UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

INSTITUTO DE CIENCIAS BÁSICAS E INGENIERÍAS

LICENCIATURA EN QUÍMICA DE ALIMENTOS

TESIS

Estabilidad y aplicación de microencapsulados de extracto de testa de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) obtenidos mediante secado por aspersión

Para obtener el título de
licenciada en Química de alimentos

Presenta:

García Lozano Alma Guadalupe

Directora

Dra. Reyna Nallely Falfán Cortés

Codirectora

Dra. Raquel Karina Cruz Bravo

Mineral de la Reforma Hidalgo a 01 de abril del 2024

OFICIO DE IMPRESIÓN DE TESIS

Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo
Instituto de Ciencias Básicas e Ingeniería
School of Engineering and Basic Sciences

Mineral de la Reforma, Hgo., a 9 de agosto de 2024

Número de control: ICBI-D/974/2024
Asunto: Autorización de impresión.

MTRA. OJUKY DEL ROCÍO ISLAS MALDONADO
DIRECTORA DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR DE LA UAEH

Con fundamento en lo dispuesto en el Título Tercero, Capítulo I, Artículo 18 Fracción IV; Título Quinto, Capítulo II, Capítulo V, Artículo 51 Fracción IX del Estatuto General de nuestra Institución, por este medio le comunico que el Jurado asignado a la Egresada de la Licenciatura en Química de Alimentos **Alma Guadalupe García Lozano,** quien presenta el trabajo de titulación **"Estabilidad y Aplicación de Microencapsulados de extracto de testa de frijol (*Phaseolus vulgaris L.*) obtenidos mediante secado por aspersión",** después de revisar el trabajo en reunión de Sinodales ha decidido autorizar la impresión del mismo, hechas las correcciones que fueron acordadas.

A continuación, firman de conformidad los integrantes del Jurado:

Presidente: Dr. Carlos Alberto Gómez Aldapa

Secretario: Dr. Javier Castro Rosas

Vocal: Dra. Reyna Nallely Falfán Cortés

Suplente: Dra. Raquel Karina Cruz Bravo

Sin otro particular por el momento, reciba un cordial saludo.

Atentamente
"Amor, Orden y Progreso"

Mtro. Gabriel Vergara Rodríguez
Director del ICBI

GVR/YCC

Ciudad del Conocimiento, Carretera Pachuca-Tulancingo Km. 4.5 Colonia Carboneras, Mineral de la Reforma, Hidalgo, México. C.P. 42184
Teléfono: 771 71 720 00 Ext. 40001
direccion_icbi@uaeh.edu.mx,
vergarar@uaeh.edu.mx

AGRADECIMIENTOS

A dios que me ha permitido la fortuna de dar mi mayor esfuerzo a cada paso de esta carrera y este trabajo de investigación.

A la Doctora Reyna Nallely Falfán Cortés por su confianza, apoyo, guía a lo largo del desarrollo en la realización de este trabajo de investigación.

A la Doctora Raquel Karina Cruz Bravo por su confianza en la continuación de este proyecto.

A la Doctora Edna Martínez y al Maestro Edgar Daniel Cabrera Domínguez por ser mis mentores en el laboratorio, por sus concejos y su paciencia.

DEDICATORIAS

Dedico este trabajo a mis abuelitas Amada Lozano Olivas y Candelaria Velasco Marañón que siempre fueron mi mayor ejemplo de amor y trabajo duro, que siempre creyeron en mí y en todo lo que podía lograr.

A mis padres Alma Eustolia Lozano y J. Guadalupe García Velasco por su amor, apoyo, comprensión y por ser mí ejemplo de valentía, esfuerzo y dedicación a lo largo de toda mi vida.

A mi abuelito Cástulo García Silva por enseñarme a estar muy orgullosa de mis raíces y porque su trabajo inspiro esta investigación.

A mis hermanos Hannia y Axel por su compañía cada día compartido.

A mi novio Jaime Martínez por su amor, comprensión, compañía y motivarme a ser mejor cada día e inspirarme a ser yo misma a mi manera.

A mi mejor amiga Karina por ser mi fiel compañera desde que mi amor por la ciencia nació desde que éramos pequeñas.

A mis amigos Isis, Mildred y Alvaro por ser mis confidentes y compañeros dentro y fuera del camino de la ciencia que iniciamos juntos y cada quien siguió por separado.

ÍNDICE

OFICIO DE IMPRESIÓN DE TESIS 2
AGRADECIMIENTOS 3
DEDICATORIAS 4
ÍNDICE 5
ÍNDICE DE TABLAS 8
ÍNDICE DE FIGURAS 9
RESUMEN 10
I. INTRODUCCIÓN 11
II.- MARCO TEÓRICO 13
2.1 Phaseolus vulgaris L 13
2.1.1 Taxonomía 14
2.2 Compuestos bioactivos presentes en el frijol 16
2.2.1 Compuestos fenólicos 17
2.2.2 Flavonoides 20
2.2.2.1 Quercetina 22
2.2.2.2 Kampferol 23
2.2.2.3 Catequina 24
2.2.3 Antocianinas 25
2.2.4 Desventajas tecnológicas de los polifenoles 26
2.3 Microencapsulación 27
2.3.1 Microencapsulación por secado por aspersión 28
2.3.2 Microencapsulación de compuestos del frijol 30
2.4 Alimentos funcionales 31
III. PLANTEAMIENTO DE PROBLEMA 36
IV. HIPÓTESIS 37
V. OBJETIVOS 38
5.1 Objetivo general 38
5.2 Objetivos específicos 38
VI. METODOLOGÍA 39
6.1 Diagrama de flujo 39

6.2 Obtención de la harina de testa de frijol 40
6.3 Obtención de extractos de testa de frijol 40
6.4 Determinación de compuestos bioactivos 40
6.4.1 Cuantificación de fenoles totales 40
6.4.2 Cuantificación de antocianinas monoméricas totales 41
6. 4. 3 Cuantificación de flavonoides 41
6.5 Determinación de la capacidad antioxidante 42
6. 5.1 Radical ABTS 42
6.5. 2 Radical DPPH 42
6.6 Determinación del color de la harina de la testa de frijol 43
6. 7 Elaboración del extracto óptimo de testa de frijol para la encapsulación 43
6.8 Microencapsulación de extracto de testa de frijol 43
6.9 Eficiencia de Microencapsulación (EM%) 43
6.10 Microscopía electrónica de barrido (MEB) 45
6.11 Estabilidad de los microencapsulados a dos humedades relativas y dos temperaturas 45
6.12 Elaboración de queso fresco tipo ranchero adicionado con microcápsulas de extracto de testa de frijol común 46
6.13 Análisis sensorial del queso fresco tipo ranchero adicionado con microcápsulas de extracto de testa de frijol 47
VII. RESULTADOS 49
7.1 Cuantificación de compuestos bioactivos y capacidad antioxidante, en extractos de harina de testa de frijol 49
7.2 Compuestos bioactivos y eficiencia de microencapsulación (EM%) en microencapsulados con extracto de testa frijol 52
7.2.1 Fenoles totales 52
7.2.2 Flavonoides 54
7.2.3 Antocianinas 55
7.3 Capacidad antioxidante de microencapsulados con extracto de testa frijol . 56
7.4 Determinación de color en muestras de harina de testa de frijol y microencapsulados. 59
7.5 Microscopía electrónica de barrido de los microencapsulados 60
7.6 Estabilidad de los compuestos bioactivos de microencapsulados en condiciones controladas 61

7.7 Morfología de las microcápsulas durante la estabilidad 64
7.8 Elaboración y análisis sensorial de queso fresco tipo ranchero adicionado con microcápsulas 66
VIII. CONCLUSIONES 70
IX. REFERENCIAS 71
ANEXO 77

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Taxonomía de *Phaseolus vulgaris L*……13
Tabla 2. Compuestos fenólicos presentes en el frijol común (*Phaseolus vulgaris L*.).....18
Tabla 3. Tipos de alimentos funcionales presentes en el mercado e investigaciones de nueva generación…….32
Tabla 4. Concentración de compuestos bioactivos en harina de testa de frijol…..48
Tabla 5. Capacidad antioxidante en diferentes extractos de harina de testa de frijol……..…….50
Tabla 6. Compuestos bioactivos totales y superficiales y eficiencia de microencapsulación (EM%) de microencapsulados con extracto de testa de frijol..51
Tabla 7. Capacidad antioxidante de microencapsulados de testa de frijol……..56
Tabla 8. Color en muestras de harina de testa de frijol y microencapsulados…….58

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Planta de frijol……..……..…14
Figura 2. Estructura básica de los flavonoides……...……..…20
Figura 3. Estructura química de la quercetina……...……..22
Figura 4. Estructura química del kampferol…….…23
Figura 5. Estructura química de la catequina……...24
Figura 6. Estructura química básica de las antocianinas……24
Figura 7. Diagrama y equipo de secado por aspersión……..….28
Figura 8. Diagrama general de la metodología de investigación…….……..…...38
Figura 9. Desecador con sales a 32% de humedad relativa y muestras para determinación de estabilidad de microencapsulados……..45
Figura 10. Queso fresco tipo ranchero marca la villita, utilizado como blanco en pruebas sensoriales……..46
Figura 11 a) Harina de testa de frijol y b) Microencapsulados de extracto de testa de frijol……..59
Figura 12. Microencapsulados de testa de frijol observad a un aumento de 1500x con medición de diámetro…….60
Figura 13. Estabilidad de compuestos encapsulados y harina de testa de frijol analizados en condiciones controladas de temperatura y humedad relativa durante 40 días…….62
Figura 14. Micrografia de microcápsulas con extracto de harina de frijol y almidón N-lok obtenidos mediante secado por aspersión……..64
Figura 15. Queso fresco tipo ranchero adicionado con microcápsulas……66
Figura 16. Prueba de aceptación del queso adicionado con microcápsulas de testa de frijol……..67
Figura 17. Prueba de aceptación del queso control…….67
Figura 18. Prueba de aceptación entre ambas muestras……...68

RESUMEN

El objetivo de este trabajo fue microencapsular el extracto de harina de testa de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) utilizando el secado por aspersión: Se evaluó la estabilidad de los polvos obtenidos y se elaboró un alimento funcional (queso fresco tipo ranchero) adicionado con las microcápsulas. Para la encapsulación se mezcló el extracto de testa de frijol concentrado con almidón comercial N-Lok (Ingredion, México). Después de la encapsulación se determinó la eficiencia de microencapsulación (EE%) y la cuantificación de compuestos bioactivos (fenoles totales, flavonoides y antocianinas), morfología obtenida mediante microscopia electrónica de barrido (MEB), capacidad antioxidante por medio de inhibición de los radicales ABTS y DPPH, posteriormente se evaluó la estabilidad de los fenoles totales, flavonoides y antocianinas microencapsulados y de la harina de testa sin encapsular (control), en dos diferentes humedades relativas (75 % y 32 %) y dos temperaturas controladas (7 y 30 ºC) durante 40 días, con el seguimiento de la morfología utilizando la MEB. Los compuestos evaluados dentro de los microencapsulados presentaron concentraciones de fenoles totales de 34.84±0.27 mg EAG/g, catequina 9.14±0.24 mg EC/mg, quercetina 2.29±0.04 mg EQ/mg y antocianinas monoméricas 2.17±0.00 mg EC-3G/g obteniendo eficiencias de microencapsulación mayores al 80% en todos los compuestos. Dentro del estudio de estabilidad los microencapsulados presentaron mayor estabilidad a humedades de 32% y en ambas temperaturas, manteniendo su morfología intacta y teniendo una disminución lenta en el contenido de compuestos bioactivos. Se realizó la evaluación sensorial del queso adicionado con microencapsulados, el cual mostró un porcentaje mayor al 85% (n=30) de aceptación en una población de un rango de edad de 18 a 50 años.

I. INTRODUCCIÓN

El frijol común es la leguminosa que más se consume a nivel mundial, tiene su origen en lo que actualmente es México, siendo América Latina donde se encuentra la mayor superficie cultivada (Gomes-Basso *et al*., 2018). Debido a su contenido de proteínas, minerales, carbohidratos, fibra dietética y algunas vitaminas, esta leguminosa tiene un papel importante en la alimentación en países en desarrollo (Reyes-Moreno & Paredes-López, 1993). Los granos de frijol común son una fuente importante de compuestos bioactivos, tales como los péptidos (do Evangelho *et al*., 2017) y polifenoles, entre los que destacan los ácidos fenólicos (ácido cafeico, p-cumárico, sinápico, gálico y ferúlico), y flavonoides (+)-catequina, quercetina, kaempferol y rutina) (Yang *et al*., 2018; Petropoulos *et al*., 2019). Se ha observado que en la matriz de la pared celular de la testa y cotiledones de la semilla se encuentran los compuestos fenólicos unidos a celulosa, pectina o proteínas a través de enlaces éter y éster (Shahidi & Yeo, 2016). Los compuestos fenólicos derivados de plantas tienen múltiples efectos positivos para la salud de los seres humanos atribuidos a sus propiedades antioxidantes, antiinflamatorias y antitumorales, etc. (Grgić *et al*., 2020). Estos efectos dependen en gran medida de su biodisponibilidad en el organismo, esta biodisponibilidad depende significativamente de la estructura y forma en que se introducen en el organismo, por ejemplo, a través de una matriz alimentaria compleja o como aislados purificados (Grgić *et al*., 2020). De acuerdo a D'Archivio *et al.* (2010), existen factores que pueden afectar la biodisponibilidad de los compuestos polifenoles que incluyen: factores externos (exposición al sol, grado de madurez), factores relacionados con el procesamiento de alimentos (tratamientos térmicos, almacenamiento, homogenización, cocción) factores relacionados con el alimento (compuestos con potencial de absorción como fibra y grasa), interacción con otros compuestos (unión con proteínas o con polifenoles con mecanismo de absorción similar), factores relacionados con los polifenoles (estructura química) y factores relacionados con el consumidor (factores intestinales y sistémicos). Los compuestos fenólicos son sensibles a la luz el calor y oxígeno, son compuestos volátiles e inestables (Sansone *et al*., 2011; Trucillo *et al*., 2018), por lo que la encapsulación

de estos compuestos es una excelente estrategia para evitar su degradación, así como reducir la reactividad, y asegurar la bioaccesibilidad y biodisponibilidad, ya que se asegura el recubrimiento del componente activo y su entrega es dirigida a una parte específica del sistema digestivo tracto y liberación controlada (Grgić *et al*., 2020; Jeyakumari, 2016; Macías-Cortés *et al*., 2020; Sansone *et al*., 2011). La encapsulación puede ser definida como un proceso que crea un barrera con una matriz o cubierta polimérica sobre el componente activo, que inhibe las interacciones químicas; protege contra los efectos de factores ambientales (por ejemplo, temperatura, pH, enzimas y oxígeno); y permite la liberación controlada del componente activo bajo ciertas condiciones (Díaz *et al*., 2017; Sagis, 2015). La técnica de secado por aspersión consiste en la atomización de una emulsión o solución en la que las gotitas atomizadas encuentran aire caliente, que conduce a la formación de micropartículas a través de termodinámica fenómenos, y es el método más utilizado para la encapsulación de compuestos bioactivos debido a que es una técnica de bajo costo (Díaz *et al*., 2017; Macías-Cortés *et al*., 2020). Se han reportado pocos estudios sobre la microencapsulación de compuestos de frijol (Cian *et al*., 2019; Tovar-Benitez *et al*., 2016), los cuales están enfocados en el estudio de la encapsulación de péptidos. Por tal razón, el objetivo de este estudio fue microencapsular extracto de testa de frijol (*Phaseolus vulgaris*, L.) usando el secado por aspersión, evaluar su estabilidad, así como la aplicación de los microencapsulados en una matriz alimentaria.

II. MARCO TEÓRICO

2.1 Phaseolus vulgaris L

El frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.*)* se conoce con los nombres de fríjol, frisol, fréjol, frejol, habichuela, poroto, caranota, chuwi, habilla, judía o alubia. Es una especie autógama, diploide y con un genoma relativamente pequeño, con un tamaño estimado entre 587 µm y 637 µm. De acuerdo con la distribución geográfica de la mayoría de especies que pertenecen al género *Phaseolus*, y son consideradas de origen mesoamericano (Bennink, 2010).

México, como parte de Mesoamérica, es considerado uno de los centros de origen más importantes del mundo de varios tipos de frijol del género *Phaseolus*, entre ellos el que más destaca por su valor comercial es *Phaseolus vulgaris* pues es uno de los cultivos de importancia primordial desde el punto de vista económico y social en México (Bennink, 2010). Como lo indica Voysest-Voysest (2000), se tienen registros de antecedentes de que esta planta se cultiva desde hace aproximadamente ocho mil años. Su llegada a México fue gracias a los españoles quienes introdujeron esta leguminosa a comienzos del siglo XVI.

El frijol común silvestre se distribuye desde el sur de México, hasta los límites del sur de los Andes, particularmente en las regiones de niveles mesotérmicos, vegetación baja y estación alterna. Entre los tipos de cultivos existe una gran variación en su hábito de crecimiento entre otras características morfológicas como características de la semilla, la adaptación y el potencial de rendimiento (Romero-Arenas, *et al*., 2013). Puede presentar cuatro formas de crecimiento: tipo I determinado arbustivo, tipo II indeterminado arbustivo, tipo III indeterminado postrado y tipo IV indeterminado trepador. Las de crecimiento determinado pueden alcanzar alturas de entre 30 cm y 90 cm, mientras que las de hábito indeterminado alcanzan alturas desde 50 cm hasta 3 m. Posee un sistema radicular superficial que se encuentra en los primeros 20 cm de profundidad del suelo (Fiallos, *et al.,* 2012).

2.1.1 Taxonomía

El frijol es una planta herbácea autógama de ciclo anual, que se cultiva en zonas tropicales y regiones templadas, por ello permite agruparla en las denominadas especies termófilas, dado que no soporta bajas temperaturas. La familia de las leguminosas incluye el género *Phaseolus* el cual incluye aproximadamente 35 especies. En la **Tabla 1** se muestra la taxonomía de la especie *P. vulgaris* (Reyes-Rivas *et al*., 2008).

Tabla 1. Taxonomía de *Phaseolus vulgaris* L.

Reino	***PLANTAE***
División	*Magnoliophyta*
Clase	*Magnoliopsida*
Familia	*Fabaceae*
Género	*Phaseolus*
Especie	*Phaseolus vulgaris* L.

Fuente: (Reyes-Rivas y *et al*., 2008).

2.1.2 Morfología de la planta del frijol

La planta de frijol (**Figura 1**) es una enredadera que alcanza entre 50 y 60 cm de altura, en sus raíces presenta nódulos distribuidos en las raíces laterales de la parte superior y media del sistema radical. Estos nódulos tienen forma poliédrica, un diámetro aproximado de 2 a 5 milímetros. Tiene tallos delgados y débiles, a veces con rayas color púrpura. Sus hojas son de tres en tres, con bordes ovales y estandarte redondeado (SIAP-SAGARPA, 2015).

Figura 1. Planta de frijol, (SIAP-SAGARPA, 2015).

Desde tiempos remotos el grano de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) ha sufrido múltiples evoluciones como mutaciones, derivaciones genéticas y selección empírica realizada por el ser humano, es por ello que el frijol común evolucionó de su forma silvestre a lo que hoy en día conocemos y consumimos, los cambios más notorios dentro de los granos de frijol fueron cambios morfológicos, fisiológicos y genéticos, debido a que las necesidades del hombre cambiaban constantemente por lo que centraba su atención en obtener semillas de mayor tamaño, colores atractivos y vainas más grandes (Espinosa-Pérez, *et al*., 2015). Con base al estudio realizado por Espinosa-Pérez *et al*. (2015), la morfología del grano de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) es muy variada debido a que influye en gran medida el lugar donde se esté cultivando, por ejemplo, se han reportado trece colores en diferentes granos pertenecientes a la misma especie *Phaseolus vulgaris* L., recibiendo cada una un nombre local diferente, pero los colores y nombres locales más predominantes son el amarillo y el ensaladilla que es una mezcla de varios colores de dicha semilla, seguidos por los colores rojo, negro y el denominado vaquita que es una tonalidad ente el crema y el rojo (Espinosa-Pérez *et al*., 2015). El tamaño del grano del frijol con base en la escala propuesta por Singh *et al*. (2004), es de un

tamaño pequeño de un peso de 25 g por 100 granos, mientras que los granos de tamaño mediano presentan un peso entre los 25 y 40 g por 100 granos de frijol, ambos tamaños son los más predominantes reportados en México. Además los granos de frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) presentan una forma oval, redondeada o arriñonada (Espinosa-Pérez *et a*l., 2015).

2.2 Compuestos bioactivos presentes en el frijol

En los últimos años el interés por el uso de semillas de frijol común (*Phaseolus vulgaris,* L.) ha incrementado debido a que, además de ser un alimento que proporciona proteínas de alta calidad, hidratos de carbono complejos, minerales y fibra dietética presenta una gran cantidad de compuestos bioactivos, los cuales son una alternativa viable para la prevención de enfermedades crónico-degenerativas (Wallander-Compeán, *et al.,* 2020).

Los efectos benéficos asociados al consumo del frijol común se deben a su gran contenido de proteínas vegetales, fibra dietética, azúcares complejos fermentables, principalmente rafinosa y estaquiosa, minerales como el hierro y el calcio, pero también a su contenido de compuestos bioactivos presentes en su composición, principalmente en la testa del frijol , entre los compuestos del frijol se pueden mencionar a los polifenoles, flavonoides, antocianinas, taninos, fitatos, los inhibidores de las enzimas tripsina y α-amilasa, fitatos, oxalatos, polifenoles, entre otros, (Ulloa, *et al.,* 2011; Gálvez & Salinas, 2015).

Algunos de estos compuestos como los inhibidores de tripsina y amilasa, polifenoles, taninos, fitatos, rafinosas y estaquiosas, pueden llegar a generar efectos adversos o poco deseables dentro del ser humano, sin embargo, en estudios recientes se ha podido demostrar que a dosis controladas podrían ejercer efectos benéficos en la salud, presentándose en dosis adecuadas y con sus capacidades intactas (Ulloa, *et al*., 2011; Gálvez & Salinas, 2015). Se ha observado *in vitro*, que los inhibidores de proteasa pueden suprimir la transformación maligna de las células

inducidas por diferentes tipos de agentes cancerígenos (Clemente & Domony, 2001; Heredia-Rodríguez, 2017).

Respecto a los inhibidores de la amilasa, diferentes estudios reportan que provocan hipertrofia pancreática. Sin embargo, también se ha demostrado su capacidad para reducir la digestibilidad del almidón y así disminuir los niveles de glucosa en sangre y aumentar los niveles de insulina en humanos y ratas (Clemente & Domony, 2001). Las fitohemaglutininas son proteínas termolábiles que resisten la hidrólisis enzimática y tienen la capacidad de unirse a carbohidratos. El consumo de fitohemaglutininas se asocia con toxicidad debido a su efecto aglutinante sobre los glóbulos rojos. Sin embargo, como son termolábiles, se destruyen con la cocción (Serrano & Goñi, 2004). Debido a su alta reactividad con los metales, especialmente zinc, calcio y hierro, el ácido fítico forma complejos insolubles que reducen la biodisponibilidad de estos minerales en el intestino. Sin embargo, la capacidad del ácido fítico para quelar minerales también puede ejercer efectos protectores en animales de experimentación relacionados con el riesgo de cáncer de colon y reducir el colesterol y los triglicéridos séricos. Su mecanismo de acción parece estar relacionado con su capacidad antioxidante, que reduce la proliferación celular y potencia las respuestas inmunes (Serrano & Goñi, 2004).

2.2.1 Compuestos fenólicos

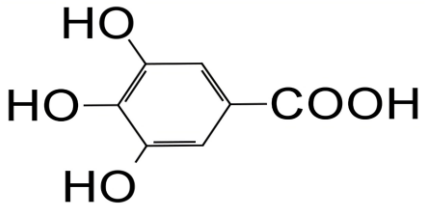
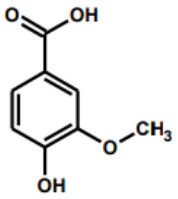
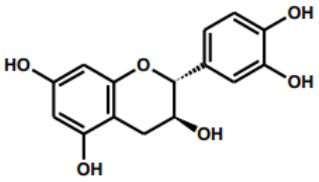
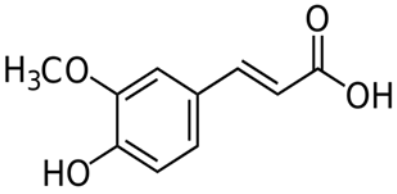
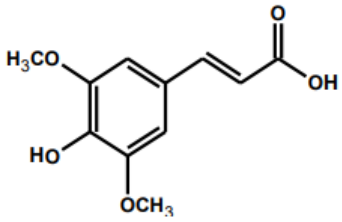
Este es un grupo muy amplio y complejo de sustancias vegetales, los polifenoles pueden ser moléculas simples, entre estos compuestos se encuentra un amplio grupo de sustancias que son el producto del metabolismo secundario de las plantas, los cuales tienen la función principal de proteger a la planta del crecimiento de microorganismos patógenos y deterioradores o animales herbívoros que pueden afectar la supervivencia de la planta (Bravo, 1998; Heredia-Rodríguez, 2017).

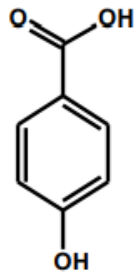
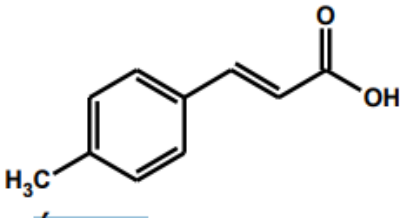
Los compuestos fenólicos poseen anillos aromáticos y dobles enlaces conjugados por los cuales ejercen su acción antioxidante, también pueden presentarse en forma conjugada con uno o más azúcares unidos a grupos hidroxilo

o directamente al anillo aromático, o encontrarse en asociación a otros compuestos, tales como ácidos carboxílicos y orgánicos, aminas y lípidos y uniones con otros fenoles también son comunes (Bravo, 1998; Heredia-Rodríguez, 2017). Los compuestos polifenólicos pueden dividirse en dos grupos: los polifenoles extraíbles, los cuales se solubilizan en disolventes acuoso-orgánico y que además poseen bajo peso molecular, y los polifenoles no extraíbles, que son los que quedan retenidos en el residuo resultante tras la extracción acuoso-orgánica y que tienen un peso molecular elevado (Heredia-Rodríguez, 2017).

Los compuestos fenólicos que se encuentran en el frijol común (**Tabla 2**) que se han reportado son los ácidos gálico, ferúlico y sinápico a los cuales se les atribuyen diferentes propiedades como antioxidantes, anticancerígenos, antimutagénicos y con efectos antiinflamatorios, debido a su capacidad para inhibir la formación de especies radicales, inhibir enzimas relacionadas con la producción de especies reactivas de oxígeno y aniones superóxido, por su capacidad de quelar iones metálicos como hierro y cobre (Akillioglu & Karakaya, 2010; Mojica *et al*., 2015; Heredia-Rodríguez, 2017).

Tabla 2. Compuestos fenólicos presentes en el frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.)

Fenoles libres	**Estructura**
Ácido gálico	
Ácido vanílico	
Catequina	
Fenoles conjugados	**Estructura**
Ácido ferúlico	
Ácido sinápico	

Ácido p-hidroxibenzoico	
Ácido p-cumárico	

Fuente: (Díaz, 2016; Heredia-Rodríguez, 2017).

2.2.2 Flavonoides

Los flavonoides tienen efectos benéficos sobre la salud humana, estos poseen una gran actividad biológica y se piensa que se debe a la capacidad antioxidante de estos compuestos, debido a sus propiedades quelantes y su capacidad de atrapar especies reactivas de oxígeno (ERO), además son capaces de inhibir enzimas como: lipooxigenasa, ciclooxigenasa, mieloperoxidasa y NADPH oxidasa, evitando la formación de ERO e hidroxiperóxidos orgánicos (Garrido *et al*., 2013; Guerrero, 2018). También se les atribuye actividad antiinflamatoria, antihepatotóxica, antialérgica, antiviral e incluso pueden ayudar a la prevención de enfermedades cardiovasculares, neurodegenerativas y acción contra ciertas células cancerígenas (Garrido *et al*., 2013; Guerrero, 2018). Los flavonoides constituyen el grupo más común de metabolitos secundarios de las plantas. Estos representan una gran familia de compuestos fenólicos de bajo peso molecular que se pueden dividir en diferentes clases estructurales de acuerdo con el nivel de oxidación y el patrón de sustitución del anillo central (Rocha-Guzmán *et al*., 2007).

Debido a su contribución al color y sabor de frutas y hortalizas, frutos secos y semillas, algunos flavonoides como la catequina, epicatequina, epigalocatequina,

epicatequina galato y epigalocatequina galato han demostrado tener una acción reductora en la producción de radicales libres debido a que inhiben a la xantina oxidasa que es una enzima que cataliza la oxidación de hipoxantina y xantina a ácido úrico, los flavonoides forman parte de la dieta humana y son consumidos en grandes cantidades (Ochoa, & Ayala, 2004; Garrido *et al*., 2013; Guerrero, 2018).

Los flavonoides son un grupo amplio de compuestos derivados del benzo-γ-pirano, en su fórmula estructural básica se pueden observar varios grupos hidroxilos enlazados a estructuras anulares, C6-C3-C6, que son la aglicona del flavonoide glucosídico que consiste en un anillo de benceno (A) condensado con un anillo de seis carbonos mejor conocido como anillo C, que a su vez se une en la segunda posición a un anillo fenil (B) como grupo sustituyente, dependiendo del grupo de oxidación y de sustitución en el que se encuentre el anillo pirano central será la subdivisión que puede ser en flavonas, flavonoles, flavononas, isoflavonas, flavanos y antocianinas, dicha estructura general se encuentra representada en la **Figura 2** (Ochoa, & Ayala, 2004; Alejandro, 2009; Guerrero, 2018).

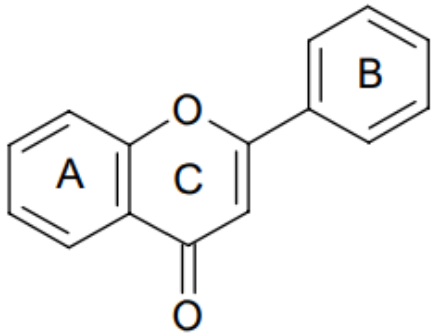


Figura 2. Estructura básica de los flavonoides**.**
Fuente: Díaz, (2016).

Como menciona Oomah *et al*. (2010), a lo largo de los últimos años se han reportado en algunos estudios, la presencia de compuestos fenólicos en la testa del frijol negro, dicho contenido consiste en gran parte en flavonoides, principalmente como el ácido p-cumárico, ácido ferúlico, ésteres sinápicos, entre otros. Dentro de las diferentes variedades de frijol común encontradas en el mercado y que han sido analizada se han reportado la presencia de tres tipos diferentes de antocianinas (delfinidina, petunidina y malvidina), kaempferol en frijoles negros, rosados y pintos, Quercetina y Catequina en la mayoría de variedades de frijol común (Rocha-Guzmán et al., 2007; Garrido, Ortiz, Pozo, 2013; Guerrero, 2018).

2.2.2.1 Quercetina

La quercetina es un flavonol que de todos los flavonoides es el más abundante en la dieta humana, representando el 60 a 75 % del total de flavonoides consumidos, se ha demostrado que posee un potencial antioxidante alto, dentro de sus características más importantes se encuentran que el grupo catecol en el anillo B que contribuye a la capacidad de quelar iones metálicos hierro y la insaturación presente en el anillo C. La estructura de la quercetina representada en la **Figura 3**, se puede ver que tiene 3 posibles de quelación el 3-hidroxi-carbonil, el 5-hidroxi-carbonil y el 3,4-dihidrixil que es el catecol, su capacidad para formar complejos con los iones metálicos se ha reportado en un gran número de metales siendo los más comunes el cobre y el hierro (Vicente-Vicente, *et al.* 2013; Guerrero, 2018).

Este flavonoide se puede encontrar en un gran número de alimentos incluyendo al frijol común donde contribuye a sus propiedades astringentes y a la coloración, además de presentarse en múltiples complementos alimenticios, también se ha reportado en diferentes estudios *in vitro* e *in vivo* la confirmación de sus propiedades antitumorales, es decir, que posee capacidad de provocar efectos en contra de varios diferentes tipos de cáncer como el de pulmón, hígado, ovarios y colon, esto se debe a que ayuda a estimular el sistema inmunológico, dicha actividad benéfica se relaciona estrechamente con su estructura química debido a

le confiere propiedades antioxidantes, además de actuar como protector ante especies reactivas de oxígeno a causa de que atrapa a los radicales libres y los neutraliza, altera el ciclo mitótico dentro de las células cancerígenas, modifica la expresión genética, a su capacidad angiogénica, induce la apoptosis o combina todas las capacidades anteriores (Vicente-Vicente, 2013; Guerrero, 2018).

Además la quercetina es uno de los máximos inhibidores del daño oxidativo de la lipoproteína de baja densidad (LDL), disminuyendo drásticamente las posibilidades de padecer arteriosclerosis, también disminuye la presión sanguínea debido a que induce la vasorelajación coronaria y reduce la tensión que se da en las paredes de los vasos sanguíneos, por otro lado se ha demostrado que la quercetina es un antihistamínico y antiinflamatorio de origen natural (Guerrero, 2018).

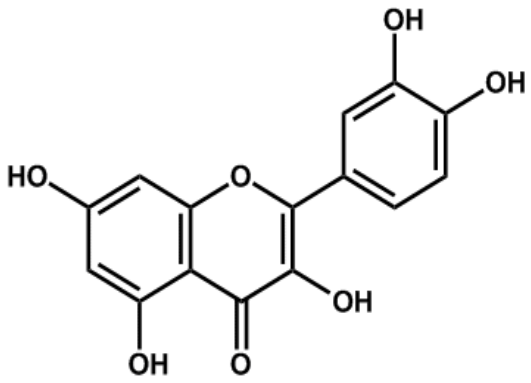


Figura 3. Estructura química de la quercetina.
Fuente: Díaz, (2016); Guerrero, (2018).

2.2.2.2 Kampferol

El kampferol representado en la **Figura 4**, es un flavonol que se localiza en diferentes plantas, es uno de los principales componentes bioactivos de diferentes

tipos de té, del frijol común y de diferentes frutas y vegetales. Tiene la capacidad de contribuir de forma significativa en el aumento del consumo de flavonoides en la dieta humana, se le atribuyen una gran cantidad de funciones biológicas como son las antiinflamatorias, antioxidantes en macrófagos y neuronas, además tienen efectos inmunoreguladores y acción en contra de células leucémicas. Su estructura química es similar a la estructura de la quercetina por lo cual sus características son similares (Guerrero, 2018). Diversos estudios actuales han demostrado que el consumo de grandes cantidades de kampferol dentro de la dieta humana reduce significativamente el riesgo de padecer enfermedades cerebrovasculares. También se ha demostrado que aumenta el gasto de energía en los músculos humanos, lo que ayuda a prevenir problemas de obesidad (Guerrero, 2018).

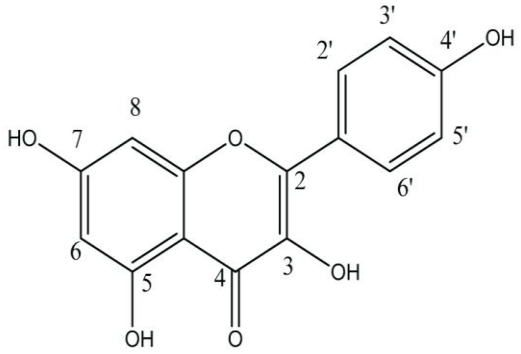


Figura 4. Estructura química del kampferol.
Fuente: Guerrero, (2018).

2.2.2.3 Catequina

La catequina representada en la **Figura 5** es un flavan-3-ol que se encuentra en una gran cantidad de plantas diferentes y tiene la capacidad de aumentar la actividad de las enzimas superóxido dismutasa (SOD). También son capaces de quelar iones metálicos como las quercetinas, lo que permite evitar los efectos pro-oxidantes que tienen el hierro y el cobre y otros metales, cuando se encuentran de

forma libre dentro del cuerpo humano, además, ayudan a inhibir la expresión de la enzima óxido nítrico sintetasa, disminuyendo la posibilidad de la formación del radical peroxintrito y a su vez evitar los efectos negativos en la salud de los consumidores. Por último, la catequina tiene un efecto protector importante en enfermedades crónico degenerativas.

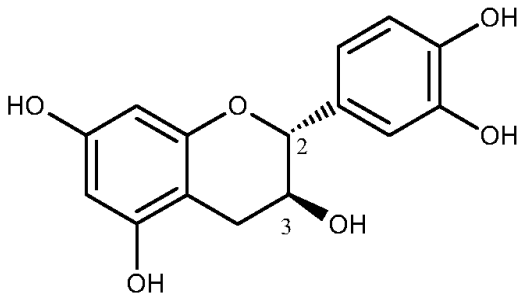


Figura 5. Estructura química de la catequina.
Fuente: Guerrero, (2018).

2.2.3 Antocianinas

Las antocianinas, que pertenecen al grupo de compuestos flavonoides, son pigmentos naturales que están ampliamente distribuidos en las plantas que se consumen en la dieta humana, incluyendo frutas y hortalizas. La estructura química básica de estas agliconas (**Figura 6**) es el ión flavilio también llamado 2- fenil-benzopirilio que consta de dos grupos aromáticos: un benzopirilio (A) y un anillo fenólico (B), donde el flavilio normalmente funciona como un catión. Las agliconas libres raramente existen en los alimentos, excepto posiblemente como componentes traza de las reacciones de degradación (Badui, 2006).

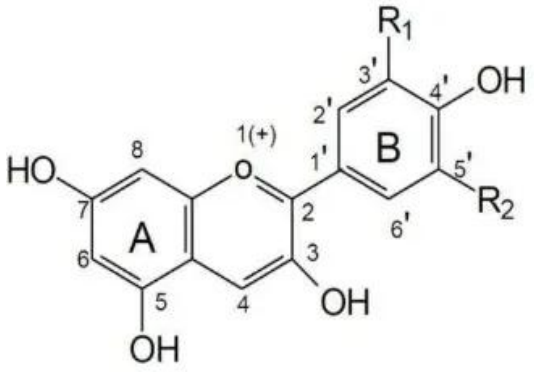


Figura 6. Estructura química básica de las antocianinas.
Fuente: Badui, (2006).

De todas las antocianidinas que actualmente se conocen (aproximadamente 20), las más importantes son la pelargonidina, delfinidina, cianidina, petunidina, peonidina y malvidina, nombres que derivan de la fuente vegetal de donde se aislaron por primera vez. La combinación de éstas con los diferentes azúcares genera aproximadamente 150 antocianinas. Los carbohidratos a los que comúnmente están unidos son la glucosa y la ramnosa, seguidos de la galactosa, xilosa y la arabinosa, ocasionalmente, la gentobiosa, la rutinosa y la soforosa (Aguilera-Ortíz *et al*., 2011).

En particular, las antocianinas se asocian con una amplia gama de actividades biológicas, incluyendo antioxidante, antiinflamatoria, anticancerígena y la inhibición de α-glucosidasa. Además, estos pigmentos pueden reducir el riesgo de enfermedades coronarias a través de la modulación de protección arterial, inhibición de la agregación de plaquetas, o la protección endotelial (Tae *et al*., 2010).

2.2.4 Desventajas tecnológicas de los polifenoles

Los compuestos fenólicos derivados de plantas tienen múltiples efectos positivos para la salud de los seres humanos atribuidos a sus propiedades antioxidantes, antiinflamatorias y antitumorales, etc. Estos efectos dependen en

gran medida de su biodisponibilidad en el organismo. Esta biodisponibilidad depende significativamente de la estructura y forma en que se introducen en el organismo, por ejemplo, a través de una matriz alimentaria compleja o como aislados purificados (Grgić *et al*., 2020). De acuerdo a D'Archivio *et al*. (2010), existen factores que pueden afectar la biodisponibilidad de los compuestos polifenoles que incluyen: factores externos (exposición al sol, grado de madurez), factores relacionados con el procesamiento de alimentos (tratamientos térmicos, almacenamiento, homogenización, cocción) factores relacionados con el alimento (compuestos con potencial de absorción como fibra y grasa), interacción con otros compuestos (unión con proteínas o con polifenoles con mecanismo de absorción similar), factores relacionados con los polifenoles (estructura química) y factores relacionados con el consumidor (factores intestinales y sistémicos). Los compuestos fenólicos son sensibles a la luz el calor y oxígeno, son compuestos volátiles e inestables (Sansone *et al*., 2011; Trucillo *et al*., 2018), por lo que la encapsulación es un método que puede afectar positivamente y evitar la degradación de estos compuestos así como reducir la reactividad, asegurar la bioaccesibilidad y su biodisponibilidad, ya que se asegura el recubrimiento del componente activo y su entrega es dirigida a una parte específica del sistema digestivo tracto y liberación controlada (Sansone *et al*., 2011; Jeyakumari, 2016; Grgić *et al*., 2020; Macías-Cortés *et al*., 2020).

2.3 Microencapsulación

La encapsulación puede ser definida como un proceso que crea un barrera con una matriz o cubierta polimérica sobre el activo componente, que inhibe las interacciones químicas; protege contra los efectos de factores ambientales (por ejemplo, temperatura, pH, enzimas y oxígeno); y permite la liberación controlada del componente activo bajo ciertas condiciones (Sagis, 2015; Día *et al*., 2017). La microencapsulación es una técnica muy importante y de gran interés tanto en la investigación como en la industria, utilizada en diferentes campos desde los productos químicos y farmacéuticos hasta los cosméticos e impresión debido a que

mediante ella se logra envasar una gran cantidad de ingredientes activos en diferentes estados de agregación que recibe el nombre de material de núcleo, dentro de un segundo material denominado cubierta o material pared, con el propósito de proteger el componente activo del entorno que lo rodea (Dubey, 2009; Castagnini, *et al*., 2019).

2.3.1 Microencapsulación por secado por aspersión

La técnica de microencapsulación usando el secado por aspersión es una técnica ampliamente utilizada para la protección de compuestos bioactivos en diferentes matrices. Esta tecnología se basa en la producción de un polvo seco por medio de la atomización de una emulsión, utilizando una corriente de aire caliente dentro de una cámara de secado, donde el agua se evapora instantáneamente, permitiendo que el material activo que se encuentra en la emulsión quede atrapado dentro de la película del material de cubierta (López-Hernández, 2010; Cardona *et al.,* 2021; Rios-Aguirre & Gil-Garzón, 2021).

El secado por aspersión se realiza en un equipo llamado secador (**Figura 7**) y el proceso se compone de las siguientes etapas: primera, la alimentación a la cámara o torre de secado. En esta etapa ingresa una mezcla homogeneizada del compuesto de interés y un material pared o encapsulante. Dicha alimentación se realiza de manera continua a presión por medio de una boquilla o disco rotatorio. Segunda, interacción de la matriz con la corriente de aire caliente; al ingresar la matriz a la torre de secado se pone en contacto con una corriente de aire caliente que se puede encontrar en contra flujo o seguir la corriente que lleva la mezcla del compuesto y material pared, iniciando la rápida pérdida de humedad generando pequeñas partículas con forma esférica o semiesférica, no porosas. Tercera, salida de las microcápsulas; una vez formados los microencapsulados estos atraviesan un ciclón y terminan su proceso en un colector donde pueden ser recolectadas (López-Hernández, 2010; Cardona, *et al.* 2021; Rios-Aguirre & Gil-Garzón, 2021).

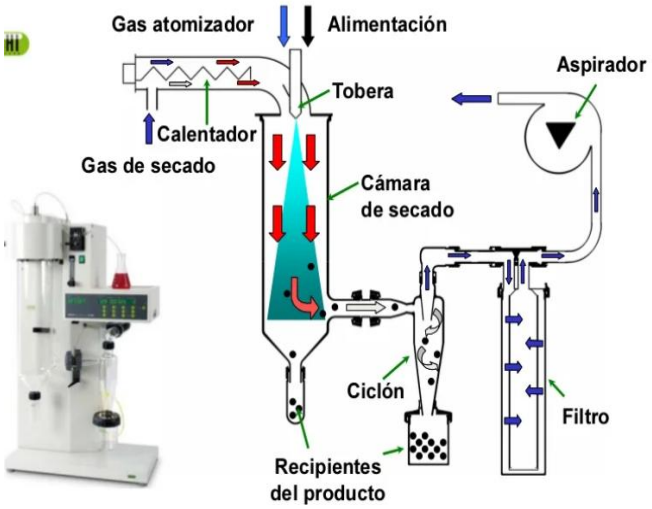


Figura 7. Diagrama y equipo de secado por aspersión.
Fuente: Villar (2014).

Esta técnica de microencapsulación representa una gran ventaja sobre otros métodos, debido a que es simple y rápido de aplicar, lo cual favorece su transferencia tecnológica a escala industrial, lo que la ha convertido en una de las tendencias más importantes en la industria alimentaria. Además, es una técnica muy utilizada para la encapsulación de materiales volátiles sensibles al calor debido a que se exponen a temperaturas elevados por pequeños lapsos de tiempo entre los 5 y 30 segundos (López Hernández, 2010; Rios-Aguirre & Gil-Garzón, 2021).

Al aplicar este tipo de técnica los principales encapsulantes a utilizar han sido carbohidratos como el almidón, jarabes de maíz, sacarosa entre otros, gomas como la arábiga, de mezquite y guar, lípidos como ceras y parafinas, proteínas como es el caso de la gelatina, proteína de soya, caseinatos y otro tipo de materiales como biopolímeros y coloides. Estos materiales de encapsulación tienen la capacidad de proporcionar a la emulsión estabilidad a lo largo del proceso de secado por aspersión, a causa de que presentan bajas viscosidades, alto contenido en sólidos y alta solubilidad, además de dar muy buenas propiedades de formación de película

para proveer una capa protectora del ingrediente activo (López-&Hernández, 2010; Cardona, *et al.,* 2021). La elección de material pared también depende de las propiedades físicas del núcleo como porosidad y solubilidad, aparte de las características de la misma pared como pueden ser viscosidad, temperatura de transición vítrea y capacidad de formación de película, por último, la compatibilidad del material núcleo con el material encapsulante (López-& Hernández, 2010; Cardona, *et al.,* 2021).

2.3.2 Microencapsulación de compuestos del frijol

Se han reportado pocos estudios sobre la microencapsulación de compuestos de frijol (Tovar-Benitez *et al*., 2016; Cian *et al*., 2019), los cuales están enfocados en el estudio de la encapsulación de péptidos, para lo cual se utiliza como material base extractos hidrolizados proteicos de frijol. Para analizar las características fisicoquímicas de los microencapsulados se analizaron utilizando diferentes técnicas, como microscopía óptica (MO), microscopia electrónica de barrido (MEB). Sin embargo, en algunas otras investigaciones como es el caso del trabajo de Lozano-Aguirre (2022), se ha reportado la evaluación de un compuesto bioactivo utilizando la microencapsulación por secado por aspersión en diferentes mezclas, la primera realizada con un concentrado proteico de frijol y maltodextrina, y la segunda realizada con harina de frijol utilizando el mismo material pared. Se analizaron ambas muestras con metodologías de superficie de respuesta para optimizar el rendimiento de eficiencia de microencapsulación. Además, se determinó su contenido de fenoles totales, actividad antioxidante, parámetros de color como luminosidad (L*), diferencial total de color (ΔE) y potencial zeta. Los resultados de dichos estudios que utilizan como base el frijol, generan un precedente importante para futuras investigaciones donde se busque tener microencapsulados de diferentes componentes del frijol común (Lozano-Aguirre, 2022).

2.4 Alimentos funcionales

La nutrición ha experimentado cambios velozmente gracias a la investigación constante y al aumento de información en determinadas áreas de interés. Conforme avanza el tiempo y la humanidad atraviesa problemáticas más grandes con respecto a la alimentación, las carencias nutricionales y la cara biológica de la pobreza, ya no forman parte de la lista de prioridades de la investigación alimentaria, surgiendo un nuevo punto focal basado en las nuevas tendencias de alimentación a nivel mundial que se encuentran cambiando constantemente, (Alvídrez, *et al.,* 2002; Araya & Lutz, 2003; Olagnero, *et al.,* 2007).

En los últimos años ha surgido un gran interés por parte de los consumidores hacia ciertos alimentos, que aparte de contar con un gran valor nutricional pueden afectar determinadas funciones del organismo de forma positiva en áreas específicas del cuerpo humano, llegando a generar un efecto fisiológico o psicológico en el consumidor, independiente de su valor nutricional. Estas nuevas tendencias en la alimentación han dado paso a una nueva área de oportunidad en la generación de alimentos que cumplan con los requerimientos de los consumidores. A estos productos se les conoce como alimentos funcionales (Alvídrez, *et al*., 2002; Araya & Lutz, 2003; Olagnero, *et al.,* 2007).

El concepto alimento funcional surgió por primera vez en la década de los 80 en Japón, a partir de una publicación en la reglamentación para los "Alimentos para uso específico de salud" ("Foods for specified health use" o FOSHU, por sus siglas en inglés). Dicho concepto no ha sido definido de forma uniforme en la comunidad científica. Este término se refiere a todos aquellos alimentos naturales o procesados que contienen al menos un componente, nutriente o no nutriente que tiene como característica principal o particular el tener cierta actividad selectiva que se relaciona con alguna o varias funciones del organismo, teniendo un efecto positivo en la salud del consumidor en un cierto plazo de tiempo (Alvídrez, *et al*., 2002; Araya & Lutz, 2003; Silveira, *et al.,* 2003).

Una década después, el concepto alimento funcional volvió a surgir pero en los Estados Unidos, donde se volvió a definir este concepto pero con un cambio significativo que para ser considerado como un alimento funcional el producto debe de estar modificado de alguna forma, es decir, que se trate de algún tipo de alimento procesado, sin embargo, esta característica no es obligatoria en la definición de la unión europea (Silveira, *et al.,* 2003).

Por otro lado, en octubre de 1998 en Madrid, se volvió a generar una nueva modificación al concepto inicial incluyendo los siguientes aspectos: Un alimento funcional es el que contiene al menos un elemento nutriente o no nutriente positivo para una o varias funciones del organismo, cuyo impacto en la salud del consumidor puede ser mayor al de sus nutrientes comunes. Su función se encamina a aumentar el bienestar o disminuir el riesgo a enfermar del consumidor. Este tipo de alimentos puede estar dirigido a toda la población o solo a un grupo específico. Sus componentes abarcan macronutrientes con efecto fisiológicos específicos y micronutrientes esenciales con ingestas necesariamente superiores a las recomendaciones dietéticas diarias. Sus componentes pueden ser nutrientes o no nutrientes ya sea esenciales o no esenciales naturales o modificados. Una característica esencial de la definición europea es que un alimento funcional debe de seguir siendo en todo momento un alimento, es decir, es necesario que cumpla con sus efectos nutricionales al ser consumido, dentro de una dieta convencional y en porciones adecuadas (Silveira, *et al.,* 2003; Cortés, *et al.,* 2005).

Por otro lado, el surgimiento de este tipo de alimentos en México y otros países de América se dio a partir de las primeras prácticas de fortificación de los alimentos con vitaminas y minerales, con el propósito principal de resarcir alguna deficiencia en la salud del ser humano. El surgimiento de nuevas terapias alternas para el control de enfermedades crónico degenerativas, retardar el envejecimiento de la población, los nuevos avances tecnológicos, los cambios en las normativas alimentarias a nivel mundial y los constantes cambios en las preferencias de los

consumidores han provocado un gran interés en los alimentos funcionales en todo el mundo, como una alternativa viable para enfrentar las problemáticas que aquejan a la sociedad moderna, (Alvídrez*, et al.,* 2002; Araya & Lutz, 2003).

Tabla 3. Tipos de alimentos funcionales presentes en el mercado e investigaciones de nueva generación.

Tipo de alimentos funcionales	Descripción	Acciones y objetivos del alimento funcional	Ejemplos del alimento funcional
Alimentos funcionales adicionados con probióticos	Conjunto de alimentos fermentados por bifidobacterias y lactobacilos, se caracterizan por contener microorganismos vivos.	Los probióticos son los más relevantes la producción de lactasa, pueden modificar el pH intestinal, producen sustancias antimicrobianas, compiten con microrganismos patógenos por sus receptores, lugares de unión y nutrientes precisos para su desarrollo,estimulación del sistema inmune y la generación de citoquinas.	El yogurt (obtenido de la fermentación de la leche por *L. bulgaricus* y *S. thermophilus*) y otros derivadoslácteos fermentados, son los alimentos más representativos de este grupo.
Alimentos funcionales adicionados con prebióticos	Los prebióticos son los sustratos tróficos de los probióticos, se trata desustancias no digeribles por el organismo, suelen beneficiar al consumidor estimulando de forma selectiva el crecimiento y/o actividad de un número limitado de bacterias intestinales.	Las principales acciones de los prebióticos ocurren a nivel gastrointestinal, debido a su configuración β en C2 llegan al colon sin digerir, donde son fermentados por las bacterias colónicas, lo que condiciona la selección de la flora de bifidobacterias.	La inulina y oligofructosa son dos de los prebióticos más comunes y pueden ser adicionados en la elaboración de Yogur Natural.
Alimentos enriquecidos con fibra	Se conoce como fibra dietética a aquellas sustancias de origen vegetal, que están constituidas en su mayoría por hidratos de carbono, no se pueden digerir por las enzimas humanas y que cuentan con la capacidad de ser parcialmente	Dentro de sus principales acciones se encuentra el incremento del bolo fecal y el estímulo de la motilidad intestinal, el aumento en la necesidad de masticado, el aumento de la excreción de ácidos biliares y propiedades antioxidantes e hipocolesterolemiantes.	Los alimentos más comunes que son enriquecidos con fibra son cereales procesados y productos de panificación como galletas y barras de cereales como linaza o trigo.

	fermentadas por bacterias colónicas.		
Ácidos grasos omega 3, ácido oleico y fitosteroles	Los ácidos grasos poliinsaturados como el tipo omega 3, están presentes en aceites de pescado azul. El ácido linolénico es el primordial precursor del ácido docosahexaenóico (DHA), dando origen a ciertas prostaglandinas, leucotrienos y tromboxanos. Los ácidos grasos omega 6, su fuente principal son las semillas y a su vez generan prostaglandinas, tromboxanos y leucotrienos.	Los ácidos grasos poliinsaturados juegan un papel importante como agentes antiinflamatorios, antiarritmogénicos y son protectores a nivel cardiovascular. Las prostaglandinas, leucotrienos y tromboxanos que surgen del àcido linolénico tienen actividad antiinflamatoria, anticoagulante, vasodilatadora y antiagregante. Los ácidos grasos como el omega 6 son capaces de estimular sistema inmune,son vasoconstrictores y procoagulantes, con perfil por tanto potencialmente proinflamatorio, proalergizante.	La industria alimentaria fabrica alimentos que han sustituido ácidos grasos saturados u omega 6 por omega 3, como bollería, leche y derivados, embutidos o incluso huevos.
Fitoestrógenos y legumbres	Los fitoestrógenos (isoflavonas) son moléculas de origen vegetal cuya estructura química es similar a la de los estrógenos, la mayor fuente natural de este tipo de compuestos son las legumbres. Por otro lado, las legumbres tienen bajo contenido graso, con la peculiaridad de aportar una elevada proporción de ácido linoleico yaunque en menor medidael linolénico. Constituyen una buena fuente de proteínas que tienen un alto valor biológico, además de una gran cantidad de fibra, soluble e insoluble y micronutrientes como: riboflavina, ácido fólico, minerales con alta biodisponibilidad, también, contienen sustancias no nutrientes	Los fitoestrógenos suelencomportarse como agonistas parciales de los receptores de estrógenos y ejercen acciones benéficas a nivel de los órganos y tejidos como: el tejido óseo reduciendo la osteoporosis,disminución de probabilidad de cáncer de mama y próstata, mejoras de la sintomatología asociada al climaterio y efectos positivos en el sistema cardiovascular. Las sustancias como los taninos y el ácido fítico tienen una acción antioxidante y posibles efectos anticancerígenos.	Algunas legumbres con fitoestrógenos y las características antes mencionadas son la soja, judías y **frijoles**, los cuales se han utiliza para producir bebidas vegetales, harinas e incluso son consumidas en su presentación original.

	con efectos potencialmente saludables, por ejemplo: taninos, ácido fítico, saponinas y compuestos fenólicos.

Fuente: (Alvídrez*, et al.,* 2002; Dávila, *et al.,* 2003; Lema & Revelo, 2011; Olagnero *et al.* 2007; Silveira *et al.,* 2003).

III. PLANTEAMIENTO DE PROBLEMA

El frijol común *(Phaseolus vulgaris* L.) se caracteriza por ser un alimento rico en carbohidratos, proteínas, lípidos y fibra, además de poseer compuestos fenólicos que tienen una actividad antioxidante, antimutagénica y antiinflamatoria, lo cual brinda beneficios a la salud de los consumidores. Tiene compuestos como fitatos, oxalatos, flavonoides, antocianinas, taninos, flavonas, saponinas, entre otros. Sin embargo, estos compuestos son susceptibles degradarse por diferentes factores como la luz, la temperatura y el pH entre otros. Por lo tanto, se recurre a la microencapsulación de compuestos bioactivos como estrategia para protegerlos de estos factores y que puedan extender su vida útil y conservar sus propiedades benéficas sobre la salud. La encapsulación puede ser definida como un proceso que crea una barrera con una matriz o cubierta polimérica sobre el componente activo, que inhibe las interacciones químicas, protege contra los efectos de factores ambientales (por ejemplo, temperatura, pH, enzimas y oxígeno) y permite la liberación controlada del componente activo bajo ciertas condiciones. El secado por aspersión ofrece ventajas como la estabilidad química y biológica de los compuestos bioactivos, un tamaño de partícula definida, estabilidad de las microcápsulas, y conservación de las propiedades de los compuestos bioactivos. Hay pocos estudios relacionados con el proceso de microencapsulación de compuestos del frijol. Con base en lo anterior, el objetivo de este trabajo fue microencapsular extracto de testa de frijol (*Phaseolus vulgaris,* L.) usando el secado por aspersión y evaluar la estabilidad y la aplicación de los microencapsulados obtenidos en una matriz alimentaria.

IV. HIPÓTESIS

La microencapsulación de extracto de testa de frijol incrementará la estabilidad de sus compuestos bioactivos en función del tiempo, en comparación a las muestras no encapsuladas.

V. OBJETIVOS

5.1 Objetivo general

Microencapsular extracto de testa de frijol (*Phaseolus vulgaris,* L.) usando el secado por aspersión, evaluar la estabilidad y aplicar los microencapsulados en una matriz alimentaria.

5.2 Objetivos específicos

1. Obtener extracto de testa de frijol con diferentes solventes (agua, metanol y etanol) y cuantificar los compuestos bioactivos como fenoles, flavonoides y antocianinas, y determinar la capacidad antioxidante.
2. Microencapsular el extracto de testa de frijol, utilizando la técnica de secado por aspersión y como material pared almidón N-lok.
3. Caracterizar los microencapsulados obtenidos (cuantificar fenoles, flavonoides y antocianinas) y la actividad antioxidante.
4. Evaluar la estabilidad de los compuestos bioactivos en microencapsulados en condiciones controladas de humedad relativa (HR %) y temperatura (7 y 30 °C) en función del tiempo.
5. Elaborar un alimento adicionado con microcápsulas de extracto testa de frijol y determinar la aceptación de este con un estudio de análisis sensorial.

VI. METODOLOGÍA

6.1 Diagrama de flujo

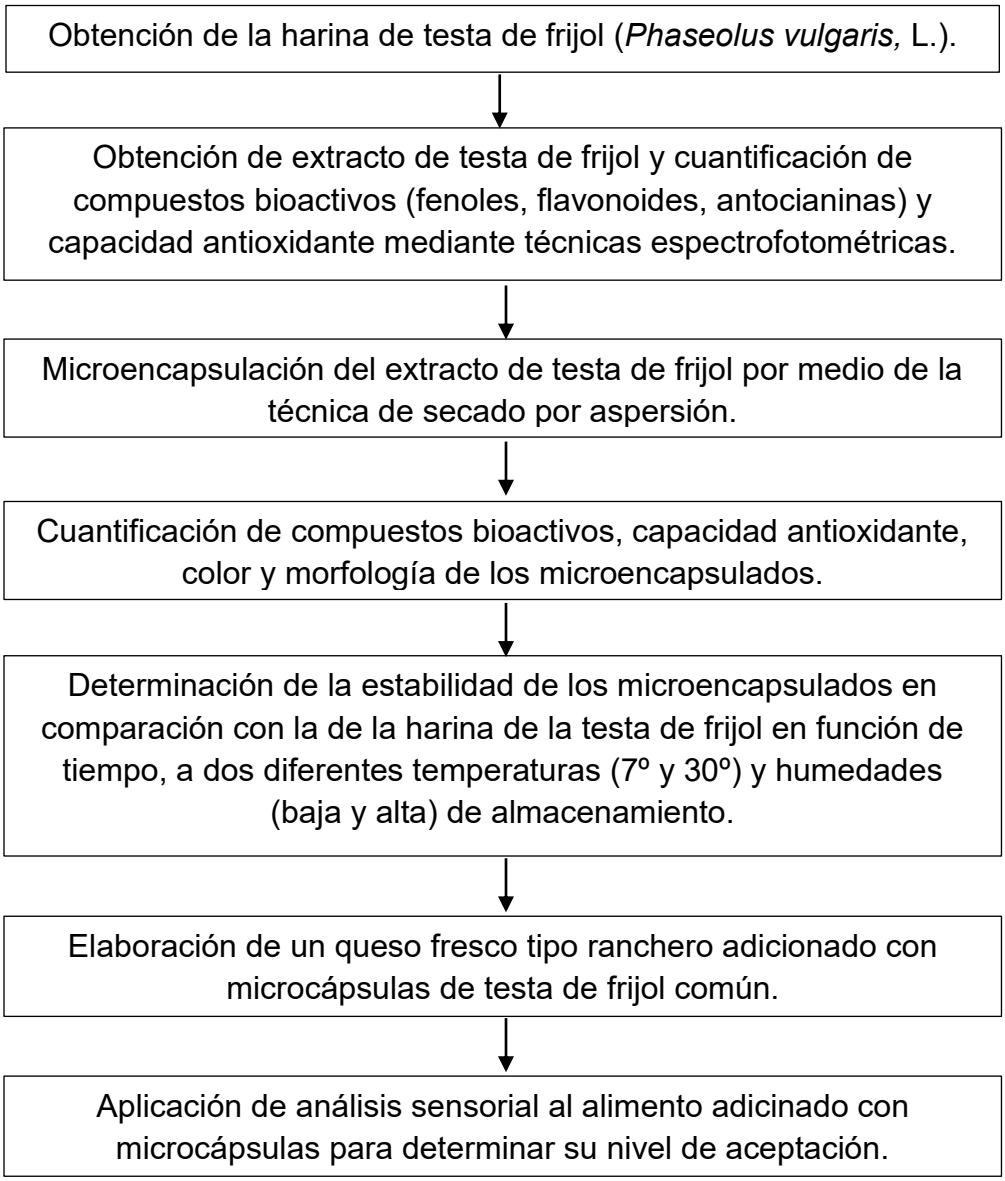


Figura 8. Diagrama general de la metodología de investigación.

6.2 Obtención de la harina de testa de frijol

Para obtener la harina de testa de frijol, se utilizó testa de frijol común variedad Negro San Luis, proporcionado por el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP) Campo Experimental Zacatecas. La testa se molió utilizando un procesador de alimentos marca Nutribullet serie 600 en combinación con una licuadora marca Oster clásica, la muestra molida se tamizó con una malla de 0.80 mm, hasta obtener una harina fina de testa de frijol, la muestra se guardó en una bolsa de plástico negra sellada y protegida de la luz, en refrigeración hasta su uso.

6.3 Obtención de extractos de testa de frijol

Se utilizaron tres diferentes solventes para la elaboración de extractos de harina de testa de frijol para lo cual, se pesaron en tubos Eppendorf 200 mg de harina y se le añadieron 2 mL del solvente correspondiente: agua, metanol al 80 % y etanol 100 %, por triplicado y se dejaron reposar por 24 h a temperatura ambiente. Transcurrido el tiempo se centrifugaron los tubos a 5000 rpm por 15 minutos, se realizaron tres lavados con el solvente correspondiente y se aforó cada extracto a un volumen de 100 mL, se guardaron en refrigeración aislados de la luz hasta su uso.

6.4 Determinación de compuestos bioactivos

6.4.1 Cuantificación de fenoles totales

Los fenoles totales se cuantificaron siguiendo la metodología descrita por Pekal & Pyrzynska (2014), con algunas modificaciones. Se realizó una curva de calibración de ácido gálico de 0 a 150 ppm. En tubos Eppendorf, se colocaron 250 µL de muestra, 625 µL de reactivo de Folin-Ciocalteau al 10%, se agitò y dejó reposar por 3 min y por último se agregaron 500 µL de $NaCO_3$ al 7.5%. Se agitaron los tubos y se dejaron reposar por 2 h y se utilizó agua como blanco. Transcurrido el tiempo, se midió la absorbancia a 760 nm, en el espectrofotómetro Genesys 10S UV-Vis (Thermo Fisher Scientific, EUA). Se determinaron las concentraciones en

cada extracto interpolando las absorbancias a una curva de calibración con ácido gálico. Los resultados se reportaron como mg equivalentes de ácido gálico por 1 g de harina de testa de frijol (mg EAG/1 g).

6.4.2 Cuantificación de antocianinas monoméricas totales

La determinación de antocianinas monoméricas totales se realizó de acuerdo a la metodología descrita por Del Carpio *et al*., 2009, con modificaciones. En viales se colocó 1 mL de solución buffer pH 1 y en otro, 1 mL de solución buffer pH 4.5, por triplicado. Posteriormente, se agregó 250 µL de cada extracto a sus tubos respectivos y se agitaron. A cada solución se le midió la absorbancia a 520 nm (longitud de onda de máxima absorbancia de las antocianinas) y a 700 nm en el espectrofotómetro, usando como blanco el buffer correspondiente. La absorbancia final se calculó utilizando la siguiente ecuación:

$$A = (A520nm - A700nm)\ pH1.0 - (A520nm - A700nm)\ pH4.5.$$

El valor de la absorbancia calculado se sustituyó en la siguiente ecuación para obtener la concentración de antocianinas monoméricas totales: Donde PM y ε, corresponden al peso molecular y la absortividad molar de la antocianina que predomina en la muestra y FD es el factor de dilución (volumen total/volumen de extracto). Dado que una de las antocianinas predominantes en la testa de frijol es la cianidina-3-glucósido, se utilizó su peso y absortividad molar (PM: 449.2 g/mol y ε: 26,900). El resultado obtenido se expresó como miligramos equivalentes de cianidina-3-glucósido en 1 g de harina de testa de frijol (mg EC-3G/1 g).

6. 4. 3 Cuantificación de flavonoides

El contenido de flavonoides se determinó utilizando un ensayo de formación de complejos de aluminio, reportados por Pekal & Pyrzynska (2014). El ensayo consistió en la cuantificación de catequinas, para continuar en tubos Eppendorf se colocó 1000 µL del extracto y se reaccionó con 100 µL de nitrito de sodio al 2.5 %, 100 µL de cloruro de aluminio al 10 % y 200 µL de hidróxido de sodio al 1 M por 5 minutos. Transcurrido el tiempo, se midió la absorbancia a 510 nm. Los resultados

se reportaron en miligramos equivalentes de catequina/1 g de harina de testa de frijol (mg EC/1 g).

6.5 Determinación de la capacidad antioxidante

6. 5.1 Radical ABTS

Se utilizó la metodología desarrollada por Re *et al*. (1999), y descrita por Kuskoski *et al*. (2004), el radical ABTS se obtuvo por medio de la reacción del ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6- sulfónico) (ABTS) al 7 mM con persulfato potásico al 2.45 mM, como concentración final, se dejó reposar a temperatura ambiente, en la oscuridad durante 16 h. Una vez formado el radical ABTS, se diluyó con 45 mL de etanol, hasta obtener un valor de absorbancia de 0.70±0.03 unidades a 732 nm. Se utilizó una curva de trolox, como antioxidante de referencia, de 0 a 150 ppm. En tubos Eppendorf se colocaron 50 µL del estándar o de los extractos y 1.050 mL del ABTS, previamente formado, se dejaron reposar por media hora y se midió la absorbancia a 735 mn en el espectrofotómetro. Con la correspondiente regresión lineal se determinó la capacidad de los extractos para abatir al radical, reportando los resultados en mg equivalentes de trolox/g de harina de testa de frijol (mg ET/g).

6.5. 2 Radical DPPH

Se empleó el método desarrollado por Brand-Williams *et al*. (1995), empleado con las modificaciones descritas por Kim *et al*. (2002). Se preparó una solución de 1,185 mg de DPPH (2,2- difenil-1-picrilhidrazil) disueltos en 50 mL metanol, ajustando la absorbancia a 0.70 ± 0.03 unidades a una longitud de onda de 515 nm. Se usó una curva patrón de ácido ascórbico, de 0 a 150 ppm. En tubos Eppendorf se añadió 50 µL del estándar o de los extractos a analizar y 1.050 mL de DPPH, se dejaron reposar por media hora y se midió la absorbancia a 515 nm en el espectrofotómetro de UV-Vis, utilizando la correspondiente regresión lineal se determinó la capacidad de los extractos para abatir al radical, reportando los

resultados en mg equivalentes de ácido ascórbico/g de harina de testa de frijol (mg E Ác. A/g).

6.6 Determinación del color de la harina de la testa de frijol

Se tomó una muestra de harina y se colocó en una caja Petri, se midió el color utilizando un colorímetro portátil previamente calibrado y se tomaron las lecturas de los valores L, a y b por triplicado.

6. 7 Elaboración del extracto óptimo de testa de frijol para la encapsulación

Se pesaron 106.871 g de harina de testa de frijol (base seca) y fueron colocados en un matraz de 1000 mL y se le adicionaron 1000 mL de metanol al 80%, se dejó reposar durante 24 h a temperatura ambiente (± 25ºC), protegido de la luz, posteriormente el extracto se colocó en un rotavapor marca Buchi (cocoar modelo) para extraer el solvente.

6.8 Microencapsulación de extracto de testa de frijol

En un vaso de precipitado protegido de la luz se colocaron 200 mL de extracto evaporado y fue mezclado con almidón comercial N-Lok (Ingredion, México), con un porcentaje de solidos de 28.5% de sólidos de la mezcla (extracto-material pared) se homogeneizó con un homogeneizador (IKA T25, Ultra Turrax, Alemania) a 10000 rpm por 1 minuto. El proceso de microencapsulación se llevó a cabo utilizando un spray dried marca Buchi B-191 Labortechnik (Flawil, Suiza), se usó una velocidad de entrada de la muestra de 3.5 mL / min con una temperatura de entrada de secado de 115°C ± 4°C con un y una temperatura de 74°C ± 4°C.

6.9 Eficiencia de Microencapsulación (EM%)

La eficiencia de microencapsulación (EM%) con respecto al material de pared se determinó siguiendo la metodología descrita Gómez-Aldapa *et al*. (2019), con modificaciones. Se calculó la EM (%) con base al contenido de compuestos bioactivos totales en las microcápsulas, la estructura de la microcápsula se destruyó

completamente. Se pesaron 200 mg de las microcápsulas en un tubo Eppendorf y se adicionaron 2 mL de agua destilada y se agitó vigorosamente durante 10 minutos. Posteriormente se centrifugó la muestra a 3,500 rpm, por 10 minutos y se recuperó el sobrenadante. Se realizaron tres lavados consecutivos para obtener un volumen final de 6.0 mL y finalmente, la muestra se aforó en un matraz de 50 mL con agua destilada para su posterior cuantificación de compuestos bioactivos y determinación de capacidad antioxidante como en las técnicas previamente descritas. Para la determinación de compuestos bioactivos superficiales y capacidad antioxidante en las microcápsulas se pesaron 200 mg de microcápsulas con 2 mL de metanol-etanol 50:50 (v/v). Estas dispersiones se agitaron suavemente 3 veces y luego se filtraron. El filtrado se colocó en un matraz aforado de 50 mL, para su posterior cuantificación. Después de la extracción se identificaron los compuestos bioactivos según las técnicas descritas anteriormente para cada uno de los compuestos y la actividad antioxidante, (Gómez-Aldapa *et al*., 2019). Para el cálculo de la Eficiencia de Microencapsulación (EM%) de compuestos bioactivos y capacidad antioxidante, se utilizaron las ecuaciones 1 y 2 (Robert *et al*., 2010; Gómez-Aldapa *et al*., 2019).

$$Compuesto\ Bioactivo\ en\ Superficie\% = \frac{Compuesto\ bioactivo\ en\ superficie}{Compuesto\ bioactivo\ total\ teórico} x100$$

Ecuación 1

$$Eficiencia\ de\ Microencapsulación(\%) = 100 - CBS(\%)$$

Ecuación 2

6.10 Microscopía electrónica de barrido (MEB)

Se observaron las microcápsulas con un microscopio electrónico de barrido (SEM) (Jeol JSM-6300, Japón). Los polvos se colocaron en un portamuestras con cinta electroconductora de carbono y se cubrieron durante 3 min con una capa de oro (0.5-1 nm de espesor). Las condiciones bajo las cuales las muestras que se observaron fueron de 15 A y 20 kV.

6.11 Estabilidad de los microencapsulados a dos humedades relativas y dos temperaturas

Se determinó la estabilidad de los microencapsulados y de la harina de testa de frijol (control) a dos humedades diferentes a 32% (humedad baja) (**Figura 9**) y a 75% (humedad alta), además de utilizar dos diferentes temperaturas que son 7 y 30°C por un periodo de 40 días. Para ello se usaron dos sales hidratadas (**Figura 10**), para la primera sal a utilizar en la humedad baja se pesaron 200 g de cloruro de magnesio por duplicado y se colocaron en dos desecadores, se les añadió 25 mL de agua destilada y se colocaron cada uno a la temperatura indicada sellados durante 24 horas para mantenerlos estables, para la segunda sal a utilizada a humedad alta se pesaron 167.5 g de cloruro de sodio por duplicado, se le añadieron 50 mL de agua destilada a cada desecador y se le repitió el procedimiento mencionado anteriormente. Transcurrido el tiempo de equilibrio de las sales, se pesaron 310 mg del microencapsulado en 32 charolas de aluminio y 310 mg de harina de testa de frijol en 32 charolas respectivamente, en cada desecador se colocaron 8 charolas del microencapsulado y de la harina, y se colocaron en refrigeración 7 ºC o incubación a 30 ºC respectivamente. Cada semana se abrieron los desecadores y se extrajeron una charola con microencapsulado y una de harina, de cada charola se pesaron tres tubos Eppendorf con 100 mg del polvo respectivo, a los cuales se les añadió 2 mL de agua destilada se agitaron en un vortex por 10 minutos y se centrifugaron a 3500 rpm por 10 minutos, se recuperaron los sobrenadantes y fueron aforados a 25 mL para su posterior cuantificación de

fenoles, flavonoides, antocinaninas y capacidad antioxidante ABTS y DPPH, utilizando la metodología anteriormente descrita.

Figura 9. Desecador con sales a 32% de humedad y muestras para la determinación de estabilidad de microencapsulados.

6.12 Elaboración de queso fresco tipo ranchero adicionado con microcápsulas de extracto de testa de frijol común

Se elaboró un queso fresco tipo ranchero a partir de leche de vaca, se colocaron 5 L de leche pasteurizada en una olla de acero inoxidable. Se calentó con agitación constante utilizando un espumador hasta llegar a una temperatura de 82°C, se retiró del fuego y se añadió una solución de ácido acético diluido de grado alimentario y agua purificada 1:10 en 3 partes iguales lentamente con agitación hasta lograr que se genere una coagulación de proteínas. Se dejó reposar durante 30 minutos hasta que la cuajada presentó una consistencia firme y gelatinosa. Se

cortó con ayuda de un cuchillo de acero inoxidable, después se filtró separando en suero y la cuajada con ayuda de un cedazo y manta natural cruda, seguido de esto se colocó la cuajada en un recipiente de acero inoxidable y se procedió a salar a una concentración de 5 g por cada kilogramo de producto y se añadió el microencapsulado a una concentración de 10 g por cada kilogramo de queso, a partir de la NOM-243-SSA1-2010. Se colocó el producto en moldes para queso y se prensaron por 24 h transcurrido este tiempo, se desmoldaron y se refrigeraron por 24 h más antes de su evaluación final.

6.13 Análisis sensorial del queso fresco tipo ranchero adicionado con microcápsulas de extracto de testa de frijol

Se realizó una prueba de aceptación con un panel no entrenado de hombres y mujeres de 18 a 35 años (n=30), donde se evaluó la aceptabilidad del producto con base a sus características organolépticas comparado con un queso ranchero comercial como blanco de la marca comercial la Villita que se puede observar en la **Figura 10**, en esta prueba se utilizó una sala iluminada y blanca con estaciones separadas donde se le presentó a los panelistas dos muestras de queso y se les solicitó probarlas tomando agua y comiendo una galleta de sabor neutral entre cada muestra para limpiar el paladar, realizado el procedimiento se les pidió marcar en un formulario el nivel de aceptación de cada muestra y cual prefieren.

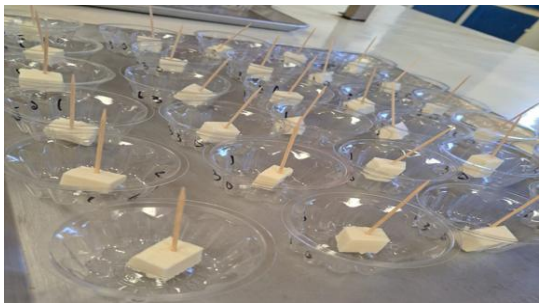


Figura 10. Queso fresco tipo ranchero marca la Villita, utilizado cómo blanco en prueba sensorial.

Para realizar la evaluación sensorial se utilizó el siguiente formulario:

Por favor conteste lo siguiente:

Género: F o M **Edad: _____**

Frente a usted hay dos muestras de queso fresco, pruébelas una a una e indique su nivel de agrado en base a la escala presentada a continuación.

Escala	**Muestra**	
	1630	**1257**
Me gusta muchísimo		
Me gusta mucho		
Me gusta		
Me es indiferente		
Me disgusta		
Me disgusta mucho		
Me disgusta muchísimo		

1. ¿Cuál de las dos muestras es de su preferencia?
   ( ) 1630 ( ) 1257
2. ¿Compraría el producto de su preferencia en el mercado?
   ( ) Si ( ) No

¡Muchas gracias!

VII. RESULTADOS

7.1 Cuantificación de compuestos bioactivos y capacidad antioxidante, en extractos de harina de testa de frijol

En la **Tabla 4** se presentan los compuestos bioactivos de los extractos de la harina de testa de frijol, utilizando diferentes solventes (metanol 80 %, agua y etanol 100 %), en función del contenido de fenoles totales, catequina, quercetina y antocianinas. Como puede observarse, el extracto con mayor cantidad de compuestos fenólicos es el extracto metanólico al 80 %. Estos resultados son diferentes a lo reportado por Días (2016), ya que reportan entre 93.7 a 112.4 mg de EAG/g, dependiendo del grano de frijol utilizado. Por otro lado, el contenido de catequina es similar al reportado por Días (2016), quienes reportaron valores de 9.7 a 12.9 mg de EC/g. Por otro lado, el contenido de antocianinas reportado por Días (2016), es similar al reportado en esta investigación solo en los casos donde se utilizó metanol al 80% y agua como solvente.

Tabla 4. Concentración de compuestos bioactivos en harina de testa de frijol.

Tipo de extracto	Compuestos bioactivos			
	Fenoles totales mg EAG/g	**Catequina** mg EC/g	**Quercetina** mg EQ/g	**Antocianinas** mg de EC-3-G/g
Metanol al 80%	39.53±0.01^{c}	13.07±0.01^{b}	1.88±0.00^{b}	1.16±0.04^{b}
Agua	37.26±0.24^{b}	14.88± 0.00^{c}	2.71±0.08^{c}	0.28±0.01^{a}
Etanol	26.29±0.04^{a}	8.32±0.23^{a}	1.18±0.00^{a}	9.44±0.24^{c}

Datos expresados como media ± desviación estándar. Diferentes letras en la misma columna, indican diferencia estadísticamente significativa ($p<0.05$), prueba de Tukey. EAG=equivalente de ácido gálico; EC=equivalente de catequina; EQ= equivalente de quercetina y EC-3-G= equivalentes de cianidina-3-glucósido.

Los diferentes compuestos fenólicos encontrados en el frijol común que han sido reportados por su gran variedad de propiedades: antioxidantes, anticancerígenas, antinflamatorias y antimutagénicas entre otras, dichos compuestos pueden servir como antioxidantes debido a su capacidad para inhibir la formación de especies radicales, inhibir enzimas relacionadas con la producción de especies reactivas de oxígeno y aniones superóxido, por quelación de iones metálicos tales como hierro y cobre, o como el hidrógeno que al ser donado logra estabilizar al radical libre, (Akillioglu & Karakaya, 2010; Mojica et al., 2015; Díaz, 2016; Heredia-Rodríguez, 2017).

Al poseer este tipo de propiedades, los compuestos fenólicos tienen la capacidad de disminuir el daño oxidativo debido a que inhiben las reacciones de diferentes especies con el oxígeno, así manteniendo la integridad de las macromoléculas del organismo y a su vez evitando la mutación celular y disminuyendo el riesgo de padecer enfermedades crónico degenerativas como el cáncer (Akillioglu & Karakaya, 2010; Mojica et al., 2015; Díaz, 2016; Heredia-Rodríguez, 2017).

En la **Tabla 5** se presentan los resultados para la capacidad antioxidante de los extractos de harina de testa de frijol, utilizando tres diferentes solventes. Los resultados se presentan en miligramos de equivalentes de ácido ascórbico (método DPPH) o trolox (método ABTS) por gramo de muestra y en porcentaje de inhibición (%). Se puede observar que los mayores porcentajes de inhibición mediante el método de DPPH fueron obtenidos para el extracto metanólico al 80 %, Sin embargo, para el porcentaje de inhibición por el método de ABTS, este extracto obtuvo un menor porcentaje en comparación con los otros dos extractos evaluados. Ramírez-Jiménez *et al.* (2014) reportaron que los principales compuestos fenólicos encontrados en harinas crudas y procesadas de frijol negro son: catequina, rutina, quercetina, ácido gálico, ácido clorogénico, ácido cafeico, ácido p-coumárico, ácido ferúlico.

Tabla 5. Capacidad antioxidante en diferentes extractos de harina de testa de frijol

Tipo de extracto	Capacidad antioxidante			
	DPPH		ABTS	
	mg EAA/g	Inhibición (%)	mg ET/g	Inhibición (%)
Metanol al 80%	120.04±6.66^{c}	43.23±2.11^{c}	140.09±1.19^{b}	56.89±0.35^{a}
Agua	26.89±0.00^{a}	14.88±0.00^{a}	22.11±0.32^{a}	70.71±0.71^{b}
Etanol	58.48±13.11^{b}	23.73±4.15^{b}	204.85±4.30^{c}	76.02±2.60^{c}

Datos expresados como media ± desviación estándar. Diferentes letras en la misma columna, indican diferencia estadísticamente significativa ($p<0.05$). EAA= equivalente de ácido ascórbico; ET=equivalente de trolox.

La capacidad de los compuestos bioactivos como antioxidantes está relacionado con su capacidad de quelar iones metálicos (hierro y cobre) y capturar radicales libres, este tipo de capacidad antioxidante se puede presentar en mayor o menor medida dependiendo de la naturaleza y propiedades de los diferentes compuestos, por lo que es necesario determinar su potencial antioxidante por medio de estudios de inhibición de radicales libres para poder determinar si poseen la cualidad de generar un beneficio en la salud humana (Akillioglu & Karakaya, 2010; Mojica *et al.*, 2015; Díaz, 2016; Heredia-Rodríguez, 2017).

7.2 Compuestos bioactivos y eficiencia de microencapsulación (EM%) en microencapsulados con extracto de testa frijol

En la **Tabla 6** se presenta la concentración de fenoles totales, catequina, quercetina y antocianinas, totales y superficiales en un gramo del microencapsulado del extracto de testa de frijol, además de la eficiencia de microencapsulación (%).

Tabla 6. Compuestos bioactivos totales y superficiales y eficiencia de microencapsulación (EM%) de microencapsulados con extracto de testa de frijol.

	Compuestos bioactivos			
	Fenoles totales mg EAG/g	**Catequina** mg EC/g	**Quercetina** mg EQ/g	**Antocianinas** mg de EC-3-G/g
Compuestos bioactivos totales	34.84±0.27	9.14±0.24	2.29±0.04	2.17±0.00
Compuestos bioactivos superficiales	1.13±0.06	1.70±0.12	0.00±0.00	0.16±0.00
(EM %)	96.75	81.30	100	92.30

Datos expresados como media ± desviación estándar. EAG=equivalente de ácido gálico; EC=equivalente de catequina; EQ= equivalente de quercetina y EC-3-G= equivalentes de cianidina-3-glucósido.

7.2.1 Fenoles totales

De acuerdo a la **Tabla 6,** el contenido de compuestos fenólicos en los encapsulados fue de 34.84±0.27, con una eficiencia de encapsulación de 96.75% Resultados similares se obtuvieron por Nguyen *et al*. (2021), cuando evaluaron el efecto de las condiciones del proceso de secado por aspersión sobre el contenido de compuestos fenólicos encapsulados de un extracto de *Hibiscus sabdariffa* L. Sin embargo, estos autores usaron maltodextrina como material de pared. Los materiales de pared utilizados para la microencapsulación de compuestos fenólicos

han sido en su mayoría polisacáridos para el secado por aspersión, destacando la maltodextrina y goma arábiga (Saénz *et al*., 2009; Robert *et al*., 2010; Çam *et al.,* 2014; Santiago-Adame *et al*., 2015; Rigon & Zapata-Norena, 2016;). Sin embargo, en este trabajo se propuso el almidón comercial N-lok por su fácil acceso y bajo costo.

Mohammed *et al*. (2017), mencionaron que la concentración del material de pared es un factor que afecta la retención de compuestos bioactivos debido a sus propiedades de viscosidad en la solución de alimentación. Andrade *et al*. (2018), microencapsularon *propolis* usando como materiales de pared goma arábiga y maltodextrina mediante secado por aspersión (130°C temperatura de aire de secado). Estos autores obtuvieron concentraciones de fenoles totales de 47.95, 28.53 y 39.51 mg GAE/g de micropartículas, respectivamente, para goma arábiga y de 48.38, 23.36 y 45.94 mg GAE/g para maltodextrina, los cuales son similares a los resultados obtenidos en este trabajo de investigación.

Rahmati *et al*. (2020), usaron el secado por aspersión para encapsular un extracto de Moldavian, con la finalidad de conservar los fitoquímicos, tales como: fenoles, flavonoides y ácido hidroxicinámico. Estos autores utilizaron en el proceso de secado temperaturas de 120 a 180 °C y concentración de sólidos totales de 10 a 30 %. Los materiales de pared que utilizaron fueron mezclas de pectina de manzana con maltodextrina. En dicho estudio, se reportaron las mejores condiciones del proceso de secado de 140 °C y 18 % de material de pared, obteniendo un contenido de fenoles totales de 6.25 de EAG/ g de polvo seco, flavonoides de 0.378 mg de EQ/g y una actividad antioxidante de 51.78%, los cuales son inferiores a los encontrados en este trabajo.

De acuerdo a los resultados obtenidos, el material de pared N - Lok es un excelente material de encapsulación para obtener altas eficiencias de encapsulación en función de compuestos fenólicos totales. Estos resultados son similares a los reportados por Vargas-Campos *et al*. (2018), quienes utilizaron almidón comercial N-lok para la encapsulación de fitoquímicos como las betalaínas de pitaya (*Stenocereus pruinosus*), obteniendo una eficiencia de encapsulación del

93.98% con el secado por aspersión como método para obtener microencapsulados. Sin embargo, es necesario conocer la estabilidad de estos compuestos a través del tiempo.

7.2.2 Flavonoides

La concentración de flavonoides, en función de la catequina, fue de 9.14±0.24 mg EC/g y de quercetina de 2.29±0.04 mg EQ/g, con una eficiencia de microencapsulación de 81.30 y 100 %, respectivamente (Tabla 6). Sansone *et al*. (2011), reportaron la microencapsulación de flavonoides como naringenina y quercetina usando el método de secado por aspersión. Estos autores utilizaron como material de pared una combinación de acetato ftalato de celulosa (CAP) como polímero de revestimiento en mezcla con agentes surfactantes y concluyeron que el secado por aspersión es una técnica efectiva para microencapsular y estabilizar los flavonoides. Por otro lado, Krishnaiah *et al*. (2012), microencapsularon un extracto de *Morinda citrifolia* L mediante secado por aspersión y usaron como material de pared la k-carragenina mezclado con maltodextrina. Estos autores utilizaron temperaturas de 90, 100, 120 y 140 ºC como temperaturas de entrada en el secador. Sin embargo, encontraron que a temperaturas de 120 y 140 ºC no detectaron la presencia de flavonoides en los polvos obtenidos.

Fernandes *et al*. (2014), microencapsularon, mediante el secado por aspersión, un extracto de *Psidium guajava L*., y utilizaron como material de pared: a) maltodextrina - dióxido de silicon coloidal, b) maltodextrina-goma arábiga y c) β-ciclodextrina. Estos autores reportaron un contenido de flavonoides de 13.35, 15.45 y 12.58 mg EQ/g de polvo seco, respectivamente. Estos resultados son similares a los obtenidos en este trabajo. Por otra parte, Andrade *et al*. (2018), encapsularon propolis verde y rojo usando como materiales de pared goma arábiga y maltodextrina mediante secado por aspersión (135 ºC temperatura de entrada del aire y 70 ºC de salida). Estos autores obtuvieron en los microencapsulados concentraciones de flavonoides totales de 2.88, 1.45 y 2.22 mg quercetina/g de

micropartículas, respectivamente para goma arábiga como material pared y de 2.76, 1.34 y 1.87 mg quercetina/g de micropartículas para maltodextrina. Sin embargo, los resultados obtenidos en este trabajo de investigación fueron mayores utilizando el N-lok como material de recubrimiento en un rango de concentración de 9.4 a 9.6 mg EQ/g de polvo. La quercetina es uno de los flavonoides con propiedades antioxidantes, además de su potencial para quelar iones metálicos como el hierro. Por otro lado asimismo, actúa como protector ante especies reactivas de oxígeno debido a que retiene radicales libres y los neutraliza, altera la mitosis de las células cancerígenas y disminuye el riesgo de padecer enfermedades degenerativas como la arterioesclerosis. Este tipo de compuestos flavonoides es de los más abundantes en alimentos y, a su vez, uno de los más comunes en la dieta humana, por ejemplo, en legumbres puede encontrarse libre o conjugada (Vicente-Vicente, 2013; Ramírez-Jiménez *et al*., 2014; Guerrero, 2018).

7.2.3 Antocianinas

En este trabajo se obtuvieron valores de antocianinas totales de 2.17 mg C-3GE/g de polvo seco y una eficiencia de encapsulación de 92.30% (Tabla 6). Se han realizado diferentes estudios sobre la microencapsulación de antocianinas obtenidas de extractos naturales, con el objetivo de incrementar la estabilidad del color y sus propiedades antioxidantes ante factores adversos (pH, temperatura y otros factores adversos) (Mahdavi et al., 2014; Tarone et al., 2020). El secado por aspersión es la técnica más común utilizada para encapsular antocianinas y alrededor del 80-90 % de los encapsulados se secan por aspersión (Mahdavi *et al.,* 2014; Díaz *et al.*, 2017). Entre los materiales de pared más utilizados para la encapsulación de antocianinas se encuentran la goma arábiga, alginatos, carrageninas, proteínas lácteas, proteínas de soja, gelatina, maltodextrinas y derivados de la celulosa (Zuidam & Shimoni, 2010; Mahdavi *et al.,* 2014).

Hay un gran aumento en los datos científicos sobre el papel potencial de las antocianinas de diferentes fuentes en beneficios nutracéuticos y para la salud, por la actividad antioxidante (Oancea *et al*., 2018). Nguyen *et al*. (2022), microencpasularon antocinaninas del extracto de roselle (*Hibiscus sabdariffa* L.) y evaluaron el efecto del proceso de secado por aspersión sobre las propiedades fisicoquímicas y antioxidantes en los polvos secos. Estos autores evaluaron tres temperaturas de entrada de aire (150, 160, y 170°C) y la relación de antocianinas con el material de pared (maltodextrina), observando que, a mayor concentración de material de pared, se presentó una mayor protección de las antocianinas.

Kalušević *et al*. (2017), microencapsularon extracto de la cascara de soya negra (leguminosa) rica en antocianinas mediante secado por aspersión (140 ºC temperatura de entrada), usaron como materiales pared maltodextrina, goma arábiga y leche desnatada en polvo, reportando valores de 1780, 1591 y 1923 µg de CGE/g de micropartículas secas respectivamente, resultados similares a los obtenidos en este trabajo de investigación.

7.3 Capacidad antioxidante de microencapsulados con extracto de testa frijol

En la **Tabla 7** se presenta la determinación de la capacidad antioxidante en miligramos de equivalentes de ácido gálico y trolox en un gramo de microencapsulados de testa de frijol y porcentaje de inhibición (%) de los radicales DPPH y ABTS, respectivamente.

Tabla 7. Capacidad antioxidante de microencapsulados de testa de frijol.

Tipo de muestra	Capacidad antioxidante			
	DPPH		ABTS	
	mg EAA/g	Inhibición (%)	mg ET/g	Inhibición (%)
Microencapsulado de extracto de harina de testa de frijol	561.95±4.87	80.99 ±0.70	506.42±0.00	91.43±0.00

Datos expresados como media ± desviación estándar. EAA= equivalente de ácido ascórbico; ET=equivalente de trolox.

De acuerdo a la **Tabla 7**, se observa que los microencapsulados contienen 561.95 mg de equivalente de ácido ascórbico y 506.42 mg de equivalente de trolox. Bakowska-Barczak, & Kolodziejczyk (2011), microencapsularon extracto de grosella negra mediante secado por aspersión. Estos autores utilizaron temperaturas de 150, 160, 180 y 205 °C de entrada de aire, y como materiales de pared maltodextrina con diferentes concentraciones de equivalente dextrosa (ED) (11 18 y 21) e inulina. En dicho estudio observaron que, con el incremento de la temperatura, disminuyeron los valores de ABTS (de 9.3 a 6.6 mM/100g), sin encontrar diferencias significativas entre los distintos tipos de maltodextrinas. Por otra parte, la inulina utilizada como material de pared presentó los valores más bajos de protección, por lo que se pudo observar una disminución en los valores de DPPH.

Rigon & Noreña (2016), microencapsularon, mediante secado por aspersión, compuestos bioactivos extraídos de moras (*Rubus fruticosus*), utilizando goma arábiga y polidextrosa (10 y 15 %, respectivamente) como materiales de pared y temperaturas de secado de 140 y 160 ºC. Determinaron la actividad antioxidante en los microencapsulados por los métodos ABTS y DPPH. Estos autores reportaron que, a altas temperaturas de secado, disminuye la actividad antioxidante debido a que se afecta la estructura de los compuestos fenólicos, provocando roturas estructurales químicas de los compuestos bioactivos.

Kalušević *et al.* (2017), microencapsularon extracto etanólico al 70% de la cáscara de soya negra a través del método de secado por aspersión a 140 °C temperatura de entrada, y determinaron la capacidad antioxidante por el método ABTS. Estos autores encontraron que la capacidad antioxidante está relacionada con el contenido de antocianinas presentes en los microencapsulados. Además, mencionan que es importante considerar el aporte del material pared. En dicho estudio se utilizaron maltodextrina, goma arábiga y leche desnatada en polvo (7.5 peso/volumen). Se reportaron valores de 200 a 390 µmol TE/g en los microencapsulados y se observó actividad antioxidante en la goma arábiga y leche desnatada. Cabe mencionar que en el presente trabajo de investigación se utilizó almidón N-lok, el cual no presentó actividad antioxidante como material pared.

El estrés oxidativo suele provocar la modificación de macromoléculas extracelulares de lípidos en las membranas celulares, de las proteínas en los tejidos que componen e incluso en las enzimas y en el ADN. Este estrés puede ser causado por las especies reactivas al oxigeno (ROS) que además pueden causar la peroxidación de lípidos y la interrupción de proteínas, dando como resultado la mutación espontánea del ADN, provocando la aparición de enfermedades crónico-degenerativas (Akillioglu & Karakaya, 2010; Mojica *et al.*, 2015; Díaz, 2016; Heredia-Rodríguez, 2017). La ingesta de compuestos con alta capacidad antioxidante dentro de la dieta convencional ayuda a disminuir los efectos perjudiciales de los procesos oxidativos dentro de los seres humanos debido a que inhiben o demoran la oxidación de diferentes moléculas evitando la propagación de reacciones de oxidación. Su consumo regular permite el que este tipo de propiedades disminuyan o eviten la aparición de enfermedades crónico degenerativas y mejorando la salud del consumidor (Akillioglu & Karakaya, 2010; Mojica *et al.*, 2015; Díaz, 2016; Heredia-Rodríguez, 2017).

7.4 Determinación de color en muestras de harina de testa de frijol y microencapsulados.

En la **Tabla 8** se presentan los valores de L, a* y b* obtenidos a partir de la determinación de color para muestras de harina de testa de frijol y microencapsulados del extracto. En la **Figura 11**, se muestra la harina de testa de frijol y del polvo con los microencapsulados obtenidos después del proceso de secado por aspersión.

Tabla 8. Color en muestras de harina de testa de frijol y microencapsulados.

Tipo de muestra	Determinación de color		
	L	a *	b *
Harina de testa de frijol	54.39±0.01[a]	4.12±0.02[a]	4.93±0.02[a]
Microencapsulado de extracto de harina de testa de frijol	46.09±0.71[b]	8.0±0.29[b]	-7.07±0.33[b]

Datos expresados como media ± desviación estándar. Diferentes letras indican diferencias estadísticamente significativas ($p<0.05$).

En la **Tabla 8** la muestra de harina de testa de frijol presentó una luminosidad de 54.39 y un valor de a* de 4.12, lo que nos indica que la coloración tiende más a los tonos rojizos, así como un valor b* de 4.93, lo que lo indica una tendencia hacia el color amarillo, al ser valores pequeños los de a* y b* el color de la harina tiende a ser una tonalidad más grisácea y monocromática (**Figura 11a**).

Los microencapsulados presentaron un valor de luminosidad de 46.09, un valor de a* de 8.0, lo que ubica el color más hacia los tonos rojos y un valor de b* de -7.07,

teniendo un acercamiento a los tonos azules, por lo que su combinación da como resultado un color morado claro ligeramente grisáceo, como se puede observar en la **Figura 11b**.

Figura 11. a) Harina de testa de frijol **y b)** Microencapsulados de extracto de testa de frijol, obtenidos mediante el proceso de secado por aspersión.

7.5 Microscopía electrónica de barrido de los microencapsulados

En la **Figura 12** se observan las microcápsulas obtenidas utilizando el secado por aspersión a 74°C±4°C con 28.5% de sólidos de material de pared N-Lok, donde las microcápsulas presentaron cavidades en la superficie, resultado de la vaporación rápida en el secador. Asimismo, fueron irregulares y encogidas, lo cual es típico característica de los polvos secados por aspersión (Silva *et al.*, 2014). Estos resultados son similares a lo reportado por Rojas-Moreno *et al.* (2018), quienes mencionan que, si la cápsula es permeable al agua, se forma vapor durante el secado por aspersión y el cual es liberado, generando la retracción de la cápsula y protección del principio activo. Se obtuvieron microcápsulas con un tamaño ≈ 3.023 µm y 17.94 µm (de acuerdo a la escala presentada en la microfotografía). Hernández-López *et al*. (2018), mencionan que, a menor tamaño de las

microcápsulas, se puede reducir el impacto en las propiedades de textura cuando son incorporadas en una matriz alimentaria.

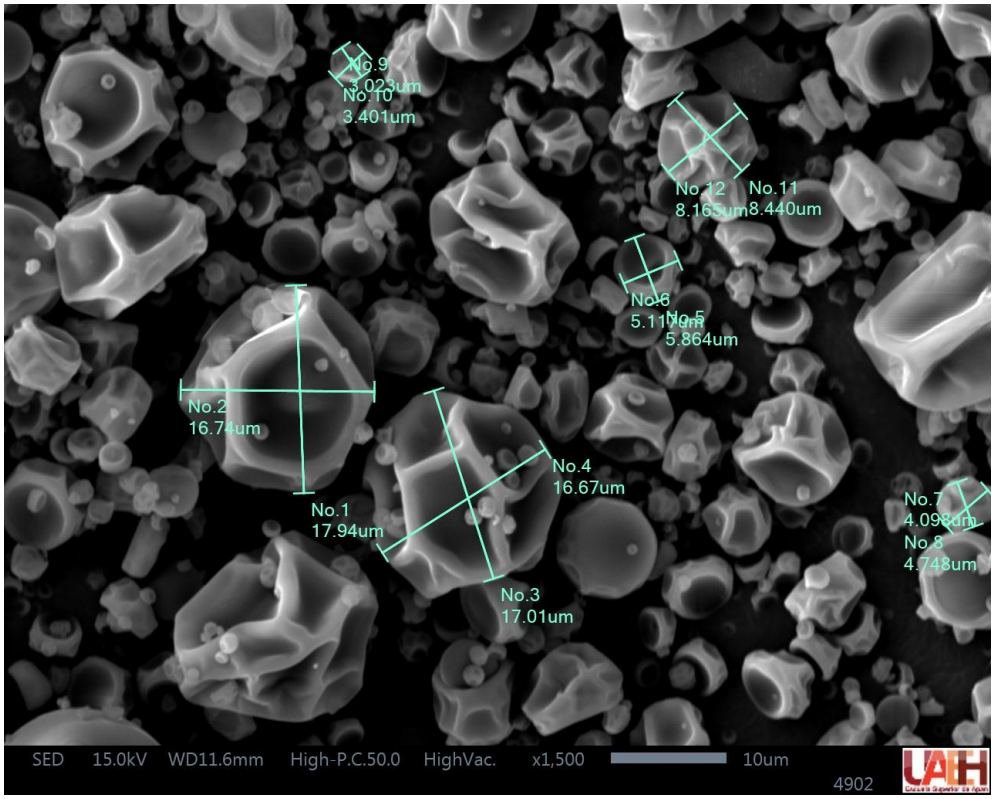


Figura 12. Microencapsulado de testa de frijol observado a un aumento de 1500x con medición de diámetro.

7.6 Estabilidad de los compuestos bioactivos de microencapsulados en condiciones controladas

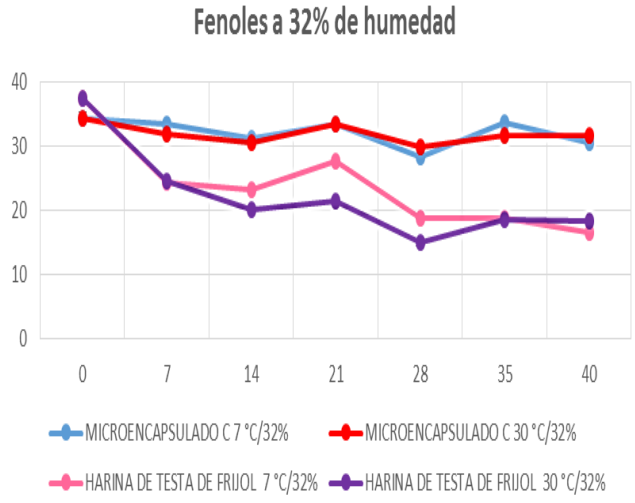
La estabilidad de los compuestos encapsulados (fenoles totales, flavonoides y antocianinas) y de la harina de testa de frijol (como control, sin encapsular) se evaluó en condiciones controladas de temperatura y humedad relativa (%) (**Figura 13**). En general, las antocianinas presentaron la mayor degradación durante el

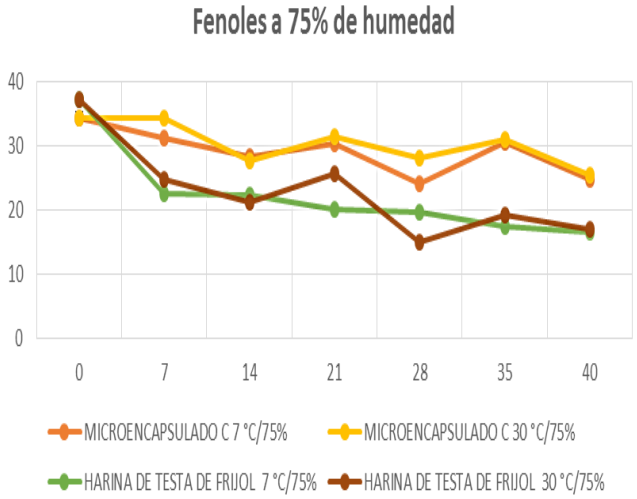
almacenamiento en todas las condiciones. En humedades relativas de 75% la degradación de los compuestos fue mayor en comparación con la de 32%. Aun así, los compuestos microencapsulados presentaron la mayor concentración en el almacenamiento final con respecto al control ($p < 0.05$).

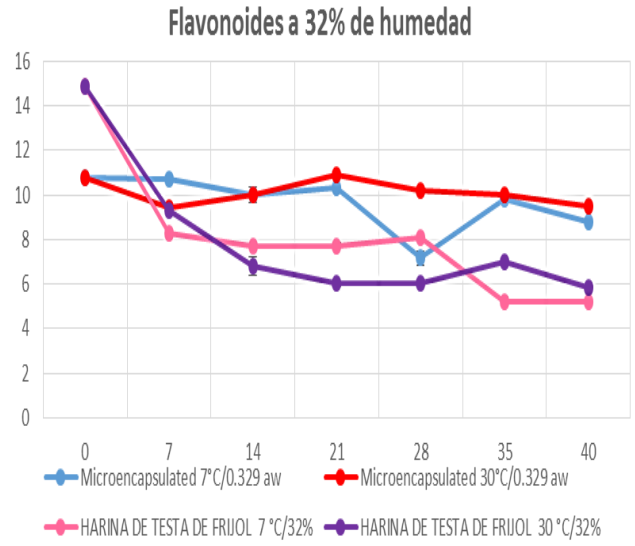
Finalmente, las mejores condiciones para la estabilidad de los compuestos fenólicos fueron 32% con 7 y 30 °C en los microencapsulados. Estos resultados son útiles para determinar los productos alimenticios en los que se pueden incorporar microencapsulados, bajo condiciones de almacenamiento que garanticen la estabilidad de los compuestos.

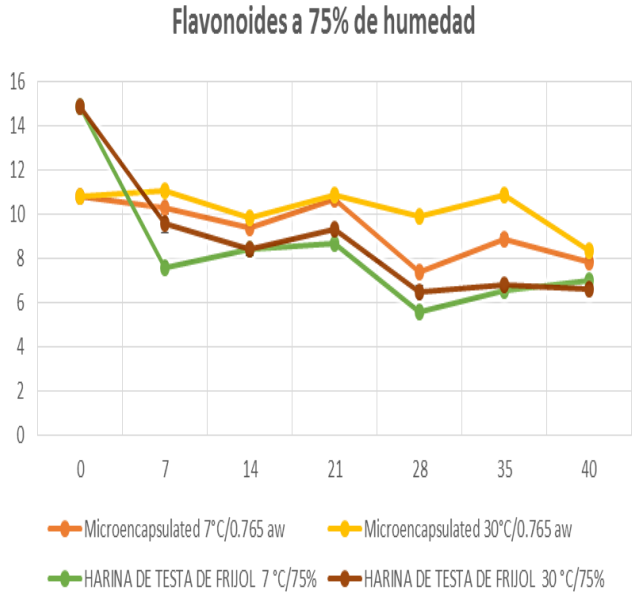
Otros estudios que analizaron la estabilidad de compuestos bioactivos microencapsulados es por ejemplo el de Castillo-Garrido (2013), que reportó el análisis de las características físico-químicas y morfología de microcápsulas de pulpa de tuna púrpura y extracto ultrafiltrado, por medio de la estabilidad de betalaínas en una mezcla seca para bebida refrescante, en este estudio, se usó una temperatura de 30 ºC y oscuridad. Después del tiempo evaluado, se observó que la mezcla seca de micropartículas presentó retenciones de betacianinas significativamente mayor respecto al resto de las muestras analizadas.

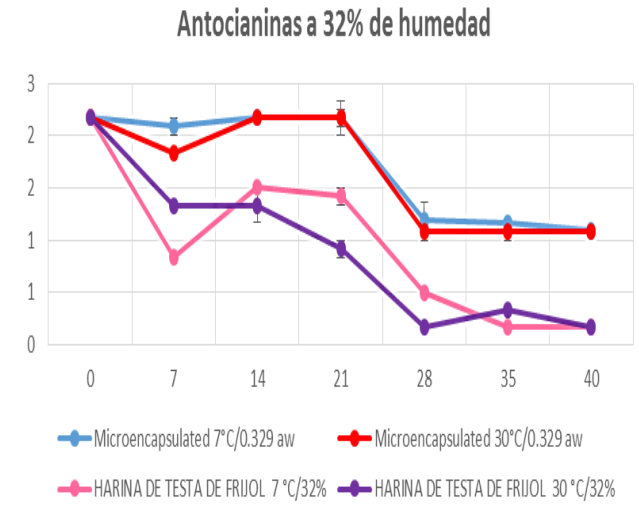
Según Días *et al*. (2015) y Mojica *et al*. (2017), algunas matrices para microencapsulados obtenidos por atomización son pan, helados, pastas, sopas, yogures y colorantes alimentarios naturales. Sin embargo, es importante tomar en consideración las condiciones del proceso de elaboración de las diferentes matrices alimentarias. Todos los procesos que involucren la exposición del alimento en preparación a temperaturas por encima de los 40 ºC pueden llegar a comprometer la integridad de los compuestos bioactivos microencapsulados, por lo que al elegir la matriz alimentaria adecuada es preferible un alimento cuya preparación sea fresca como pueden ser alimentos como yogures, quesos o algunos tipos de bebidas.


Fenoles a 32% de humedad
40
30
20
10
0
0 7 14 21 28 35 40
MICROENCAPSULADO C 7 °C/32%
MICROENCAPSULADO C 30 °C/32%
HARINA DE TESTA DE FRIJOL 7 °C/32%
HARINA DE TESTA DE FRIJOL 30 °C/32%


Fenoles a 75% de humedad
40
30
20
10
0
0 7 14 21 28 35 40
MICROENCAPSULADO C 7 °C/75%
MICROENCAPSULADO C 30 °C/75%
HARINA DE TESTA DE FRIJOL 7 °C/75%
HARINA DE TESTA DE FRIJOL 30 °C/75%


Flavonoides a 32% de humedad
16
14
12
10
8
6
4
2
0
0 7 14 21 28 35 40
Microencapsulated 7°C/0.329 aw
Microencapsulated 30°C/0.329 aw
HARINA DE TESTA DE FRIJOL 7 °C/32%
HARINA DE TESTA DE FRIJOL 30 °C/32%


Flavonoides a 75% de humedad
16
14
12
10
8
6
4
2
0
0 7 14 21 28 35 40
Microencapsulated 7°C/0.765 aw
Microencapsulated 30°C/0.765 aw
HARINA DE TESTA DE FRIJOL 7 °C/75%
HARINA DE TESTA DE FRIJOL 30 °C/75%


Antocianinas a 32% de humedad
3
2
2
1
1
0
0 7 14 21 28 35 40
Microencapsulated 7°C/0.329 aw
Microencapsulated 30°C/0.329 aw
HARINA DE TESTA DE FRIJOL 7 °C/32%
HARINA DE TESTA DE FRIJOL 30 °C/32%

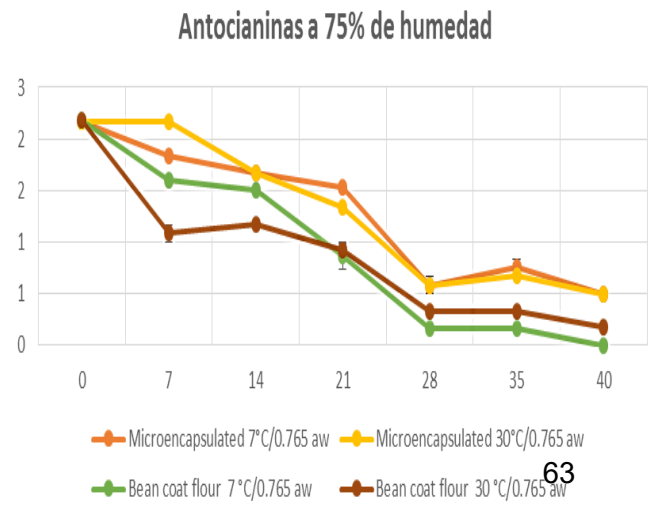

Antocianinas a 75% de humedad
3
2
2
1
1
0
0 7 14 21 28 35 40
Microencapsulated 7°C/0.765 aw
Microencapsulated 30°C/0.765 aw
Bean coat flour 7 °C/0.765 aw
Bean coat flour 30 °C/0.765 aw

Figura 13. Estabilidad de compuestos encapsulados (fenoles totales, flavonoides y antocianinas) y harina de testa de frijol analizados en condiciones controladas de temperatura y humedad relativa (%) durante 40 días (eje x): compuestos fenólicos totales (mg GAE/g); flavonoides totales (mg CE/g); y antocianinas monoméricas totales (mg C3GE/g) (eje y).

7.7 Morfología de las microcápsulas durante la estabilidad

En la **Figura 14** se muestra la integridad de las microcápsulas almacenadas en diferentes condiciones controladas de temperatura y humedad relativa (%) durante 40 días. Como se observa en la micrografía 14A, los microencapsulados tras el procedimiento de secado por aspersión, presentan una morfología esférica con cavidades en la superficie como resultado de la rápida evaporación en el secador. En la micrografía 14B, donde se observan los microencapsulados a tiempo cero, persiste este tipo de morfología. En la micrografía 14C se puede visualizar las microcápsulas después de ser expuestas a una humedad relativa de 32 % y una temperatura de 7 ºC, donde las microcápsulas conservaron su morfología intacta. En la micrografía 14E se observa el mismo resultado que en el 14C pero teniendo como diferencia que la temperatura de exposición es de 30 ºC. Por último, en las micrografías D y F se puede observar que las microcápsulas pierden su morfología típica, sufriendo una fusión entre partículas al ser expuestas a una humedad relativa de 75 %.

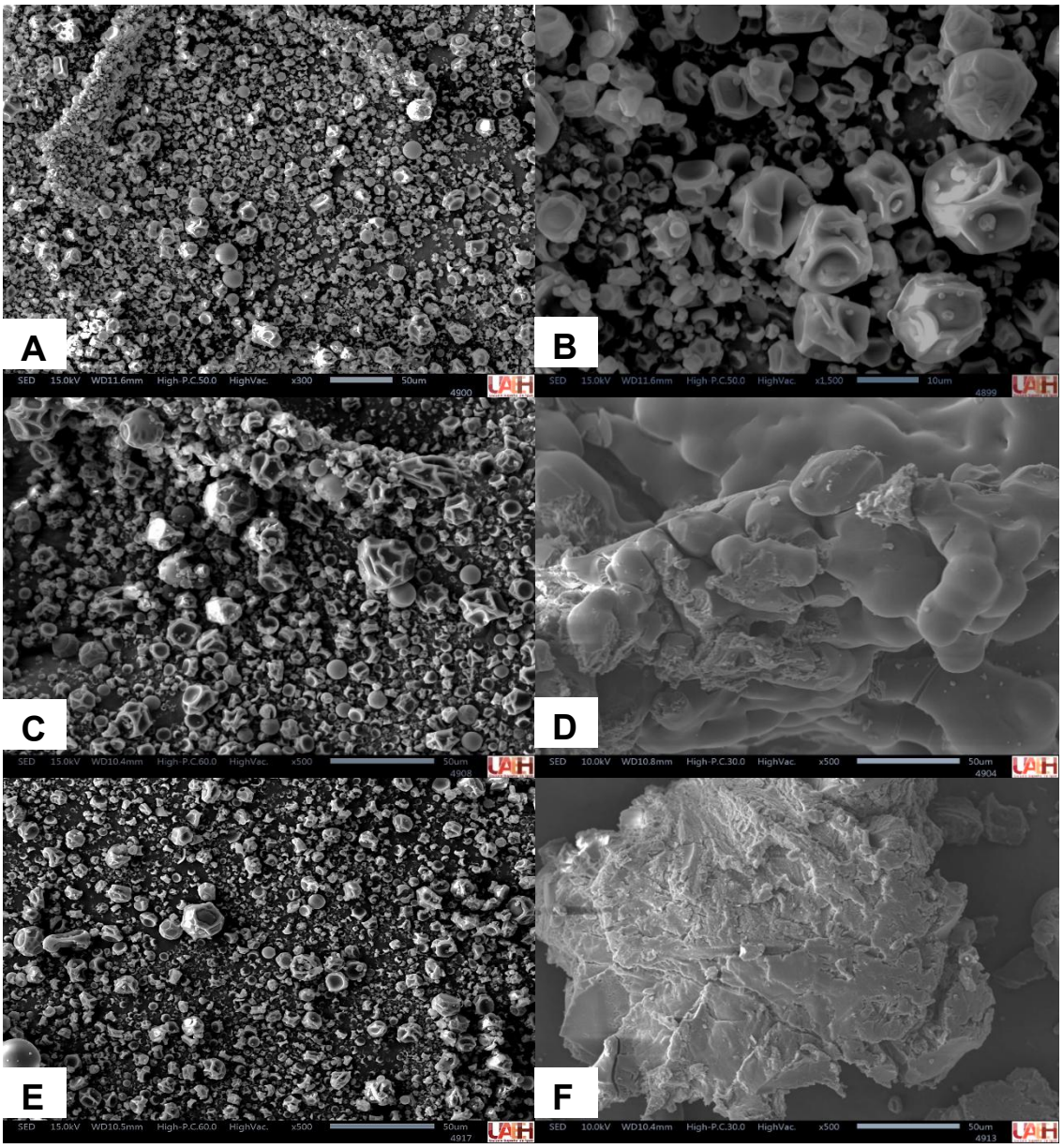


Figura 14. Micrografía de microcápsulas con extracto de harina de frijol y almidón N-Lok obtenidas mediante secado por aspersión A) Después del secado por aspersión (tiempo cero) 300x; B) (tiempo cero) 500x; C) Después de 40 días a 7 °C y 32% HR; D) Después de 40 días a 7 °C y 75% HR; E) Después de 40 días a 30 °C y 32% HR y F) Después de 40 días a 30 °C y 75% HR.

7.8 Elaboración y análisis sensorial de queso fresco tipo ranchero adicionado con microcápsulas

En la **Figura 15** se muestra el queso elaborado con las microcápsulas de testa de frijol común, donde puede observarse que el queso presenta una textura firme, cremosa y porosa, con un color blanco con motas violetas, correspondientes a los microencapsulados, al ser cortado el producto conserva la forma que se le desea dar.

Se ha reportado en diferentes investigaciones, diversos alimentos que, al igual que el queso elaborado en el presente estudio, están adicionados con microcápsulas de compuestos bioactivos. Soria-Zamora, (2014) desarrolló una mermelada de frutos rojos adicionada con microcápsulas de muicle utilizando microondas, dentro de los compuestos bioactivos encapsulados destacan las antocianinas monoméricas, por sus características antioxidantes. En dicho estudio, se reporta una mayor cantidad de compuestos bioactivos en el producto y una mayor capacidad de inhibición contra la línea celular de cáncer de próstata humano LNCaP.

Por otro lado, Macedo *et al.* (2015), reportaron el estudio de propiedades fisicoquímicas y de flujo de un yogur enriquecido con ácidos grasos poliinsaturados omega-3 en microcápsulas a dos concentraciones, donde observaron que el yogur mejora su funcionalidad y ciertas características fisicoquímicas con la adición de omega-3, además de su consistencia, viscosidad y color.

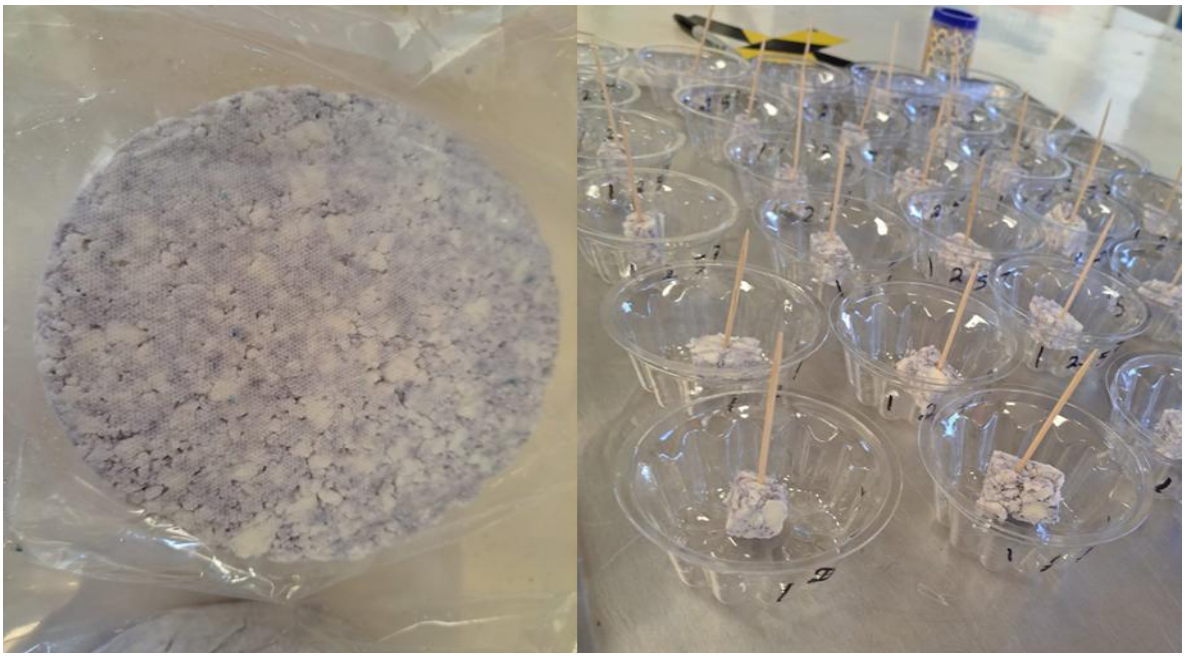


Figura 15. Queso fresco tipo ranchero adicionado con microcápsulas**.**

En el **Figura 16** se puede observar los resultados de la prueba de aceptación del queso adicionado con microcápsulas de testa de frijol donde se evaluó categorías que van desde el “me es indiferente” hasta el “me gusta muchísimo”, encontrándose respuestas en 4 categorías diferentes, como se muestra en dicho gráfico. En la **Figura 17** se observan los resultados para la muestra control en las mismas 4 categorías, donde se puede observar una aceptación similar al de la muestra de queso adicionado con microcápsulas. Sin embargo, en la **Figura 18** se observa que el queso comercial tiene mayor preferencia sobre el queso adicionado con microcápsulas.

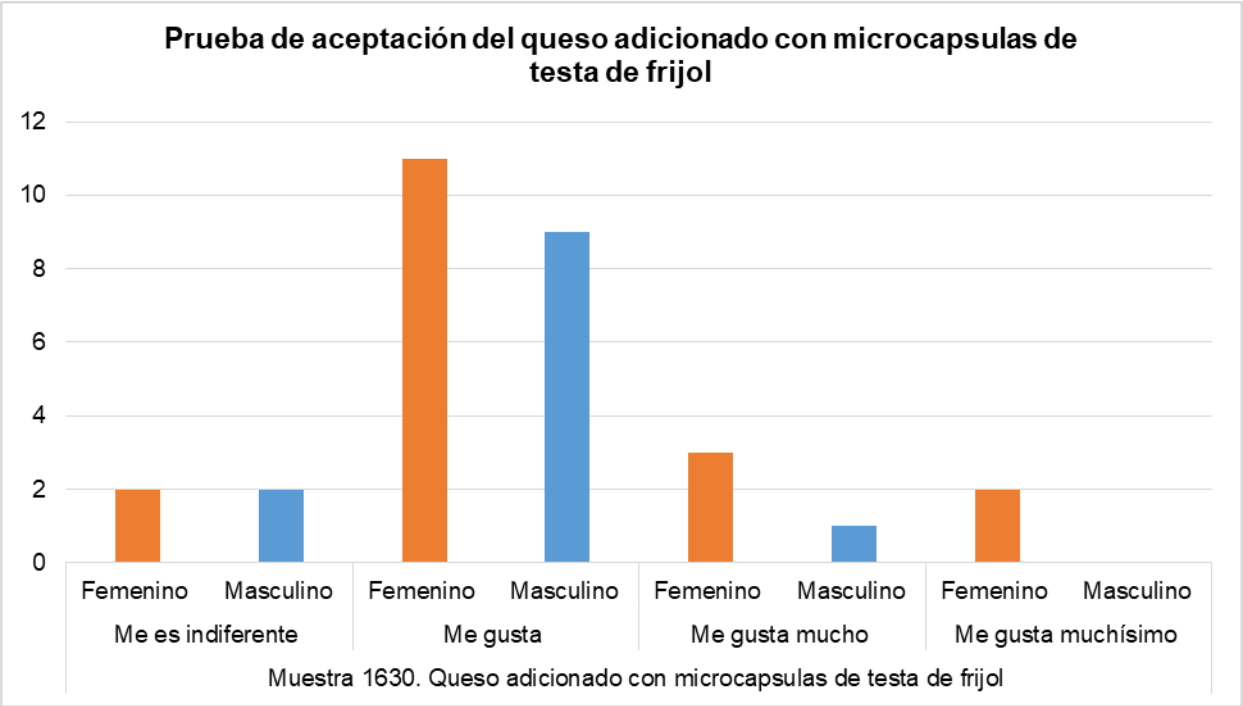


Figura 16. Prueba de aceptación del queso adicionado con microcápsulas de testa de frijol

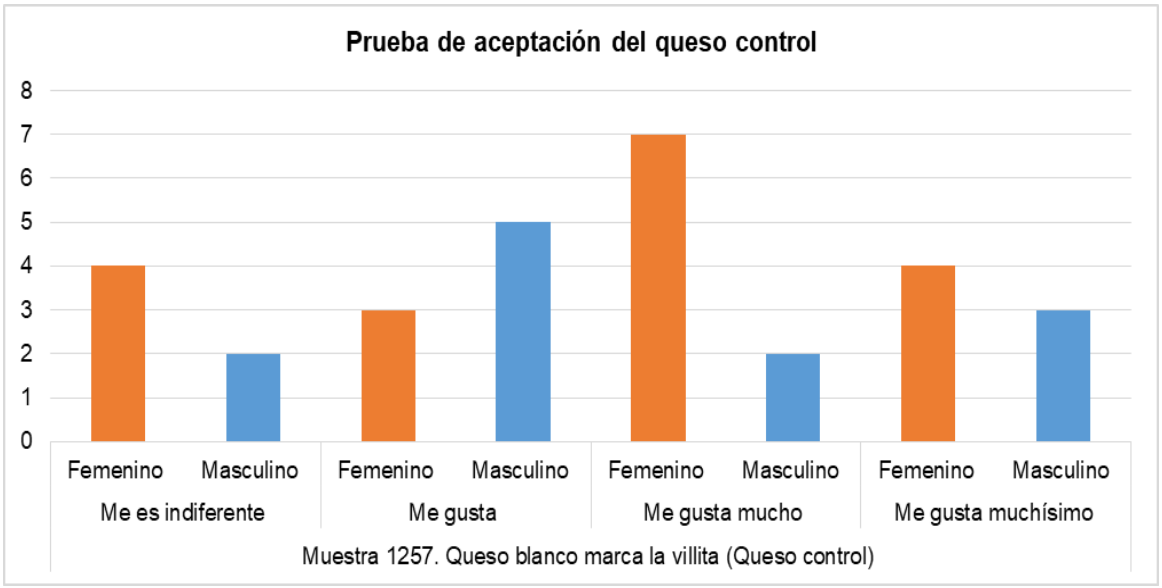


Figura 17. Prueba de aceptación del queso control**.**

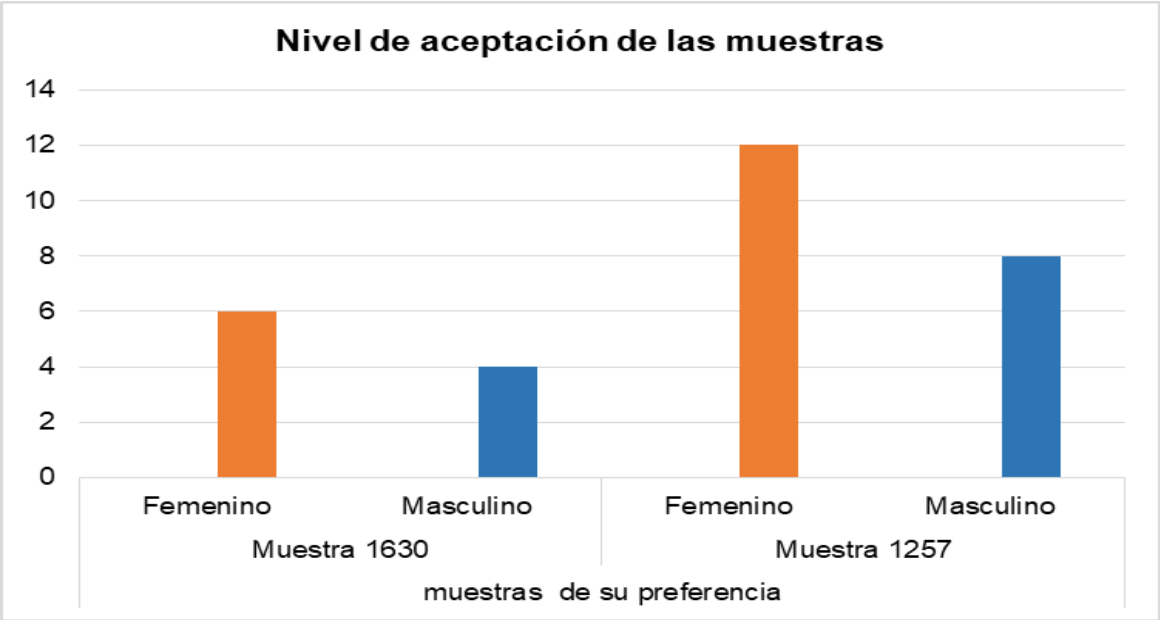


Figura 18. Prueba de aceptación entre ambas muestras, muestra 1630 (queso adicionado con microcápsulas de testa de frijol), muestra 1257 queso blanco marca La villita (queso control).

VIII. CONCLUSIONES

La harina de testa de frijol ha demostrado ser un materia prima con una gran cantidad de compuestos bioactivos como fenoles, flavonoides y antocianinas monoméricas, además de actividad antioxidante, la concentración de estos compuestos fitoquímicos depende del tipo de extracto en el que es cuantificado y/o obtenido.

Los microencapsulados obtenidos mediante la técnica del secado por aspersión, presentaron altas concentraciones de fenoles totales, catequina, quercetina y antocianinas monoméricas con eficiencias de microencapsulación mayores al 80% en todos los compuestos bioactivos, así como una alta actividad antioxidante, lo que podrían usarse como una alternativa de aditivo para la formulación de un alimento funcional.

Con respecto a la estabilidad de los compuestos bioactivos, se obtuvo que hay menor pérdida o degradación de los compuestos en las muestras de microencapsulados expuestas a temperaturas y humedades bajas, y que el efecto mayor de las condiciones de estabilidad sobre los fitoquímicos fue la temperatura de almacenamiento.

Se elaboró un queso fresco tipo ranchero como propuesta de alimento funcional adicionado con microcápsulas de testa de frijol, dentro del análisis sensorial, se obtuvieron resultados favorables con respecto a las características sensoriales del producto. Sin embargo, al ser evaluado contra un queso de mercado-comercail, su aceptación fue menor respecto a este.

IX. REFERENCIAS

Alejandro, G. N. M. (2009). Cuantificación de fenoles y flavonoides totales en extractos naturales. Universidad Autónoma de Querétaro. Rev Acad, 1, 1-4.

Alvídrez-Morales, A., González-Martínez, B. E., & Jiménez-Salas, Z. (2002). Tendencias en la producción de alimentos: alimentos funcionales. Revista salud pública y Nutrición, 3(3).

Akillioglu H. G. and Karakaya S. (2010). Changes in total phenols, total flavonoids, and antioxidant activities of common beans and pinto beans after soaking, cooking, and in vitro digestion process. Food Science and Biotechnology 19: 633-639.

Araya, H., & Lutz, M. (2003). Alimentos funcionales y saludables. Revista chilena de nutrición, 30(1), 8-14. http://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182003000100001

Badui D. S. (2006). Química de los Alimentos. Editorial Pearson Educación México, cuarta edición pp. 442.

Bennink, M.R. (2010) “Health benefits associated with consumption of dry beans”, Annu Rep Bean Improv Coop, 53, pp. 2-3.

Bravo L. (1998). Polyphenol: chemistry, dietary sources, metabolism and nutritional significance. Nutrition Reviews 56: 317-333.

Cardona, D. P., Patiño Arias, L. P., & Ormaza-Zapata, A. M. (2021). Aspectos tecnológicos de la microencapsulación de compuestos bioactivos en alimentos mediante secado por aspersión. Ciencia y Tecnología Agropecuaria, 22(1), e1899. https://doi.org/10.21930/rcta.vol22_num1_art:1899.

Castagnini, J. M., Rasia, M. C., Scattolaro, O. M., Capodoglio, D. L., Agout, M. F., Chacón, C., & Gerard, J. A. (2019). Microencapsulación de compuestos bioactivos. Ciencia, Docencia y Tecnología Suplemento, 9(9).

Claros Osorio, P. D. P. (2021). Evaluación de la capacidad antioxidante total y contenido de polifenoles totales del Phaseolus vulgaris “Frijol”. Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión.

Clemente A, Domony C. (2001). Anticarcinogenic activity of protease inhibitors in legumes. En: Proceedings of the 4'. European Conference on Grain Legumes. Cracow,pp 114-115. Paris: AEP Editions.

Del Carpio Jiménez, C., Serrano Flores, C., & Giusti, M. (2009). Caracterización de las antocianinas de los frutos de Berberis boliviana Lechler. Revista de la Sociedad Química del Perú, 75(1), 76-86.

Díaz, L. Y. D. G. (2016). Compuestos fenólicos y actividad antioxidante en testa y grano de 54 poblaciones nativas de frijol común (Phaseolus vulgaris L.) (Doctoral dissertation, Universidad Veracruzana).

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. Revista información tecnológica, 28(6), 23-34.

Dubey, R. (2009). Tecnología y aplicaciones de microencapsulación. Revista de Ciencias de la Defensa, 59 (1), 82.

Espinosa-Pérez, E. N., Ramírez-Vallejo, P., Crosby-Galván, M. M., Estrada- Gómez, J. A., Lucas-Florentino, B., & Chávez-Servia, J. L. (2015). Clasificación de poblaciones nativas de frijol común del centro-sur de México por morfología de semilla. Revista fitotecnia mexicana, 38(1), 29-38.

Fiallos, F. R. G., Palacios, R. G. Z., Coronel, G. D., & Avilés, D. F. V. (2012). Evaluación agronómica y fitosanitaria de germoplasma de fréjol (Phaseolus vulgaris L.) en el trópico húmedo Ecuatoriano. Revista Científica UDO Agrícola, 12(2), 230-240.

Gálvez, A., & Salinas, G, (2015). El papel del frijol en la salud nutrimental de la población mexicana. Revista digital universitaria, vol. 16 no. 12, http://www.revista.unam.mx/vol.16/num2/art12/

Garrido, G., Ortiz, M., & Pozo, P. (2013). Fenoles y flavonoides totales y actividad antioxidante de extractos de hojas de Lampaya medicinalis F. Phil. Journal of Pharmacy & Pharmacognosy Research, 1(1), 30-38.

Gómez-Aldapa, CA, Castro-Rosas, J., Rangel-Vargas, E., Navarro-Cortez, RO, Cabrera-Canales, ZE, Díaz-Batalla, L. & Falfan-Cortes, RN (2019). Un almidón modificado de Achira (Canna indica L.) como material de pared para la encapsulación del extracto de Hibiscus sabdariffa mediante secado por atomización. Food Research International, 119 (1), 547-553.

Guerrero, M. D. C. G. (2018). Estudio del efecto de las propiedades quelantes de los flavonoides sobre su capacidad antioxidante total.

Heredia Rodríguez, L. (2017). Caracterización fisicoquímica y de compuestos bioactivos del frijol tepari (Phaseolus acutifolius gray) cultivado en Nuevo León, México (Doctoral dissertation, Universidad Autónoma de Nuevo León).

Kim, J.-K., Noh, J.H., Lee, S., Choi, J.S., Suh, H., Chung, H.Y., Song, Y.-O. & Choi, W.C. (2002). The first total synthesis of 2,3,6-tribromo-4,5-dihydroxybenzyl methyl ether (TDB) and its antioxidant activity, Bull. Korean Chem. Soc., 23(5): 661-662

Kuskoski, E. M., Asuero, A. G., García-Parilla, M. C., Troncoso, A. M., & Fett, R. (2004). Actividad antioxidante de pigmentos antociánicos. Food Science and Technology, 24, 691-693.

Lema Alba, R. C., & Revelo Andrango, E. E. (2011). Evaluación de los prebióticos: Inulina y Oligofructosa adicionados en la elaboración de Yogur Natural como alimento funcional (Bachelor's thesis).

López Hernández, O. D. (2010). Microencapsulación de sustancias oleosas mediante secado por aspersión. Revista Cubana de Farmacia, 44(3), 381-389.

Lozano Aguirre, M. G. (2022). Evaluación de la microencapsulación por secado por aspersión de un compuesto activo usando concentrado proteico de frijol: maltodextrina como material pared.

Mojica L., Meyer A., Berhow M.A., y González de Mejía E. (2015). “Bean cultivars (Phaseolus vulgaris L.) have similar high antioxidant capacity, in vitro inhibition of α-amylase and α-glucosidase while diverse phenolic composition and concentration”. Food Research International 69: 38–48. https://doi.org/10.1016/j.foodres.2014.12.007.

Ochoa, C. I., & Ayala, A. A. (2004). Los flavonoides: apuntes generales y su aplicación en la industria de alimentos. Ingeniería y competitividad, 6(2), 64-74.

Olagnero, G., Abad, A., Bendersky, S., Genevois, C., Granzella, L., & Montonati, M. (2007). Alimentos funcionales: fibra, prebióticos, probióticos y simbióticos. Diaeta, 25(121), 20-33.

Oomah, BD, Corbé, A. y Balasubramanian, P. (2010). Actividades antioxidantes y antiinflamatorias de la cáscara de frijol (*Phaseolus vulgaris L.*). Revista de química agrícola y alimentaria , 58 (14), 8225-8230.

Pekal A, Pyrzynska K., (2014). Evaluation of Aluminum Complexation Reaction for Flavonoid Content Assay. Food Analytical Methods. 1776–1782

Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. Free radical biology and medicine, 26(9-10), 1231-1237.

Reyes-Rivas, E., Padilla-Bernal, L. E., Pérez-Veyna, O., & López-Jáquez, P. (2008). Historia, naturaleza y cualidades alimentarias del fríjol. Revista Investigación Científica Nueva Época , 56, 1-21.

Rios-Aguirre, S., & Gil-Garzón, M. A. (2021). Microencapsulación por secado por aspersión de compuestos bioactivos en diversas matrices: una revisión. TecnoLógicas, 24(51), 206-229.

Robert, P., T. Gorena, N. Romero, E. Sepulveda, J. Chavez, and C. Saenz. (2010). Encapsulation of polyphenols and anthocyanins from pomegranate (Punica granatum) by spray drying. International Journal of Food Science & Technology. 45:1386-1394.

Rocha-Guzmán N. E., Herzog A., González- Laredo R. F., Ibarra-Peréz F. J., Zambrano-Galván G. and Gallegos-Infante J. A. (2007). Antioxidant and antimutagenic activity of phenolic compounds in three different colour groups of common bean cultivares (Phaseolus vulgaris) Food Chemistry 103: 521527.

Romero-Arenas O., Damián-Huato M., Rivera-Tapia J., Báez-Simón A., Huerta-Lara M. & Cabrera-Huerta E. (2013). The nutritional value of beans (Phaseolus vulgaris L.) and its importance for feeding rural communities in Puebla, Mexico. International Research Journal of Biological Sciences 2: 59-65.

Rutiaga-Quiñones, O. M., Martínez, L. O., & Esquivel-González, B. E. (2015). Microencapsulación mediante secado por aspersión de compuestos bioactivos. Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha, 16(2), 180-192.

Serrano, J. y Goñi, I. (2004). Papel del frijol negro *Phaseolus vulgaris* en el estado nutricional de la población guatemalteca. Archivos Latinoamericanos de nutrición , 54 (1), 36-44.

SIAP-SAGARPA. (2015). Servicio de información agroalimentaria y pesquera. Anuario estadístico de la producción agrícola por estado del frijol, *Phaseolus vulgaris*. Secretaría de Agricultura, Ganadería, desarrollo rural, pesca y alimentación.

Silveira Rodríguez, M. B., Monereo Megías, S., & Molina Baena, B. (2003). Alimentos funcionales y nutrición óptima:¿ Cerca o lejos?. Revista española de salud pública, 77, 317-331.

Singh, N., Sandhu, K. S., Kaur, M. (2004). Characterization of starches from Indian chickpea (Cicer arietinum L.) cultivar. Journal of Food Engineering, 63, 441–449.

Tae-Joung H., Myoung-Hee L., Chang-Hwan P., Suk-Bok P., Kang-Bo S., Jong-Min K., Sang-Ouk S., In-Youl B. and Keum-Yong P. (2010). Identification and Characterization of Anthocyanins in Yard-Long Beans (Vigna unguiculata ssp. sesquipedalis L.) by High-Performance Liquid chromatography with diode array detection and electrospray Ionization/mass spectrometry (HPLC-DAD-ESI/MS) Analysis. Journal and Agricultural of Food Chemistry 58: 2571-2576.

Tovar-Benítez, T., Jiménez-Martínez, C., Perea-Flores, MJ, Téllez-Medina, DI, & Dávila-Ortiz, G. (2016). Microencapsulación de hidrolizado de proteína de frijol bayo (Phaseolus vulgaris) con actividad inhibidora de la enzima convertidora de angiotensina-i mediante liofilización. Revista Mexicana de Ingeniería Química , 15 (3), 797-807.

Ulloa, J. A., Rosas Ulloa, P., Ramírez Ramírez, J. C., & Ulloa Rangel, B. E. (2011). El frijol (Phaseolus vulgaris): su importancia nutricional y como fuente de fitoquímicos. CONACYT.

Vicente-Vicente, L., Prieto, M., & Morales, Al (2013). Eficacia y seguridad de la quercetina como complemento alimenticio. Revista de Toxicología , 30 (2), 171-181.

Villar, J. (2014). Secado por aspersión y micro-encapsulación con aplicación en investigación e industrias de alimentos, químicas y farmacéuticas. Cimatec. https://es.slideshare.net/JAMEXS/spray-dryer-cimatec-per

Voysest-Voysest, O. (2000). Variedades de frijol en América Latina y su origen. Colombia: Centro Internacional de Agricultura Tropical, 10, 110-117.

Wallander-Compeán, L., Almaraz-Abarca, N., & Alejandre-Iturbide, G. (2020). Compuestos bioactivos de formas silvestres de frijol común y una variedad domesticada. Revista de Ciencias Farmaceúticas y Biomedicina (ISSN: 2448-8380), 71-71.

ANEXO

Figura 20. Constancia de participación en el congreso AMIDIQ 2023.