteico de frijol (CPF) y maltodextrina (MA). Los valores representan el promedio de 3 determinaciones \pm desviación estándar. Letras mayúsculas diferentes indican diferencia estadística significativa ($p < 0.05$) en CAA, letras minúsculas diferentes indican diferencia estadística significativa ($p < 0.05$) en CAC.

En la CSA se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) (Tabla 3). La solubilidad es propiedad muy importante de las proteínas alimentarias (Shevkani et al., 2019). La MA mostró una mayor solubilidad y el CPF fue el menos soluble. Se observó que al aumentar la proporción de CPF disminuyó la solubilidad de las mezclas, esto puede deberse, a que, el pH del CPF fue 4.43, en este rango se alcanza el punto isoeléctrico de las proteínas, en este punto las proteínas son menos solubles, cuando este es alcanzado, la carga neta de las proteínas es cero, lo cual, disminuye o debilita la repulsión electrostática, esto ocasiona que, la solubilidad de las proteínas disminuya y precipite, por ello la interacción entre el agua y la proteína disminuye. (Wani et al., 2014; Los et al., 2020). El acomodo de los aminoácidos hidrofóbicos e hidrofílicos y la proporción de estos en la estructura proteica, también influye sobre la solubilidad. Marrugo et al. (2016), encontraron en concentrados proteicos de frijol *Phaseolus lunatus* y *Vigna unguiculata* que la capacidad de solubilidad fue mayor a pH 12 y la mínima a pH 2, ellos sugieren que no pueden ser utilizados en la formulación de bebidas, debido a que estas alcanzan un pH máximo de 6, lo que dificultaría la solubilidad total del concentrado proteico. Los resultados obtenidos en este estudio fueron similares a los reportados por Gundogan & Karaca, (2020), ellos observaron en aislados de proteína de frijol una menor solubilidad a pH 5 y aumentaba cuando el pH estaba más alejado al punto isoeléctrico, es decir un pH básico. Palupi et al. (2021) encontraron menor solubilidad en harinas de frijol lima y mungo con 18.68 y 18.80% respectivamente. Xu et al. (2019), reportaron una solubilidad mínima de 1.73% a pH 4, cerca del punto isoeléctrico (4.3) en la proteína de garbanzo, esto fue provocado por la deficiente carga neta que disminuyó las fuerzas de repulsión y al mismo tiempo que aumenta la atracción, lo que ocasiona que la proteína se agregue, precipite y por lo tanto, sea insoluble.

La CE presentó diferencias significativas ($p < 0.05$) (Tabla 3). La HF presentó mayor CE, seguido de la mezcla CPF60:MA40, la mezcla con menor CE fue CPF9:MA91. El incremento de CPF en las mezclas aumentó la CE. Una alta CE está relacionada con una alta hidrofobicidad de la superficie esto se debe a que, los grupos hidrofóbicos quedan expuestos, lo cual, favorece la interacción de proteína con el

aceite (Los et al., 2020). La CE esta estrechamente relacionada con la capacidad que tiene la proteína para ser absorbida por la interfaz y en cambio, la estabilidad de emulsión se relaciona con las propiedades de esta capa absorbida (Shevkani et al., 2015). Marrugo et al. (2016) encontraron valores de CE mayores a los encontrados en este estudio en concentrados proteicos de dos variedades de frijol con 50 y 43% (*Phaseolus lunatus* y *Vigna unguiculata*). Pedrosa et al. (2018) obtuvieron 25.90 y 26.86% de CE en la harina y aislado proteico de frijol, respectivamente. Las diferencias en la CE está relacionada con la solubilidad de la proteína y también la hidrofobicidad influye en las propiedades emulsionantes. Este tipo de propiedades estan influenciadas por factores como pH, solubilidad, la concentración y la capacidad que tiene la proteína para mejorar la estabilización de la emulsión, ya que es muy importante para la elaboración de alimentos como pasteles, aclarantes de café y postres que requieren congelación, así como aderezos para ensaladas y mayonesa, donde la separación de las fases, impediría cumplir con la calidad requerida en este tipo de alimentos (Xu et al., 2019).

Tabla 3. Propiedades fisicoquímicas de la HF, CPF y las mezclas.

Concentración(%) (CPF:MA)	pH	DA (g/cm ³)	CSA (%)	CE (%)	FC (%)	LGC (%)
HF	6.68 ± 0.00 ^c	0.61 ± 0.00 ^a	27.40 ± 0.09 ^b	39.60 ± 0.00 ^g	58.16 ± 0.06 ^g	4.00 ± 0.00
CPF	4.43 ± 0.00 ^d	0.66 ± 0.00 ^d	2.88 ± 0.09 ^a	13.33 ± 0.01 ^e	20.06 ± 0.07 ^f	14.00 ± 0.00
MA	4.84 ± 0.00 ^e	0.52 ± 0.00 ^b	94.07 ± 0.48 ^g	12.00 ± 0.00 ^d	0.00 ± 0.00 ^a	ND
CPF60:MA40	4.55 ± 0.00 ^{ab}	0.52 ± 1.44 ^b	35.06 ± 0.12 ^c	18.30 ± 0.00 ^f	17.11 ± 0.02 ^e	14.00 ± 0.00
CPF51:MA49	4.56 ± 0.00 ^a	0.61 ± 0.00 ^a	43.30 ± 0.21 ^d	11.07 ± 0.00 ^c	15.11 ± 0.17 ^d	ND
CPF30:MA70	4.57 ± 0.00 ^{ab}	0.59 ± 0.06 ^c	62.14 ± 0.80 ^e	9.00 ± 1.69 ^b	12.20 ± 0.03 ^f	ND
CPF 9:MA91	4.58 ± 0.00 ^b	0.62 ± 1.82 ^a	80.17 ± 6.09 ^f	7.44 ± 0.00 ^a	5.18 ± 0.11 ^b	ND

Los valores representan el promedio de 3 determinaciones ± desviación estándar. Las letras diferentes en la misma columna son significativamente diferentes ($p < 0.05$). DA: Densidad aparente. CSA Capacidad de solubilidad en agua. CE: Capacidad emulsificante. CFE: Capacidad de formación de espuma. CMG: Concentración mínima de gelificación.

La CFE y la EE presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$), excepto para la HF (Tabla 3). La HF presentó la mayor CFE, esto puede deberse a que la CFE no solo depende del contenido de proteínas sino de otros componentes como carbohidratos que se encuentran en las harinas (Rodríguez-Miranda et al., 2016). La CFE para el CPF fue baja (20%), esto podría estar relacionado a la mayor cantidad de lípidos que contiene, los cuales reducen la capacidad de formación de espuma (Pedrosa et al., 2020). La EE representa el volumen de espuma disminuido a través del tiempo, este parámetro fue mayor para la HF en todos los tiempos evaluados ($p < 0.05$) (Figura 4), El HF se redujo a 31% a los 60 min y el CPF se redujo a 10% de CFE a los 5 min, las mezclas con mayor contenido de CPF tuvieron una reducción de espuma casi del 50% de su valor inicial, mientras que las mezclas de mayor concentración presentaron los valores más bajos de CFE, observándose que al paso del tiempo la reducción fue significativa ya que al minuto 45 la espuma desapareció por completo (Figura 4). Las espumas formadas con proteínas comprenden un mecanismo de dos pasos: las moléculas de las proteínas viajan hacia la interfase, donde, ocurren transformaciones conformacionales y al mismo tiempo se forma la red de proteínas (capa viscoelástica) (Brückner-Gühmann et al., 2018). Sin embargo, la presencia de lípidos en la muestra reduce la capacidad de formación de espuma, debido a que éstos capturan parte de los grupos hidrófobos de las proteínas disponibles para la interacción en la interfaz aceite-agua lo que ocasiona un desequilibrio en las interfases aceite-agua y aire-agua y como consecuencia disminuye la CFE (Pedrosa et al., 2020). En este caso, el CPF presentó un alto contenido de lípidos con respecto a la HF y las mezclas con mayor contenido de CPF fueron las que no presentaron buena CFE y EE debido al efecto que ejercen los lípidos sobre estas propiedades. Por lo tanto, la CPF y las mezclas no podrían ser implementadas en la elaboración de productos de confitería, cubiertas batidas, soufflés, musses ni en la elaboración de helados, debido a que al transcurrir una hora el CPF y las mezclas mantenía solamente 4.83 y 0% de EE respectivamente, mientras que la HF se mantuvo en 31% durante más de 60 min (Shevkani et al., 2019). Estos resultados fueron inferiores a los reportados por Pedrosa et al. (2020) con una CFE entre 47 - 74% en harinas y aislados proteicos

de chícharo y frijol, resaltando que las muestras de chícharo presentaron una mayor CFE que las muestras de frijol, ocasionado por un mayor contenido de carbohidratos en el chícharo (38%).

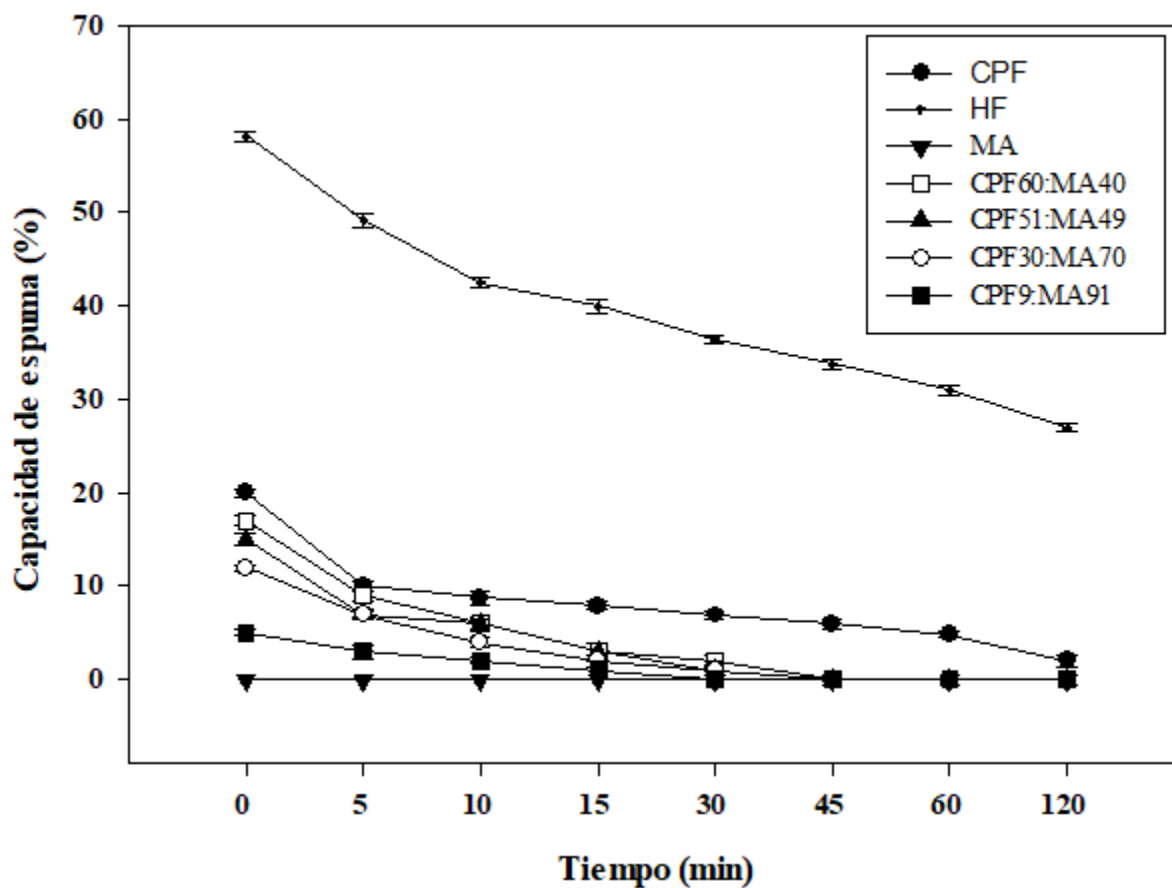


Figura 4. Capacidad de formación de espuma de CFE, HF y las mezclas. Los valores representan el promedio de 3 determinaciones \pm desviación estándar.

La CMG para la HF fue del 4% (p/v), para el CPF fue de 14%, mientras que la MA y todas las mezclas no presentaron esta propiedad en ninguna concentración excepto en CPF60:MA40 (Tabla 3). La alta capacidad de gelificación de la HF se debe a los gránulos de almidón presentes en la harina, donde en presencia de calor y agua, éstos se descomponen y ocasiona que los sitios donde se localizan los enlaces de hidrógeno (hidroxilo, hidrógeno y oxígeno) absorban más agua, una vez que absorben el líquido se hinchan y por último se rompe, aumentando la viscosidad del almidón (Chinaza et al., 2019). Las proteínas al ser calentadas excesivamente a altas temperaturas (100 °C) puede ocasionar la escisión de los péptidos, y esto provoca que no ocurra la gelificación. La gelificación es un parámetro importante en la elaboración de productos viscosos como pudines, sopas, geles, cuajadas, carnes picadas etc. (Shevkani et al., 2019), en este sentido, la HF podría ser utilizada con estos fines. Los valores encontrados en HF son inferiores a los reportados por Rodríguez-Miranda et al. (2016) quienes obtuvieron una CMG de 14 y 8% (p/v) en harinas de semillas de calabaza sin desengrasar y desengrasadas, respectivamente. Mientras que los valores encontrados en CPF y la mezcla CPF60:MA40 son inferiores a lo reportado por Adeleke et al. (2017) reportaron la CMG de 20, 15 y 13% en concentrados de cacahuate control, cacahuate blanco y cacahuate marrón.

En el Ph, las muestras presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$). El HF tuvo mayor Ph, en cambio la MA no presentó esta propiedad (Figura 5). Se observó que al aumentar la concentración de CPF en las mezclas y la temperatura el SP aumentaba. La Ph de las harinas está influenciada por el tamaño de partícula, la variedad de especie y el método de procesamiento u obtención (Chinaza et al., 2019). Estos resultados son superiores a los reportados por Dussán-Sarria et al. (2019) encontraron valores de Ph para harinas de quinua y fruta de palma de durazno de 4.43 y 2.64 mL/g, respectivamente.

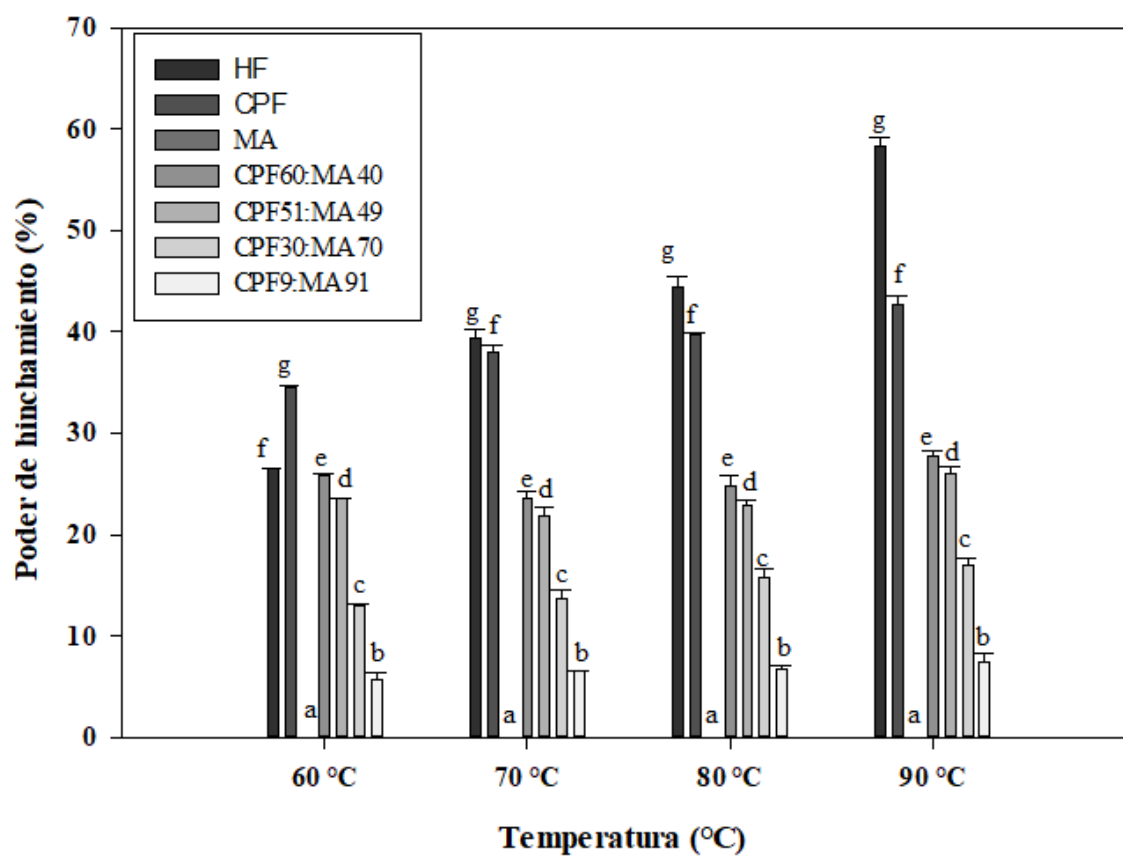


Figura 5. Poder de hinchamiento de CPF, HF y las mezclas. Los valores representan el promedio de 3 determinaciones \pm desviación estándar. Letras diferentes en cada propiedad indican diferencia estadística ($p < 0.05$).

7.3. Resultados de la fase experimental II: Obtención y caracterización fisicoquímica de microencapsulados de ácido gálico con concentrado proteico de frijol y maltodextrina como material pared.

7.3.1. Rendimiento de microencapsulación (Re)

El rendimiento del proceso de microencapsulación es un parámetro muy importante ya que este está estrechamente relacionado con los costos y eficiencia del proceso (Ramakrishnan et al. (2019). El mayor Re fue para el tratamiento 4 con 55.56%, mientras que, la menor se presentó en el tratamiento 7 con 37.25% (Tabla 4). El modelo de regresión ajustado a los resultados experimentales de Re mostró un valor del coeficiente de correlación (R^2) = 0.92 con un modelo de regresión significativo ($p < 0.0001$), y no hubo falta de ajuste (Tabla 6) lo que demuestra la validez del modelo para poder predecir la respuesta. Los coeficientes estimados indicaron que la temperatura de secado tuvo un efecto significativo positivo ($p < 0.05$) sobre el Re, mientras que la interacción de la temperatura de secado y el CPF tuvo un efecto significativo negativo ($p < 0.05$) sobre este parámetro (Tabla 5). Al incrementar la temperatura se observa que aumentó el Re (Figura 6), esto puede deberse, a un proceso eficaz de transferencia de masa y calor, ya que, al aumentar la temperatura, el solvente que por lo general es agua, se evapora completamente y da como resultado una mayor recolección del polvo seco y por lo tanto un mayor rendimiento (Bazaria & Kumar, 2016).

Por otro lado, al incrementar la concentración de CPF el Re disminuye ligeramente, esto puede ser ocasionado debido a la proteína del concentrado, se ha demostrado que al aumentar la concentración de proteína, estas al entrar en contacto con la temperatura tienden a formar películas que rápidamente se vuelven pegajosas y con alta higroscopicidad (Pierucci et al., 2006), esto provoca que las micropartículas se adhieran a las paredes del secador, esto está relacionado a la temperatura de transición vítrea (T_g) de los materiales de pared, una baja temperatura de transición provoca este efecto. Por otro lado, las concentraciones con mayor maltodextrina presentaron los mayores rendimientos, la maltodextrina presenta una alta T_g , por ello, al entrar en contacto con la temperatura, hace que las partículas formen una capa vítrea que impide que se adhieran a la cámara de secado.

Ramakrishnan et al. (2019) observaron un mayor rendimiento en microencapsulados de jugo de tamarillo con maltodextrina en comparación con otros materiales de pared. Los resultados obtenidos en esta investigación fueron ligeramente inferiores a los reportados por Moser et al. (2019), los cuales, encontraron rendimientos que oscilaron entre 39.3 a 63.1% en microencapsulados de aceite de burití con proteína de garbanzo-pectina.

Tabla 4. Diseño experimental y resultados experimentales de las variables examinadas.

Tr	DT (°C)	CO CPF-MA (%)	Re (%)	EM (%)	Rt (%)	H (%)	Aw	CAA (g/g)	CSA (%)	CAC (g/g)	CE (%)	L*	ΔE	CFT (mg EAG/100 g)	Inhibición DPPH*	Inhibición ABTS**
1	106	51-49	42.34	99.26	99.89	4.9	0.323	1.87	53.94	3.62	2.00	86.75	10.03	1634	90.92	99.27
2	134	5-49	43.20	99.21	99.86	3.6	0.301	1.86	55.18	3.63	1.80	87.32	11.73	1761	89.97	99.39
3	106	9-91	52.34	93.99	53.99	4.2	0.358	0.67	86.18	3.50	1.20	94.46	5.23	1268	79.86	99.18
4	134	9-91	55.56	93.25	65.23	3.7	0.313	0.64	86.85	3.48	0.91	91.48	10.29	8630	58.86	83.39
5	100	30-70	44.00	86.45	69.29	4.9	0.335	1.14	72.29	3.31	1.40	90.91	8.19	1369	86.65	99.05
6	140	30-70	51.40	89.29	78.47	3.5	0.316	1.37	57.81	3.60	1.30	88.99	9.37	1470	54.01	99.41
7	120	60-40	53.9	91.32	100	4.0	0.351	2.38	40.79	3.63	2.20	83.16	13.20	7140	84.74	99.43
8	120	0-100	37.25	98.62	38.06	4.2	0.354	0.00	94.17	3.38	0.00	95.60	10.29	1891	83.92	79.98
9	120	30-70	50.1	90.54	53.98	4.1	0.352	0.93	72.68	3.65	1.20	88.91	10.66	1084	71.44	99.12
10	120	30-70	50.23	90.54	54.00	4.1	0.351	0.91	71.96	3.65	1.20	88.89	10.64	1085	71.51	99.01
11	120	30-70	50.45	90.53	53.99	4.1	0.350	0.91	72.46	3.67	1.21	88.90	10.66	1093	71.13	99.25
12	120	30-70	50.22	90.54	53.98	4.1	0.351	0.93	71.89	3.67	1.20	88.89	10.64	1090	71.21	99.03
13	120	30-70	50.32	90.55	54.01	4.1	0.352	0.93	72.88	3.67	1.20	88.91	10.66	1091	71.22	99.32

Tr= Tratamientos, DT=Temperatura, Re rendimiento, EM eficiencia de microencapsulación, Rt retención de microencapsulación, H humedad, Aw actividad de agua, CAA capacidad de absorción de agua, CSA capacidad de solubilidad en agua, CAC capacidad de absorción de aceite, CE capacidad emulsificante

Tabla 5. Coeficientes estimados por regresión lineal múltiple del proceso de microencapsulación de ácido gálico con CPF y MA.

Coeficiente	Re	EM	Rt	H	Aw	CAA	CSA	CAC	CE	L*	ΔE	CFT	DPPH*	ABTS ⁺⁺
Intercepto	50.27	90.54	53.99	4.17	0.35	0.92	72.38	3.67	1.20	88.90	10.66	1090.40	71.30	99.15
Lineal														
A	1.82	0.80	3.03	-0.49	-0.01	0.035	-2.32	0.051	-0.079	-0.64	1.05	953.98	-3.23	-1.90
B	-5.74	5	21.05	-0.04	-4.179E ⁻⁰⁰⁴	0.35	-17.43	0.076	0.60	-3.68	1.29	-1740.78	10.70	5.45
Cuadrático														
A²	-0.85	0.34	12.03	0.024	-0.016	0.31	-2.59	-0.084	0.14	0.61	-1.18	253.49	7.63	0.25
B²	-1.91	3.33	9.61	-0.03	-4.350E ⁻⁰⁰³	-0.25	-1.38	-0.058	0.013	0.33	0.31	1801.49	-0.32	-4.51
Interacción														
AB	-0.59	0.17	-2.8	0.19	3.750E ⁻⁰⁰³	4.875E ⁻⁰⁰³	0.15	6.700E ⁻⁰⁰³	0.022	0.89	-0.84	-1808.75	5.01	3.98

A= Temperatura de secado y B = concentración de concentrado proteico de frijol.

Re rendimiento, EM eficiencia de microencapsulación, Rt retención de microencapsulación, H humedad, A_w actividad de agua, CAA capacidad de absorción de agua, CSA capacidad de solubilidad en agua, CAC capacidad de absorción de aceite, CE capacidad emulsificante

Tabla 6. Análisis de varianza y coeficientes de determinación (R^2) del modelo ajustado para las respuestas del proceso de microencapsulación.

Respuestas	R^2	C.V. (%)	Valor F	P de F (modelo)	Falta de ajuste
Re	0.96	2.61	39.67	<0.0001	<0.0001
ME	0.74	2.81	4.13	0.0014	<0.0001
Rt	0.97	6.78	49.15	< 0.0001	<0.0001
H	0.94	3.18	23.90	0.0003	<0.0001
A_w	0.75	3.67	4.25	0.0427	<0.0001
CAA	0.65	-1.43	2.69	0.1149	<0.0001
CSA	0.95	0.68	30.33	0.0001	<0.0001
CAC	0.79	-0.47	5.32	0.0246	<0.0001
CE	0.88	0.18	10.86	0.0034	<0.0001
L^*	0.96	0.74	37.67	<0.0001	0.0002
ΔE	0.86	0.05	9.09	0.0057	<0.0001
CFT	0.90	42.78	13.24	0.0019	<0.0001
Inhibición DPPH*	0.96	3.68	39.03	< 0.0001	<0.0001
Inhibición ABTS**	0.90	2.78	13.20	0.0019	<0.0001

Re rendimiento, EM eficiencia de microencapsulación, Rt retención de microencapsulación, H humedad, A_w actividad de agua, CAA capacidad de absorción de agua, CSA capacidad de solubilidad en agua, CAC capacidad de absorción de aceite, CE capacidad emulsificante

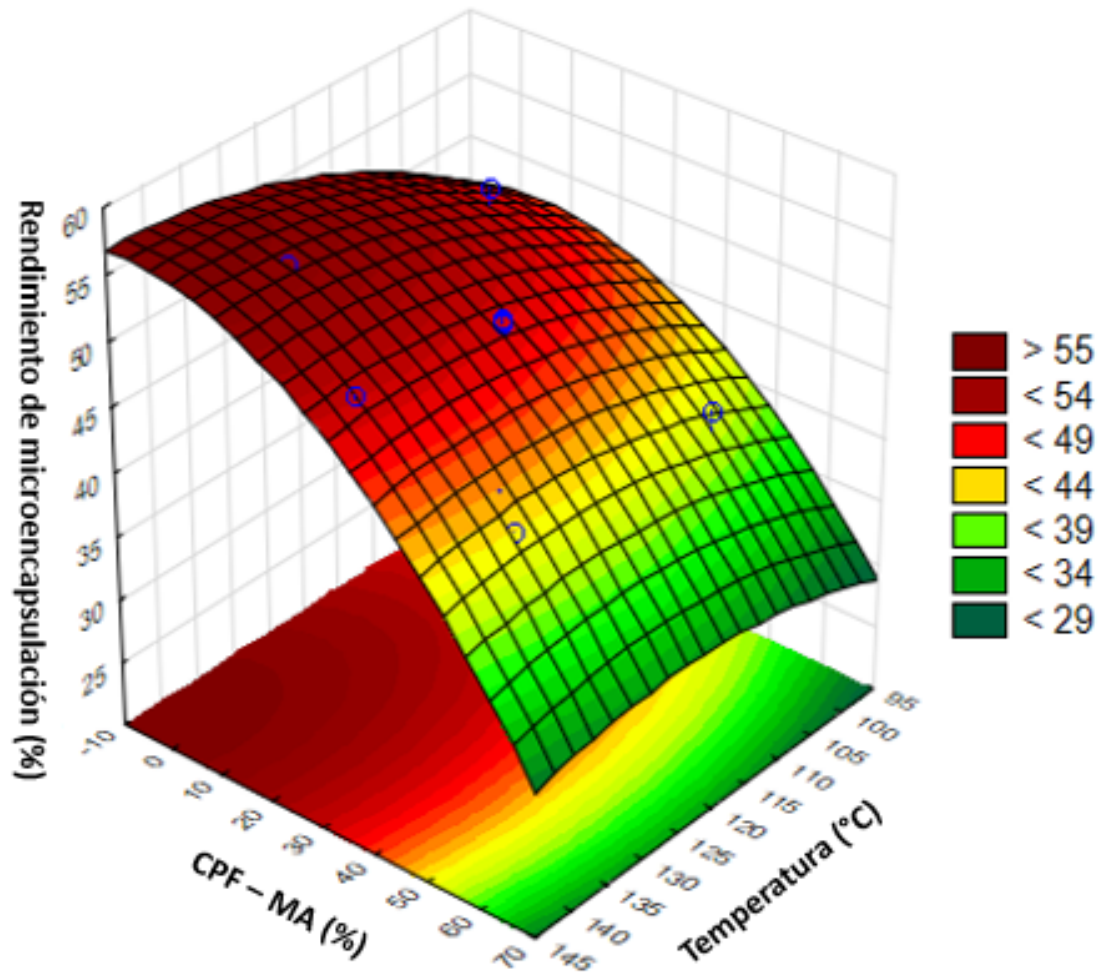


Figura 6. Efecto de la temperatura de secado (100 - 140°C) y concentrado proteico de frijol (0 - 60%) sobre el rendimiento de microencapsulación.

7.3.2. Eficiencia de microencapsulación (EM)

La mayor EM se presentó en el tratamiento 1 con 99.39%, mientras que la menor fue para el tratamiento 6 con 86.29 % (Tabla 4). El coeficiente de determinación de la regresión fue $(R^2) = 0.74$, lo que indica una mayor correlación entre los resultados experimentales y los predichos por el modelo. El modelo de regresión fue significativo (0.0014), esto indica la validez del modelo para predecir la respuesta, el modelo no presentó falta de ajuste (Tabla 6). El coeficiente estimado indicó que el CPF en su término lineal y cuadrático presentaron un efecto significativo positivo (Tabla 5). Se observó que al incrementar el CPF aumenta la EM (Figura 7). Esto puede deberse a que conforme aumenta la concentración de proteína incrementan las interacciones entre los aminoácidos o fracciones polares de la estructura de la proteína (albúmina y/o globulina) y el ácido gálico que tiene un carácter polar, esto ayudó a aumentar la afinidad y por ende se refleja una mayor eficiencia de microencapsulación (Jansen et al., 2019). Maqsoudlou et al. (2020) observaron este mismo comportamiento en microencapsulados de proteína hidrolizada de polen de abeja utilizando maltodextrina y concentrado de proteína de suero con 84.3% de eficiencia de microencapsulación.

Los resultados obtenidos en este estudio fueron superiores a los reportados por karrar et al. (2020), los cuales encontraron 90 y 93% de eficiencia de microencapsulación para microcápsulas de aceite de *Gurum* usando aislado de proteína de suero y maltodextrina (2:1) y mezcla de aislado de proteína de suero, goma arábica y maltodextrina (1:1:1 respectivamente). La proteína de origen vegetal ha sido implementada como material microencapsulante, por ejemplo, la proteína de chícharo. Tamm et al. (2016), obtuvieron una EM de 94.47% al microencapsular aceite de canola con proteína de chícharo. Jansen et al. (2018) microencapsularon propóleo con proteína de arroz, chícharo, soya y ovoalbúmina, encontraron EM de 90.20, 89.25, 70.21 y 73.36%, respectivamente. Santana et al. (2018) obtuvieron una EM de 70 a 79% en microcápsulas de propóleo pardo, verde y rojo de Brasil, usando como material de pared maltodextrina y goma arábica. La EM está relacionada con las interacciones entre el compuesto activo y el material de pared, así, como de la temperatura del aire de entrada, el material de pared

combinado entre carbohidrato/proteína, mejorando la estabilidad oxidativa, las propiedades de secado de las microcápsulas y brinda mayor protección (Maqsoudlou et al., 2020).

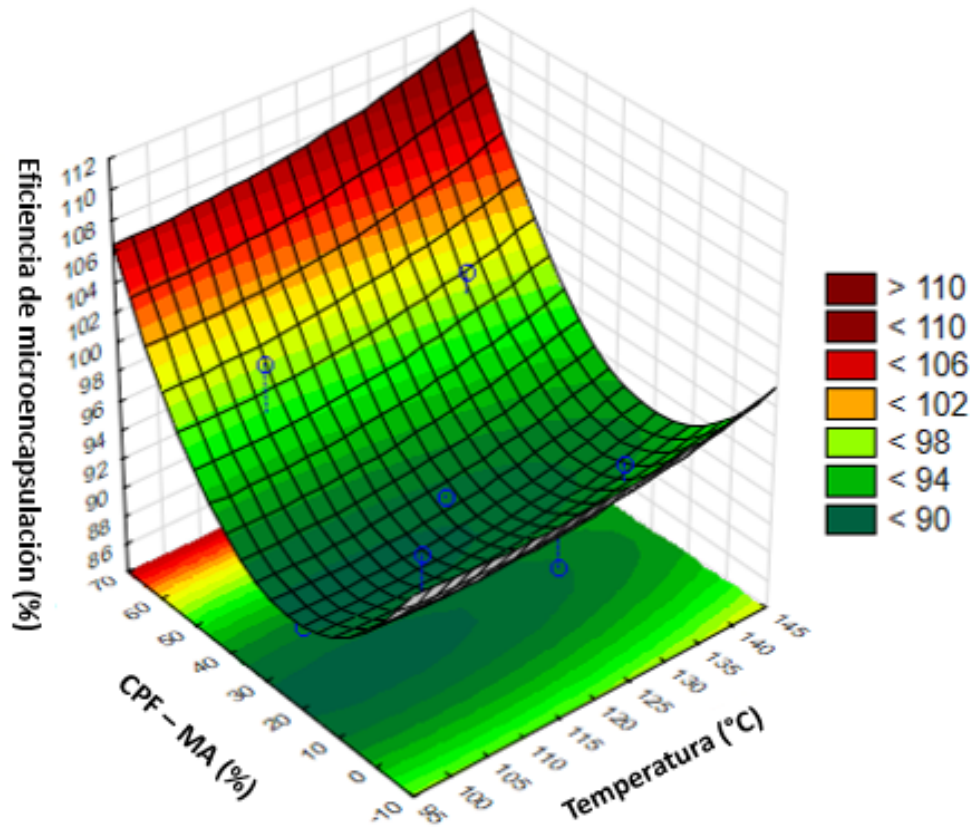


Figura 7. Efecto de la temperatura de secado (100 – 140 °C) y concentrado proteico de frijol (0 - 60%) sobre la eficiencia de microencapsulación.

7.3.3. Retención de microencapsulación (Rt)

La Rt de ácido gálico se determinó como porcentaje, tomando en cuenta el contenido de ácido gálico cuantificado en las mezclas de alimentación y el contenido de ácido gálico cuantificado en las microcápsulas. La mayor Rt se observó en el tratamiento 7 con 100% de retención, mientras que la menor fue en el tratamiento 8 con 38.06% (Tabla 4). El modelo de regresión ajustado a los resultados experimentales de Rt mostró un valor del $R^2 = 0.97$ con un modelo de regresión significativo ($p < 0.001$), y no hubo falta de ajuste (Tabla 6). Los coeficientes estimados indicaron que el CPF en su término lineal y cuadrático así, como la temperatura de secado en su término cuadrático mostraron un efecto significativo positivo sobre la Rt (Tabla 5). Se observó que al incrementar la concentración de CPF la Rt aumentó (Figura 8), esto puede ser provocado debido a los pH ácidos que provocan que la estructura de las proteínas se vuelva inestable, lo que causa que las cargas positivas de los aminoácidos se expongan, lo cual, aumenta las interacciones entre el principio activo y las proteínas del CPF. La Rt disminuyó y por ende las interacciones electrostáticas también disminuyeron conforme la concentración de maltodextrina aumentó, esto pudo ser ocasionado por la solvatación de la proteína del frijol por los sacáridos de la maltodextrina como glucosa y maltosa (Pierucci et al., 2006). Pierucci et al. (2007) encontraron 77.8% de retención en microencapsulados de tocoferol con proteína de chícharo en mezcla con maltodextrina. Los tratamientos con mayor concentración de maltodextrina presentaron las retenciones más bajas, está muy relacionado con la baja viscosidad que caracteriza a la maltodextrina, ya que, las bajas viscosidades dan como resultado baja retención del principio activo, lo que es ocasionado por la lenta formación de la capa exterior, por el contrario una viscosidad muy alta provoca que las gotas no se formen adecuadamente al momento de ser atomizadas, que de igual manera da como resultado baja retención. Por otro lado, la Rt está relacionado con la interacción entre la pared y el principio activo.

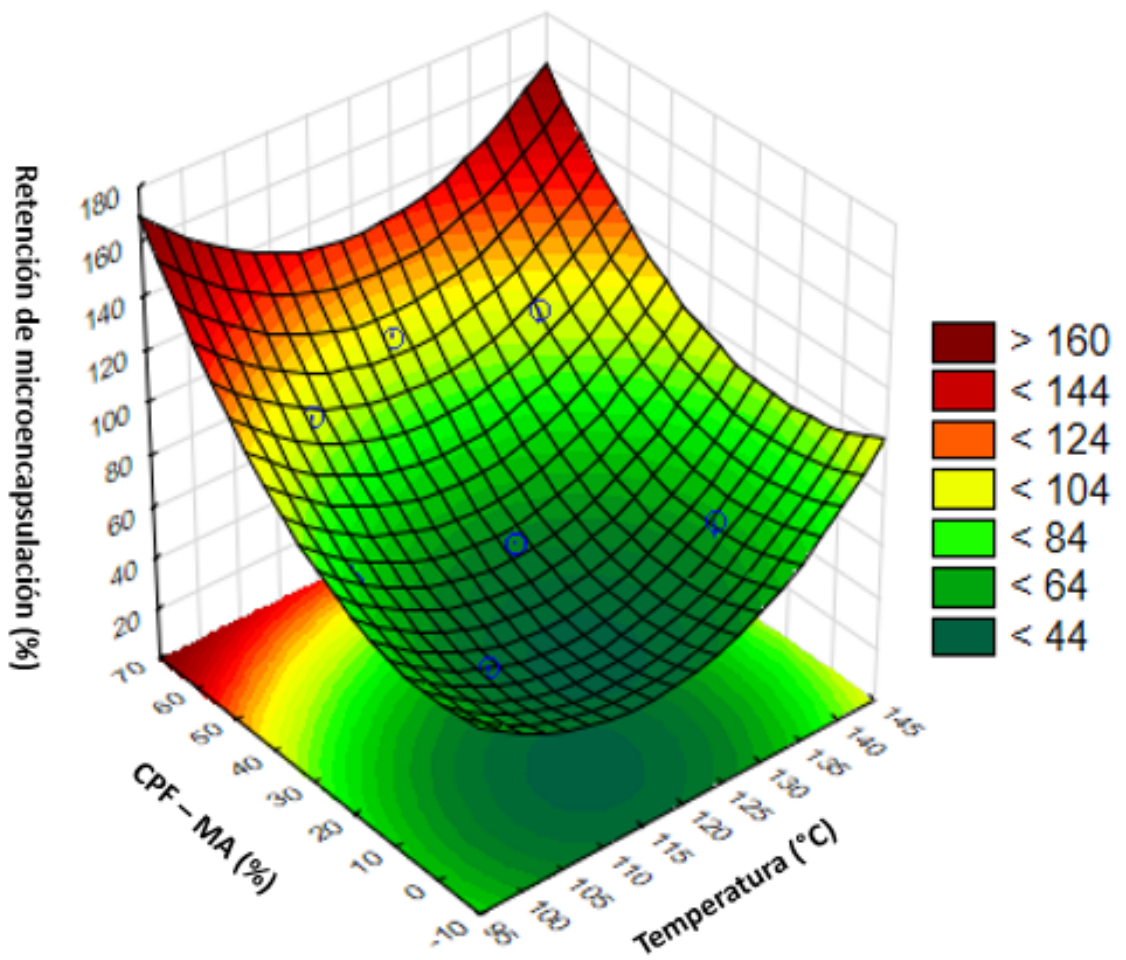


Figura 8. Efecto de la temperatura de secado (100 - 140°C) y concentrado proteico de frijol (0 - 60%) sobre la retención de microencapsulación.

7.3.4. Contenido de humedad

Los valores de humedad oscilaron entre (3.52 – 4.98 g/100 g) (Tabla 4). El $R^2 = 0.94$ con un modelo de regresión significativo ($p < 0.0003$) y no hubo falta de ajuste (Tabla 6). Los coeficientes estimados indicaron que la temperatura de secado y la interacción entre la temperatura y el CPF presentó un efecto significativo negativo sobre el contenido de humedad (Tabla 5).

El contenido de humedad es un parámetro muy importante de las microcápsulas, debido a que esta se relaciona con la eficiencia, estabilidad de almacenamiento, apelmazamiento y la fluidez (Mahdavi et al., 2016).

Se observó que al incrementar la temperatura el contenido de humedad disminuye (Figura 9), esto es ocasionado por la eficiencia de la transferencia entre masa y calor que reduce las tasas de humedad, debido a la evaporación del solvente, lo que produce polvos más secos. Calva-Estrada et al. (2017) reportaron contenidos de humedad similares a los reportados en este estudio 3.55 y 4.60 g/100 g para microcápsulas de proteína de suero con extracto de vainilla sintética y vainilla natural, respectivamente.

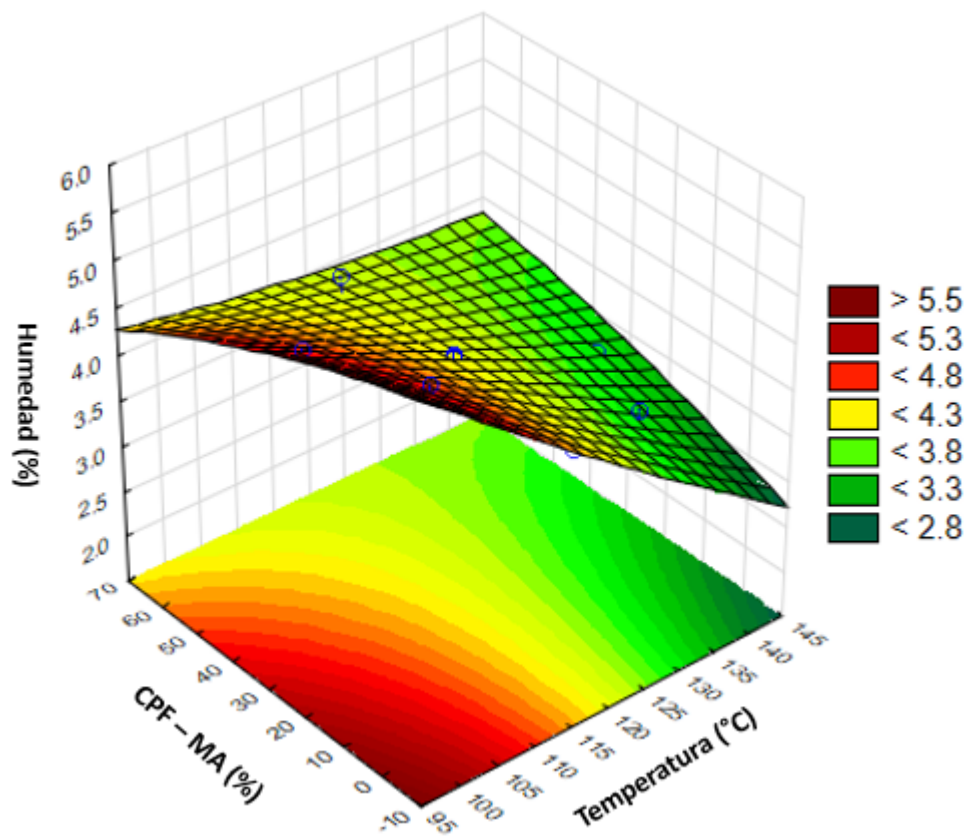


Figura 9. Efecto de la temperatura de secado (100 – 140 °C) y concentrado proteico de frijol (0 - 60%) sobre el contenido de humedad en microencapsulación.

7.3.5. Actividad de agua (A_w)

La a_w varió de 0.301 – 0.354 (Tabla 4). El $R^2 = 0.75$ con un modelo de regresión significativo ($p < 0.0427$) y no presentó falta de ajuste (Tabla 6). Los coeficientes estimados indicaron que la temperatura de secado en su término lineal y cuadrático presentaron un efecto significativo negativo sobre la A_w (Tabla 5). La mayor A_w se observó en las microcápsulas del tratamiento 3 con 0.358, mientras que la menor se presentó en el tratamiento 2 con 0.301. La A_w mostró el mismo comportamiento que la humedad si se aumenta la temperatura la a_w se disminuye (Figura 10). Una baja A_w ayuda a prolongar la estabilidad de las microcápsulas, también a inhibir el deterioro por reacciones microbiológicas, lo más recomendable es una A_w menor de 0.6 (Calva-Estrada et al., 2017). Por lo tanto, las microcápsulas de este estudio están dentro de este rango. Así mismo, estos valores se encuentran dentro de lo reportado por Ferreira et al. (2018), quienes encontraron valores de A_w de 0.18 - 0.36 en microencapsulados de pulpa de mora con almidón de *Maranta arundinacea* y mezcla de goma arábica. Y por debajo de lo reportado por Arepally & Goswami, 2019 encontraron un valor de a_w más alto de 0.52 a una concentración de 0% de goma arábica a una temperatura de 130 °C y el menor de 0.33 a una concentración de goma arábica del 10% a una temperatura de 150 °C, las microcápsulas de probióticos con goma arábica: maltodextrina.

Los polvos presentaron un a_w menor a 0.6, por lo tanto, se consideran microbiológico y bioquímicamente estables.

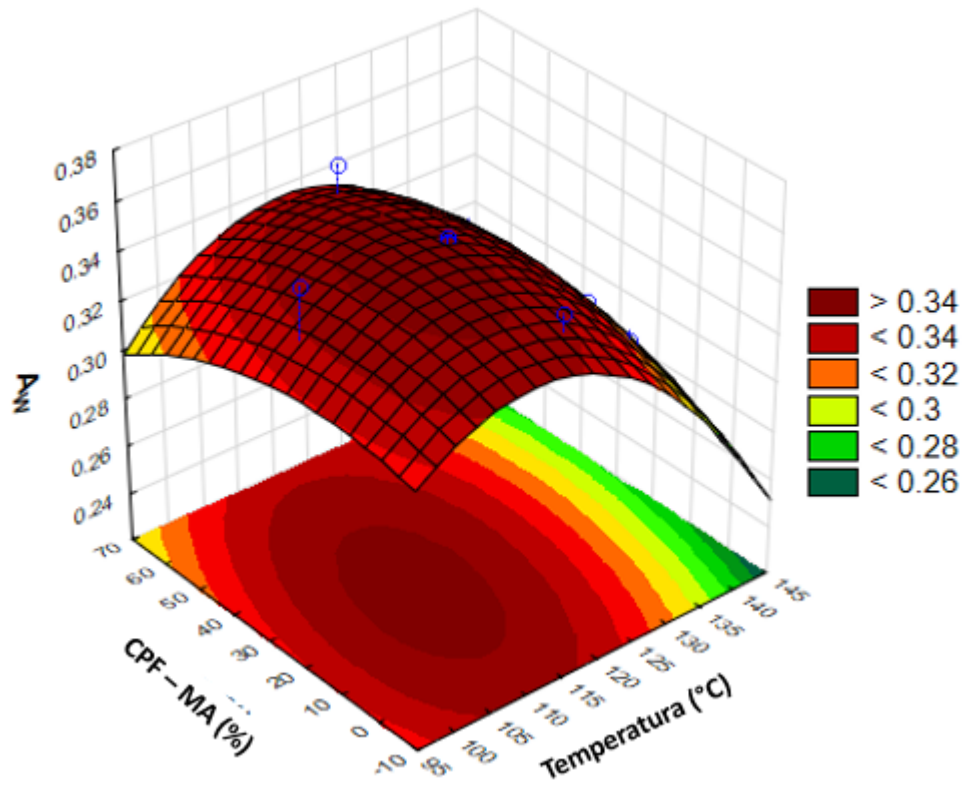


Figura 10. Efecto de la temperatura de secado (100 – 140 °C) y concentrado proteico de frijol (0 - 60%) sobre la Aw en la microencapsulación.

7.4. Propiedades tecno-funcionales

La CAA fue mayor para el tratamiento 7 mientras que el tratamiento 8 no presentó esta propiedad (Tabla 4). El $R^2 = 0.65$ con un modelo de regresión no significativo ($p < 0.1149$) y no tuvo falta de ajuste (Tabla 6). El coeficiente estimado indicó que el CPF en su término lineal presentó un efecto significativo positivo sobre la CAA ($p < 0.05$) (Tabla 5). Se observa que a medida que se incrementa la concentración de CPF la CAA aumenta en todos los tratamientos (Figura 11). Esto se relaciona con los aminoácidos polares de las proteínas que se encuentran en distintos sitios lo que favorece la interacción entre la molécula de agua y la proteína (Lin et al., 2020).

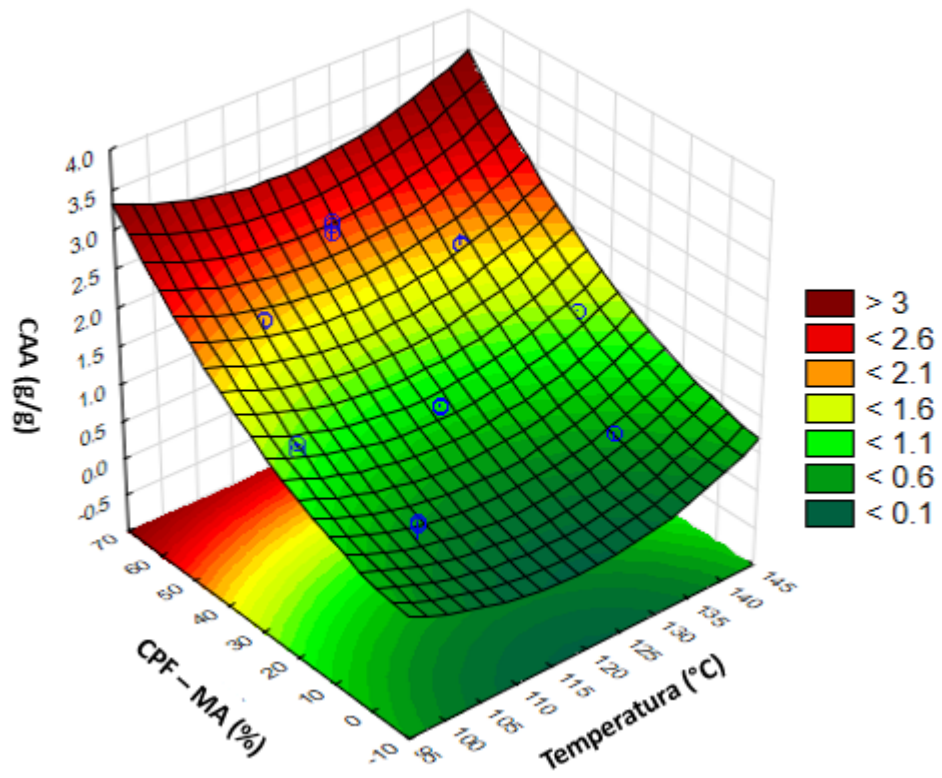


Figura 11. Efecto de la temperatura de secado (100 – 140 °C) y concentrado proteico de frijol (0 - 60%) sobre la capacidad de absorción de agua (CAA).

El tratamiento 8 presentó una mayor CSA y el tratamiento 7 la menor (Tabla 4), el modelo de regresión ajustado a los datos obtenidos experimentalmente mostró un valor del $R^2 = 0.95$ con un modelo de regresión significativo ($p < 0.0001$), sin falta de ajuste (Tabla 6). Los coeficientes estimados indicaron que el CPF en su término lineal presentó un efecto significativo negativo sobre la CSA ($p < 0.0001$) (Tabla 5). Se observó que al aumentar la proporción de CPF disminuyó la CSA de las microcápsulas (Figura 12), esto puede deberse, al pH ácido al cual generalmente se alcanza el punto isoeléctrico de las proteínas, lo que ocasiona que las proteínas son menos solubles, lo cual, disminuye o debilita la repulsión electrostática, esto ocasiona que, la solubilidad de las proteínas disminuya y precipite, por ello la interacción entre el agua y la proteína disminuye (Wani et al., 2014; Los et al., 2020). La CAA y CSA de las microcápsulas va a depender directamente del material y del principio activo (Jasen et al., 2018).

Jasen et al. (2018) reportaron que las microcápsulas de propóleo producidas con ovoalbúmina tenían una mayor CSA y una mayor CAA (81.47 y 8.81%), respectivamente. Las microcápsulas que presentaron la menor CSA y CAA fueron las producidas con proteína de arroz (1.55 y 3.45%). La proteína de chícharo presentó una CSA de 35.62% y una CAA de 4.81%.

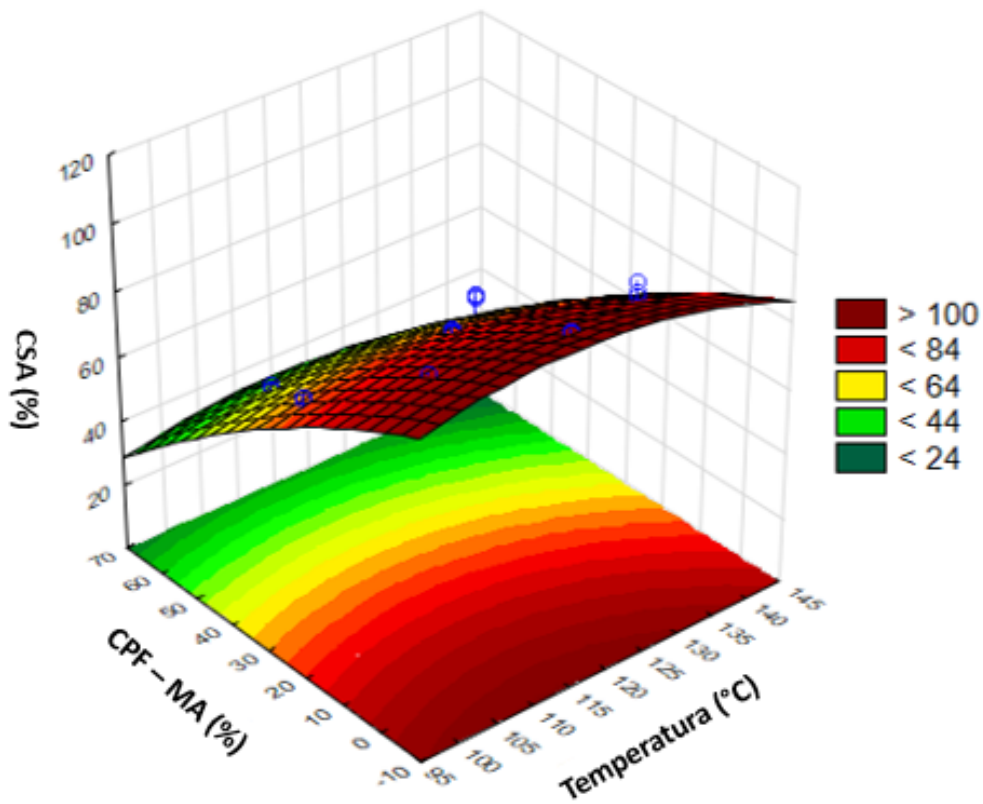


Figura 12. Efecto de la temperatura de secado (100 – 140 °C) y concentrado proteico de frijol (0 - 60%) sobre la capacidad de solubilidad en agua (CSA) de las microcápsulas.

El tratamiento 5 presentó la menor CAC y la mayor la presentó el tratamiento 7 (Tabla 4). Se observó que al incrementar el CPF la CAC aumentó (Figura 13), esto puede deberse a que las proteínas tienen propiedades anfifílicas, lo cual pueden interaccionar tanto con moléculas de agua como de aceite (Fennema, 2000). El modelo de regresión ajustado a los datos presentó un valor de $R^2 = 0.79$ con un modelo significativo ($p < 0.0246$) y no hubo falta de ajuste (Tabla 6). Los coeficientes estimados de regresión indicaron que el CPF en su término lineal presentó un efecto significativo positivo, mientras que la temperatura de secado en el término cuadrático mostró un efecto significativo negativo ($p < 0.05$) (Tabla 5).

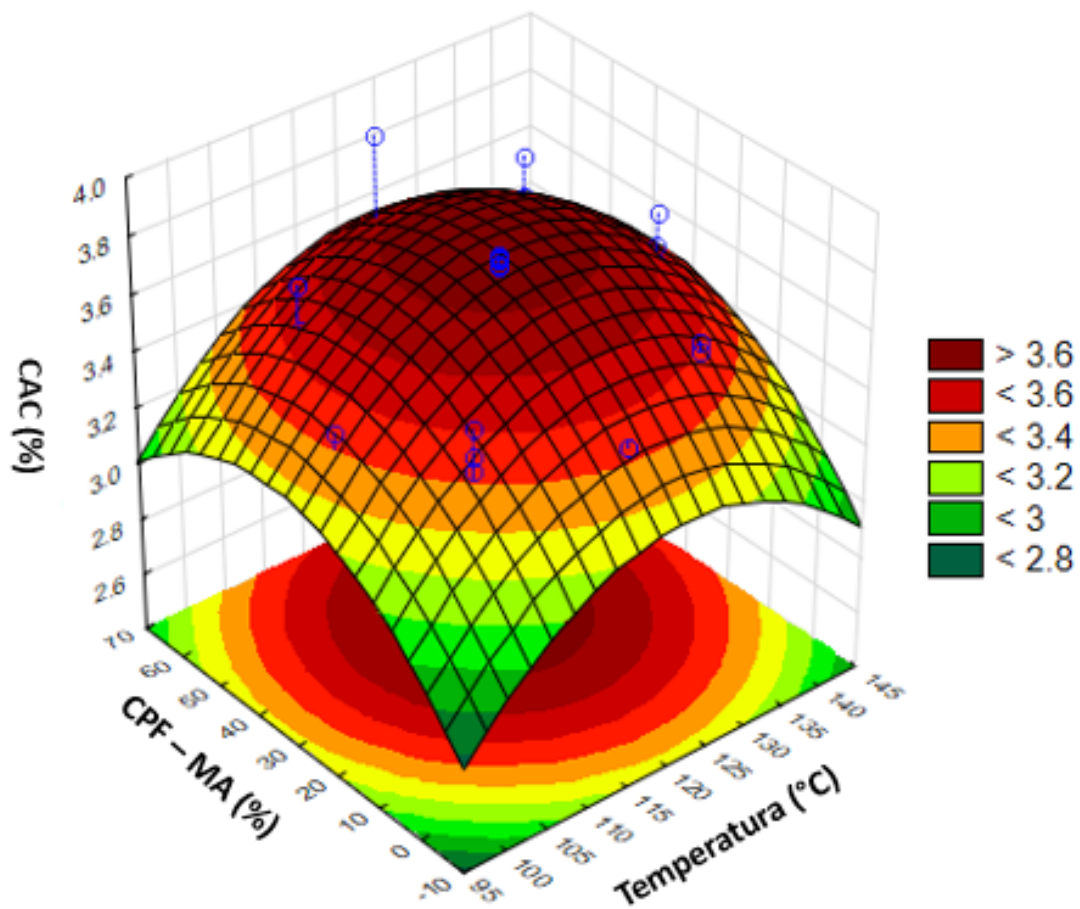


Figura 13. Efecto de la temperatura de secado (100 – 140 °C) y concentrado proteico de frijol (0 - 60%) sobre la capacidad absorción de aceite (CAC) de las microcápsulas.

La CE varió de 0.00 a 2.20%. El tratamiento 7 presentó la mayor CE y el tratamiento 8 no presentó esta propiedad (Tabla 4). El modelo ajustado presentó un valor de $R^2 = 0.88$ con un modelo significativo ($p < 0.0034$) sin falta de ajuste (Tabla 6). Los coeficientes de regresión estimados muestran que la temperatura de secado y el CPF en los términos lineales tuvieron un efecto significativo positivo y la temperatura de secado en su término cuadrático un efecto significativo negativo ($p < 0.05$) (Tabla 5). El incremento de CPF aumentó la CE en todos los tratamientos (Figura 14). Esto pudo ser ocasionado por las proteínas que contiene el CPF, debido a que estas tienen propiedades inherentes como la capacidad de formar emulsiones (Fennema, 2000).

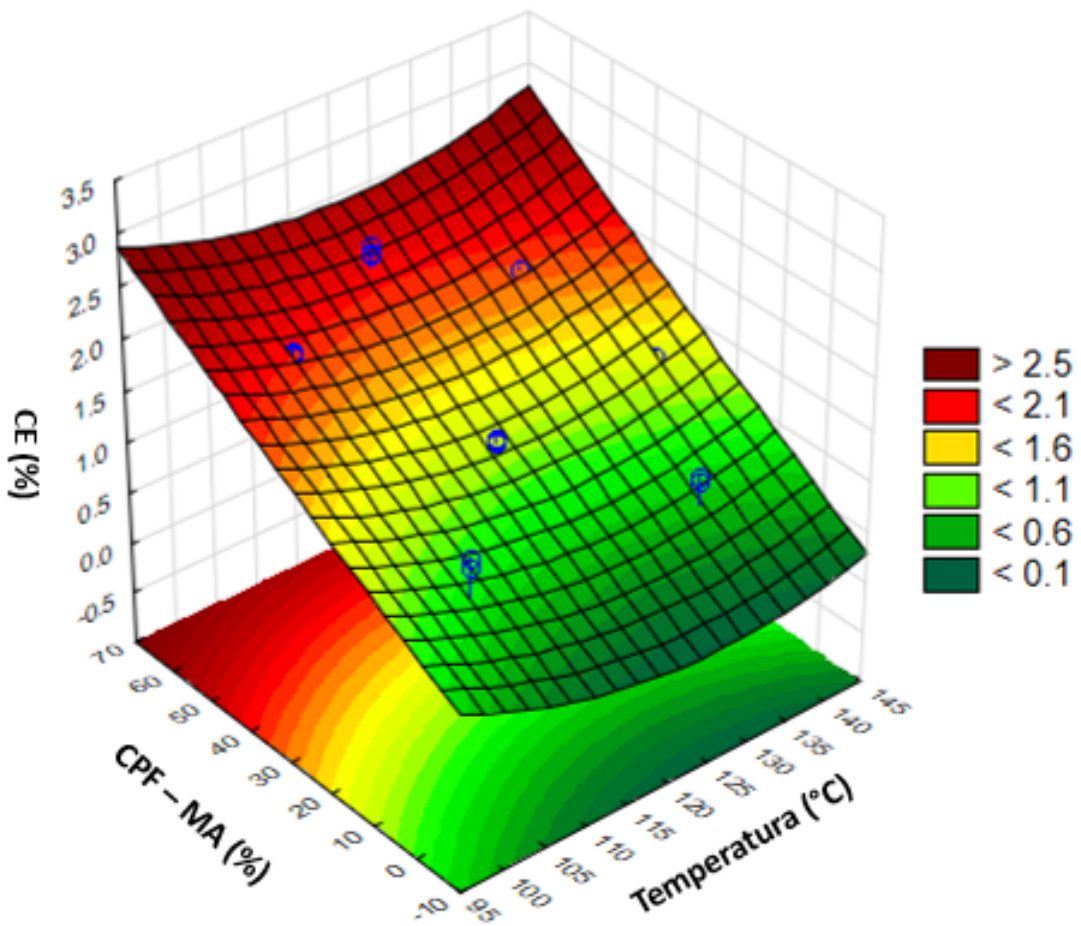


Figura 14. Efecto de la temperatura de secado (100 – 140 °C) y concentrado proteico de frijol (0 - 60%) sobre la capacidad emulsificante (CE) de las microcápsulas.

7.5. Color

Los valores del parámetro L^* oscilaron entre 83.26 - 95.60 y el parámetro ΔE entre 5.23 – 13.20. El valor más alto de L^* se observó para el tratamiento 8 (Tabla 4) esto se debe a que solo tiene maltodextrina en su composición, esto es debido al color blanco de la maltodextrina; mientras que el tratamiento que obtuvo el menor valor L^* es el tratamiento 7, esto es debido a que contiene mayor contenido de CPF ya que este tiene tendencia hacia un gris oscuro, se observó que al aumentar la concentración de CPF los valores de L^* disminuye en todos los tratamientos (Figura 15). El modelo ajustado para L^* presentó un valor de $R^2 = 0.96$ con un modelo significativo ($p < 0.0001$) sin falta de ajuste (Tabla 4). Los coeficientes de regresión estimados indicaron que el CPF tuvo un efecto significativo negativo ($p < 0.05$) sobre este parámetro (Tabla 5).

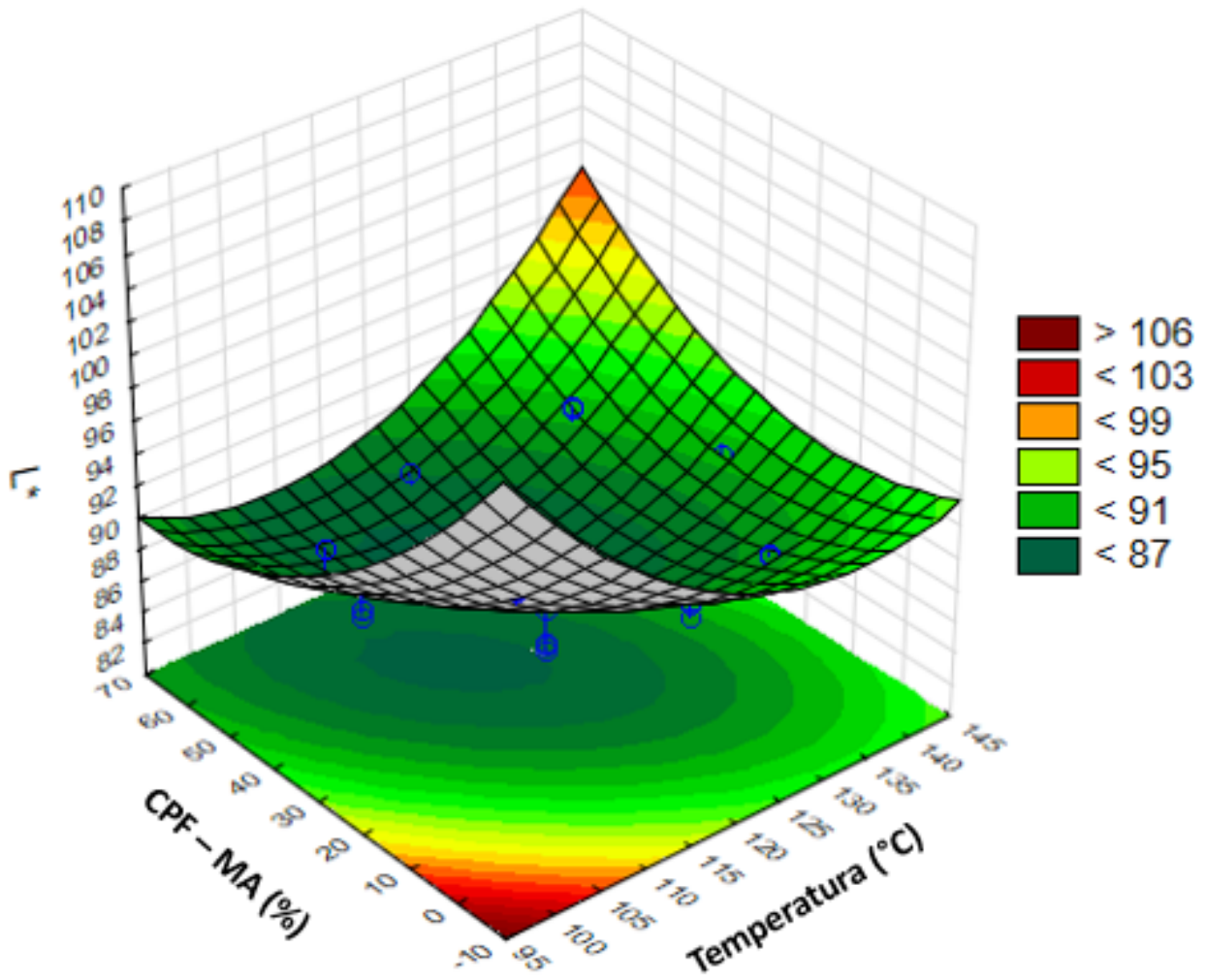


Figura 15. Efecto de la temperatura de secado (100 – 140 °C) y concentrado proteico de frijol (0 - 60%) sobre la L^* de las microcápsulas.

La menor ΔE fue para el tratamiento 3 y la menor para el tratamiento 7 (Tabla 4). El modelo ajustado para la ΔE tuvo un valor de $R^2 = 86$ con un modelo significativo ($p < 0.0057$) y no presentó falta de ajuste (Tabla 6). Los coeficientes de regresión estimados de la temperatura de secado y el CPF en su término lineal presentaron un efecto significativo positivo ($p < 0.05$) y la temperatura de secado presentó un efecto significativo negativo sobre este parámetro ($p < 0.0001$) (Tabla 5). Se observa que al incrementar la temperatura de secado y el CPF se incrementa el valor del parámetro ΔE (Figura 16). Quirino et al. (2016) reportaron un rango para el parámetro L^* de 23.9 a 46.5 en microcápsulas de pulpa de jussara, las microcápsulas mostraron un tono rojo con valores de a^* de 10.9 a 25.2 y valores de b^* de -0.8 a 3.9, ellos mencionan que el color de las microcápsulas depende del material de pared y del principio activo que se microencapsula. Estos datos fueron utilizados en un programa de conversión de color easy RGB-CPF, con el fin de obtener una carta de color para todos los tratamientos.

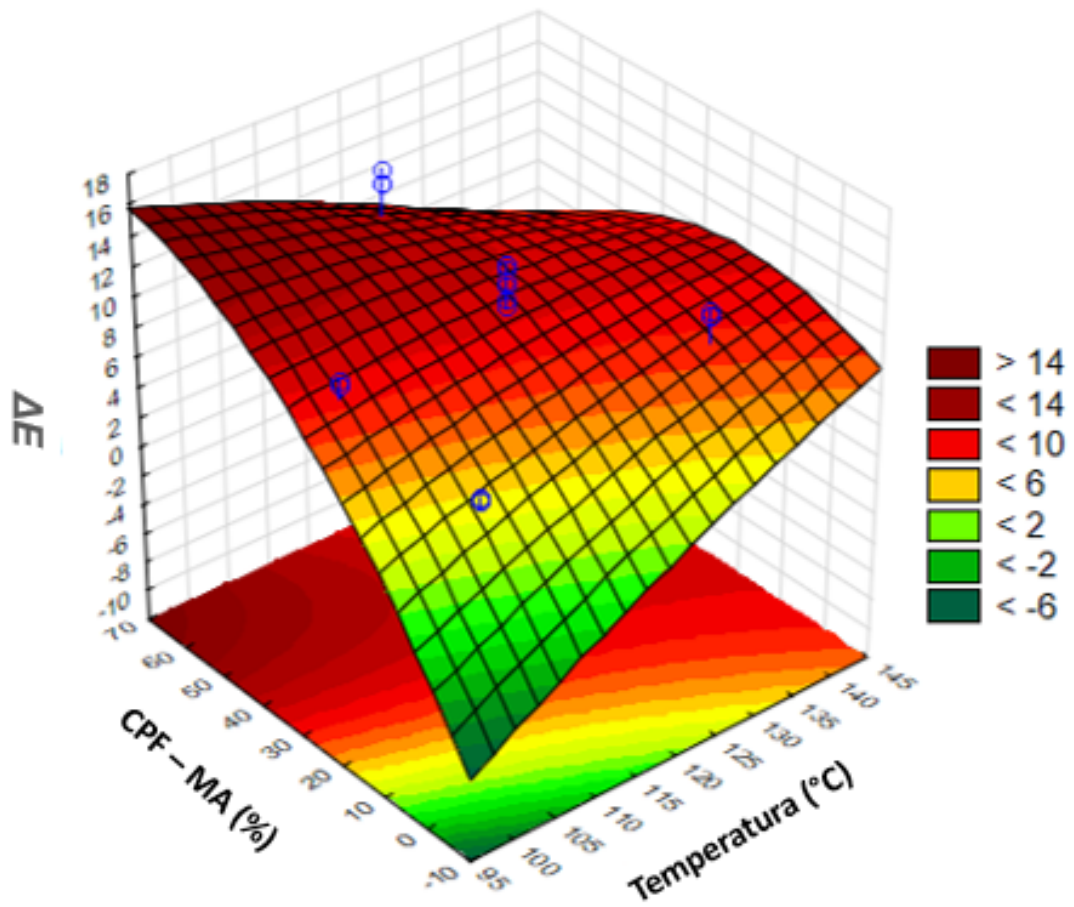


Figura 16. Efecto de la temperatura de secado (100 – 140 $^{\circ}\text{C}$) y concentrado proteico de frijol (0 - 60%) sobre la ΔE de las microcápsulas.

7.6. Contenido de fenoles totales

El mayor CFT se presentó en el tratamiento 2 con 8630 mg EAG/100, mientras que la menor se presentó en el tratamiento 10 con 1085 mg EAG/100 (Tabla 4). El modelo de regresión ajustado a los resultados experimentales de CFT mostró un valor del $R^2 = 90.00$ con un modelo de regresión significativo ($p < 0.0019$) y no hubo falta de ajuste (Tabla 6). Los coeficientes estimados indicaron que la temperatura de secado en el término lineal y el CPF en su término cuadrático tuvieron un efecto significativo positivo, mientras que el CPF lineal y la interacción de la temperatura de secado y el CPF presentaron un efecto significativo negativo sobre el CFT (Tabla 5). Se observa que el incremento de la temperatura favoreció el contenido de fenoles totales en los tratamientos con mayor contenido de maltodextrina en su composición (Figura 17), Sin embargo, el incremento de concentrado CPF disminuyó el contenido de fenoles totales. Esto se puede deber a que las proteínas al entrar en contacto con la temperatura tienden a desnaturalizarse, por lo tanto, se vuelven menos solubles, lo que ocasiona que el compuesto activo quede retenido en el interior de la cápsula y quede menos disponible para su cuantificación (Meena et al., 2020). Por otro lado, un incremento de CPF, ocasionó que las partículas se quedaran adheridas en la cámara de secado, y por ello una mayor exposición de las microcápsulas en el interior del equipo y una mayor exposición a altas temperaturas ocasiona pérdidas de los compuestos que son inestables, como son los compuestos fenólicos (Jansen et al., 2018).

Grassia et al. (2021) encontraron un mayor contenido de polifenoles microencapsulados de la cáscara de cacao (26.2 expresados en mg/kg) en una proporción de 1:5 % de núcleo: maltodextrina, observaron que la temperatura de entrada y la velocidad de alimentación no tuvieron un efecto significativo.

Rahmati et al. (2020) encontraron un menor CFT con respecto a los encontrados en este estudio en microcápsulas de extracto de bálsamo de Moldavia con pectina de manzana: maltodextrina, el contenido de fenoles osciló entre 3.0 y 6.4 mg GAE/g.

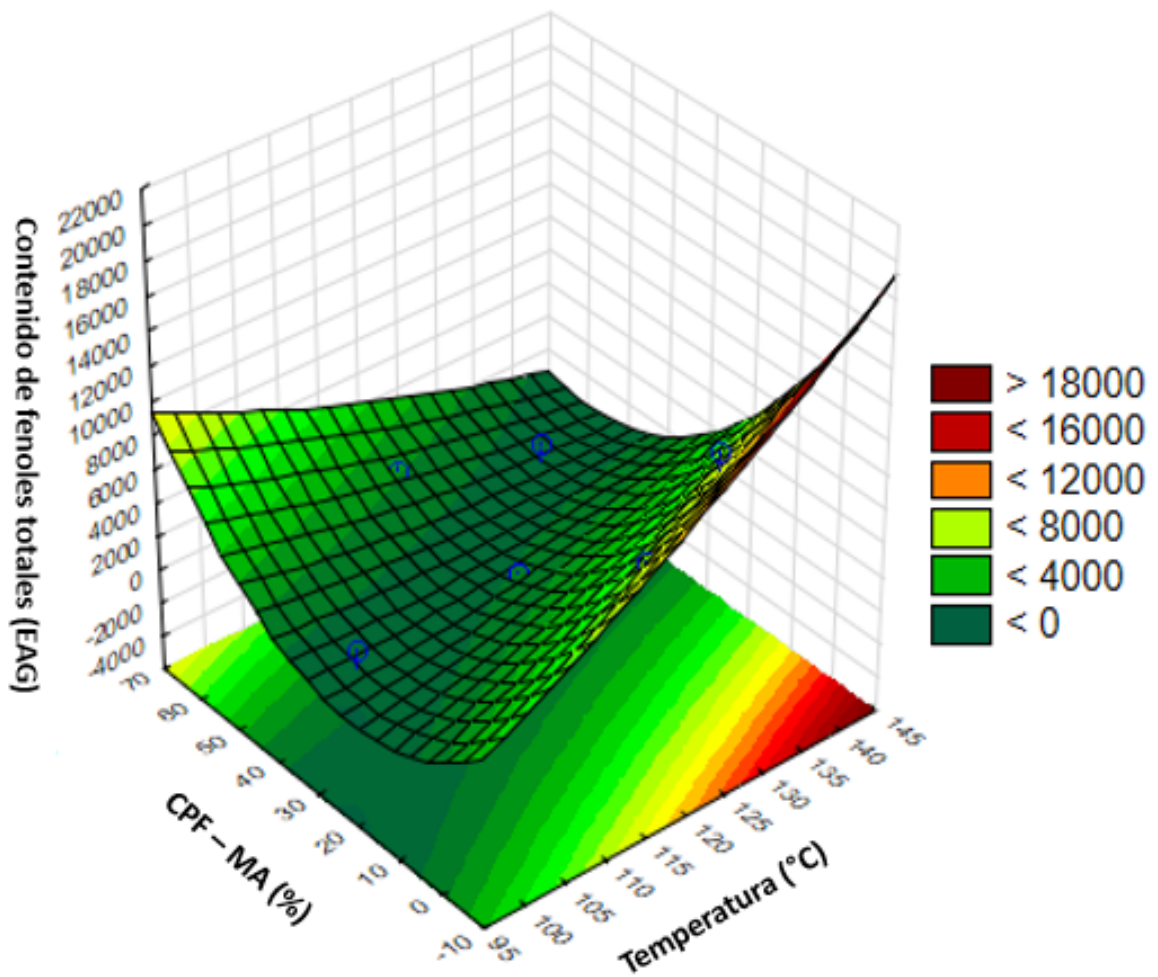


Figura 17. Efecto de la temperatura de secado (100 – 140 °C) y concentrado proteico de frijol (0 - 60%) sobre el contenido de fenoles totales en microencapsulación.

7.7. Inhibición del radical DPPH* y ABTS**

El mayor % de inhibición del radical DPPH* se encontró en el tratamiento 1 con 90.92% y para ABTS** el tratamiento 6. Por otro lado, la menor capacidad antioxidante del radical DPPH* en el tratamiento 6 y ABTS** en el tratamiento 8 (Tabla 4). El modelo de regresión ajustado a los resultados experimentales de DPPH* y ABTS** mostró un valor del $R^2 = 96$ y 90 con un modelo de regresión significativo ($p < 0.0001$ y 0.0019) y no hubo falta de ajuste, respectivamente (Tabla 6). Los coeficientes estimados indicaron que la temperatura de secado en el término lineal presentó un efecto significativo negativo y el CPF en su término lineal tuvieron un efecto significativo positivo en el radical DPPH* y ABTS* y este último en su término cuadrático un efecto significativo negativo, mientras que la interacción de la temperatura de secado y el CPF en el término cuadrático presentaron un efecto significativo positivo sobre la inhibición del radical DPPH* y ABTS* (Tabla 5). Se observa que el incremento de la temperatura disminuyó la capacidad antioxidante por DPPH* y ABTS* (Figura 18 y 19). Se observa que al incrementar el CPF aumenta la capacidad antioxidante, esto se debe a que las concentraciones con más CPF presentaron mayor eficiencia y retención de microencapsulación lo que significa que retuvo más cantidad de ácido gálico en el núcleo y debido a esto presentaron mayor actividad antioxidante. Los polifenoles tienen la capacidad de donar electrones, por ello, se consideran antioxidantes, la cantidad de los compuestos fenólicos está muy relacionados con la capacidad antioxidante (Fernández et al., 2014).

Por otro lado, también se ha descubierto que existen algunos péptidos o residuos de aminoácidos que pueden proporcionar actividad antioxidante, entre este tipo de aminoácidos se encuentran Metionina, Cisteína, Tirosina, Histidina, Triptófano y fenilalanina (Sánchez-Mendoza et al., 2016). Por lo tanto, el frijol es rico en unos de estos aminoácidos como lisina (6.4 a 7.6 g/100 g de proteína) y fenilalanina más tirosina (5.3 a 8.2 g/100 g de proteína), pero con deficiencias en los aminoácidos azufrados como metionina y cisteína, esto puede explicar que haya más actividad

antioxidante en los tratamientos con más CPF, además que, estas obtuvieron mayor eficiencia y retención de microencapsulación (Ulloa et al., 2011).

Maqsoudlou et al. (2020) reportaron que las microcápsulas preparadas con concentrado de proteína de suero y mezcla de maltodextrina: concentrado de proteína de suero mostraron la mayor actividad antioxidante similar a la reportada en este estudio con 9.11 y 89.45% respectivamente, mencionan que este efecto pudo ser provocado por la capacidad de captación de radicales libres DPPH* de la proteína.

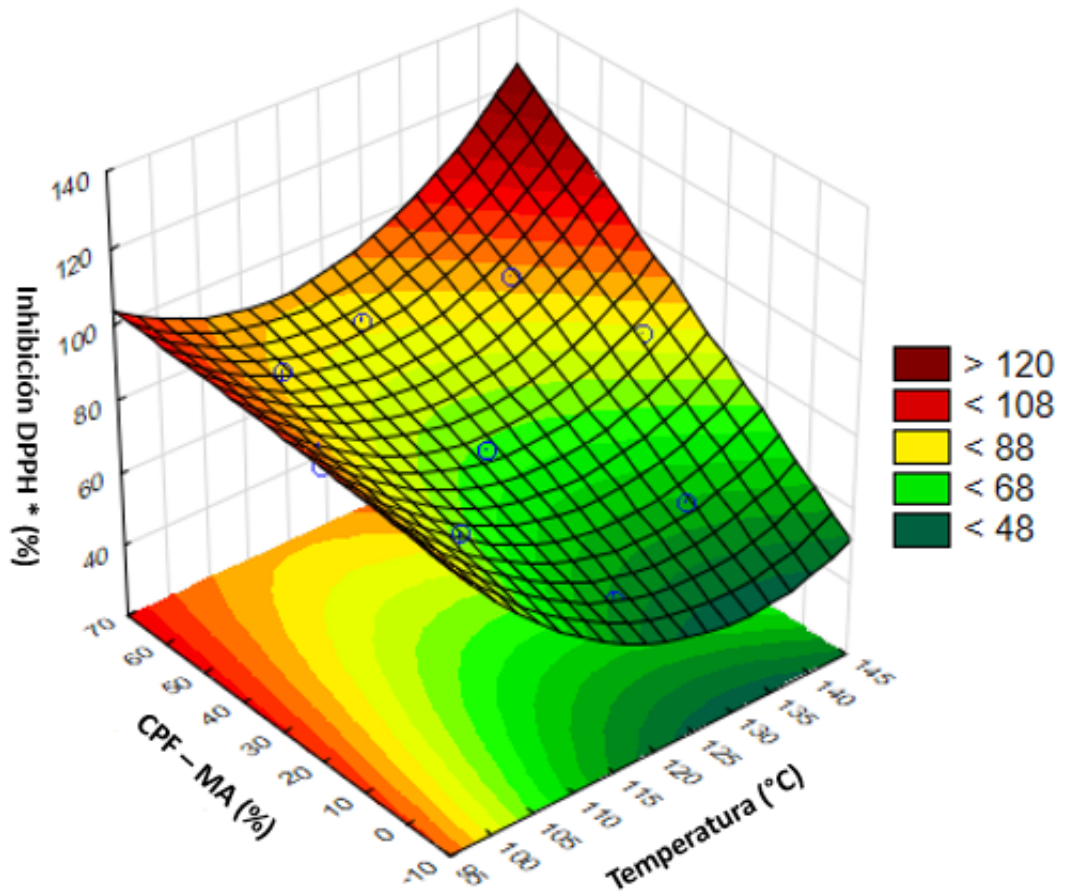


Figura 18. Efecto de la temperatura de secado (100 – 140 °C) y concentrado proteico de frijol (0 - 60%) sobre el porcentaje de inhibición del radical DPPH^{••} de las microcápsulas.

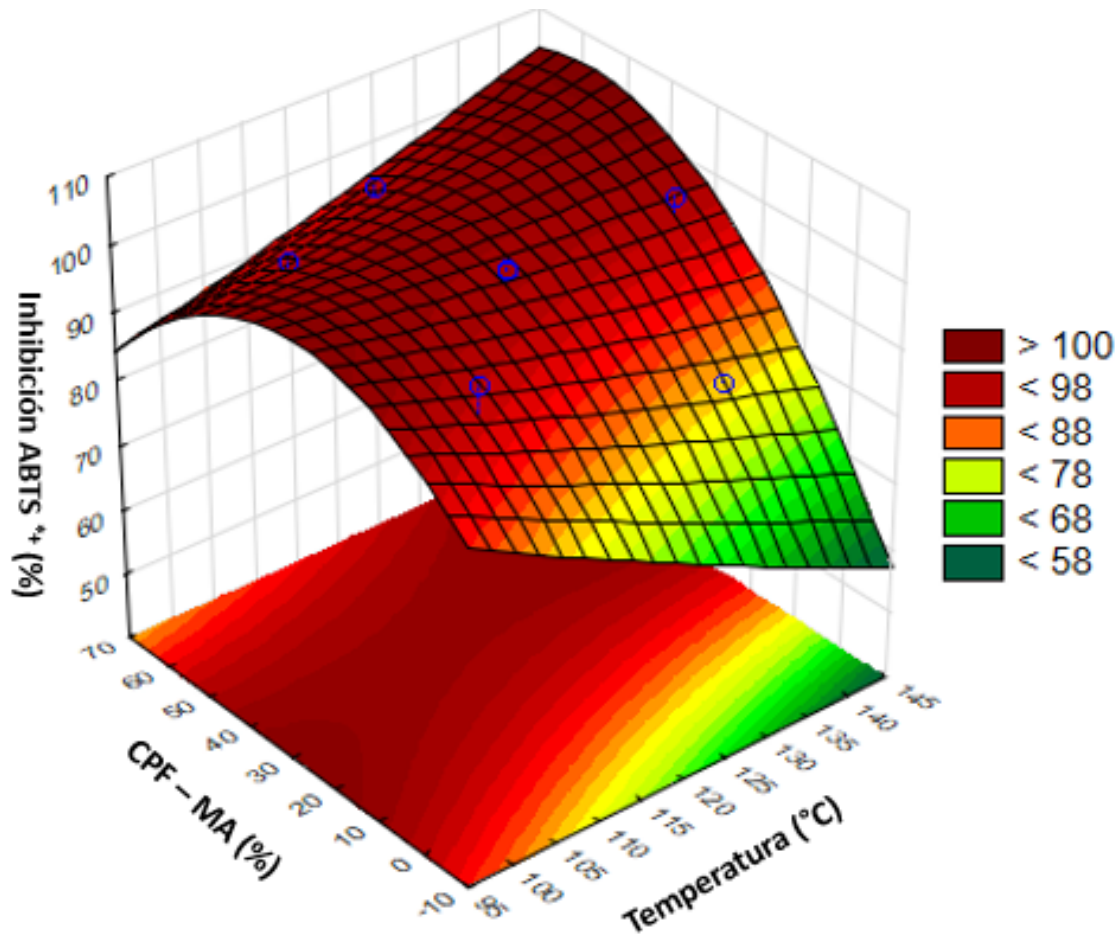


Figura 19. Efecto de la temperatura de secado (100 – 140 °C) y concentrado proteico de frijol (0 - 60%) sobre el porcentaje de inhibición del radical ABTS^{••} de las microcápsulas.

7.8. Optimización del proceso

En base a los datos obtenidos en el análisis estadístico se llevó a cabo la optimización de la elaboración de las microcápsulas para establecer las condiciones óptimas de las variables independientes con las respuestas deseables. En la Tabla 7 se muestran los valores óptimos de los parámetros del proceso de microencapsulación y las respuestas para la obtención de cápsulas se ajustaron al modelo experimental propuesto con una deseabilidad de 0.70. Los valores experimentales de temperatura y concentración fueron de 116 °C y 51% CPF - 49% MA, el rendimiento, la eficiencia de microencapsulación, la retención, el contenido total de fenoles y el porcentaje de inhibición del radical DPPH* fueron mayores con respecto al valor predicho por el diseño.

Las microcápsulas óptimas presentaron una CAA de 1.37 g H₂O/g muestra, CSA de 65.99%, CAC de 3.43 g aceite/g muestra y una EC de 1.2%. En el parámetro L^* 86.42, a^* 0.77, b^* 4.96 y una ΔE 11.79.

7.8.1. Caracterización morfología y tamaño de partícula del producto optimizado

Se observan microcápsulas con forma irregular y de diferentes tamaños, las más grandes miden cerca de 10.19 μm y presentan una superficie rugosa y con concavidades. Los pliegues en la superficie surgen a la evaporización rápida del agua durante el proceso de secado y el posterior enfriamiento (Jansen et al., 2018).

Según Tonón et al., (2009), las microcápsulas con superficies rugosas cuentan con áreas de contacto más grandes en comparación con las superficies lisas, lo que provoca que sean propensas a las reacciones de degradación.

Santana et al. (2018) reportaron resultados similares a los obtenidos en este estudio en el análisis de microcápsulas de polvo propóleos con goma arábica y maltodextrina, observaron microcápsulas con forma y tamaños irregulares con superficie rugosas, pero otras presentaron superficies muy lisas y de tamaño grande.

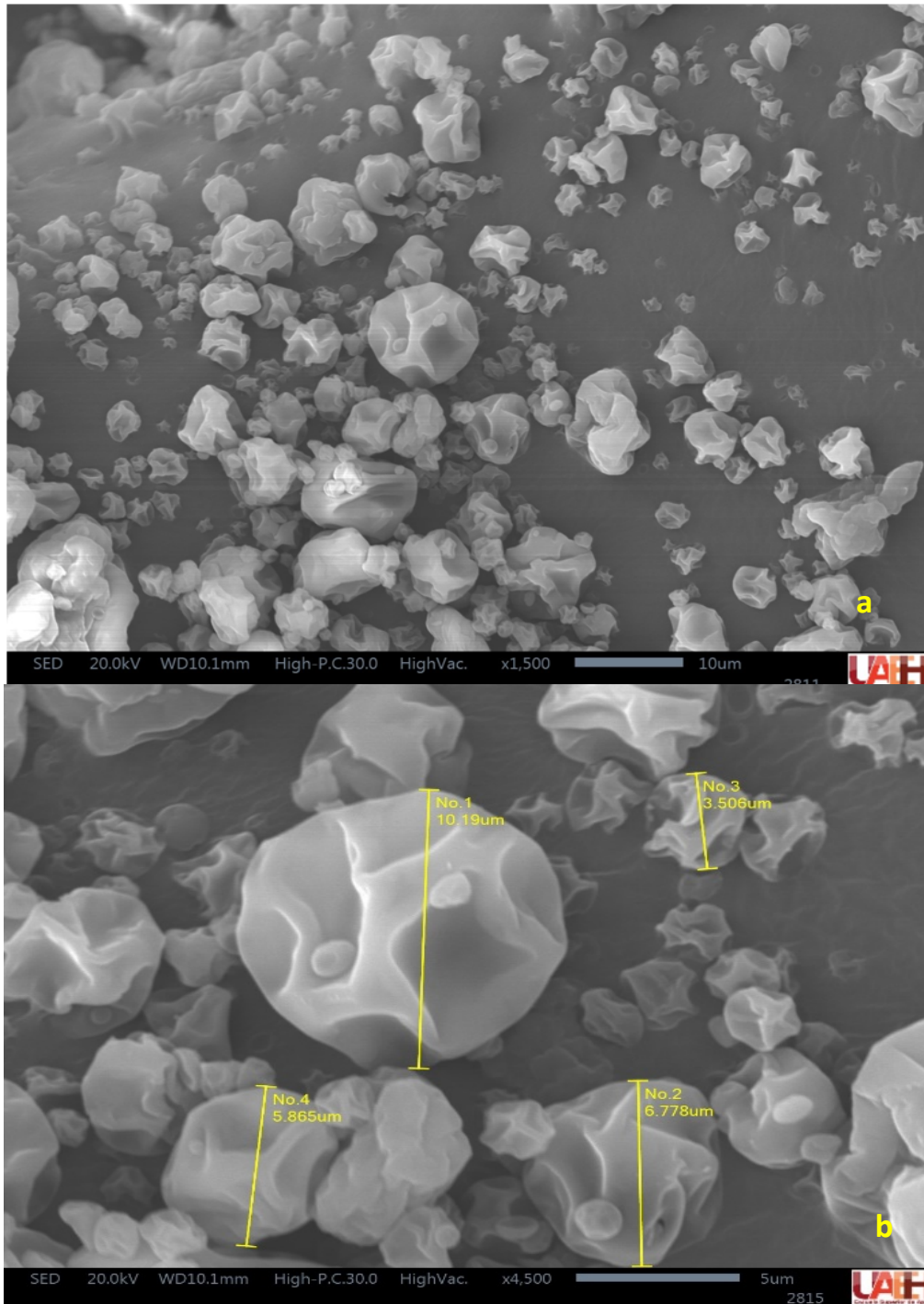


Figura 20. Micrografía electrónica de barrido de las microcápsulas optimizadas a) x1500, b) x 4500.

7.8.2. Tamaño de partícula

El tamaño de partícula es un parámetro de calidad que puede ayudar a mejorar las propiedades de solubilidad y la biodisponibilidad, ocasionada por una mayor superficie por unidad de volumen y esto ayuda a mejorar la actividad biológica. (Gladioli et al., 2020). Un tamaño de partícula más pequeño, puede ocasionar una mayor solubilidad y mayor capacidad de absorción de agua, debido a que a un tamaño de partícula menor existe una mayor superficie de contacto disponible para la hidratación. En los procesos de secado por aspersion la viscosidad de la solución de alimentación juega un papel muy importante, ya que si la viscosidad es mayor el tamaño de partícula será mayor (Kuck & Noreña, 2016).

El tamaño de partícula de las microcápsulas osciló entre 5.43 – 9.52 μm , de acuerdo al tamaño son consideradas microcápsulas (Figura 21).

Kuck & Noreña (2016) obtuvieron tamaños de partículas en un rango de 4.8-14.3 μm en microcápsulas de con extracto de uva con materiales de pared utilizaron goma arábica, polidextrosa y goma guar. Quirino et al. (2016) reportaron tamaños de partícula similares a los reportados en este estudio con valores de 1.84-12.08 μm para microcápsulas de pulpa de jussara con almidón OSA, inulina y maltodextrina como material pared.

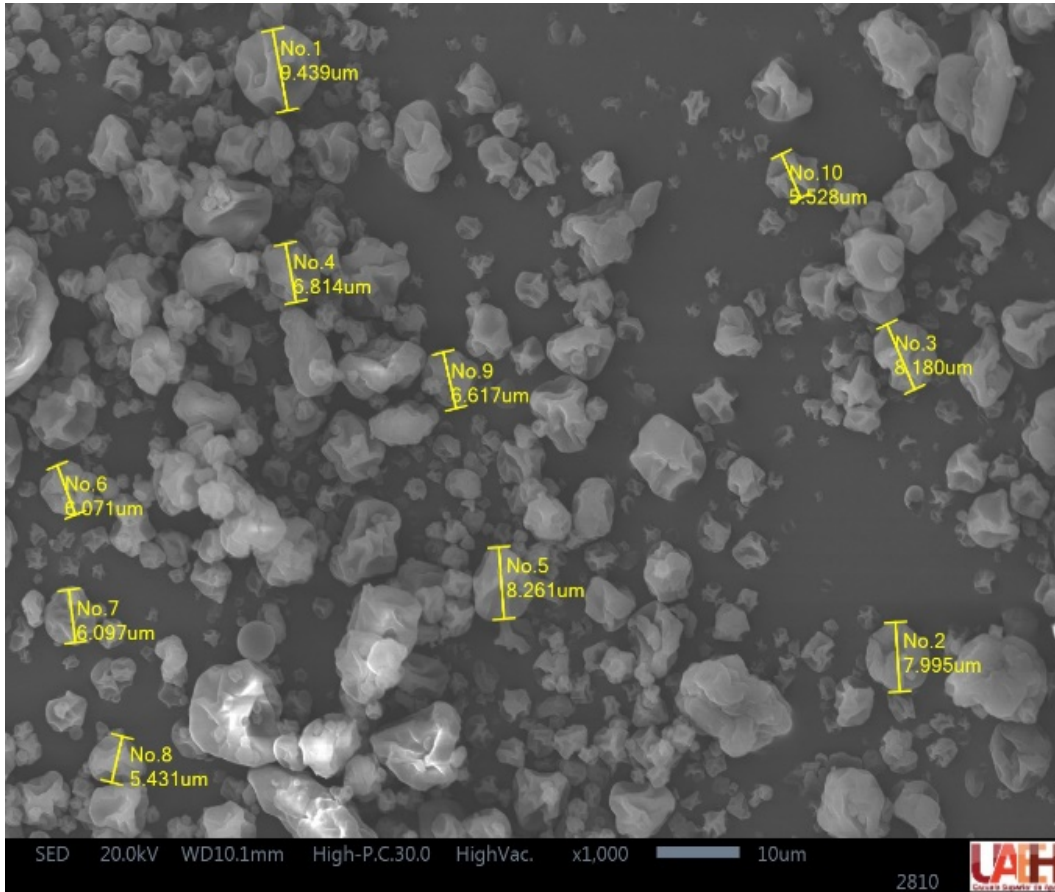


Figura 21. Microscopía electrónica de barrido con tamaños de partículas de las microcápsulas optimizadas.

Tabla 7. Valores óptimos de los parámetros del proceso de microencapsulación y las respuestas para la obtención de microcápsulas

Parámetro de proceso	Importancia	Objetivo	Valor experimental		Valor predicho	Valor experimental
			Mínimo	Máximo		
T (°C)	3	Rango	106	134	116	116
Concentración	3	Rango	9	51	51	51
Re (%)	5	Máximo	36.3	70	40.87	44.00 ± 0.34
EM (%)	5	Máximo	86.29	99.26	96.89	96.98 ± 0.21
Rt (%)	5	Máximo	75.04	100	90.97	92.98 ± 0.18
H	3	Rango	3.51	4.98	0.53	3.52 ± 0.23
A _w	3	Rango	0.30	0.36	0.31	0.34 ± 0.56
CAA (g/g)	3	Rango	0.00	1.879	0.67	1.37 ± 0.03
CSA (%)	3	Rango	40.79	94.17	83.08	65.99 ± 0.52
CAC (g/g)	3	Rango	3.31	3.67	3.49	3.43 ± 0.06
CE (%)	3	Rango	0.00	2.2	0.66	1.2 ± 0.21
L*	3	Rango	83.16	95.6	91.92	86.42 ± 0.42
ΔE	3	Rango	5.23	13.2	10.38	11.79 ± 0.50
CFT (mg EAG/100 g)	4	Máximo	1011	8630	1446.72	1698 ± 0.12
% inhibición DPPH*	5	Máximo	54.01	90.92	81.55	87.59 ± 0.18
% inhibición ABTS**	5	Máximo	79.98	99.43	99.39	97.12 ± 0.32
Deseabilidad						0.70

T temperatura, Re rendimiento, EM eficiencia de microencapsulación, Rt retención de microencapsulación, H humedad, A_w actividad de agua, CAA capacidad de absorción de agua, CSA capacidad de solubilidad en agua, CAC capacidad de absorción de aceite, CE capacidad emulsificante, L* luminosidad, ΔE diferencia de color, CFT contenido de fenoles totales, % inhibición DPPH*, % de inhibición del radical DPPH*, % inhibición ABTS*, % de inhibición del radical ABTS**.

7.8.3. Potencial zeta

El potencial zeta es un parámetro de calidad importante que se utiliza para conocer la carga superficial que mide la diferencia de potencial eléctrico que es generado por la densidad de la carga de la superficie de los materiales utilizados y es dependiente del pH del medio, es utilizado para predecir su comportamiento con respecto a la coalescencia y la aglomeración. Por lo general, las partículas que se consideran estables presentan un valor de potencial ζ mayor a ± 30 mV debido a la repulsión electrostática, que impide que las partículas se aglomeren. Mientras tanto, cuando el potencial ζ es cercano a cero, las partículas se consideran inestables, porque las repulsiones electrostáticas disminuyen y esto favorece la aglomeración y la coalescencia (Choi et al., 2018; Gadioli et al., 2020).

Los valores de potencial zeta de las microcápsulas óptimas obtuvieron un potencial zeta de -4.31 mV, por lo tanto, se pueden considerar poco estables frente a la coalescencia y aglomeración. A pesar de que las cargas negativas son las responsables de la repulsión, fueron cargas pequeñas cercanas al cero.

Silva et al., 2018 microencapsularon por secado por aspersion extracto de subproducto de semillas de cupuassu, encontraron un potencial zeta que variaba de -27.6 a -40 mV, los autores aseguran que las microcápsulas formadas tienen buena estabilidad fisicoquímica.

Tabla 8. Potencial zeta de las microcápsulas optimizadas, concentrado proteico de frijol y maltodextrina.

Muestra	Potencial zeta (mV)
Microcápsulas óptimas	-4.31 ± 0.34
Concentrado proteico	-21.25 ± 0,67
Maltodextrina	-10.24 ± 0,78

Los valores representan el promedio de 3 determinaciones ± desviación estándar. Las letras diferentes en la misma columna son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

VIII. Conclusiones

1. El método de extracción por precipitación isoeléctrica de la proteína fue eficiente ya que ésta aumentó 3.5 veces más en el CPF con respecto a la HF.
2. La HF y el CPF presentaron buenas propiedades tecno-funcionales como CAA, CE, CSA y la DA.
3. El pH de la harina fue cercano a la neutralidad y el CPF presentó un pH más ácido. Al aumentar la concentración de CPF la L^* disminuyó en todas las mezclas.
4. El uso del CPF en mezcla con maltodextrina implementado en el proceso de microencapsulación por secado por aspersión permitió obtener microcápsulas con una alta actividad antioxidante, un bajo contenido de humedad y a_w , y un proceso con un alto rendimiento, eficiencia y buena retención del principio activo en el interior de las microcápsulas. Las microcápsulas presentaron buenas propiedades tecno-funcionales.
5. Los valores óptimos de los parámetros del proceso de microencapsulación y las respuestas para la obtención de cápsulas se ajustaron al modelo experimental propuesto con una deseabilidad de 0.70. Los valores experimentales de temperatura y concentración fueron de 116 °C y CPF51:MA49, el rendimiento, la eficiencia de microencapsulación, la retención, el contenido total de fenoles y el % de inhibición del radical DPPH* fueron mayores con respecto al valor predicho por el diseño.
6. La morfología demostró que las microcápsulas tenían formas irregulares, con abolladuras y un tamaño irregular de partícula con 5.43 – 9.52 μm , las cápsulas eran estables ante la aglomeración, debido al potencial zeta que presentaron. Este estudio indicó que el concentrado proteico de frijol Michigan en mezcla con la maltodextrina (51:49) a una temperatura de aire de entrada de 116 °C utilizado como material de pared mostró las mejores condiciones para la elaboración de unas microcápsulas con mejor calidad en cuanto a parámetros como rendimiento, eficiencia de microencapsulación, retención del principio activo y actividad antioxidante.

IX. Referencias

ACAC. (Association of Official Analytical Chemists), (2003). Official Methods of Analysis of ACAC. 18th ed., Gathersburg, MD, USA.

Adeleke, O.R., Adiamo, O.Q., Fawale, O.S. (2017). Nutritional, physicochemical, and functional properties of protein concentrate and isolate of newly-developed Bambara groundnut (*Vigna subterrenea* L.) Cultivars. Food Science & Nutrition, 6, 229–242.

Ahmed, M., Akter, S., Lee, J.C., Eun, J.B. (2010). Encapsulation by spray drying of bioactive components, physicochemical and morphological properties from purple sweet potato. Food Science and Technology. 43: 1307-1312.

Ajibola, C.F., Malomo, S.A., Fagbemi, T.N., Aluko, R.E. (2016). Polypeptide composition and functional properties of African yam bean seed (*Sphenostylis sternocarpa*) albumin, globulin and protein concentrate, Food Hydrocolloids, doi: 10.1016/j.foodhyd.2015.12.013

Alfaro-Díaz, A., Urias-Sivas, J., Loarca-Piña, G., Gaytán-Martínez, M., Prado-Ramírez, R., Mojica, L., (2020). Techno-functional properties of thermally treated black bean protein concentrate generated through ultrafiltration process, LWT - Food Science and Technology.

Arepally, D., Goswami, T.K. (2019). Effect of inlet air temperature and gum Arabic concentration on encapsulation of probiotics by spray Drying. LWT - Food Science and Technology. 99, 583-593. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.10.022>

Ariza, T. Obtención de fracciones peptídicas de *Phaseolus vulgaris* L. Para obtener el grado: Doctorado. (2014). INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL.

Association of Official Analytical Chemists – AOAC. (2012). Official methods of analysis of AOAC International (18th ed.). Gathersburg: AOAC.

Avilés-Gaxiola, S., Chuck-Hernández, C., Rocha-Pizaña, Marí.del.Refugio., García-Lara, S., López-Castillo, L.M., Serna-Saldívar, S.O. (2018). Effect of thermal processing and reducing agents on trypsin inhibitor activity and functional properties of soybean and chickpea protein concentrates, *LWT - Food Science and Technology*, doi: <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.09.023>.

Bellinghausen, R. 2019. Spray drying from yesterday to tomorrow: An industrial perspective. *Drying Technology*. 5: 612-622.

Bento, J.A.C., Morais, D.K., Siqueira, R., Zaczuk, P., Caliari, M., Soares, M. (2022). Functional, thermal, and pasting properties of cooked carioca bean (*Phaseolus vulgaris* L.) flours. *Applied Food Research*, 2, 2-9.

Betancur-Ancona, D., López-Luna, J., Chel-Guerrero, L. (2003) Comparison of the chemical composition and functional properties of *Phaseolus lunatus* prime and tailing starches. *Food Chemistry* (2003). 82:217-225.

Betancur-Ancona, D., Martínez-Rosado, R., Corona-Cruz, A., Castellanos-Ruelas, A., Jaramillo-Flores, M.E., Chel-Guerrero, L. (2009). Functional properties of hydrolysates from *Phaseolus lunatus* seeds. *International Journal of Food Science and Technology*. 44: 128-137.

Blandón, S.N, Larios, X.J. (2010). Evaluation of partial replacement of wheat flour with *phaseolus vulgaris* l. bean flour in the formulation of cakes. *Revista Ciencia y Tecnología*, 9(1), 35-44.

Brückner-Gühmann, M., Heiden-Hecht, T., Sözer, N., Drusch, S. (2018). Foaming characteristics of oat protein and modification by partial hydrolysis. *European Food Research and Technology*, 1-12. pp

Calva-Estrada S.J., Mendoza M.R., García O., Jiménez-Fernández V.M., Jiménez M. (2017). Microencapsulation of vanilla (*Vanilla planifolia* Andrews) and powder characterization, *Powder Technology*.

Camacho, M., Peinado, L., López, J., Valdez, A., Salinas, R., Moreno, C., Medina, S. (2010). Caracterización proteómica de granos de frijol azufrado (*Phaseolus vulgaris*) cultivados en el estado de Sinaloa. *Ra Ximhai*. 6 (1): 23-36.

Carneiro, H.C.F., Tonon, R.V., Grosso, C.R.F., Hubinger, M.D. (2013). Encapsulation efficiency and oxidative stability of flaxseed oil microencapsulated by spray drying using different combinations of wall materials. *Journal of Food Engineering*, 115, 443–451.

Castañeda-Pérez, E., Jiménez-Morales, K., Castellanos-Ruelas, A., Chel-Guerrero, L., Betancur-Ancona, D. (2021). Antidiabetic Potential of Protein Hydrolysates and Peptide Fractions from Lima Bean (*Phaseolus lunatus* L): An In Vitro Study. *International Journal of Peptide Research and Therapeutics*.

Chandi, G.K., Sogi, D.S. (2007). Functional properties of rice bran protein concentrates. *Journal of Food Engineering* 79: 592-597.

Chandra, S., Singh, S., & Kumari, D. (2014). Evaluation of functional properties of composite flours and sensorial attributes of composite flour biscuits. *Journal of Food Science and Technology*, 52(6), 3681–3688.

Chel-Guerrero, L., Gallegos-Tintoré, S., Martínez-Ayala, A., Castellanos-Ruelas, A., Betancur-Ancona, D. (2011). Functional Properties of Proteins from Lima Bean (*Phaseolus lunatus* L.) Seeds. *Food Science and Technology International* 17(2): 119-126.

Choi, Y., Chang, Y.H., (2018). Microencapsulation of gallic acid through the complex of whey protein concentrate-pectic polysaccharide extracted from *Ulmus davidiana*, *Food Hydrocolloids*, 85(1): 222-228.

Cortés-Camargo, S., Cruz-Olivares, J.E., Barragán-Huerta, B., Dublán-García, O., Román-Guerrero, A., Pérez-Alonso, C. (2017). Microencapsulation by spray drying of lemon essential oil: Evaluation of mixtures of mesquite gum–nopál mucilage as new wall materials. *Journal of Microencapsulation*, 34(4), 395–407.

Diaz, Y. L., Torres, L.S., Serna, J.A., Sotelo, L.I. (2017). Efecto de la Encapsulación en Secado por Atomización de Biocomponentes de Pitahaya Amarilla con Interés Funcional. *Información Tecnológica*. 28(6): 23-34.

Dima, C., Pătrașcu, L., Cantaragiu, A., Alexe, P., Ștefan, D. (2016). The kinetics of the swelling process and the release mechanisms of *Coriandrum sativum* L. essential oil from chitosan/alginate/inulin microcapsules. *Food Chemistry*, 195, 39–48.

Du, S.K., Jiang, H., Yu, X., Jane, J.L. (2013). Physicochemical and functional properties of whole legume flour. *LWT - Food Science and Technology*. 30: 1-6.

Dussán-Sarria, S., Hurtado-Hurtado, D., Camacho-Tamayo, J.H. (2019). Granulometría, Propiedades Funcionales y Propiedades de Color de las Harinas de Quinoa y Chontaduro. *Información Tecnológica*, 30(5), 3-10.

Dziezak, J. D., 1988. Microencapsulation and ingredients. *Food Technology*, Volumen 42, pp. 136-148,151.

E. Karrar, A.A. Mahdi, S. Sheth, Mohamed, I.A., Manzoor, M.F., Wei, W., Wang, W. (2018). Effect of maltodextrin combination with gum arabic and whey protein isolate on the microencapsulation of gurum seed oil using a spray-drying method, *International Journal of Biological Macromolecules*.

Escalona-García, L. (2016). Oxidation kinetics and thermodynamic analysis of chia oil microencapsulated in a whey protein concentrate-polysaccharide matrix. *Journal of Food Engineering*, 175 (1) 3–103.

Escalona-García, L.A., Pedroza-Islas, R., Natividad, R., Rodríguez-Huezo, M.E. Camilo-Navas, H., Pérez-Alonso, C. (2016). Oxidation kinetics and thermodynamic analysis of chia oil microencapsulated in a whey protein concentrate-polysaccharide matrix. *Journal of Food Engineering*, Issue 175, p. 93–103.

Espinosa, H. and García, E. (2017). Tecnologías de nano/microencapsulación de compuestos bioactivos. Centro de Investigación y Asistencia en Tecnología y Diseño del Estado de Jalisco, A.C. p. 189.

Evangelho, J.A., Vanier, N.L., Pinto, V.Z, Berrios, J.D.J, Dias, A.R. Zavareze, E. d. R., (2017). Black bean (*Phaseolus vulgaris* L.) protein hydrolysates: physicochemical and functional properties. *Food Chemistry*, 214(1): 460-467.

Evic, V., Balanc, B., Belscak, A., Levic, S., Trifkovic, I., Komes, D., Bugarki, B., Nedovic, V. (2014). Trends in Encapsulation Technologies for Delivery of Food Bioactive Compounds. *Food Engineering Reviews*. 10(1): 210-251.

F. U. Ugwuona and S. Suwaba, (2013). Effects of defatted jack bean flour and jack bean protein concentrate on physicochemical and sensory properties of bread, *Nigerian Food Journal*, 31(2):25–32.

Fang, Z. & Bhandari, B., (2010). Encapsulation of polyphenols – a review. *Trends in Food Science Technology*, 21(1): 510.

Fennema, O. (2000). *Química de los Alimentos*. Editorial Acribia S. A. Segunda Edición. Zaragoza, España.

Ferreira, G., Pereira, L.G., Matta, F., Augustus, R. (2018). Microencapsulation of blackberry pulp with arrowroot starch and gum arabic mixture by spray drying, *Journal of Microencapsulation*, 35(5): 482-493.

FIRA (Fideicomisos Instituidos en Relación con la Agricultura), 2019. Panorama Agrolimentario. Disponible en <https://www.inforural.com.mx/wp-content/uploads/2020/01/Panorama-Agroalimentario-Frijol-2019.pdf> (Fecha de consulta: 01/06/2020).

Gadioli, A., Cazarín, C.B., Morostica, M.R. (2020). Anthocyanins: New techniques and challenges in microencapsulation. *Food Research International*. 133(109092), <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2020.109092>

Gallardo, G., Guida, L., Martínez, V., López, M.C., Bernhardt, D., Blasco, R., Pedroza, R., Hermida, L. (2013). Microencapsulation of linseed oil by spray drying for functional food application. *Food Research International*. 52: 473-482.

García, Y., Cabrera, D., Ballestas, J.A., Campo, M.J. (2019). Efecto de diferentes tratamientos térmicos sobre las propiedades tecno-funcionales de la harina de frijol blanco (*Phaseolus lunatus* L.) y la determinación de su potencial uso agroalimentario. *INGE CUC*, 15(2), 133-142.

García, Y., Cabrera, D., Ballestas, J.A., Campo, M.J. (2019). Efecto de diferentes tratamientos térmicos sobre las propiedades tecno-funcionales de la harina de frijol blanco (*Phaseolus lunatus* L.) y la determinación de su potencial uso agroalimentario. *INGE CUC*, 15(2), 133-142.

Gharsallaoui, A., Roudaut, G., Chambin, O., Voilley, A., Saurel, R. (2007). Applications of spray-drying in microencapsulation of food ingredients: An overview. *Food Research International*, 40(9), 1107– 1121.

González, J., Ibarra, F., González, R., Gallegos, J., (2005). Factores antinutricios y actividad antioxidante en variedades mejoradas de frijol (*Phaseolus vulgaris*). *Agrociencia*. 39 (6): 603-609.

Goyal, A., Sharma, V., Sihag, M.K., Tomar, S.K., Arora, S., Sabikhi, L., Singh, A.K. (2015). Development and physico-chemical characterization of microencapsulated flaxseed oil powder: A functional ingredient for omega-3 fortification. *Powder Technology*, 286, 527–537.

Granito, M., Guinand, J., Pérez, S., Morrison, M. (2008). Carbohydrate content in autochthonous varieties of *Phaseolus vulgaris* grown in Venezuela. *Revista Fac. Agron.* 23: 649-664.

Grassia, M., Messia, M.C., Demirkol, Ö., Erdoğdu F., Sarghini F., Cinquanta L., Corona, O., Planeta, D. (2021). Microencapsulation of Phenolic Extracts from Cocoa

Shells to Enrich Chocolate Bars. Plant Foods for Human Nutrition
<https://doi.org/10.1007/s11130-021-00917-4>

Gundogan, R., Can, A. (2020). Physicochemical and functional properties of proteins isolated from local beans of Turkey, *LWT - Food Science and Technology*.

Gupta, S., Chhabra, G. S., Liu, C., Bakshi, J. S., & Sathe, S. K. (2018). Functional Properties of Select Dry Bean Seeds and Flours. *Journal of Food Science*, 83(8), 2052–2061. 10.1111/1750-3841.14213

Gupta, S., Chhabra, GS, Liu, C., Bakshi, JS y Sathe, S.K. (2018). Apropiado Funcional de Semillas y Harinas Selectas de Frijol Seco. *Revista de ciencia de los alimentos*, 83(8), 2052–2061.

Hernández, C.J., Iliana, A., Ventura, J.M., Belmares, R.E., Contreras, J.C., Michelena, G., Martinez, J.L. (2017). La microencapsulación de bioactivos para su aplicación en la industria. *ICIDCA*. 50: 12-19.

Hernández-Santos, B., Quijano-Jerónimo, O., Rodríguez-Miranda, J. (2022). Physical, chemical, techno-functional, and thermal properties of *Leucaena leucocephala* seed. *Food Science and Technology*, 42, 1-9.

Jafari, S.M., Assadpoor, E., He, Y., Bhandari, B. (2008). Encapsulation efficiency of food flavours and oils during spray drying. *Drying Technology*, 26, 816–835.

Jaimes, J.C., Restrepo, D.A., Acevedo, D. (2014). Preparación y determinación de las propiedades funcionales del concentrado proteico de trupillo (*Prosopis juliflora*). *Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial*. 12(1): 144-152.

Jaimes-Morales, J. Marrugo-ligardo, Y.A., Avecevedo-Correa, D. (2022). Analysis of mesquite (*Prosopis juliflora*) protein concentrate for possible use as supplementary protein. *International Journal of Food Science*, Accessed 24 February 2022. <https://doi.org/10.1155/2022/7621818>

Jansen-Alves, C., Maia, D.S.V., Krumreich, F.D., Crizel-Cardoso, M.M., Fioravante, Jú.B., da Silva, W.P., Borges, C.D., Zambiasi, R.C. (2018) Propolis microparticles

produced with pea protein: Characterization and evaluation of antioxidant and antimicrobial activities, *Food Hydrocolloids*.

Jia, W., Rodríguez-Alonso, E., Bianeis, M., Keppler, J.K. (2021). Assessing functional properties of rapeseed protein concentrate versus isolate for food applications. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 68: 1-10.

Jia, W., Rodríguez-Alonso, E., Bianeis, M., Keppler, J.K. (2021). Assessing functional properties of rapeseed protein concentrate versus isolate for food applications. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*. 68: 1-10.

Jiménez, M., García, H.S., Beristain, C.I. (2006). Spray-dried encapsulation of Conjugated Linoleic Acid (CLA) with polymeric matrices. *Journal of Food the Science of Food and Agriculture*. 86: 2431-2437.

Joshi, A., Lui, C., Sathe, S.k., (2015). Functional properties of select seed flours. *LWT - Food Science and Technology*, 60: 325:331.

Kızılalp, G., Dirim, S.N. Production and Characterization of Plant Protein Concentrates from Shells of Kidney Bean, Pea and Cowpea and Their Effects on Freezing and Freeze Drying of Kiwi Puree. *SIDAS MEDYA* (2019). 17 (2): 157-166.

Kuck, L.S., Noreña C.P.Z. (2016). Microencapsulation of grape (*Vitis labrusca* var. Bordo) skin phenolic extract using gum Arabic, polydextrose, and partially hydrolyzed guar gum as encapsulating agents. *Food Chemistry* 194, 569–576.

Li, X.Y., Li, D., Wang, L.J., Wu, M., Adhikari, B. (2012). The effect of addition of flaxseed gum on the rheological behavior of mixed flaxseed gum-casein gels. *Carbohydrate Polymers*, 88(4), 1214-1220.

Lin, T., Fernández-Fraguas, C. (2020). Effect of thermal and high-pressure processing on the thermo-rheological and functional properties of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) flours. *LWT - Food Science and Technology*, 127, 1-12.

López, A., Deladino, L., Navarro, A.S., Martino, M.N. (2012). Encapsulación de compuestos bicactivos con alginatos para la industria de alimentos. *@limentech Ciencia y Tecnología Alimentaria*. 10: 18-27.

Los, F.G.B., Demiate, I.M., Dornelles, R.C., Lamsal, B. (2020). Enzymatic hydrolysis of Carioca bean (*Phaseolus vulgaris* L.) protein as an alternative to commercially rejected grains. *LWT - Food Science and Technology*, 125: 1-8.

Lupi, H.T., Estiasih, T., Yunianta, Sutrisno, A. (2021). Characterization of nutritional and functional properties of Lima bean flour (*Phaseolus Lunatus* L.). *IOP Conf. Series: Earth and Environmental Science*. 924: 1-9.

Madene, A., Jacquot, M., Scher, J. & Desobry, S., (2006). Flavour encapsulation and controlled release a review. *Int J Food Sc Technol*, Volumen 41, pp. 1-21.

Mahdavi, S.A., Jafari, S.M. Ghorbani, M., Assadpoor, E. (2014). Spray-Drying Microencapsulation of Anthocyanins by Natural Biopolymers: A Review. *Drying Technology*, 32: 509–518.

Maqsoudlou, A., Mahoonak, A.S., Mohebodini, H., Koushki, V. (2020). Stability and structural properties of bee pollen protein hydrolysate microencapsulated using maltodextrin and whey protein concentrate. *Heliyon*. 6, e03731.

Marrugo, Y.A., Montero, P.M., Duran, M. (2016). Evaluación nutricional de concentrados proteicos de *Phaseolus lunatus* y *Vigna unguiculata*. *Información Tecnológica*, 27(6): 107-114.

McNamee, B. F., O’Riordan, E. D. & O’Sullivan, M., (1998). Emulsification and microencapsulation properties of gum Arabic. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 46(1), 4551-4555

Medina-Torres, L., García-Cruz, E.E., Calderas, F., González-Laredo, R.F., Sánchez-Olivares, G., Gallegos-Infante, J.A., Rocha-Guzman, N.E., Rodríguez-Ramírez, J. (2013). Microencapsulation by spray drying of gallic acid with nopal mucilage (*Opuntia ficus indica*). *LWT-Food Science and Technology*, 50, 642–650.

Meena, S., Prasad, W., kaushik, K., Mandal, S., Bhat, S. (2021). Preparation of spray-dried curcumin microcapsules using a blend of whey protein with maltodextrin and gum arabica and its in-vitro digestibility evaluation. *Food Bioscience*. 41(100990).

Moser, P., Ferreira, S., Nicoletti, V.R. (2019). Buriti oil microencapsulation in chickpea protein-pectin matrix as affected by spray Drying parameters. *Food and Bioproducts Processing*. 117, 183-193.

Mune, M.A., Sogi, D.S. (2015). Functional properties of protein concentrates of cowpea and bambara bean involving different drying techniques. *Journal of Food Processing and Preservation*. 39(6), .2304-2313

Nadian, N., Azizi, M. H., Abbastabar Ahangar, H., & Aarabi, A. (2021). Textural and sensory characteristics of sugar-free biscuit formulated with quinoa flour, isomalt, and maltodextrin. *Food Science & Nutrition*, 9, 6501–6512.

Palacios-Márquez, A., Ojeda-Barrios, D., Jiménez-Castro, J., Preciado-Rangel, P., Hernández-Rodríguez, E. (2021). Biofortification potential in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.): bioactive compounds, antioxidant capacity and physicochemical properties of 155 varieties grown in México. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici*, 49(1):12123.

Palupi, H.T., Estiasih, T., Yunianta, Sutrisno, A. (2021). Characterization of nutritional and functional properties of Lima bean flour (*Phaseolus Lunatus* L.). *IOP Conf. Series: Earth and Environmental Science*, 924: 1-9.

Pathania, R., Chawla, P., Khan, H., Kaushik, R., Khan, M. A. (2020). An assessment of potential nutritive and medicinal properties of *Mucuna pruriens*: A natural food legume. *3 Biotech*, 10(261), 9-15.

Pedrosa, M.M., Varela, A., Domínguez-Timón, F., Tovar, C.A., Moreno, H.M., Borderías, A.J., Díaz, M.T. (2020). Comparison of bioactive compounds content and techno-functional properties of pea and bean flours and their protein isolates. *Plant Foods for Human Nutrition*, 1: 1-9.

Pierucci, A.P., Andrade, L.R., Baptista, E.B., Volpato, N.M., Rocha- Leao. (2006). New microencapsulation system for ascorbic acid using pea protein concentrate as coat protector. *Journal of Microencapsulation*. 23(6), 654–662.

Pierucci, A.P., Andrade, L.R., Farina, M., Pedrosa, C., Rocha-Leao, M.H. (2006). Comparison of a-tocopherol microparticles produced with different wall materials: pea protein a new interesting alternative. *Journal of Microencapsulation*. 24(3), 201–213.

Piñón-Balderrama, C., Leyva-Porras, C., Teran-Figueroa, Y., Espinosa-Solís, V., Álvarez-Salas, C., Saavedra-Leos, M.Z. (2020). Encapsulation of Active Ingredients in Food Industry by Spray-Drying and Nano Spray-Drying Technologies. *Processes*, 8(889), 1-27.

Rahmati, E., Sharifian, F., Fattahi, M. (2020). Process optimization of spray-dried Moldavian balm (*Dracocephalum moldavica* L.) extract powder. *Food Science & Nutrition*. 8, 6580–6591.

Rajabi, H., Ghorbani, M., Jafari, S.M., Sadeghi, A., Rajabzadeh, Q. (2015). Retention of bioactive components of saffron by spray-drying encapsulation using maltodextrin, gum arabic and gelatin as wall materials. *Food Hydrocolloids*. 51(1): 327- 337.

Ramakrishnan, Y., Adzahan, N.M., Yusof, Y.A., Muhammad, K. (2018). Effect of wall materials on the spray drying efficiency, powder properties and stability of bioactive compounds in tamarillo juice microencapsulation. *Powder Technology*. 328, 406-414.

Ré, M.I. (1998). Microencapsulation by spray drying. *Drying Technology*, 16(6), 1195–1236

Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala A., Min, Y., Rice, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology & Medicine*. 26: 1231-1237.

Reineccius, G., 2004. The spray drying of food flavors. *Dry Technology* 22 (1), 1289-1324.

Robert, P., Gorena, T., Romero, N., Sepúlveda, E., Chávez, J., Saenz, C. (2010). Encapsulation of polyphenols and anthocyanins from pomegranate (*Punica granatum*) by spray Drying. *International Journal of Food Science and Technology*, 45, 1386–1394.

Rodea-González, D.A., Cruz-Olivares, J., Román-Guerrero, A., Rodríguez-Huezo, M.E., Vernon-Carter, E.J., Pérez-Alonso, C. (2012). Spray-dried encapsulation of chia essential oil (*Salvia hispanica* L.) in whey protein concentrate-polysaccharide matrices. *Journal of Food Engineering*, 111, 102–109.

Rodríguez-Ambriz, S.L., Martínez-Ayala, A.L., Millán, F., Dávila-Ortiz, G. (2005). Composition and functional properties of *Lupinus campestris* protein isolates. *Plant Foods for Human Nutrition*, 60, 99–107.

Rodríguez-Miranda, J., Hernández-Santos, B., Castro-Rosas, J., Vargas-León, E. A., Hernández-Ávila, J., Rangel-Vargas, E., Gómez-Aldapa, C. A., Falfan-Cortés, R. N. (2016). Physical properties of *Cucurbita ficifolia* seed and functional properties of whole and defatted meal. *International Journal of Food Processing Technology*, 3(1), 27-35.

Rodríguez-Miranda, J., Hernández-Santos, B., Herman-Lara, E., Vivar-Vera, M. A., Carmona-García, R., Gómez-Aldapa, C. A., & Martínez- Sánchez, C. E. (2012). Physicochemical and functional properties of whole and defatted meals from Mexican (*Cucurbita pepo*) pumpkin seeds. *International Journal of Food Science & Technology*, 47(11), 2297-2303.

Salmorán, E.N., Rodríguez, J., Hernández, B., Ramírez, E., Torruco, J.G. (2019). Caracterización química y propiedades funcionales del concentrado proteico del frijol costeño (*Vigna unguiculata*). *Journal CIM*, 7(1): 1548-1558.

Sánchez-Mendoza, N.A., Cruz-Castellanos, M., Dávila-Ortiz, G., Jiménez-Martínez, C. (2016). Péptidos con actividad antioxidante provenientes de fuentes animales y vegetales. En M.E. Ramírez Ortiz (Ed.). *Alimentos Funcionales de Hoy*. Barcelona, España: OmniaScience. 117-142.

Santana, A.A., Cano-Higueta, D.M., de Oliveira, R.A., Telis, V.R.N., (2016). Influence of different combinations of wall materials on the microencapsulation of jussara pulp (*Euterpe edulis*) by spray drying, Food Chemistry, doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.05.148>

Santiago, D., Paese, K., Staniscuaski, S., Jablonski, A., Hickmann, S., De Oliveira, A. (2018). Encapsulation efficiency and thermal stability of norbixin microencapsulated by spray-drying using different combinations of wall materials. *Industrial Crops & Products*. 111: 846-855.

Segura-Campos, M.R., Cruz-Salas, J, Chel-Guerrero, L., Betancur-Ancona, D. (2014). Chemical and functional properties of hard-to-cook bean (*Phaseolus vulgaris*) protein concentrate. *Food and Nutrition Sciences*, 5: 2081-2088.

Sen, D., Kahveci, D. (2020). Production of a protein concentrate from hazelnut meal obtained as a hazelnut oil industry by-product and its application in a functional beverage. *Waste and Biomass Valorization*, 11(1): 5099-5107.

Serra, Ss., Souza, B.A., Martin, A.R., Bagnara, F, Regadalli, S.A., Costa, A.R. (2015). Drying by spray drying in the food industry: Micro-encapsulation, process parameters and main carriers used. *African Journal of Food Science*, 9(9), 462-470.

Shahidi, F. & Han, X. (1993). Encapsulation of food ingredients. *Critical Review Food Science Nutrition*, 33(1): 501-547.

Shaikh, J., Bhosale, R. & Singhal, R., 2004. Microencapsulation of black pepper oleoresin. *Journal of Food Chemistry*, 94(1):105-110.

Shevkani, K., Singh, N., Chen, Y., Kaur, A., Yu, L. (2019). Pulse proteins: secondary structure, functionality and applications. *Journal of Food Science Technology*, 1: 1-12.

Shevkani, K., Singh, N., Kaur, A., Rana, J.C. (2015). Structural and functional characterization of kidney bean and field pea protein isolates: A comparative study. *Food Hydrocolloids*, 43: 679-689.

Siddiq, M., Ravi, R., Harte, J. B., & Dolan, K. D. (2010). Physical and functional characteristics of selected dry bean (*Phaseolus vulgaris* L.) flours. *LWT - Food Science and Technology*, 43(2), 232–237.

Sun, S. M., & Hall, T.C. (1975). Solubility characteristics of globulins from *Phaseolus vulgaris* in regard to their isolation and characterization. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 23 (2): 184-189.

Tonon, R. V., Grosso, C. R. F., & Hubinger, M. D. (2011). Influence of emulsion composition and inlet air temperature on the microencapsulation of flaxseed oil by spray drying. *Food Research International*, 44(1), 282–289. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2010.10.018>.

Torruco-Uco, J., Chel-Guerrero, L., Martínez-Ayala, A., Dávila-Ortiz, G., Betancur-Ancona, D., (2009). Angiotensin-I converting enzyme inhibitory and antioxidant activities of protein hydrolysates from *Phaseolus lunatus* and *Phaseolus vulgaris* seeds. *LWT - Food Science and Technology*, 42: 1597-1604.

Torruco-Uco, J.G., Hernández-Santos, B., Herman-Lara, E., Martínez-Sánchez, C.E., Juárez-Barrientos, J.M., and Rodríguez-Miranda, J. (2019). Chemical, functional and thermal characterization, and fatty acid profile of the edible grasshopper (*Sphenarium purpurascens* Ch.) *European Food Research and Technology*, 245(2): 285-292

Ugwuona, F.U., Suwaba, S. (2013). Effects of defatted jack bean flour and jack bean protein concentrate on physicochemical and sensory properties of bread. *Official Journal of Nigerian Institute of Food Science and Technology*, 31(2), 25-32.

Ulloa, J.A., Rosas, P., Ramírez, J.C., Ulloa, B.E. (2011). El frijol (*Phaseolus vulgaris*): su importancia nutricional y como fuente de fitoquímicos. *Revista Fuente*, 3: 5-9.

Vegas-Niño, R., Lavado-Baca, M. (2021). Efecto del pH y cloruro de sodio sobre las propiedades tecnofuncionales de harina de semillas residuales de linaza (*Linum usitatissimum* L.). *Cátedra Villarreal*, 9(1), 25-37.

Wang, Y., Li, D., Wang, L.J., Li, S.J., Adhikari, B. (2010). Effects of drying methods on the functional properties of flaxseed gum powders. *Carbohydrate Polymers*, 81, 128–133.

Wang, Y., Wang, Y., Li, K., Bai, Y., Li, B., Xu, W. (2020). Effect of high intensity ultrasound on physicochemical, interfacial and gel properties of chickpea protein isolate. *LWT - Food Science and Technology*, 129: 109563, 1-9.

Wani, I.A., Sogi, D.S., Shivhare, U.S., Gill, B.S. Physico-chemical and functional properties of native and hydrolyzed kidney bean (*Phaseolus vulgaris* L.) protein isolates. *Food Research International*. (2014). 30: 1-8.

Wu, H., Wang, Q., Ma, T., Ren, J. (2009). Comparative studies on the functional properties of various protein concentrate preparations of peanut protein. *Food Research International*, 42: 343-348.

Xu, Y., Galanopoulos, M., Sismour, E., Ren, S., Mersha, S., Lynch, P. (2019). Effect of enzymatic hydrolysis using endo- and exo-proteases on secondary structure, functional, and antioxidant properties of chickpea protein hydrolysates. *Journal of Food Measurement and Characterization*, 1: 1-10.