



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO
INSTITUTO DE CIENCIAS BÁSICAS E INGENIERÍA
LICENCIATURA EN QUÍMICA DE ALIMENTOS

TESIS

**MICROENCAPSULACIÓN DE COMPUESTOS BIOACTIVOS DE MEZCLA DE
EXTRACTOS DE JAMAICA (*Hibiscus sabdariffa*) CON JENGIBRE (*Zingiber
officinale*) ADICIONADO CON BACTERIAS ÁCIDO LÁCTICAS USANDO LA
TÉCNICA DE SECADO POR ASPERSIÓN**

Para obtener el título de
Licenciada en Química de Alimentos

PRESENTA

Lic. Sinai Karina García Ortega

Directora

Dra. Reyna Nallely Falfán Cortés

Codirectora

Dra. Edna Zaranné Martínez Ramírez

Mineral de la Reforma, Hgo., México., 26 de junio de 2025

OFICIO DE IMPRESIÓN DE TESIS

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, agradezco a Dios por ser mi guía y fortaleza a lo largo de este camino, dándome la sabiduría y perseverancia necesarias para alcanzar esta meta.

A mis padres Servando y Karina por su apoyo incondicional. Su ejemplo de perseverancia y constante motivación han sido mi mayor inspiración. Gracias por estar a mi lado siempre y brindarme las herramientas para seguir adelante.

A la Doctora Nallely Falfán, por su acompañamiento paciente, su orientación académica y su compromiso en cada etapa de este trabajo.

A la Doctora Edna Zaranné, por su disposición, sus valiosos consejos y su constante motivación.

A mi amiga Geyssi por compartir conmigo la experiencia en el laboratorio, por su apoyo y compañerismo y por hacer de este proceso una vivencia única.

A mi amiga Andrea, por su apoyo moral y sus palabras de aliento en los momentos más desafiantes.

A mi amigo Eloy, por darme el último impulso cuando más lo necesité. Tus palabras y consejos me salvaron más de lo que imaginas.

DEDICATORIAS

A mis padres, Servando y Karina, por ser mi ejemplo constante de esfuerzo, amor y perseverancia. Gracias por su apoyo incondicional, sus palabras de aliento en momentos difíciles y por siempre creer en mí. Este logro es tan mío como suyo.

A mi hermana Camila, por estar siempre a mi lado, por sus palabras sinceras, su apoyo inquebrantable y su amor incondicional. Gracias por ser mi confidente, mi amiga y mi refugio en momentos difíciles, tu presencia ha sido un pilar fundamental en este camino.

A mi abuelita Goya, por su amor inmenso y sus oraciones que siempre me acompañaron, gracias por enseñarme el valor del esfuerzo y la fé.

Con todo mi amor, esta tesis está dedicada a ustedes.

ÍNDICE GENERAL

OFICIO DE IMPRESIÓN DE TESIS	2
AGRADECIMIENTOS	3
DEDICATORIAS	4
ÍNDICE GENERAL.....	5
ÍNDICE DE TABLAS	8
ÍNDICE DE FIGURAS.....	9
RESUMEN	10
I. INTRODUCCIÓN.....	11
II. MARCO TEÓRICO	12
2.1 Las enfermedades no transmisibles (ENT)	12
2.2 Alimentos funcionales	12
2.3 Compuestos bioactivos	14
2.4 Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i>).....	15
2.4.1 Fitoquímicos	16
2.4.2 Propiedades funcionales de la jamaica	17
2.5 Jengibre (<i>Zingiber officinale</i>).....	19
2.5.1 Fitoquímicos presentes en el jengibre	19
2.5.2 Propiedades funcionales del jengibre.....	20
2.6 Bacterias Ácido Lácticas (BAL)	21
2.6.1 Uso de bacterias ácido lácticas como probióticos	22
2.6.2 Beneficios en la salud de las BAL	22
2.7 Microencapsulación.....	23
2.7.1 Microencapsulación de compuestos bioactivos como herramienta tecnología y de innovación	24
2.7.2 Microencapsulación mediante secado por aspersion.....	25
2.7.3 Microencapsulación de extractos de jamaica	26
2.7.4 Microencapsulación de jengibre.....	27
2.7.5 Microencapsulación de bacterias ácido lácticas probióticas.....	28
III. JUSTIFICACIÓN	30
IV. HIPÓTESIS	31
V. OBJETIVOS.....	32

5.1	Objetivo general.....	32
5.2	Objetivos específicos.....	32
VI.	METODOLOGÍA.....	33
6.1	Obtención de materia prima	33
6.2	Secado y tamizado de muestras.....	33
6.3	Determinación de humedad (%).....	33
6.4	Mezclas	34
6.5	Obtención de extractos.....	34
6.6	Cuantificación de Fenoles.....	34
6.7	Cuantificación de la actividad antioxidante.....	35
6.7.1	Medición de actividad antioxidante por el método ABTS.....	35
6.7.2	Medición de actividad antioxidante por el método DPPH	35
6.8	Evaluación de la viabilidad de bacterias en mezclas	35
6.9	Microencapsulación de bacteria L-20.....	36
6.10	Caracterización de microencapsulados	37
6.10.1	Viabilidad de bacterias en el microencapsulado	37
6.10.2	Cuantificación de fenoles totales y superficiales en el microencapsulados	38
6.10.3	Eficiencia de microencapsulación	39
6.10.4	Medición de actividad antioxidante por el método ABTS	39
6.10.5	Medición de actividad antioxidante por el método DPPH	39
6.10.6	Actividad antimicrobiana en microencapsulados.....	39
6.10.7	Color, humedad (%) y Actividad de agua (a_w) de los microencapsulados.....	40
6.10.8	Microscopia Electrónica de Barrido (MEB).....	40
6.10.9	Análisis estadístico.....	40
VII.	RESULTADOS	41
7.1	Caracterización de fitoquímicos en mezclas de jamaica y jengibre	41
7.1.1	Cuantificación de fenoles	41
7.1.2	Actividad antioxidante método ABTS.....	42
7.1.3	Actividad antioxidante método DPPH	44
7.2	Microencapsulación de mezcla de jamaica y jengibre	47
7.2.1	Viabilidad de BAL a condiciones de procesamiento	47
7.2.2	Eficiencia de microencapsulación	48

7.3	Actividad antioxidante en el polvo microencapsulado	49
7.3.1	Cuantificación de fenoles	49
7.3.2	Actividad antioxidante método ABTS.....	50
7.3.3	Actividad antioxidante método DPPH	51
7.4	Humedad y actividad de agua	52
7.5	Color	54
7.6	Caracterización morfológica de las microcápsulas	55
7.7	Actividad antimicrobiana	58
VIII.	CONCLUSIONES	60
IX.	REFERENCIAS	61

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Clasificación taxonómica de <i>Hibiscus sabdariffa</i> (jamaica).....	14
Tabla 2. Mezclas de jamaica y jengibre.....	32
Tabla 3. Fenoles totales en mezclas de jamaica y jengibre	40
Tabla 4. Actividad antioxidante ABTS en mezclas de jamaica y jengibre	42
Tabla 5. Actividad antioxidante DPPH en mezclas de jamaica y jengibre	44
Tabla 6. Viabilidad de la bacteria <i>Lactocaseibacillus paracasei</i> (Log UFC/mL) en mezclas de jamaica y jengibre	45
Tabla 7. Viabilidad de <i>Lactocaseibacillus paracasei</i> en extractos de jengibre y jamaica en condiciones de secado por aspersión	46
Tabla 8. Fenoles totales y superficiales en microencapsulados de jamaica y jengibre	48
Tabla 9. Actividad antioxidante ABTS en microencapsulados de jamaica y jengibre.....	50
Tabla 10. Actividad antioxidante DPPH en microencapsulados de jamaica y jengibre	52
Tabla 11. Porcentaje de humedad y actividad de agua en microencapsulados ...	53
Tabla 12. Color en las mezclas de polvos microencapsulados.....	55

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura1. Cálices de jamaica	14
Figura 2. Raíz de jengibre.....	18
Figura 3a. Micrografía de microencapsulado de extractos de Jengibre al 100%.....	56
Figura 3b. Micrografía de microencapsulado de extractos de Jengibre al 75% y jamaica 25%.....	57
Figura 3c. Micrografía de microencapsulado de extractos de Jengibre al 50% y jamaica 50%.....	57
Figura 3d. Micrografía de microencapsulado de extractos de Jengibre al 25% y jamaica 75%.....	58
Figura 3e. Micrografía de microencapsulado de extractos de jamaica al 100%.....	58

RESUMEN

El objetivo de este trabajo fue microencapsular extractos acuosos de jamaica (*hibiscus sabdariffa*) que fue proporcionada por el laboratorio de fisicoquímica I de la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo (UAEH), variedad criolla Guerrero y jengibre (*zingiber officinale*) que fue adquirido en el mercado municipal de Tulancingo Hidalgo, adicionando bacterias ácido lácticas utilizando la técnica de secado por aspersión. Se obtuvieron extractos acuosos, directos y en ebullición, con diferentes concentraciones de jamaica y jengibre. La cuantificación de los compuestos bioactivos y actividad antioxidante, se llevaron a cabo por métodos espectrofotométricos, se evaluó las diferencias significativas de los resultados de la actividad antioxidante, por lo que se siguió la investigación con los extractos acuosos. Se obtuvo que el mayor contenido de fenoles fue para el extracto acuoso de jamaica al 100% con una concentración de 1157.72 mg EAG/100 g, el mayor contenido de actividad antioxidante con el método ABTS fue el extracto acuoso en ebullición de jamaica al 100% con 848.48 y el extracto con el mayor contenido de actividad antioxidante mediante el método DPPH fue jamaica al 100% en extracto acuoso con 402.76, por lo que se eligió seguir con únicamente las mezclas en extracto acuoso sin ebullición para las siguientes pruebas. Se hizo un estudio preliminar con las mezclas para evaluar la viabilidad de las BAL al someterse al contacto con las mezclas de extracto y durante una hora de agitación, donde finalmente solo los extractos de jengibre 100% y jengibre-jamaica (75-25%) fueron los medios óptimos para que las BAL pudieran sobrevivir. Los extractos fueron microencapsulados con las BAL y se hizo su caracterización, donde el microencapsulado de jengibre 100% obtuvo mayor contenido de fenoles totales (284.81 mg EAG/100 g) mientras que el microencapsulado jengibre-jamaica 75-25% obtuvo mayor contenido de fenoles superficiales (25.62 mg EAG/100 g); en cuanto a la actividad antioxidante por el método ABTS fue el microencapsulado jengibre-jamaica 75-25% quien obtuvo un valor más alto (262.05 mg ET/100 g) al igual que para el método DPPH que tuvo un contenido de (2.7.81 mg EAA/100 g) y se caracterizó la morfología de las microcápsulas.

I. INTRODUCCIÓN

En los últimos años, de acuerdo con la Organización Mundial de la Salud, en la población mexicana se ha observado un incremento en las enfermedades crónicas no transmisibles, como hipertensión, ataques cardíacos, o accidentes cerebrovasculares, los cuales afectan la calidad de vida de miles de personas e incluso pueden ser mortales. En vista de este problema, los extractos naturales han sido estudiados al buscar una opción natural y segura para apoyar la salud humana. A través de los años, se han dado a conocer beneficios de los compuestos bioactivos de origen vegetal, ya que han demostrado tener diversas propiedades que ayudan a la salud, ya sea en forma de prevención o control de alguna enfermedad, tales como sus propiedades antioxidantes, antiinflamatorias y antimicrobianas. La jamaica, que es la variedad vegetal de interés en esta investigación, ha sido objeto de estudio y ha demostrado traer potenciales beneficios a nuestra salud como el aceleramiento de la cicatrización, propiedades antihipertensivas entre otros, gracias a sus compuestos bioactivos, como polifenoles, y agentes antioxidantes. Mientras que el jengibre, siendo una raíz tuberosa también ha demostrado sus propiedades benéficas para la salud como la regulación de niveles de estrés. Las bacterias ácido lácticas ofrecen numerosos beneficios a la salud intestinal tales como el equilibrio de la microbiota intestinal y la mejora de la digestión, la combinación de las BAL con compuestos bioactivos de extractos, son una opción potencial para elaborar alimentos funcionales, que no solo mejoren la salud digestiva, sino que también contribuyan a la prevención de enfermedades. El objetivo de la investigación, fue microencapsular mediante el secado por aspersion los compuestos bioactivos de jengibre y jamaica, con la adición de bacterias ácido lácticas, garantizando mantener una buena viabilidad durante su encapsulación y almacenamiento y que pueda liberar sus efectos probióticos en la microbiota intestinal.

II. MARCO TEÓRICO

2.1 Las enfermedades no transmisibles (ENT)

De acuerdo con la Organización Mundial de la Salud (OMS, 2023), las enfermedades no transmisibles (ENT), también conocidas como enfermedades crónicas, son el resultado de una combinación de factores genéticos, fisiológicos, ambientales y de comportamiento y suelen ser de larga duración. Entre los principales tipos de enfermedades no transmisibles se encuentran las enfermedades cardiovasculares como el infarto de miocardio y el accidente cerebrovascular, el cáncer, las enfermedades respiratorias crónicas incluyendo la enfermedad pulmonar obstructiva crónica y el asma, así como la diabetes. La aparición y prevalencia de estas enfermedades no transmisibles se ve favorecida por distintos factores, entre ellos el envejecimiento poblacional, el crecimiento urbano acelerado y carente de planificación, y la creciente adopción de estilos de vida poco saludables. Los factores de riesgo metabólicos están asociados a cuatro alteraciones en el organismo que aumentan la probabilidad de desarrollar una ENT: la hipertensión arterial, el sobrepeso y la obesidad, la hiperglucemia (niveles elevados de glucosa en sangre) y la hiperlipidemia (niveles elevados de grasa en sangre). En términos de mortalidad atribuible a estos factores, la hipertensión arterial representa el principal riesgo metabólico a nivel global, seguida por la hiperglucemia, el sobrepeso y la obesidad (OMS, 2023).

2.2 Alimentos funcionales

El término alimento funcional tuvo origen en Japón hace aproximadamente tres décadas, cuando se introdujo la idea de desarrollar productos alimenticios con el propósito específico de promover la salud y disminuir el riesgo de padecer enfermedades. En este sentido, el Consejo Internacional de Información de alimentos define a los alimentos funcionales como aquellos que forman parte de una dieta habitual y que contienen componentes con efectos positivos sobre la salud, dichos componentes pueden incluir una amplia variedad de sustancias, como vitaminas, minerales, antioxidantes, entre otros (Cruzado & Cedrón, 2012). En el ámbito alimentario, se ha impulsado el desarrollo de alimentos funcionales, los

cuales se definen como aquellos productos que contienen uno o más compuestos bioactivos con la capacidad de contribuir a la mejora de las condiciones físicas y mentales, así como a la disminución del riesgo de desarrollar diversas enfermedades (Cid & Guerrero, 2012). La industria alimentaria ha orientado sus esfuerzos hacia el desarrollo de nuevos productos que incorporen fitoquímicos, con el objetivo de contribuir a una mejor calidad de vida en los consumidores. Los alimentos funcionales, presentan una apariencia similar a los alimentos convencionales y están destinados a ser consumidos dentro de una dieta habitual y ofrecer beneficios adicionales para la salud (Cid & Guerrero, 2012).

La American Dietetic Association (ADA) ha agrupado los alimentos funcionales en 4 categorías:

1. Alimentos convencionales; son aquellos alimentos que no han sido modificados y que de manera natural contienen compuestos bioactivos beneficiosos. Por ejemplo, frutas, vegetales como el brócoli o la espinaca, granos integrales como avena o arroz y pescados como el salmón o la sardina, aportan antioxidantes, fibra, ácidos grasos y otros nutrientes que favorecen la salud cardiovascular y metabólica.
2. Alimentos modificados; aquellos alimentos fortificados, enriquecidos o mejorados para ofrecer un beneficio adicional. Es el caso del jugo de naranja fortificado con calcio para la salud ósea, los panes enriquecidos con ácido fólico, o los yogures a los que se les añaden probióticos con el fin de mejorar la salud intestinal.
3. Alimentos medicinales; son aquellos alimentos formulados para ser consumidos bajo supervisión médica y están destinados a cubrir necesidades específicas asociadas a enfermedades. Ejemplos de estos alimentos incluyen suplementos líquidos como Glucerna, indicado para personas con diabetes, o Ensure, utilizado en adultos mayores con riesgo de desnutrición.
4. Alimentos para usos dietéticos especiales; incluyen aquellos productos diseñados para personas con requerimientos nutricionales particulares,

como formulas infantiles para lactantes, productos hipoalergénicos para quienes padecen alergias alimentarias, alimentos sin gluten para personas con enfermedad celiaca o productos bajos en calorías diseñados para planes de control de peso (Millone *et al.*, 2011)

En el mercado actual se encuentran una gran variedad de productos que ayudan a favorecer un adecuado crecimiento y desarrollo del individuo, hay alimentos enriquecidos en hierro y folatos como cereales de desayuno, enriquecidos con calcio como algunos lácteos y bebidas o nutrientes específicos en la infancia como las fórmulas infantiles, etc (Brouns & Vermeer, 2000). Dentro de los alimentos funcionales también se encuentran los probióticos, los cuales incluyen no solo los microorganismos presentes en el yogurt, como *Lactobacillus bulgaricus* y *ácidophilus*, sino también cepas utilizadas en leches fermentadas de nueva generación, como *Bifidobacterium* y *Lactobacillus casei immunitas*, entre otros. Las bacterias ácido-lácticas en general presentan efectos beneficiosos similares en el organismo, ya que contribuyen al equilibrio de la microbiota intestinal y fortalecen el sistema inmunológico (Tuhoy *et al.*, 2003).

2.3 Compuestos bioactivos

Recientemente ha surgido un notable interés en torno a ciertas sustancias denominadas compuestos bioactivos, debido a los prometedores beneficios fisiológicos que ofrecen para la salud. Este interés ha llevado tanto a la industria alimentaria como a la comunidad científica a enfocar sus investigaciones en el desarrollo y análisis de productos que los contienen. En su mayoría, los compuestos bioactivos corresponden a metabolitos secundarios extraídos de fuentes naturales, tales como animales, plantas (fitoquímicos), hongos y diversos microorganismos, incluidos aquellos productos derivados del metabolismo microbiano (Banožić *et al.*, 2020; Tangarife *et al.*, 2021). De acuerdo con su funcionalidad los compuestos bioactivos son de dos tipos: (a) aquellos que muestran efectos funcionales en los sistemas alimentarios, como antioxidantes, antimicrobianos, potenciadores del sabor, colorantes y estabilizadores y (b) aquellos que muestran efectos funcionales

en los consumidores, como antioxidantes, compuestos antiinflamatorios, antidiabéticos, antihipertensivos, anticancerígenos etc. (Mehta *et al.*, 2022).

2.4 Jamaica (*Hibiscus sabdariffa*)

Desde una perspectiva morfológica, la jamaica es una planta arbustiva, semileñosa, de tipo anual o bianual, perteneciente a la familia Malvaceae, que puede alcanzar alturas de entre uno y tres metros, presenta tallos numerosos, altamente ramificados y de corteza rojiza, así como hojas alternas con márgenes irregularmente aserrados, en la **Tabla 1** se presenta la clasificación taxonómica (Ortiz-Márquez, 2008). Se considera que la jamaica es originaria de Asia o de las regiones tropicales de África. En la actualidad, se han identificado más de 500 especies del género *Hibiscus* a nivel mundial. Estas plantas son comunes en zonas tropicales y subtropicales, y se caracterizan por presentar cálices color verde o rojo (Cid & Guerrero, 2012).

Tabla 1. Clasificación taxonómica de *Hibiscus sabdariffa* L. (jamaica)

Reino	Plantae
Subreino	<i>Tracheobionta</i>
División	<i>Anthophyta</i>
Clase	<i>Magnoliopsida</i>
Orden	<i>Malvales</i>
Familia	<i>Malvaceae</i>
Género	<i>Hibiscus</i>
Especie	<i>Sabdariffa</i> L

Fuente: Cid & Guerrero, (2012).

A nivel internacional se reconocen seis variedades de jamaica que se distinguen por características como el color, la forma, la apariencia, el peso, el fruto y el tamaño de la planta. La mayoría de estas variedades se cultivan con fines ornamentales, con la excepción de *Hibiscus sabdariffa*, de la cual se han identificado dos subtipos: *Hibiscus sabdariffa* variedad *Altissima* y *Hibiscus sabdariffa* variedad *sabdariffa* L (Figura 1). Ésta última se caracteriza por ser una planta de gran altura, vigorosa, con escasa ramificación y alto contenido de fibra, lo que la hace adecuada

principalmente para la producción de fibras, aunque también se aprovechan sus cálices comestibles (Cid & Guerrero, 2012).



Figura 1. Cálices de jamaica (*Hibiscus sabdariffa*). Fuente: (Murrieta *et al.*, (2014).

2.4.1 Fitoquímicos

La composición química en los cálices de jamaica varía fundamentalmente en función de la variedad, color y diferencias genéticas. No obstante, de manera general, se les reconoce un contenido significativo de proteína, fibra cruda y ácido ascórbico (Cid & Guerrero, 2012). Aporta la mayoría de los aminoácidos esenciales a excepción del triptófano, contiene fenoles y antocianinas, aunque la cantidad varía dependiendo la variedad de la flor de jamaica, así como el método de extracción utilizado. Las antocianinas más representativas en la flor de jamaica son la delfinidina-3-sambubiosido y la cianidina-3-sambubiosido (Galicia-Flores *et al.*, 2008). Asimismo, la jamaica es una fuente importante de calcio, magnesio y oligoelementos. El ser humano no es capaz de producir oligoelementos por lo que se deben adquirir de fuentes externas (Alarcón-Corredor, 2009).

En la jamaica se han detectado compuestos bioactivos, entre ellos fitoestrógenos y compuestos fenólicos, los cuales corresponden a metabolitos secundarios que participan en los mecanismos de defensa de las plantas frente a la radiación ultravioleta y el ataque de patógenos (Williamson & Manach, 2005). Por sus propiedades alimenticias y medicinales la jamaica es considerada como una fuente saludable de fibra antioxidante, uno de los principales beneficios de este

tipo de fibra es la capacidad de solubilizarse en agua, lo acelera la velocidad del tránsito intestinal al retener compuestos que facilitan la degradación por bacterias intestinales y la fermentación en el colon (Posada & Ramirez, 2014).

Los análisis fitoquímicos realizados en *Hibiscus sabdariffa* han mostrado la presencia de ácidos orgánicos, compuestos polifenólicos (entre ellos los antocianósidos, responsables del característico color rojo de la infusión), así como flavonoides, mucílagos, pectinas, polisacáridos y un aceite esencial (eugenol), entre otros componentes. Estos compuestos se asocian con los diversos efectos terapéuticos atribuidos a la planta (Posada & Ramirez, 2014). Entre los compuestos más relevantes presentes en los cálices de *hibiscus sabdariffa* se encuentran los ácidos orgánicos, así como diversos compuestos glucósidos y fenólicos, destacando entre ellos la antocianina, a la cual se le atribuye aproximadamente la mitad de la capacidad antioxidante de la planta (Salazar *et al.*, 2012). Los compuestos fenólicos son ampliamente reconocidos por su efecto preventivo frente a enfermedades asociadas al estrés oxidativo, tales como afecciones cardiovasculares, diabetes y cáncer. Además revisten gran importancia debido a su potencial para fortalecer el sistema inmunológico y mejorar la respuesta defensiva del organismo en personas que padecen dichas enfermedades (Salazar *et al.*, 2012). Entre los compuestos fenólicos flavonoides más relevantes por su actividad antioxidante de la flor de jamaica se encuentran la quercetina, la luteonina y la gosipetina (Blanquer *et al.*, 2009).

2.4.2 Propiedades funcionales de la jamaica

Los compuestos fenólicos presentes en el extracto de jamaica, como el ácido procatéquico, poseen potentes propiedades antioxidantes. Este ácido orgánico puede reducir la peroxidación de lípidos y actúa como un agente eficaz para inhibir la acción carcinogénica de diversos compuestos en el organismo, tales como la dietilnitroso-amina en el hígado, la 1-óxido-4-nitroquinoleína en la cavidad oral, el azoxymetano en el colon, la N-metil-N-nitrosourea en el tejido glandular del estómago y la N-butil-N-(4-hidroxibutil) nitrosamina en la vesícula (Carvajal *et al.*, 2006).

Las propiedades antioxidantes de los extractos de jamaica han sido objeto de evaluación en diversas investigaciones. En un estudio realizado por Usoh *et al.*, (2005), se analizó el efecto antioxidante de los extractos etanólicos obtenidos de flores secas de *Hibiscus sabdariffa L.* sobre ciertos biomarcadores de estrés oxidativo en ratas de raza Wistar. Se observó que la administración oral del extracto de *hibiscus sabdariffa* produjo una reducción significativa en la formación de malondialdehído en el hígado. Este compuesto es considerado uno de los principales indicadores de la peroxidación lipídica inducida por el arsenito de sodio, lo cual sugiere un efecto protector de extracto frente al daño celular. Asimismo, el tratamiento con dichos extractos provocó un aumento significativo de las enzimas superóxido dismutasa y catalasa en el hígado, junto a una disminución de las mismas en la sangre, lo que refuerza su eficacia antioxidante y su acción protectora. Como resultado de estas propiedades, tanto la jamaica como sus extractos han sido propuestos como ingredientes potenciales para el desarrollo de alimentos funcionales. La parte más utilizada de la planta es el cáliz o flor, el cual, en México se emplea tradicionalmente para la elaboración de extractos acuosos destinados a la preparación de bebidas refrescantes, así como mermeladas, jaleas, licores, harinas para repostería, entre otros productos (Murrieta *et al.*, (2014). En los últimos años, la jamaica ha mostrado un uso potencial en el ámbito farmacológico debido a los múltiples beneficios que se le atribuyen en la medicina alternativa, entre ellos propiedades diuréticas, antifebriles, así como efectos favorables en la reducción del colesterol y la presión arterial. Diversas investigaciones han sido realizadas utilizando extractos de *Hibiscus sabdariffa*, las cuales han demostrado que sus componentes como las vitaminas E y C, los ácidos polifenólicos y antocianinas poseen actividad antioxidante. Esta actividad se relaciona con efectos anticancerígenos y cardioprotectores, lo que refuerza su valor terapéutico (Cid & Guerrero, 2012).

2.5 Jengibre (*Zingiber officinale*)

El jengibre es una planta medicinal y especia empleada desde tiempos antiguos, originaria de Asia central y del sudeste asiático. Perteneciente a la familia zingiberaceae, esta planta de rizoma se cultiva ampliamente en regiones tropicales y subtropicales de Asia, así como en determinadas zonas de África, Brasil y jamaica. Se caracteriza por ser una planta resistente, con un rizoma horizontal, rastrero, vigoroso, que presenta tuberosidades y múltiples ramificaciones. El jengibre (Figura 2) destaca por su aroma distintivo, fresco y perfumado con matices cítricos, mientras que su sabor es especiado, picante y penetrante, con un leve toque dulce (Siedentopp, 2008).



Figura 2. Raíz de jengibre (*Zingiber officinale*). Fuente: (Hernández López, 2005).

2.5.1 Fitoquímicos presentes en el jengibre

La importancia del jengibre radica en su amplio contenido de aceites esenciales y compuestos no volátiles. Entre los principales componentes volátiles destacan los gingeroles, los cuales poseen una estructura química semejante a la del ácido acetilsalicílico, lo que les confiere propiedades analgésicas. Estos compuestos actúan en el sistema digestivo, particularmente en el estómago y el intestino, aliviando síntomas como la flatulencia, los espasmos y las náuseas (Siedentopp, 2008). Entre los principales componentes de los aceites esenciales del jengibre se

encuentran los sesquiterpenos, como el curcumeno y el alfafarneseno. Su característico aroma se le atribuye a la combinación de isómeros cis y trans del betaeudesmol, así como a los alcoholes sesquiterpénicos betasesquifelandrol y zingiberol. Además, el jengibre presenta un matiz cítrico, asociado a la presencia de neral y geranial. Desde el punto de vista nutricional, destaca por su alto contenido de agua (81%) y su proporción de hidratos de carbono (11%). En cuanto a su perfil mineral, contiene cantidades notables de potasio, fósforo, magnesio y hierro (Enríquez Flores, 2007). El jengibre contiene aceites esenciales, como zingibereno, dextrocanfeno, metilheptona, pinol, linalil, gerianol, citral, borneol, bisaboleno, farneseno, curcumeno, zingiberol el cual es responsable del olor del jengibre. También contiene aldehídos decílicos y nompílicos, resina a la cual se le debe el sabor picante ya que contiene compuestos fenólicos como el gingerol y shogaol o zingiberona (Salgado, 2011). Los gingeroles son 1-(3'-metoxi-4'-hidroxi-fenil)-5-hidroxi-alcan-3-onas, con una cadena lateral de longitud variable (Carretero A, 2015). Entre otros componentes encontrados en el jengibre se encuentran la vitamina C, terpenos, flavonoides, antocianinas entre otros (Trinidad *et al.*, 2012). Las concentraciones de los componentes químicos son variantes y va a depender de la subespecie, condiciones agroclimáticas, lugar de origen, etapas de madurez, metabolismo adaptativo de la planta, condiciones de secado y extracción, entre otros (Ali *et al.*, 2008).

2.5.2 Propiedades funcionales del jengibre

Los compuestos fenólicos del aceite de jengibre presentan efecto sinérgico al actuar como antioxidante y antiinflamatorio, entre estos compuestos destacan gingerol, shogaol, zingerona y las gingerdionas (Saedisomeolia *et al.*, 2019). Es probable que la actividad antioxidante del extracto se deba, en gran medida, a la presencia de compuestos fenólicos y flavonoides, especialmente a los gingeroles y shogaoles. Además, se ha documentado que los flavonoides poseen no solo propiedades antioxidantes, sino también actividades antibacterianas, antiinflamatoria y antialérgica (Amir *et al.*, 2011). El jengibre se caracteriza por ser un potente

antioxidante, capaz de inhibir la formación de radicales libres. Los compuestos estandarizados de gingeroles 6-, 8-, 10-GN y su derivado el 6-shogaol, han demostrado actividad antioxidante significativa, evidenciada por su capacidad para neutralizar el radical libre DPPH (2,2-Difenil-1-Picrilhidrazilo), así como los radicales superóxido e hidroxilo. Al ser comparados con el α -tocoferol, un antioxidante natural, el 6- shogaol mostró la mayor capacidad antioxidante entre los compuestos evaluados (Dugasani *et al.*, 2010).

La actividad antioxidante de diferentes extractos de jengibre ha sido demostrada mediante la inhibición de la oxidación inducida por Cu^{2+} a la lipoproteína de baja densidad (LDL) *in vitro*, siendo el extracto metanólico el más eficiente. El extracto de jengibre posee una potente actividad antioxidante contra la oxidación del LDL y guarda relación con el contenido de compuestos fenólicos. Los compuestos fenólicos presentes en el jengibre contienen múltiples grupos hidroxilo, los cuales actúan como potentes antioxidantes mediante la donación de átomos de hidrógeno y la neutralización del oxígeno singlete (Prasanna *et al.*, 2014).

2.6 Bacterias Ácido Lácticas (BAL)

Las Bacterias Ácido Lácticas (BAL) constituyen un amplio grupo de microorganismos Gram positivos, cuya característica distintiva es su capacidad para producir ácido láctico a partir de la fermentación de carbohidratos (Urrego & Cadavid, 2005). El grupo de bacterias lácticas relacionadas con los alimentos abarca cocos pertenecientes a los géneros *Lactococcus* *Streptococcus*, *Pediococcus*, *Leuconostoc* así como bacilos de los géneros *Lactobacillus* y *Carnobacterium* (Vásquez *et al.*, 2009). Dentro del conjunto de bacterias lácticas, el género *Lactobacillus* se destaca por ser el más relevante y heterogéneo, albergando especies con características bioquímicas y fisiológicas notablemente diversas. Estas bacterias no requieren de oxígeno para su crecimiento, presentan tolerancia a la presencia de nitritos, humo y concentraciones relativamente elevadas de sal, además de ser capaces de desarrollarse en condiciones de pH bajo (Vásquez *et al.*, 2009). La utilización de los carbohidratos presentes en el alimento y la disminución

del pH debido a la producción de ácidos orgánicos constituyen el principal mecanismo de antagonismo microbiano de las bacterias lácticas. Sin embargo, estas también generan otras sustancias con acción antagonista, entre las que se destacan el diacetilo, el peróxido de hidrógeno, el acetaldehído, compuestos no proteicos de bajo peso molecular y las bacteriocinas (Vásquez *et al.*, 2009).

2.6.1 Uso de bacterias ácido lácticas como probióticos

Se ha demostrado que las BAL generan beneficios potenciales a la salud, el principal es su uso como probiótico para mejorar la función del intestino y estimular el estado inmune en humanos (Gaggia *et al.*, 2010). Sin embargo, el beneficio de probiótico se le atribuye solo a ciertas cepas estudiadas (Hempel *et al.*, 2012). Se han utilizado distintas especies de bacterias ácido lácticas, bacillus y hongos de los géneros *aspergillus* y *saccharomyces* en la producción industrial de probióticos a lo largo de las últimas décadas pero en la actualidad la mayor parte de estos pertenecen a los géneros *Lactobacillus*, *Streptococcus*, *Bifidocaterium* y *Lactococcus* (Shigwedha *et al.*, 2015). En el mercado se encuentra una amplia gama de productos probióticos que pueden presentarse en diversas formas, tales como leches fermentadas, como el yogurt o el Yakult; también se ofrecen en formatos como tabletas, cápsulas, polvos o sobres que contienen la bacteria en estado liofilizado (Ramirez *et al.*, 2011).

2.6.2 Beneficios en la salud de las BAL

El consumo de bacterias lácticas probióticas presentes en algunos productos, como productos fermentados o lácteos, ha sido asociado con muchos beneficios para la salud en humanos (Narayan *et al.*, 2010). Estos productos lácteos fermentados y células vivas BAL, han sido sugeridas para controlar algunos tipos de diarrea como la comúnmente conocida como diarrea del viajero, diarrea crónica o diarrea pediátrica (Ramirez *et al.*, 2011). Algunos componentes celulares de las bacterias probióticas funcionan como inmunomoduladores, lo que significa que estimulan la respuesta inmunológica contra células malignas (Reid *et al.*, 2003). Se ha comprobado que los probióticos tienen la capacidad de activar macrófagos y

linfocitos, lo que mejora los niveles de IgA y la producción de gama interferón (Reid *et al.*, 2003). Un ámbito en el que existe evidencia sólida sobre el efecto beneficioso de los probióticos es su capacidad, a través de leches fermentadas, para aliviar la condición conocida como intolerancia a la lactosa, la cual afecta a personas cuyo intestino delgado no produce cantidades suficientes de la enzima lactasa (Torres, 2002). Los pacientes con intolerancia a la lactosa experimentan diarrea, dolores abdominales y flatulencia excesiva tras la ingestión de leche. No obstante, cuando estos pacientes consumen leches fermentadas, como el yogurt, los efectos adversos asociados con la intolerancia a la lactosa son menos pronunciados o incluso ausentes (Ogueke *et al.*, 2010).

2.7 Microencapsulación

La microencapsulación es una técnica que consiste en envasar principios activos sólidos, líquidos o gaseosos dentro de un segundo material con el fin de proteger el principio activo del entorno. Así, el activo se designa como el material del núcleo, mientras que el material circundante forma la envoltura (Dubey, 2009). Se emplea la microencapsulación de materiales para asegurar que el contenido encapsulado alcance la zona de acción sin verse alterado negativamente por el entorno que atraviesa. Entre las principales razones para la encapsulación son; la separación de componentes incompatibles, la conversión de líquidos en sólidos de flujo libre, el aumento de la estabilidad (protección de los materiales encapsulados contra la oxidación o la desactivación debidas a reacciones en el medio ambiente), el enmascaramiento del olor, sabor y actividad de los materiales encapsulados, la protección del entorno inmediato, la liberación controlada de compuestos activos (liberación sostenida o liberación retardada) y la liberación selectiva de materiales encapsulados (Dubey, 2009). La microencapsulación protege a los materiales encapsulados de factores como el calor y la humedad, lo que permite mantener su estabilidad y viabilidad. También se ha utilizado para mejorar el sabor y la estabilidad de medicamentos, así como para actuar como barrera contra malos olores y sabores. Además, favorece que los materiales frágiles resistan las condiciones de procesamiento y empaque, mejorando el sabor, aroma, estabilidad,

valor nutritivo y apariencia. En el caso de los fármacos cuya liberación ocurre en el estómago o intestino, la microencapsulación facilita una máxima absorción de los compuestos con un mínimo de reacciones adversas. Asimismo, protege a los probióticos de los bacteriófagos y de ambientes adversos, como la congelación y las soluciones gástricas, y facilita la manufactura de productos fermentados al proporcionar condiciones más constantes (Villena *et al.*, 2009).

La elección del método de encapsulación dependerá del tamaño medio de partícula requerido, de las propiedades físicas del agente encapsulante, de la naturaleza de la sustancia a encapsular, de las aplicaciones previstas del material encapsulado, del mecanismo de liberación deseado y del costo. Existen diversos métodos para la producción de microcápsulas, en general, estos métodos se pueden dividir en tres grupos, el primero de procesos físicos, el cual incluye secado por aspersión, el segundo de procesos químicos en el cual se cuenta la polimerización interfacial e inclusión molecular y el tercero de procesos fisicoquímicos en el cual se contemplan coacervación, liposomas y gelificación iónica (Villena *et al.*, 2009).

2.7.1 Microencapsulación de compuestos bioactivos como herramienta tecnología y de innovación

A nivel tecnológico, la extracción y manipulación incorrecta de los compuestos bioactivos, así como el procesamiento tal como la incorporación directa de estos en matrices alimentarias, presenta dificultades relacionadas con baja solubilidad, defectos en la calidad de los productos (cambios negativos en color, textura, sabor y apariencia), incluso pérdida de la funcionalidad, ocasionada por las operaciones de procesamiento, e interacciones químicas con matrices alimentarias, por la degradación enzimática digestivas cuando pasa por el tracto gastrointestinal y condiciones ambientales desfavorables (oxígeno, luz y temperatura) (Mohammadian *et al.*, 2020). Para reducir su deterioro y lograr su incorporación y liberación controlada en el organismo, se han introducido varias estrategias de conservación de compuestos bioactivos como la microencapsulación. La

microencapsulación es un método eficaz para incorporar compuestos bioactivos ambientalmente sensibles en microcápsulas pequeñas para aumentar la estabilidad y la biodisponibilidad. Las sustancias encapsuladas son generalmente activos o compuestos funcionales, que se conocen como materiales centrales, agentes activos, rellenos o núcleo. La barrera o polímeros que protege a la sustancia activa son normalmente llamados como materiales de pared, materiales de soporte, revestimientos, matrices (Furuta & Neoh, 2021). Entre los principales materiales de pared para la encapsulación de compuestos bioactivos se encuentran, maltodextrinas, goma arábica, almidones modificados, proteína de suero, quitosano, alginato, pectinas etc. (Tangarife *et al.*, 2021). Las propiedades morfológicas, la eficiencia de la microencapsulación y la cinética de liberación son características importantes de las microcápsulas finales. Se debe considerar para la encapsulación de compuestos bioactivos factores principales, incluidas las técnicas de microencapsulación, los materiales de paredes y la interacción entre el material pared y los compuestos bioactivos, para producir micropartículas con características funcionales y tecnológicas deseables. Días *et al.* (2017), reportaron como a esta técnica, como líder en los procesos de encapsulación de compuestos bioactivos y probióticos al secado por aspersión, en segundo lugar, a la coacervación y en tercer lugar la gelificación iónica.

2.7.2 Microencapsulación mediante secado por aspersión

El proceso de la microencapsulación por secado por aspersión consiste en la atomización de la solución a secar en forma de gotas muy finas dentro de una corriente de gas caliente, generalmente aire. Este procedimiento da lugar a partículas de geometría esférica, que suelen presentar un aspecto de esferillas huecas, con diámetros que pueden variar entre 20 μm y 200 μm . El principio del secado por aspersión se basa en la obtención de un polvo seco mediante la atomización de una emulsión en una corriente de aire caliente dentro de una cámara de secado. Durante este proceso, el agua se evapora de forma instantánea, lo que permite que el material activo presente en la emulsión quede atrapado dentro de una película formada por el material encapsulante (López, 2010).

Las etapas de secado por aspersión comprenden: la atomización por presión o centrifugación, cuyo objetivo es maximizar la transferencia de calor entre el aire seco y el líquido; la etapa de contacto entre la gota y el aire caliente, que ocurre durante la atomización e inicia el secado del líquido; posteriormente, tiene lugar la evaporación instantánea del agua; y, finalmente, la separación del producto seco y el aire húmedo, en la cual, mediante un ciclón ubicado en la cámara de secado, se minimizan las pérdidas del producto hacia la atmósfera (Esquivel *et al.* 2015). Una de las principales ventajas de este proceso, en comparación con otros métodos de microencapsulación, además de su simplicidad, es su idoneidad para materiales altamente volátiles y sensibles al calor, debido a que el tiempo de exposición a altas temperaturas es muy breve (López, 2010).

2.7.3 Microencapsulación de extractos de jamaica

Sotomayor *et al.* (2017), llevaron a cabo una investigación centrada en la optimización del proceso de extracción de antocianinas de la flor de jamaica (*Hibiscus sabdariffa*) y su microencapsulación mediante secado por aspersión, utilizando almidón-alginato como agente encapsulante. Para ello, aplicaron un análisis de superficie de respuesta y evaluaron posteriormente la estabilidad oxidativa del producto. Se concluyó que el punto óptimo para lograr una mayor eficiencia y rendimiento en la microencapsulación de antocianinas mediante este método fue a una temperatura de 170.74 °C y con una concentración de 3.22% de almidón-alginato. Asimismo, se observó que las antocianinas encapsuladas presentaron un tiempo de inducción de 30.39±0.830 horas, lo cual evidenció su efectividad antioxidante, siendo superior a la de las antocianinas no encapsuladas. En estas últimas no se logró determinar dicha efectividad, ya que la temperatura utilizada (120 °C) provocó su degradación, favoreciendo la oxidación de la matriz lipídica.

Lorenzo T. (2022), realizó una investigación para buscar rendimiento y estabilidad de la vitamina C en el jugo de carambola y jamaica, donde utilizó la microencapsulación por extrusión simulada, ya que es una técnica que permite

proteger del medio al que está expuesto el jugo evitando la degradación de la vitamina C, y los polímeros empleados fueron alginato y gelatina sin sabor. La vitamina C se la determinó mediante espectrofotometría, las microcápsulas obtenidas a una concentración del 6 % (p/v), muestran un mayor rendimiento y estabilidad de la vitamina C al ser sometida a tratamiento térmico.

Romo *et al.*, (2024), extrajeron compuestos bioactivos, como los fenoles, provenientes de la flor de la jamaica, para elaborar microcápsulas utilizando maltodextrina, caseinato de sodio y suero de leche como materiales de pared en diferentes concentraciones para aplicarlas en un yogurt para evaluar la estabilidad de los microencapsulados dentro de una matriz alimentaria. Los tratamientos que se hicieron fueron, yogurt natural sin microcápsulas, yogurt natural con extracto de flor de jamaica encapsulado con suero de leche, yogurt natural con extracto de flor de jamaica encapsulado con suero de leche y 10% sólidos de maltodextrina, yogurt natural con extracto de flor de jamaica encapsulado con suero de leche y 10% sólidos de caseinato de sodio. Se tomó en cuenta como variables de respuesta el contenido de fenoles totales, actividad antioxidante para el radical ABTS y DPPH; así mismo se realizó una prueba sensorial de nivel de agrado orientada a consumidores. El contenido total de fenoles y la actividad antioxidante de los extractos mostraron, que el mejor tratamiento para conservar los compuestos fenólicos de la flor de jamaica fue el yogurt natural con extracto de flor de jamaica encapsulado con suero de leche, mismo que presentó la mayor aceptación por parte del consumidor para los atributos sabor, color, aroma y textura. Por lo tanto, el uso de suero de leche como material encapsulante para la elaboración de microcápsulas con extractos de flor de jamaica representa una alternativa viable para su incorporación en matrices alimenticias, constituyendo una opción adecuada para el desarrollo de alimentos funcionales.

2.7.4 Microencapsulación de jengibre

Sancho (2023), microencapsuló compuestos bioactivos extraídos de las raíces de cúrcuma y jengibre como una alternativa al uso de antiinflamatorios convencionales. Tras identificar el tratamiento óptimo de extracción y empleando la tecnología de

secado por aspersión, se procedió a la microencapsulación de los compuestos bioactivos del material vegetal. Se evaluaron la eficiencia, el rendimiento y la concentración de metabolitos vegetales en el producto microencapsulado. La concentración de fenoles totales se cuantificó mediante el método de Folin-Ciocalteu, lo que permitió determinar el porcentaje de eficiencia del proceso de microencapsulación; además, la concentración de flavonoides totales se determinó por espectrofotometría. Se comprobó la actividad antiinflamatoria que poseen los metabolitos vegetales microencapsulados presentes en la raíz de jengibre. A partir de la experimentación in vitro y la determinación de polifenoles totales presentes en el material vegetal. Con los resultados obtenidos, se pudo concluir que, los extractos microencapsulados de plantas con alta concentración de metabolitos con propiedades antiinflamatorias pueden ser una alternativa natural para el tratamiento y disminución de síntomas producidos por agentes proinflamatorios (Sancho, 2023).

2.7.5 Microencapsulación de bacterias ácido lácticas probióticas

En un estudio realizado se indica que las bacterias probióticas no logran sobrevivir en cantidades significativas cuando son incorporadas en productos alimenticios sin protección adecuada. En particular, se ha observado que su viabilidad disminuye considerablemente si no están microencapsuladas o protegidas de alguna forma. Esto es aún más evidente cuando se adicionan a alimentos con un pH bajo, ya que las condiciones acidas del producto aceleran la degradación de los microorganismos (Shah, 2000). La viabilidad de probióticos en los alimentos depende de varias condiciones encontradas durante el procesamiento y almacenaje. La pérdida de probióticos durante procesos térmicos, depende de la habilidad de la cepa de resistir el calor. La mayoría de las bacterias probióticas son sensibles al calor, de manera que su supervivencia durante los procesos térmicos es un obstáculo mayor. El calor involucrado en el proceso de horneado puede generar pérdidas significativas en viabilidad durante el proceso productivo y el almacenamiento de pan (Champagne, 2009).

La pérdida de la viabilidad puede ocurrir antes de su consumo, durante el procesamiento por estrés de oxígeno, durante el almacenamiento o durante la

congelación o secado o también debido a la acción severa de las condiciones del tracto gastrointestinal (Akhlar & Aqilah, 2010).

La microencapsulación de probióticos tiene como objetivo, crear un microambiente en donde la bacteria puede sobrevivir durante el procesamiento, almacenamiento y ser liberada en sitios apropiados del tracto digestivo (Weinbreck *et al.*, 2010). Se ha reportado que la microencapsulación puede mejorar notablemente la viabilidad de los microorganismos ante factores adversos como la alta acidez, bajo pH, oxígeno molecular, agentes tóxicos, enzimas digestivas, peróxido de hidrógeno, cadenas de ácidos cortos, compuestos carbonil-aromáticos y procesos con calentamiento como el secado (Mortazavia *et al*, 2006).

III. JUSTIFICACIÓN

Las enfermedades no transmisibles (ENT), como la hipertensión arterial, el sobrepeso, la obesidad, la hiperglucemia y la hiperlipidemia, representan un problema prioritario de salud pública en México y el mundo, con consecuencias económicas y sociales de gran alcance (Díaz, 2022). Estas afecciones están estrechamente vinculadas a factores modificables de estilo de vida, como la alimentación, lo que subraya la importancia de desarrollar estrategias preventivas desde el ámbito de la ciencia de los alimentos (Alvídrez *et al.*, 2002).

En años recientes, la atención se ha centrado en los compuestos bioactivos, metabolitos secundarios presentes en diversas fuentes naturales (plantas, hongos, microorganismos y animales) por su capacidad para ejercer efectos fisiológicos benéficos, como actividad antioxidante, antiinflamatoria o antimicrobiana (Mohammadian *et al.*, 2020). En este contexto, el desarrollo de alimentos funcionales que incorporen dichos compuestos se ha consolidado como una línea prioritaria de investigación.

Hibiscus sabdariffa (jamaica) y *Zingiber officinale* (jengibre) destacan como fuentes ricas en compuestos bioactivos con propiedades terapéuticas demostradas, incluyendo efecto antihipertensivo, hipolipemiante y antioxidante (Usoh *et al.*, 2005). No obstante, muchos de estos compuestos son sensibles a las condiciones ambientales, por lo que su estabilidad debe garantizarse mediante tecnologías adecuadas de encapsulación. Una de las estrategias más viables es el secado por aspersión, que permite proteger los compuestos activos sin comprometer su funcionalidad.

Aunado a ellos, la inclusión de bacterias ácido lácticas con propiedades probióticas amplifica el potencial funcional del producto final, al contribuir a la modulación del microbiota intestinal y fortalecer la salud inmune. Así, esta investigación propone la microencapsulación simultánea de extractos de jamaica y jengibre junto con bacterias ácido lácticas, como una estrategia para obtener un ingrediente funcional estable, bioactivo y con aplicaciones potenciales en la prevención de enfermedades metabólicas asociadas a las ENT.

IV. HIPÓTESIS

Es posible microencapsular compuestos bioactivos de extractos de jamaica y jengibre, mediante secado por aspersión, adicionados con bacterias ácido lácticas con propiedades antioxidantes.

V. OBJETIVOS

5.1 Objetivo general

Microencapsular extractos acuosos de jamaica (*Hibiscus sabdariffa*) y jengibre (*Zingiber officinale*) adicionado con bacterias ácido lácticas usando la técnica de secado por aspersión.

5.2 Objetivos específicos

1. Caracterizar los compuestos fitoquímicos de extractos acuosos de jamaica (*hibiscus sabdariffa*) y jengibre (*Zingiber officinale*), (fenoles totales, flavonoides totales, y antocianinas) y en mezcla, además de la capacidad antioxidante mediante métodos espectrofotométricos.
2. Microencapsular mezcla de extractos de jamaica y jengibre con bacterias ácido lácticas, usando el secado por aspersión.
3. Caracterizar los microencapsulados: viabilidad de las bacterias, cuantificación de fenoles totales, actividad antioxidante, medición de color, actividad de agua y humedad, actividad antimicrobiana y morfología microscópica.

VI. METODOLOGÍA

6.1 Obtención de materia prima

El jengibre (*Zingiber officinale*) utilizado para la presente investigación, fue adquirido en el mercado municipal de Tulancingo, Hidalgo. La jamaica (*Hibiscus sabdariffa*), utilizada fue proporcionada por el laboratorio de fisicoquímica I, del Instituto de Ciencias Básicas e Ingeniería de la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, variedad criolla Guerrero (CG), adquirida con proveedores del Estado de Guerrero, México.

6.2 Secado y tamizado de muestras

Como primer proceso realizado, se pesaron 150 g de jengibre, el cual se sometió a un lavado y posteriormente a un pelado, se cortó en hojuelas y fue llevado en una charola de plástico a secado por 24 h, sin aire, a 40 °C en una estufa (OVEN SERIES 9000, EUA, Thermolyne). Posterior al secado, se molió en un molino marca Nutribullet y el polvo obtenido se tamizó en un tamiz de malla No. 30 (30µm). Por otro lado, los cálices de jamaica secos, se molieron y se tamizaron con una malla No. 30. Las muestras obtenidas (polvos) de jamaica y jengibre, se almacenaron en una bolsa hermética y se sellaron al vacío. Cada una de las bolsas fueron cubiertas con papel aluminio para mantenerlas aisladas de la luz y así evitar la pérdida o degradación de los compuestos bioactivos de acuerdo con lo descrito por (Sanchez, 2016).

6.3 Determinación de humedad (%)

Para realizar la determinación de humedad (%), de los polvos de jamaica y de jengibre, se pesó un gramo de cada muestra y se utilizó una termobalanza (OHAUS, Switzerland) de acuerdo a Negrete y Secaira, (2016).

6.4 Mezclas

En la Tabla 2 se presentan las mezclas evaluadas de jamaica y jengibre, utilizadas en la parte experimental de la caracterización de compuestos bioactivos y actividad antioxidante.

Tabla 2. Mezclas de jamaica y jengibre.

Muestra
Jengibre (100%)
Jengibre-jamaica (50-50%)
Jengibre-jamaica (75%-25%)
Jengibre-jamaica (25%-75%)
Jamaica (100%)

6.5 Obtención de extractos

Se realizó la obtención de extractos acuosos en dos condiciones: con y sin ebullición. Para ello, se pesaron las muestras (por triplicado) como se indica en la Tabla 2 y se colocaron microtubos Eppendorf, donde se les adicionó 0.2 g de muestra (polvo) y se les adicionó también, 1.0 mL de agua, para posteriormente, centrifugar a 3500 rpm por 10 minutos. Posteriormente se tomó el sobrenadante de cada tubo después de cada centrifugación y se colocó en un matraz aforado con 10 mL de agua, repitiendo este proceso de lavado 3 veces para cada uno de los tubos. Para los extractos en ebullición, se realizó un procedimiento similar, únicamente que posterior a añadir 1.0 mL de agua, se llevó a ebullición por 10 minutos, se dejó enfriar y se centrifugó bajo las mismas condiciones (Hernández *et al.*, 2018).

6.6 Cuantificación de Fenoles

Los compuestos fenólicos totales en los extractos fueron determinados a través del método de Folin-Ciocalteu de acuerdo con lo descrito por Vargas-León *et al.* (2018). En microtubos Eppendorf, se colocaron 250 μ L de los diferentes extractos, 625 μ L del reactivo de Folin-Ciocalteu y 500 μ L de Na_2CO_3 al 7.5 %, se agitaron y se dejaron en reposo por 2 h, posteriormente se midió la absorbancia a 760 nm. Para determinar la concentración de cada extracto se utilizó una curva estándar de

0 a 150 ppm de ácido gálico (AG) y el resultado se expresó como mg equivalentes de ácido gálico por 100 g de cáliz de flor de jamaica.

6.7 Cuantificación de la actividad antioxidante

6.7.1 Medición de actividad antioxidante por el método ABTS

El método ABTS evalúa la actividad antioxidante equivalente a Trolox, se basa en la reducción de la coloración verde/azul producida por la reacción del radical ácido 2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico (ABTS^{•+}), con el antioxidante presente en la muestra. A partir del extracto obtenido, se evaluó la actividad antioxidante equivalente a Trolox, de acuerdo con lo descrito por Kuskoski *et al.*, (2004). Para este procedimiento, se utilizan 1050 µL del radical ABTS, posteriormente se agregó 50 µL del extracto y se hizo reaccionar por 30 minutos en la oscuridad a temperatura ambiente, las absorbancias se miden en un espectrofotómetro a 732 nm. A partir del extracto obtenido para cuantificación de fenoles totales, se evaluó la actividad antioxidante equivalente a Trolox.

6.7.2 Medición de actividad antioxidante por el método DPPH

Se basa en la medida de la absorbancia del radical DPPH[•] 100 µm (3.9 mL) disuelto en metanol al 80 %, a la longitud de onda de 517 nm. Donde se añade 0.1 mL de la muestra (extractos) o patrón, la mezcla se homogeniza cuidadosamente, y se mantiene en la oscuridad durante 30 minutos. Para evaluar la actividad antioxidante también se utilizó la técnica de DPPH de acuerdo con lo descrito por Kim *et al.*, (2002), se pesó 2.37 mg de DPPH que se disolvieron en 100 mL de metanol y se dejaron reaccionar en agitación por 1 hora, la absorbancia se midió en 515 nm en un espectrofotómetro. De este radical se tomaron 1050 µL y se le añadieron 50 µL de extracto, se dejaron reposar durante 30 minutos y se midió la absorbancia en el espectrofotómetro.

6.8 Evaluación de la viabilidad de bacterias en mezclas

Para evaluar la viabilidad de las bacterias en este estudio, se utilizó una cepa de *Lactocaseibacillus paracasei* UAEH20 (L-20) y *Enterococcus lactis* UAEH 25 (L-25).

Para cada cepa, a partir del stock (cultivo puro), se tomaron 150 μ L y se colocaron en caldo MRS (3 mL), las muestras se incubaron por 24 h a 37 °C. Después de una doble transferencia en caldo MRS, las bacterias (200 μ L) fueron incubadas en tubos de centrifuga, con 50 mL de caldo MRS, los tubos se dejaron en incubación a 37 °C por 24 h. Después del tiempo de incubación, los cultivos se centrifugaron a 3500 rpm durante 15 minutos, se decantó el sobrenadante y se dejó el paquete celular, el cual fue resuspendido en solución salina al 0.85%, para realizar los lavados con las condiciones antes mencionadas. Finalmente se obtuvo el paquete celular para cada bacteria, el cual fue adicionado a las mezclas de jamaica-jengibre en sus diferentes porcentajes respectivamente (Tabla 2). Por otro lado, se pesaron 10 g de mezcla en sus diferentes porcentajes (jamaica-jengibre) para un volumen de 100 mL de agua, adicionado con 30 g de N-Lok (base seca) que se utilizó como material de pared, la muestra se homogenizó en un homogeneizador Ultra Turrax a 10000 rpm por 3 min, posteriormente se agregó el paquete celular con una concentración aproximada de 10^9 UFC/mL previamente obtenido. Se tomó 1 mL de la mezcla con la bacteria ácido láctica L-20 y L-25 respectivamente agregada y se realizaron diluciones seriadas y posterior sembrado en agar MRS, para la cuantificación de colonias y determinación de las UFC/mL en las mezclas.

Las mezclas respectivas de acuerdo con la Tabla 2, se mantuvieron en agitación magnética por un periodo de tiempo de 1 hora, posterior al tiempo de agitación se tomó una alícuota de 1 mL y se realizaron diluciones seriadas, sembrado en MRS por el método de vaciado en placa, una incubación de 48 h a 37 °C, para su posterior conteo de UFC/mL. El procedimiento descrito fue realizado para cada género evaluado, en las diferentes mezclas de acuerdo con lo descrito por (Hernández *et al.*, 2018).

6.9 Microencapsulación de bacteria L-20

Se microencapsuló únicamente la cepa *Lacticaseibacillus paracasei* UAEH20 (L-20). El proceso de microencapsulación se realizó de acuerdo con lo descrito por Hernández *et al.* (2018). La mezcla fue preparada de acuerdo con los porcentajes de la Tabla 2. Se preparó el paquete celular, se midieron 150 μ L de un stock de la

bacteria (L-20) y se colocaron en un tubo con caldo MRS (3 mL), incubados 24 h a 37 °C, del crecimiento bacteriano se transfirieron 200 µL a dos tubos de centrifugación con 50 mL respectivamente con MRS, se incubó la bacteria por 24 horas a 37 °C; pasando el tiempo se centrifugaron los tubos con crecimiento a 3500 rpm durante 15 min, se decantó el sobrenadante y se dejó el paquete celular, se agregaron 20 mL de solución salina para centrifugar nuevamente, este procedimiento se realizó dos veces, para obtener el paquete celular libre de metabolitos.

Se preparó la mezcla para microencapsular, de acuerdo con la Tabla 2, se pesaron 10 g del polvo respectivamente y se agregaron 100 mL de agua, posteriormente se filtró y al filtrado se le agregó 30 g de N-Lok para homogeneizar en el ULTRA TURREX a 10000 rpm por 10 min. Posteriormente se agregó el paquete celular (previamente obtenido) y se llevó al secador. La microencapsulación de las bacterias, se realizó en un secador por aspersión BUCHI Mini Spray Dryer B – 191 a escala laboratorio, se utilizó una temperatura de entrada de 100 °C en un equipo BUCHI Mini Spray Dryer B – 191 equipado con una boquilla con un diámetro de 0.5 mm. La solución de alimentación se mantuvo bajo agitación magnética a temperatura ambiente, y se introdujo en la cámara de aspersión a través de una bomba peristáltica, con una tasa de flujo de alimentación de 4 mL/min. El flujo de aire se mantuvo a 600 mL/h, después del secado por aspersión las microcápsulas secas se colectaron en frascos de vidrio y se almacenaron para los posteriores análisis.

6.10 Caracterización de microencapsulados

6.10.1 Viabilidad de bacterias en el microencapsulado

Para el recuento bacteriano, antes y después del proceso de encapsulamiento, se realizó por el método de vaciado en placa, una alícuota de 1 mL de la solución antes del secado fue colocado en peptona, para realizar las diluciones correspondientes, las cuales se sembraron en agar MRS, las cajas fueron incubadas a 37 °C durante 48 h, posteriormente se realizó el recuento de colonias y se reportó como UFC/mL.

Para las microcápsulas. 1 g de cápsulas fueron colocadas en 9 mL de peptona, las cápsulas fueron completamente desintegradas. Posteriormente, se realizaron diluciones seriadas, sembrado, incubación y conteo de colonias. Se obtuvieron las UFC/g. La eficiencia de encapsulación de las bacterias encapsuladas (% EE), es una medida combinada de la eficacia de atrapamiento y supervivencia de células viables durante el procedimiento de la microencapsulación, fue calculada con la siguiente fórmula de acuerdo a lo reportado por Rajam et al., 2012.

$$\% \text{ EE} = (N/N_0) \times 100$$

Donde la eficiencia de encapsulación (% EE), se encuentra expresada en porcentaje; N es el número logarítmico (Log) de células después del secado; y N_0 es el número logarítmico (Log) de células antes del secado.

6.10.2 Cuantificación de fenoles totales y superficiales en el microencapsulados

La cuantificación de fenoles totales y superficiales se realizó de acuerdo con la metodología descrita en el punto 6.6.3, utilizando el método Folin-Ciocalteu. Para la obtención de extracto y medición de fenoles totales se pesaron 250 mg del polvo microencapsulado y se depositaron en un microtubo eppendorf, se añadieron 2 mL de agua y se disolvió con ayuda de un Vórtex, se realizaron 2 lavados con centrifugación por 10 minutos a 3500 rpm, después de cada centrifugación el sobrenadante se colocó en un matraz aforado de 5 mL. Para la obtención de extracto y medición de fenoles superficiales se prepararon 250 mg del microencapsulado y se depositaron en un tubo de centrifugación eppendorf con 2 mL de disolvente metanol- etanol 50:50, se agitó suavemente 3 veces y se retiró el sobrenadante con una jeringa, posteriormente se pasó por un filtro desechable y se colocó el contenido en un matraz de 5 mL, se realiza el lavado dos veces y se aforó a 5 mL con la solución metanol-etanol 50:50.

6.10.3 Eficiencia de microencapsulación

Para determinar la eficiencia de encapsulación se utilizaron los extractos obtenidos para los fenoles totales y superficiales y se utilizó la fórmula (Ramos & Monzerrat 2012).

$$\% \text{ EE} = ((\text{Fenoles totales} - \text{Fenoles superficiales}) / (\text{Fenoles totales})) \times 100$$

6.10.4 Medición de actividad antioxidante por el método ABTS

Se pesaron 250 mg de las microcápsulas obtenidas en un microtubo, se adicionaron 1 mL de agua desionizada y se agitó vigorosamente por 10 minutos para romper la cápsula. Posteriormente se centrifugó la muestra a 3500 rpm por 10 min y se recuperó el sobrenadante, se realizaron dos lavados consecutivos para obtener un volumen de 2.2 mL; finalmente se aforó en un matraz de 5 mL de agua desionizada para la cuantificación de ABTS se siguió la técnica descrita en el apartado 6.6.1

6.10.5 Medición de actividad antioxidante por el método DPPH

Se pesaron 250 mg de las microcápsulas obtenidas en un microtubo, se adicionaron 1 mL de agua desionizada y se agitó vigorosamente por 10 minutos para romper la cápsula. Posteriormente se centrifugó la muestra a 3500 rpm por 10 min y se recuperó el sobrenadante, se realizaron dos lavados consecutivos para obtener un volumen de 2.2 mL; finalmente se aforó en un matraz de 5 mL de agua desionizada para la cuantificación de DPPH se siguió la técnica descrita en el apartado 6.6.2

6.10.6 Actividad antimicrobiana en microencapsulados

Se utilizaron cuatro cepas patógenas: las cepas utilizadas fueron *Escherichia coli* (O157:H7 E09), *Staphylococcus aureus* (ATCC 25923), *Salmonella* Tiphymurium (ATCC 14028) y *Listeria monocytogenes* (ATCC 19115) fueron proporcionadas por el Laboratorio de Microbiología de Alimentos del Área Académica de Química de la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Para activar las bacterias patógenas, se tomaron 50 µL de las cepas respectivamente y se sembraron en un tubo con 3 mL de caldo soya tripticaseína, se incubaron por 24 horas a 37 °C. Se utilizó la

técnica de extensión usando el medio de cultivo de soya tripticaseina, se utilizó una concentración de 1×10^6 de la bacteria patógena, sobre el agar con la bacteria extendida, se realizaron pozos de (6 mm de diámetro aproximadamente) en los cuales se añadieron, a cada pozo, 50 microgramos de polvo microencapsulado .

6.10.7 Color, humedad (%) y Actividad de agua (a_w) de los microencapsulados

El color se midió utilizando un fotómetro y la aplicación color match, se realizó la prueba tres veces sobre cada microencapsulado y se midieron los parámetros L^* , a^* y b^* . Para la determinación del porcentaje de humedad de las microcápsulas se pesó 1 g y se colocaron en una termobalanza (OHAUS, Switzerland). Para la actividad de agua (a_w) se utilizó el equipo Aqua LAB V. 2.2 (Mod. 3TE, Decagon Devices, Inc., EE. UU.), se utilizó 1 g de muestra, ambas pruebas se realizaron por triplicado de acuerdo a lo descrito por Negrete y Secaira, (2016).

6.10.8 Microscopia Electrónica de Barrido (MEB)

Para observar la morfología de las microcápsulas obtenidas se observaron empleando un microscopio electrónico de barrido (modelo JEOL IT-300). Las muestras secas se colocaron sobre un portamuestras, con cinta electroconductiva de carbón de doble cara, para posteriormente recubrir las muestras con oro. Las muestras se analizaron a 15 A y 15 KV. De acuerdo con (Clavijo, 2013).

6.10.9 Análisis estadístico

Cada determinación se realizó por triplicado y los resultados se expresaron como media \pm desviación estándar (DE). Se utilizó un análisis de varianza de una sola vía, para comparar los resultados ($p \leq 0.05$), utilizando el Software STATISTICA versión 8.0 (StatSoft, 2007).

VII. RESULTADOS

7.1 Caracterización de fitoquímicos en mezclas de jamaica y jengibre

7.1.1 Cuantificación de fenoles

En la Tabla 3, se presentan resultados de la cuantificación de los fenoles totales en mezclas de jamaica y jengibre en diferentes porcentajes, expresados como mg equivalente de ácido gálico/100 gramos de muestra (base seca). El valor más alto para el contenido de fenoles totales, fue para jamaica al 100% (1157.72 ± 120.5 EAG/100 g), sin embargo, las mezclas jamaica 75%/jengibre 25% en ebullición (1126.71 ± 60.5 EAG/100 g) y jamaica 75% /jengibre 25% sin ebullición (968.70 ± 53.4 EAG/100 g) no presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$). Reyes-Luengas *et al.* (2015) cuantificaron fenoles totales en extractos con ebullición de jamaica de variedades Sudán, criolla Nayarit y alma blanca, usaron el mismo método de cuantificación Fólin Ciocalteu, y reportaron el mayor contenido de ácidos fenólicos totales para la variedad Sudán (1071 ± 0.29 mg EAG/100 g), resultados similares a los obtenidos en esta investigación para el extracto de jamaica al 100%. De la Cruz y Quispe (2021) reportaron, el contenido de compuestos fenólicos de extractos hidroalcohólicos de tres diferentes muestras de jengibre proveniente de la zona Pichanaki, Satipo y San Ramón en la región Junín en Perú; se demostró que la muestra proveniente de Satipo fue la más alta con 1250 mg EAG/100 g; lo cual presenta similitud con la concentración de fenoles totales determinados en esta investigación para el extracto de jengibre. En el análisis de un extracto de jengibre García, (2018) reportó que la bebida de jengibre al término de su elaboración y a temperatura ambiente tiene una concentración de fenoles totales de 266.66 ± 16.58 mg EAG/100 g, los resultados reportados en este estudio son similares con estudios anteriormente hechos; tanto la jamaica como el jengibre, alimentos ricos en compuestos fenólicos.

Tabla 3. Fenoles totales en mezclas de jamaica y jengibre. Expresados como mg equivalente de ácido gálico/100 gramos de muestra (base seca).

Extracto	Fenoles totales (mg EAG/100 g muestra)
Jamaica (100%)	1157.72±120.5 c
Jamaica/jengibre (75-25%)	968.70±53.4 ac
Jamaica/jengibre (50-50%)	840.65±56.0 a
Jamaica/jengibre (25-75%)	536.79±24.3 b
Jengibre(100%)	525.00±105.7 b
Jamaica con ebullición (100%)	746.28±113.7 ab
Jamaica/jengibre con ebullición (75-25%)	1126.71±60.5 c
Jamaica/jengibre con ebullición (50-50%)	118.74±17.0 d
Jamaica/jengibre con ebullición (25-75%)	866.57±140.3 a
Jengibre con ebullición (100%)	255.46±22.8 d

Promedio de tres repeticiones ± DS. Datos expresados como media ± desviación estándar. Diferentes letras en cada columna indican diferencia estadísticamente significativa ($p < 0.05$), utilizando la prueba de Tukey.

EAG= Equivalente de Ácido Gálico

7.1.2 Actividad antioxidante método ABTS

En la Tabla 4 se muestra la actividad antioxidante expresada como mg equivalente de Trolox/100 g de muestra y el porcentaje (%) de inhibición del radical ABTS en mezclas de jamaica y jengibre a diferentes concentraciones. Se encontró que la jamaica al 100% de concentración con el proceso de ebullición presentó la mayor actividad antioxidante (848.48±156.76 mg EQ Trolox/100g), de igual forma no presento diferencia significativa ($p < 0.05$) con los extractos obtenidos a partir de la mezcla de jamaica al 100% de concentración sin el método de ebullición (665.85±35.72 mg EQ Trolox/100g), tampoco presentó una diferencia significativa ($p < 0.05$) con las mezclas 75-25% jamaica/jengibre (669.56±57.74 mg EQ Trolox/100 g), 50-50% jamaica/jengibre (654.74±27.96 mg EQ Trolox/100 g), 100% jengibre (599.19±39.02 mg EQ Trolox/100 g) y 25-75% jamaica/jengibre con ebullición (420.94±181.01 mg EQ Trolox/100g), lo cual puede deberse a que los compuestos responsables de la actividad antioxidante de la jamaica son estables a la temperatura de ebullición.

Bautista (2024), reportó valores similares de porcentaje de inhibición radical ABTS en extractos de jamaica de 99.60 ± 0.39 %, lo cual es ligeramente mayor que lo reportado en este estudio para el extracto que únicamente contiene jamaica al 100% (95.67 ± 4.1 %) y el extracto con únicamente jamaica al 100% en ebullición (89.04 ± 9.85 %). Mosovska *et al.* (2015) reportó en extractos de jengibre valores de 40 ± 1.4 mg EQ Trolox/100 g. Este valor es menor a lo reportado en este estudio, lo cual puede atribuirse a diferencias en las técnicas de ensayo utilizadas. Los valores reportados en este estudio muestran una alta actividad antioxidante en el extracto de jamaica, aunque no se observa diferencia significativa con mezclas de jamaica y jengibre. El ABTS se utiliza para medir la capacidad antioxidante total de compuestos como extractos vegetales, mide antioxidantes hidrosolubles como liposolubles. Lo que sucede es que cuando se añade un antioxidante a una solución que contiene ABTS actúa como donador de electrones reduciendo su forma radical a no radical y provoca disminución en la absorbancia y esta es proporcional a la capacidad antioxidante del extracto (Mosovska *et al.* 2015).

Los polifenoles son los principales responsables de la actividad antioxidante medida por ABTS, principalmente el gingerol que es el principal compuesto fenólico del jengibre, de igual manera algunos pigmentos naturales como las antocianinas (Aguirre *et al.*, 2012). Al utilizar el ABTS para cuantificar la capacidad antioxidante de alimentos, se puede identificar fuentes de alimentos ricos en antioxidantes que pueden ayudar a reducir el estrés oxidativo. Como en el caso del jengibre cuyos compuestos fenólicos como el gingerol se asocian con una mejor salud cardiovascular (Aguirre *et al.*, 2012).

Tabla 4. Actividad antioxidante ABTS en mezclas de jamaica y jengibre expresado como mg equivalente de Trolox/100 gramos de muestra.

Extracto Jamaica/Jengibre	Actividad antioxidante ABTS (mg EQ Trolox/100g muestra)	Inhibición (%)
Jamaica (100%)	665.85±35.72 abcd	95.67±4.17 a
Jamaica/jengibre (75-25%)	669.56±57.74 bcd	96.10±6.74 a
Jamaica/jengibre (50-50%)	654.74±27.96 abcd	94.37±3.26 a
Jamaica/jengibre (25-75%)	421.41±61.20 abc	67.09±7.15 bcd
Jengibre (100%)	599.19±39.02 abcd	87.87± 4.56 ad
Jamaica con ebullición (100%)	848.48±156.76 d	89.04±9.87 ad
Jamaica/jengibre con ebullición (75-25%)	420.94±181.01 abc	62.10±11.40 bc
Jamaica/jengibre con ebullición (50-50%)	341.23±139.76 ab	57.07±8.80 bc
Jamaica/jengibre con ebullición (25-75%)	710.80±12.55 cd	80.36±0.79 acd
Jengibre con ebullición (100%)	305.00±263.57 a	54.79±16.60 b

Promedio de tres repeticiones ± DS. Datos expresados como media ± desviación estándar. Diferentes letras en cada columna indican diferencia estadísticamente significativa ($p < 0.05$), utilizando la prueba de Tukey.

7.1.3 Actividad antioxidante método DPPH

Los resultados de la actividad antioxidante, fue presentada en mg equivalentes de ácido ascórbico/100 gramos de muestra (mg EAA/100 g), en mezclas de jamaica y jengibre, a diferentes concentraciones, donde el extracto de jamaica al 100% de concentración sin ebullición presentó la mayor actividad antioxidante con este método reportando 402.76±42.83 mg EAA/100 g (49.52±5.01% de inhibición del radical DPPH), sin embargo no presenta diferencia significativa con las mezclas 75-25% jamaica/jengibre, 50-50% jamaica/jengibre, 100% jamaica con ebullición.

Bautista (2024), reportó un porcentaje de inhibición del radical DPPH significativamente más alto en extractos de jamaica, con un valor de 86.16 ± 1.20 %, en comparación con los obtenidos en el presente estudio: 49.52 % para extractos de jamaica y 34.21 ± 6.96 % para extractos de jamaica sometidos a ebullición. Esta diferencia significativa puede atribuirse a factores como el tipo de extracción o incluso la variedad de planta utilizada. Por otro lado, Almeida, (2019) reportó el porcentaje de inhibición del radical DPPH, en extractos acuosos, hidroetanólicos y etanólicos de jengibre, donde el extracto hidroalcohólico fue el que obtuvo el valor más alto, seguido por el extracto etanólicos y por último, el extracto acuoso con 38.97 %; 34.87 % y 29.25 % respectivamente. De acuerdo con el valor del extracto acuoso, los resultados reportados por este autor, son similares a los obtenidos en la mezcla acuosa de jengibre de esta investigación 24.76 %. Sin embargo, Maizura *et al.* (2011), reportaron un porcentaje de inhibición de radical DPPH de 79.0 % en extracto puro de jengibre, lo cual refleja una diferencia considerable con el extracto de jengibre reportado en este estudio (24.76 %). También, es importante destacar, que el extracto de jamaica sin ebullición, tiene una gran actividad antioxidante, aunque las mezclas con jengibre no mostraron un aumento significativo en la actividad antioxidante frente al extracto puro de jamaica.

El método DPPH suele ser más limitado a compuestos solubles en etanol o metanol a diferencia del método ABTS, que puede detectar antioxidantes hidrosolubles y liposolubles. En este estudio, se han utilizado ambos métodos para medir la actividad antioxidante ya que por ejemplo en el jengibre el ABTS sería ideal para detectar compuestos como el gingerol, pero el DPPH es mejor para detectar la actividad de compuestos lipofílicos como el shogaol (Tovar del Río, 2013).

Tabla 5. Actividad antioxidante DPPH en mezclas de jamaica y jengibre presentado por equivalente de ácido ascórbico/100 gramos de muestra.

Extracto Jamaica/Jengibre	Actividad antioxidante DPPH (mg EAA/100g muestra)	Inhibición (%)
Jamaica (100%)	402.76±42.83 d	49.52±5.01 d
Jamaica/jengibre (75-25%)	293.01±30.69 cd	36.66±3.59 bd
Jamaica/jengibre (50-50%)	313.33±37.26 cd	39.04±4.36 bd
Jamaica/jengibre (25-75%)	138.54±67.90 ab	18.57±7.95 ac
Jengibre (100%)	191.38±18.63 bc	24.76±2.18 abc
Jamaica con ebullición (100%)	196.63±53.99 bc	34.21±6.96 bcd
Jamaica/jengibre con ebullición (75-25%)	57.18±67.94 a	16.22±8.76 a
Jamaica/jengibre con ebullición (50-50%)	60.58±32.80 a	16.66±4.23 a
Jamaica/jengibre con ebullición (25-75%)	145.61±10.20 ab	27.63±1.31 abc
Jengibre con ebullición (100%)	79.28±72.39 ab	14.91±9.33 a

Promedio de tres repeticiones ± DS. Datos expresados como media ± desviación estándar. Diferentes letras en cada columna indican diferencia estadísticamente significativa ($p < 0.05$), utilizando la prueba de Tukey.

EAA=equivalente de ácido ascórbico

7.2 Microencapsulación de mezcla de jamaica y jengibre

7.2.1 Viabilidad de BAL a condiciones de procesamiento

En la Tabla 6, se presentan los resultados expresados como UFC/mL, procedentes de la viabilidad de las bacterias ácido lácticas en las diferentes mezclas de jamaica con jengibre. Se encontró que únicamente en las mezclas de extracto 100% jengibre y 75% jengibre-25% jamaica, la bacteria ácido láctica pudo sobrevivir a las condiciones de estrés. Las mezclas en las que sobrevivió la bacteria L-20 corresponden a un medio donde se tenía una menor cantidad de extracto de jamaica, esto puede deberse a que la jamaica contiene antimicrobianos naturales, además el jengibre también tiene compuestos fenólicos con propiedades antibacterianas como el gingerol y shogaol. Otro punto importante es el pH del medio, ya que tanto la jamaica como el jengibre tienen un pH ácido, que si bien las BAL pueden resistir a pH bajos la agitación prolongada y el tiempo influyeron también.

Las muestras en las que no se detectó crecimiento de la bacteria ácido láctica no fueron consideradas en los análisis posteriores del presente documento, ya que, al no haberse observado viabilidad bacteriana, dichas muestras dejaron de ser de interés para los fines de estudio.

Tabla 6. Viabilidad de la bacteria *Lactocaseibacillus paracasei* UAEH20 (Log UFC/mL) en mezclas de jamaica y jengibre en diferentes porcentajes en tiempo inicial y final después de agitación constante durante 1 h.

Extracto	Tiempo inicial (T0) Log UFC/mL	Tiempo final 1 h (Tf) Log UFC/mL
Jengibre (100%)	9.28±0.03	9.14±0.18
Jengibre- jamaica (75-25%)	9.20±0.03	9.38±0.04
Jengibre- jamaica (50-50%)	9.37±0.04	N/D
Jengibre-jamaica (25-75%)	N/D	N/D
Jamaica (100%)	N/D	N/D

Promedio de tres repeticiones ± DS. Datos expresados como media ± desviación estándar. Diferentes letras en cada columna indican diferencia estadísticamente significativa ($p < 0.05$), utilizando la prueba de Tukey. N/D= No Detectable

7.2.2 Eficiencia de microencapsulación

En la Tabla 7 se presentan los resultados expresados como UFC/g de la viabilidad de las bacterias ácido lácticas (*Lacticaseibacillus paracasei* UAEH20) en un extracto de jamaica y jengibre a distintas concentraciones de extracto en tiempo inicial y después de someterse al proceso de microencapsulación, usando el secado por aspersión. Aunque el microencapsulado con extracto con 100% jengibre reportó un valor más alto de Log UFC / g (9.94 ± 0.01), no presentó diferencia significativa ($p < 0.05$) con el otro microencapsulado de extracto de 75% jengibre- 25% jamaica (9.77 ± 0.14). En un estudio de eficiencia de microencapsulación de *Lactobacillus casei* ATCC 393 con jugo de mashua, Chávez (2023), reportó 11.71 Log UFC/g y 8.63 Log UFC/g para antes y después de la microencapsulación, reportando una viabilidad de 73.74%. Si lo comparamos, la viabilidad de las BAL en este estudio resultó más alta, esto puede atribuirse a la temperatura del secado o al material de pared. De Araujo (2016), reportó la viabilidad de *Lactobacillus delbruekii* subsp. *Bulgaricus* microencapsulados con un valor de 6.7 Log 10 UFC/g después del proceso y con un porcentaje de supervivencia del 70%, la microencapsulación se llevó a cabo a 76 °C, y una concentración de maltodextrina de 35% p/v. Peighambardour *et al.* (2011), reportaron. que la viabilidad de las bacterias depende de las temperaturas de secado que se utilicen durante el proceso, además influyen otros parámetros como el flujo de aire y el tipo de material de pared.

Tabla 7. Viabilidad de (*Lacticaseibacillus paracasei* UAEH20) en extractos de jengibre y jamaica en condiciones de secado por aspersión.

Extracto	Tiempo inicial (T0) Log UFC/mL	Tiempo final (Tf) Log UFC/mL	Viabilidad de bacterias (%)
Jengibre (100%)	9.54 ± 0.08	9.94 ± 0.01	89.22 a
Jengibre-jamaica (75-25%)	9.73 ± 0.10	9.77 ± 0.14	92.47 a

Promedio de tres repeticiones \pm DS. Datos expresados como media \pm desviación estándar. Diferentes letras en cada columna indican diferencia estadísticamente significativa ($p < 0.05$), utilizando la prueba de Tukey.

7.3 Actividad antioxidante en el polvo microencapsulado

7.3.1 Cuantificación de fenoles

En la Tabla 8, se presentan los resultados correspondientes a la cuantificación de fenoles totales y superficiales en mezclas de jamaica y jengibre en diferentes porcentajes, expresados como mg equivalente de ácido gálico/100 g de muestra microencapsulada. El valor más alto para el contenido de fenoles totales en los extractos de las mezclas, fue para el extracto que contiene únicamente jengibre con 284.8 ± 25.3 mg EAG/100 g muestra, mientras que el valor más alto de fenoles superficiales fue para el microencapsulado que contiene una mezcla de 75% jengibre y 25% jamaica fue de 25.62 ± 4.40 mg EAG/100 g muestra. Esto podría indicar que aunque la mezcla contiene una menor proporción de jamaica, esta aporta mayor contenido de fenoles. Sancho, (2023) determinó el contenido de fenoles totales para microencapsulados de extractos acuosos y microencapsulado disuelto en etanol de muestras de jengibre y cúrcuma, donde las concentraciones obtenidas fueron de 14236 mg EAG/100 g para el microencapsulado disuelto en agua y 4289 mg EAG/100 g para el microencapsulado disuelto en etanol. Estos valores son considerablemente más altos a los reportados en este estudio, lo cual se le podría atribuir a que el etanol es un disolvente que puede extraer compuestos fenólicos lipofílicos que no se pueden extraer con un medio acuoso, de igual manera Sancho, (2023) evaluó jengibre y cúrcuma mientras que en este estudio se evaluaron mezclas de microencapsuladas, principalmente, de jengibre puro y jengibre con jamaica. Bautista (2024), reportó el contenido de fenoles totales en microencapsulados de jamaica con diferentes tipos de almidones como material de pared, tomando en cuenta los valores de almidón de Málaga nativo, se indica un valor de 689.63 ± 3.70 mg equivalentes de ácido gálico / 100g, lo cual es un valor muy alto si lo comparamos con la mezcla realizada en este estudio que reporta un valor de 284.81 ± 25.31 , se atribuye la gran diferencia ya que la mezcla contiene solo el 25% de jamaica y esto hace que se diluya la concentración de fenoles, de igual manera, el material de pared influye en la retención de compuestos fenólicos. Simón *et al*, (2016) reportaron una cuantificación de 774 ± 0.64 mg EAG/100 g muestra en

extractos de jengibre, este es un valor considerablemente más alto a lo reportado en este estudio.

Tabla 8. Fenoles totales y superficiales en microencapsulados de jamaica y jengibre expresado como mg equivalentes de ácido gálico/100 gramos de muestra

Microencapsulado	mgEAG/100g (superficiales)	mgEAG/100g (totales)
Jengibre (100%)	21.15±2.84	284.81±25.31
Jengibre-jamaica (75-25%)	25.62±4.40	238.88±9.66

Promedio de tres repeticiones ± DS. EAG= Equivalentes de Ácido Gálico

7.3.2 Actividad antioxidante método ABTS

En la Tabla 9, se muestra la actividad antioxidante expresada como mg equivalente de Trolox/100 gramos de muestra y el porcentaje de inhibición del radical ABTS en mezclas de jamaica y jengibre a diferentes concentraciones. Donde se destaca que la mezcla de jengibre al 75% con 25% de jamaica presentó la mayor actividad antioxidante por este método (262.05±1.95 mg Equivalente de Trolox/100g muestra) sin embargo, se encontró que no existe diferencia significativa con la otra mezcla. En cuanto a porcentaje de inhibición del radical, es de igual manera la mezcla 75-25% jengibre jamaica reportó el valor más alto con 96.233 %. El no presentar diferencia significativa indica que las mezclas a diferentes proporciones de jengibre y jamaica no provocan cambios significativos en la actividad antioxidante. Bautista (2024), reportó el porcentaje de inhibición del radical ABTS en microencapsulados de jamaica, con diferentes tipos de almidones como material de pared, tomando en cuenta los valores de almidón de malanga nativo, se indica un valor de 74.15 %. Es un valor ligeramente bajo a lo reportado en este estudio, lo cual podría atribuirse a que la mezcla es totalmente de jamaica y al material de pared. Wang *et al.* (2021) reportaron el porcentaje de inhibición del radical ABTS en microcápsulas de aceite esencial de jengibre, reportando un valor de 69 %, el cual también es inferior a lo reportado en este trabajo (82.34%). Romo *et al.* (2024), reportaron en un yogurt natural con extracto de flor de jamaica, un 676.85 mg EQ Trolox/100 g, mientras que en el presente estudio, el microencapsulado que contiene jamaica en un 25% arrojó una concentración de 262.05 mg EQ Trolox/100 g, lo cual es

considerablemente más bajo, se atribuye la diferencia a la concentración del microencapsulado.

Tabla 9. Actividad antioxidante ABTS en microencapsulados de jamaica y jengibre presentada por equivalente de Trolox/100 gramos de muestra.

Microencapsulado Jamaica/Jengibre	Actividad antioxidante ABTS (mg EQ Trolox/100g muestra)	Inhibición (%)
Jengibre (100%)	206.38±35.68 a	82.347±8.61 a
Jengibre jamaica (75-25%)	262.05±1.95 a	96.233±0.46 b

Promedio de tres repeticiones ± DS. Datos expresados como media ± desviación estándar. Diferentes letras en cada columna indican diferencia estadísticamente significativa ($p < 0.05$), utilizando la prueba de Tukey. ET=equivalente de Trolox.

7.3.3 Actividad antioxidante método DPPH

En la Tabla 10, se presenta la cuantificación en la actividad antioxidante, presentada por equivalente de ácido ascórbico/100 gramos de muestra en mezclas de jamaica y jengibre a diferentes concentraciones, donde el extracto de 75% jengibre con 25% jamaica de concentración presentó la mayor actividad antioxidante con este método 207.81 ± 24.92 mg EAA/100g muestra y 56.59 % como porcentaje de inhibición del radical. Presentando diferencia significativa con la otra muestra de microencapsulado donde se obtuvieron 73.42 ± 0.00 mg EAA/100g muestra y un 21.37 % de inhibición del radical. Bautista (2024), reportó el porcentaje de inhibición del radical DPPH en microencapsulados de jamaica con diferentes tipos de almidones como material de pared, tomando en cuenta los valores de almidón de Málaga nativo, se indica un valor de 81.08 %. Estos valores son significativamente más altos que los reportados en este estudio, lo que sugiere que el tipo de material de pared influye y de igual manera la concentración de jamaica que contienen las mezclas. Por otro lado, Wang *et al*, (2021), reportaron el porcentaje de inhibición

para el radical DPPH en microcápsulas de aceite esencial de jengibre, reportando un valor de 69.6%. Romo *et al.*, (2024), en un yogurt natural con extracto de flor de jamaica se reportó 623.14 mg de ácido gálico/100 g de muestra.

Tabla 10. Actividad antioxidante DPPH en microencapsulados de jamaica y jengibre presentada por equivalente de ácido ascórbico/100 gramos de muestra.

Microencapsulado Jamaica/Jengibre	Actividad antioxidante DPPH (mg EAA/100g muestra)	Inhibición (%)
Jengibre (100%)	73.42±0.00 a	21.379±0.00 a
Jengibre jamaica (75- 25%)	207.81±24.92 b	56.598±6.53 b

Promedio de tres repeticiones ± DS. Datos expresados como media ± desviación estándar. Diferentes letras en cada columna indican diferencia estadísticamente significativa ($p < 0.05$), utilizando la prueba de Tukey. EAA=equivalente de ácido ascórbico

7.4 Humedad y actividad de agua

Se presenta en la **Tabla 11**, el porcentaje de humedad y actividad de agua de las mezclas de jamaica y jengibre, donde se expresan valores de 6.40 % de humedad y 0.36 de actividad de agua, para el microencapsulado 100 % jengibre y 6.64 % de humedad y 0.37±0.00 de actividad de agua, para el microencapsulado de 75% jengibre y 25% jamaica. Lo anterior, indica que los valores promedio de humedad, son superiores, aunque no exceden el contenido de humedad, a lo permitido para polvos vegetales, según lo descrito en la NOM-008-SCFI-2002, lo cual garantiza que ambos polvos microencapsulados, cumplen con los parámetros descritos y no presenta riesgo de una proliferación de microorganismos, garantizando así la calidad y seguridad del microencapsulado. En relación con la actividad de agua, la cual se ha reportado en 0.36 y 0.37 para el microencapsulado de jengibre puro y la mezcla de jengibre y jamaica respectivamente, el resultado obtenido en esta investigación, es relativamente inferior, lo que indica que el agua en estos microencapsulados no está completamente disponible para microorganismos, lo que contribuye a garantizar la seguridad microbiológica del microencapsulado.

Negrete y Secaira (2016), reportaron una humedad promedio de 0.38% para aceites microencapsulados de jengibre lo cual es un valor bajo en comparación con los

valores obtenidos en este estudio, lo que puede atribuirse a la naturaleza del material microencapsulado utilizado, siendo este, un aceite que puede retener menor cantidad de agua durante el proceso de microencapsulación. Por otro lado, Angulo y Pulido (2021), reportaron en su investigación de la encapsulación de extractos de jengibre, para la producción de bebidas anti-resaca, los porcentajes de humedad de 4.74 %, para una formulación del extracto con maltodextrina como material de pared (5:0 MG) y 5.26 % de humedad, para la formulación del extracto con maltodextrina y goma arábica (4:1 MG). Estos valores son inferiores, en comparación a los reportados en esta investigación, lo que puede atribuirse al material de pared utilizado, ya que la maltodextrina, tiene la capacidad de formar estructuras estables y secas, lo que pudo haber contribuido a la reducción de humedad. Por su parte, Carranza (2024) reporta 8.5% de humedad en los extractos de jamaica, siendo este un valor superior en relación con lo reportado en este estudio, donde podría estar relacionado con el material encapsulante utilizado o bien el método de encapsulación. Carranza también reporta actividad de agua de 0.207 ± 0.0035 , la cual es significativamente diferente a los valores obtenidos en este estudio (0.36 y 0.37). Los valores obtenidos en este estudio respecto a humedad y actividad de agua en ambos microencapsulados se encuentran dentro de los límites aceptables para garantizar la estabilidad del producto y contribuyen a la conservación del producto durante su almacenamiento y uso.

Tabla 11. Porcentaje de humedad y actividad de agua en microencapsulados

Microencapsulado	%Humedad	Actividad de agua
Jengibre (100%)	6.40 ± 0.10	0.36 ± 0.00
Jengibre-jamaica (75-25%)	6.64 ± 0.19	0.37 ± 0.00

Promedio de tres repeticiones \pm DS.

7.5 Color

Se presenta en la Tabla 12, la evaluación del color en las diferentes mezclas de microencapsulados, donde se analiza como varía el color en función de la composición de los extractos. Para ello, se midieron tres parámetros L^* (luminosidad), a^* (color rojo-verde) y b^* (color amarillo-azul). Se puede observar que el parámetro L^* tiene un valor más alto en el microencapsulado del jengibre al 100% (75.598 ± 2.441), esto podría estar relacionado con las características físicas del jengibre, ya que aporta más luminosidad en comparación con la jamaica. Para la mezcla 75% jengibre-25% jamaica, se obtuvo un valor de 66.563.49 de parámetro L^* . En el parámetro a^* , la mezcla 75% jengibre-25% jamaica, muestra mayor tendencia al color rojo, con un valor de 14.995 ± 2.656 que resulta significativamente diferente al compararlo con la del microencapsulado de jengibre puro (1.82 ± 1.85), esta diferencia significativa podría estar relacionada con la composición de la jamaica, ya que es una fuente vegetal que contiene compuestos bioactivos como las antocianinas (compuesto responsable del color rojo) (Medina *et al.*, 2013). En cuanto al parámetro b^* , los resultados para la muestra de jengibre puro, obtuvo un valor de 17.66 ± 0.80 , lo que indica una tendencia a los parámetros más amarillo que la mezcla con jamaica con 7.83 ± 0.82 . Similar a lo reportado por García *et al.*, (2016), quienes en el parámetro L^* obtuvieron un valor de 70.63 ± 0.55 , en muestras de polvos de jengibre escaldado. Es importante destacar que el color de las microcápsulas de jengibre y cúrcuma, a simple vista, se presentan con tonalidad amarillo pálido, lo que podría estar relacionado con valor alto en el parámetro b^* según lo reportado por Sancho (2023). En otro estudio, García (2018), evaluó una bebida de jengibre esterilizada y conservada a temperatura ambiente, donde al evaluar la coloración de la muestra, se obtuvo un valor del parámetro L^* de 52.33, a^* un valor de -2.84 y parámetro b^* un valor de -2.32. Las diferencias en los valores reportados en los diferentes estudios podrían estar relacionados a las características físicas de los ingredientes, los porcentajes utilizados en cada una de las mezclas, así como el método de encapsulación.

Tabla 12. Color en las mezclas de polvos microencapsulados

Microencapsulado		
Jengibre (100%)	L	75.59±2.44
	a	1.82±1.85
	b	17.66±0.80
Jengibre-jamaica (75-25%)	L	66.56±3.49
	a	14.99±2.65
	b	7.83±0.82

Promedio de tres repeticiones ± DS.

7.6 Caracterización morfológica de las microcápsulas

La caracterización morfológica fue evaluada mediante Microscopía Electrónica de Barrido (MEB). Las figuras siguientes, corresponden a las micrografías de las microcápsulas obtenidas, mediante el secado por aspersion a 100 °C de temperatura de entrada, con 30% de sólidos de material de pared N-Lok. En ellas, se puede observar las cavidades en las microcápsulas, así como forma irregular. Silva *et al.*, (2014), reportan que dichas características, son comunes para las microcápsulas de polvos secados por aspersion y se pueden atribuir, a las condiciones específicas del secado, como la temperatura de entrada y la concentración de sólidos. Contrario a lo reportado en Negrete y Secaira (2016), donde se evaluaron microcápsulas de aceite de jengibre y no presentaron grietas o poros y mostraron forma esférica; lo que podría estar relacionada con el material de pared utilizado y las condiciones de secado, como la temperatura. De acuerdo con Gouin, (2004), sugiere que la porosidad podría facilitar la entrada y salida de solventes, ya que esta hace más fácil la accesibilidad al entorno, es importante considerar que la morfología de las microcápsulas tiene impacto en sus propiedades de liberación y estabilidad.

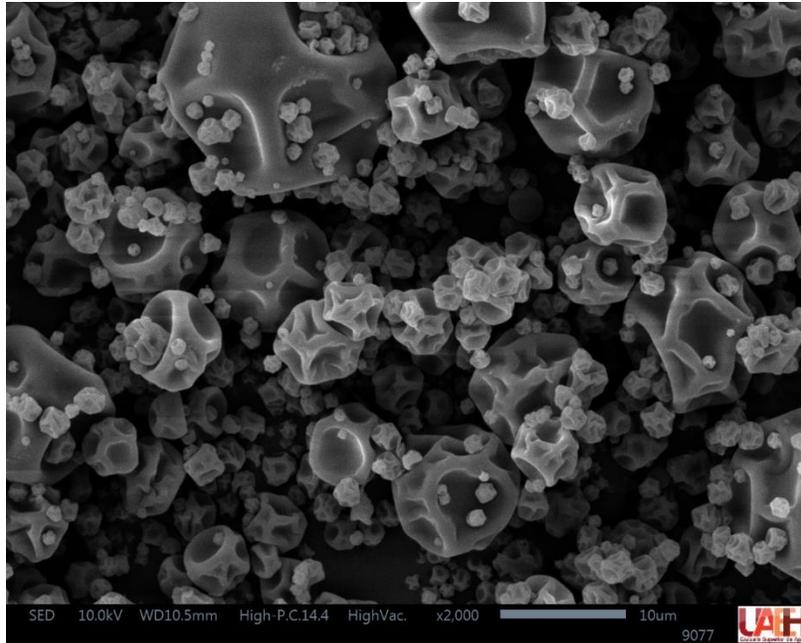


Figura 3a. Micrografía de microencapsulado de extractos de jengibre al 100%, observado a un aumento de 2000x.

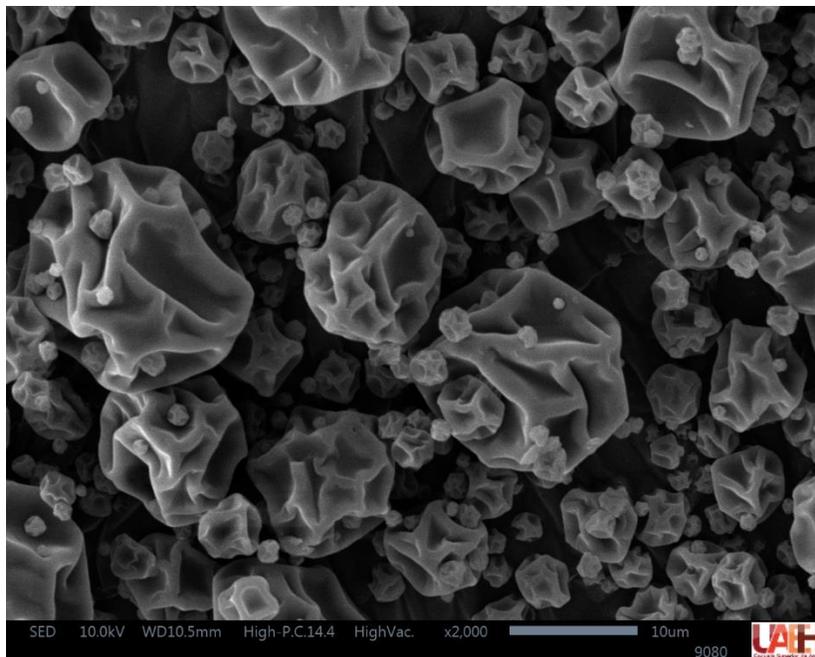


Figura 3b. Micrografía de microencapsulado de extractos de jengibre al 75% y jamaica 25%, observado a un aumento de 2000x

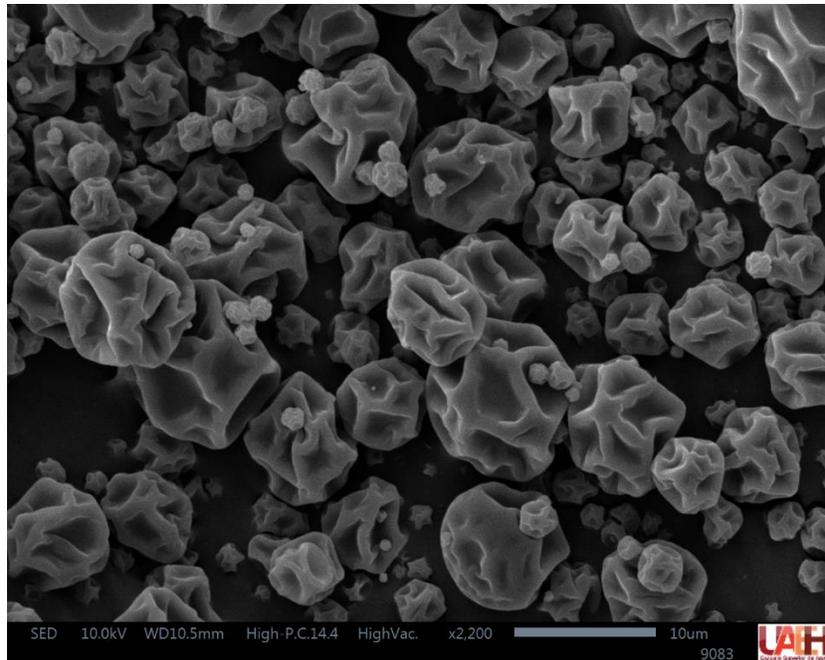


Figura 3c. Micrografía de microencapsulado de extractos de jengibre al 50% y jamaica 50%, observado a un aumento de 2200x

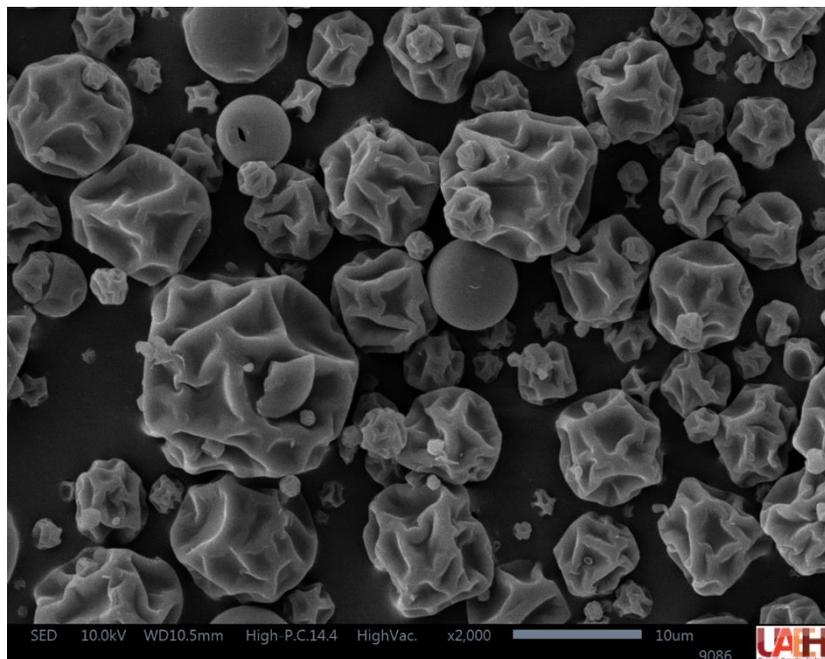


Figura 3d. Micrografía de microencapsulado de extractos de jengibre al 25% y jamaica 75%, observado a un aumento de 2000x

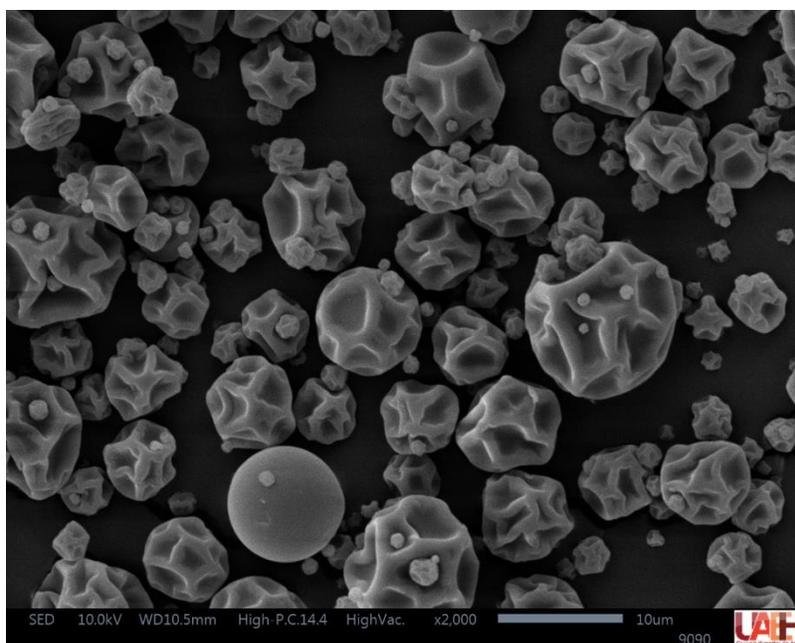


Figura 3e. Micrografía de microencapsulado de extractos de jamaica al 100%, observado a un aumento de 2000x.

7.7 Actividad antimicrobiana

La actividad antimicrobiana evaluada con la mezcla microencapsulada y sin microencapsular, utilizando la técnica de pozos, fue evaluada a diferentes concentraciones, frente a diferentes microorganismos (*Escherichia coli* (O157:H7 E09), *Staphylococcus aureus* (ATCC 25923), *Salmonella* Typhimurium (ATCC 14028) y *Listeria monocytogenes* (ATCC 19115)), las cuales fueron resistentes a todas las mezclas. Diferente a lo reportado en Falco *et al.*, (2024), donde se evaluó la actividad antimicrobiana del extracto acuoso de *H. sabdariffa*, L de la variedad cubana Dogo con *E. coli* ATCC 25922 y *S. aureus* ATCC 25923, mediante el método de difusión de agar con discos de papel en el cual se encontró que el extracto utilizado, no tuvo efecto inhibitorio alguno ante los microorganismos patógenos, a concentraciones de 3,1 % v/v del extracto. Sin embargo, cuando la concentración de los extractos fue de 6,25 % v/v, se lograron obtener zonas de inhibición con diámetros de entre 15 y 19 mm. Algo similar reportó Rosas (2019), donde se evaluaron diferentes tipos de extractos de *H. sabdariffa* (etanólico, metanólico, acetónico y acuoso) frente a *Salmonella* Typhimurium acc 14020, *Escherichia coli*

atcc 25922, *Listeria monocytogenes* ATCC 19115 y *staphylococcus aureus* ATCC 25923, con el método de difusión de agar con discos de papel. Donde se reportó que a una concentración del 2% se observó un efecto inhibitorio. Sin embargo, se observó que el extracto acetónico, presentó el mayor efecto inhibitorio en zonas de inhibición de 21.84 mm para *S. Typhirium*, 23.42 mm para *E. coli*, 24.72 mm para *S. aureus* y 24.42 para *L. monocytogenes*, en cuanto a el extracto acuoso se presentó una zona de inhibición de 8.81 mm para *S. Typhirium*, 10.39 mm para *E. coli*, 10.09 mm para *S. aureus* y 10.39 mm para *L. monocytogenes*, para ello, siendo el extracto acuoso el que presentó menos inhibición para las cuatro cepas.

Nahuatt *et al.*, (2020), hicieron pruebas de resistencia frente patógenos con variedades de jamaica, procedentes de Nayarit y Puebla, se evaluaron las concentraciones de 20, 40 y 80 mg TPC/mL, para la muestra de Nayarit y de 15, 30 y 60 mg TPC/mL para la muestra de Puebla, donde la cepa *Escherichia coli*, solo tuvo zonas de inhibición observadas en el extracto de *hibbiscus sabdariffa* que contenía 80 mg TPC/mL de extracto de Nayarit, por el contrario la ceftriaxona produjo zonas de inhibición en casi todas las cepas a excepción de *Staphylococcus aureus*, sin embargo las tablas de interpretación del NCCLS indican que la concentración del extracto de jamaica de Nayarit (80mg TPC/mL), que tiene una zona de inhibición de 7 mm se clasifica como resistente.

VIII. CONCLUSIONES

La presente investigación demostró que los extractos acuosos de jamaica (*Hibiscus sabdariffa*) y jengibre (*Zingiber officinale*) contienen una composición fitoquímica rica en compuestos bioactivos. Destacando que la mezcla con mayor contenido de fenoles totales fue la jamaica al 100%, sin embargo, se observaron niveles también elevados en la combinación 25% jamaica y 75% jengibre. Ambas mezclas demostraron propiedades antioxidantes en los métodos ABTS y DPPH, lo que confirma su potencial como fuentes naturales de gran interés para su uso por sus beneficios a la salud.

De igual manera, la técnica de secado por aspersión resultó eficaz para microencapsular la cepa BAL *Lactocaseibacillus paracasei* UAEH20. Se logró mantener una viabilidad bacteriana adecuada posterior al encapsulamiento, lo que sugiere que el proceso no afectó significativamente la estabilidad de las microcápsulas.

Los microencapsulados obtenidos de las mezclas vegetales, mostraron buenas propiedades funcionales y tecnológicas. Se observó actividad antimicrobiana contra *E. coli*, *Listeria monocytogenes*, *S. aureus* y *Salmonella Typhimorium*, lo que refuerza el potencial de las microcápsulas como un ingrediente funcional. Además, las características físicas fueron favorables de acuerdo con el bajo porcentaje de humedad y actividad de agua, destacando también, la morfología apropiada y esférica mediante la microscopía electrónica de barrido.

Estos resultados resaltan que fue posible desarrollar un ingrediente funcional mediante la microencapsulación de extractos de jamaica y jengibre con bacterias ácido lácticas, utilizando el secado por aspersión. Este enfoque podría potencializar el uso de este ingrediente como una alternativa natural para la prevención y control de enfermedades no transmisibles. No existen investigaciones similares a lo reportado en este trabajo, por lo que las perspectivas de investigación pueden tener un alto impacto en la industria alimentaria y farmacéutica.

IX. REFERENCIAS

- Akhiar, M., & Aqilah, N. S. (2010). Enhancement of probiotics survival by microencapsulation with alginate and prebiotics. *MMG 445 Basic Biotechnology eJournal* (1).
- Alarcón-Corredor, O. M. (2009). Los elementos traza. *Revista Médica de la Extensión Portuguesa*, 4(3), 107-124.
- Ali, B. H., Blunden, G., Tanira, M. O., & Nemmar, A. (2008). Some phytochemical, pharmacological and toxicological properties of ginger (*Zingiber officinale* Roscoe): A review of recent research. *Food and Chemical Toxicology*, 46(2), 409-420.
- Almeida, R. G. (2019). *Obtenção de extrato hidroetanólico de gengibre e avaliação da atividade antioxidante*. Brasil: Universidade Tecnológica Federal do Paraná.
- Alvírez-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).
- Amir, M., Khan, A., Mujeeb, M., Ahmad, A., Usmani, S., & Akhtar, M. (2011). Phytochemical analysis and in vitro antioxidant activity of *Zingiber officinale*. *Free Radicals and Antioxidants*, 1(4), 75-81.
- Angulo, T. &. (2021). Comparación entre dos materiales de pared para la encapsulación de extracto de jengibre orientado a la producción de una bebida anti-resaca. Universidad de los Andes. Obtenido de <http://hdl.handle.net/1992/50702>
- Banožić, M., Babić, J., & Jokić, S. (2020). Recent advances in extraction of bioactive compounds from tobacco industrial waste—a review. *Industrial Crops and Products*, 144, 112009. doi:<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2019.112009>

- Bautista Rodríguez, A. (2024). *Encapsulación del extracto de jamaica en almidón de malanga doblemente modificado: Liberación controlada* [Tesis de maestría, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo]. Repositorio Institucional UAEH. <http://gdsa.uaeh.edu.mx:8080/handle/231104/6251>
- Blanquer Hernández, A., Herrera-Arellano, A., Zamilpa Álvarez, A., Olivar Rivas, T., & Martínez García, M. (2009). Interés de la flor de hibisco en problemas cardiovasculares. *Revista de fitoterapia*, 9, 25-33.
- Brouns, D., & Vermeer, C. (2000). Functional Foods ingredients for reducing the risk of osteoporosis. *Trends in Food Science & Technology*, 11, 22-23.
- Carranza Bentura, C. A. (2024). *Efecto de un sistema de electro-sonicación-secado por aspersion en la microencapsulación de extracto de jamaica (Hibiscus sabdariffa L.), utilizando goma arábica y maltodextrina como agentes encapsulantes* [Tesis de maestría, Instituto Tecnológico de Tlajomulco]. Repositorio Institucional del TecNM. <https://rinacional.tecnm.mx/jspui/handle/TecNM/8085>
- Carretero A, M. E. (2015). Jengibre (*Zingiber officinale*): un posible agente antiinflamatorio. *Panorama Actual del Medicamento*, 39(382), 330-333.
- Carvajal, O., Waliszewski, S., & Infanzón, R. M. (2006). Los usos y maravillas de la jamaica. *La ciencia y el hombre*, 19(2), 37-40.
- Champagne, C. P. (2009). *Some technological challenges in the addition of probiotic bacteria to food*. In *Prebiotics and probiotics science and technology* (pp. 761-804). Springer, New York, NY.
- Chávez Escalante, A. A. (2023). *Eficiencia del microencapsulado del Lactobacillus casei ATCC 393 con jugo de mashua y supervivencia en condiciones gastrointestinales simuladas* [Tesis de maestría, Universidad Nacional del Centro del Perú]. Repositorio Institucional UNCP. <http://hdl.handle.net/20.500.12894/10181>

- Cid-Ortega, S., & Guerrero-Beltrán, J. A. (2012). Propiedades funcionales de la jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). *Temas selectos de ingeniería de alimentos*, 6(2), 47-63.
- Clavijo, J. (2013). Caracterización de materiales a través de medidas de microscopía electrónica de barrido (SEM). *Elementos*, 3(3).
- Cruzado, M., & Cedrón, J. C. (2012). Nutraceuticos, alimentos funcionales y su producción. *Revista de química*, 26(1-2), 33-36.
- Da-Costa-Rocha, I., Bonnlaender, B., Sievers, H., Pischel, I., & Heinrich, M. (2014). *Hibiscus sabdariffa* L.—A phytochemical and pharmacological review. *Food Chemistry*, 165, 424-443.
- De Araujo Uribe, N. (2016). *Viabilidad de los probióticos Bacillus polymyxa, Bacillus megaterium y Lactobacillus delbrueckii subsp. bulgaricus microencapsulados bajo la técnica de secado por aspersión* [Tesis de maestría, Universidad Nacional de Colombia]. Repositorio Institucional UNAL. <https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/59146>
- De La Cruz Quispe, R. I. (2021). *Comparación del contenido de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante de los extractos hidroalcohólicos de Zingiber officinale L. (jengibre) colectados en tres zonas de cultivo en el departamento de Junín* [Tesis de maestría, Universidad María Auxiliadora]. Repositorio Institucional UMA. <https://hdl.handle.net/20.500.12970/365>
- Dias, D. R., Botrel, D. A., Fernandes, R. V., & Borges, S. V. (2017). Encapsulation as a tool for bioprocessing of functional foods. *Current Opinion in Food Science*, 13, 31-37.
- Díaz, B. E. (2022). Prevalencia de factores de riesgo en enfermedades. *Diabetes*, 42(100), 42.
- Dubey, R. (2009). Microencapsulation technology and applications. *Defence Science Journal*, 59(1), 82.

- Dugasani, S., Pichikac, M. R., Nadarajahc, V. D., Balijepalli, M. K., Tandraa, S., & Korlakuntab, J. N. (2010). Comparative antioxidant and anti-inflammatory effects of [6]-gingerol, [8]-gingerol, [10]-gingerol and [6]-shogaol. *Journal of Ethnopharmacology*, 127(126), 515-520.
- Enríquez Flores, A. M. (2007). *Estudio farmacognóstico y fitoquímico del rizoma de Zingiber officinale Roscoe "jengibre" de la ciudad de Chanchamayo-región Junín-Perú* [Tesis de maestría, Universidad Nacional de Trujillo]. Repositorio Institucional UNT. <https://hdl.handle.net/20.500.14414/4770>
- Esquivel-González, B. E., Martínez, L. O., & Rutiaga-Quiñones, O. M. (2015). Microencapsulación mediante secado por aspersion de compuestos bioactivos. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, 16(2), 180-192.
- Falco, A. S.-S.-O.-R. (2024). Actividad antimicrobiana del extracto de Hibiscus Sabdariffa (L) sobre microorganismos contaminantes de alimentos. *Ciencia y Tecnología de alimentos*, 34(2), 21-26.
- Furuta, T., & Neoh, T. L. (2021). Microencapsulation of food bioactive components by spray drying: A review. *Drying Technology*, 39(12), 1800-1831.
- Gaggia, F., Mattarelli, P., & Biavati, B. (2010). Probiotics and prebiotics in animal feeding for safe food production. *International Journal of Food Microbiology*, 141, 15-28.
- Galicia-Flores, L. A., Salinas-Moreno, Y., Espinoza-García, B. M., & Sánchez-Feria, C. (2008). Caracterización fisicoquímica y actividad antioxidante de extractos de jamaica (Hibiscus sabdariffa L.) nacional e importada. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 14(2), 121-129.
- García Álvarez, B. (2018). *Estabilidad de la actividad antioxidante y del color de una bebida de jengibre-zarzamora* [Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo]. Repositorio Institucional UAEH. <http://dgsa.uaeh.edu.mx:8080/handle/231104/2197>

- García-Toledo, J. A.-L.-S.-M.-G.-U.-L. (2016). Effect of osmotic dehydration on the physical and chemical properties of Mexican ginger (*Zingiber officinale* var. Grand Cayman). *CyTA-Journal of Food*, 14(1), 27-34.
- Hempel, S., Newberry, S. J., Maher, A. R., Wang, Z., Miles, J. N., & al., e. (2012). Probiotics for the prevention and treatment of antibiotic-associated diarrhea: A systematic review and meta-analysis. *JAMA*, 307, 1959-1969.
- Hernández López, S. (2005). *Estudio de mercados para el achiote y el jengibre*.
- Hernández-López, Z., Rangel-Vargas, E., Castro-Rosas, J., Gómez-Aldapa, C. A., Cadena-Ramírez, A., Acevedo-Sandoval, O. A., & Falfán-Cortés, R. N. (2018). Optimization of a spray-drying process for the production of maximally viable microencapsulated *Lactobacillus pentosus* using a mixture of starch-pulque as wall material. *LWT- Food Science and Technology*, 95, 216-222. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.04.075>
- Jorge Alejandro Aguirre Joya, A. Z. (2012). *Acta Química Mexicana*. Obtenido de Revista Científica de la Universidad Autónoma de Coahuila: <http://www.postgradoeinvestigacion.uadee.mx/divulgacionAQM.html>
- Joya, J. A. (2012). *Acta Química Mexicana*. Universidad Autónoma de Coahuila. Obtenido de <http://www.postgradoeinvestigacion.uadee.mx/divulgacionAQM.html>
- Kim, D. O., Jeong, S. W., & Lee, C. Y. (2002). Capacidad antioxidante de los fitoquímicos fenólicos de diversas variedades de ciruelas. *Química de los Alimentos*, 81(3), 321-326.
- Kuskoski, E. M., Asuero, A. G., García-Parilla, M. C., Troncoso, A. M., & Fett, R. (2004). Actividad antioxidante de pigmentos antocianicos. *Food Science and Technology*, 24, 691-693.
- López Hernández, O. D. (2010). Microencapsulación de sustancias oleosas mediante secado por aspersion. *Revista Cubana de Farmacia*, 44(3), 381-389.

- Lorenzo, T. C. (2022). *Efecto de la microencapsulación de jugo de carambola (Averrhoa carambola L.) y flor de Jamaica (Hibiscus sabdariffa L.) en la estabilidad de la vitamina C* [Tesis de licenciatura, Universidad Agraria del Ecuador]. Repositorio Institucional UAE.
- Maizura, M., Aminah, A., & Wan Aida, W. M. (2011). Total phenolic content and antioxidant activity of kesum (*Polygonum minus*), ginger (*Zingiber officinale*) and turmeric (*Curcuma longa*) extract. *International Food Research Journal*, 18(2).
- Medina-Carrillo, R. E., Sumaya-Martínez, M. T., Machuca-Sánchez, M. L., Sánchez-Herrera, L. M., Balois-Morales, R., & Jiménez-Ruiz, E. I. (2013). Actividad antioxidante de extractos de cálices deshidratados de 64 variedades de jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) en función de fenólicos y antocianinas totales. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias*, 22, 41-44.
- Millone, M. V., Olagnero, G. F., & Santana, E. C. (2011). Alimentos funcionales: análisis de la recomendación en la práctica diaria. *Diaeta*, 29(134), 7-15.
- Mohammadian, M., Waly, M., Moghadam, M., Emam-Djomeh, Z., Salami, M., & Moosavi-Movahedi, A. (2020). Nanostructured food proteins as efficient systems for the encapsulation of bioactive compounds. *Food Science and Human Wellness*. doi:<https://doi.org/10.1016/j.fshw.2020.04.009>
- Mortazavian, A. M., Ehsani, M. R., Mousavi, S. M., Reinheimer, J. A., Emamdjomeh, Z., Schrabandi, S., & Rezai, K. (2006). Preliminary investigation of the combined effect of heat treatment and incubation temperature on the viability of probiotic microorganisms in freshly made yoghurt. *International Journal of Dairy Technology*, 59, 8-11.
- Mošovská, S., Nováková, D., & Kaliňák, M. (2015). Antioxidant activity of ginger extract and identification of its active components. *Acta Chimica Slovaca*, 8(2), 115-119.
- Murrieta, M., Vázquez, G., Burgos, J., Gasga, V., & Ayerdi, S. (2014). *Flor de jamaica*. México: Universidad de México.

- Nahuatt, G. L. (2020). Actividad hemolítica, antimicrobiana y antioxidante de extractos acuosos de cálices de jamaica. *Revista Bio Ciencias*, 7, 22.
- Narayan, S. S., Jalgaonkar, S., Shahani, S., & Kulkarni, V. N. (2010). Probiotics: Current trends in the treatment of diarrhoea. *Hong Kong Medical Journal*, 16(3), 213-218.
- Negrete Ocampo, F. A. (2016). Elaboración y estandarización de microencapsulados de aceites esenciales de cúrcuma (*Curcuma longa*) y jengibre (*Zingiber officinale*) como aditivos nutricionales para piscicultura.
- Ogueke, C. C., Owuamanam, C. I., Ihediohanma, N. C., & Iwouno, J. O. (2010). Probiotics and prebiotics: Unfolding prospects for better human health. *Pakistan Journal of Nutrition*, 9(9), 833-843.
- Organización Mundial de la Salud. (27 de junio de 2023). *Organización Mundial de la Salud*. Obtenido de Enfermedades no transmisibles : <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/noncommunicable-diseases>
- Ortiz-Márquez, S. (2008). Composición en macronutrientes, minerales y metales pesados en cálices de jamaica cultivada en el estado Monagas. *Tecnología y pensamiento*, 3(1-2), 61-75.
- Peighambardoust, S. G. (2011). Application of spray drying for preservation of lactic acid starter cultures: a review. *Trends in Food Science & Technology*, 22(5), 215-224. <https://doi:10.1016/j.tifs.2011.01.009>
- Prasanna, K. D., Gunathilake, P., & Vasantha, H. P. (2014). Inhibition of human low-density lipoprotein oxidation in vitro by ginger extracts. *Journal of Medicinal Food*, 17(4), 424-431.
- Ramírez Ramírez, J. C., Rosas Ulloa, P. E., Velázquez González, M. Y., Ulloa, J. A., & Arce Romero, F. (2011). *Bacterias lácticas: Importancia en alimentos y sus efectos en la salud*. *Revista Fuente*, (7), 1-13. Universidad Autónoma de Nayarit. <http://dspace.uan.mx:8080/jspui/handle/123456789/436>

- Reid, G., Jass, J., Sebulski, M. T., & McCormick, J. K. (2003). Potential uses of probiotics in clinical practice. *Clinical Microbiology Reviews*, 16, 658-672.
- Reyes-Luengas, A., Salinas-Moreno, Y., Ovando-Cruz, M. E., Arteaga-Garibay, R. I., & Martínez-Peña, M. D. (2015). Análisis de ácidos fenólicos y actividad antioxidante de extractos acuosos de variedades de jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) con cálices de colores diversos. *Agrociencia*, 49(3), 277-290.
- Romo, S. E., Zavala, E. L., Perez, D. M., Torres, M. G., & Gutierrez-Tlahque, J. O. (2024). Microencapsulación de compuestos bioactivos de flor de Jamaica en suero de leche y su aplicación en yogurt. *Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 9(1), 43-52.
- Romo, S. E.-T. (2024). Microencapsulación de compuestos bioactivos de flor de jamaica en suero de leche y su aplicación en yogurt. *Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 9(1), 43-52.
- Saedisomeolia, A., Makhdoomi, M., Abdolahi, M., Sedighiyan, M., Rangel, A., Muench, G., . . . Mohammadzadeh Honarvar, N. (2019). Mechanisms of action of ginger in nuclear factor-kappaB signaling pathways in diabetes. *Journal of Herbal Medicine*, 16, Article 100239. <https://doi.org/10.1016/j.hermed.2018.10.004>
- Salazar, C., Vergara, F. T., Ortega, A. E., & Guerrero, J. A. (2012). Antioxidant properties and color of *Hibiscus sabdariffa* extracts. *Ciencia e Investigación Agraria*, 39(1), 79-90.
- Salgado, F. (2011). El jengibre (*Zingiber officinale*). *Revista Internacional de Acupuntura*, 5(4), 167-173.
- Sánchez Domínguez, D. V. (2016). *Calidad físico, química y microbiológica de infusión (nibs, cascarilla y almendra) de cacao (Theobroma cacao L.) nacional en la Asociación La Cruz, Cantón Mocache*. Universidad Técnica Estatal de Quevedo (UTEQ), Quevedo.

- Sancho Cando, A. V. (2023). Microencapsulación de compuestos bioactivos a partir de la raíz de cúrcuma (*Curcuma longa*) y jengibre (*Zingiber officinale*) como alternativa al uso de antiinflamatorios convencionales. Universidad Técnica de Ambato, Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología, Carrera de Biotecnología.
- Shah, N. P. (2000). Probiotics bacteria: Selective enumeration and survival in dairy foods. *Journal of Dairy Science*, 83, 894-907.
- Shigwedha, N., Sichel, L., Jia, L., Al-Shura, A. N., & Zhang, L. (2015). Probiotics, paraprobiotics, and probiotical cell fragments (PCFs) as crisis management tools for important health problems. *AASCIT Journal of Medicine*, 1, 1-9.
- Siedentopp, U. (2008). El jengibre. *Revista Internacional de Acupuntura*, 2, 189.
- Simon-Brown, K. S. (2016). Microencapsulation of ginger (*Zingiber officinale*) extract by spray drying technology. *LWT*, 70, 119-125.
- Sotomayor, M. F., & Vargas, D. A. (2017). *Optimización de extracción, microencapsulación y evaluación de la capacidad antioxidante de antocianinas de flor de Jamaica (Hibiscus sabdariffa) mediante secado por aspersion* [Tesis de licenciatura, Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano]. Repositorio Digital Zamorano.
- Tangarife, D. P., Arias, L. P., & Zapata, A. M. (2021). Aspectos tecnológicos de la microencapsulación de compuestos bioactivos en alimentos mediante secado por aspersion. *Ciencia y tecnología agropecuaria*, 22(1), 1-21.
- Torres, M. R. (2002). *Flora intestinal, probióticos y salud* (Segunda edición ed.). Guadalajara, Jalisco: Formas Finas.
- Tovar del Río, J. (2013). *Determinación de la actividad antioxidante por DPPH y ABTS de 30 plantas recolectadas en la ecoregión cafetera* [Tesis de maestría, Universidad Tecnológica de Pereira]. Repositorio Institucional UTP. <http://dspace.uan.mx:8080/jspui/handle/123456789/436>

- Trinidad, T. P., Sagum, R., de Leon, M. P., Mallillin, A. C., & Borlagdan, M. P. (2012). Zingiber officinale and Curcuma longa as potential functional foods/ingredients. *Food and Public Health*, 2(2), 1-4.
- Tuhoy, M. K., Probert, H. M., Smejkal, C. W., & Gibson, G. R. (2003). Using probiotics and prebiotic to improve gut health. *Drug Discovery Today*, 8(15), 692–700.
- Usoh, I., Akpan, E., Etim, E., & Farombi, E. (2005). Antioxidant action of dried Hibiscus sabdariffa L. on sodium arsenite–induced oxidative stress in rats. *Pakistan Journal of Nutrition*, 4(3), 135-141.
- Vargas-León, E. A., Díaz-Batalla, L., González-Cruz, L., Bernardino-Nicanor, A., Castro-Rosas, J., Reynoso-Camacho, R., & Gómez-Aldapa, C. A. (2018). Effects of acid hydrolysis on the free radical scavenging capacity and inhibitory activity of the angiotensin converting enzyme of phenolic compounds of two varieties of jamaica (Hibiscus sabdariffa). *Industrial Crops and Products*, 116, 201-208.
- Vásquez, S. M., Suárez, H., & Zapata, S. (2009). Utilización de sustancias antimicrobianas producidas por bacterias ácido lácticas en la conservación de la carne. *Revista Chilena de Nutrición*, 36(1), 64-71.
- Villena, M. M., Hernández, M. M., Lara, V. G., & Martínez, M. R. (2009). Técnicas de microencapsulación: una propuesta para microencapsular probióticos. *Ars Pharmaceutica (Internet)*, 50(1), 43-50.
- Wang, H. H. (2021). Preparation and characterization of ginger essential oil microcapsule composite films. *Foods*, 10(10), 2268. doi:10.3390/foods10102268
- Weinbreck, F., Bodnár, I., & Marco, M. L. (2010). Can encapsulation lengthen the shelf-life of probiotic bacteria in dry products? *International Journal of Food Microbiology*, 136, 364-367.

Williamson, G., & Manach, C. (2005). Bioavailability and bioefficacy of polyphenols in humans. II. Review of 93 intervention studies. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 81(1), 243S-255S.